Postcosecha de Cultivos Nativos Mexicanos Subutilizados con Alto Potencial de Comercialización



Fernando Rivera Cabrera
Denise Raddatz Mota
Coordinadores Editoriales

Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Iztapalapa

Postcosecha

de Cultivos Nativos Mexicanos Subutilizados con Alto Potencial de Comercialización

Primera edición

Coordinadores Editoriales:
Fernando Rivera Cabrera y Denise Raddatz Mota

Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Iztapalapa

CBS División de Ciencias Biológicas y de la Salud

Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales

Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
METROPOLITANA

Dr. José Antonio de los Reyes Heredia
Rector General

Dra. Norma Rondero López
Secretaria General

UNIDAD IZTAPALAPA

Dra. Verónica Medina Bañuelos
Rectora de Unidad

Dr. Juan José Ambriz García
Secretario de Unidad

Dr. José Luis Gomez Olivares
Director de la División de Ciencias
Biológicas y de la Salud

Dr. Fernando Rivera Cabrera
Jefe del Departamento de ciencias de la salud

Mtro. Federico Bañuelos Bárcena
Coordinador de Extensión Universitaria

Lic. Adrián Felipe Valencia Llamas
Jefe de la Sección de Producción Editorial

Postcosecha de Cultivos Nativos Mexicanos Subutilizados con Alto Potencial de Comercialización

Primera edición 2022
© UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA-IZTAPALAPA

Av. San Rafael Atlixco No. 186, Col. Vicentina,
Iztapalapa, C. P. 09340, México, D. F.

ISBN: 978-607-28-2727-1

Impreso en México / *Printed in Mexico*

El contenido total de la obra aquí presentada fue sometida a un proceso riguroso de revisión por pares académicos (doble ciego). Las identidades de los revisores y autores se ocultaron entre sí a lo largo de la revisión.

ÍNDICE

Prólogo 27
Prefacio 31
Introducción 33
ACHIOTE (*Bixa orellana* L.) 35
1. Introducción 35
2. Origen 37
3. Aspectos botánicos 38
3.1 Taxonomía 38
3.2 Morfología 39
4. Crecimiento y desarrollo 42
4.1 Requerimientos ambientales 42
4.1.1 Temperatura 42
4.1.2 Precipitación 42
4.1.3 Suelo 43
4.1.4 Luz solar 43
4.1.5 Humedad relativa 43
4.1.6 Altitud 43
4.1.7 Viento 44
4.2 Propagación 44
4.2.1 Injertos 44
4.2.2 Esquejes o estacas 45
4.2.3 Acodos aéreos 45
4.3 Densidad de siembra 46
5. Factores precosecha que afectan la calidad 46
5.1 Fertilización y nutrición mineral 46
5.2 Riego 47
5.3 Poda 48
5.4 Plagas y enfermedades 48
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 50
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 53

8. Tecnologías para la conservación 54
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 54
9.1 *Bixa orellana* en la medicina tradicional 57
10. Importancia económica 59
11. Usos potenciales 60
12. Conclusiones 64
13. Bibliografía 64

ANONA O SARAMUYO (*Annona squamosa* L.) 73

1. Introducción 73
2. Origen 75
3. Aspectos botánicos 79
4. Crecimiento y desarrollo 86
4.1 Propagación 88
4.2 Trasplante y portainjertos 88
4.3 Plantación 91
4.4 Variedades 92
4.5 Poda 93
4.6 Promoción de floración 94
4.7 Polinización manual 94
4.8 Fertilización 96
4.9 Riego 97
4.10 Plagas 97
4.11 Enfermedades 98
5. Factores precosecha que afectan la calidad 98
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 99
7. Factores postcosecha que afectan la calidad de los frutos 100
8. Composición nutricional y compuestos funcionales 102
9. Usos potenciales 104
10. Conclusiones 105
11. Bibliografía 106

CHAYOTE MEXICANO [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] 117

1. Introducción 117
2. Origen 119
3. Aspectos botánicos 119
4. Factores precosecha que afectan la calidad 125
5. Crecimiento y desarrollo del fruto 130
6. Manejo postcosecha 140
6.1 Intensidad respiratoria y pérdida de peso 140

6.2 Almacenamiento a baja temperatura y uso de cera 142
6.3 Aplicación de 1-metilciclopropeno (1-MCP) 146
6.4 Enfermedades postcosecha 148
7. Composición nutricional y compuestos funcionales 155
8. Importancia económica 157
9. Usos potenciales 161
10. Conclusiones 163
11. Bibliografía 163

CHICOZAPOTE (*Manilkara zapota*) 171

1. Introducción 171
2. Origen 173
3. Aspectos botánicos 173
3.1 Variedades 176
4. Crecimiento y desarrollo 180
4.1 Requerimientos nutrimentales del cultivo 181
5. Factores precosecha que afectan la calidad 182
5.1 Injerto del chicozapote 182
5.2 Fertilización 185
5.3 Plagas del chicozapote 190
5.3.1 Moscas de las frutas 190
5.3.2 *Anarsia achrasella* sp. n. 192
5.3.3 *Callichroma vittata* Fabricius 193
5.3.4 *Zamagiria dixolophella* 193
5.3.5 *Zamagiria* sp. 193
5.3.6 *Trymalitis margarias* Meyrick 200
5.3.7 *Conotrachelus* sp. 201
5.4 Enfermedades del chicozapote 201
5.4.1 Antracnosis, *Colletotrichum gloeosporioides* 202
5.4.3 *Cercospora* sp. 203
5.5 Sistemas de producción y densidades de plantación 204
5.6 Prácticas de poda en el cultivo de chicozapote 209
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 210
6.1 Índice de cosecha 212
6.2 Métodos de cosecha 212
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 213
8. Tecnologías para la conservación 215
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 217
10. Importancia económica 220
11. Usos potenciales 220
12. Conclusiones 222
13. Bibliografía 223

CHIRIMOYA (*Annona cherimola* Mill.) 233
1. Introducción 233
2. Origen 236
3. Aspectos botánicos 238
3.1 Clasificación botánica 238
3.2 Características botánicas 239
3.2.1 Porte del árbol 239
3.2.2 Raíz 239
3.2.3 Tallo 239
3.2.4 Hojas 239
3.2.5 Flores 239
3.3 Biología floral 240
3.3.1 Flor cerrada 241
3.3.2 Estado prehembra 241
3.3.3 Flor hembra 241
3.3.4 Flor macho 241
4. Crecimiento y desarrollo 242
5. Factores precosecha que afectan la calidad 244
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 245
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 246
8. Tecnologías para la conservación 249
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 250
10. Importancia económica 251
11. Usos potenciales 253
12. Conclusiones 254
13. Bibliografía 255

GUANÁBANA (*Annona muricata* L.) 259
1. Introducción 259
2. Origen 261
3. Aspectos botánicos 262
3.1 Planta 262
3.2 Tallo 264
3.3 Hojas 265
3.4 Flores 266
3.5 Fruto 267
3.6 Semilla 269
4. Crecimiento y desarrollo 270
4.1 Manejo en campo y limitaciones del frutal 271

4.2 Densidad de plantación 272
4.2.1 Plantación tradicional 272
4.2.2 Alta densidad de plantación 273
4.3 Fertilización 274
4.4 Poda 274
4.4.1 Poda de formación 274
4.4.2 Poda productiva 274
4.4.3 Poda de mantenimiento 274
5. Factores precosecha que afectan la calidad 275
5.1 Plagas y enfermedades 275
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 277
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 279
8. Tecnologías para la conservación 283
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 285
10. Importancia económica 287
11. Usos potenciales 288
12. Conclusiones 288
13. Bibliografía 289

MEMBRILLO CIMARRÓN O TLAXISTLE (*Malacomeles denticulata* [Kunth] G. N. Jones) 297

1. Introducción 297
2. Origen 299
2.1 Distribución del género Malacomeles en México 299
2.2 Modelación de zonas adecuadas 301
3. Aspectos botánicos 302
3.1 Etnobotánica del membrillo cimarrón 302
4. Crecimiento y desarrollo 305
4.1 Potencial de adaptación del membrillo cimarrón 305
5. Composición nutricional y compuestos funcionales 306
6. Usos potenciales 316
7. Conclusiones 317
8. Bibliografía 317

NANCHE (*Byrsonima crassifolia* L.) Kunth 323

1. Introducción 323
2. Origen 325
3. Aspectos botánicos 327
4. Crecimiento y desarrollo 330
5. Factores precosecha que afectan la calidad 330
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 333
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 334

8. Tecnologías para la conservación 336
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 337
10. Importancia económica 344
11. Usos potenciales 344
12. Conclusiones 345
13. Bibliografía 346

NOPAL (*Opuntia* spp.) 355

1. Introducción 355
2. Origen 357
   2.1 Importancia económica 361
3. Aspectos botánicos 366
   3.1 Morfología y anatomía 366
   3.2 Fisiología y metabolismo crasuláceo 373
4. Crecimiento y desarrollo 374
5. Factores precosecha que afectan la calidad 377
   5.1 Factores intrínsecos 378
      5.1.1 Variedad 378
   5.2 Factores extrínsecos 379
      5.2.1 Temperatura 379
      5.2.2 Disponibilidad de agua y absorción de CO_2 y condiciones climáticas 380
      5.2.3 Prácticas de cultivo 381
         5.2.3.1 Propagación de la planta y preparación del suelo para el cultivo 281
         5.2.3.2 Plantación del material vegetativo y fertilización 382
         5.2.3.3 Irrigación, poda y manejo de malezas 384
      5.2.4 Sistemas de producción 385
      5.2.5 Enfermedades 387
         5.2.5.1 Enfermedades ocasionadas por hongos 388
         5.2.5.2 Enfermedades ocasionadas por bacterias, fitoplasmas y virus 388
6. Madurez, índices de cosecha y calidad 391
   6.1 Madurez hortícola y cosecha 391
   6.2 Periodo de cosecha 391
   6.3 Normas de calidad de nopal 392
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 393
8. Tecnologías para la conservación en fresco 397

8.1 Envasado en películas plásticas, atmósferas modificadas y refrigeración 398
8.2 Tratamientos térmicos (TTs) 399
9. Composición nutricional y componentes funcionales 400
10. Usos potenciales 402
10.1 Usos del nopal o sus componentes en la industria alimentaria humana y animal 402
10.1.1 Alimentación humana 402
10.1.2 Alimentación animal 403
10.2 Usos del nopal o sus componentes en la industria farmaceútica y en la medicina tradicional 404
10.3 Usos del nopal o sus componentes en la industria cosmética 406
10.4 Usos del nopal o sus componentes en la industria ambiental 406
10.5 Usos del nopal o sus componentes en la industria química 407
11. Conclusiones 409
12. Bibliografía 410

QUELITES 425

1. Introducción 425
2. Origen 427
3. Aspectos botánicos 429
4. Crecimiento y desarrollo 433
5. Factores precosecha que afectan la calidad 437
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 438
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 440
8. Tecnologías para la conservación 442
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 443
10. Importancia económica 446
11. Usos potenciales 448
11.1 Uso alimenticio 448
11.2 Uso medicinal 449
11.3 Control de agentes postcosecha 449
11.4 Remediación de suelos contaminados con metales pesados 450
11.5 Plaguicidas vegetales 450
11.6 Actividad fotoprotectora 451
12. Conclusiones 451
13. Bibliografía 452

TEJOCOTE (*Crataegus* spp.) 459
1. Introducción 459
2. Origen 460
2.1 Distribución del género *Crataegus* en México 460
2.2 Modelación de zonas adecuadas 462
3. Aspectos botánicos 464
3.1 Taxonomía de los tejocotes mexicanos (*Crataegus* spp.) 464
3.2 Diversidad en frutos de tejocote 467
4. Crecimiento y desarrollo 469
4.1 Cultivares registrados de tejocote en México 469
5. Tecnologías para la conservación 471
6. Composición nutricional y funcional 472
7. Importancia económica 476
8. Usos potenciales 476
8.1 Usos culturales del tejocote en México 476
8.2 Usos agronómicos y agroindustriales del tejocote 477
9. Conclusiones 479
10. Bibliografía 479

TUNILLO (*Stenocereus stellatus*) 485
1. Introducción 485
2. Origen 486
3. Aspectos botánicos 487
4. Crecimiento y desarrollo 488
5. Factores precosecha que afectan la calidad 490
6. Madurez, calidad e índice de cosecha 492
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 493
8. Tecnologías para la conservación 495
10. Importancia económica 498
11. Usos potenciales 499
12. Conclusiones 500
13. Bibliografía 501

VERDOLAGA (*Portulaca oleracea* L.) 507
1. Introducción 507
2. Origen 509
3. Aspectos botánicos 510
4. Crecimiento y desarrollo 511
5. Factores precosecha que afectan la calidad 513
6. Madurez, calidad e indicadores de cosecha 514
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 514

8. Tecnologías para la conservación 516
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 519
10. Importancia económica 521
11. Usos potenciales 522
12. Conclusiones 525
13. Bibliografía 526

ZAPOTE BLANCO (*Casimiroa edulis* Llave & Lex) 535

1. Introducción 535
2. Origen 537
3. Aspectos botánicos 538
4. Crecimiento y desarrollo 545
5. Factores precosecha que afectan la calidad 546
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 550
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 550
8. Tecnologías para la conservación 551
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 552
10. Importancia económica 558
11. Usos potenciales 559
12. Conclusiones 559
13. Bibliografía 560

ZAPOTE MAMEY [*Pouteria sapota* (Jacq.) H.E. Moore & Stearn] 571

1. Introducción 571
2. Origen 572
4. Crecimiento y desarrollo 576
5. Factores precosecha que afectan la calidad 578
   5.1 Genotipo 578
   5.2 Riego y nutrición 580
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 580
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 582
   7.1 Maduración 582
   7.2 Temperatura y humedad relativa 584
   7.3 Daños mecánicos 586
   7.4 Oscurecimiento 587
   7.5 Enfermedades postcosecha 588
8. Tecnologías para la conservación 589
   8.1 Refrigeración 589
   8.2 Atmósferas controladas y modificadas 589
   8.3 Etileno 590
9. Composición nutricional, compuestos funcionales y volátiles 591

10. Importancia económica 594
11. Usos potenciales 594
12. Conclusiones 595
13. Bibliografía 595

ZAPOTE NEGRO (*Diospyros digyna* Jacq.) 607

1. Introducción 607
2. Origen 608
3. Aspectos botánicos 608
   3.1 Árbol 609
   3.2 Flores 609
   3.3 El fruto 610
4. Crecimiento y desarrollo 611
5. Factores precosecha que afectan la calidad 611
6. Madurez, calidad e índices de cosecha 612
7. Factores postcosecha que afectan la calidad 612
8. Tecnologías para la conservación 613
9. Composición nutricional y compuestos funcionales 614
10. Importancia económica 615
11. Usos potenciales 615
12. Conclusiones 616
13. Bibliografía 616

Dedicatoria

Porque nuestra propia comprensión del conocimiento científico y de la naturaleza, se ha beneficiado enormemente de las discusiones en tertulias con amigos y colegas…

A nuestros profesores, estudiantes y a todas aquellas personas que de una u otra manera han contribuido con nuestro desarrollo académico.

Coordinadores Editoriales:



Fernando Rivera Cabrera obtuvo su licenciatura en **Biología en la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM)**, la **maestría en Fruticultura** en el ***Colegio de Postgraduados*** (CP) y el ***doctorado en Biología Experimental en la UAM***. Realizó una ***estancia Postdoctoral*** enfocada en la ***Fisiología*** y ***Bioquímica Postcosecha en la Universidad de California-Davis EUA***. Es Profesor-Investigador de tiempo completo en la ***Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa*** (de 2003 a la fecha). Actualmente dirige ***el laboratorio de investigación en Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales*** en donde se desarrollan proyectos de investigación relacionados con la aplicación de tecnologías para la conservación de frutas y hortalizas, bioquímica y biología molecular de plantas, respuestas de las plantas al estrés oxidante, productos naturales y compuestos bioactivos en plantas y su efecto en la nutrición y salud, y el uso de recursos fitogenéticos para consumo directo o para la extracción de ingredientes activos de interés farmacológico o alimentario. Además de la investigación centrada en reducir el desperdicio de alimentos y garantizar la seguridad alimentaria. Pertenece al **SNI** desde el 2007 actualmente **SNI nivel II.** Ha publicado **57 artículos en revistas indexadas** y participado en ***170 congresos nacionales e internacionales***. Graduado a ***16 estudiantes de Licenciatura***, ***4 de Maestría***, ***4 de Doctorado*** y ***1 más en proceso.***

Intereses de investigación:

- Aplicación de tecnologías para la conservación de frutas y hortalizas.
- Bioquímica, biología molecular de plantas.
- Respuestas de las plantas al estrés oxidante.
- Productos naturales y compuestos bioactivos en plantas y su efecto en la nutrición y salud.
- Uso de recursos fitogenéticos para consumo directo o para la extracción de ingredientes activos de interés farmacológico o alimentario.



Denise Raddatz Mota obtuvo su **licenciatura** (2004-2008), **maestría** (2009-2011) y **doctorado** (2013-2016) en **Biología Experimental en la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).** De 2012 a la fecha, ha trabajado como Profesor Asociado y Titular en la UAM impartiendo las asignaturas de Fisiología y Bioquímica Vegetal, Microbiología, Bioquímica, Respuesta de los Organismos al Estrés, Métodos Instrumentales y Laboratorio Integral. En 2017, **colaboró con SADER – SNICS, FAO y Bioversity International en la Integración del Tercer Informe Interino de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura**. En 2019, realizó una estancia postdoctoral e investigación relacionados con la aplicación de tecnologías postcosecha. Pertenece al **SNI** desde el 2018, actualmente **SNI Nivel I**. Ha publicado **7 artículos en revistas indexadas** y participado en **25 congresos nacionales e internacionales.**

Comité editorial:

Dr. José Alejandro Zavala Hurtado
Departamento de Biología

Dra. Edith Arenas Ríos
Departamento de Biología de la Reproducción

M. en C. Lorena del Carmen Gómez Ruíz
Departamento de Biotecnología

Dr. Fernando Rivera Cabrera
Departamento de Ciencias de la Salud

Dr. Abel Sentíes Granados
Departamento de Hidrobiología

Colaboradores:

Aimme del Carmen Romero Domínguez
Biotecnología, Universidad Politécnica de Tlaxcala.

Andrés Rebolledo Martínez
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

Artemio Pérez López
Departamento de Ingeniería Agroindustrial. Universidad Autónoma Chapingo.

Arturo Martínez Morales
División Académica Multidisciplinaria de Jalpa de Méndez, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Bernardo Lucas Florentino
Facultad de Química, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Carlos A. Núñez Colín
Programa de Ingeniería en Biotecnología, División de Ciencias de la Salud e Ingenierías, Universidad de Guanajuato.

Carlos H. Avendaño Arrazate
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Agrícola Experimental Rosario Izapa.

Clara Cervantes Arista
Departamento de Ciencias de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Clemente Villanueva Verduzco
Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Edo. de México.

Daniel Cituk Chan
Tecnológico Nacional de México-Instituto Tecnológico de Conkal. Yucatán, México.

Delia Castro Lara
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Denise Raddatz Mota
Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales. Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Diana Alejandra Macías Ojeda
Departamento de Ciencias de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Edelmiro Santiago Osorio
Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Iztapalapa, Ciudad de México.

Eduardo Campos Rojas
Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Edo. de México.

Fernando Díaz de León Sánchez
Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales. Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Fernando Rivera Cabrera
Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales. Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Francisco Javier Marroquín Agreda
Universidad Autónoma de Chiapas, Facultad de Ciencias Agrícolas.

Gerardo Montiel Vicencio
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

Guadalupe Palomino Hasbach
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Guillermo Berumen Varela
Unidad de Tecnología de Alimentos-Secretaría de Investigación y Posgrado, Universidad Autónoma de Nayarit

Iran Alia Tejacal
Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Itzen Aguiñiga Sánchez
Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Iztapalapa, Ciudad de México.

Javier Aguilar Fuentes
Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biotecnología, Cuernavaca, México.

Joel Rodríguez Servin
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Jorge Andrés Agustín
Universidad Autónoma Chapingo. Centro Regional Universitario Centro-Occidente (CRUCO). Morelia, Michoacán.

Jorge Cadena Iñiguez
Colegio de Postgraduados, Campus San Luis Potosí. México.

José Alberto Mendoza Espinoza
Colegio de Ciencias y Humanidades, Plantel Casa Libertad, Universidad Autónoma de la Ciudad de México (UACM).

José Orlando Jiménez Zurita
Unidad de Tecnología de Alimentos-Secretaría de Investigación y Posgrado, Universidad Autónoma de Nayarit.

Josefina Morales de León
Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Salvador Zubirán.

Juan F. Aguirre Medina
Ciencias Agrícolas, Universidad Autónoma de Chiapas. Huehuetán, Chiapas.

Juan Manuel Villarreal Fuentes
Facultad de Ciencias Agrícolas, Campus IV, Universidad Autónoma de Chiapas.

Juan Valente Megchún García
Universidad Veracruzana, Veracruz.

Karen Andrea Rivera Correa
Departamento de Ingeniería Agroindustrial. Universidad Autónoma Chapingo.

Laureano Rebolledo Martínez
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

Leonardo Morales Pluma
Biotecnología, Universidad Politécnica de Tlaxcala.

Lizette Liliana Rodríguez Verástegui
Departamento de Biotecnología, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).

Lucero del M. Ruiz Posadas
Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Edo. de México.

Luz María Mera Ovando
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

María de Lourdes Arévalo Galarza
Instituto de Recursos Genéticos y Productividad. Colegio de Postgraduados.

María Enriqueta López Vázquez
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

María Teresa Martínez Damián
Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo.

Naín Peralta Antonio
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

Néstor de Jesús Meléndez Gómez
Departamento de Ingeniería Agroindustrial, Universidad Autónoma Chapingo.

Ramón Marcos Soto Hernández
Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Edo. de México.

Robert Arthur Bye Jr.
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Robert Bye Boettler
Jardín Botánico, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Rosa Laura Rebolledo García
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.

Rosendo Balois Morales
Unidad de Tecnología de Alimentos-Secretaría de Investigación y Posgrado, Universidad Autónoma de Nayarit.

Salvador Valle Guadarrama
Departamento de Ingeniería Agroindustrial, Universidad Autónoma Chapingo.

Verónica Alhelí Ochoa Jiménez
Unidad de Tecnología de Alimentos-Secretaría de Investigación y Posgrado, Universidad Autónoma de Nayarit.

Víctor López Martínez
Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Víctor M. Cisneros Solano
Universidad Autónoma Chapingo, Centro Regional Universitario Oriente, Huatusco, Veracruz.

Prólogo



Antropólogo. Abel Barrera Hernández
Director del Centro de Derechos Humanos de la Montaña Tlachinollan
Tlapa de Comonfort, Guerrero, Guerrero.

El paisaje de los sabores
Abel Barrera Hernández

El atractivo de México llega por los sentidos, por la vivacidad
de sus expresiones culturales. Por su arte culinario.

Sus sabores, olores, colores, ritmos y candencia nos seducen.
Su magia, sus mitos, creencias y leyendas nos atrapan.

La vitalidad de las culturas milenarias corre por nuestras venas.
Están presentes en nuestra geografía agreste y encantadora;

en el encuentro mágico de las Montañas con el mar que arrullan.
En las monumentales serranías que aparentan quietud

con sus fértiles valles que nos enamoran con sus atardeceres.
Los desiertos, tan lejanos y temidos, donde el fuego descansa
con su extasiante melancolía.

No hay mayor emoción que visitar los paisajes floridos.
Lo que más nos gratifica es recorrer los lugares donde cada clima
nos muestra la belleza de su hábitat.

El contacto con la naturaleza es inenarrable, porque es un encuentro
de nuestra piel y nuestros sentidos con la ternura que aguarda la madre tierra,

con sus arbustos y frutos; con sus aguas cristalinas
y cascadas serpenteantes.

Caminar sobre las hojas secas bajo encinos y ocotes, es una experiencia
inolvidable, porque todo se transforma en caricia y poesía,

donde la alegría y la paz brotan como los borbollones en los lechos
de las montañas.

Donde las aves revolotean y el viento canta al ritmo de las nubes
que zigzaguean a nuestro paso. Cada altura tiene su espesura y textura;
cada piso su exuberancia y fragancia. Cada hora su canto y encanto:

El amanecer nos da energía y mucha algarabía, el medio día nos baña
con sus rayos de sol.

El atardecer nos despierta el gusto por comer y beber y en el anochecer
las estrellas y cigarras nos iluminan el camino del amor.

La mejor contemplación nocturna es descubrir la vía láctea como un trazo
cremoso que cruza el cielo, con las luces que caen como bengalas.

Con sus figuras geométricas y míticas, con los instrumentos de labranza
y los trazos de animales.

Toda una constelación que condensa nuestros sueños y nuestro
microcosmos que forman parte de la seducción cósmica.

El libro de la *Postcosecha de cultivos nativos mexicanos con alto potencial de comercialización*, nos invita a redescubrir el México desconocido,

el de los frutos nativos de Mesoamérica que se encuentran en los territorios
más recónditos de nuestra patria.

Nos ofrecen una diversidad de ingredientes y sabores que son un regalo
a nuestro paladar. Con sus reflexiones nos permiten descubrir
en los frutos su presentación,

su color, su textura y sus formas. En la lectura, con nuestra vista y nuestro tacto nos preparamos para la degustación de un fruto. No solo develamos

diferentes grados de dulzura, también podemos describir lo sublime y delicioso que nos ofrece cada fruta.

Desde Adán y Eva hay frutas prohibidas, afrodisíacas, energizantes, curativas, nutritivas, digestivas, laxantes y adictivas.

Cada fruta tiene su historia y su buena fama. Guarda sus secretos hasta que nuestros sentidos la reciben con expresiones corporales y verbales, para socializar el manjar que deleitamos.

Es increíble registrar infinidad de sabores que solo el sentido del gusto sabe apreciar y descifrar.

Es difícil describir las sensaciones que se mezclan en nuestro cuerpo cuando se siente satisfecho,

sin necesidad de recurrir a más explicaciones. Simplemente la fruta se disfruta.

Todas las características y bondades que se describen de cada fruto, son parte de esta riqueza cultural

que necesitamos conocer, comer y saborear.

Gracias a 53 académicos mexicanos especialistas en cultivos nativos, redescubrimos lo que hay en nuestro entorno, revaloramos lo que existen en los patios y huertas de muchos hogares. Recuperamos nuestra capacidad de admiración y seducción,

sobre todo, de explorar lo que forma parte de nuestro patrimonio gastronómico y de darle gusto al gusto.

Celebro esta gran iniciativa del doctor Fernando Rivera Cabrera, de conjuntar a una diversidad de especialistas

provenientes de 20 universidades y centros de investigación de México, que con gran generosidad nos deleitan con sus conocimientos

para hacer del sabor y del saber un deleite.

Comer un nanche de la costa guerrerense es una delicia,
no solo por su amarillo encendido sino por el sabor dulce carnoso.

Es una aventura cortar el chicozapote, subiéndose al árbol o con un colote,
para disfrutar los pliegues de la fruta

que nos remite a un sabor parecido al mamey. El zapote negro esconde su encanto por su dulce sabor que licuado con naranja resulta ser una delicia durante la mañana.

Se necesita ser un experto en los sabores arenosos para distinguir cuándo se saborea una anona, una chirimoya, una guanábana y otras variantes más,

que en cada bocado tiene uno que sortear el sabor haciendo un lado
las semillas. El mamey es una fruta deliciosa pero muy delicada.

Aparte de adornar las huertas que están junto a los ríos, su flor destila una miel exquisita color piñón, y a pesar de su cáscara hosca, en cada rebanada

se engolosina por su sabor mieloso y excelso. De textura suave, apetitoso
y un dulce que eleva su sabor en la medida que se mastica y se disfruta.

Tienen amigas y amigos un ejemplar que nos ayudará a despertar el gusto por lo nuestro, por lo que nos han heredado nuestros abuelos y abuelas.

Con la lectura de este libro tenemos la oportunidad de conocer las raíces de nuestra identidad

y comprender por qué México es parte de las grandes civilizaciones
del mundo.

Prefacio

La diversidad genética de los granos, hortalizas y frutas que cultivamos y comemos a los que nos referimos como Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (RFAA), son los cimientos para la producción de alimentos, y la base biológica para la seguridad alimentaria, los medios de vida y el desarrollo económico de todos los países. Los RFAA son fundamentales para ayudar a los agricultores a adaptarse a los desafíos actuales y futuros, incluso a los efectos del cambio climático. Por todo esto, es esencial que conservemos esta diversidad y que aumentemos su utilización de manera sostenible y eficiente.

En este sentido, cuanto más conozcamos sobre los recursos disponibles en el entorno que nos rodea, tendremos muchos más elementos que nos permitirán tomar las decisiones adecuadas para su conservación, manejo y explotación. Garantizando así el bienestar, desarrollo económico y la seguridad alimentaria de las comunidades productoras.

Con este libro, deseamos compartir que, lejos de ser inaccesible, el conocimiento científico es simplemente una variante de la experiencia y el juicio normal y común, accesible para cualquier persona.

El objetivo de este libro es proporcionar una descripción completa y accesible de los aspectos científicos y prácticos de la Postcosecha en los cultivos descritos a lo largo del libro.

Es por eso, que este libro es el resultado del esfuerzo y colaboración con otros equipos multidisciplinarios de Investigación Científica en el ***Área de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales;*** *en los que participan académicos principalmente mexicanos especialistas en el tema de*

20 diferentes Instituciones Nacionales, que realizan investigaciones acerca de los cultivos descritos en el libro.

Los capítulos que el libro incluye son: achiote, anona, chayote, chicozapote, chirimoya, guanábana, membrillo, nanche, nopal, quelites, tejocote, tunillo, verdolaga, zapote blanco, zapote mamey y zapote negro.

Consideramos, que estos cultivos han sido relegados por la sociedad. Sin embargo, siempre han estado de manera importante en la dieta prehispánica de los mexicanos y creemos que es necesaria su reivindicación en términos de desarrollo económico, seguridad alimentaria, sabor y potencial nutricional.

Rivera Cabrera Fernando
y Raddatz Mota Denise

Introducción

Los Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (RFAA) se definen como cualquier material de origen vegetal incluidos los materiales reproductivos y de propagación vegetativa que contengan unidades funcionales de herencia y que tengan valor real o potencial para la alimentación y la agricultura. Así como aquellas plantas, que tienen valor real o potencial por sus propiedades medicinales, que son de importancia forestal o que son empleadas como especias, hortalizas, para usos artesanales, fabricación de muebles y plantas ornamentales. Los RFAA tienen una función cada vez más importante en la seguridad alimentaria y en el desarrollo económico mundial. Se estima que en el año 2050 la población mundial será de 9,000 millones, y el mundo necesitará producir el doble de alimentos que lo generado en el año 2000, pero tendrá que hacerlo con la misma cantidad de tierra y con menos agua y otros insumos.

Por otra parte, el problema de la prevención de la pérdida y el desperdicio de alimentos (PDA) ha alcanzado gran importancia como parte de los esfuerzos mundiales para combatir el hambre y mejorar la seguridad alimentaria, ya que la reducción de las pérdidas de alimentos aumentará la disponibilidad y seguridad de los alimentos, y promoverá la sostenibilidad ambiental. En consecuencia, se ha calculado que, si la tasa actual de PDA se redujera a la mitad para 2050, el mundo no necesitaría incrementar la producción de alimentos por año, dado que estaríamos en un escenario similar al que tenemos actualmente de requerimientos de alimento global. Por lo tanto, la postcosecha de frutas, hortalizas y semillas juega un papel crucial en la reducción de las pérdidas y desperdicios de alimentos y debe ser una de las princi-

pales estrategias globales para lograr una seguridad alimentaria sostenible.

México es un país megadiverso y también una nación multicultural; se calcula que en su territorio existen más de 26,000 especies de plantas superiores y se hablan 62 lenguas indígenas. Esta conjunción de diversidad biológica y cultural ha dado como resultado una rica flora útil, de tal suerte que se calcula que cerca de 7,000 especies de plantas son usadas de alguna forma. En los listados de plantas útiles en el país destacan, por el número de especies que comprenden, tres categorías antropocéntricas: medicinales, comestibles y ornamentales.

Una mejor conservación y utilización sostenible de la diversidad vegetal para los alimentos y la agricultura, garantiza el uso eficiente de los recursos fitogenéticos y el desarrollo económico de nuestro país.

Rivera Cabrera Fernando
y Raddatz Mota Denise

ACHIOTE (*Bixa orellana* L.)

***Denise Raddatz Mota*[1] *y Fernando Rivera Cabrera*[1]**

1. Introducción

Bixa orellana L. también conocida como urucú, annatto, lipstick tree, achiote, bija, onoto, annato, acanguarica, achiotillo, achote, achut, uruca, chancuarica, uchuviá y bia, es una planta arbustiva nativa de América.

El nombre de la especie fue atribuido al conquistador español Francisco de Orellana (Ul-Islam *et al*., 2016). La familia Bixaceae contiene un solo género, *Bixa*. Se ha reportado, que el género *Bixa* presenta 5 especies aceptadas (*B. orellana, B. arborea, B. excelsa, B. platycarpa* y *B. urucurana*), de acuerdo con el estudio de sistemática realizado por Baer (1976). De las 5 especies reportadas, *B. orellana* es la única especie domesticada, la más popular y explotada comercialmente (Teixeira da Silva *et al*., 2019).

El hábito de crecimiento o porte de la planta es la principal diferencia entre estas especies, pudiendo presentarse ya sea como árbol o como arbusto (Moreira *et al*., 2015). Todas las especies del género *Bixa* se han adaptado a una amplia gama de climas y tipos de suelo, y crecen de manera óptima en la naturaleza. *Bixa orellana* es una especie heterogénea, especialmente en el tamaño y forma de la planta, hojas,

[1] Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales, Departamento de Ciencias de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Unidad Iztapalapa, Av. San Rafael Atlixco 186, Leyes de Reforma 1ra Sección, Iztapalapa, 09340, Ciudad de México, México.

formas y colores de las flores y frutos; número de semillas y contenido de bixina. El achiote, es un arbusto perenne que puede alcanzar una altura de 10 m, con un diámetro del tronco de 20 a 30 cm, corteza de color gris oscuro y lenticelas en filas verticales.

Las hojas tienen un arreglo alternativo, de 10 a 20 cm de largo y de 5 a 10 cm de ancho, de color verde por ambos lados y con pecíolos extendidos. Presenta flores rosadas, moradas o blancas. Los frutos son tipo cápsulas dehiscentes ovaladas y bivalvas, agrupadas en racimos. Las semillas miden de 0.3 a 0.5 cm de largo y de 0.2 a 0.3 cm de diámetro, tienen forma piramidal o cónica y están cubiertas por un arilo viscoso color rojo-anaranjado. El número de semillas por cápsula puede variar de 30 a 60 (Vilar *et al*., 2014; Gómez-Covarrubias *et al*., 2020). El achiote, tiene una gran importancia económica debido principalmente a sus semillas, ya que a partir de estas se extrae un colorante natural altamente apreciado.

En general, la calidad de las semillas está determinada de acuerdo con el contenido de carotenoides que se pueden extraer. Sin embargo, existe una gran variabilidad genética entre cada una de las especies de *Bixa,* así como en la morfología, rendimiento (contenido de carotenoides) y calidad de las semillas, y esto es debido a que son plantas alógamas que llevan a cabo una polinización cruzada (reproducción sexual) (Akshatha *et al*., 2011).

Partiendo de la premisa de que el rendimiento y calidad de las semillas varía entre una planta y otra, y debido al potencial económico de *Bixa orellana*, es necesaria la implementación de programas de mejoramiento y desarrollo de técnicas de cultivo para la generación de variedades con mayor contenido de carotenoides presentes en la semilla, así como el apoyar y alentar a los agricultores a cultivar este tipo de variedades con alto potencial de comercialización.

En la literatura, existe poca información sobre la reproducción sexual de *Bixa orellana* y como consecuencia, muchos de los aspectos sobre su biología reproductiva aún siguen sin elucidarse (Umadevi *et al*., 2020).

Desde la época precolombina el achiote se ha utilizado como colorante textil y producto alimenticio, así como para maquillar y decorar el cuerpo. *B. orellana* es económicamente un cultivo importante debido al colorante natural que se extrae de sus semillas, llamado annato, el cual contiene una gran cantidad de carotenoides, como la bixina (color rojo oscuro) y norbixina (color amarillo), actualmente utilizados en la industria alimentaria, farmacéutica y cosmética (Faria *et al*., 2019).

Se ha estimado que de todos los colorantes naturales que se consumen en todo el mundo, alrededor del 70 % son derivados del achiote (Oliveira *et al*., 2019). Después del azafrán, el annato es el segundo colorante más importante económicamente a nivel mundial (Leal *et al*., 2020). La producción mundial anual de semillas de achiote es de aproximadamente 14, 500 t (peso seco). América Latina produce el 60 % de la producción mundial total, siendo Perú, Brasil y México los principales países productores (Raddatz-Mota *et al*., 2016).

Por otro lado, las hojas de *B. orellana* se han utilizado empíricamente en la medicina tradicional Maya. Se han reportado diversas actividades biológicas de extractos acuosos de las hojas de *B. orellana*, como actividad antifúngica, antibacteriana, antioxidante, antiinflamatoria, antidiarreica, analgésica, anticancerígena, neurofarmacológica, anticonvulsivante y gastrointestinal (Zarza-García *et al*., 2017).

2. Origen

El origen del achiote se ha atribuido principalmente a la región suroeste de Brasil. El género *Bixa* probablemente se originó en las laderas de los Andes occidentales entre el río Huallaga-Ucayali y el río Madre de Dios-Madeira. Posteriormente, los nativos americanos distribuyeron el achiote al norte hacia América Central hasta llegar a México; al noreste hacia las cuencas del Orinoco y el Amazonas, hasta el Caribe (Antillas); y hacia el sureste, hasta Bolivia, Paraguay y el sureste de Brasil (Leal y Michelangeli de Clavijo, 2012).

3. Aspectos botánicos

3.1 Taxonomía

Bixa orellana fue descrita por primera vez en el año 1753 por Charles Linnaeus y su trabajo fue publicado en *Species Plantarum* (Tropicos, 2020), utilizando como nombre de género la palabra *Bixa* de origen taino (lengua indígena hablada en las Antillas) utilizada por los pueblos del Caribe y los habitantes del norte de América del Sur, y utilizando *orellana* en homenaje a Francisco de Orellana, descubridor del río Amazonas en el año 1541 (Leal y Michelangeli de Clavijo, 2012).

La clasificación taxonómica del achiote (Tropicos, 2020) se describe en el cuadro 1.

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del achiote (*Bixa orellana* L.).

Clasificación taxonómica	
Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Rosidae
Orden:	Malvales
Familia:	Bixaceae
Género:	*Bixa*
Especie:	*orellana*

El género *Bixa* contiene 5 especies aceptadas: *B. orellana, B. arborea, B. excelsa, B. platycarpa* y *B. urucurana*. Se ha reportado que el hábito de crecimiento o porte de la planta es la principal diferencia entre estas especies, pudiendo presentarse como árbol o arbusto. En este caso, *B. arborea, B. excelsa* y *B. platycarpa* presentan un hábito de crecimiento tipo árbol (con un solo eje leñoso), mientras que *B. orellana* y *B. urucurana* un hábito de crecimiento tipo arbusto (con ramificación del eje le-

ñoso desde la base). La especie *B. arborea* fue descrita por Huber (1910) in Bragança, Pará; *B. excelsa* descrita por Gleason y Krukoff (1934) a lo largo del río Envira; *B. platycarpa* descrita por Ruiz y Pavón (1831) en Perú; *B. orellana*, descrita por Linneo (1753), y *B. urucurana* descrita por Willdenow (1809) en Brasil (Moreira *et al.*, 2015).

Por otra parte, existe más de un nombre científico para nombrar a *Bixa orellana*. En el cuadro 2, se describe la sinonimia reportada para el achiote (Tropicos, 2020):

Cuadro 2. Sinonimia reportada para el achiote (*Bixa orellana* L.).

No.	Sinónimos
1	*Bixa acuminata* Bojer
2	*Bixa americana* Por
3	*Bixa katangensis* Delpierre
4	*Bixa odorata* Ruiz & Pav. ex G.Don
5	*Bixa orellana* var. leiocarpa (Kuntze) Standl. & L.O.Williams
6	*Bixa orellana* f. leiocarpa (Kuntze) J.F.Macbr
7	*Bixa orellana* var. Orellana
8	*Bixa orleana* Noronha
9	*Bixa purpurea* Sweet
10	*Bixa tinctaria* Salisb
11	*Bixa upatensis* Ram.Goyena
12	*Orellana americana* (Poir.) Kuntze
13	*Orellana americana* var. leiocarpa Kuntze
14	*Orellana orellana* (L.) Kuntze

3.2 Morfología

La planta de achiote es un arbusto que puede llegar a medir 10 m de altura (Raddatz-Mota *et al.*, 2017) (Figura 1a, b), presenta una raíz principal (pivotante) con numerosas raíces secundarias y terciarias. La corteza es lisa, de color verde-gris oscuro y tiene ramas pequeñas que exudan un mucílago rojo cuando éstas presentan algún tipo de daño (Figura 1c, d). Muestra estípulas y escamas de yema lanceoladas con

glándulas nectaríferas circulares; hojas enteras de manera alterna, lámina membranosa, de color verde claro a oscuro, con forma ovada, dentada, redondeada, truncada o cordada en la base, acuminada en el ápice, con un tamaño de 10-25 cm de largo y 10-20 cm de ancho (Figura 1e, f, g). Los pecíolos tienen un tamaño de 6-10 cm de largo, de 20 a 30 flores en panículas monocasio, de 5-10 cm de largo y de 4-8 cm de ancho; cinco sépalos caducos redondeados u ovalados, pudiendo ser de color blanco, rojizo, morado o amarillo de 8-25 mm de largo y 12 mm de ancho.

Presenta una gran cantidad de estambres (300-400), filamentos de 10-12 mm de largo, anteras bilobulares de color blanco de 1 mm de largo y 0.7 mm de ancho, y granos de polen pulverulento (Figura 1h, i). El ovario es superior y elipsoidal, con muchos óvulos con placentación axial. El estilo es de color anaranjado, de 15 mm de largo y con forma sinuosa en la madurez. La producción de néctar se limita a los nectarios ubicados en la porción terminal del pedúnculo de la flor. Los frutos son de tipo cápsula loculicida, poliespérmicas, ovoides o esferoidales, mucronadas o agudas en el ápice, de 30-50 mm de largo y 25-40 mm de ancho, densa a escasamente espinosa o alguna vez glabras, tiene espinas duras (5-15 mm de largo), de color verde, amarillo pálido y rojo a marrón oscuro dependiendo del cultivar (Figura 1j, k).

En la madurez, los frutos son de color marrón con dehiscencia apical (Figura 1l). Las semillas miden aproximadamente 5 mm de largo y 4 mm de ancho, con una cantidad alrededor de 30 a 60 semillas por fruto (Figura 1m, n, o). La capa que recubre a las semillas contiene pigmentos (bixina y norbixina) de color rojo-anaranjado, el cual es un arilo tegumentario con desarrollo de la micrópila (Leal y Michelangeli de Clavijo, 2012; Pandey *et al*., 2019).

Bixa orellana es una especie heterogénea, especialmente en el tamaño y forma de la planta, hojas, formas y colores de las flores y frutos; número de semillas y contenido de bixina. En general, los arbustos de flores rosadas tienen mayor contenido de pigmento, mientras que los arbustos de flores blancas tienen menor cantidad (Rivera-Madrid *et al*., 2006).

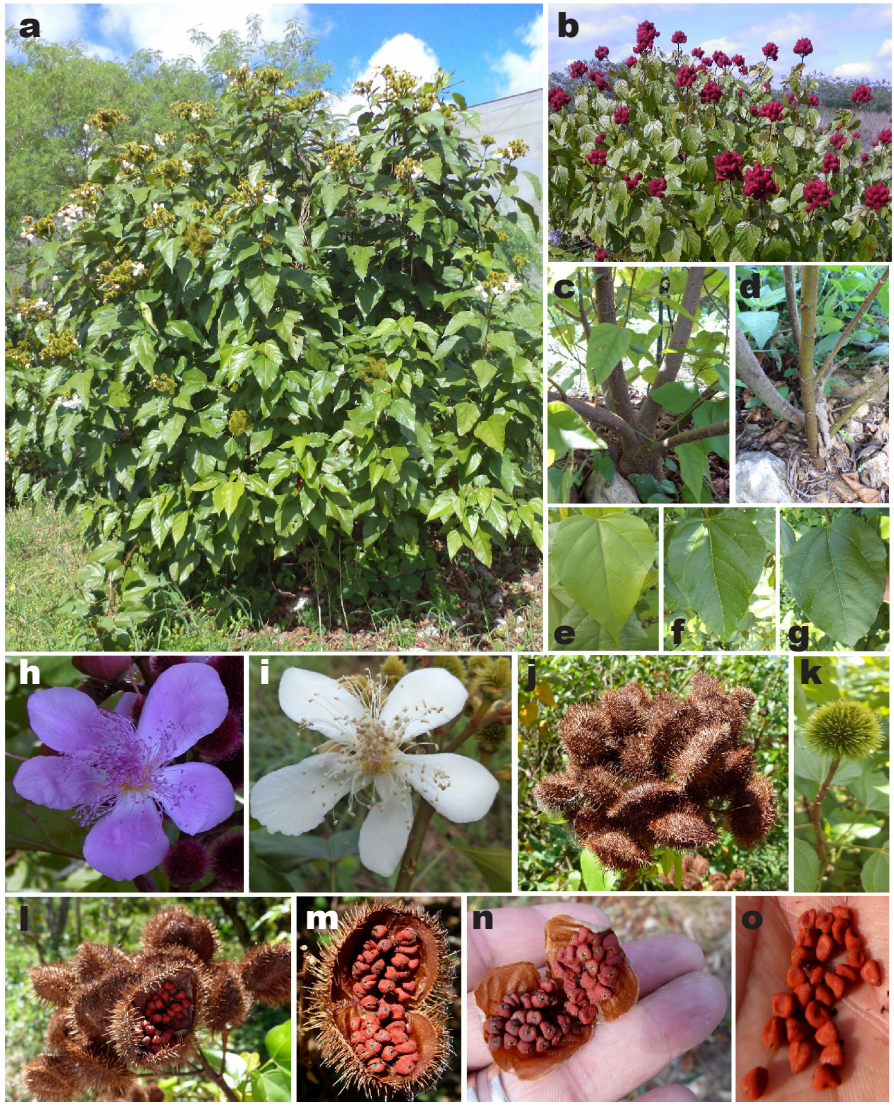


Figura 1. a, b) Planta de achiote (*Bixa orellana* L.); c, d) Corteza; e - g) Hojas; h, i) Flores; j, k) Frutos (diferentes cultivares); l) Frutos maduros; m - o) Semillas.

4. Crecimiento y desarrollo

4.1 Requerimientos ambientales

La planta de *Bixa orellana* presenta una amplia adaptabilidad a diferentes climas y suelos tropicales, siendo la precipitación y la temperatura mínimas (600 mm y 20 °C, respectivamente) los principales factores que afectan la producción. *Bixa orellana* es una especie de crecimiento rápido, madura a una edad muy temprana (18 – 20 meses de edad) y es de vida larga (entre 25 y 30 años), y si se le da buen manejo hasta los 50 años (CENTA, 2015). A continuación, se describen los principales requerimientos ambientales para un óptimo crecimiento y desarrollo de *Bixa orellana* (Arce-Portuguéz, 1999; Bonilla, 2009; Leal y Michelangeli de Clavijo, 2012; Quiñones y Yunda, 2014; Pandey *et al*., 2019; Cubias, 2019; Milthon, 2019; Michel, 2019).

4.1.1 Temperatura

La temperatura media para un buen desarrollo de la planta debe estar entre 22 °C y 30 °C, ya que a temperaturas inferiores de los 20 °C, el crecimiento es lento y la planta es muy sensible a las heladas. Además, la planta puede sobrevivir a una temperatura máxima de aproximadamente 37 °C. Al igual que con muchas otras plantas tropicales, las temperaturas extremas afectan el desarrollo de las plantas, reducen su crecimiento o causan un crecimiento vegetativo excesivo (Quiñones y Yunda, 2014).

4.1.2 Precipitación

El requisito mínimo de precipitación es de aproximadamente 600 mm de precipitación distribuidos durante todo el año. Para un buen desarrollo y rendimiento de la planta, es deseable 1,200 mm de lluvia por año sin un período de sequía de más de tres meses (Bonilla, 2009; Quiñones y Yunda, 2014).

4.1.3 Suelo

Los suelos franco-arenosos con buen drenaje y fertilidad media a alta, con bajos niveles de aluminio, son los más adecuados, pero el achiote crece de mejor manera en suelos pedregosos y arcillosos con un pH entre 5.5 y 7.0 (Bonilla, 2009; Cubias, 2019).

4.1.4 Luz solar

En cuanto a los requerimientos de luz solar, la planta de achiote no es muy exigente, porque puede crecer de manera óptima tanto en clima tropical seco como en el clima tropical húmedo. El achiote crece de buena manera en condiciones de sombra moderada (Arce-Portuguéz, 1999; Quiñones y Yunda, 2014).

4.1.5 Humedad relativa

La humedad ambiental, no debe superar del 80 % de humedad relativa, debido a la alta probabilidad de enfermedades fúngicas que pueden atacar a la planta. En este sentido, el clima tropical seco en donde la humedad relativa es baja tiene la ventaja de un mayor secado de las cápsulas y semillas de la planta de achiote (Bonilla, 2009; Cubias, 2019).

4.1.6 Altitud

Con respecto a la altitud, el achiote puede adaptarse fácilmente a diferentes altitudes, debido a la gran variabilidad genética que posee. Por lo tanto, la planta puede crecer desde el nivel del mar hasta los 1,400 m; sin embargo, altitudes superiores a ésta tienen la desventaja de que la planta crece de manera más lenta y, además, con una alta probabilidad de sufrir daños por frío. Por otra parte, en las zonas de clima tropical, el achiote crece desde el nivel del mar hasta los 1,200 m (Arce-Portuguéz, 1999; Quiñones y Yunda, 2014).

4.1.7 Viento

En el lugar de establecimiento de las plantas de *Bixa orellana* no deben existir vientos fuertes, debido a que las flores, frutos y ramas pueden caerse. Además, existe también la desventaja de que la polinización de las flores se dificulta significativamente, causando una disminución en la producción de frutos y por lo tanto, de semillas (Bonilla, 2009; Milthon, 2019).

4.2 Propagación

El achiote es una planta alógama (que se produce por medio de polinización cruzada), por lo que presenta una variación considerable en el rendimiento, calidad de la semilla y resistencia a las enfermedades. Debido al corto período en el estadio de plántula, la propagación sexual mediante las semillas es la forma más común y económica de propagar a la planta; sin embargo, las plantas de *Bixa orellana* pueden propagarse también de forma asexual a través de injertos, brotes, esquejes o estacas, acodos aéreos y por cultivo de tejidos. Pocos productores, utilizan métodos de propagación asexual, lo que dificulta la selección de genotipos mejorados y su fijación por propagación asexual. El otro método es la forma asexual, que se hace mediante acodos, injertos, estacas o esquejes, cortes de raíz y biotecnología (clones), esto con el fin de mantener la pureza genética completa y conservar las características deseables como el contenido de bixina, el número de semillas por cápsula, el número de cápsulas por racimo y el número de racimos por árbol (Quiñones y Yunda, 2014).

4.2.1 Injertos

La propagación del achiote puede realizarse fácilmente utilizando injertos de yema, siendo los de parche, T invertida y T normal los más comunes. Para esta técnica, los portainjertos (patrones) utilizados deben tener de 6 a 8 meses de edad aproximadamente, y con un diámetro de 1 cm. Las yemas a utilizar deben provenir de arbustos sanos, vigorosos, resistentes a plagas, con alto rendimiento de semilla, con mayor cantidad de bixina y que no se encuentren en etapa de flora-

ción y fructificación. Por este método de propagación, la primera cosecha se obtiene después de un año. También, uno de los injertos más utilizados y conocidos es el escudete (muy usado para rosas y cítricos). Con este injerto, se requiere solamente de una yema para cada uno de los injertos. El tamaño de las yemas a utilizar va de 1 a 1.5 cm de grosor y la colocación de las yemas se dispone a 0.2 m del suelo (Quiñones y Yunda, 2014).

4.2.2 Esquejes o estacas

La propagación por esquejes o estacas es muy común entre los agricultores. Para este método se utilizan estacones (estacas con longitud de más de 1 m) o ramas jóvenes de 30 a 40 cm de longitud. Las estacas a utilizar deben provenir de arbustos sanos, vigorosos, resistentes a plagas, con alto rendimiento de semilla, con mayor cantidad de bixina y que no se encuentren en etapa de floración y fructificación. Para garantizar el mayor porcentaje de brote de raíces, es necesario mantener la humedad del suelo y, además, del uso de enzimas para acelerar el brote de las raíces nuevas. Después del enraizamiento de los esquejes o estacas, a los dos meses se siembran en bolsas plásticas negras de vivero con las medidas 9” x 12” en las que permanecen durante dos meses para después sembrarlas en el terreno definitivo (Quiñones y Yunda, 2014).

4.2.3 Acodos aéreos

En la propagación de *Bixa orellana* mediante acodos aéreos, se utilizan ramas con una longitud de 1 m o más, un diámetro no menor a 1 cm y con un crecimiento hacia arriba. Algunas de las ventajas que se obtienen con la utilización de este método son la facilidad de cosecha y una mayor densidad de siembra por unidad de área, debido al menor porte de los arbustos. Además, la producción de semilla y el contenido de bixina serán similares en cada planta (Quiñones y Yunda, 2014). Además de los acodos aéreos, también existe la propagación de *B. orellana* mediante acodos al suelo, en el cual se utilizan las ramas cercanas al suelo, a las que se les realiza el anillado y las ramas se entierran

sujetándolas con estacas. Con este procedimiento, en 2 meses puede realizarse la siembra (Michel, 2019).

4.3 Densidad de siembra

Dependiendo de la fertilidad del suelo, las distancias de siembra pueden tener un impacto en el crecimiento general de la planta y en el rendimiento. Cada una de las plantas deben estar separadas entre 2x2 y 7x7 m de suelo. En algunas áreas, se utiliza el cultivo intercalado con maíz, frijol, chile, pepino, cacao, papaya y plátano (Arce-Portuguéz, 1999; Quiñones y Yunda, 2014).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

5.1 Fertilización y nutrición mineral

La fertilización de las plantas de achiote que se encuentran en huertos bien establecidos se realiza de dos a cuatro veces al año, especialmente durante el tiempo de floración, crecimiento de la fruta y cosecha. Se ha recomendado aplicar aproximadamente de 250 a 300 g de abono rico en fósforo (Fertilizante 10-30-10; N, P, K o Fertilizante universal 17-17-17; N, P, K) para la estimulación del crecimiento de las raíces al momento de la plantación, así como 100 g de urea. Una vez que la planta tenga alrededor de 6 meses de edad, se recomienda aplicar un abono alto en nitrógeno como la urea (250 g planta^{-1}) con la finalidad de estimular el crecimiento vegetativo. Cuando la planta haya cumplido un año de edad y durante los próximos años de vida de la planta, se utilizarán abonos ricos en nitrógeno, fósforo y potasio (Fertilizante 15-15-15; N, P, K) como se describe en el cuadro 3 (Arce-Portuguéz, 1999; Quiñones y Yunda, 2014; Correa y Silveira, 2014; CENTA, 2015).

Con respecto a la nutrición mineral de la planta de achiote, se ha reportado que las deficiencias de nitrógeno, hierro, potasio, magnesio y molibdeno son letales para la planta; sin embargo, el zinc, calcio, manganeso y azufre también son importantes para el buen desarrollo de la planta (Arce-Portuguéz, 1999; Cubias, 2019).

Cuadro 3. Requerimientos nutricionales del achiote (*Bixa orellana* L.).

Edad de la planta	Nutrientes	Cantidad (g/planta)
Al momento de la plantación de la semilla	- Urea (N 45 %) - Fertilizante 10-30-10: N (nitrógeno)10 % P_2O_5 (óxido de fósforo) 30 % K_2O (óxido de potasio) 10 %	100 250 - 300
3 meses	- Urea (N 45 %) - Fertilizante 8-32-6: N (nitrógeno) 8 % P_2O_5 (óxido de fósforo) 32 % K_2O (óxido de potasio) 6 %	100 250 - 300
6 meses	- Urea (N 45 %) - Fertilizante 10-30-10: N (nitrógeno) 10 % P_2O_5 (óxido de fósforo) 30 % K_2O (óxido de potasio) 10 %	250 250 - 300
1 – 3 años	- Urea (N 45 %) - Fertilizante 15-15-15: N (nitrógeno) 15 % P_2O_5 (óxido de fósforo) 15 % K_2O (óxido de potasio) 15 %	250 400
4 años en adelante	- Urea (N 45 %) - Fertilizante 15-15-15: N (nitrógeno) 15 % P_2O_5 (óxido de fósforo) 15 % K_2O (óxido de potasio) 15 %	250 1000

5.2 Riego

Por lo general, la frecuencia de riego va a depender del tipo de suelo, clima y edad de la planta; sin embargo, no requiere mucha agua (Correa y Silveira, 2014). Se ha recomendado que el riego de la plan-

tación de achiote sea por lo menos 2 veces por semana cuando las plantas aún no se desarrollan completamente, y una vez desarrolladas las plantas la frecuencia de riego puede disminuir a una vez por semana. El tipo de riego que se utiliza comúnmente es por gravedad o aspersión. Si las plantas se encuentran con exceso de agua por precipitación, ésta debe drenarse para evitar estrés y daño a las plantas (Arce-Portuguéz, 1999).

5.3 Poda

El sistema de podas en el cultivo de achiote es importante para poder mantener un menor porte de los arbustos y así poder facilitar la cosecha (Correa y Silveira, 2014), así como también, aumentar la estimulación de la producción de un mayor número de brotes terminales, que es el lugar donde se lleva a cabo la floración y, por lo tanto, el desarrollo de los frutos. Además, aumentar la densidad de siembra por unidad de superficie y realización de la cosecha de manera rápida y menos costosa.

Se han reportado 3 tipos de poda para el cultivo de achiote: formación, mantenimiento y rejuvenecimiento. En la poda de formación (en el primer año de edad), se deja un solo tallo y las ramas principales a 30 cm. En la de mantenimiento (a los 3 años de edad), se realiza la misma práctica que en la de formación, pero se eliminan los brotes basales. En la de rejuvenecimiento (a los 5 años de edad), se corta el arbusto dejando solamente los brotes nuevos. A esta práctica también se le conoce como recepa (CENTA, 2015).

5.4 Plagas y enfermedades

Malezas, ácaros, hongos, insectos y algas son las principales plagas que atacan a la planta de achiote. El control de las malezas se lleva a cabo mediante el deshierbe manual (tantas veces como sean necesarias) o con el uso de tratamientos químicos (utilizando herbicidas cada 2 o 3 meses), con la finalidad de evitar la competencia de las malezas con las plantas de *Bixa orellana*.

Algunos de los insectos que dañan al cultivo de achiote son: comején: (*Hetotermes convexinotatus* Zinder), trips de banda roja (*Selenotrips rubrocinctus* Girad), araña roja (*Tetranychus* sp.), el perforador de la cápsula (*Milgithea melanoleuca*), el zompopo (*Atta mexicana*), chinche patas de hoja (*Leptoglosus zonatus*), gallina ciega (*Phyllophaga* spp.), pulgones o gusanos cortadores (*Agrotis* spp.), gusano de la cápsula (*Papaipema nebris*), cochinilla (*Planococcus* sp.) y perforador metálico del tallo (*Chrysobothris viridiimpresum*). Una de las plagas de mayor importancia económica es el gusano de la cápsula (*Papaipema nebris*), debido a que el ataque es directamente a las semillas del fruto destruyéndolas por completo y sin causar daños a las cápsulas (Arce-Portuguéz, 1999).

Para evitar el daño por insectos se recomienda eliminar los nidos, raíces y troncos de árboles muertos antes de sembrar las plantas de achiote; también se podrían utilizar diferentes variedades de *Bixa orellana* resistentes a plagas. Sin embargo, no existen reportes técnicos o científicos donde se describa la caracterización de variedades resistentes; aunque algunos productores han manifestado la existencia de morfotipos resistentes a algunas plagas (comunicación personal).

Las principales enfermedades que se presentan en *Bixa orellana* son causadas por hongos, tales como: oidio (*Oidium bixae* V.), ojo de gallo (*Cercospora bixaq*), mal rosado (*Corticium salmonicolor* B.), antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz), podredumbre de las cápsulas (*Glomerella cingulata*), podredumbre de las raíces (*Rosellinia* sp.), mal del machete (*Ceratocvstis fimbriata* E.) y podredumbre de los semilleros (causada por los géneros *Pythium*, *Phytophthora*, *Botrytis* y *Rhizoctonia*). Además, otra enfermedad conocida como mancha anaranjada es causada por un alga conocida como *Cephaleuros virescens* K. Una de las mejores formas para combatir este tipo de enfermedades es sembrar en terrenos drenados y así evitar una posible pudrición de las raíces y tronco, y además, utilizar tratamientos con fungicidas (Arce-Portuguéz, 1999; CENTA, 2015), así como la aplicación de una solución de cal con agua directamente en las hojas cada 5 días durante 1 mes de tratamiento (Correa y Silveira, 2014).

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

La cosecha de los frutos de *Bixa orellana* debe realizarse cuando las cápsulas hayan alcanzado su madurez comercial, y esto es cuando se observa el mayor contenido de bixina en las semillas, las cuales deben contener como mínimo el 2.7 % de bixina (Giuliano *et al*., 2003).

El estado de madurez comercial va a depender del lugar donde se encuentre sembrada la planta y de la variedad de *Bixa orellana* (peruana roja y verde) (Rivera-Madrid *et al*., 2006). Se ha reportado que, en un clima tropical húmedo, la primera cosecha de frutos de *Bixa orellana* puede realizarse al año de sembrada la planta, en comparación con un clima tropical seco en donde la cosecha de los frutos puede llevarse a cabo después de los 15 meses posteriores a la siembra; sin embargo, dependiendo de la variedad, se ha observado que la primera cosecha puede realizarse a los 2 o 3 meses después del proceso de floración.

También, se ha observado que algunas variedades de *Bixa orellana* producen frutos una vez al año y otras 2 veces al año; además, se ha reportado que las semillas de las variedades de achiote que producen flores rosas (generan cápsulas color rojizo-morado) como la "Peruana roja" tienen 4.3 veces mayor contenido de carotenoides totales (1.33 ± 0.074 g/100 g peso seco), en comparación con las semillas de las variedades de achiote que producen flores blancas (generan cápsulas color amarillo-verde) como la "Peruana verde" (0.310 ± 0.021 g/100 g peso seco) (Rivera-Madrid *et al*., 2006) (Figura 2a, b).

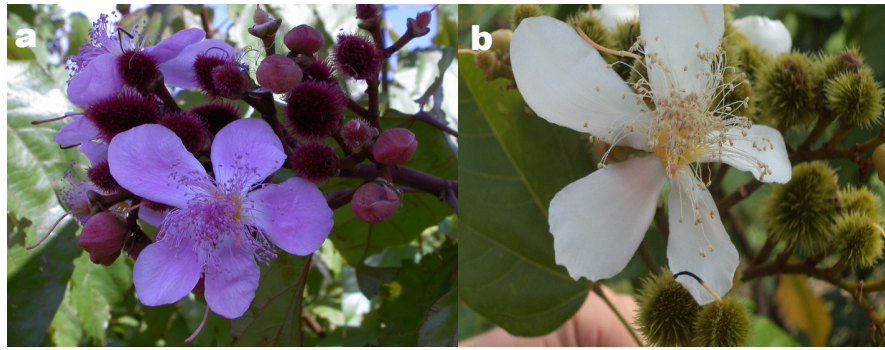


Figura 2. Flores de achiote (*Bixa orellana*): a) Color rosa con cápsulas rojizas-morado y b) Color blanca con cápsulas verdes.

Los principales indicadores de madurez e índice de cosecha de los frutos de *Bixa orellana*, es el color de la cápsula; ya que, dependiendo de la variedad, las cápsulas cambian de color cuando alcanzan la madurez comercial. También, se han reportado otros indicadores de cosecha para *Bixa orellana,* tales como: consistencia de la cápsula (debe ser más firme y rígida al tacto), endurecimiento de las semillas y con un color más intenso, inicio de la dehiscencia y que algunas cápsulas se cuelgan de las ramas, y por supuesto el contenido de bixina en las semillas, las cuales deben contener como mínimo el 2.7 % de bixina (Giuliano *et al*., 2003).

Por otro lado, la cosecha debe realizarse de manera manual utilizando tijeras para podar evitando dañar las ramas de la planta. Se deberán cortar las panículas o racimos en lugar de las cápsulas individualmente (Figura 3a, b, c). Posteriormente, las panículas se dejan secar exponiéndolas a la luz solar durante 3 o 4 d, antes de proceder a la extracción de las semillas (Figura 3d). La obtención de las semillas puede realizarse de manera manual golpeando las cápsulas sobre una superficie firme o utilizando una máquina para extraer las semillas (Figura 3e, f, g). Las semillas deberán almacenarse en un lugar libre de humedad y luz solar (Figura 3h, i) (Bonilla, 2009).



Figura 3. Cosecha, obtención y almacenamiento de las semillas de achiote. a - c) Cosecha; d) Secado de las panículas; e - g) Obtención de las semillas utilizando una máquina extractora; h, i) Almacenamiento de las semillas.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

El manejo postcosecha de los frutos de *Bixa orellana* es de gran importancia para poder mantener la calidad de las semillas en cuanto al contenido de bixina. Algunos de los factores que se deben tomar en cuenta para un adecuado manejo postcosecha son los siguientes (Arce-Portuguéz, 1999; Milthon, 2019):

1) Las cápsulas deben cosecharse cuando alcancen su estado de madurez comercial; esto quiere decir, que las semillas deben contener como mínimo el 2.7 % de bixina (Giuliano *et al*., 2003), consistencia de la cápsula (debe ser más firme y rígida al tacto) o inicio de la dehiscencia.

2) Se sugiere que los frutos que se encuentran totalmente abiertos no deberían ser cosechados si estos están destinados a la extracción del colorante, debido a que los pigmentos (principalmente bixina) que se encuentran en la superficie de las semillas son susceptibles a la degradación por efecto de la luz solar. Sin embargo, estos frutos pueden ser destinados para la obtención de pasta como especia y diferentes condimentos. Es importante cosechar los frutos de achiote con la madurez comercial adecuada y cuando aún las cápsulas se encuentren cerradas ya que los frutos abiertos están expuestos al ataque de hongos e insectos.

3) Los frutos recién cosechados pueden secarse bajo sombra, al aire libre o expuestos al sol, teniendo cuidado que las semillas no se encuentren expuestas a la luz solar, ya que éste es uno de los principales factores que afectan el contenido de bixina.

4) Las semillas almacenadas deberán presentar un contenido de agua menor al 12 %, con la finalidad de evitar ataque por hongos.

5) Las semillas deberán almacenarse en bolsas plásticas oscuras, y en un lugar seco y ventilado.

8. Tecnologías para la conservación

Las condiciones óptimas de almacenamiento para conservar la calidad de las semillas de achiote (enfocado a mantener su contenido de bixina) son (Bonilla, 2009):

1) Empaquetamiento de las semillas (con un contenido de agua menor al 12 %) en bolsas negras de polietileno selladas, extrayendo la mayor cantidad de aire de la bolsa.

2) Si las semillas son almacenadas en sacos de nylon, deberán ser colocados en un lugar oscuro, seco y con ventilación; con la finalidad de prevenir la degradación de la bixina y mantener la calidad de las semillas.

3) Es importante que las semillas almacenadas se procesen (extracción de bixina) lo más rápido posible, debido a que la bixina se va degradando con el paso del tiempo.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

Actualmente, los pigmentos de las semillas de achiote se utilizan ampliamente en las industrias alimentaria, química, cosmética y farmacéutica. Además de su uso como agente colorante, se ha reportado que algunos otros compuestos presentes en las semillas de achiote son benéficos para la salud humana debido a que presentan alguna actividad biológica.

Las semillas de achiote, en general, están compuestas por 2.0-4.8 % de lípidos (principalmente ácido linoleico y en proporciones más pequeñas ácidos α-linolénico y oleico), 1.0-6.3 % de pigmentos (principalmente bixina), 9.6-13.3 % de humedad, 12.1-17 % de proteínas (principalmente los aminoácidos glutamato, aspartato y leucina), 5.4-6.9 % de cenizas, y aproximadamente 50 % de carbohidratos totales (almidón y material lignocelulósico) (Alcázar-Alay *et al*., 2017; Raddatz-Mota *et al*., 2017).

Los pigmentos obtenidos de las semillas de *Bixa orellana* son ricos en carotenoides, como la bixina (color rojo oscuro) y norbixina u orellina (color amarillo). La bixina representa aproximadamente el 80 % del contenido total de carotenoides presentes en el pigmento obtenido del achiote (principalmente en su configuración 9-*cis* con bajas cantidades de *trans*-bixina) (Raddatz-Mota *et al*., 2016).

Otros carotenoides presentes en proporciones menores son el β-caroteno, criptoxantina, luteína, zeaxantina y metilbixina, además de una gran cantidad de fósforo, hierro y zinc (Lourido y Martínez, 2010). Se ha reportado que las semillas de achiote presentan un mayor contenido de carotenoides totales (4 a 9 veces más) (931 µg de carotenoides/g de semillas) en comparación con la zanahoria, el jitomate y el maíz (Teixeira da Silva *et al*., 2018).

La mayoría de los carotenoides, incluidos el β-caroteno, luteína, licopeno, zeaxantina, astaxantina y bixina poseen una potente capacidad antioxidante, que puede estar implicada en la modulación de la respuesta inmune, proceso de envejecimiento, cáncer, enfermedades cardiovasculares y oculares degenerativas. Se ha demostrado, que la bixina puede secuestrar de manera efectiva al oxígeno singulete e inhibir la peroxidación lipídica (lipoperoxidación), protegiendo las membranas celulares de la oxidación (Park *et al*., 2016).

Por otro lado, se ha reportado que el achiote (*Bixa orellana* L.) contiene cantidades importantes de tocotrienoles, tocoferoles, terpenos y flavonoides, tanto en las semillas como en las hojas (Chisté *et al*., 2011). La vitamina E es un micronutriente esencial en la dieta de los humanos y animales, debido a su actividad biológica y a su poderosa capacidad antioxidante (Cano-Sarmiento *et al*., 2014; Chung *et al*., 2020).

La vitamina E es el nombre genérico otorgado a todos los compuestos químicos que ejercen funciones biológicas de α- tocoferol. Sin embargo, la vitamina E es una familia de compuestos lipofílicos que incluye cuatro tocotrienoles (T3) y cuatro tocoferoles (Ts) (α, β, γ, δ) (Aggarwal *et al*., 2010; Zuo *et al*., 2020). Los T3 y Ts se denominan colectivamente tococromanoles o tocoles, debido a que su estructura quí-

mica es muy similar, excepto que los T3 poseen una cola isoprenoide con tres insaturaciones, en lugar de la cola de fitilo saturada que se encuentra en los Ts.

Se ha reportado, que los T3 tienen propiedades antioxidantes más potentes que los Ts, debido a la cadena lateral insaturada de los T3, lo que les permite una penetración más eficiente en los tejidos que tienen capas grasas saturadas como el cerebro y el hígado. Los tococromanoles se encuentran distribuidos en diferentes cantidades dependiendo de la especie vegetal, pudiéndose encontrar en una gran variedad de granos y nueces como la avena, avellanas, maíz, germen de cebada, germen de trigo, y en diferentes aceites vegetales, tales como el aceite de palma, aceite de salvado de arroz, aceite de coco, y aceite de achiote (a partir de las semillas) (Vardanega *et al*., 2019; Zuo *et al*., 2020).

Algunas de las principales fuentes vegetales con la relación más alta de T3/Ts son el aceite de salvado de arroz (50/50), aceite de palma (75/25) y aceite de semillas de achiote (99.9/0.1), siendo este último la fuente vegetal con la mayor cantidad de T3, y además, se considera virtualmente libre de Ts (Aggarwal *et al*., 2010; Raddatz-Mota *et al*., 2016; Wong *et al*., 2018). Se ha reportado, que la ausencia de Ts en las semillas de achiote representa una ventaja para la biodisponibilidad de los T3, debido a que no existe una interferencia o competencia por el reconocimiento y unión con la α-TTP (proteína de transferencia del α-Ts), que tiene alta afinidad por el α-Ts (Wong *et al*., 2018).

Se ha demostrado que los T3 en comparación con los Ts, poseen un fuerte efecto antioxidante, anticancerígeno y neuroprotector; y además, están involucrados en la reducción de los niveles de colesterol (Sen *et al*., 2007; Wilankar *et al*., 2011; Thomsen *et al*., 2019). Además, en estudios recientes, se ha reportado que los T3 muestran también un efecto antidiabético, antiinflamatorio, cardio- y hepato-protector (Zuo *et al*., 2020). Se ha observado, que la actividad antiinflamatoria de los T3 puede contribuir en la prevención y tratamiento contra la enfermedad de Alzheimer (Xia y Mo, 2016).

Se ha demostrado también que los T3 tienen un potente efecto en el control del síndrome metabólico (incluye 4 anormalidades metabólicas: obesidad, hiperglicemia, hipertensión y dislipidemia) y la osteoporosis. Estos efectos benéficos a la salud pueden ser atribuidos a la capacidad que tienen los T3 para prevenir cambios hormonales y mantener un estado antiinflamatorio en el organismo (Wong *et al*., 2018).

Por otra parte, los T3 presentes en el aceite de las semillas de achiote, corresponden principalmente a las isoformas γ-T3 (aproximadamente 10 %) y δ-T3 (aproximadamente 90 %) (Raddatz-Mota *et al*., 2016; Wong *et al*., 2018). En este sentido, se ha reportado que las isoformas o análogos de la vitamina E muestran diferentes actividades biológicas. Se ha observado que el δ-T3 suprime el factor de crecimiento endotelial vascular e inhibe la proliferación de las células endoteliales.

Por lo tanto, el δ-T3 tiene una actividad neoplásica, la cual ha sido demostrada en diversas investigaciones *in vitro* e *in vivo* (Thomsen *et al*., 2019). Además, Chung *et al*. (2020) reportaron que el δ-T3 posee la mayor actividad antiinflamatoria en comparación con las demás isoformas de T3. Por otro lado, Alawin *et al*. (2017) reportaron que el γ-T3 tiene actividad anticancerígena al inducir la disrupción de las balsas lipídicas de las células cancerosas presentes en la glándula mamaria humana.

9.1 Bixa orellana en la medicina tradicional

Durante años las plantas han sido una fuente importante en la medicina tradicional para el tratamiento de diferentes enfermedades de una manera efectiva y segura. Alrededor del 80 % de la población mundial todavía depende de la medicina tradicional. Existen diferentes fitoquímicos en las plantas medicinales que son la fuente clave para la elaboración de productos farmacéuticos nuevos y productos para el cuidado de la salud.

La historia de las plantas utilizadas con fines medicinales es probablemente tan antigua como la historia humana (Ahmed *et al*., 2020). Los pueblos indígenas han utilizado las hojas (principalmente como

decocción o té), raíces y semillas de *Bixa orellana* como remedio medicinal para tratar el dolor de cabeza, disentería, asma, fiebre, diversas enfermedades microbianas, ardor de estómago e indigestión, como astringente y para tratar diversas enfermedades de la piel (Stohs, 2013).

La decocción de las hojas de *Bixa orellana* se utilizan para detener el vómito, náuseas y acidez estomacal, para el tratamiento de trastornos urinarios y de próstata, hipertensión, colesterol alto, cistitis, obesidad, insuficiencia renal, para eliminar el ácido úrico, así como para varios problemas estomacales (Raddatz-Mota *et al*., 2017). Otras propiedades medicinales atribuidas a los extractos de achiote tanto de las hojas como de las semillas son efectos antitumorales (específicamente para el cáncer de boca), antiinflamatorias, emolientes, antisépticas, antibacterianas, antioxidantes, cicatrizantes, hipoglucemiantes, como fuente de vitaminas, para tratar el acné, alopecia, condiloma, sarampión, viruela, conjuntivitis, dermatosis, epilepsia, glaucoma, hemorroides, trastornos hepáticos, malaria, nefrosis, dolor de estómago, estomatitis, amigdalitis, y para la curación de heridas y quemaduras (Lourido y Martínez, 2010).

Se ha reportado en la literatura que en Trinidad y Tobago se preparan hojas y raíces de *Bixa orellana* para tratar la ictericia, diabetes e hipertensión (Stohs, 2013). Los indios Piura localizados en la selva amazónica preparan té con raíces jóvenes de *Bixa orellana* con fines afrodisiacos, astringentes y para tratar enfermedades de la piel, fiebre, disentería y hepatitis.

En Colombia, el achiote se utiliza como antídoto para las mordeduras de serpientes, y las semillas son utilizadas como expectorante y para tratar la gonorrea (Venugopalan *et al*., 2011).

Por otra parte, las plantas han sido objeto de investigación debido a que contienen metabolitos secundarios (componentes bioactivos) que tienen efectos terapéuticos y diversas actividades biológicas que promueven la salud. Se ha reportado, que los compuestos bioactivos tales como fenólicos, flavonoides, taninos y carotenoides presentan propiedades antioxidantes.

En los últimos años, se han investigado ampliamente los recursos naturales para detectar e identificar compuestos antioxidantes activos de fuentes naturales. Los antioxidantes al secuestrar radicales libres, son importantes porque previenen varios tipos de enfermedades y trastornos en la salud (Ahmed *et al*., 2020). En este sentido, se ha reportado la presencia de un alto contenido de antraquinonas y un bajo contenido de saponinas en extractos metanólicos de hojas de *Bixa orellana*; sin embargo, otros grupos de investigación han identificado la presencia de taninos, cumarinas y alcaloides en extractos metanólicos de hojas de *Bixa orellana* (Zarza-García *et al*., 2017).

Se ha demostrado que las antraquinonas, saponinas, taninos, cumarinas y alcaloides tienen efectos benéficos en la salud, tales como: anticancerígeno, antibacterial, diurético, analgésico, antiinflamatorio, antioxidante, antiparasitario, antimalárico, contra la migraña, tranquilizante, afrodisiaco, antihemorrágico, oftalmológico, antihipertensivo, por mencionar algunos (Patel y Patel, 2016).

10. Importancia económica

La comercialización de productos agrícolas, incluidas las semillas y sus productos derivados, representa una fuente económica importante para los países en desarrollo. Hoy en día, el annato (pigmento de achiote) tiene una gran importancia económica en todo el mundo, y es uno de los colorantes naturales más utilizados en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica, ya que no altera el sabor y prácticamente no es tóxico (Raddatz-Mota *et al*., 2017).

Después del azafrán, el annato es el segundo colorante más importante económicamente a nivel mundial, con un precio de mercado global de $5.445 a $11.605 dólares/kg de semilla de achiote (Teixeira da Silva *et al*., 2018). La producción mundial anual de semillas de achiote es de aproximadamente 14,500 t (peso seco). Dos tercios de la producción se comercializan como semillas secas y el resto como colorante. América Latina produce el 60 % de la producción mundial total, seguida de África (27 %) y Asia (12 %). Perú, Brasil y México son los principales productores en América Latina.

Brasil, Perú y Estados Unidos son los mayores productores y exportadores; mientras que Europa Occidental y Japón son los principales mercados de semillas de achiote (Pandey *et al*., 2019).

En el año 2014, el mercado mundial de carotenoides se valoró en $1.5 mil millones de dólares, con una producción mundial de achiote de alrededor de 10 millones de t. Los principales consumidores de *Bixa orellana* son Perú, Kenia, Estados Unidos, La Unión Europea, el Reino Unido y Dinamarca (Teixeira da Silva *et al*., 2018).

11. Usos potenciales

Los colorantes naturales obtenidos a partir de las semillas de achiote son seguros para uso alimentario, y están exentos de la categoría de certificación por la Administración de Medicamentos y Alimentos (FDA, por sus siglas en inglés) (Aberoumand, 2011). Estos colorantes son ampliamente utilizados en la industria alimentaria, principalmente en productos lácteos (quesos, margarina, mantequilla, helados), y otros productos alimenticios como carnes, aves, pescado, surimi (imitación de carne de cangrejo), panadería, cereales para el desayuno, postres, mermeladas y jaleas, cerezas marrasquino, crema y glaseado para pasteles, salsas, condimentos, dulces y bebidas como aperitivos, refrescos y jugos.

También, estos colorantes se utilizan en la industria cosmética, textil y farmacéutica, para la producción de cosméticos, cerámica, pintura, tintes para el cabello, jabones, esmaltes de uñas, barnices, lacas, colores para telas, entre otros (Devia y Saldarriaga, 2003; Tamil *et al*., 2013; Mala *et al*., 2015; Raddatz-Mota *et al*., 2017; Pandey *et al*., 2019). En el caso particular de México, la producción del achiote se destina casi en su totalidad a la comercialización como condimento (pasta).

El uso potencial de las semillas de achiote está relacionado con los reportes de la caracterización química de diferentes accesiones estudiadas (Raddatz-Mota *et al*., 2016) que confirman que el achiote (*Bixa orellana*) es la fuente vegetal que presenta la mayor cantidad de T3 (Raddatz-Mota *et al*., 2017).

Se ha reportado, que los T3 tienen un mayor efecto anti-cancerígeno, neuroprotector y en la disminución de los niveles de colesterol, en comparación con los observados con los Ts (Sen *et al*., 2007). Por otra parte, diversos autores han reportado que la principal actividad biológica de los T3 es atribuida principalmente a su actividad antioxidante, la cual inhibe la peroxidación de los lípidos (lipoperoxidación) de las membranas plasmáticas (Amaral *et al*., 2005).

Actualmente, las fuentes comerciales de T3 son obtenidas a partir del aceite de palma, salvado de arroz y achiote; sin embargo, en los últimos años ha aumentado el interés principalmente por las fracciones ricas en T3 (FRT3) y los beneficios que brindan a la salud, así como en la industria alimenticia. Las FRT3 de aceite de palma o salvado de arroz, por lo general contienen entre un 25 y 50 % de tocoferoles (principalmente como α-tocoferol); mientras que la FRT3 de achiote es virtualmente libre de tocoferoles y compuesta principalmente por el 99.9 % de tocotrienoles (principalmente como γ- y δ-tocotrienol) (Zou y Akoh, 2015).

A diferencia de los Ts, se ha reportado que los T3 muestran diversas actividades biológicas benéficas para la salud, tales como la disminución de lípidos (principalmente triglicéridos y colesterol) y azúcares en sangre, reduce la presión arterial, inflamación y estrés oxidativo. También ayuda a combatir la artritis, osteoporosis e hígado graso, así como proteger el sistema cardiovascular, digestivo y nervioso (Wong *et al*., 2020).

Por otra parte, se ha demostrado que el α-tocoferol disminuye la actividad biológica *in vivo* de los T3, como por ejemplo el efecto hipocolesterolémico y anti-cancerígeno (Zou y Akoh, 2015). Es por esto, que surge la importancia de implementar de manera óptima el proceso de extracción, obtención y uso de la FRT3, principalmente a partir del achiote ya que se encuentra libre de Ts. Hoy en día, los procesos de extracción ecológicos e innovadores que utilizan fluidos presurizados (como CO_2, agua y etanol) están emergiendo como alternativas prometedoras para la obtención de compuestos bioactivos de varias fuentes vegetales; siendo las semillas de achiote, una buena fuente de

extracción ya que contiene una FRT3 y diferentes tipos de carotenoides (principalmente bixina).

Se ha reportado, que los T3 combinados con la bixina actúan de manera sinérgica como antioxidantes protegiendo a los lípidos insaturados de la oxidación. Por lo tanto, una alta productividad de ambas fracciones (FRT3 y carotenoides) es fundamental para brindar una buena disponibilidad de compuestos bioactivos para su uso en la industria alimenticia y en la fabricación de productos fitofarmacéuticos (Zabot *et al*., 2018).

Por otra parte, en estudios previos realizados en nuestro grupo de trabajo, se obtuvo una FRT3 a partir del achiote la cual presentó 48.4 veces mayor capacidad antioxidante en comparación con la observada en los extractos crudos obtenidos con diferentes solventes (Raddatz-Mota *et al*., 2016). Es por eso, que nuestro grupo de trabajo está evaluando la obtención de una fracción FRT3 obtenida mediante el uso de microondas y su evaluación en matrices cárnicas, con el fin de generar un producto con valor agregado.

Una de las principales causas que pueden deteriorar la calidad de productos cárnicos, es la rancidez o enranciamiento oxidativo. La rancidez oxidativa puede tener efectos negativos en la calidad de la carne y sus productos, causando cambios en los atributos sensoriales (color, textura, olor y sabor) y calidad nutricional, lo que se traduciría en una pérdida de la frescura del producto, que desalienta la compra repetida de éste por los consumidores. Uno de los métodos para reducir la rancidez oxidativa, es la aplicación de antioxidantes.

Diversos autores han reportado el uso de antioxidantes naturales a partir de fuentes vegetales como semillas, especias, frutas y vegetales para disminuir la rancidez oxidativa (Karakaya *et al*., 2011). Los antioxidantes son un grupo de compuestos químicos que son producidos *in situ* u obtenidos a través de los alimentos y suplementos. Éstos tienen la función de proteger del daño a las membranas celulares, debido a su capacidad de secuestrar y quelar a los radicales libres (Pandey *et al*., 2010; Moukette *et al*., 2015).

El hidroxianisol butilado (BHA) y el hidroxitolueno butilado (BHT) son utilizados comúnmente como antioxidantes sintéticos; sin embargo, están restringidos por las normas legislativas, debido a la duda sobre sus efectos tóxicos y carcinogénicos (Ousji y Sleno, 2020).

Se ha propuesto que los antioxidantes derivados de las plantas son inocuos y seguros, ya que son de origen natural y tienen capacidad para contrarrestar el efecto perjudicial de las ERO (especies reactivas de oxígeno) (Mishra *et al*., 2011).

Por otro lado, existe una gran variedad de microorganismos que pueden ocasionar el deterioro de los alimentos, lo cual es una de las limitantes más importantes de la industria alimentaria (González *et al*., 2010). Inicialmente, los antioxidantes sintéticos se utilizaron para evitar la contaminación microbiana y oxidación de los componentes de los alimentos.

Debido a la creciente preocupación de los consumidores acerca de los compuestos sintéticos y sus efectos secundarios, así como la falta de material seguro para la prevención y control de microorganismos patógenos en los alimentos, se están utilizando productos naturales para prevenir la contaminación microbiana (Brewer *et al*., 1994). Los antioxidantes naturales tienen el potencial de modular el metabolismo humano, de manera benéfica para la prevención de enfermedades crónicas y degenerativas (Tripoli *et al*., 2007; Mishra *et al*., 2013).

Por otra parte, también se está realizando el desarrollo tecnológico integral del achiote basado en la caracterización bioquímica y farmacológica de las accesiones colectadas (germoplasma) con el fin de optimizar el proceso de obtención del colorante y la utilización de los residuos agroindustriales (semillas) generados, para la elaboración de un producto alimenticio enriquecido y en la obtención de una harina avícola con el fin de reducir el desperdicio de alimentos, adicionándole un valor agregado al producto y ampliando el mercado de comercialización. También se continúa explorando el uso de las partes aéreas de la planta de achiote y sus posibles efectos farmacológicos en la salud (Raddatz-Mota *et al*., 2016; Zarza-García *et al*., 2017; Gómez-Covarrubias *et al*., 2020).

Por todas estas características, *Bixa orellana* es un cultivo con alto potencial de comercialización y en algunos casos, podría ser un cultivo de reemplazo económicamente factible como en el caso de aquellos cultivos económicamente rentables, pero que han sido atacados por alguna plaga fitosanitaria como es el caso de la roya anaranjada (enfermedad causada por el hongo *Hemileia vastatrix*, que ataca hojas, ramas y frutos del café, particularmente las variedades de la especie *Coffea arabica*).

Este patógeno es considerado el más destructivo y de mayor importancia económica a nivel mundial para el café. Este problema fitosanitario ha devastado la cafeticultura desde el 2008, en muchas regiones cafetaleras de América Latina incluida la zona cafetalera de Chiapas, por lo que el achiote podría ser un candidato de cultivo de reemplazo económicamente rentable.

12. Conclusiones

Bixa orellana ha sido utilizada tradicionalmente como colorante natural desde tiempos prehispánicos. Actualmente, se ha incrementado a nivel mundial la demanda de colorantes naturales. El colorante obtenido a partir de las semillas de achiote es ampliamente aceptado por su seguridad y es utilizado en la industria alimentaria. Aunque el achiote es un cultivo de importancia económica, actualmente sigue siendo un cultivo subutilizado. Sin embargo, *Bixa orellana* es un cultivo con alto potencial de comercialización y en algunos casos podría ser un cultivo de reemplazo económicamente factible y de fácil manejo.

13. Bibliografía

Aberoumand, A., 2011. A review article on edible pigments properties and sources as natural biocolorants in foodstuff and food industry. World Journal of Dairy & Food Sciences 6, 71-78.

Aggarwal, B.B., Sundaram, C., Prasad, S., Kannappan, R., 2010. Tocotrienols, the

vitamin E of the 21st century: Its' potential against cancer and other chronic diseases. Biochemical Pharmacology 80, 1613-1631. http://doi.org/10.1016/j.bcp.2010.07.043.

Ahmed, S., Moni, B.M., Ahmed, S., Gomes, D.J., Shohael, A.M., 2020. Comparative phytochemical, antioxidant, and antibacterial study of different parts of Doigota plants (*Bixa orellana* L.). Bulletin of the National Research Centre 44, 1-10. https://doi.org/10.1186/s42269-020-00349-1.

Akshatha, V., Giridhar, P., Ravishankar, G.A., 2011. Morphological diversity in *Bixa orellan*a L. and variations in annatto pigment yield. Journal of Horticultural Science & Biotechnology 86, 319-324. http://doi.org/10.1080/14620316.2011.11512767.

Alawin, O.A., Ahmed, R.A., Dronamraju, V., Briski, K.P., Sylvester, P.W., 2017. γ-Tocotrienol-induced disruption of lipid rafts in human breast cancer cells is associated with a reduction in exosome heregulin content. Journal of Nutritional Biochemistry 48, 83-93. http://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2017.06.013.

Alcázar-Alay, S.C., Osorio-Tobón, J.F., Forster-Carneiro, T., M. Meireles, A.A., 2017. Obtaining bixin from semi-defatted annatto seeds by a mechanical method and solvent extraction: Process integration and economic evaluation. Food Research International 99, 393-402. http://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.05.032.

Amaral, J.S., Casal, S., Torres, D., Seabra, R.M., Oliveira, B.P.P., 2005. Simultaneous determination of tocopherols and tocotrienols in hazelnuts by a normal phase liquid chromatographic method. Analytical Science. 21, 1545-1548. http://doi.org/10.2116/analsci.21.1545.

Arce-Portuguéz, J.A., 1999. El achiote (*Bixa orellana* L.): cultivo promisorio para el trópico. Editorial Guácimo, EARTH, CR. 62 p.

Baer, D.F., 1976. Systematics of the genus *Bixa* and geography of the cultivated annatto. Tesis de doctorado, Universidad de California, LA, USA, 240 pp. https://eurekamag.com/research/000/762/000762617.php.

Bonilla, M.J.C., 2009. Manual del cultivo de achiote: Proyecto de Desarrollo de la Cadena de Valor y Conglomerado Agrícola. Nicaragua. 42 p.

Brewer, M.S., Sprouls, G.K., Russon, C., 1994. Consumer attitudes toward food safety issues. Journal of Food Safety 14, 63-76.

Cano-Sarmiento, C., Monroy-Villagrana, A., Alamilla-Beltran, L., Hernández-Sánchez, H., Cornejo-Mazon, M., Tellez-Medina, D.I., Jiménez-Martínez,C.,Gutiérrez-López,G.F.,2014.Micromorphometriccharacteristicsof α-tocopherol emulsions obtained by microfluidization. Revista Mexicana de Ingeniería Química 13, 201-212.

CENTA, 2015. Manual técnico: El cultivo del achiote, *Bixa orellana* L. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal. República de El Salvador. 88 p.

Chisté, R.C., Mercadante, A.Z., Gomes, A., Fernandes, E., Lima, J.L.F.C., Bragagnolo, N., 2011. *In vitro* scavenging capacity of annatto seed extracts against reactive oxygen and nitrogen species. Food Chemistry 127, 419-426. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.139.

Chung, E., Elmassry, M.M., Kottapalli, P., Kottapalli, K.R., Kaur, G., Dufour, J.M., Wright, K., Ramalingam, L., Moustaid-Moussa, N., Wang, R., Hamood, A.N., Chwan-Li, S., 2020. Metabolic benefits of annatto-extracted tocotrienol on glucose homeostasis, inflammation, and gut microbiome. Nutrition Research 77, 97-107. https://doi.org/10.1016/j.nutres.2020.04.001.

Correa, N. P. J. y Silveira, L. M. S., 2014. Guía técnica para la producción de achiote (*Bixa orellana* L.) en pequeñas plantaciones de Yucatán. Universidad Autónoma Chapingo. 10 p.

Cubias, N.K.G., 2019. Germinación y efecto de la nutrición en achiote (*Bixa orellana* L.). Tesis de maestría en Ciencias en Horticultura Tropical. Instituto Tecnológico de Conkal. Conkal, Yucatán, México.

Devia, P.J.E., Saldarriaga, C.L., 2003. Planta piloto para obtener colorante de la semilla del achiote (*Bixa orellana*). Revista Universidad EAFIT 39, 8-22.

Faria, D.V., Correia, L.N.F., Souza, M.V.C., Ríos-Ríos, A.M., Vital, C.E., Batista, D.S., Costa, M.G.C., Otoni, W.C., 2019. Irradiance and light quality affect two annatto (*Bixa orellana* L.) cultivars with contrasting bixin production. Journal of Photochemistry and Photobiology A: Chemistry 197, 111549. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2019.111549.

Giuliano, G., Rosati, C., Peter M. Bramley, P.M., 2003. To dye or not to dye: biochemistry of annatto unveiled. Trends in Biotechnology 21, 513-516.

Gómez-Covarrubias, S.I., Raddatz-Mota, D., Hernández-Pérez, E., Mendoza-Espinoza, J.A., Díaz de León-Sánchez, F., Rivera-Cabrera, F., 2020. Morphological diversity and chemical screening of achiote (*Bixa orellana* L., Bixaceae). Acta Agrícola y Pecuaria 6: E0061015. https://doi.org/10.30973/aap/2020.6.0061015.

González, L.J., Martínez, F.N., Rossi, L., Tornese, M., Troncoso, A., 2010. Enfermedades transmitidas por los alimentos: Análisis del riesgo microbiológico. Revista chilena de infectología 27, 513-524. https://doi.org/10.4067/S0716-10182010000700004.

Karakaya, M., Bayrak, E., Ulusoy, K., 2011. Use of Natural Antioxidants in Meat and Meat Products. Journal of Food Science and Engineering 1, 1-10.

Leal, F., Michelangeli de Clavijo, C., 2012. Annatto: Botany and Horticulture, en: editorial Wiley-Blackwell, Horticultural Reviews, Volume 39, pp. 389-419.

Leal, G.M.L., Costa da Mota, A.C., Melo, D.A., de Souza, C.L.A., Tempestini, H.A.C.R., Pavani, C., Jansiski, M.L., Santos, F.K.P., Mesquita-Ferrari, R.A., Teixeira da Silva, D.F., de Barros, M.P., Araújo, P.R., Kalil, B.S., 2020. Antimicrobial photodynamic therapy with Bixa orellana extract and blue LED in the reduction of halitosis-A randomized, controlled clinical trial. Photodiagnosis and Photodynamic Therapy 30, 101751. https://doi.org/10.1016/j.pdpdt.2020.101751.

Linnaeus, C., 1753. Species plantarum. Stockholm. 2 vols.

Lourido, P.H., Martínez, S.G., 2010. La *Bixa orellana* L. en el tratamiento de afecciones estomatológicas, un tema aún por estudiar. Revista Cubana de Farmacia 44, 231-244.

Mala, K.S., Rao, P.P., Prabhavathy, M.B., Satyanarayana, A., 2015. Studies on application of annatto (*Bixa orellena* L.) dye formulations in dairy products. Journal of Food Science and Technology 52, 912-919. https://doi.org/10.1007/s13197-013-1038-3.

Michel, B.D.A., 2019. Tasa de supervivencia de plantas de achiote *Bixa orellana* L. trasplantada a raíz desnuda. Tesis de maestría en Desarrollo Agropecuario Sustentable. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tenosique, Tabasco.

Milthon, M.M., 2019. Factores restrictivos en la exportación de achiote (*Bixa orellana Linneo*) a los Estados Unidos en los periodos 2012-2016. Tesis de maestría en Ciencias de Ingeniería. Universidad Nacional de Huancavelica. Huancavelica – Perú.

Mishra, A., Kumar, S., Bhargava, A., Sharma, B., Pandey, A.K., 2011. Studies on *in vitro* antioxidant and antistaphylococcal activities of some important medicinal plants. Cellular and Molecular Biology 57, 16-25.

Mishra, A., Kumar, S., Pandey, A.K., 2013. Scientific validation of the medicinal efficacy of *Tinospora cordifolia*. The Scientific World Journal. Article ID 292934. https://doi.org/10.1155/2013/292934.

Moreira, A.P., Lins, J., Dequigiovanni, G., Veasey, E.A., Clement, C.R., 2015. The Domestication of Annatto (*Bixa orellana*) from *Bixa urucurana* in Amazonia. Economic Botany XX, 1-9. https://doi.org/10.1007/s12231-015-9304-0.

Moukette, B.M., Pieme, C.A., Njimou, J.R., Biapa, C.P.N., Marco, B., Ngogang, J.Y., 2015. In vitro antioxidant properties, free radicals scavenging activities of extracts and polyphenol composition of a nontimber forest product used as spice: *Monodora myristica*. Biological Research 48, 15.

Oliveira, J.R.G., Bonnet, A., Braconnier, E., Groult, H., Prunier, G., Beaugeard, L., Grougnet, R., da Silva, A.J.R.G., Ferraz, C.A.A., Picot, L.,

2019. Bixin, an apocarotenoid isolated from *Bixa orellana* L., sensitizes human melanoma cells to dacarbazine-induced apoptosis through ROS-mediated cytotoxicity. Food and Chemical Toxicology 125, 549-561. https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.02.013.

Ousji, O., Sleno, L., 2020. Identification of *In Vitro* Metabolites of Synthetic Phenolic Antioxidants BHT, BHA, and TBHQ by LC-HRMS/MS. International Journal of Molecular Sciences 21, 9525. https://doi.org/10.3390/ijms21249525.

Pandey, A.K., Mishra, A.K., Mishra, A., Kumar, S., Chandra, A., 2010. Therapeutic potential of *C. zeylanicum* extracts: an antifungal and antioxidant perspective. International Journal of Biological and Medical Research 1, 228-233.

Pandey, S., Sharma, A., Panika, G., Kumar, M., 2019. Morphological studies, traditional and industrial uses of *Bixa orellana*. A review. Current Science International 8, 70-74.

Park, J.S., Mathison, B.D., Zawlocki, B.M., Chew, B.P., 2016. Bixin uptake and antioxidative effect and role in immunoregulation in domestic cats. Journal of Animal Science 94, 125-134. https://doi.org/10.2527/jas2015-9478.

Patel, V., Patel, R., 2016. The active constituents of herbs and their plant chemistry, extraction and identification methods. Journal of Chemical and Pharmaceutical Research 8, 1423-1443.

Quiñones, B.X., Yunda, R.M.C., 2014. El achiote *Bixa orellana* L. como posible alternativa productiva para el Departamento del Meta. Revista Sistemas de Producción Agroecológicos 5, 142-173.

Raddatz-Mota, D., Pérez-Flores, L.J., Carrari, F., Insani, M., Asis, R., Mendoza-Espinoza, J.A., Díaz de León-Sánchez, F., Rivera-Cabrera, F., 2016. Chemical characterization and quantification of the pigment extraction yield of seven mexican accessions of *Bixa orellana*. Revista Mexicana de Ingeniería Química 15, 727-740.

Raddatz-Mota, D., Pérez-Flores, L.J., Carrari, F., Mendoza-Espinoza, J.A., Díaz de León-Sánchez, F., Pinzón-López, L.L., Godoy-Hernández, G.,

Rivera-Cabrera, F., 2017. Achiote (*Bixa orellana* L.): a natural source of pigment and vitamin E. Journal of Food Science and Technology 54, 1729-1741. http://doi.org/10.1007/s13197-017-2579-7.

Rivera-Madrid, R., Escobedo-G.M., R., Balam-Galera, E., Vera-Ku, M., Harries, H., 2006. Preliminary studies toward genetic improvement of annatto (*Bixa orellana* L.). Scientia Horticulturae 109, 165-172. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.03.011.

Sen, C.K., Khanna, S., Roy, S., 2007. Tocotrienols in health and disease: the other half of the natural vitamin E family. Molecular Aspects of Medicine 28, 692-728. https://doi.org/10.1016/j.mam.2007.03.001.

Stohs, S.J., 2013. Safety and Efficacy of *Bixa orellana* (Achiote, Annatto) Leaf Extracts. Phytotherapy Research. Published online in Wiley Online Library. https://doi.org/10.1002/ptr.5088.

Tamil, S.A., Aravindhan, R., Madhana, B., Raghava, J.R., 2013. Studies on the application of natural dye extract from *Bixa orellana* seeds for dyeing and finishing of leather. Industrial Crops and Products 43, 84-86. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.07.015.

Teixeira da Silva, J.A., Dobránszki, J., Rivera-Madrid, R., 2018. The biotechnology (genetic transformation and molecular biology) of *Bixa orellana* L. (achiote). Planta 248, 267-277. https://doi.org/10.1007%2Fs00425-018-2909-7.

Teixeira da Silva, J.A., Zeng, S., Godoy-Hernández, G., Rivera-Madrid, R., Dobránszki, J., 2019. *Bixa orellana* L. (achiote) tissue culture: a review. In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant 55, 231-241. https://doi.org/10.1007/s11627-019-09969-3.

Thomsen, C.B., Andersen, R.F., Steffensen, K.D., Adimia, P., Jakobsen, A., 2019. Delta tocotrienol in recurrent ovarian cancer. A phase II trial. Pharmacological Research 141, 392-396. https://doi.org/10.1016/j.phrs.2019.01.017.

Tripoli, E., Guardia, M.L., Giammanco, S., Majo, D.D., Giammanco, M., 2007. Citrus flavonoids: molecular structure, biological activity and nutritional properties: a review. Food Chemistry 104, 466-479.

Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Consultado el 21 de julio de 2020. http://www.tropicos.org.

Ul-Islam, S., Luqman, J.R., Faqeer, M., 2016. Phytochemistry, biological activities and potential of annatto in natural colorant production for industrial applications – A review. Journal of Advanced Research 7, 499-514. https://doi.org/10.1016/j.jare.2015.11.002.

Umadevi, M., Giridharan, S., Kumaran, K., 2020. Floral, reproductive biology and morphological variation in annatto (*Bixa orellana* L.). Electronic Journal of Plant Breeding 11, 439-446. https://doi.org/10.37992/2020.1102.076.

Vardanega, R., Nogueira, G.C., Nascimento, C.D.O., Faria-Machado, A.F., Meireles, M.A.A., 2019. Selective extraction of bioactive compounds from annatto seeds bysequential supercritical CO_2 process. The Journal of Supercritical Fluids 150, 122-127. https://doi.org/10.1016/j.supflu.2019.01.013.

Venugopalan, A., Giridhar, P., Ravishankar, A., 2011. Food, ethanobotanical and diversified applications of *Bixa orellana* L.: a scope for its improvement through biotechnological mediation. Indian Journal of Fundamental and Applied Life Sciences 1, 9-31.

Vilar, D.A., Vilar, M.S.A., de Lima e Moura, T.F.A., Raffin, F.N., Rosa de Oliveira, M., Franco, C.L.O., Athayde-Filho, P.F., Formiga, M.F., Barbosa-Filho, J.M., 2014. Traditional uses, chemical constituents, and biological activities of *Bixa orellana* L.: a review. The Scientific World Journal 857292. http://doi.org/10.1155/2014/857292.

Wilankar, C., Sharma, D., Checker, R., Khan, N.M., Patwardhan, R., Patil, A., Sandur, K.S., Devasagayam, T.P.A., 2011. Role of immunoregulatory transcription factors in differential immunomodulatory effects of tocotrienoles. Free Radical Biology and Medicine 51, 129-143. https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2011.03.038.

Wong, S.K., Kok-Yong, C., Suhaimi, F.H., Ahmad, F., Ima-Nirwana, S., 2018. Exploring the potential of tocotrienol from *Bixa orellana* as a single agent targeting metabolic syndrome and bone loss. Bone 116, 8-21. https://doi.org/10.1016/j.bone.2018.07.003.

Wong, S.K., Kok-Yong, C., Ahmad, F., Ima-Nirwana, S., 2020. Regulation of inflammatory response and oxidative stress by tocotrienol in a rat model of non-alcoholic fatty liver disease. Journal of Functional Foods 74, 104209. https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104209.

Xia, W., Mo, H., 2016. Potential of tocotrienols in the prevention and therapy of Alzheimer's disease. Journal of Nutritional Biochemistry 31, 1-9. http://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2015.10.011.

Zabot, G.L, Moraes, N.M., Meireles, M.A.A., 2018. Process integration for producing tocotrienols-richoil and bixin-rich extract from annatto seeds: A techno-economic approach. Food and Bioproducts Processing 109, 122-138. https://doi.org/10.1016/j.fbp.2018.03.007.

Zarza-García, A.L., Sauri-Duch, E., Raddatz-Mota, D., Cuevas-Glory, L.F., Pinzón-López L.L., Rivera-Cabrera F., Mendoza-Espinoza, J.A., 2017. Pharmacological, phytochemical and morphological study of three Mayan accessions of *Bixa orellana* L. leaves. Emirates Journal of Food and Agriculture 29, 163-169. https://doi.org/10.9755/ejfa.2016-09-1283.

Zou, L., Akoh, C.C., 2015. Antioxidant activities of annatto and palm tocotrienol-rich fractions in fish oil and structured lipid-based infant formula emulsion. Food Chemistry 168, 504-511. http://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.07.098.

Zuo, S., Wang, G., Han, Q., Xiao, H., Santo, H.O., Avelar, R.D., Khani, V., Tang, J., 2020. The effects of tocotrienol supplementation on lipid profile: A meta-analysis of randomized controlled trials. Complementary Therapies in Medicine 52, 102450. https://doi.org/10.1016/j.ctim.2020.102450.

ANONA O SARAMUYO (*Annona squamosa* L.)

***Campos Rojas Eduardo*[1] *y Cituk Chan Daniel*[2]**

1. Introducción

Las especies de anonáceas de interés frutícola en México pertenecen a la familia Annonaceae, cuya edad se calcula entre 62 y 110 millones de años, distribuida principalmente en regiones tropicales y subtropicales (Angiosperm Phylogeny Group, 1998). Las anonáceas son una familia de fácil distinción y considerada como un grupo primitivo de angiospermas, forma parte del complejo Ranaleano incluida en el Orden Ranales, Magnoliales o Annonales (Romero-Soler y William Cetzal-Ix, 2015).

El saramuyo (*Annona squamosa* L.), pertenece a la familia Anonnaceae recibe el nombre "*Ts' almuy*" de origen maya, comúnmente se le conoce como anona. Es una especie tropical nativa de América y se cultiva en diferentes países tropicales de todo el mundo, comúnmente se cultiva en América Central y del Sur, en el sur de México, en las Indias Occidentales, Bahamas, Bermudas, y ocasionalmente en el sur de Florida (Jagtap y Bapat, 2012; Lim, 2012). Otros países productores:

[1] Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Km 38.5 Carretera México-Texcoco, Chapingo, Texcoco, México, 56230, México.

[2] Tecnológico Nacional de México-Instituto Tecnológico de Conkal. Av. Tecnológico s/n, Conkal, Yucatán, México, C. P. 97345.

Jamaica, Puerto Rico, Perú, Cuba y Barbados, en Colombia se cultiva en las zonas secas de Caldas, Tolima, Cundinamarca y los Santanderes) (Guerrero y Fisher, 2007). En las regiones secas del norte de Queensland, Australia, se encuentra en forma silvestre en praderas y bosques (Morton, 1987; Hoyos, 1989). El cultivo es extenso en India, mientras que en Brasil es uno de los frutos más importantes, siendo llamativo en los mercados de Bahía (Lotero, 1976).

Aunque no hay reportes oficiales de la producción mundial de saramuyo, este tiene gran importancia económica al ser un frutal considerada exótica (León-Fernández y Montalvo-González, 2017; León, 2020).

Pese al gran potencial que representa esta especie frutícola, es poco el manejo que se le da como cultivo, y su producción al menos en México, se caracteriza por ser de traspatio. Aunado a que la difusión del cultivo de saramuyo se ve limitado por la poca información existente sobre la especie, la cual ha sido poco valorado y subutilizada (Cordeiro y Pinto, 2005).

El saramuyo, es una de las especies nativas tropicales de México con alto potencial de producción, debido a la excelente calidad organoléptica, nutricional y nutracéutica de sus frutos (Pinto, 2005). Entre las anonáceas, los frutos de saramuyo son los más dulces y con mayor contenido de vitamina C (FAO, 1990).

Se consume como fruta fresca, aunque la pulpa presenta un alto potencial para la elaboración de pulpa pasteurizada o congelada, néctares y otras bebidas (Leal, 1990).

Los frutos de esta familia, Anonnaceae, conocidos como anonas o anonáceas, entre ellos el saramuyo, han ganado una gran aceptación entre diferentes grupos de consumidores de frutas en fresco y sectores industriales en el ramo de la agroindustria, cosmética y farmacéutica, por ser considerados como un grupo de frutas exóticas, tradicionales o regionales.

A pesar de la importancia del saramuyo en México, hay pocos trabajos realizados sobre este frutal, la información sobre el manejo

agronómico es escasa, a pesar de ello el saramuyo es una especie con gran potencial en el grupo de frutas tropicales nativas o tradicionales.

2. Origen

Las especies de *Annona*, principalmente se distribuyen en los trópicos y algunas especies en regiones templadas. Alrededor de 900 especies son neotropicales, 450 especies son afrotropicales y 1,200 especies de la región Indomalaya (Asia tropical y Australia), solamente cuatro géneros de esta familia han destacado en su importancia comercial: *Annona, Rollinia, Uvaria* y *Asimina*, ya que producen frutos comestibles (Chatrou, 1999).

El nombre de la familia Anonaceae deriva del latín y significa "*cosecha anual*" (Pinto *et al.*, 2005). Poco más de 90 % de las especies de *Annona* reportadas en el mundo, se localizan en América tropical, por lo que se considera a esta región, específicamente el sur de México, Centroamérica y parte de Sudamérica, como la principal área de diversificación del género y centro de origen (Ruiz y Alatorre, 1999).

El saramuyo (*Annona squamosa* L.) pertenece a la familia de las anonáceas, la cual alberga cerca de 2,200 a 2,500 especies (Chatrou *et al.*, 1999; Cruz *et al.*, 2002), agrupadas en 130 a 140 géneros (León, 2000). El género *Annona* es uno de los más importantes ya que posee 150 especies dentro de las que se encuentra el saramuyo y otras especies de interés comercial como guanábana (*A. muricata* L.), chirimoya (*A. cherimola* Mill.) y atemoya (*A. squamosa* x *A. cherimola*). El saramuyo, la guanábana y la anona colorada (*A. reticulata* L.) se encuentran distribuidas de acuerdo con su adaptación climática en las tierras bajas del trópico mientras que la chirimoya se encuentra en los trópicos superiores o subtrópicos (Gómez, 2005).

El saramuyo, es originario de Centroamérica y las Antillas, desde donde se distribuyó a México y la América tropical (González, 1984; Andrés-Agustín y Andrés-Hernández, 2011). En Brasil, Filipinas e India, se encuentran plantaciones comerciales con cultivares de anonas/saramuyo de alta calidad de fruto (Pinto *et al.*, 2005). En México,

se encuentra en la región sureste en pequeñas áreas, es una especie subutilizada, con plantaciones de germoplasma nativo, producción en huertos familiares o traspatio y comercialización regional (Andrés-Agustín y Andrés-Hernández, 2011).

En México, el saramuyo se distribuye de manera natural en la vertiente del Pacífico desde Michoacán hasta Oaxaca, en toda la península de Yucatán, entre los 0 y 1,000 msnm (Figura 1) (Mapa realizado como parte de la zonificación agroecológica de saramuyo con apoyo del proyecto "Aprovechamiento del germoplasma, desarrollo tecnológico e innovación en cadenas de valor de anonáceas en México", 2015-4-266891 SADER/CONACyT; realizado por los autores del presente capítulo).

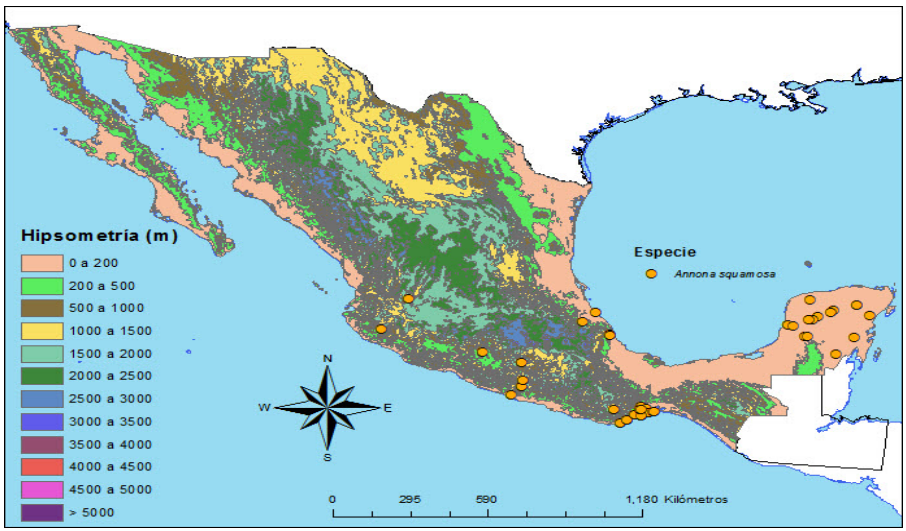


Figura 1. Distribución de saramuyo (*Annona squamosa* L.) en México. Fuente: elaboración propia.

Segura *et al*. (2012) constato que la distribución de esta especie se asocia con alta temperatura y escasa precipitación durante los meses de noviembre a marzo.

Se sistematizaron y colectaron datos pasaporte de colectas botánicas y de recursos filogenéticos de especies de *A. squamosa* L., estos

datos corresponden a colectas realizadas como trabajo de diversos proyectos de la Red Anonáceas del Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura y revisiones de colecciones de herbarios UACh (División de Ciencias Forestales), Colegio de Postgraduados (COLPOS), Banco Nacional de Germoplasma Vegetal, (BANGEV) Centro de Investigación Científica de Yucatán, (CICY); Instituto de Biología (UNAM) y la red de información de CONABIO. Con base en tal información, el saramuyo en México se distribuye principalmente en las provincias fisiográficas: Sierra Madre del Sur, Sierra Madre Occidental, Llanura costera del Golfo Norte y Península de Yucatán (Figura 2).

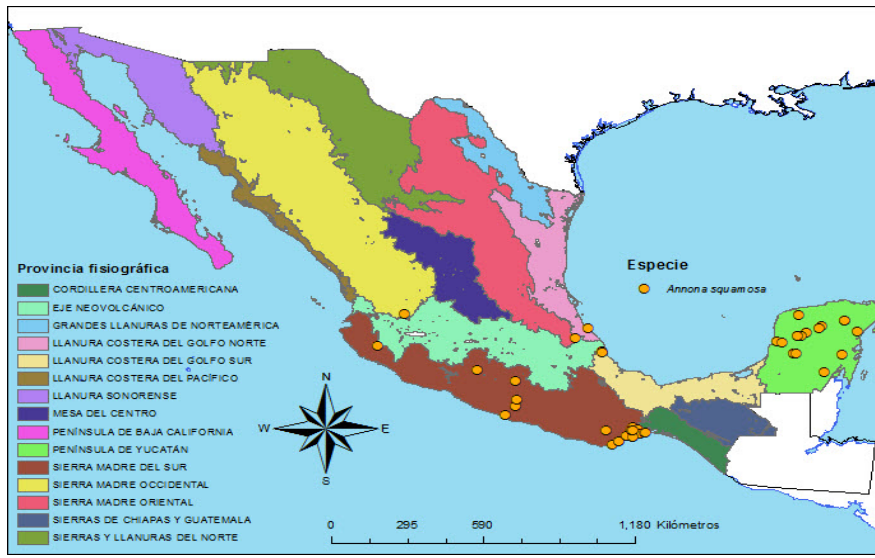


Figura 2. Provincias fisiográficas donde se observa la distribución de saramuyo (*Annona squamosa* L.) en México. Fuente: elaboración propia.

Con base en la zonificación agroecológica para saramuyo (Figura 3) en México, el saramuyo se encuentra en áreas con temperaturas promedio anuales que oscilan entre 24 y 26 °C en la península de Yucatán, 22 y 24 °C en la zona del golfo de México y de 26 a 28 °C en el área del Pacifico.

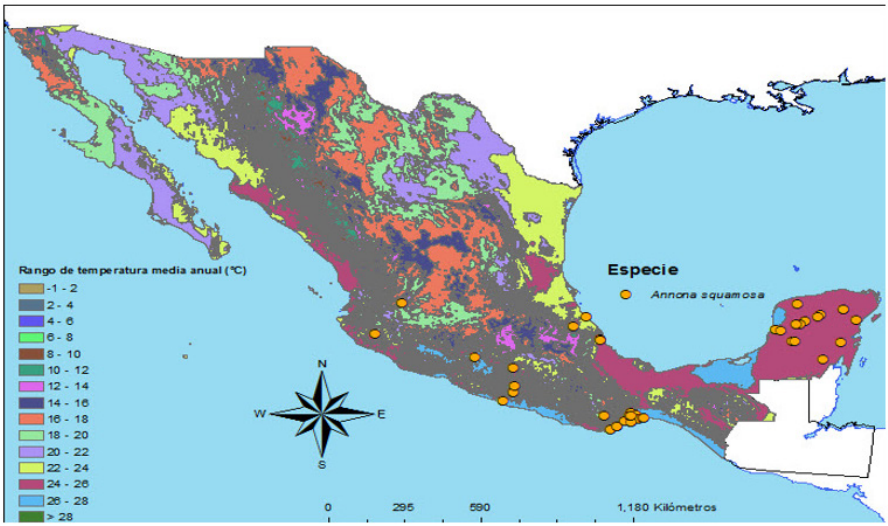


Figura 3. Temperatura promedio anual en áreas de distribución de saramuyo (*Annona squamosa* L.) en México. Mapa realizado como parte de la zonificación agroecológica de saramuyo con apoyo del proyecto "Aprovechamiento del germoplasma, desarrollo tecnológico e innovación en cadenas de valor de anonáceas en México", 2015-4-266891 SADER/CONACyT realizado por los autores del presente capítulo.

El fruto de saramuyo es conocido en casi todo el mundo especialmente con su nombre en inglés, "*sugar-apple*", en Filipinas se le denomina "*ati*"; en Paraguay "aratiku", en Tailandia "Noi-Na" y en Medio Oriente "achta".

La mayoría de las especies de esta familia Annonaceae en México tienen amplia diversidad de especies que crecen en el trópico; se encuentran creciendo en áreas naturales y algunas cultivadas en huertos comerciales y de traspatio (Cuadro 1) (Andrés-Agustín, 1997). En estos sistemas de cultivo se observa gran diversidad, propiciada por muchos años de evolución natural y de cultivo; diversidad que actualmente por la intervención humana no planeada y los factores ambientales adversos, está en riesgo de erosión y pérdida (Andrés-Agustín *et al*., 2006).

Cuadro 1. Distribución de especies de anonas en México.

Especies	Nombre común	Altitud (m)	Distribución en México
A. *muricata*	Guanábana	0 a 500	Colima, Chiapas, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Veracruz, Oaxaca, Sinaloa, Tabasco, Yucatán.
A. *cherimola*	Chirimoya	700 a 2,600	Colima, Estado de México, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Veracruz, Yucatán.
A. *diversifolia*	Llama o Papause	250 a 600	Chiapas, Colima, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Veracruz, Oaxaca, Yucatán.
A. *squamosa*	Saramuyo	0 a 1,000	Chiapas, Jalisco, Tabasco, Yucatán.
A. *reticulata*	Anona	50 a 1,250	Chiapas, Oaxaca, Tabasco, Veracruz, Yucatán.
A. *purpurea*	Cabeza o Chincuya	50 a 1,300	Chiapas, Oaxaca, Tabasco, Veracruz, Yucatán.
A. *glabra*	Corcho	0 a 100	Guerrero, Tabasco, Veracruz, Yucatán.
A. *globifolia*	Anona de monte	0 a 100	Hidalgo, San Luis Potosí, Tamaulipas, Veracruz.

Fuente: Andrés-Agustín, 1997.

3. Aspectos botánicos

La clasificación botánica del saramuyo (Figura 4) se describe en el cuadro 2:

Cuadro 2. Clasificación botánica del saramuyo (*Annona squamosa* L.).

Clasificación botánica	
Reino:	Vegetal
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida y Equisetopsida C. Agarddh
Subclase:	Magnoliideae Novák ex Takht
Orden:	Magnoliales
Super orden:	Magnolianae Takht
Familia:	Annonaceae, Juss., 1789
Subfamilia:	Annonoideae Rafinesque 1815
Género:	*Annona*
Especie:	*squamosa*
Nombre científico:	*Annona squamosa* L.
Nombre maya:	Ts' almuy
Nombre común:	Saramuyo o Anón Saramuyo, Anona, Anón, Capulín, Riñón (Angiosperm Phylogeny Group, 1998).

Por otra parte, existe más de un nombre científico para nombrar al saramuyo. En el cuadro 3, se describe la sinonimia reportada:

Cuadro 3. Sinonimia reportada para el saramuyo (*Annona squamosa* L.)

No.	**Sinónimos**
1	*A. asiatica* L.
2	*A. cinerea* Dunal
3	*A. forskahlii* DC.
4	*A. glabra* Forssk.
5	*Guanabanus squamosus* M. Gómez
6	*Xylopia frutescens* Sieb. ex Presl
7	*X. glabra* L.
8	*A. distincta* Raeusch
9	*A. forsskalii* DC.
10	*A. squamosa* Delile
11	*A. squamosa* f. parvifolia Kuntze

12 *X. frutescens* var. glabra S. Watson



Figura 4. Fruto de saramuyo (*Annona squamosa* L.)

Planta:

El árbol presenta sistema radical superficial y ramificado (Gardiazábal y Rosenberg, 1988). La raíz primaria es pivotante, fibrosa y de color blanco o café; la raíz lateral tiende a originar pocas raicillas en grupos de 3 a 5 raíces laterales (Cituk, 2020).

El árbol de saramuyo es un árbol perenne, hábito de crecimiento irregular, apertura floral diurna, hermafrodita, presenta heterostilia y es alternante; semicaducifolio de porte bajo o arbustivo de 3 a 12 m de altura, de copa abierta, formada por ramas que crecen en forma irregular (Figura 5). Los brotes jóvenes crecen en zigzag y son grisáceo-cerosas con abundantes lenticelas rugosas (FAO, 1990). Ramas con pubescencia corta o densamente pubescentes y las partes más viejas son lisas, todas sus partes son olorosas al triturarlas y su madera es blanda (Hoyos, 1989).



Figura 5. Árbol de saramuyo semicaducifolio de porte bajo o arbustivo, los brotes jóvenes crecen en zigzag (a) y son grisáceo-cerosas (b).

El saramuyo ramifica a nivel del suelo o base del tallo, su corteza es lisa o agrietada, la corteza interna es de color amarillo claro, algo amarga (Guerrero y Fischer, 2007). Posee tallo leñoso de forma ovalada y cilíndrica, presenta una costra interna de color rojo de 0.5 mm y la corteza interna madura color verde olivo de 2 mm de diámetro, mientras que la corteza externa es café con manchas irregulares de color blanquecino (Cituk, 2020).

Las hojas presentan forma variada: elípticas, elíptico-lanceoladas a oblongas, lanceoladas en la base; ovadas, con base de forma estrechadas; ocasionalmente redondeadas agudas y obtusas; membranáceas, pubescentes o glabras en el envés y de ápice agudo; pubescentes, cuando son jóvenes, algunas veces glabras cuando maduras, generalmente glabras; limbo liso, agudas o acuminadas en el ápice; el tamaño de la hoja es de 18.5 x 6.5 cm de longitud y diámetro, de color verde limón en el haz y verde olivo en el envés; en invierno la planta tira las hojas, lo cual es una característica única de esta especie (Figura 6) (Cituk, 2004; Guerrero y Fischer, 2007).

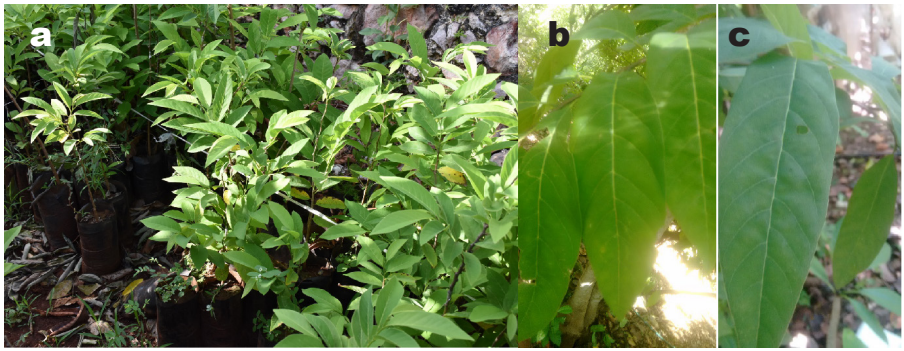


Figura 6. Hojas de saramuyo: a) elípticas, b) elíptico-lanceoladas, c) oblongas.

Sus flores solitarias o inflorescencias de 2 a 15 flores (Figura 7a); perfectas y fragantes; de estilo más largo que los estambres (heterostilia), de coloración verde en la parte externa y crema en la parte interna (Figura 7b); su principal floración es a finales del invierno y primavera, puede presentar floración extemporánea durante el verano (Cituk, 2020). Presentan pedicelos de 1 a 2 cm de largo, sépalos muy pequeños de lóbulos triangulares, agudos pubescentes, 3 a 6 pétalos carnosos, linear-oblongos de 1.5 a 2 cm de largo los cuales se ubican en dos verticilos (el verticilo externo carnoso) (Hoyos, 1989; Franciosi, 1992; Guerrero y Fischer, 2007).

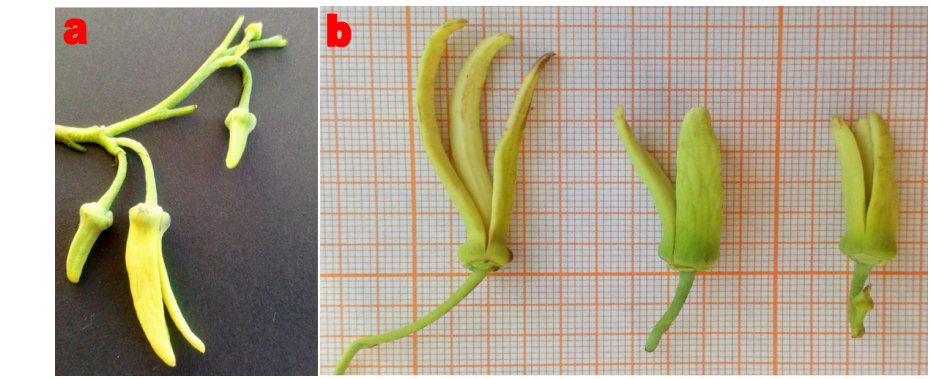


Figura 7. Flores de saramuyo (*Annona squamosa* L.) solitarias o inflorescencias de 2 a 15 flores (a); flores perfectas; de coloración verde en la parte externa y crema en la parte interna (b).

El androceo está formado por más de 100 estambres libres (Hoyos, 1989). Las estructuras reproductivas están dispuestas en forma de espiral sobre un receptáculo floral. En la región basal de los pétalos, hay una cavidad en la cual se encuentran glándulas secretoras, formando una cámara floral (Gardiazábal y Rosenberg, 1988).

El fruto, baya, está formado por un conglomerado de frutos individuales conocido como sincarpo (fusión de los carpelos), el cual es aromático, dulce y carnoso; de color amarillo verdoso cuando maduro; subgloboso u ovoide, de 5 a 12 cm de diámetro, compuesto por numerosos carpelos débilmente fusionados, los cuales son redondeados en el dorso con superficie escamosa (Figura 8).



Figura 8. Fruto de saramuyo (baya) formado por un conglomerado de frutos individuales conocido como sincarpo (a), compuesto por numerosos carpelos débilmente fusionados (b).

La pulpa es color blanco-amarillenta, azucarada, muy aromática. El peso promedio puede fluctuar de 200 a 600 g; de color verde-amarillo, pero se conocen variedades de color púrpura (Romero-Soler y Cetzal-Ix, 2015). Los frutos presentan comportamiento climatérico, baja

resistencia al manejo postcosecha y corta vida de anaquel (De Andrade *et al*., 2005).

Externamente la unión de los carpelos es laxa, con toda su superficie marcadamente prominente, dándole al fruto apariencia tuberculada (Figura 9). La pulpa blanca o amarillenta entre la unión de los carpelos; los frutos son del tipo sincarpo formados por numerosos pistilos de una flor; cada escama pertenece a un carpelo fecundado (Nakasone y Paull, 1998).

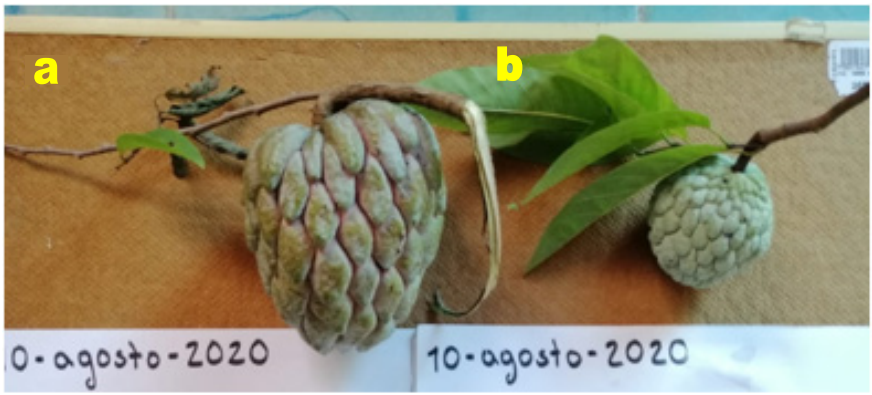


Figura 9. Fruto de saramuyo con unión laxa de los carpelos (a), con toda su superficie marcadamente prominente (b).

Un árbol de saramuyo en producción puede tener rendimientos entre 30 a 60 frutos por año, inicia su producción al tercer año y declina al año 12 o 15 (Cuz, 2002). Las semillas (35 a 45 por fruto) son oblongas, negro-lustrosas o café-oscuras y están rodeadas por una membrana carnosa; constituyen entre 31 y 41 % del total del fruto y contienen entre 14 y 49 % de aceite. Miden de 1.25 a 2.0 cm de longitud, con un ancho de 0.6 a 0.8 cm (Figura 10) (Leal, 1990).



Figura 10. Semillas de saramuyo (a) oblongas, negro-lustrosas (b) o café-oscuras (c).

Las semillas están incrustadas cerca de la periferia del receptáculo del fruto, se localiza una por cada carpelo, la característica más sobresaliente es el arilo pequeño y rudimentario, compuesto de una capa simple de células elongadas anticlinalmente. El mesocarpio o pulpa que cubre a la semilla presenta fibra de consistencia algodonosa y existen materiales con poca o nula fibra (Ferreira et al., 2002; Cituk y Navarrete, 2019). Las semillas de saramuyo toleran la deshidratación al 1.5 % y no se pierde viabilidad a los seis meses de almacenamiento hermético a -20 °C (Hong et al., 1998). Presentan latencia morfofisiológica y pueden conservarse hasta 12 meses, siendo posible obtener el 85 % de viabilidad si la conservación de la semilla se lleva a cabo en condiciones de refrigeración a 4 °C (Cituk, 2020).

4. Crecimiento y desarrollo

Annona squamosa L. requiere de un clima cálido-seco, crece y se desarrolla desde 3 m hasta los 1,000 m de altitud (Cituk y Navarrete, 2019). La distribución de esta especie se asocia con alta temperatura y escasa precipitación pluvial durante los meses de noviembre a marzo (Segura *et al*., 2012). Este fruto se cosecha en Yucatán de julio a noviembre (Bolívar-Fernández *et al*., 2009).

Esta especie, se puede cultivar en tres tipos de clima: cálido seco o subhúmedo, cálido subhúmedo y húmedo, con suelos cuyo pH sea de 7 a 8 y se adapta a suelos calcáreos y luvisoles ródicos (Cituk, 2003). El saramuyo es poco exigente, crece en suelo arenoso hasta franco-arci-

lloso, pero las mejores cosechas se obtienen en suelos fértiles, sueltos y profundos; tolera suelos pobres, no tolera un nivel freático alto; por estas razones se utiliza como portainjerto para otras anonáceas (Nakasone y Paull, 1998).

El saramuyo expresa su mayor potencial productivo en suelos tipo rendzinas líticas, luvisol ródico, franco-arcillosos y franco-arenosos. En suelo luvisol ródico y profundo obtiene mejor crecimiento y desarrollo vegetativo y reproductivo (Cituk et al., 2018). Se desarrollan bien en tierras bajas donde las temperaturas mínimas sean de 10 a 20 °C y las máximas de 22 a 28 °C máximas, las plantas presentan cuatro meses de floración y fructificación, requiere 10 h de luz al día (George y Nissen, 1987a). El saramuyo requiere de humedad relativa que fluctué de 70 a 80 % (Cituk, 2019).

Para obtener mejor producción, temperatura máxima de 28 °C y mínima de 10 a 20 °C son ideales para cultivar saramuyo, sobre todo, si desarrolla a una altitud de 2 a 30 msnm (Cituk *et al*., 2018) Cuando existen diferencias de temperatura en el día y esta desciende en invierno a 18 °C, se originan desequilibrios fisiológicos como la defoliación a partir de diciembre y brotación vegetativa con floración de enero a abril. Temperaturas superiores a 30 °C afectan la polinización, aceleran la respiración y reducen la vida postcosecha de los frutos (Leal, 1990).

El efecto de diferentes regímenes de temperaturas entre el día y la noche sobre el crecimiento y la respuesta fisiológica de árboles de saramuyo, 30/25 °C (día/noche), se refleja en la actividad fotosintética que se incrementa y se tiene un crecimiento y desarrollo mayor (Higuchi *et al*., 1998).

Los árboles de saramuyo soportan períodos prolongados de sequía, para su desarrollo requiere una precipitación anual entre 750 y 1,200 mm (Nakasone y Paull, 1998). En sequías severas, los árboles se defolian y la cáscara de los frutos se endurece produciéndose el rajado de estos cuando se incrementa la disponibilidad de agua (Morton, 1987).

La madera blanda de los árboles hace que sean susceptibles a daños por vientos fuertes como rotura y desgarre de ramas.

4.1 Propagación

La propagación sexual es el método tradicional a través del cual el saramuyo se ha propagado y es el método más utilizado por los productores (Guerrero, 2005). Las semillas pierden rápidamente su viabilidad (aproximadamente en 6 meses), razón por la cual estas deben ser sembradas tan pronto como sea posible (Nakasone y Paull, 1998), o bien favorecer la germinación con el remojo de estas en Ácido Giberélico (AG_3) (Smet *et al*., 1999; Aké, 2001). Remojar semillas de saramuyo en 50 ppm de AG_3 promueve 75 % de germinación 30 d después del tratamiento (Cruz, 2002). Remojos de la semilla en AG_3 (40 mg/L) durante 12 h y remojadas tres veces cada 4 h durante 10 min, promueve al día 40 % de emergencia de las plántulas (Cituk, 2020).

La siembra debe hacerse a 2 cm de profundidad y a una distancia de 1.5 cm. El trasplante a bolsa se hace cuando las plántulas tienen entre 10 a 12 cm de altura. En el vivero, las plantas duran entre 6 a 8 meses antes de ser trasplantadas al sitio definitivo (Cruz, 2002).

4.2 Trasplante y portainjertos

El trasplante se realiza 80 d después de la emergencia de las plántulas, tiempo en el logran un tamaño de 20 cm de altura, y poseen 6 hojas fotosintéticamente activas; en un periodo de 8 meses después del trasplante con una altura de 70 cm y 0.8 cm de diámetro las plantas están listas para injertarse. Sin embargo, una característica de esta especie es que partir de los 40 cm de altura el portainjerto presenta una curvatura de tallo y se observa en la parte apical, la cual permite elegir el método de injerto a realizar para lograr el mayor prendimiento del injerto 90 % (Cituk, 2018).

De acuerdo con Bezerra y Lederman (1997), dentro de los patrones que pueden ser utilizados en el cultivo del saramuyo, están *Annona squamosa* L., *A. reticulata* L. y *A. glabra* L., siendo el patrón más recomendado la propia especie (*A. squamosa* L.), estos portainjertos tienen una alta resistencia tanto a la sequía como al exceso de humedad (Gardiazábal y Rosenberg, 1988). En Egipto, se utiliza *A. se-*

negalensis como patrón (Morton, 1987). El saramuyo también puede ser utilizado como patrón para guanábana y chirimoya (Bezerra y Lederman, 1997).

El injerto en saramuyo como cometido de propagación es más recomendable, porque se garantizan plantas con la misma identidad genética de la planta donadora de vareta, con una mejor producción y calidad de los frutos, además, se facilita el manejo de la plantación (Gardiazábal y Rosenberg, 1988).

Uno de los problemas que presenta la injertación en anonáceas, es que es un método lento de propagación (Bridg, 1992). Plantas listas para injertarse se obtienen en 18 meses (Sanewski, 1991). Como respuesta a esta problemática Ferreira *et al.* (2002), estudiaron el efecto de diferentes concentraciones de GA_3 (Progibb®) y GA 4+7+fenilmetil-aminopurina (Promalina®) en el crecimiento y desarrollo de patrones de saramuyo; comprobando que la utilización de estos reguladores vegetales afecta positivamente el número de hojas, el diámetro, la longitud del tallo y la producción de materia seca en los portainjertos, reduciendo así el tiempo a injertación.

Para injertar se busca que las varetas tengan de 10 a 12 cm de longitud y deben obtenerse de una rama terminal en estado semileñoso. Es necesario eliminar las hojas, 7 a 10 d antes de cortarla para activar el crecimiento de las yemas y así tener un mejor prendimiento (Lazo, 1964).

Los injertos que más éxito han tenido en la propagación de saramuyo son escudete y púa terminal, con un porcentaje de prendimiento superior al 70 % (Nakasone y Paull, 1998). Es recomendable también, como en el caso de otras anonáceas, el uso del injerto inglés simple o doble, enchapado lateral o bisel. Para la propagación del saramuyo:

1. Se hace de 20 a 30 cm del nivel del suelo.
2. Realizar un corte descendente en el tallo de 3 a 4 cm de longitud, con el cual se elimina la corteza y parte de la madera. Se complementa con otro corte sesgado en la parte inferior, que permite la eliminación limpia de porción cortada.

3. A la vareta, se le hace un corte lateral, de la misma longitud que el que se hizo en el patrón, con una terminación en forma de cuña que le permita encajar en el portainjerto o patrón.
4. Tanto el portainjerto como la vareta se acoplan, procurando lograr el máximo ajuste entre sus tejidos.
5. Se sujetan ambas partes con una cinta plástica.
6. Se elimina la punta del portainjerto y de la vareta, sellando los cortes con pintura vinílica adicionada con un fungicida.
7. Aunque no es indispensable, puede envolver el injerto con una bolsa de plástico o de papel con perforaciones, para mantenerlo húmedo.
8. Se deben eliminar todos los brotes del portainjerto que aparezcan después de injertarlo.
9. Cuando se observe que el injerto ha tenido éxito, se debe eliminar completamente la parte superior del portainjerto mediante un corte diagonal por arriba del sitio del injerto, y mantener las plantas injertadas bajo media sombra para evitar la insolación extrema.

Aké (2002) y Puc (2019) reportan el 90 % de prendimiento del injerto en saramuyo obtenida por método de púa y se sugiere realizarlo en un horario de 7 a 11 de la mañana, en condiciones protegidas con malla media sombra al 50 % y aplicar el siguiente procedimiento:

Es importante realizar dos cortes, el primero es en forma transversal, a una altura de 40 cm, al portainjerto, procurando que el corte sea en el entrenudo y el segundo es realizado a la misma altura y longitudinal, solo que éste es dirigido hacia la parte central del tallo a una profundidad de 3 cm (Puc, 2019). En la vareta se realizan dos cortes, el primer corte es transversal y el segundo es longitudinal para ambos lados con una longitud de 2 cm a partir de la parte basal de la vareta, de tal manera que la parte basal adquiera la forma puntiaguda (cincelada) con el diámetro menor a 2 mm en la parte basal (Aké, 2002).

A partir de 90 d después de la injertación los injertos se deben de establecer en campo. Otros métodos de propagación asexual en anonáceas como estacas y acodos empleando hormonas de enraizamien-

to, han tenido poco éxito, ya que se obtienen porcentajes de prendimiento muy bajos (20 a 30 %) y se generan plantas con un pobre sistema radical (Ospina, 1991).

Se ha ensayado con técnicas de micropropagación, mediante el uso del cultivo de tejidos. Las anonáceas son difíciles de propagar *in vitro* debido a los problemas de contaminación y oxidación del material vegetal (Bridg, 1992). Se ha inducido con éxito la organogénesis y la regeneración de plantas *in vitro* a partir de anteras, endospermo y explantes de hipocótilos y hojas en saramuyo (Rasai *et al.*, 1995; Amin *et al.*, 2002; Nagori y Purohit, 2004).

4.3 Plantación

La distancia tradicional de plantación utilizada en varios países productores de saramuyo es de 10 x 10 m; existe la tendencia de las plantaciones intensivas a distancias de 4 a 6 m entre árboles y de 3 a 8 m entre hileras, conducidos en líder central o vaso, en cuadrado o en tresbolillo con plantas injertadas (Linares, 1991; Cruz, 2002). Se podría considerar el conducir al saramuyo en otros sistemas no son tradicionales para esta especie y que se practican en frutales que se producen en climas subtropicales, en el cuadro 4 se ejemplifican algunos sistemas alternativos de conducción o formación para árboles de saramuyo.

Cuadro 4. Sistemas de conducción y sus principales características.

Sistema	Distancia (m) *	Entrada a producción	Características
Vaso de piso	L 5 a 9 A 3 a 8	Lenta	Plantaciones extensivas, fácil manejo.
Pirámide	L 3 a 5 A 3 a 4	Muy lenta	Fácil de formar, precocidad de fructificación.
Eje Central	L 3.5 a 4.5 A 1 a 2.5	Muy rápida	Plantación intensiva, fácil de formar, requiere arqueo de ramas.
Palmeta Ferragutti	L 3 a 3.5 A 0.8 a 1.50	Muy rápida	Plantación intensiva, muy productivo, fácil de formar, requiere poca mano de obra, facilidad de cultivo, esqueleto de eje central.

Fuente: Fernández- Escobar (2019). * Distancia entre líneas (L) y entre árboles (A).

El saramuyo puede establecerse en cuatro sistemas de plantación: a) cuadro, b) rectangular, c) tresbolillo, y d) cinco de oro (Cituk et al., 2003). El sistema de plantación preferente es rectangular a 8 x 8 m, originando una densidad de plantación de 156 plantas por hectárea (So, 2020).

4.4 Variedades

Existe una gran variabilidad genética dentro de la especie *Annona squamosa* (Romero-Soler y Cetzal-Ix, 2015). A pesar de ello a la fecha se han desarrollado pocas variedades de importancia comercial, 'Seedless Cuban' es la variedad más importante, fue desarrollado en Cuba e introducida a Florida en 1955 (Nakasone y Paull, 1998; FAO, 2006).

Horticultores de la India, estudiaron la diversidad de saramuyos silvestres y cultivados en diferentes países y reconocieron diferentes tipos considerados variedades o selecciones (Morton, 1987):

'Red' (*A. squamosa* var. Sangareddyiz), 'Red-speckled' ('Rojo-manchado'); de follaje y flores con tinte rojo, piel de color rosa, insípido, con semillas rosado-negruzcas, de pobre calidad; se reproduce bien por semilla, presenta tonalidades rojizas en la piel verde.

'Crimson', de tonos rojos en el follaje y flores, piel de color rosa profundo y pulpa rosada.

'Yellow', 'White-stemmed', 'Mammoth'; de pétalos amarillo pálido; frutos suaves, amplios, gruesos, segmentos de la corteza redondos y de color verde-rojizos claro; pulpa blanda, blanca y muy dulce.

'Balangar': fruto grande, con cáscara verde, gruesa y umbonada segmentos con márgenes crema, dulces y de alto rendimiento.

'Kakarlapahad': de muy alto rendimiento, considerada como productivo, madura los frutos unos 20 d después en comparación con las demás variedades, piel altamente umbonada y de color naranja-amarilla en los bordes de los segmentos.

'Barbados'y 'British Guiana': tiene una cascara verde, con los márgenes naranja-amarillos, de alta productividad y de madurez tardía.

Otros cultivares desarrollados en Egipto: 'Beni Mazar' casi redondo, grande, 150 a180 g, 56-60% de masa; 15 a 30 semillas. 'Abd El Razik' de color verde claro o con piel de color rojizo, casi redondo, grande, máximo de 236.3 g (69.5 % de pulpa), 14 semillas (FAO, 2006; Guerrero y Fischer, 2007).

4.5 Poda

Las plantas de *A. squamosa* tienden a desarrollar muchas ramas desde la base del tallo, por lo que se recomiendan podas de formación regulando la cantidad de ramas principales (Nakasone y Paull, 1998).

En anonáceas se han adoptado dos sistemas principales de formación o conducción: copa abierta o vaso tradicional y eje central (Franciosi, 1992). Estos sistemas de conducción permiten tener una mayor densidad de siembra con árboles de menor altura, facilitando las labores de manejo.

En la poda de fructificación se debe considerar que las flores del saramuyo surgen en su mayoría en ramas de un año de edad. Por esta razón, la planta necesita generar nuevas ramas para producir flores. Por tanto, al podar ramas maduras (mayores a dos años) y provocar la defoliación de plantas, sobre todo si la temperatura promedio es superior a 25 °C, surgen nuevas brotaciones vegetativas y reproductivas (George y Nissen, 1987b; Ferreira *et al*., 2002).

De esta manera se puede producir durante todo el año, inclusive fuera de la época de cosecha en cultivos con un buen programa de nutrición y riego, lo que constituye una importante alternativa económica (Oliveira *et al*., 2003). Además de realizar poda de las ramas que produjeren y permitir el desarrollo de las yemas basales para generar nueva floración.

Una práctica recomendada para la fructificación de *A. squamosa*, es realizar poda en ramas de tres meses de edad; las cuales, cuando presentan por lo menos 2/3 de su longitud, dejando de 8 a 12 yemas (Kavati y Piza, 1997; Farré, 1999). En los primeros dos años, son necesarias tres podas por año y en los años siguientes, dos podas espaciadas seis meses (Cavalcanti, 1993).

4.6 Promoción de floración

La floración del saramuyo está fuertemente asociada al crecimiento vegetativo, con mayor producción de flores localizada en la región basal de las ramas recién brotadas (George y Nissen, 1987b). La poda de verano ha demostrado potencial para aumentar la producción de flores de algunos cultivares de saramuyo (Batten, 1983). George y Nissen (1987b), comprobaron que la defoliación con urea y Ethrel, en prebrotación y poda en verano son efectivas para anticipar la floración.

En Pernambuco, Brasil, para inducir la brotación de yemas y la floración se obtiene mediante defoliación manual o química y aplicando diferentes dosis de dos inductores de brotación (Dormex y Ethrel). Los mejores resultados se obtuvieron con el deshoje manual en 50 % de la planta y la pulverización con cianamida hidrogenada (Dormex) al 1.5 % (Melo *et al.,* 2000). Esto demuestra que el deshoje y la aplicación de inductores de brotación son una alternativa para uniformizar e incrementar la floración y facilitar las labores de cultivo, como la polinización artificial.

4.7 Polinización manual

En el caso de *A. squamosa* en México, no existen trabajos respecto a la polinización manual, por lo que se sugiere seguir el procedimiento sugerido para polinización manual de chirimoya propuesto por Domínguez y Castañeda (2002); Espindola *et al*. (2012):

Colecta de polen. A partir de flores masculinas en estado de liberación de polen, se colecta el polen con ayuda de un pincel. Este polen se conserva en un lugar fresco y seco para ser empleado al día siguiente o bien, el mismo día, si existen flores receptivas en estado femenino (Domínguez y Castañeda, 2002). Para promover la polinización cruzada varias especies de plantas desarrollaron adaptaciones morfológicas, como la separación espacial de los pistilos y estambres (hercogamia) y adaptaciones fisiológicas como la maduración diferencial de los órganos reproductivos (dicogamia) (García-Valencia *et al*., 2013).

Polinización. Con la ayuda de un pincel de cerdas suaves, se toma el polen colectado y se coloca en los estigmas de las flores que se encuentran en estado femenino. Al momento de polinizar y esparcir el polen por toda la región estigmática, el movimiento debe ser suave, para evitar dañar las estructuras reproductivas (Domínguez y Castañeda, 2002).

Esta técnica tiene gran aceptación debido al alto porcentaje de amarre y excelente calidad de la fruta obtenida y bajo porcentaje de frutos deformes. Para facilitar la aplicación de la técnica de polinización manual, se recomienda realizar la formación de los árboles, podarlos de manera que las ramas productivas estén fácilmente a la altura promedio de aquellas personas que realizarán la polinización (Espindola *et al*., 2012).

Cogez y Lyannaz (1996) obtuvieron 90 % de amarre de frutos de saramuyo con polinización manual, comparado con 1 % bajo condiciones naturales. También se obtuvo un incremento en el peso del fruto (17 a 62 %). En Apulo (Cundinamarca) se obtuvo 87 % de frutos amarrados empleando polinización artificial, mientras que con polinización natural solo se obtuvo 15 % de frutos amarrados (Guerrero, 2005).

Las flores de las anonáceas son polinizadas por coleópteros de las familias Nitidulidae, Staphylinidae, Chrysomelidae, Curculionidae o Scarabeidae (Chatrou, 1999). Los polinizadores entran en la flor cuando está en su fase femenina en horas de la mañana y se mantienen inactivos en la base de los pétalos, caminando sobre los estambres y estigmas. Cuando las flores entran en su etapa masculina, se dispersan cubiertos de polen hacia otras flores (Nadel y Peña, 1994).

Las flores de las anonáceas, desde que emerge la yema floral, se desarrollan permaneciendo cerradas aproximadamente 30 d. Una vez que la flor ha alcanzado el tamaño definitivo, el ciclo de apertura se produce en tres fases consecutivas (Farré *et al*., 1999). La primera fase es la prehembra, donde los pétalos comienzan a separarse por su extremo, en este estado la flor es receptiva, pero no puede ser polinizada por insectos y tiene una duración de 6 a 15 h. En la segunda fase, la fase hembra, los pétalos continúan su separación, permitiendo la en-

trada de pequeños insectos que podrían polinizar la flor, la duración de esta fase es 26 a 27 h. Finalmente, durante la fase llamada macho, los pétalos se separan totalmente en 20 a 30 min coincidiendo con la separación y apertura de los estambres y con esto se favorece la autopolinización (Campos *et al*., 2004).

Uno de los principales problemas que afectan el rendimiento y la calidad de los frutos de saramuyo, es el bajo índice de polinización de las flores y la consecuente producción de frutos deformes. Aunque el saramuyo produce una gran cantidad de flores en cada cosecha, se estima que solamente cerca de 3 a 5 % se convierten en frutos (Fioravanço y Paiva, 1994). Presentan dicogamia protogínica, fenómeno por el cual la maduración de los carpelos acontece antes de la maduración de los estambres, inviabilizando la autofecundación (Campos *et al*., 2004).

4.8 Fertilización

Debido al hábito de crecimiento indeterminado que presentan las anonáceas, estas son muy exigentes en nitrógeno (N) y parece que este elemento en exceso no interfiere con la iniciación floral (Nakasone y Paull, 1998). Por el contrario, la falta de N es la principal causa de restricciones en el crecimiento vegetativo, como lo confirman Sadhu y Ghosh (1976), quienes reportan que plantas de saramuyo deficientes en N presentan detención del crecimiento, y la emisión de nuevos brotes. El bajo nivel de este nutriente retarda el proceso de floración en más de dos meses, mientras que el alto nivel de N anticipa la floración 10 d.

En Fluminense, Brasil, la aplicación de N y Boro en saramuyo aumenta el número de frutos y la productividad de las plantas y el peso promedio del fruto varía en función de las dosis de N aplicadas (Lopes *et al*., 2002).

Morton (1987) menciona que la aplicación de fertilizantes comerciales que contengan 3 % de N, 10 % de P y 10 % de K incrementa significativamente la floración, la formación de frutos y la cosecha.

En cuanto a la fertilización orgánica, se sabe que las anonáceas responden bien a la aplicación de materia orgánica desde sus primeros estados de crecimiento. La aplicación de fertilizantes orgánicos mejora las condiciones del suelo y facilita el desarrollo de las raíces (Sanewski, 1991; Franciosi, 1992). Morton (1987) recomienda aplicar anualmente de 60 a 80 kg de materia orgánica por árbol.

Se han determinado los valores foliares de algunos elementos en saramuyo: N (2.5 %), P (0.15 a 0.17 %); K (1.17 a 1.5 %), Ca (1.7 a 2.12 %) y Mg (0.35 a 0.5 %) (Oliveira, 2003). Con aplicaciones de triple 19-19-19 en dosis de 100 g por planta con base a una densidad de 156 plantas por hectárea y se logró obtener hasta 130 frutos y rendimiento de 48 a 55 kg por planta (Cituk y Navarrete, 2019).

4.9 Riego

Debe haber una adecuada humedad en el suelo para fomentar el crecimiento vegetativo y la floración que tiene lugar en los brotes nuevos (Nakasone y Paull, 1998). Por esta razón, se cree que, en plantaciones con riego, se podrían obtener cosechas durante todo el año. No se conocen datos exactos sobre los usos consuntivos de esta especie, pero se menciona que su híbrido atemoya puede necesitar aproximadamente 1,440 L por árbol por mes durante el período de bajo crecimiento y de 500 a 750 L por árbol cada 3 a 5 d durante floración, amarre y crecimiento del fruto (Sanewski, 1991; Cardoso *et al*., 2004).

Con el uso de riego por goteo, durante invierno el saramuyo requiere 10 L de agua por árbol, hasta 20 L en primavera, y 15 L en verano; 15 L con intervalos de 3 d entre uno y otro, se necesitan para la producción de saramuyo (Cituk et al., 2012).

4.10 Plagas

Dentro del grupo de plagas que causan daño a los frutos se encuentra la avispa perforadora de las semillas (Hymenóptera: Eurytomidae) (*Bephratelloides maculicollis* Cam.) y la polilla perforadora del fruto (Lepidóptera: Stenomatidae) (*Cerconota anonella* Sepp.). Los frutos atacados se momifican debido a que las perforaciones dejadas por estas

plagas facilitan la entrada y el establecimiento de hongos patógenos. El nivel de daño causado por estos insectos puede alcanzar mucho más del 50 % de los frutos (Escobar y Sánchez, 1992).

Otro grupo de plagas importante es el de los insectos chupadores, dentro de los que se encuentran pulgones, escama blanda de la familia Coccidae (*Phylephedra* sp.), la escama globosa (*Saissetia* sp.) y la cochinilla harinosa (Hemiptera: Pseudococcidae) (Guerrero, 2005).

4.11 Enfermedades

Las enfermedades más comunes y limitantes que afectan al saramuyo son la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) que atacan flores, frutos y hojas y la mancha blanca del follaje (*Cercospora annonae*) (Ploetz, 2003).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

Debido a lo delicado del manejo de los frutos de Annona squamosa, que fácilmente se dañan en la parte de las protuberancias estilares y por la corta vida postcosecha, el consumo es básicamente local y en fresco (Hoyos, 1989).

El patrón de respiración de *A. squamosa* durante postcosecha ha sido clasificada como tipo climatérico, presenta el pico climatérico 3 o 4 d después de la cosecha (Pal y Sampath, 1995; De Andrade *et al*., 2005). Aumentando significativamente la intensidad respiratoria de 63.3 mL de CO_2/kg·h a 12 h después de cosechado el fruto hasta un máximo de 243.1 mL de CO_2/kg·h, después de 72 h, disminuyendo hasta 187.9 mL de CO_2/kg·h a las 84 h (Higuchi *et al*., 1998; Bolívar-Fernández *et al*., 2014). Las condiciones de almacenamiento recomendadas para saramuyo son temperaturas de 15 a 20 °C y 85 a 90 % de humedad relativa (Broughton y Guat, 1979).

El saramuyo presenta una vida corta en postcosecha, debido a que durante la maduración el ablandamiento de los frutos es rápido. Se ha reportado, una disminución significativa en la firmeza de la pulpa de saramuyo desde 107.9 N, 1 d después de la cosecha, hasta 3.9 N a los 4 d. El índice de deformación disminuyó de 86.3 N hasta 2.9 N en los

mismos periodos de tiempo (Bolívar-Fernández *et al.*, 2009) y la acción del etileno (Benassi *et al.*, 2003). Frutos que enseguida de ser cosechados y almacenados a 25 °C durante 4 d, y tratados con 810 nL/L de etileno, presentaron mayor firmeza de pulpa, mientras aquellos tratados con 30 y 90 nL/L de etileno maduraron más rápido (Benassi *et al.*, 2003).

El contenido de sólidos solubles totales en saramuyo aumenta significativamente de 12.5 a 21.2 °Bx al primero y cuarto día de maduración, el pH de la pulpa disminuye de 5.8 a 3.8, el contenido de ácido cítrico incrementa de 0.15 a 0.25 %; el contenido de almidón es alto al momento de la madurez fisiológica y disminuye al evolucionar la maduración (Bolívar-Fernández *et al.*, 2014). Se considera que la relación azúcar/ácido y el color amarillento entre los carpelos son criterios aceptables para determinar el punto óptimo de cosecha (Pal y Sampath, 1995).

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

La decisión del momento óptimo de cosecha es algo crítico y desafortunadamente no se conocen, ni se han establecido índices de madurez para el saramuyo. Además, los frutos no maduran todos al mismo tiempo y la época de la recolección varía según la variedad y las condiciones climatológicas del lugar donde se efectúa el cultivo.

Los métodos visuales, basados en el cambio de color de la cascara y forma de las escamas del fruto, son los indicadores que más se emplean para decidir el momento de cosecha (Gardiazábal y Rosenberg, 1988). El saramuyo se cosecha cuando los frutos toman una coloración verde amarillenta entre los carpelos, los cuales se separan dejando al descubierto porciones de la pulpa (Morton, 1987). Otro indicador utilizado por los productores es el cambio de coloración de las semillas, que pasan de un color marrón claro a un color casi negro.

Cuando se emplea la técnica de la polinización manual se puede programar la época de cosecha, teniendo en cuenta que en promedio los frutos tardan entre 110 y 120 d desde floración hasta la madurez de cosecha (Cogez y Lyannaz, 1996).

A pesar de que se consideran diversos indicadores visuales para la cosecha, el cambio de coloración del margen de los carpelos de un verde oscuro a verde amarillento, lo más adecuado es considerar el ablandamiento del ápice del carpelo, lo cual hace referencia del cambio del índice de madurez comercial al de consumo y transcurren de 3 a 5 d por ser un fruto climatérico (Figura 11) (Cituk, 2020).



Figura 11. Cosecha de saramuyo, los frutos toman una coloración verde (a) o verde-amarillenta (b), entre los carpelos de acuerdo con el tipo de fruto, referido a selección o tipo.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad de los frutos

Los frutos de saramuyo requieren de 120 ± 5 d para alcanzar la madurez de cosecha y otros 2 a 5 d para llegar a la madurez de consumo a temperaturas de 28 ± 3 °C (Pal y Sampath, 1995). La densidad del fruto disminuye hasta la madurez de cosecha y luego incrementa; el porcentaje de sólidos solubles entre 20.6 % y 28.0 % en frutos maduros (Beerh *et al.*, 1983).

Índices de calidad: El fruto de saramuyo, tiene un diámetro de 5 a 10 cm y un peso entre 70 a 230 g (Wongs-Aree y Noichinda, 2011). La porción comestible del total del fruto oscila entre el 28 a 37 %, y las

semillas corresponden entre 23 a 40 % del peso final del fruto. Los carbohidratos en la pulpa del fruto incluyen fructosa (3.5 %), sacarosa (3.4 %), glucosa (5.1 %) y oligosacáridos (1.2 – 2-5 %), y se considera la anonácea más dulce (Pareel *et al*., 2011).

Los frutos tienen una concentración alta de azúcares (14-15 % cuando maduros) y acidez moderada (0.4-0.7 % cuando maduros). Son una buena fuente de vitamina C (45-60 mg/100 g) y potasio (230-500 mg/100 g de la porción comestible) (http://www.ipcinfo.org/fileadmin/user_upload/inpho/InfoSheet_pdfs/ANON.pdf).

El fruto de saramuyo es climáterico ya que tiene una elevada velocidad de respiración (243.1 mL CO_2/kg·h) y baja producción de etileno (1.0 mL/kg·h) después de 3 d de cosechado (Bolívar-Hernández *et al*., 2009).

Almacenamiento: El fruto de saramuyo puede mantenerse a una temperatura de 8 a 12 °C, dependiendo del estado de madurez, y duración del almacenaje; con lo cual las frutas se maduran y están listas para consumirse en 3 o 4 d. Almacenándolas a temperaturas entre 6 y 8 °C, con humedad relativa entre 85 y 90 %, se prolonga el periodo de vida útil, la fruta madura es sensible a los daños por frío. Cuando se almacenan en atmósferas modificadas en rangos de 3 a 5 % de O_2 y 5 a 10 % de CO_2, se retarda la maduración, se reduce la respiración y la producción de etileno conservando la firmeza de la fruta (Cuadro 5) http://postharvest.ucdavies.edu/Produce/Producefacts/Español/Producefacts-spanol.shtml).

Cuadro 5. Características y condiciones de almacenamiento de frutos de saramuyo.

Temperatura de almacenamiento (°C)	Humedad relativa (%)	Tiempo de vida (semanas)	Atmósferas controladas
7	85-95	4	3.5 % O_2 + 5 a 10 % CO_2

Fuente: http://postharvest.ucdavies.edu/Produce/Producefacts/Español/Producefacts-espanol.shtml

8. Composición nutricional y compuestos funcionales

Entre las anonáceas, los frutos de saramuyo son los más dulces y con mayor contenido de vitamina C, (FAO, 1990). Uno de sus componentes, el ácido Ent-16b,17-dihydroxykaurant-19oic, el cual tiene actividad anti-HIV (Wu *et al.*, 1996).

Los frutos de anonáceas se caracterizan por su sabor, y sus componentes nutritivos. Su valor alimenticio varía, pero la mayoría son abundantes en carbohidratos, proteínas, calcio, fósforo, hierro, tiamina (B1), niacina (B3) y riboflavina (B2), y algunos en magnesio, ácido ascórbico y caroteno (Taboada *et al.*, 2008). La composición nutricional del saramuyo por cada 100 g de la porción comestible se presenta de acuerdo con diferentes autores en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Valor nutricional en 100 g de pulpa de *Annona squamosa* L.

	Autor		
	Concentración		
Componente	Floraneotropical (2013)*	FAO (2006)**	WIKIDATA/USDA (S/f)***
Calorías	88.9 - 95.7	94	94
Humedad (g)	69.8 - 75.18	73.23	
Grasa (g)	0.26 - 1.10	0.29	
Carbohidratos (g)	19.16 - 25.19	23.64	23.64
Proteína (g)	1.53 - 2.38	2.06	
Fibra (g)	1.14 - 2.50	4.4	
Cenizas (mg)	0.55 - 1.34	0.78	
Fósforo (mg)	23.6 - 55.3	32	32
Calcio (mg)	19.4 - 44.7	24	24
Hierro (mg)	0.28 - 1.34	0.60	0.60
Zinc (mg)	-	-	0.1
Sodio (mg)	-	-	9
Potasio (mg)	-	2.47	
Magnesio (mg)	-	-	0.42
Manganeso (mg)	-	-	21

	Autor		
	Concentración		
Componente	Floraneotropical (2013)*	FAO (2006)**	WIKIDATA/USDA (S/f)***
Ácido fólico (µg)	-	-	14
Ácido pantoténico (µg)	-	-	0.226
Piridoxina (mg)	-		0.2
Triptófano (mg)	9 - 10	-	
Metionina (mg)	7 - 8	-	
Lisina (mg)	54 - 69	-	
Caroteno (U.I)	5 - 7	-	
Tiamina (mg)	0.10 - 0.13	-	0.11
Riboflavina (mg)	0.113 - 0.167	-	0.113
Niacina (mg)	0.654 - 0.931	-	0.883
Ácido ascórbico (mg)	34.7 - 42.2	36.3	36.3

*Fuente: http://floraneotropical.blogspot.com/2013/04/annona-squamosa-anon.html
**Fuente: http://www.nal.usda.gov/fnic/cgi-bin/nut_search.pl
***Fuente: https://www.wikidata.org/wiki/Q275620

Los datos del SIAP detallan que en el año 2019 la cosecha en Yucatán fue de 386 t, que generaron ingresos a los fruticultores por 1.7 millones de pesos y estiman que en este 2018 aumentó la siembra por su alta demanda internacional (SIAP, 2020).

A pesar de la amplia distribución del saramuyo en México, el área cultivada a nivel nacional es de 42 ha, misma área que es cosechada, con una producción de 372.90 t, un rendimiento promedio de 8.88 t/ha, un valor de $7,752.53 precio medio rural y genera un valor de la producción de $ 2,890.92 miles de pesos (SIAP, 2018; 2020). El área de producción reportada para México es en el estado de Yucatán, en los municipios de Oxkutzcab, Akil, Dzan, Mani y Muna.

El saramuyo es una de las mejores frutas del mundo, siendo la especie de mayor importancia económica de Brasil, que muestra una creciente demanda en el mercado de consumo (Dias *et al.*, 2004).

Su explotación en muchos países se restringe al cultivo en los traspatios y a la recolección, y su comercialización no trasciende los mercados locales. En general, el conocimiento del cultivo de las anonáceas es incipiente y rústico. En otras regiones del mundo, el conocimiento agronómico ha crecido y los agricultores las propagan, podan, fertilizan y son manejadas como huertos comerciales.

El cultivo de saramuyo presenta grandes perspectivas en México, por una parte, para emplearse en los programas de mejoramiento genético, uso como portainjerto de otras anonáceas o bien como cultivos alternativos en áreas tropicales. La importancia económica de las anonáceas es diversa y no se restringe a las especies comestibles, pues además incluye especies con propiedades aromáticas para la extracción de aceites esenciales, propiedades medicinales y propiedades insecticidas (Vidal, 2014).

9. Usos potenciales

Los frutos de saramuyo se consumen principalmente frescos, ya que tienen un sabor cremoso y dulce; son muy nutritivos, ricos en azúcares, proteínas y fósforo, su pulpa es muy digestiva, por lo que se recomienda en la dieta de niños y adultos mayores; como materia prima para pulpa, helados y postres (FAO, 2006). También se utilizan en postres y en la elaboración de jugos, refrescos, zumos, sorbetes, vinos, helados y bebidas espirituosas (Navarro, 2001).

Se considera al saramuyo como una fuente de productos medicinales e industriales, se utiliza como antioxidante, antidiabético, hepato-protector, citotóxico, genotóxico, antitumoral, agente antipiojos y antibacterial (Vidal-Lezama *et al.*, 2019).

En los últimos años se han realizado estudios fitoquímicos con el objetivo de aislar distintos compuestos presentes en hojas, corteza, semillas y frutos de saramuyo y otras anonáceas y evaluar sus propiedades medicinales, con fin de ser empleados como anticonceptivo reversible (Gupta *et al.*, 2010), analgésico y antiinflamatorio (Chavan *et*

al., 2009). Al poseer flavonoides, el saramuyo, se considera un antioxidante y por tanto potencialmente útil en tratamientos para el control de diabetes y enfermedades cardiacas (Desai *et al*., 2011); como nematicida y fungicida en plantas (Le Dang *et al.,* 2011), insecticida o repelente (Egunyomi *et al*., 2010). La cáscara, las hojas, los tallos y las semillas contienen fibras, aceites y varios alcaloides, los cuales tienen aplicaciones insecticidas, fungicidas, medicinales e industriales (Rajput, 1985; Morton, 1987).

La decocción de las flores se usa para combatir el reumatismo (Hoyos, 1989). El té obtenido de las raíces sirve como purgante, mientras que el que se hace con las hojas es ligeramente laxante. El fruto verde, muy astringente, es empleado contra la diarrea (Leal, 1990; Guerrero y Fisher, 2007).

10. Conclusiones

Las frutas tropicales nativas, aunque son desplazadas en preferencia por especies de mayor valor económico y mayor publicidad como los frutales templados (manzana, durazno, ciruelas), o por otras de mayor valor (aguacate), están siendo revaloradas por sus propiedades organolépticas, por ser consideradas exóticas en nuevos mercados y por su valor biológico y genético, representan una alternativa para la diversificación frutícola de países como México.

Existe poca información sobre la producción y manejo agronómico en la producción del saramuyo (*Annona squamosa* L.) en México, se considera un cultivo potencia y en transición por su potencial agroindustrial.

Es importante señalar que la importancia de esta anonácea (*Annona squamosa* L.) es no solo por su valor como fruta ancestral de consumo en fresco, también, por su valor como recurso fitogenético de frutales nativos de México, su uso en la medicina tradicional, la agroindustria e industrias cosmética y farmacéutica.

11. Bibliografía

Aké, D., 2001. Inducción de germinación con ácido giberélico en tres *annonaceas* y prendimiento del injerto guanábana (*Annona muricata* L.). Tesis de Ingeniería en Agronomía. Conkal, Yucatán, México. p. 22.

Amin, M., K. Nahar, F. Ahmed, S. Ahmad., 2002. Micropropagation of *Annona squamosa* Linn. using explants (shoot tip and node) of field grown mature plants. Pakistan Journal of Biological Sciences 5 (4), 394-397.

Andrés-Agustín, J. 1997. El cultivo de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en el estado de Michoacán, México. Proceedings of Interamerican Society for Tropical Horticulture 41, 152-161.

Andrés-Agustín, J., Andrés-Hernández, L., 2011. Biología, diversidad, conservación y uso sostenible de los recursos genéticos de *Annonaceae* en México. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 141 pp.

Andrés-Agustín, J., F. González-Andrés., R. Nieto-Ángel., A. F. Barrientos-Priego., 2006. Morphometry of the organs of cherimoya (*Annona Cherimola* Mill.) and analysis of fruit parameters for the characterization of cultivars, and Mexican germoplasm selections. Scientia Horticulturae 107, 337-346.

Angiosperm Phylogeny Group., 1998. An Ordinal Classification for the Families of Flowering Plants. Annals of the Missouri Botanical Garden, 85 (4), 531–553. http://doi.org/10.2307/2992015.

Batten, D., 1983. Custard apple pruning and yield. En: Research report 1982-83, Fruit Research Station, Astonville. pp. 1-16.

Beerh, O., N. Giridhar., B. Raghuramaiah., 1983. Custard apple (*Annona squamosa*). Indian Food Packer 37 (3),77-81.

Benassi, G., Correa, G., Kluge, R., Jacobino, A., 2003. Shelf life of custard apple treated with 1–methylciclopropene an antagonist to the ethylene action. Brazilian Archives of Biology and Technology 46 (1), 115-120.

Bezerra, J., I. Lederman., 1997. Propagação vegetativa de anonáceas por enxertia. pp. 61-67. En: São José, A.; I. Souza; O. Morais y T. Rebouças

(eds.). Anonáceas, produção e mercado (pinha, graviola, atemóia e cherimólia). Vitória da Conquista, Brasil. 306 p.

Bridg, H., 1992. Alternativas para la propagación de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.). Tesis de especialización en frutales de clima frío. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja.

Bolívar-Fernández, N., Saucedo-Veloz, C., Solís-Pereira, S., E. Sauri-Duch., 2009. Ripening of sugar apple fruits (*Annona squamosa* L.) developed in Yucatan, Mexico. Agrociencia 43 (2), 133-141.

Broughton, N. T. Guat., 1979. Storage conditions and ripening of the custard apple *Annona squamosa* L. Scientia Horticulturae 1, 73-82.

Campos, R., E. Lemos., J. Oliveira., F. Pereira., A. Dias., P. Barros., 2004. Polinização natural, manual e autopolinização no pegamento de frutos de pinheira (*Annona squamosa* L.). Revista Brasileira de Fruticultura 26 (2), 261-263.

Cardoso, J., F. Seixas., J. Vidal., R. Martins., 2004. Influência da poda e da lâmina de agua De irrigação na produção e na incidencia da podridão-seca em ateira. Boletim de Pesquisa E Desenvolvimento 15. EMBRAPA, Brasil. 17 p.

Cavalcanti, R., 1993. A cultura da pinha (*Annona squamosa* L.). En: Encontro estadual de fruticultura 1. Cruz das Almas. EMBRAPA/CNPMF, Brasil. 159 p.

Chatrou, L., W., 1999. The *Annonaceae* and the *Annonaceae* Project: A Brief Overview of the State of Affairs. Acta Horticulturae 497, 43-49. http://doi.org/10.17660/ActaHortic.1999.497.2.

Cituk, Ch. D., 2003. Planeación y diseño de un huerto fenológico de frutales tropicales nativos y endémicos de Yucatán. Apuntes del Curso Producción de Frutales. Instituto Tecnológico de Conkal, Yucatán, México.

Cituk, Ch. D., 2004. Criterios preliminares para colectar, seleccionar materiales de frutales tropicales para el establecimiento de un huerto fenológico. Instituto Tecnológico de Conkal, Yucatán, México.

Cituk, Ch. D. y Mena M. H., 2012. Instalación de un sistema de riego al huerto fenológico de frutales tropicales. Instituto Tecnológico de Conkal, Yucatán, México.

Cituk, Ch. D., 2018. Técnicas de trasplante de portainjertos de frutales tropicales: (*Annona squamosa* L.). Apuntes del Curso de Propagación de Plantas y Manejo de Viveros del programa de Horticultura. Tropical de la División de Estudios de Posgrado e Investigación del Tecnológico Nacional de México. Instituto Tecnológico de Conkal.

Cituk, Ch. D. y Navarrete M. C. N., 2019. Comportamiento fenológico del zapote negro y saramuyo con base al registro de temperaturas de 2016-2017 obtenido de la caseta meteorológica del Instituto Tecnológico de Conkal, Yucatán, México.

Cituk, Ch. D., 2020. Registro de número de semillas por kilogramo de 4 especies frutícolas utilizados como portainjertos de frutales tropicales: (*Annona squamosa* L.). Apuntes del Curso de Propagación de Fruticultura Tropical del programa de Horticultura Tropical de la División de Estudios de Posgrado e Investigación del Tecnológico Nacional de México. Instituto Tecnológico de Conkal. Agosto-diciembre de 2020.

Cogez, X., Lyannaz, Y., 1996. Manual de Pollination of sugar apple (*Annona squqmosa*). Fruits 49 (5-6), 359-360.

Cordeiro, M. C. R., A. C. de Q. Pinto., 2005. Chemical properties. *In*: Williams, J. T., R. W. Smith, A. Huhes, N.Haq, and C. R. Clement (eds). Annona Species. International Centre for Underutilised Crops, University of Southampton,UK. pp: 124-134.

Cruz, E., 2002. Cultivo de Anona. Boletín Técnico No. 7. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, CENTA, El Salvador. 20 p.

De Andrade, S. R., R. E. Alves, H. A. C. Filgueiras, A. de Q Pinto., 2005. Harvest, postharvest and processing. *In*: Williams, J. T., R. W. Smith, A. Huhes, N. Haq, and C. R. Clement (eds). Annona Species. International Centre for Underutilised Crops, University of Southampton, UK. pp: 124-134.

Desai, N. S., Barhate, C. R., Biyani, S. O., Kul, S. R., Karni, M. and M. S. Nagarsenker., 2011. Quantitative analysis of flavonoids in *Annona squamosa* leaf extracts extracts and its pellet formulation by validated high performance thin-layer chromatography. Moden TLC. 24(4): 306-311.

Dias, N. O., I. Vilas. B. S., J. Carlson. G., Silva, K. S., B. Marinês P., Alves, J. F. T., Rebouças, T. N. H., Viana, A. E. S., São José, A. R., 2004. Desempenho vegetativo e reprodutivo da pinheira (*Annona squamosa* L.) em função de diferentes comprimentos de ramos podados. Revista Brasileira de Fruticultura 26 (3), 389-391. http://doi.org/10.1590/S0100-29452004000300004.

Domínguez, P.J y Castañeda, A. V., 2002. Guía técnica para la producción de chirimoya en el Estado de México. Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX, S.C. Coatepec Harinas, Méx.

Escobar, W., L. Sánchez., 1992. Control de plagas y enfermedades del guanábano. Boletín De sanidad vegetal 07. ICA. Separata del manual Fruticultura Colombiana Guanábano. Produmedios, Bogotá, pp. 61-78.

Egunyomi A., Gbadamosi I.T., K.O. Osiname., 2010. Comparative effectiveness of ethnobotanical mosquito repellent used in Ibadan, Nigeria. Journal of Applied Biosciences. 36, 2383-2588.

Espíndola, B. Ma. C., Flores, P. I., Campos, R. E., Avila, T., 2012. Colección de trabajo de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.). Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX, S.C. Coatepec harinas, Edo. de México, pp.110.

FAO, 1990. Utilization of tropical foods, fruits and leaves. FAO Food and Nutrition Paper 47 (7), 10-14.

Fernández-Escobar, R., 2019. Plantaciones frutales. Planificación y diseño. Ediciones Mundi-Prensa. España.

Farré, J., J. Hermoso., E. Guirado., 1999. Técnicas de cultivo del chirimoyo en España. Acta Hort. 497, 105-118.

Ferreira, G., P. Erig., E. Moro., 2002. Produção do portaenxerto (*Annona squamosa* L.) Como uso de reguladores vegetais. Revista Brasileira de Fruticultura 24 (3), 637-640.

Fioravanço, J., M. Paiva., 1994. Tratos culturais. En: Fioravanço, J. y Paiva, M. (eds.). Fruticultura, cultivo das anonáceas: Ata, cherimóia e graviola. Porto Alegre, Brasil. pp. 62–77.

Franciosi, R., 1992. El cultivo del chirimoyo en el Perú. Primera edición. Ediciones Fundeagro, Perú. 108 p.

García-Valencia, L. E., Bravo-Alberto, C. E., Cruz-García, F., 2013. Evitando el incesto en las plantas: control genético y bioquímico. TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 16(1): 57-65.

Gardiazábal, F., M. Rosenberg., 1988. Cultivo del chirimo-yo. Facultad de Agronomía, Universidad Católica de Chile, Chile. 112 p.

George, A., R. Nissen., 1987a. Propagation of *Annona* species: A review. Scientia Horticulturae 33, 75-85.

George, A., R. Nissen., 1987b. Effects of cincturing, de-foliation and summer pruning on vegetative growth and flowering of custard apple (*Annona cherimola* X *Annona squamosa*) in subtropical Queensland. Australian Journal of Experimental Agriculture. 27, 915 – 918.

Gómez, R., S. 2005. Efecto del almacenamiento y tratamientos pregerminativos en semillas de guanábana (*Annona muricata* L.), ilama (*Annona diversifolia* Saff) e ilama zorro (*Annona* spp. Tesis de Licenciatura Departamento de fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo México. pp.19-25.

González. de C. M., 1984. Especies vegetales de importancia económica en México. Ed. Porrúa. México. D. F. pp 45, 46 y 274.

Guerrero, E., 2005. Estudio sobre el manejo integrado del cultivo del saramuyo (*Annona squamosa* L.) en el municipio de Apulo, Cundinamarca. Trabajo de grado. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 54 p.

Guerrero y Fisher., 2007. Manejo integrado del cultivo del anón (*Annona squamosa* L.). Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas 2 (1), 158.

Gupta, R.S., Sharma, A., Kachhawa, J.B.S., 2010. Evaluation of reversible contraceptive activities of *Annona squamosa* L. STEM bark methanol extract in male rats. Plant Product Research Journal 14, 28-31.

Higuchi, H., N. Utsunomiya., T. Sakuratani., 1998. Effects of temperature on growth, dry matter production and CO2 assimilation in cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) and sugar apple (*Annona squamosa* L.) seedlings. Scientia Horticulturae 73, 89-97.

Hoyos, J., 1989. Frutales en Venezuela. Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. Monografía 36, pp. 35–48.

Jagtap, U. B., Bapat, V. A., 2012. Antioxidant activities of various solvent extracts of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruit pulp. Nutrafoods, 11(4):137–144.

Kavati, R., C. Piza, J., 1997. Formação e manejo do pomar de fruta-do-conde, atemóia e cherimólia. pp. 75-83. En: São José, A.; I. Souza; O. Morais y T. Rebouças (eds.). Anonáceas, produção e mercado (pinha, graviola, atemóia e cherimólia). Vitória da Conquista, Brasil. 306 p.

Leal, F., 1990. Sugar Apple. En: Nagy, S., P. Shaw, y W. Wardowski (eds.). Fruits of tropical and subtropical origin. Composition, properties and uses. Florida Science Source, Lake Alfred, Florida. pp. 149–158.

Le Dang Q., Kim W.K., Nguyen C.M., Choi Y.H., Choi G.J., Jang K.S., Park M.S., Lim Ch. H., Luu N.H., J.Ch. Kim., 2011. Nematicidal and antifungal activities of annonaceous acetogenins from *Annona squamosa* against various plant pathogens. Journal of Agricultural and Food Chemistry. https://doi.org/100.102./jf20317f.

León-Fernández, A. E., Montalvo-González, E., 2017. Sugar Apple (*Annona squamosa*). Fruit and Vegetable Phytochemicals. 1253–1258.

León, J., 2000. Botánica de Los Cultivos Tropicales. Editorial IICA. San José, Costa Rica. p. 445.

Lim, T. K., 2012. Edible medicinal and non-medicinal plants. 656-687.

Linares, H., 1991. Manejo de malezas en el guanábano. pp. 71-87. En: Asociación de Ingenieros Agrónomos del Sector Frutícola, ASIAFRUT (eds.). Primer curso nacional de guanábana. Mayo de 1991. Ibagué.

Lopes, S., A. Cordeiro, P. Oliveira, P. Monnerat, C. Marinho, 2002. Produtividade da cultura da pinha (*Annona squamosa* L.) em função de níveis de adubação nitrogenada e formas de aplicação de boro. Revista Brasileira de Fruticultura 24 (2), 543-546.

Lotero, A., 1976. Géneros de la flora de Colombia III, "Anonaceae". Trabajo de grado. Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Maia, G.A., Alvino, M.F.J., Thomaz, B. M. A., Wilane, F.R., 1986. Características físicas e químicas da ata. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília 21 (10), 1073-1076. Recuperado de http://seer.sct.embrapa.br/index.php/pab/article/view/15043.

Melo, M. N., Gonzaga, J., Bezerra, I., Lederman, Assis J., 2000. Efeito de indutor de brotação asociado a desfolha química e manual na indução floral de pinheiras (*Annona squamosa* L.). EMBRAPA. Brasil.

En: https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/150875/efeito-de-indutor-de-brotacao-associado-a-desfolha-quimica-e-manual-na-inducao-floral-de-pinheiras-annona-squamosa-l. Consulta: julio de 2022.

Morton, J., 1987. Sugar apple (*Annona squamosa*). pp. 69-72. En: Morton, J. (ed.). Fruits of warm climates. Creative Resources Systems, Miami.

Nadel, H., y J. Peña., 1994. Identity, behavior, y efficacy of nitidulid beetles (Coleoptera: Nitidulidae) pollinating commercial *Annona* species in Florida. Environmental Entomology 23, 878-886.

Nakasone, H., R. Paull., 1998. Tropical fruits. Crop production science in horticulture series. CAB International, Londres. pp. 45-75.

Nagori, R. y S. Purohit., 2004. *In vitro* plantlet regeneration in *Annona squamosa* through direct shoot bud differentiation on hypocotyl segments. Scientia Horticulturae 99, 89-98.

Navarro., J., 2001. Guia de las frutas cultivadas.Identificacion y cultivo. Mundi-Prensa, Madrid. 224 p.

Oliveira, N. S., Naomi, T., Hojo, A., Ailveira, A., Reboucas I. B., 2003. Influencia da Poda de producao em ramos de diferentes diametros no desenvolvimento vehgetativo e reproductivo de pinheira (Annona squamosa L. Revista Brasileira de Fruticultura 25 (1) 100-103.

Ospina, R., 1991. Métodos de propagación en guanábana (*Annona muricata* L.). pp. 13-22. En: Asociación de Ingenieros Agrónomos del Sector Frutícola, ASIAFRUT (eds.). Primer curso nacional de guanábana. Mayo de 1991, Ibagué. 227 p.

Pal, D., y K., Sampath. 1995. Changes in the physico-chemical and biochemical compositions of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruits during growth, development and ripening. Journal of Horticultural Sciences 70(4), 569-572.

Pareel S., Yahia, E. M., Pareek, O. P., Kaushik, R. A., 2011. Postharvest physiology and technology of Annona fruits. Food Research International 44, 1741-1751.

Pinto, A. C., Cordeiro, M. C. R., Andrade, S. M. R., Ferreira, F. R., Filgueiras, H. A., Alves, R. E., Kinpara, D. I. 2005. Major and Minor Production Areas. In: Williams, J. T., Smith, R. W., Hughes, A., Haq, N., Clement, C. R. (Eds). Annona Species. International Centre for Underutilised Crops, University of Southampton, UK. pp. 24-29.

Pinto, A. y P. Genú.,1984. Contribucao oa estudo técnico cientifico de graviola (Annona muricata L.) pp. 529-546. En: Congreso Brasileiro de Fruticultura, 7, Florianópolis, Sociedad Brasileira de Fruticultura.

Ploetz, R., 2003. Diseases of atemoya, cherimoya, soursop, sugar apple and related fruit crops. pp. 21-34. En: Ploetz, R. (ed.). Diseases of tropical fruit crops. CABI Publishing, Londres.

Puc, F.C.G., 2019. Selección y propagación de cuatro cultivares de Guanábana (*Annona muricata* L.) en el estado de Yucatán. Tesis de Ingeniería en Agronomía. Conkal, Yucatán, México. p. 22

Rajput, C., 1985. Custard apple. pp. 479-486. En: Bose, T.(ed.). Fruits of India Tropical and Subtropical. Department of Horticulture, India.

Rasai, S.; A. George, A. Kantharajah., 1995. Tissue culture of *Annona spp*. (cherimoya, atemoya, sugar apple and soursop): A review. Scientia Horticulturae 62, 1–14.

Romero-Soler, K.J., William, Cetzal-Ix., 2015. Las especies del género *Annona* (Annonaceae) cultivadas de la Península de Yucatán, México. Desde el Herbario CICY 7: 147–153 (01/Octubre/2015). Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C. http://www.cicy.mx/sitios/desde_herbario/.

Sadhu, M., y S., Ghosh., 1976. Effects of different level of nitrogen, phosphorus and potassium on growth, flowering, fruiting and tissue composition of custard apple (*Annona squamosa*). Indian Agriculture 20(4), 297-301.

Sanewski, G.,1991. Custard Apples- Cultivacion and crop protection. Information Series OI0031. Queensland. Department of Primary, Indutry, Brisbane. 103 P.

So, J. A. R., 2020. II Simposio Internacional de fruticultura tropical y subtropical realizado por el Cuerpo Académico de Horticultura realizado por la Universidad Autónoma de Nayarit el 20 de febrero de 2020.

Segura, S., Andrés, J., Fresnedo, J., Zavala, F., Marroquín, L., Vidal, E., Nicolás, M., Vidal, L., Bolívar, N., Castañeda, A., González, A., Barrios, S., Carmona, A., 2012. Where do we go with annona in Mexico?. Acta Horticulturae 948, 79-89.

SIAP, Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (2020). http://www.siap.sagarpa.gob.mx/ (https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/, consultado el 09-10-2020)

SIAP, 2015. Cierre de la Producción agrícola por cultivo. Servicio de Información Agroalimentaria y pesquera. http://www.siap.gob.mx. Consultado el 19 de octubre de 2015.

SIAP (Servicio de Información Agrícola y Pesquera). 2018. Cierre de la Producción Agrícola. Consultado el 2 de Abril de 2019. En línea: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/

Taboada, S.M., Oliver, G.R., Monroy, R., 2008. Regionalización potencial para el cultivo de Anonas en el estado de Morelos. In: Monroy R.; Marroquín A.L.M. (eds.). Anonáceas, un recurso para el desarrollo sustentable. Cuernavaca Morelos. pp. 47-55.

Vidal, L., López H., Vidal, N., Ruiz R., Castillo D., Chiquito R., 2014. La situación de las annonaceae en México: principales plagas, enfermedades y su control. Revista Brasileira de Fruticultura (36) 22-31.

Vidal, L. E., Marroquín, A. L. M., García, S. J. O., Martínez, S. J., Avendaño, H. C., 2008. Efecto del ácido giberélico en la germinación de semillas almacenadas de Chincuya (*Annona purpurea* Moc & Sesse ex Dunal). In: Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture Vol 52. Victoria Brasil.

Vidal-Lezama, E., Villegas-Monter, Á., Vaquera-Huerta, H., Robledo-Paz, A., Martínez-Palacios, A., 2019. *Annona purpurea* Moc. & Sessé ex Dunal especie nativa de México, subutilizada. Agroproductividad. 12 (3): 9-15. https://doi.org/10.32854/agrop.v0i0.1326.

Wongs-Aree, C., Noichinda, S., 2011. Sigar apple (*Annona squamosa* L.) and atemoya (*A. cherimola* Mill x *A. squamosa* L.). In: Postharvest biology and technology of tropical an subtropical fruits. Yahia, E. M. (Ed.). pp: 399-426. Woodhead Publishing: UK.

Wu, Y. C., Y. C. Hung, F. R. Chang, M. Cosentino, H. K. Wang, K. H. Lee., 1996. Identification of Ent-16b,17-Dihydroxykauran-19-oic Acid as an Anti-HIV principle and isolation of the new diterpenoids annosquamosin A and B from *Annona squamosa*. J. Natural Products 59 (6), 635-637.

CHAYOTE MEXICANO [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.]

Especie Mesoamericana para exportación: una revisión postcosecha

Cadena Iñiguez Jorge[1]; Arévalo Galarza Ma. de Lourdes[2]; Aguirre Medina Juan F.[3]; Cisneros Solano Víctor M.[4]; Soto Hernández Ramón Marcos[2]; Ruiz Posadas Lucero del M.[2]; Avendaño Arrazate Carlos H.[5]; Aguiñiga Sánchez Itzen[6]; Santiago Osorio Edelmiro[6]

1. Introducción

México es un país de gran riqueza biológica que se ubica dentro de los 17 países megadiversos del planeta (Rzedowski, 1993), con alrededor de 22,000 especies endémicas; y se considera que ha sido centro de origen y domesticación de al menos 102 especies cultivadas y multiplicadas por sus diferentes variantes biológicas (Ortega-Paczka *et al*., 1998), y parientes silvestres (Rzedowski, 1993). La familia Cucur-

[1] Colegio de Postgraduados, *Campus* San Luis Potosí, Salinas de Hidalgo, San Luis Potosí, México.
[2] Colegio de Postgraduados, *Campus* Montecillo, Montecillo, Texcoco, Estado de México.
[3] Universidad Autónoma de Chiapas, Ciencias Agrícolas, Huehuetán, Chiapas.
[4] Universidad Autónoma Chapingo, Centro Regional Universitario Oriente, Huatusco, Veracruz.
[5] Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias, Campo Agrícola Experimental Rosario Izapa.
[6] Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Iztapalapa, Ciudad de México.

bitaceae representa un grupo importante de plantas domesticadas, y sobresalen, por su valor alimenticio y económico, en el mundo los géneros *Cucumis, Mormodica, Luffa, Lageraria, Citrullus, Cucurbita* y *Sechium,* entre otras principales.

Dentro del género *Sechium* P. Br., se encuentran diez especies, de las cuales ocho son silvestres (*S. chinantlense, S. compositum, S. hintonii, S. talamancense, S. panamense, S. pittieri, S. venosum, S. vilosum*), y las cultivadas *Sechium tacaco* (Pitt.) C. Jeffrey, y *Sechium edule* (Jacq.) Sw. En especial, esta última, agrupa a un complejo intraespecífico de variantes biológicas identificadas principalmente por las formas de fruto, tamaño, color, sabor, consistencia, y otros rasgos distintivos (Barrera-Guzmán *et al*., 2021).

Estudios morfoestructurales, bioquímicos y genéticos recientes del complejo intraespecífico de *S. edule*, han derivado en la distinción morfológica de doce grupos varietales con base en caracteres estables, uniformes y heredables, los cuales facilitan la identificación y distinción, denominados como: nigrum levis, albus levis, albus dulcis, nigrum conus, albus minor, nigrum minor, nigrum maxima, nigrum xalapensis, virens levis, nigrum spinosum, albus spinosum y amarus silvestrys (Cadena-Iñiguez, 2005; Cadena-Iñiguez *et al*., 2007; 2008; 2011) (Figura 1).



Figura 1. Frutos tipo de chayotes pertenecientes a los grupos varietales derivados de *Sechium edule*. De izquierda a derecha: nigrum maxima, virens levis, nigrum spinosum, nigrum xalapensis, albus spinosum, nigrum levis, nigrum conus, albus levis, albus dulcis, albus minor, nigrum minor, y amarus silvestrys.

2. Origen

Sechium edule (Jacq.) Swartz es originario de Mesoamérica y México es uno de los centros de mayor diversidad biológica (Newstrom, 1991; Ortega-Paczka *et al*., 1998; Cadena-Iñiguez *et al*., 2011). A diferencia de lo que ocurre con otras especies cultivadas, en el género *Sechium* P. Br., no existen evidencias arqueológicas o relictos que ayuden a precisar la antigüedad de su origen y manejo. La testa suave de la semilla y su fruto carnoso no permiten su conservación (Orea y Engleman, 1983; Lira-Saade, 1995). La mayor evidencia de su origen es la existencia de chayotes silvestres en la región centro y sur de México y Centro América. Se considera que el término moderno chayote es una modificación de los vocablos náhuatl "huitz ayotl" (calabaza con espinas) "chayotl", "chayotli" lo cual, confirmaría su uso desde tiempos precolombinos (Cadena-Iñiguez *et al*., 2007).

3. Aspectos botánicos

Durante muchos años se consideró que *Sechium* era un género monotípico cuya única especie era *S. edule* (Jacq.) Swartz; sin embargo, Jeffrey (1978), incluyó otras seis especies con las secciones *Frantzia* y *Polakowskia*. A pesar de los esfuerzos de Jeffrey (1978) y Lira-Saade (1996), por fusionar algunos géneros y especies relacionados con *Sechium*, diversos autores han considerado que por lo menos *Polakowskia* y *Frantzia* están bastante distantes del centro de origen de *Sechium*, y taxonómicamente son diferentes.

Actualmente, se consideran sinónimos de *Sechium* a los siguientes taxones: *Sicyos edulis* Jacq., *Chayota edulis* Jacq., *Sechium americanum* Poir., *Cucumis acutangulus* Descourt. y *Sechium chayota Hemsley* (Flores, 1989; Lira y Chiang, 1992), y se acepta que el género *Sechium* cuenta con diez especies previamente mencionadas, con una distribución desde México hasta Panamá (Lira-Saade, 1996).

Lira *et al*. (1999), hicieron una nueva propuesta de clasificación taxonómica para *S. edule*, donde incluyeron dos subespecies: *Sechium edule* spp. *edule* y *Sechium edule* spp. *silvestrys*. Las consideraciones en

que dichos autores fundamentaron esta separación fueron diferencias morfológicas y cromosómicas a través de la identificación de cariotipos. Lamentablemente en dicha propuesta no se indicó cual o cuales tipos cultivados fueron incluidos en el análisis, ya que no existe límite para el entrecruzamiento entre las diferentes variantes biológicas (fenotipo y grado de domesticación). La confusión respecto al uso de estos tipos por Lira *et al*. (1999), alcanzó las consideraciones genéticas, ya que la existencia de variación cromosómica en plantas cultivadas con amplio intervalo de variación morfológica es indicativo de niveles de domesticación, más que de especiación.

La planta de chayote comestible es una hierba perenne, ascendente, provista de zarcillos y raíces tuberosas. Presenta tallos de varios metros de longitud, ligeramente comprimidos y longitudinalmente surcados, verdes cuando jóvenes y pardos al madurar; cada nudo tiene una hoja, una inflorescencia unisexual y un zarcillo ramificado en dos a cinco menores. Las hojas tienen pecíolo largo, simples, palmado lobuladas o anguladas; los lóbulos son agudos o acuminados y la venación ramificada. Flores unisexuales, axilares (estaminadas y pistiladas) en el mismo nudo o sobre el mismo eje. El fruto es péndulo, grande, obovoide, cónico, piriforme y hasta redondo, con un número variable de depresiones longitudinales; superficie amarilla, verde claro u oscuro y brillante, puede ser glabra, finamente pubescente o con un número variable de espinas y una sola semilla (Maffioli, 1981; Flores, 1989; Lira-Saade, 1996).

En la región central del Estado de Veracruz, México se ha identificado la mayor variación de esta especie (Barrera-Guzmán *et al*., 2021), tanto para genotipos cultivados como para el pariente silvestre. Colectas realizadas por Cadena (2001), en dicha región, mostraron plantas con rasgos morfológicos diferentes principalmente en el tamaño de los frutos, color, forma, de sabor amargo, neutro, ligeramente dulce, plantas con polimorfismo en hojas, diferente coloración en pecíolo, venación y guías. Esta variación en la forma y color de frutos, muchos de los cuales se conocen únicamente en mercados locales.

La importancia económica que cada tipo de chayote representa, se basa principalmente en la preferencia local, la cual, aunque en la mayoría de los casos es muy limitada, ha permitido conservar su identidad fenotípica y nomenclatura etnobotánica; así, por ejemplo, en la región central de Veracruz (principal centro de origen y distribución de *S. edule*), la cultura popular resume en tres grandes grupos a los chayotes cultivados: los *blancos, verdes y espinosos*, haciendo hincapié en que los dos primeros generalmente son lisos. El sabor y consistencia es otra cualidad importante, por ejemplo, de sabor simple o neutro (mucha agua en la pulpa y poca fibra), ligeramente dulce como los amarillos (en estado fisiológicamente maduro) y los amargos. La consistencia "seca" o "camotuda" (almidonosa) y "estropajuda" (fibrosa) del fruto, principalmente entre el mesocarpio y la semilla, son otras características usadas tradicionalmente, y se relacionan con la cocción y uso alimentario, es decir, hervidos con sal, en dulce, en guisos caldosos (sopas), para comer en frío o asado a semejanza de papas o camote (Cuadro 1).

Cuadro 1. Características morfológicas de los frutos de los diferentes grupos varietales de *S. edule*.

Figura	Grupos varietales de *Sechium edule*
	**albus minor:** Fruto muy pequeño semiesférico color amarillo, de 3.2 a 4.1 cm de longitud, 3.0 a 3.3 cm de ancho, 2.7 a 3.2 cm de grosor, glabro sin presencia de surcos y hendidura basal pequeña y casi superficial. Pedúnculo corto, verde claro y pubescente. Mesocarpio blanco cremoso, sabor neutro con fibra muy adherida a la semilla.
	**albus dulcis:** Fruto pequeño piriforme color amarillo, de 8.0 a 15.3 cm de longitud, 4.8 a 8.8 cm de ancho y de 3.8 a 7.3 cm de grosor, glabro, con cinco surcos ligeros, no muy marcados y hendidura basal no muy profunda. Pedúnculo corto, glabro, verde claro con estriado longitudinal verde amarillo. Mesocarpio de blanco cremoso, sabor ligeramente dulce (7.2 °Bx) con presencia de fibra medianamente adherida a la semilla.

	**albus levis:** Fruto pequeño obovoide color amarillo, de 6.1 a 16.6 cm de longitud, 5.3 a 10.4 cm ancho, 4.6 a 8.7 cm de grosor, glabro con presencia de surcos ligeros, no muy marcados y hendidura basal muy notoria. Pedúnculo corto con baja pubescencia, verde claro con estriado longitudinal color verde-amarillo. Mesocarpio de color blanco cremoso, sabor neutro o simple y presencia de fibra adherida a la semilla.
	**albus spinosum:** Fruto mediano color amarillo piriforme de 5.8 a 17.1 cm de longitud, 5.0 a 12.2 cm de ancho, 3.6 a 9.7 cm de grosor, hendidura basal pronunciada, presencia de espinas en densidad media a baja, sin presencia de surcos. Mesocarpio blanco crema, ligeramente dulce y fibra medianamente adherida a la semilla.
	**nigrum conus:** Fruto pequeño, verde obscuro, de 5.4 a 7.1 cm y promedio de 6.23 cm de longitud, ancho ecuatorial de 3.3 a 5.0 cm y promedio de 4.36 cm, fondo de 3.0 a 4.6 cm y promedio de 3.92 cm; forma cónica, verde claro a verde oscuro (Pantone 371c y 574c), sin presencia de surcos, hendidura basal muy superficial, pedúnculo medio con baja pubescencia, verde oscuro. Mesocarpio verde con sabor ligeramente neutro y ocasionalmente ligeramente dulce. La semilla muy adherida al mesocarpio con presencia de fibra adherida a la semilla.
	**nigrum spinosum:** Fruto grande de color verde claro a verde obscuro, piriforme de 5.8 a 17.1 cm de longitud, 5.0 a 12.2 cm de ancho, 3.6 a 9.7 cm de grosor, densamente espinoso (media a alta), cinco surcos no muy marcados, hendidura basal muy pronunciada, pedúnculo largo de baja pubescencia. Mesocarpio verde claro a verde oscuro, sabor neutro a ligeramente dulce (6.43 °Bx) y fibra muy adherida a la semilla
	**nigrum xalapensis:** Fruto grande, verde obscuro, piriforme alargado de 15.5 a 26.6 cm, ancho de 4.4 a 18 cm y 4.0 a 10.7 cm de grosor, glabro, cinco surcos no muy marcados, hendidura basal muy marcada, pedúnculo largo con pubescencia medianamente baja color verde oscuro. Mesocarpio verde claro a verde oscuro, sabor ligeramente dulce y muy poca fibra adherida a la semilla.

	**nigrum maxima:** Fruto muy grande, forma alargada y estrecha, color verde claro y ocasionalmente verde oscuro, de 12.1 a 33.7 cm de longitud, 8.1 a 11.3 cm de ancho y 6.3 a 8.8 cm de grosor. Muestra cinco surcos ligeramente marcados y hendidura basal muy notoria a profunda. La pubescencia es baja en el pedúnculo muy corto de color verde claro- Mesocarpio verde muy claro con sabor neutro con mucha fibra medianamente adherida a la semilla.
	**virens levis:** Fruto mediano a grande, piriforme de 9.3 a 18.3 cm de longitud, 6.0 a 11.40 cm de ancho y 5.40 a 9.60 cm de grosor. Color verde claro (pantone 373c), con cinco surcos muy poco marcados y hendidura basal no muy profunda. Pedúnculo largo con pubescencia muy baja de color verde claro. Mesocarpio color verde claro con sabor neutro y muy poca fibra adherida a la semilla
	**nigrum levis:** Fruto pequeño de 7.1 a 9.7 cm, promedio de 12.06 cm de longitud, ancho ecuatorial de 4.6 a 7.8 cm, y promedio de 6.43, fondo de 4.2 a 7.0 cm y promedio de 5.76 cm; forma redondeada de color verde oscuro (Pantone 575c, 575c y 576c), sin surcos, presenta hendidura basal no muy marcada, pedúnculo medianamente pubescente de color verde oscuro. Mesocarpio de color verde claro con sabor neutro, con presencia de fibra adherida a la semilla
	**nigrum minor:** Fruto muy pequeño de 4.5 a 13.2 cm con promedio de 7.42 cm de longitud, ancho ecuatorial de 3.1 a 6.9 cm y promedio de 5.16 cm, fondo de 2.8 a 6.2 cm y promedio de 4.64 cm, las formas pueden ser obovado, redondo, piriforme y piriforme suavemente alargado de color verde claro aunque se pueden encontrar de color verde oscuro (Pantone 374,c, 574c y 586c), totalmente glabros, no presentan surcos, y la hendidura basal es muy superficial, pubescencia muy baja en el pedúnculo corto, color verde claro. Mesocarpio verde claro con sabor neutro y fibra medianamente adherida a la semilla.

Actualmente, la comercialización a gran escala de chayote en México y Centroamérica recae en el grupo varietal virens levis denominado chayote verde liso para exportación (Cadena-Iñiguez *et al*., 2005). Para esta variedad se han realizado diferentes investigaciones acerca de

su valor nutrimental y medicinal (Vieira *et al*., 2019), sanidad (Rivera y Brenes, 1996), ecofisiológicos (Cadena *et al*., 2001), comportamiento postcosecha (Aung *et al*., 1996; Cadena *et al*., 2006; Ramírez-Rodas *et al*., 2021), así como, normalización para su mercadeo internacional, mientras que para el resto de los tipos de chayote resaltan los estudios sobre biodiversidad y morfología. A partir del año 2016, se realizan envíos de chayote espinoso (*S. edule* var. nigrum spinosum) al mercado de Norteamérica, y aun cuando no hay estadísticas oficiales, los envíos anuales realizados por una empresa veracruzana, van en aumento.

El fruto de chayote se consume en madurez hortícola (18 ± 2 d después de antesis) se comercializa hacia los mercados de Norteamérica. El principal exportador en 2020 fue México con un valor de exportación de US$ 552 M, siendo el principal importador Estados Unidos de América (Tridge, 2021). Otros países productores importantes son Guatemala, Brasil, Puerto Rico, Argelia, India, Nueva Zelanda y Australia, aunque la mayor parte de su producción es para autoconsumo (Cadena *et al*., 2010).

En 2018 se cultivaron más de 3,000 ha, siendo los estados de Veracruz, Michoacán y Jalisco los principales productores con el 85, 11 y 3 % de la producción nacional, respectivamente (SIAP, 2018). El estado de Veracruz produce todo el año, ya que ha ampliado el corredor de cultivo en tres regiones agroclimáticas. La primera se ubica en la zona del bosque mesófilo de montaña en el centro del estado en altitudes de 1,150 a 1,580 m. En ésta se encuentran los municipios de Coscomatepec, Huatusco, Ixhuatlán del Café, Chocamán, Orizaba, Tlilapan y Rafael Delgado, sin manejo de riego, únicamente condiciones de temporal. La segunda región se localiza en áreas de vegetación de selva mediana perennifolia, en altitudes de 780 a 1,100 m, que agrupa al municipio de Ixtaczoquitlan, bajo condiciones de riego y temporal. La tercera región se ubica en áreas de selva baja caducifolia en altitudes de 201 a 300 m en Actopan y Emiliano Zapata bajo condiciones de riego. Para el caso del chayote espinoso, se han identificado áreas de cultivo en altitudes superiores al bosque mesófilo desde 1600 a 2800 m en los estados de Veracruz, Michoacán, Puebla y Estado de México. En los dos últimos estados se ubican las mayores superficies de cul-

tivo de chayote espinoso. Referente al tipo negro Xalapa (*S. edule* var. nigrum xalapensis), existen dos áreas importantes de cultivo, una en Ixtapa, Chiapas y otra en Tuzamapan, Veracruz, siendo el destino de la producción el mercado local (Cadena-Iñiguez *et al*., 2011).

4. Factores precosecha que afectan la calidad

La calidad de una hortaliza como el chayote depende del nicho de mercado y de las características sensoriales como la apariencia, textura, sabor y aroma, pero también por el valor nutritivo de sus constituyentes químicos. La calidad del fruto está fuertemente influenciada por su alto contenido de agua, color y ocurrencia de germinación de la semilla (viviparismo), así como la incidencia de enfermedades que pueden ser causa de rechazo en el mercado destino. Actualmente, la comercialización a gran escala de chayote en México y Centroamérica recae en dos variedades: el verde liso (virens levis) y el verde espinoso (nigrum spinosum), cuyos destinos principales son Estados Unidos de América y Canadá (Figura 2).

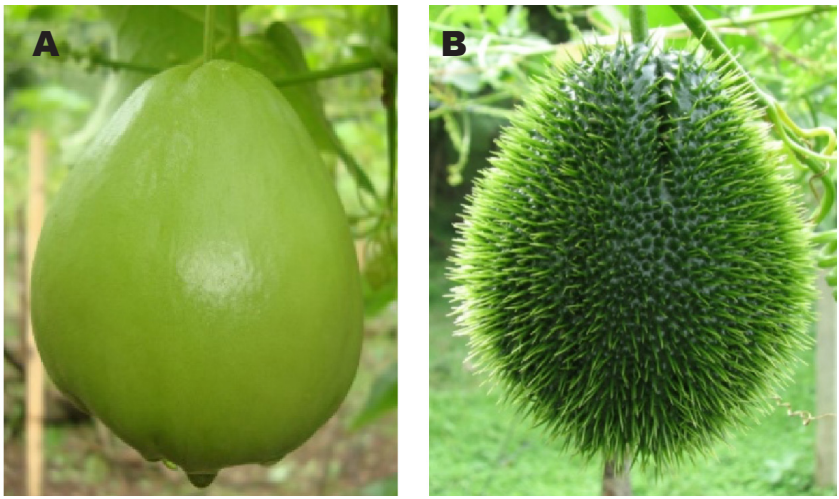


Figura 2. Principales variedades comerciales de *S. edule* para el mercado de exportación, procedentes de México y Centroamérica A: virens levis y B: nigrum spinosum.

El fruto de chayote es una baya, derivado de un ovario maduro, está formado de tres capas, conocidas como epicarpio (exocarpio), mesocarpio y endocarpio. Estas tres capas que se originan de la hoja carpelar modificada, se le denomina en conjunto pericarpio, el cual puede ser suave, duro, carnoso o seco (Font-Quer, 1979). Dentro de las funciones del pericarpio se encuentra la protección de la semilla contra daños mecánicos. La semilla de las variedades de chayote es endocárpica, es decir, que germina dentro del fruto, lo cual le confiere la característica denominada viviparismo, que desde el punto de vista comercial es indeseable (Figura 3).



Figura 3. Frutos comerciales de *S. edule* var. virens levis con la semilla germinada, denominado viviparismo.

En el cultivo de chayote una de las prácticas culturales que brinda mayor beneficio en la relación calidad y cantidad de fruto por planta es la poda. Esta permite regular la luminosidad y aireación en el tapanco (estructura de soporte), además favorece el estado sanitario de las plantas ya que elimina las hojas y guías con signos y síntomas de infecciones de hongos u oomicetes, oviposturas y colonias de insectos perjudiciales (Figura 4). La poda: consiste en remover partes vegetativas o de raíz de un vegetal para reducir la carga de biomasa e incrementar la oferta nutrimental con el objetivo de alcanzar mayor productividad y vigor. No existe una forma única o determinante para podar, más bien depende del objetivo que se persigue con la especie

cultivada. En el caso del chayote, se eliminan las guías muy gruesas a partir del centro radial de la planta para favorecer la emisión lateral de nuevas guías y con ello nueva producción.

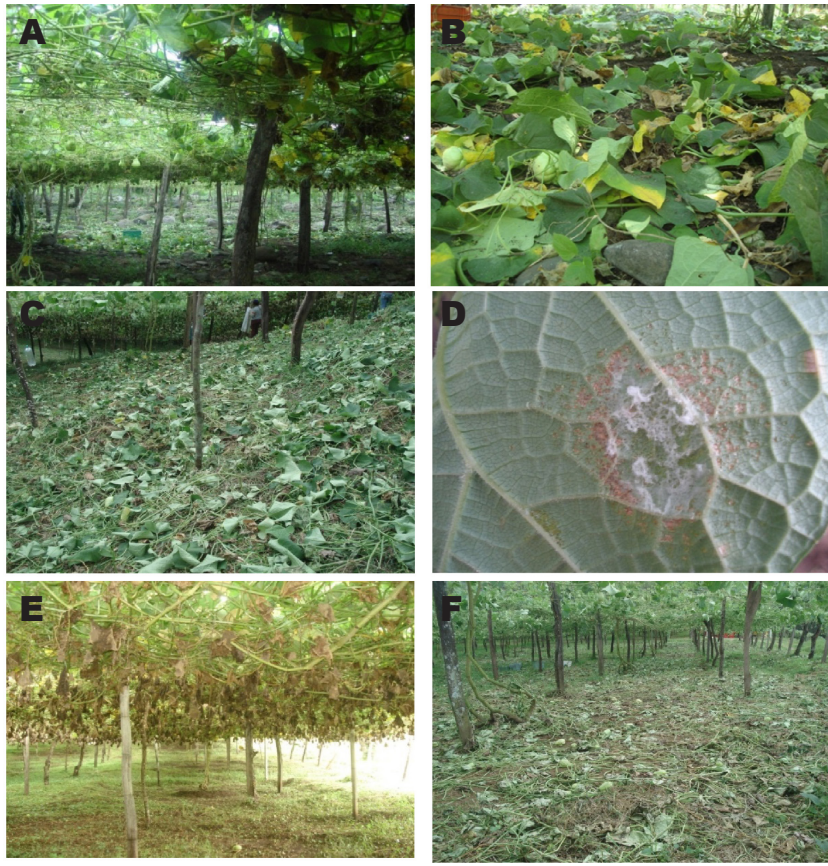


Figura 4. A: Huerta en proceso de poda, donde se aprecia la diferencia de entrada de luz en el área podada. B-C: Biomasa (hojas, frutos, guías) eliminadas durante la poda e incorporadas a la huerta. D: Hoja con huevecillos de insectos eliminados al caer por acción de la poda. E: Huerta sin podar, F: Huerta con poda realizada.

En el caso de hierbas como la planta de chayote, la poda se realiza en dos vertientes: la poda de guías de crecimiento horizontal, y la poda de guías con crecimiento vertical.

Poda de guías de crecimiento horizontal: puesto que el chayote es una hierba anual de crecimiento indeterminado originaria del bosque mesófilo o de neblina; de forma natural se comporta como una hierba trepadora sobre árboles y arbustos. De forma cultivada, se desarrolla sobre una estructura construida de postes y alambres en forma de parrilla cuadriculada que le brinda soporte; en ésta, su crecimiento se observa de forma vertical u ortotrópica cuando asciende a la parrilla de soporte, y después lo hace en forma horizontal o plagiotrópica y avanza formando un dosel cuando se sobreponen las guías de diferentes plantas. Cada guía horizontal presenta en el nudo la formación de una hoja completamente expandida, un zarcillo, un raquis con flores estaminadas, una flor pistilada y una yema vegetativa que puede originar una ramificación lateral. De esta manera, la producción de frutos se da de forma lineal y por única vez en cada nudo. Sin embargo, el crecimiento indeterminado de la misma genera guías de más de 30 m de longitud. Lo anterior aunado a su sobre posición en el dosel, forma una capa gruesa de follaje que obscurece la parte baja del emparrillado reduciendo la pigmentación verde de los frutos por falta de luz, bajos rendimientos y costos altos por manutención de guías largas e improductivas, con excepción de los nudos terminales de la guía que normalmente tienen fruto.

Debido al crecimiento de la planta se presenta el sobrepeso en el emparrillado, incrementando la incidencia de patógenos (hongos, bacterias) en frutos y hojas debido a falta de entrada de luz, reducción de temperatura y menor circulación de aire. Bajo estas condiciones las aplicaciones foliares (nutrimentos, fungicidas, insecticidas) no alcanzan las guías de la parte superior del dosel debido al espesor del mismo. Además, cuando los frutos no se cortan en el índice de cosecha, maduran en la planta y pueden ser hospederos de barrenadores (*Diaphania nitidalis*, *D. hyalinata*) o ser infectados por hongos o bacterias, ya que permaneciendo atrapados en la red de guías se convierten en focos latentes de contagio.

Tradicionalmente se realiza la eliminación de hojas (“deshoje”) que mejora las condiciones de iluminación y temperatura en la huerta; sin embargo, al dejar las guías viejas e improductivas no remedia el

aspecto de producción, por lo que la forma correcta de aplicar el concepto de poda en chayote es eliminando las guías viejas o muy maduras de "corona", las cuales se reconocen por un rayado longitudinal verde-café y son las más gruesas de todo el complejo de guías. El corte de corona se realiza en las guías ubicadas en la inflexión que hacen al pasar de verticales a horizontales, cuidando de hacerlo a 40 cm de distancia de dicha inflexión para evitar que el goteo de savia caiga sobre la base de la planta, ya que, debido a su riqueza nutrimental, facilita la germinación de esporas de hongos y genera pudrición. El corte debe hacerse entre las 10:00 y 12:00 h del día para reducir el goteo y acelerar la marchitez de las hojas por la temperatura, lo cual ayuda al podador a identificarla fácilmente al día siguiente.

Es importante resaltar que las guías marchitas no se deben jalar o estirar para bajarlas del emparrillado, ya que con ello se daña a las guías jóvenes del dosel (productivas). Se deben cortar trozos pequeños o medianos de guía con una cuchilla afilada, siguiendo la dirección de los pasillos de la huerta. Lo anterior reduce el peso de biomasa, ya que los trozos tienen hojas, ramificaciones muy delgadas y algunos frutos. Una ventaja de lo anterior es que, al no podar el área de raíces, la oferta de agua y nutrimentos (relación: raíz-vástago-hojas) supera la demanda aérea, traduciéndose en alta emisión de ramificaciones laterales de los nudos de las guías, las cuales alcanzan rápidamente la madurez sexual y emiten raquis de flores estaminadas y pistiladas, generando los nuevos frutos, observándose un rejuvenecimiento vigoroso entre los siguientes 7 a 9 d después de la poda.

La importancia de la poda en huertas comerciales de chayote se observa en la estabilidad y frecuencia de la producción reflejada en los cortes de fruto, los cuales se realizan dos veces por semana para cumplir con el índice de cosecha de los frutos en madurez hortícola (18 ± 2 d después de antesis). Otro beneficio de la poda es la reducción de problemas sanitarios y número de aplicaciones de agroquímicos para su control, ya que la biomasa cortada se acompaña de hongos, bacterias, ácaros, huevecillos de insectos ovopositados en hojas, frutos infestados, o conteniendo larvas de barrenadores entre otros. La biomasa se debe dejar en el suelo, especialmente en los pasillos liberando el espacio del cajete (redondel de

la planta) o zona de fertilización con el fin de que se degrade e incorporen junto con la maleza que regularmente se corta. Además, con la poda se reduce notablemente el manchado y blanqueado del fruto. El primero resulta del contacto de una hoja senescente adherida al fruto, la cual con la humedad mancha el fruto a semejanza de óxido, mientras que el blanqueado es la reducción de color verde atribuido a oscurecimiento por exceso de follaje del dosel (Figura 5).

***Poda de guías con crecimiento vertical**: e*sta labor se realiza para seleccionar el número de guías verticales u ortotrópicas que llegarán a la cruz del emparrillado. Esta acción inicia cuando se siembran dos frutos conteniendo la semilla endocárpica, y una vez que germinan las guías emitidas de ambos, se seleccionan únicamente tres por cada planta, y de éstas se puede seleccionar nuevamente hasta dejar cuatro.

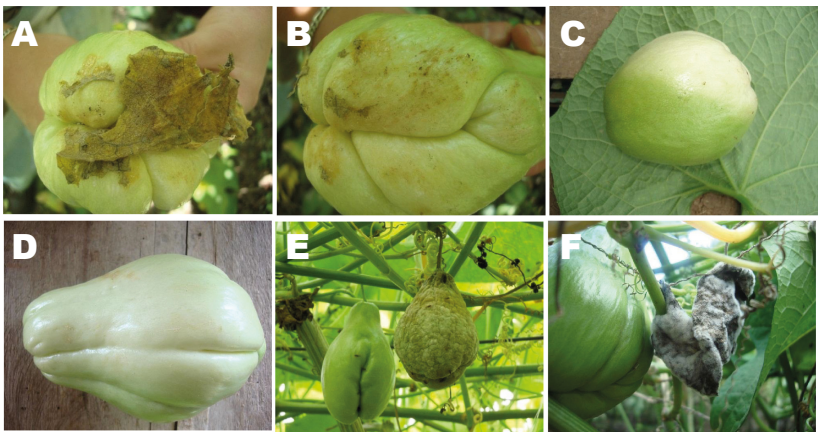


Figura 5. A-B: Frutos de chayote manchado por una hoja que se adhirió y causó la mancha de "óxido". C-D: Frutos de chayote con blanqueado parcial y total causado por exceso de follaje en la plantación. E-F: Frutos y hojas infectadas por patógenos en plena fase de esporulación, que quedan eliminados con la poda. Fuente: elaboración propia.

5. Crecimiento y desarrollo del fruto

En la práctica, la decisión de cosecha para las diferentes variedades de chayote se basa en los criterios dependientes del mercado, y con base

en ello, los frutos generalmente se cosechan en madurez hortícola. La primera es la forma típica en que la mayoría de las variedades de chayote son comercializadas (estado inmaduro 18 ± 2 d después de antesis) con firmeza, brillo, color verde uniforme, sin espinas, surcos, forma piriforme y una longitud de 12 a 15 cm, y ancho ecuatorial de 8 a 12 cm, sin defectos físicos (NMX-FF-047-SCFI-2003). Dentro de los defectos comerciales más comunes del fruto de chayote se encuentran, además del viviparismo, el color opaco, frutos gemelos, rozaduras, lunares, daños por sol, forma y tamaño inadecuado, y puesto que presentan alta transpiración (estomas en fruto), es común la presencia de agua condensada en el empaque, que propicia proliferación de enfermedades (Figura 6).



Figura 6. Defectos y daños más comunes en chayote. A: Frutos gemelos; B: Ampollas debido a senescencia prematura; C: Incidencia de anormal de espinas; D: Galerías y malformación de fruto; E: Ampolla producida por *Colletotrichum* sp.; F: Ataque de hongos en almacenamiento. Fuente: elaboración propia.

En el caso del chayote, la madurez hortícola se alcanza, en la mayoría de las variedades, a los 18 ± 2 d después de antesis y corresponde a un fruto de tamaño medio, de consistencia suave en la epidermis, turgente, sin estrías aparentes o indicios de germinación. El índice de cosecha es muy importante para la comercialización en fresco de los

productos vegetales por razones del cumplimiento de normas o estándares establecidos, estrategias de mercadeo y eficacia en el empleo de recursos para la labor de la cosecha. Los índices más utilizados para definir el estado de desarrollo de los productos vegetales pueden ser de tres tipos:

a) Cronológicos: Se consideran aspectos relacionados con el tiempo y el desarrollo fisiológico del cultivo, como días desde la plantación, días desde la floración o antesis o bien unidades de calor acumuladas.

b) Físicos: Las características físicas más importantes son: forma, tamaño, color y las características de la superficie (rugosidad, brillo y presencia de estrías).

c) Químicos: Durante la maduración de los frutos existen cambios en la composición química de algunas sustancias como: azúcares, ácidos orgánicos, compuestos fenólicos, pigmentos, entre otros.

Algunos requisitos básicos establecidos para determinar la calidad de los frutos de chayote comercial verde liso, se centran en el color, peso y longitud, así como en la sanidad y los defectos. Sin embargo, existen pocas referencias que definan el índice de cosecha más adecuado para chayote, pero Cadena-Iñiguez *et al*. (2006), establecen para las condiciones de México, los frutos de chayote pueden ser cosechados a los 18 ± 2 d después de antesis, sin embargo, Piatto (2002) menciona que la cosecha se lleva a cabo 35 d después de la polinización, otros como Aung *et al*. (1996) señalan que la cosecha se realiza cuando el fruto alcanza un peso entre 250 a 400 g. Estas aparentes discrepancias se aclaran al considerar la edad y tamaño del fruto utilizado como semilla para las nuevas plantaciones, ya que resulta ser un factor clave en el número de días después de antesis en que se alcance el grado de madurez que demande el mercado.

Puesto que los frutos de chayote tienen un dulzor suave el contenido de sólidos solubles totales varía 4.0 a 7.17 °Brix dependiendo del grupo varietal, cuya composición pueden incluirse aparte de los azúcares, almidón, pectinas, polifenoles, flavonoides y triterpenos. El

contenido de azúcares totales es bajo siendo el de mayor contenido el grupo var. nigrum spinosum con 3.38 % y el de menor valor var. nigrum xalapensis con 1.82 % cuyos azúcares principales son la fructosa y glucosa, sin la presencia de sacarosa (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021). A continuación, se analizan las curvas de crecimiento del fruto de chayote después de antesis para la mayoría de las variantes de *S. edule*.

S. edule var. albus dulcis

Se puede observar en la figura 7, el crecimiento de los frutos de albus dulcis, la etapa de mayor velocidad de crecimiento se presenta entre los 9 a 12 d, y a partir de ello, el contenido de carotenoides en la epidermis del fruto se hace evidente, lo que define el color amarillo típico de la variedad. La madurez hortícola se alcanza en 15 d después de antesis, antes que la presencia de fibra se haga evidente.

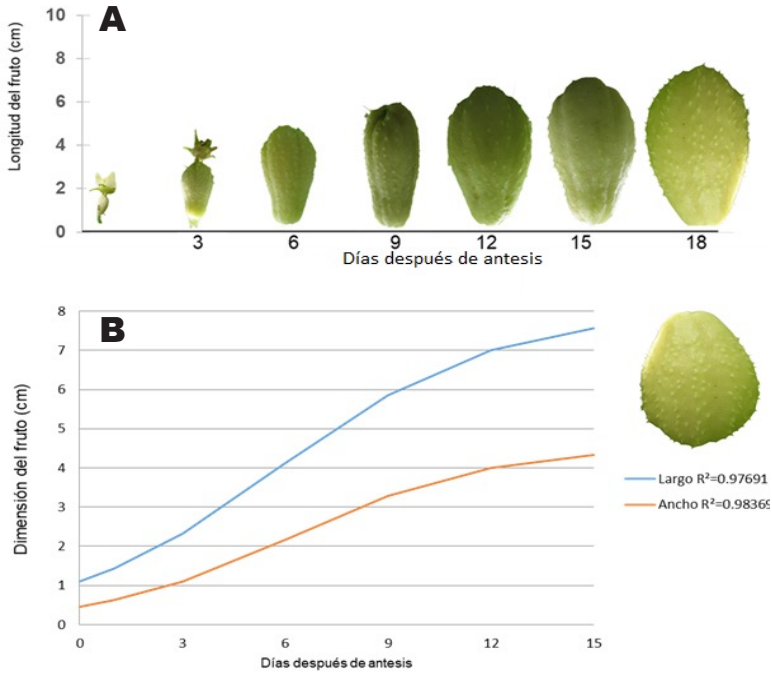


Figura 7. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. albus dulcis.

S. edule var. albus levis

En esta variedad el crecimiento es continuo a partir del día tres después de antesis hasta el día 12, donde se reduce la velocidad de crecimiento, es notable que las curvas de crecimiento longitudinal y ecuatorial son semejantes con tendencia paralela, dando como consecuencia un fruto más ovoide. El fruto en todas sus etapas de desarrollo mantiene coloración amarillo crema con poco contenido de clorofila. Los días a cosecha son 18, antes de que muestre estrías (Figura 8).

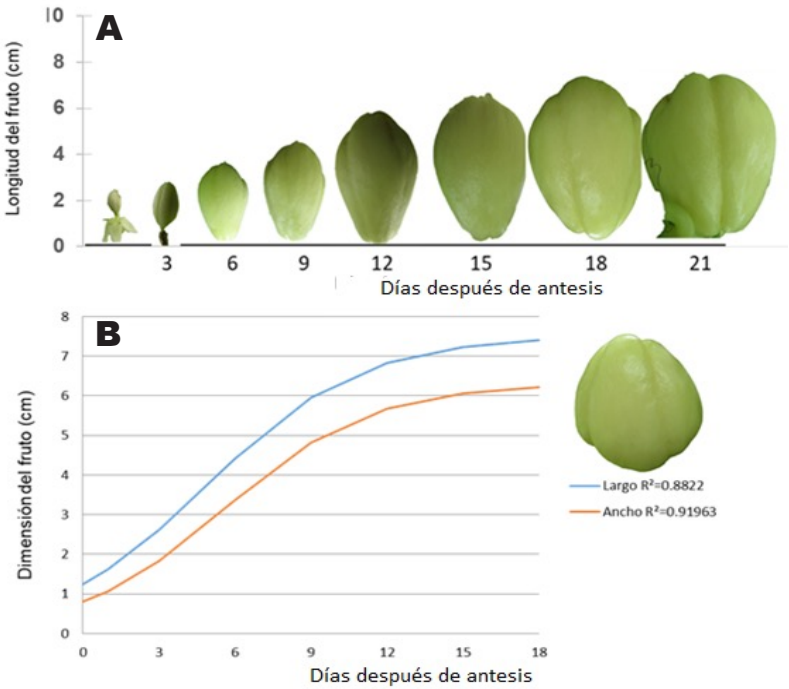


Figura 8. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. albus levis.

S. edule var. albus minor

La velocidad de crecimiento en esta variedad es constante hasta el día 12. A partir de este punto el tamaño se mantiene; sin embargo, se

registran cambios en las características bioquímicas del fruto, tales como incremento en el contenido de almidón y fibra. Por ello, dependiendo del destino del fruto es importante considerar la fecha de corte a los 12 d después de antesis. La forma ovoide es más compacta, dada la semejanza entre las líneas de crecimiento longitudinal y ecuatorial del fruto (Figura 9).

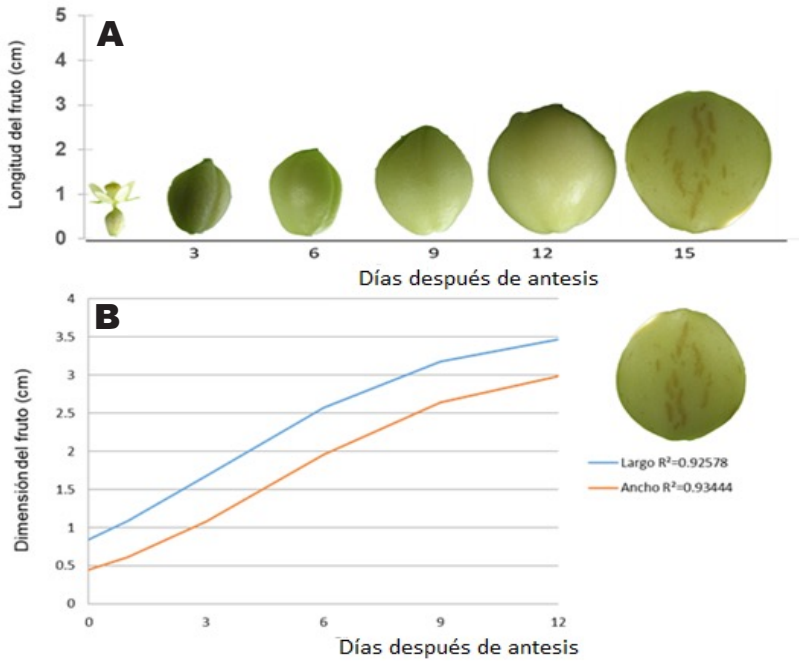


Figura 9. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. albus minor.

S. edule var. nigrum conus

En esta variedad, la forma del fruto es piriforme y presenta diferencias importantes en crecimiento longitudinal y ecuatorial. La velocidad de crecimiento, al igual que en las otras variedades se presenta entre los 6 y 12 d después de antesis. Por lo cual, es fundamental proveer un riego adecuado a la planta para un crecimiento uniforme y alcanzar su punto de corte a los 18 d después de antesis (Figura 10).

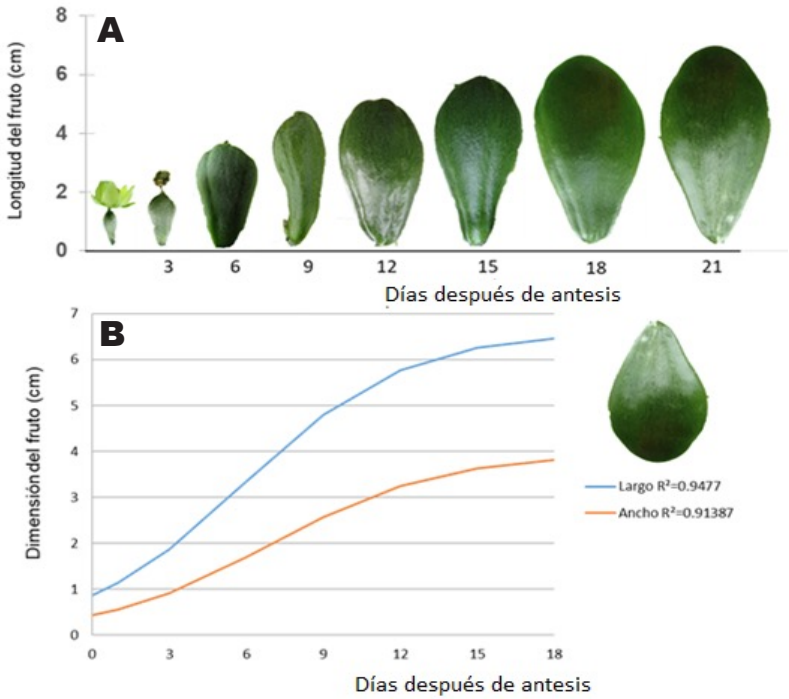


Figura 10. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. nigrum conus.

S. edule var. nigrum levis

Esta variedad se caracteriza por su alto contenido de clorofila en la epidermis que repercute en su color verde muy obscuro, el cual mantiene a lo largo de su crecimiento y desarrollo. El periodo de mayor crecimiento es entre los 9 y 15 d después de antesis, en los cuales, tanto el crecimiento ecuatorial como longitudinal son muy similares, dando como resultado un fruto de forma obovada, alcanzando los 18 d después de antesis el punto de corte en madurez hortícola (Figura 11).

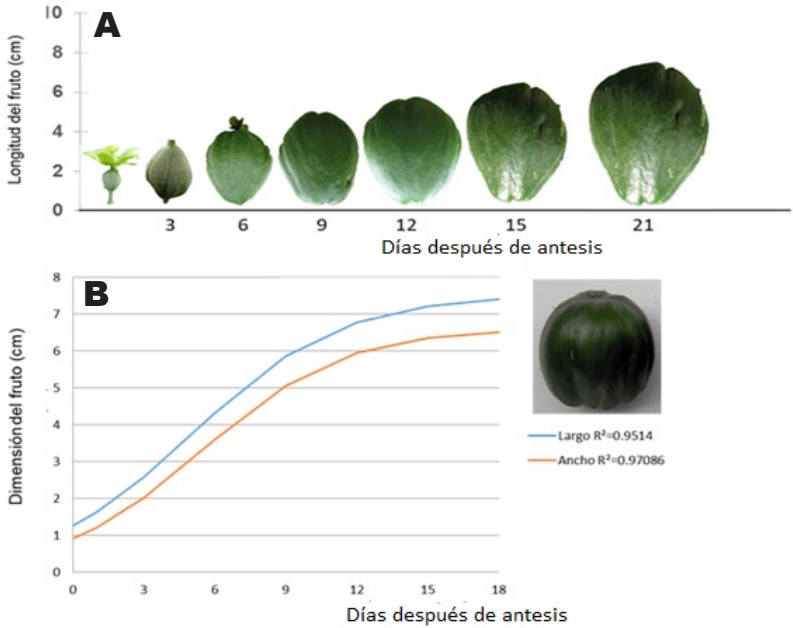


Figura 11. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. nigrum levis.

S. edule var. nigrum minor

Esta variedad mantiene una coloración verde claro de forma constante durante su crecimiento y desarrollo. La mayor velocidad de crecimiento se presenta entre los 6 y 12 d después de antesis y posteriormente se estabiliza, llegando a un estado de madurez hortícola a los 12 d (Figura 12).

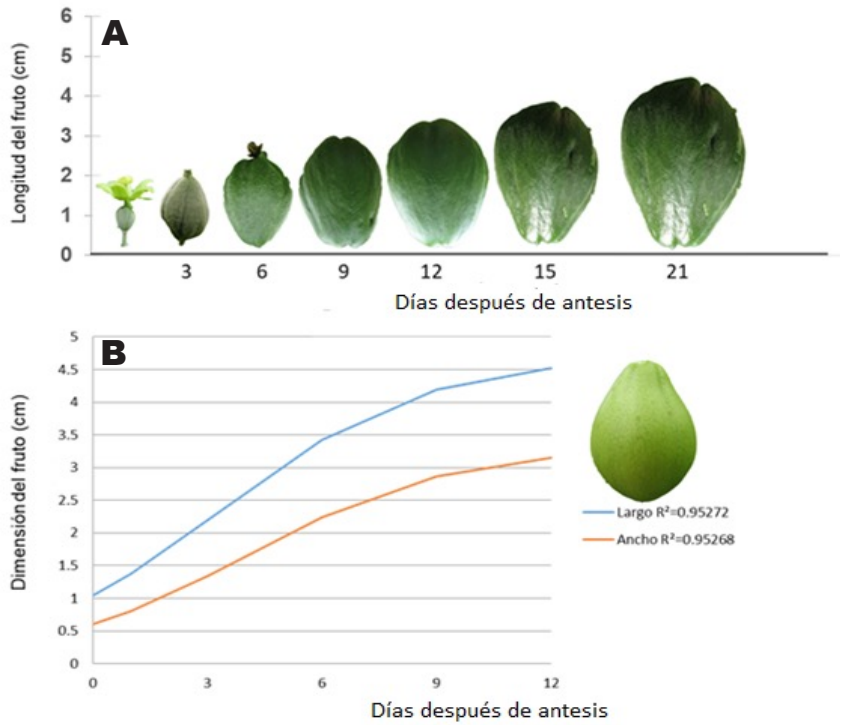


Figura 12. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. nigrum minor.

S. edule var. virens levis

Esta variedad es la más conocida por su impacto en los mercados, y popularmente se denomina chayote verde liso. Su velocidad de crecimiento es mayor entre los 9 y 21 d. La forma piriforme es evidente desde el inicio del crecimiento, y llega a la madurez hortícola a los 18 ± 2 d (Figura 13).

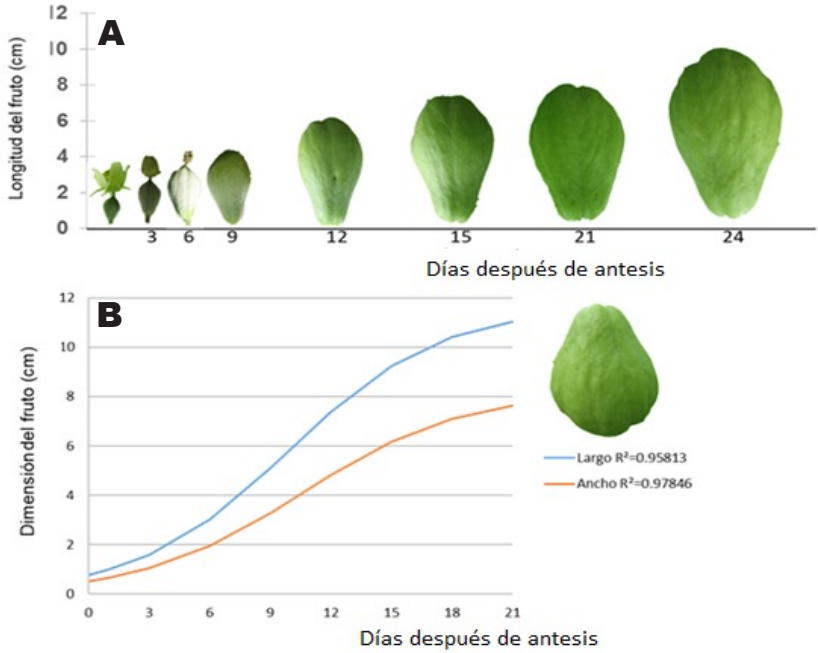


Figura 13. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. virens levis.

S. edule var. nigrum spinosum

La velocidad de crecimiento en nigrum spinosum *se* mantiene constante de 6 hasta 18 d después de antesis. El crecimiento ecuatorial es similar al longitudinal entre los 6 y 12 d. El crecimiento longitudinal es evidente por la forma piriforme, y llega a la madurez hortícola a los 21 d. Un aspecto destacado de esta variedad es la presencia de espinas (Figura 14).

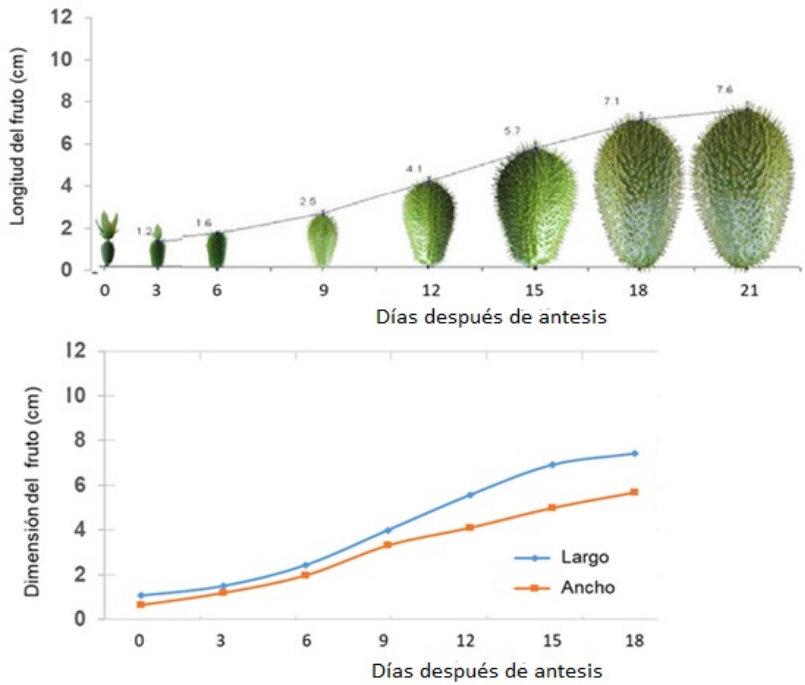


Figura 14. Cambios morfológicos (A) y dinámica de crecimiento (B) desde antesis a madurez hortícola de los frutos de la var. nigrum spinosum.

6. Manejo postcosecha

6.1. Intensidad respiratoria y pérdida de peso

La intensidad respiratoria de las variedades de chayote se clasifica como muy baja, se tienen reportes para var. virens levis de 6-8 mL CO_2/kg·h en frutos almacenados por 12 d a 15 °C y de 20-25 mL CO_2/kg·h a 25 °C (Aung *et al.*, 1992). En el cuadro 2, se muestra la clasificación del patrón respiratorio de los chayotes de los grupos varietales.

Cadena Iñiguez Jorge, Arévalo Galarza Ma. de Lourdes, Aguirre Medina Juan F., Cisneros Solano Víctor M., Soto Hernández Ramón Marcos, Ruiz Posadas Lucero del M., Avendaño Arrazate Carlos H., Aguiñiga Sánchez Itzen y Santiago Osorio Edelmiro

Cuadro 2. Clasificación de la intensidad respiratoria de las diferentes variedades de chayote (*Sechium edule*)

Intensidad Respiratoria		
Baja (5-10 mL CO_2/kg·h)	**Media (10-15 mL CO_2/kg·h)**	**Alta (15-20 mL CO_2/kg·h)**
albus minor	albus levis	nigrum spinosum
nigrum conus	nigrum levis	nigrum xalapensis
nigrum minor	albus spinosum	
virens levis (mexicano)	virens levis (costarricense)	
	albus dulcis	
	nigrum maxima	

La deshidratación del fruto es uno de los aspectos de calidad que es fundamental, por lo cual para prolongar su vida de anaquel es necesario el uso de baja temperatura. En el cuadro 3, se muestra la pérdida de peso de los frutos de las variedades de *S. edule*, registrada 8 d después de cosecha a temperatura ambiente (20 °C).

Cuadro 3. Pérdida de peso registrada en frutos de chayote con 8 d después de cosecha a temperatura ambiente (20 °C)

Pérdidas de peso (%)		
Baja (> 7 %)	**Media (8-10 %)**	**Alta (13-17 %)**
virens levis (mexicano)	virens levis (costarricense)	nigrum spinosum
	nigrum xalapensis	albus spinosum
	nigrum conus	nigrum maxima
	nigrum levis	albus minor
	nigrum minor	
	albus levis	
	albus dulcis	

La exposición a etileno puede provocar viviparismo en variedades susceptibles y senescencia prematura reduciendo considerablemente la vida de anaquel del fruto de chayote (Figura 15 A). La exposición a temperaturas menores a 7 °C por periodos prolongados causa daños por frío, expresados como manchas y depresiones café marrón y posteriormente oscuras en la epidermis (Figura 15 B).



Figura 15. Desarrollo de la semilla en postcosecha en frutos de chayote virens levis, nigrum xalapensis y n. spinosum a los 10 d después de cosecha (A) y daños por frío en frutos de las mismas variedades almacenados a 7 °C por 2 semanas (B) (Ramírez-Rodas *et al*., 2021).

6.2 Almacenamiento a baja temperatura y uso de cera

La temperatura de 7 °C mostradas en las cajas de empaque y transporte de frutos de chayote, provoca lesiones severas en los frutos al final de la primera semana de almacenamiento. La epidermis del fruto de var. virens levis es susceptible a daños por rozamiento, semejante a lo que ocurre en la pera (*Pyrus communis* L.) (Amarante *et al*., 2001). Sin embargo, los frutos conservados en temperaturas entre 10 y 12 °C, no presentan daños por conservación en frío. Lo anterior coincide con los resultados obtenidos por Valverde *et al*. (1986) y Aung *et al*. (1996) y Cadena-Iñiguez *et al*. (2006), quienes determinaron que los frutos de *S. edule* conservan características de calidad comercial al ser almacenados a temperaturas de 10 a 12 °C por más de tres semanas. Los frutos almacenados a 12 °C en combinación con el cubrimiento de película

comestible (Pc) y cera carnauba (Ca) presentan pérdidas visibles en la calidad (Cuadro 4), además del ataque por *Colletotrichum*.

Cuadro 4. Porcentaje de frutos de *S. edule* var. virens levis dañados por vejiga, mancha café, daño por frío y germinados después de 28 d de almacenamiento refrigerado a 10 y 12 °C con diferentes recubrimientos en la epidermis, y 34 d acumulados desde corte.

Frutos dañados (%)						
Nivel (°C)	Tratamiento	Vejiga	Mancha café	Daño por frío	Germinación	Días desde corte
10	Testigo ambiente	55 a [x]	0	0	60	34
	Testigo refrigerado	35 ab	0	0	50	34
	Cera carnauba	10 **	5	0	50	34
	Película comestible	15 *	15	0	45	34
	Cera Brimex20 MR	10 **	0	0	45	34
12	Cera carnauba	25 b	10	0	50	34
	Película comestible	35 ab	45	0	55	34
	Cera Brimex20 MR	10 **	0	0	55	34

[x] Valores con la misma letra dentro de factor en cada columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$; * = Significativo a una $P \leq 0.05$, ** = Altamente significativo a una $P \leq 0.01$. Promedio de tres repeticiones y 15 frutos por tratamiento.

Una de las limitantes en la vida de anaquel es la germinación de la semilla del fruto, la cual generalmente se presenta a los 6 d después de salir de refrigeración contribuyendo a la pérdida de calidad comercial. Al respecto, Valverde *et al.* (1986) y Alvarado *et al.* (1989), mencionan haber registrado frutos de chayote en óptimas condiciones almacenándolos a 13 y 14 °C con 80-90 % de humedad relativa (HR) por un período de cuatro semanas. El cuadro 5, muestra que los frutos tratados con: cera de carnauba, película comestible y cera Brimex20[MR], tuvieron menor pérdida de peso en comparación con los frutos testigo.

Cuadro 5. Pérdida de peso en frutos de *S. edule* var. virens levis evaluados a 0, 3 y 6 d después de 28 d de almacenamiento refrigerado a 10 y 12 °C con diferentes recubrimientos.

Nivel (°C)	Tratamiento	Evaluaciones (días) y Pérdida de peso (%)		
		0	3	6
10	Testigo ambiente	11.4 ± 0.5 a z	12.0 ± 0.6	12.1 ± 0.6
	Testigo refrigerado	7.7 ± 0.3 b	9.8 ± 0.3	10.0 ± 0.3
	Cera carnauba	7.2 ± 1.1 c	7.3 ± 1.1	7.4 ± 1.2
	Película comestible	4.7 ± 0.3 d **	4.8 ± 0.3	4.9 ± 0.3
	Cera Brimex20^{MR}	3.7 ± 0.2 d **	4.2 ± 0.2	4.3 ± 0.2
12	Testigo refrigerado	7.7 ± 0.3 a z	9.9 ± 0.3	13.6 ± 0.6
	Cera carnauba	7.7 ± 0.6 ab	10.2 ± 0.5	11.8 ± 0.5
	Película comestible	7.4 ± 0.4 ab	10.1 ± 0.2	11.5 ± 0.2
	Cera Brimex20^{MR}	5.2 ± 0.5 b **	7.5 ± 0.8	9.4 ± 0.8

[z] Valores con la misma letra dentro de factor en cada columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$, ** = Altamente significativo a una $P \leq 0.01$. Los valores son el promedio de 415 observaciones ± error estándar.

Con relación al contenido de SST (sólidos solubles totales), en los frutos almacenados a 10 °C se registró un ligero incremento con respecto al valor inicial de 5.1 ± 0.23 a 5.7 ± 0.28, siendo 4.8 ± 0.19, el valor más bajo para el testigo ambiente. Esto coincide con lo reportado por Aung *et al* (1992), quienes mencionan que los SST de frutos de *S. edule*, fueron más altos en cuando se almacenaron a la temperatura más baja tolerable en un intervalo de 5, 10 y 15 °C, ya que la fructosa y la glucosa constituyen más del 90 % de los azúcares solubles del tejido del mesocarpio. La acidez titulable es muy baja, con niveles de 0.039-0.041 %. El cuadro 6, muestra el efecto de dos temperaturas de refrigeración y el uso de cera en el contenido de volátiles, ácido ascórbico y firmeza durante el almacenamiento a baja temperatura y ambiente.

Cuadro 6. Contenido de acetaldehído, etanol, ácido ascórbico y cambios en la firmeza de frutos de *S. edule* var. virens levis, después de 28 d de almacenamiento refrigerado a 10 y 12 °C.

Nivel (°C)	Tratamiento	Acetaldehído [z] (mg/100 g)	Etanol [z] (mg/100 g)	Ácido ascórbico [y] (mg/100 g)	Firmeza [x] (N)
10	Inicial	33.7 a	186.6 a	6.7 a	16.8 a
	Testigo ambiente	12.4 d	170.0 b	3.9 b	11.8 e
	Testigo refrigerado	24.8 b	156.7 c	3.3 d	13.7 c
	Cera carnauba	19.4 c	119.9 e	3.8 b	14.9 b
	Película comestible	18.2 c	120.3 e	3.6 c	10.4 f
	Cera Brimex20 [MR]	23.1 b	129.0 d	2.9 e	12.7 d
12	Testigo refrigerado			7.0 a	13.0 b
	Cera carnauba			6.8 a	14.9 a
	Película comestible			6.3 b	10.1 c
	Cera Brimex20 [MR]			6.7 a	10.0 c

[z] 60 determinaciones para acetaldehído y etanol; [y] 25 determinaciones para ácido ascórbico

[x] 144 determinaciones para firmeza; Valores con la misma letra dentro de factor en cada columna son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$. Promedio de tres repeticiones.

Los valores en acetaldehído fueron más altos en la lectura inicial que en los tratamientos sin mostrar una tendencia clara. Sin embargo, la producción de etanol (EtOH) únicamente para 10 °C, mostró un descenso en los frutos refrigerados y dentro de éstos, en los frutos cubiertos. Esta diferencia respecto de los testigos, puede indicar que la actividad enzimática pudo ser limitada por la temperatura y la cubierta cerosa. Beaulieu y Saltveit (1997), consideran que la presencia de estos compuestos volátiles es normal en el metabolismo de los frutos. Los niveles de ácido ascórbico (AcA) se redujeron principalmente en frutos almacenados a 10 °C, mientras que a 12 °C se mantuvieron en niveles semejantes a la inicial. Davey *et al.* (2000), mencionan que

el almacenamiento en frío no asegura la preservación de AcA, por el contrario, se han registrado reducciones de 30-45 % durante períodos de almacenamiento en frío, inducidos por aumento del CO_2 del empaque del fruto y acción de la ascorbato peroxidasa (Pinto *et al*., 2001); mientras que a temperatura de 23 °C se han registrado incrementos de hasta 300-400 % de AcA en frutos y vegetales (Davey *et al*., 2000).

Aunque las diferencias entre ambas condiciones de temperatura fueron notables y sugieren que a 10 °C se limita la actividad enzimática y cambios en el fruto, por lo que entre menos sea la intensidad respiratoria y producción de etileno mayor será la vida comercial de los frutos; sin embargo, en *S. edule* var. virens levis esto último se interrumpe por la germinación temprana de la semilla.

6.3. Aplicación de 1-metilciclopropeno (1-MCP)

El cuadro 7, muestra el efecto de la aplicación de 1-MCP en combinación con cera Brimex20^{MR}, sobre la pérdida de peso y viviparismo del fruto expresado en porcentaje de germinación. Los frutos tratados con 1-MCP y cera Brimex20, retrasaron la germinación en los primeros seis d después del almacenamiento refrigerado, posteriormente en los siguientes tres d, alcanzaron los valores más altos. El tratamiento de cera Brimex20 más 300 nL/L de 1-MCP, resultó ser estadísticamente el mejor con sólo 20 % de frutos germinados. Lo anterior puede deberse en parte al sellado hecho por la cera y la temperatura más baja tolerable que atenuaron el metabolismo del fruto.

Sin embargo, la acción inhibidora del 1-MCP sobre el mecanismo de acción de etileno, podría haber sido el factor más importante, debido a que ésta hormona se relaciona con inducción de la germinación (Bialecka y Kepczynski, 2003). La acción endógena del etileno durante el proceso de germinación ha sido comprobada en algunas semillas de malezas como *Striga* spp., por Logan y Stewart (1995), sugiriendo que, bajo la acción de un estímulo, como exudados de raíces, se induce la síntesis de ACC sintasa y se acciona la biosíntesis del etileno, cuyo efecto desencadena una serie de eventos bioquímicos que provocan la germinación.

Cuadro 7. Porcentaje de germinación de frutos de *S. edule* var. virens levis tratados con 1-metilciclopropeno (1-MCP) y cera Brimex20 ^{MR} evaluados a 0, 3, 6 y 9 d después de 28 d de almacenamiento refrigerado a 10 °C y 37 días acumulados a partir del corte.

Nivel (°C)	Tratamiento	Días desde corte			
		28	31	34	37
		Días después de refrigeración			
		0	3	6	9
		Germinación (%)			
10	Testigo	0	15	50	60 a z
	Brimex20 MR +1-MCP 300 nL/L	0	0	0	20 b **
	Brimex20 MR + 1-MCP 600 nL/L	0	0	5	30 ab
	Brimex20 MR + 1-MCP 900 nL/L	0	0	0	30 ab
	Brimex20 MR + 1-MCP 1200 nL/L	0	0	0	35 ab
	1-MCP 300 nL/L	0	0	5	30 ab
	1-MCP 600 nL/L	0	0	0	30 ab
	1-MCP 900 nL/L	0	0	5	55 ab
	1-MCP 1200 nL/L	0	0	5	75 ab

[z] Valores con la misma letra dentro de factor en cada columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$, ** Altamente significativo a una $P \leq 0.01$. Promedio de cinco repeticiones y 25 frutos por tratamiento.

Como puede observarse en la figura 16, a menor temperatura, el fruto experimenta estrés, lo que incrementa el viviparismo, siendo los frutos de nigrum spinosum los más susceptibles a las bajas temperaturas. La temperatura de 13 °C resultó con menor incidencia de viviparismo. Asimismo, la aplicación de 1-MCP resulta efectiva en inhibir la germinación de la semilla en las variedades comerciales de chayote (Montecinos *et al.*, 2019; Ramírez-Rodas *et al.*, 2021) (Figura 16).

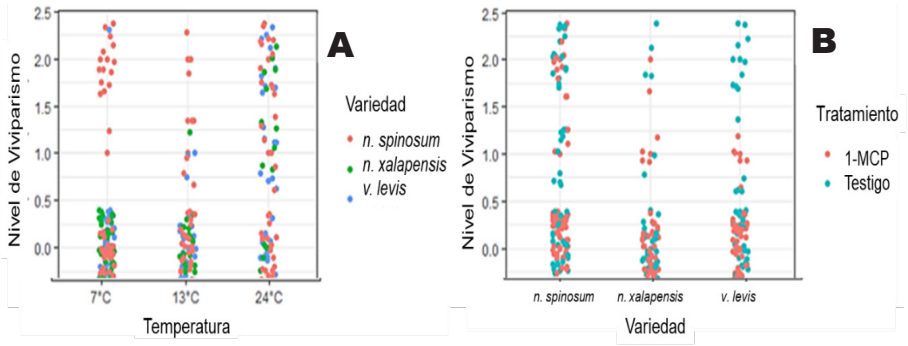


Figura 16. Frecuencia del nivel de viviparismo en frutos almacenados a tres diferentes temperaturas por 2 semanas (A) y efecto de 1-MCP (600 nL/L) en la inhibición del viviparismo (B) (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021).

Aunque el 1-MCP se utiliza mayormente para retrasar el proceso de maduración de frutos climatéricos, y en plantas ornamentales, se ha utilizado de forma limitada en productos no climatéricos, presentando diversas respuestas. Por ejemplo, en fresa, la aplicación de 1-MCP entre 1-1000 nL/L mantuvo el color y la firmeza (Jiang *et al.*, 2001), en pepino (*Cucumis sativus*) se observó poco o ningún efecto benéfico por la aplicación del 1-MCP a menos que exista el riesgo de que haya etileno presente (Nilsson, 2005). Pero en chayote se ha observado en todas las variedades un retraso en la germinación de la semilla (Ramírez-Rodas *et al.*, 2021).

6.4 Enfermedades postcosecha

La calidad de una hortaliza radica en su grado de excelencia para un uso determinado y depende de características sensoriales como la apariencia, textura, sabor y aroma. En el caso de los frutos de chayote, debido a la susceptibilidad de la epidermis a los daños mecánicos y la alta turgencia, la incidencia de enfermedades ha sido uno de los principales problemas de pérdidas en postcosecha y rechazo en el mercado. Los frutos de chayote que se comercializan deben estar sanos, libres de pudriciones y exentos de daños causados por plagas, además de no rebasar el nivel máximo para metales pesados y residuos de plaguicidas por lo que un manejo adecuado en huerta y durante la

cosecha reducirá los riesgos de contaminación y ataque de patógenos que dañen la calidad del fruto. Una de las principales causas de rechazo en la comercialización de los frutos de chayotes es la incidencia de hongos. Diferentes ensayos permitieron identificar y corroborar que las principales especies de hongos que atacan al fruto son: *Colletotrichum* spp., *Fusarium* spp., *Phytophthora* sp. y *Geotrichum* sp., con lo cual se pueden establecer las bases para un manejo postcosecha integral que asegure la calidad de los frutos (Olguín-Hernández *et al*., 2017) (Figura 17).

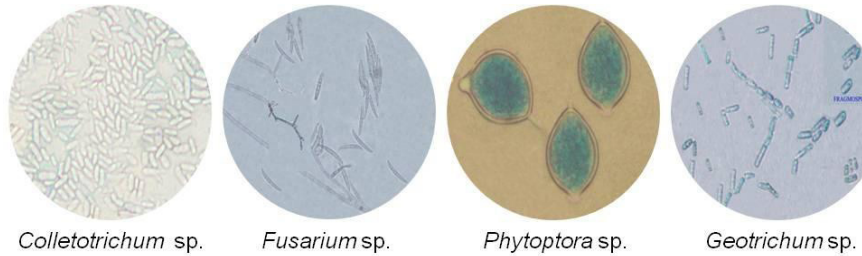


Figura 17. Hongos aislados e identificados que producen las enfermedades más comunes en chayote (Olguín-Hernández *et al*., 2017).

Vejiga o ampolla en la epidermis *Colletotrichum* sp.

Es frecuente encontrar en el empaque o durante la comercialización frutos de chayote con vesículas abultadas o aplanadas en la epidermis. Este síntoma se le conoce como vejiga, ampolla o salpullido. Estas protuberancias son de tamaño variable desde muy pequeñas a muy grandes. Al tacto se siente cierta aspereza y tienen aspecto acuoso, normalmente son de color verde intenso. La mayor incidencia ocurre en la época lluviosa y desaparece en temporada de sequía. Este desorden se ha atribuido a diversos hongos como *Mycovellosiella* sp., *Colletotrichum* sp. entre otros, aunque la falta de acuerdo entre los autores que reportan este desorden puede explicarse si consideramos que siendo el chayote un fruto con alto contenido de agua y que este síntoma se acentúa en época de lluvias, cuando la presión de las células de la epidermis es mayor provoca que las paredes celulares cedan y se forma la aparición de la ampolla (Figura 18). Posteriormente, algún

patógeno (hongos principalmente) pueden infectar el fruto y desarrollarse, por lo que su presencia no es la causa sino la consecuencia de las condiciones atmosféricas y de cosecha existentes al momento.



Figura 18. Fruto de chayote con manchas acuosas, superficiales. Al iniciarse el síntoma las manchas presentan relieve.

Antracnosis *Colletotrichum orbiculare*

Se ha observado que *Colletotrichum orbiculare* ataca frutos de chayote, principalmente de los grupos varietales de albus (albus minor, a. dulcis, a. levis), aunque los frutos de virens levis (variedad comercial) pueden ser atacados cuando las huertas carecen de buen manejo, principalmente podas, pues se presentan condiciones para el desarrollo del hongo (alta humedad, poca aireación y poca luminosidad).

Este patógeno ocasiona en las hojas lesiones circulares oscuras. En los frutos las lesiones son áreas redondas, hundidas, húmedas, que se desarrollan con la madurez de la fruta y se extienden en tamaño; posteriormente se cubren con la masa de conidios color rosa. El patógeno esporula abundantemente y forma acérvulos oscuros sobre las lesiones, y alrededor de ellas se reblandece el tejido (Figura 19). *Colletotrichum orbiculare* presenta conidios hialinos sin septas, generalmente oblongos, con medidas de 14 µm de largo por 4.5 µm de ancho. Además, las colonias que crecen en medio de cultivo Agar de papa y

dextrosa (PDA) son de color blanco grisáceo, el centro con tonalidades amarillentas y al reverso de la caja de Petri se observan color gris oscuro casi negro.

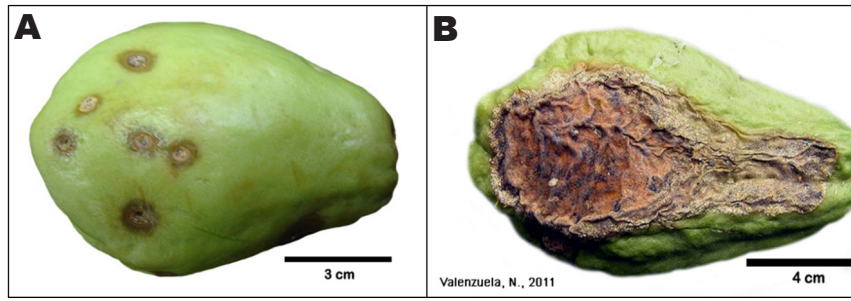


Figura 19. Síntomas iníciales de infección por *Colletotrichum orbiculare*. Las lesiones son localizadas (pústulas) y presentan un diámetro de 0.5-1.0 cm, el borde de la pústula es tejido reblandecido (necrosado) y al centro se presenta esporulación (A). Síntomas avanzados de infección por *C. orbiculare*, cuando el síntoma se expande con la madurez de la fruta y se torna seca (B).

Moho púrpura *Fusarium oxysporum*

La infección de *Fusarium oxysporum* se produce en el campo, y si las condiciones son favorables se desarrolla durante el empaque y la comercialización. Se ha aislado *F. oxysporum* de diferentes órganos de la planta, especialmente en raíces y guía basal de plantas con marchitez y de frutos en postcosecha. En esta etapa las lesiones se presentan como pudrición suave y con micelio esponjoso de color blanco-rosáceo e incluso violáceo. En medio de cultivo PDA *F. oxysporum* presenta colonias de micelio de color blanco que tienden a rosado. Los mismos macroconidios son falcados con monofialides en forma de botellas, microconidos fusiformes de forma oval-elipsoide, de un tamaño de 6-15x3-3.5 µm; los macroconidios hialinos, presentan de tres a cinco septas transversales alargados con el ápice puntiagudo y la base en forma de pie, de pared delgada, y midieron de 34-60 x 3-5 µm (Figura 20).

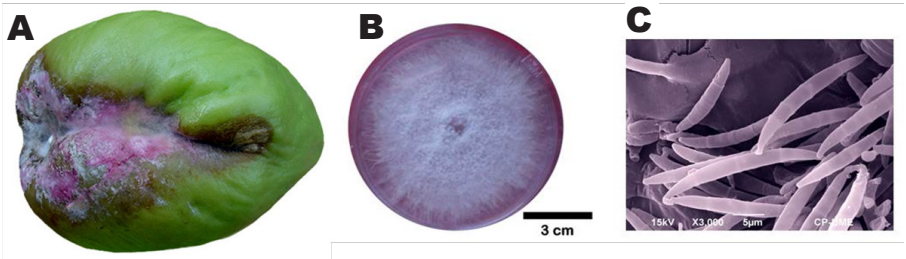


Figura 20. Fruto con esporulación rosácea provocada por *Fusarium oxysporum* (A), crecimiento del hongo en cultivo en caja de Petri (B) y macroconidios (C) (micrografía electrónica a 3000x).

Pudrición basal *Fusarium solani*

Al igual que *Fusarium oxysporum*, *F. solani* se presenta en huertas con poco manejo donde se aplican excesivas cantidades de nitrógeno. El ataque de este patógeno al momento solo se ha presentado en frutos en postcosecha. Los síntomas iniciales de la infección se observan cinco días después del contacto del hongo con el fruto, sobre las áreas afectadas de la epidermis se desarrolla micelio blanco en la parte media; posteriormente se manifiesta pudrición en la parte basal, de consistencia blanda y coloración amarilla. El micelio en medio de cultivo PDA es amarillo con o sin centro verde-azul (Figura 21).

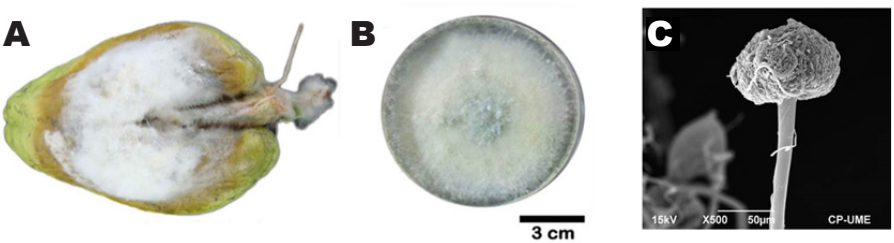


Figura 21. Frutos de chayote con lesiones provocadas por *Fusarium solani* (A). Crecimiento del hongo en medio de cultivo (B) y micrografía de *F. solani* (500X).

Cadena Iñiguez Jorge, Arévalo Galarza Ma. de Lourdes, Aguirre Medina Juan F., Cisneros Solano Víctor M., Soto Hernández Ramón Marcos, Ruiz Posadas Lucero del M., Avendaño Arrazate Carlos H., Aguiñiga Sánchez Itzen y Santiago Osorio Edelmiro

Moho blanco *Phytophthora capsici*

Los frutos de chayote que son infectados en precosecha y postcosecha por *Phytophthora capsici*, presentan síntomas sobre la superficie del fruto como manchas acuosas que se agrandan con el tiempo y quedan cubiertas por micelio, el cual se puede desarrollar internamente. En chayote se ha observado que *P. capsici* infecta a los frutos de diferentes grupos varietales en cualquier etapa de desarrollo, incluso en el empaque y comercialización (Figura 22).

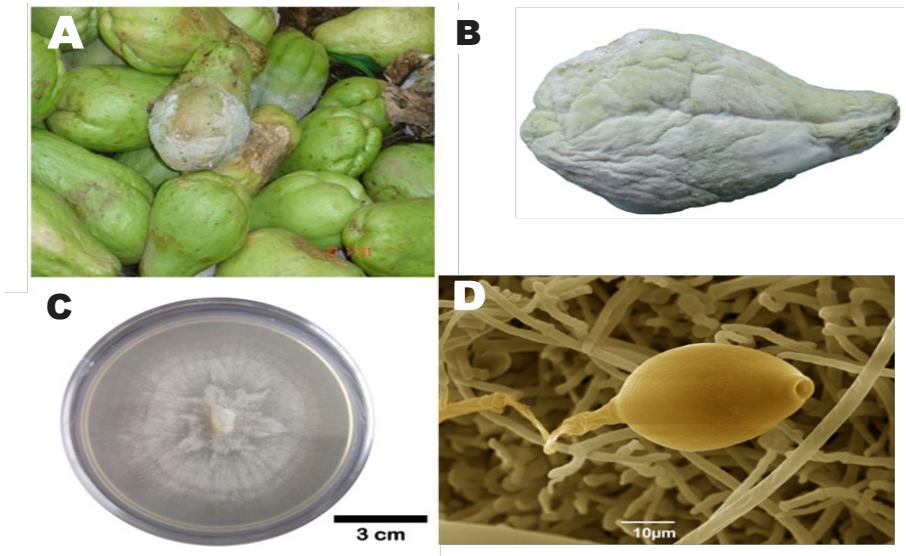


Figura 22. Frutos de chayote con alta incidencia de moho blanco *Phytophthora capsici* en empaque (A). Superficie del fruto de chayote cubierta completamente por la esporulación del hongo (B). Aislamiento de *P. capsici* en medio de cultivo, presenta un crecimiento en forma de estrella o flor (C). Micelio y esporangios de *P. capsici*, observado en la epidermis de chayote. Imágenes de microscopía electrónica de barrido (D).



Figura 23. Infección de *Phytophthora capsici* en frutos próximos a cosechar. Se presenta con esporulación blanca. La infección ocurre aun cuando el fruto pende de la planta.

Pudrición amarga *Geotrichum* sp.

Geotrichum sp. es un habitante común del suelo que puede prosperar bajo condiciones pobres de ventilación cuando el aire es caliente y húmedo. Se encuentra ampliamente distribuido en los suelos y frutos en descomposición, por lo que es una fuente de contaminación después de la cosecha. Además, las moscas de la fruta se consideran un riesgo en la propagación del patógeno.

Los frutos infectados antes de la cosecha se pueden podrir durante el transporte y almacén. Penetra a los frutos y otros órganos a través de las cicatrices de tallo, grietas, incisiones y heridas de varios tipos, incluso puede presentarse en frutos que han sido infectados por *Phytophthora capsici*. Los daños producidos por *Geotrichum* sp. son especialmente graves cuando los frutos presentan incisiones, daños o heridas. La incidencia es más frecuente en periodos de lluvias excesivas. *Geotrichum* sp., ocasiona pudriciones ácidas, de aspecto desagradable, afecta principalmente a frutos maduros, especialmente cuando se mantienen en bolsa o paquetes de plástico con alta humedad

Cadena Iñiguez Jorge, Arévalo Galarza Ma. de Lourdes, Aguirre Medina Juan F., Cisneros Solano Víctor M., Soto Hernández Ramón Marcos, Ruiz Posadas Lucero del M., Avendaño Arrazate Carlos H., Aguiñiga Sánchez Itzen y Santiago Osorio Edelmiro

relativa (Figura 24). Las áreas infectadas son blandas húmedas y la pudrición avanza rápido, en principio desde el interior del fruto para después cubrirlo por completo. El hongo presenta micelio septado blanco cremoso con conidios (fragmosporas) en forma de bastón, con terminaciones truncadas y formadas por fragmentación del micelio, las colonias presentan micelio de color blanco-cremoso superficial.

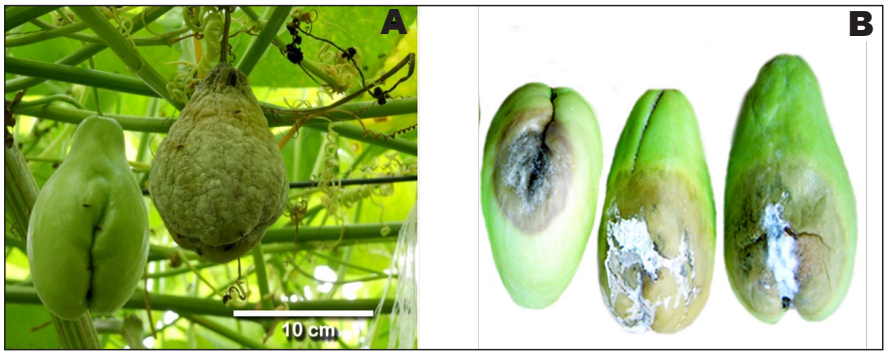


Figura 24. Fruto cubierto completamente por esporulación blanca inducida por *Geotrichum* spp. Moscas que pasan de un fruto infectado a un fruto sano, presumible mecanismo de dispersión (A). Frutos con pudrición amarga provocada por *Getrichum* sp., las lesiones se presentan en cualquier área del fruto (B).

Control

- Mantener la huerta con buena aireación y luminosidad entre las plantas realizando un programa de podas (Figura 23).
- Evitar la fertilización excesiva de nitrógeno y realizar el corte sin golpear o maltratar el fruto. Incluir como medida preventiva la aplicación de *Bacillus subtilis*.
- La fertilización con potasio beneficia la textura y firmeza del fruto, lo que reduce la incidencia de *Phytophthora capsici*.
- No realizar aplicaciones excesivas de productos hormonales durante la temporada de lluvias.

7. Composición nutricional y compuestos funcionales

Las hortalizas son productos con alto contenido de humedad, y en el caso particular del chayote debido a que se cosecha en madurez hortícola su contenido de humedad es superior al 90 % (Cuadros 8 y 9), siendo los frutos de *albus levis* los de mayor contenido de humedad, mientras que los de nigrum spinosum los de menor humedad, mayor presencia de fibra y contenido de almidón conforme avanzan a madurez fisiológica. Esta hortaliza tiene un bajo contenido calórico 19-31 Kcal/100 g peso seco, alto contenido de fibra (0.40-7.6 g/100 g peso seco). Una de las principales aportaciones de esta hortaliza es el ácido fólico con 93.5 mg/100 g de fruto crudo, mientras que, en chayote cocido picado, se reduce hasta 14.4 mg/100 g, un contenido de proteína en crudo (0.8 mg/100 g) similar al de betabel, chile seco, huitlacoche cocido y jitomate cherry entre otros. El contenido de ácido ascórbico es de 7.7 y 6.4 mg/100 g en el mismo orden (Vieira *et al*., 2019).

El contenido de cenizas de a. dulcis, a. minor y n. spinosum fueron sobresalientes. Las cenizas representan el contenido del total de minerales de un alimento, y éstos además del agua, son los únicos componentes que no se oxidan en el organismo para producir energía y tienen funciones metabólicas diversas (Cuadros 8 y 9).

Cuadro 8. Análisis proximal a partir de muestras frescas de seis grupos de variedades de chayotes (*Sechium edule*) (en base húmeda) [a]

Componente	albus spinosum	nigrum conus	albus minor	nigrum levis	nigrum minor	albus dulcis
Humedad	90.65	91.51	86.61	90.91	88.14	86.67
Cenizas	0.52	0.39	0.56	0.48	0.49	0.62
Proteína (N x 6.25)	1.04	1.21	1.57	0.96	1.46	1.29
Grasa cruda	0.07	0.08	0.08	0.07	0.09	0.10
Fibra cruda	1.23	0.89	1.57	1.08	1.28	1.53
Hidratos de carbono[b]	6.48	5.89	9.61	6.49	8.53	9.78

[a] Los datos están expresados en g de componente/100 g de muestra (%)

[b] Calculado por diferencia de acuerdo con el esquema Weende (Bateman, 1970)

Cadena Iñiguez Jorge, Arévalo Galarza Ma. de Lourdes, Aguirre Medina Juan F., Cisneros Solano Víctor M., Soto Hernández Ramón Marcos, Ruiz Posadas Lucero del M., Avendaño Arrazate Carlos H., Aguiñiga Sánchez Itzen y Santiago Osorio Edelmiro

Cuadro 9. Análisis proximal a partir de muestras frescas de cinco grupos de variedades de chayotes (*Sechium edule*) (en base húmeda) [a]

Variable	nigrum xalapensis	virens levis	albus levis	virens maxima	nigrum spinosum
Humedad	5.10	4.89	5.74	3.37	2.90
Cenizas	6.90	6.15	6.04	6.55	3.98
Proteína (N x 6.25)	14.45	11.16	11.25	11.00	9.56
Grasa cruda	0.47	0.68	0.66	0.68	0.66
Fibra cruda	11.03	12.79	14.16	12.42	15.58
Hidratos de carbono asimilables [b]	62.05	64.33	62.15	65.98	67.32

[a] Los datos están expresados en g de componente/100 g de muestra (%)
[b] Calculado por diferencia de acuerdo al esquema Weende (Bateman, 1970)

8. Importancia económica

El chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.], es una especie que ha sido domesticada por el hombre y a través del tiempo de utilización y manejo agronómico se han generado los tipos de chayote que actualmente se conocen. Puede decirse que este proceso ha cumplido el objetivo de satisfacer las necesidades de alimentación de una determinada población y cultura lo que ha propiciado la conservación de la amplia variabilidad genética de esta especie. Sin embargo, la globalización de los mercados ha incrementado su demanda de consumo por los llamados mercados étnicos dentro de los cuales destacan el latino y el asiático, y ha generado la penetración de los tipos locales de chayote cultivados en México. Esto además de generar ingresos, mantiene la rentabilidad en áreas agrícolas ocupadas por cultivos que son económicamente poco atractivos, como maíz, papa y café en zonas marginales.

La economía mundial ha establecido nuevas formas de competencia en el mercadeo de los productos agrícolas. El efecto de estos cambios ha impactado tanto a los medios de producción como a las formas de organización. El acceso a los nichos de mercado es cada vez más estrecho, sobre todo cuando se trata de productos no tradicionales o escasa promoción. Lo anterior obliga a realizar un replanteamiento de las estrate-

gias de producción y comercialización, que permitan mejorar los niveles de competencia, ofreciendo la sustentabilidad del producto a través de la calidad. Estas consideraciones permiten inferir la necesidad de mejorar la eficiencia de los sistemas actuales de producción y comercialización agrícola, de tal forma que se asegure el éxito y permanencia de los grupos organizados, así como de los que pretenden organizarse a través del ejemplo de la diversificación de productos, innovaciones tecnológicas, organizativas y de comercialización.

En el mercado internacional, la demanda del chayote es la siguiente: Los Estados Unidos y Canadá son los mercados más grandes, destacando México y Costa Rica como principales proveedores de este producto. En el mercado de los Estados Unidos, existen principalmente dos consumidores del chayote, la comunidad asiática y la comunidad hispana. Las características que describen al Mercado Hispano son:

Actualmente,

- 60 millones de hispanos de la población de Estados Unidos.
- La primera minoría étnica en Estados Unidos
- Un poder de consumo de 450 mil millones de dólares anuales.
- 1,500,000 negocios, con ventas anuales por 184 mil millones de dólares.
- Cerca del 50 % propiedad de empresarios mexicanos.
- California tiene el 32 % de las empresas, Texas 20 % y Florida el 15 %.
- Principales mercados: Chicago, Dallas-Ft Worth, El Paso, Houston, Los Ángeles, McAllen-Brownsville, Miami, Nueva York, San Antonio y San Francisco.

En el año 2050, se esperan,

- 102 millones de hispanos, el 25 % de la población de Estados Unidos.
- Un poder de consumo de 965 mil millones de dólares anuales.
- Segundo país de habla hispana del mundo.

La población asiática se estima crecerá en 213 % para 2050, alcanzando los 33 M de personas. Mientras, los hispanoamericanos aumentarán 188 % a 102 M de personas.

Lo anterior muestra un panorama del mercado que existe para el chayote en el mercado internacional, el cual demanda no sólo una oferta constante sino una alta calidad en el producto. El mercado exterior es mucho más riguroso en cuanto a calidad se refiere, exige que el producto no presente problemas fitosanitarios, que esté libre de daños, tenga una apariencia saludable y atractiva a la vista; además de un empaque adecuado. Exige el cumplimiento de buenas prácticas agrícolas y normas de inocuidad alimentaria en todo el proceso. En cuanto al precio en el mercado internacional, este no es tan variable en comparación con el mercado nacional, no tiene movimientos drásticos al alza o a la baja.

Es conveniente tener en cuenta que mientras en el mercado nacional, el precio promedio puede estar en US $1.25 kg, en el mercado internacional el precio más bajo, libre de costos puede ser de US $3.21 kg. Una alternativa razonable para la comercialización en el mercado nacional lo constituye su colocación directa con compradores finales; ya sea con supermercados directamente o compradores mayoristas, por lo que, al evitarse la intermediación, los márgenes por ese concepto significan mayor beneficio para la agrupación de productores.

La distribución del producto se realiza mediante el acopio de la fruta en la empacadora, donde se selecciona, empaca y embala para su destino a USA. El producto se transporta en condiciones de cadena en frío, entre 9-11 °C y 85 % HR dentro del contenedor de 48 pies cúbicos. La ruta de transportación es vía Nogales, Sonora, Arizona-Los Ángeles, Ca. El producto de segunda calidad y denominado primera Nacional, se comercializa en la caja genérica de cartón de 40 lb (60 pzas).

La Figura 25, muestra el comportamiento del precio promedio mensual en el mercado de salida al consumo intermedio en presentación de 40 lb en el mercado de los Ángeles, Ca., USA.

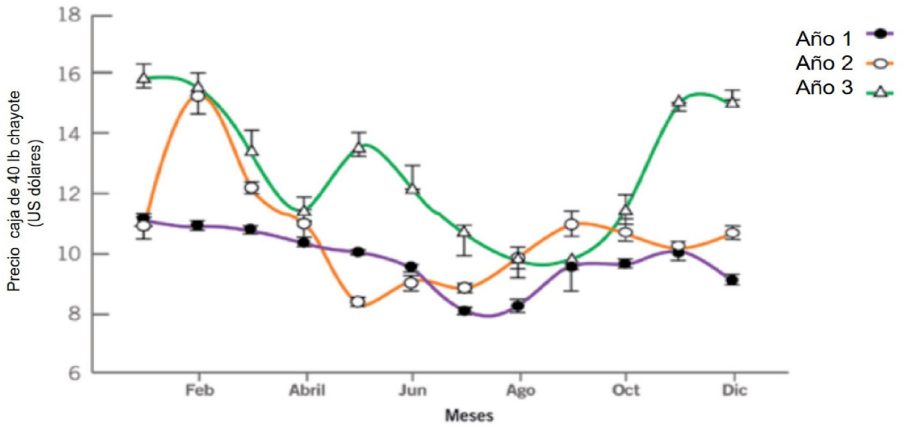


Figura 25. Precio promedio de salida al consumidor intermedio de la caja de 40 libras de chayote en el mercado de los Ángeles, Ca., EUA para los años 2017, 2018, 2019. Fuente: elaboración propia.

Con base a la Norma Oficial Mexicana (NMX-FF-047-SCFJ-2003), los frutos tienen que cumplir con al menos los siguientes requerimientos del mercado internacional (Cuadro 10).

Cuadro 10. Requisitos de frutos de chayote de calidad de exportación

Forma:	Piriforme
Color:	Verde claro
Textura:	Liso sin espinas
Cuerpo:	Sin surcos
Longitud:	12 -15 cm
Ancho ecuatorial:	8 -10 cm
Edad:	18 ± 2 d
Peso:	270-310 g
Sabor:	Neutro
Estado general:	Sano

El nivel de exportación es de 5-7 contenedores de 48 ft^3 refrigerados por semana (1050 cajas de 40 lb), con precios muy superiores a los nacionales. Si se compara la misma superficie de chayote sembrada con

maíz en las mismas condiciones de ladera, se obtendría como máximo 76 t/ha, y no más de 500 jornales al año. A través de las mejoras tecnológicas, se ha sistematizado la certificación internacional con calificaciones de 94.24 y 96.12 para campo y empaque, respectivamente, otorgado por PRIMUS GFS-LAB. Lo anterior ha beneficiado también el mercado nacional por introducción de chayotes de calidad sin riesgos para el consumo humano (Cadena-Iñiguez *et al.*, 2016).

9. Usos potenciales

En la última década la preocupación relacionada con la salud y los alimentos ha hecho que el consumidor incluya en su dieta diaria aquellos alimentos que le otorguen beneficios fisiológicos, que tengan funciones nutrimentales, y reduzcan el riesgo de alguna enfermedad. Estudios realizados con frutos y hojas de chayote han revelado actividad diurética (Jensen y Lai, 1986), antinflamatoria e hipotensora, ayuda a la eliminación de cálculos renales. Se utiliza como complemento en el tratamiento de arteriosclerosis e hipertensión, alivia la inflamación intestinal y cutánea además de favorecer la cauterización de úlceras. Contiene además peroxidasas, esteroles, alcaloides, saponinas, acido fenólicos, flavonoides y cucurbitacinas, con cierta actividad antialergénica, antinflamatoria, antiviral y efectos antitumorales (Jayaprakasam *et al.*, 2003; Setzer y Setzer, 2003; Aguíñiga-Sanchez *et al.*, 2015; Cadena-Iñiguez *et al.*, 2019) (Cuadro 11).

Cuadro 11. Efectos farmacológicos de *Sechium edule*.

Tipo de extracto	Efecto	Fuente
Extracto metanólico	Antiinflamatorio Cardiotónico	Salama *et al.*, 1986
β -sitosterol- β -D- glucopiranósido estigmasterol- β -D- glucopiranósido	Antiinflamatorio	Salama *et al.*, 1986
Extractos metanólico y acuoso	Antioxidante	Ordoñez *et al.*, 2006.
Extractos crudos de ocho tipos biológicos	Antiproliferativo sobre L-929 y P-388	Cadena-Iñiguez *et al.*, 2005.

Cucurbitacinas, sólidos solubles, ácido ascórbico y acidez titulable

Uno de los rasgos importantes para la identificación etnobotánica y auspicio de los chayotes es el sabor de sus frutos. Los frutos verdes son considerados popularmente como de sabor neutro y mucha agua en su composición, los amarillos como ligeramente dulces y el silvestre como fuertemente amargo. En el caso de este último, el sabor amargo se aprecia en cada una de sus partes vegetativas, pero principalmente en los frutos. Generalmente los metabolitos responsables de esta característica se producen en las plantas en forma de glicósidos (compuestos que contienen azúcar), son solubles en agua y son precursores de principios amargos de los monoterpenos. En el caso puntual de las cucurbitáceas como en *S. edule*, el sabor amargo se atribuye a los triterpenoides tetracíclicos, conocidos como cucurbitacinas (Soto-Hernández *et al.*, 2015). El análisis químico del extracto etéreo de los frutos de chayote ha mostrado presencia de cucurbitacinas en todos los genotipos (Cuadro 12).

Cuadro 12. Contenido relativo de cucurbitacinas, sólidos solubles totales, acidez titulable y ácido ascórbico en frutos de ocho variedades de *S. edule*.

Genotipos de *S. edule*	Cucurbitacinas (g/100 g)	SST[1] (°Brix)	Acidez titulable[2] (%)	Ácido ascórbico[3] (mg/100 g)
virens levis	0.0116	5.14 ±0.2	0.040 ±0.19	6.76 ±0.16
nigrum xalapensis	0.0195	4.93 ±0.2	0.032 ±0.10	6.53 ±0.53
nigrum spinosum	0.0190	6.43 ±0.3	0.038 ±0.10	4.95 ±0.49
nigrum levis	0.0660	5.47 ±0.2	0.045 ±0.57	6.65 ±0.18
S. edule	0.1456	10.92 ±0.3	0.059 ±0.42	3.99 ±0.16
albus dulcis	0.0039	7.66 ±0.7	0.035 ±0.80	7.82 ±0.42
albus minor	0.0027	7.21 ±0.9	0.029 ±0.11	7.42 ±1.27
albus levis	0.0088	8.08 ±0.6	0.028 ±0.50	7.75 ±0.22

[1] Sólidos solubles totales; [2]promedio de 196 determinaciones ± error estándar. [3]promedio de 382 determinaciones ± error estándar.

Los compuestos que se han identificado en las hojas y los frutos ponen de relevancia sus propiedades nutracéuticas. Con estos antecedentes se promueve la conservación de las variedades por usos diferentes, al conocido tradicionalmente y relativo al alimenticio. Pruebas realizadas por Cadena-Iñiguez *et al*. (2006), Aguíñiga-Sánchez *et al*. (2015), Salazar-Aguilar *et al*. (2017) e Iñiguez-Luna *et al*. (2021) demuestran que ciertas variedades registran actividad antineoplásica en fibrosarcoma de pulmón de ratón, leucemia y cáncer cervicouterino específicamente la línea celular humana HeLa.

10. Conclusiones

El chayote es una hortaliza con amplio arraigo en el mercado nacional y considerada una hortaliza no tradicional en los mercados internacionales. El incremento en su consumo se atribuye a su bajo contenido calórico, amplias cualidades alimenticias y nutracéuticas. Su cultivo representa en las áreas de producción un cultivo socialmente responsable pues genera empleo local rural, divisas, y profesionaliza a los actores rurales que lo producen. En las áreas de producción ha creado una plataforma de generación de riqueza social, material y educación no formal de los participantes, a través de la capacitación, producción sostenida, creación de empleos, atracción de divisas que materializa la diversificación económica y tecnológica regional. Promover el consumo de esta hortaliza en mercados potenciales de Norteamérica, Europa y Asia es una oportunidad que deben aprovechar las organizaciones de productores y entidades gubernamentales a fin de fomentar su cultivo, aprovechamiento y diversificación, considerando que México es uno de los centros de origen y diversificación de esta especie.

11. Bibliografía

Aguiñiga-Sánchez, I., Soto-Hernádez, M., Cadena-Iñiguez, J., Ruíz, L., Cadena-Zamudio, J.D., González, A., Santiago, E., 2015. Fruit extract from a *Sechium edule* hybrid induce apoptosis in leukaemic cell lines but not in normal cells. Nutrition and Cancer, 67 (2), 250-257. http://doi.org/10.1080/01635581.2015.989370.

Alvarado, S., Sáenz, M.V., Valverde, E., 1989. Evaluación de tratamientos postcosecha para la preservación de los frutos de chayote (*Sechium edule*). Agronomía Costarricense 13, 35-43.

Amarante, C., Banks, N.H., Ganesh, S., 2001. Effects of coating concentration, ripening stage, water status and fruit temperature on pear susceptibility to friction discolouration. Postharvest Biol. Technol. 21, 283–290. http://doi.org/10.1016/S0925-5214(00)00155-1.

Aung, L.H., Harris, C.M., Rij, R.E., Brown, J.W., 1996. Postharvest storage temperature and film wrap effects on quality of chayote, *Sechium edule* Sw. J. Hortic. Sci. 71, 297–304. http://doi.org/10.1080/14620316.1996.11515408.

Aung, L.H., Rij, R.E., Fouse, D.C., Lindegren, J.E., 1992. Postharvest fruit respiration and soluble sugars changes of *Sechium edule* Swartz. Phyton 53, 125–134.

Barrera-Guzmán, L. A., Cadena-Iñiguez, J., Legaria-Solano, J. P., Sahagún-Castellanos, J., 2021. Phylogenetics of the genus *Sechium* P. Brown: A review. Spanish Journal of Agricultural Research, 19: e07R01. https://doi.org/10.5424/sjar/2021191-17036.

Bateman, J. V., 1970. Nutrición Animal. Manual de Métodos Analíticos. Herrero Hnos., Sucesores, S. A. México.

Beaulieu, J.C., Saltveit, M.E., 1997. Inhibition or promotion of tomato fruit ripening by acetaldehyde and ethanol is concentration dependent and varies with initial fruit maturity. J. Am. Soc. Hortic. Sci. 122, 392-398.

Bialecka, B., Kepczynski, J., 2003. Endogenus ethylene and reversing methyl jasmonate inhibition of *Amaranthus caudatus* seed germination by benzyladenine or gibberellin. Plant Growth Regul. 41, 7-12. http://doi.org/10.1023/A:1027314213064.

Cadena, I., J., Ruiz, P., L. M., Trejo, L., C., Sánchez, G., P., Aguirre, M., J. F., 2001. Intercambio de gases y relaciones hídricas del chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw. Revista Chapingo Serie Horticultura 7 (1), 21-35.

Cadena-Iñiguez, J., Arévalo, G.M.L.C., 2010. Rescatando y Aprovechando los Recursos Fitogenéticos de Mesoamérica: Chayote. Grupo Interdisciplinario de Investigación en *Sechium edule* en México, A.C. México, 1, 17 p. ISBN 978-607-7533-80-1.

Cadena, I.J., Arévalo-Galarza, L., Avendaño-Arrazate, C.H., Soto-Hernández, M., Ruiz-Posada, L.M., Santiago-Osorio, E., Acosta-Ramos, M., Cisneros-Solano, V.M., Aguirre-Medina, J.F., Ochoa-Martínez, D., 2007. Production, genetics, postharvest management and pharmacological characteristics of *Sechium edule* (Jacq.) Sw. Global Science Books 1, 41-53.

Cadena, I.J., Avendaño-Arrazate, C.H., Soto-Hernández, M., Ruiz-Posadas, L.M, Aguirre-Medina, J.F., Arévalo-Galarza, L., 2008. Infraspecific variation of *Sechium edule* (Jacq.) Sw. in the state of Veracruz, Mexico. Genetic Resources and Crop Evolution. 55, 835-847. http://doi.org/10.1007/s10722-007-9288-4.

Cadena-Iñiguez, J., Soto-Hernández, R.M., Arévalo-Galarza, M., Avendaño-Arrazate, C.H., Aguirre J.F., Ruíz-Posadas, L. M., 2011. Caracterización bioquímica de variedades domesticadas de chayote *Sechium edule* (Jacq.) Sw. comparadas con parientes silvestres. Revista Chapingo Serie Horticultura, 17 (2), 45-55.

Cadena-Iñiguez, J., Arévalo-Galarza, L., Ruiz-Posadas, L., Aguirre-Medina, J., Soto- Hernández, M., Luna-Cavazos, M., Zavaleta-Mancera, H., 2006. Quality evaluation and influence of 1-MCP on *Sechium edule* (Jacq.) Sw fruit during postharvest. Postharvest Biology and Technology 40 (2), 170-176. http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2005.12.013.

Cadena-Iñiguez, J.; Avendaño-Arrazate, C.H.; Cisneros-Solano, V.M., Ruiz-Posadas, L.M; Arévalo-Galarza, M.L.; Aguirre-Medina, J.F., 2016. Protección de variedades criollas de uso común de chayotes mexicanos. Agroproductividad, Suplemento, Noviembre. pp: 65-67.

Cadena-Iñiguez, J., Riviello-Flores, M.L., Soto-Hernández, M., Ruiz-Posadas, L.M., Gómez-Merino, F., Aguiñiga-Sanchez, I., Arévalo-Galarza, M.L., 2019. Functionally active metabolites in two cultivars of chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz). Acta Horticulturae 1256, 231-238. http://doi.org/10.17660/ActaHortic.2019.1256.32.

Davey, M., Montagu, M., Inzé, D., Sanmartin, M., Kanellis, A., Smirnoff, N., Bensie, I., Strain, J., Favell, D., Fletcher, J., 2000. Plant l-ascorbic acid: chemistry function, metabolism, bioavailability and effects of processing. J. Sci. Food Agric. 80, 825–860. https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(20000515)80:7<825::AID-JSFA598>3.0.CO;2-6.

Flores, M. E., 1989. El Chayote, *Sechium edule* Swartz (Cucurbitaceae) Revista Biología Tropical. 37 (1), 1-54.

Font Quer, P., 1979. Diccionario de Botánica. Editorial Labor, S. A. pp. 822, 1090.

Iñiguez-Luna, M.I., Cadena-Iñiguez, J., Soto-Hernández, R.M., Morales-Flores, F.J., Cortés-Cruz, M., Watanabe, N.K., Machida-Hirano, R., Cadena-zamudio, J.D., 2021. Bioprospecting of Sechium spp. varieties for the selection of characters with pharmacological activity. Sci Rep 11, 6185. https://doi.org/10.1038/s41598-021-85676-7.

Jayaprakasam, B., Seeram, N.P., Nair, M.G., 2003. Anticancer and antiinflammatory activities of cucurbitacins from *Cucurbita andreana*, Cancer Letters. 189 (1), 11-16. https://doi.org/10.1016/S0304-3835(02)00497-4.

Jeffrey, C., 1978. Further notes on Cucurbitaceae. IV. Some new World taxa. Kew Bulletin 33, 347-380.

Jensen, L.P., Lai, A. R., 1986. Chayote (*Sechium edule*) causing hypokalemia in pregnancy. Am. J. Obstetrics and Gynecol. 155 (5), 1048-1049. https://doi.org/10.1016/0002-9378(86)90344-3.

Jiang, Y., Joyce, D. C., Terry, L. A., 2001. 1-Methylcyclcopropene treatment affects strawberry fruit decay. Postharvest Biol. Technol. 23 (3), 227-232. http://doi.org/10.1016/S0925-5214(01)00123-5.

Juárez-Merlín, K., 2006. Diagnóstico de enfermedades del Chayote (*Sechium edule* (Jacq) Sw) en postcosecha en Coscomatepec Veracruz, México. Tesis profesional Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

Lira, R., Castrejon, J., Zamudio, S., Rojas, C., 1999. Propuesta de ubicación taxonómica para los chayotes silvestres (*Sechium edule* Cucurbitaceae) de México. Acta Botánica Mexicana 49, 47-61.

Lira, R., Chiang, F., 1992. Two new combinations in *Sechium* (Cucurbitaceae) from Central America and a new species from Oaxaca, México. Novon 2, 227-231.

Lira-Saade, R., 1996. Chayote. *Sechium edule* (Jacq.) Sw. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 8 Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 57 p.

Lira-Saade, R., 1995. Estudios taxonómicos ecogeográficos de las Cucurbitaceae Latinoamericanas de importancia económica (No. SB351. C8. L57 1995.). International Plant Genetic Resources Institute. Available from: http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=XF2016026149.

Logan, D., Stewart, G., 1995. Thidiazuron stimulates germination and ethylene production in *Striga hermonthica* comparison with the effects of GR-24, ethylene and 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid. Seed Science Research. 5 (2), 99-108. http://doi:10.1017/S0960258500002671.

Maffioli, A., 1981. Recursos genéticos de *Sechium edule* (Jacq.) Sw (Cucurbitaceae). Turrialba, Costa Rica: CATIE. Unidad de Recursos Genéticos 151 p.

Montecinos, P. L. A., Arévalo, G. M. L., García, O. C., Cadena, I.J., Ramírez, G. M., 2019. Calidad postcosecha de frutos de chayote almacenados a baja temperatura. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 10 (5), 1157-1166.

Newstrom, L. E., 1991. Evidence for the origin of chayote *Sechium edule* (Cucurbitaceae). Economic Botany 45 (3), 410-428. https://doi.org/10.1007/BF02887082

Nilsson, T., 2005. Effects of ethylene and 1-MCP on ripening and senescence of European seedless cucumbers. Postharvest Biol. Technol. 36 (2), 113.125. http://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2004.11.008.

NMX-FF-047-SCFI-2003. Productos Alimenticios no industrializados para consumo humano - hortaliza fresca – Chayote (*Sechium edule*)– especificaciones. 13 p.

Ordoñez, A., Gómez, J., Vattuone, M., Isla, M., 2006. Antioxidant activities of *Sechium edule* (Jacq.) Swartz extracts. Food Chem. 97 (3), 452–458 https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.05.024.

Olguín-Hernández, G., Cadena-Iñiguez, J., Arévalo-Galarza, L., Valdez-Carrasco, J., Hanako-Rosas, G., Tlapal-Bolaños, B., 2017. Organismos asociados al chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw. en México. Ed. Biblioteca de Agricultura. Colegio de Postgraduados.

Orea, C.D., Engleman, E.M., 1983. Anatomía de la testa de *Sechium edule*. Revista Chapingo 8, 27–30.

Ortega-Paczka, R., Martínez-Alfaro, M. A., Rincón-Enriquez, G., 1998. Principales cultivos de México y sus regiones mundiales de mayor diversidad. XVII Congreso de Fitogenética. Memoria Sociedad Mexicana de Fitogenética. Acapulco, México. p. 321.

Pinto, E., Lentheric, I., Vedrell, M., Larrigaudiere, C., 2001. Role of formative antioxidant metabolisms in the induction of core browning in conrolled-atmosphere stored pears. J. Sci. Food Agric. 81, 364–370. http://doi.org/10.1002/1097-0010(200102)81:3<364::AID-JSFA828>3.0.CO;2-N

Ramírez-Rodas, Y., Arévalo-Galarza, L., Cadena-Iñiguez, J., Delgado-Alvarado, A., Ruiz-Posadas, L., y Soto-Hernández, M., 2021. Postharvest storage of three chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Sw.) varieties. Scientia Agropecuaria, 12(2),239-247. doi https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2021.027.

Rivera, G., Brenes, A., 1996. Enfermedades del Chayote (*Sechium edule* (Jacq.) Swartz). Banco de Germoplasma. Universidad de Costarrica Ed. Heredia. 57 p.

Rzedowski, J., 1993. Diversity and origins of the phanerogamic flora of Mexico. *In*: T. P. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot, and J. Fa (Eds.). Biological diversity of Mexico: Origins and Distribution. Oxford University Press. pp. 129-144.

Salazar-Aguilar, S., Ruiz-Posadas, L.D.M., Cadena-Iñiguez, J., Soto-Hernández, M., Santiago-Osorio, E., Aguiñiga-Sánchez, I., Rivera-Martínez, A.R., Aguirre-Medina, J.F., 2017. *Sechium edule* (Jacq.) Swartz, a New

Cultivar with Antiproliferative Potential in a Human Cervical Cancer HeLa Cell Line. Nutrients 9, 798. https://doi.org/10.3390/nu9080798.

Salama, A.M., Polo, N.A., Enrique, M., Contreras, C.R., Maldonado, R.L., 1986. Preliminary phytochemical analysis and determination of the antiinflammatory and cardiac activities of the fruit of *Sechium edule*. Revista Colombiana de Ciencias Químicas Farmacéuticas 15, 76-82.

Setzer, W.N., Setzer, M.C., 2003. Plant-derived triterpenoids as potential antineoplastic agents. Mini Rev Med Chem 3, 540–556.

SIAP, 2018. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Fecha de consulta: 11 noviembre 2021. Disponible en http://infosiap.siap.gob.mx

Soto-Hernández, M., Cadena Iñiguez, J., Arévalo-Galarza, M.L., Santiago-Osorio, E., Aguíñiga-Sánchez, I., Ruíz-Posadas, L.M. 2015. Lead compounds from Cucurbitaceae for the treatment of cancer. INTECH. Chapter 12. 16 p. http://dx.doi.org/10.5772/60048.

Tridge. 2021. Plataforma global de abastecimiento agroalimentario. https://www.tridge.com/es/intelligences/chayote. Consultado 9 noviembre 2021.

Valverde, E., Cordero, A., Flores, E., González, W., Pacheco, R., Salazar, L., Vargas, E., 1986. Incremento de la exportación y alimentación Costarricense a través del mejoramiento del cultivo del chayote. CONICIT, Costa Rica.

Vieira, I. F., Pinho, O. I., Ferreira, I.M., Delerue-Matos, C., 2019. Chayote (*Sechium edule*): A review of nutritional composition, bioactivities and potential applications. Food Chemistry, 275, 557-568. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.09.146.

CHICOZAPOTE (*Manilkara zapota*)
Opción para el desarrollo del trópico mexicano

Rebolledo Martínez Andrés[1], Peralta Antonio Naín[1], Rebolledo Martínez Laureano[1], Megchún García Juan Valente[2], Rebolledo García Rosa Laura[1], Montiel Vicencio Gerardo[1] y López Vázquez María Enriqueta[1]

1. Introducción

Por su sabor, olor, aroma y otras cualidades organolépticas, el chicozapote es una de las frutas no tradicionales con mayor aceptación dentro de la población y con gran potencial en el mercado que, sin duda, es una opción atractiva para el desarrollo de las áreas tropicales de México, en donde se concentra la mayor parte de la población marginada de nuestro país. El árbol, además de proveer una fruta deliciosa, también se utiliza en la industria del chicle y madera, siendo una planta que, desde tiempos prehispánicos, ha sido importante dentro la medicina herbolaria mexicana (Rebolledo *et al.,* 2012).

A nivel mundial, la India es el país líder, por contar con grandes extensiones plantadas con este frutal; posee aproximadamente 163,210 hectáreas y una producción de 1,425 millones de t anuales con rendimientos de 8.7 t/ha (NHB, 2012). En México, *Manilkara zapota* se en-

[1] Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Cotaxtla. Municipio de Medellín, Veracruz.
[2] Universidad Veracruzana, Veracruz.

cuentra distribuida en 13 estados del país; en el 2019 se plantaron 2,138 ha, con una producción de 13,723 t equivalente al 1.3 % con respecto a la India en superficie plantada. El 95.6 % de la superficie se distribuye en Campeche, Michoacán, Veracruz, Oaxaca, Yucatán, Chiapas y Colima con rendimiento promedio nacional 7.37 t/ha con un precio medio rural por tonelada de $5,270.00, generando un valor de la producción superior a los 57 millones de pesos (SIAP, 2019) (Cuadro 1).

Aunque en México comúnmente se le conoce a esta especie como chicozapote, recibe otros nombres en otras regiones productoras del mundo: chico, níspero, chiku, sapodilla y zapote chicle. Es una planta Angiosperma dicotiledónea que pertenece a la familia de las sapotáceas, la cual se conforma por 54 géneros y 1175 especies de árboles perennes.

Cuadro 1. Superficie, rendimiento y precio medio rural del chicozapote en los estados productores de esta fruta en México en 2019.

Estado	Superficie plantada (ha)	Rendimiento (t/ha)	Precio medio rural por t (pesos mexicanos)
Campeche	658	5.3	3230
Chiapas	126	3.1	2550
Colima	87	7.4	4670
Guerrero	15	8.3	10100
Hidalgo	4	3.8	3850
México	18	8.9	8850
Michoacán	497	4.8	4950
Morelos	28	10.7	4900
Oaxaca	217	6.4	4350
Puebla	8	4.5	4100
Tabasco	24	5.4	8900
Veracruz	289	12.2	4800
Yucatán	165	15.0	3250
Promedio	-	7.37	5269
Total	2136	-	-

Fuente: SIAP (2019).

2. Origen

El chicozapote tiene sus orígenes en la parte sur de México, norte de Belice, noroeste de Guatemala y Costa Rica, se distribuye a lo largo del bosque de América central, posteriormente fue introducido a lo largo de la zona tropical de América y al oeste de la India, Las Bahamas, Bermudas y parte de Florida; en la época colonial fue llevada a las Filipinas y adoptada en todas las partes de la zona tropical del viejo mundo (Morton, 1987). Su cultivo comenzó a extenderse cada vez más, hacia áreas de la India costera (Maharastra, Gujarat, Andhra Pradesh, Madras y los estados de Bengala). Las plantaciones comerciales prosperan también en Sri Lanka, las Filipinas, Tailandia, los valles interiores de Palestina, así como en varios países del sur y centro de América, incluyendo Venezuela y Guatemala (Morton, 1987).

3. Aspectos botánicos

El árbol puede vivir más de 100 años y crecer hasta 50 m; se desarrolla desde cero hasta 600 m sobre el nivel del mar, aunque plantas a altitudes mayores de 2000 m en Ecuador (Parada, 2003); desarrolla mejor en temperaturas entre de 22 a 30 °C y se adapta mejor en suelos fluvisoles, vertisoles y litosoles de textura arenosa, rocosa y suelos pesados con pH de 5 a 6.3.

Es una especie muy polimorfa de crecimiento lento. La forma que pueden adquirir las plantas de libre crecimiento, son principalmente piramidales o redondas, mientras que aquellas que se establecen de manera comercial, básicamente el productor, define el porte mediante las prácticas de poda. El tronco es recto, acanalado en la parte inferior y el crecimiento de las ramas es simpodial.

Las ramas secundarias basales, comúnmente están dirigidas de manera horizontal, las ramas jóvenes poseen tricomas pardos o glabras, con aspecto pálido, duras, fisuradas o con hendiduras. Las terminales son puntas cortas, poseen densos racimos de hojas. La corteza posee un grosor total aproximado de 20 a 25 cm, internamente de color crema rosada, fibrosa, con abundante exudado, lechosa, blanque-

cina, que se obtiene rayando el tronco y se conoce con el nombre de chicle. La madera es dura, pesada, fuerte y resistente, con albura color rosáceo claro y el corazón o duramen vistoso color café chocolate oscuro cuando se seca (León, 1987; Geilfus, 1994; Parada, 2003; Napoleón, 2005).

Se considera que el chicozapote posee un sistema radicular muy vigoroso, siendo por ello que este cultivo tiene gran adaptabilidad a diferentes condiciones ecológicas, en especial en aquellas caracterizadas por precipitación deficiente. De manera horizontal, las mayores cantidades de raíces comienzan a observarse después del primer cuarto de radio de la copa, del tallo hacia afuera del área de copa; y continúan creciendo para abarcar áreas más allá del área que ocupa la copa del árbol (Avilán *et al*., 1980).

Las hojas se presenta agrupadas al final de los brotes; son hojas simples con pecíolos que miden entre 1 y 3.5 cm de largo, hojas adaxialmente acanaladas, finamente pubescentes o glabros, láminas de 6.5 a 13 cm de largo por 2.1 a 5.2 cm de ancho, de forma elípticas u oblongo-elípticas, base cuneada, ápice corto-acuminado, la textura es ligeramente coriácea y su sistema de nervaduras es notable, de color amarillento, nervaduras bronquidódromas, nervadura principal ligeramente prominente o plana o hendida en el haz, nervaduras secundarias de 15 a 20 pares, nervaduras terciarias reticuladas conspicuas. El color de las hojas varía en función de la edad; hojas jóvenes presentan el envés ligeramente ferrugíneo; conforme madura el color va tornándose verde hasta alcanzar una tonalidad verde oscura, brillante en el haz, pálida y opaca en el envés (Napoleón, 2005).

Las flores se presentan en las partes apicales de los brotes; pueden aparecer solitarias o aglomeradas en las puntas de las ramas, de forma acampanada, color blanquecina y dulcemente perfumadas y de sexualidad hermafrodita. Aparentemente la flor hermafrodita presenta el fenómeno de la autoincompatibilidad, lo que favorece también la polinización cruzada (Knight y Cambell, 1993). Poseen pedicelos de 0.8 a 2.5 cm de largo. Las partes periánticas presentan un cáliz de seis sépalos en dos ciclos de tres, imbricados, casi libres, cuyo tamaño

disminuye del más externo al más interno, cubiertos de pubescencia ferrugínea o grisácea, de color pardo-verdoso de 7 a 9.5 mm de largo.

El androceo está compuesto por una serie externa de seis petaloides estaminados no funcionales y alternando con estos, otra serie más interna de seis estambres insertados en la parte alta de la corola que sobresalen debajo de cada segmento y seis estaminoides de 2.5 a 5 mm de largo, elípticos o lanceolados, con una quilla adaxial redondeada, ápice entero, dentado o rara vez lobado, glabros o adaxialmente pubescentes (Lindford *et al*., 1985; Pennington, 1990). El polen es de forma esférica-alargada, tricolporado, no angular, elíptica, con diámetro polar de 38.5 micras y diámetro ecuatorial de 37.8 micras (Aftab y Perveen, 2006). El gineceo está constituido por un pistilo cilíndrico anchamente ovoide a cónico hundido en un anillo carnoso, densamente pubescente y estilo de 5 a 9 mm de largo, glabro, el cual presenta un ovario súpero con 8 a 20 lóculos, de los cuales cada uno puede tener un óvulo. El ovario joven está cubierto de pubescencia fina, que luego desaparece (León, 1987; Napoleón, 2005; Newman, 2008).

El fruto es una baya de forma y tamaño variable según el cultivar; puede ser elipsoidal, fusiforme hasta casi esférica, con base redondeada o truncada de ápice obtuso a redondeado. Las dimensiones son aproximadamente de 5 a 15 cm de diámetro polar y entre 5 a 10 de diámetro ecuatorial. El exocarpo o cáscara es delgada, amarillenta y rugosa por las lenticelas que la cubren; estas se originan de un felógeno que produce continuamente capas de corcho que remplazan a las que se desgastan en la superficie del fruto.

Debajo de la cáscara hay una zona de parénquima en que se forman grupos de esclereidas que contribuyen a dar soporte a la cáscara; luego una capa interrumpida de haces vasculares, entre los cuales hay zonas de cambium que producen nuevos tejidos solo hacia la parte central del fruto, lo cual resulta en el crecimiento radial de la baya. El mesocarpo está formado básicamente de parénquima, que en la madurez está lleno agua y de pigmentos cuyo color varía con el cultivar desde rojo a grisáceo. En el parénquima hay grupos de esclereidas que dan la textura arenosa característica del fruto de las sapotáceas

y numerosos canales de látex. El centro del fruto está constituido por los tejidos que rodean las semillas, más claros y fibrosos que el mesocarpo (León, 1987; Napoleón, 2005; Newman, 2008).

Las semillas dentro del fruto varían de 2 a 12; son largas, ovales o elípticas, aplanadas y asimétricas, las dimensiones son 16 a 23 mm de largo y 8 a 26 mm de ancho, grosor de 4.6 mm y un peso aproximado de 0.56 g (León, 1987; Orantes *et al*., 2007). Son duras, brillantes y poseen un gancho curvo en la parte terminal angosta. El color varía en función del tiempo: cuando los frutos aún son jóvenes muestran semillas con una tonalidad cremosa-blanquecina; conforme los frutos se acerquen a la madurez fisiológica, la testa comienza a cambiar, adquiriendo paulatinamente tonalidades más oscuras. Cuando el fruto alcanza su madurez fisiológica, la testa de la semilla presenta un color que va de café oscuro a negro. Una vez que la semilla es retirada del fruto, vuelven a adquirir tonalidades nuevas, dependiendo de las condiciones de almacenamiento; el cambio de color negro a café oscuro o claro podrá durar en cuestión de semanas o meses.

3.1 Variedades

Se reportan diferentes variedades en todas las regiones productoras del mundo. En países asiáticos se pueden encontrar variedades con diferencias fenotípicas marcadas; por ejemplo, en la India reportan siete cultivares que se distinguen por sus formas ovaladas o redondas; los cuales difieren en rendimiento y características propias del fruto, tales como el contenido de sólidos solubles totales, peso, tamaño y forma (Cuadro 2) (Shirol *et al*., 2009); en Indonesia, las variedades se clasifican en dos grandes grupos: los de tamaño normal que poseen hojas angostas y puntiagudas, y árboles de porte bajo y arbustivo, con hojas oblongas más amplia por encima de la media (Ramkhelawan, 2008).

Cuadro 2. Características de rendimiento y calidad de diferentes cultivares de chicozapote.

Cultivares	Frutos por árbol	Rendimiento por árbol (kg)	Peso de fruto (g)	Diámetro de fruto (cm)	Longitud del fruto (cm)	Forma del fruto	°Brix	Semillas por fruto
Guthi	702	38.6	56.6	4.4	5.6	Ovalado	22.5	3
Virudhnagar	752	51.2	74.6	5.0	6.2	Ovalado-oblongo	24.0	3.7
Singapote	650	45.0	78.0	4.9	6.5	Ovoide-elíptico	23.0	2.3
Mohangoote	240	12.2	51.3	4.2	5.7	Ovalado	25.6	3.2
Murabba	145	9.4	65.0	4.8	5.4	Redondo-ovalado	28.0	3.2
Cricket ball (ARSA)	510	36.7	76.1	5.4	5	Redondo	21.0	3.9
Cricket ball (Udupi)	159	13.6	82.3	5.6	5.3	Redondo	21.5	4.8

Fuente: Shirol *et al.*, (2009).

Morton (1987), reporta variedades de árboles de porte arbustivo con copa larga y redondeada como "Apel bener" y "Apel leelin" de la India y en Filipinas variedades como "Ponderosa", "Java", "Sao Manila", "Nativo", "Formosa", "Rangel", y "Prolific" que son destinados para la industria, propagación y distribución a los agricultores.

En Venezuela se reportan los cultivares "Santiago", "Tiberio" y "Delfina", injertados sobre patrones criollos de ocho, nueve y diez años de edad, quienes presentan incrementos anuales en el rendimiento de 230, 193 y 435 kg por árbol con altura de 4.8, 5.1 y 6.0 m (Quijada *et al.,* 2005). Variedades como "Brown Sugar", "Prolific", "Russel" y "Adelaida", también han sido evaluados, los cuales en su etapa de máxima de producción (8 a 10 años) mostraron rendimientos de 901, 520, 544 y 150 frutos por árbol, cuyos pesos individuales por frutos fueron de 96, 123, 142 y 135 g por fruto (Avilán *et al*., 1980).

Otras variedades de buenos rendimientos y calidad son: Alano (E. U.), Hawaii, Betawi (Indonesia), Brown Sugar (E. U.), González (Filipinas), Hasya (México), Makok enano (Tailandia), Molix (México), Morena (México), Oxkutzcab (Ox) (México), Prolific (E. U.), Russell (E. U.) y Tikal (E. U.) (Crane y Balerdin, 2005).

En la India se reportan los cultivares de chicozapote de 22 años de edad denominados DHS-1 con rendimientos de 15.63 t/ha y el DHS-2 con 15.13 t/ha; los cultivares PKM-1 con rendimientos de 9.75 t/ha, el PKM-2 con 8.85 t/ha y el PKM-3 con 9.50 t/ha; los cultivares CO-1 con rendimientos de 14.78 t/ha y CO-2 con 9.83 t/ha; además del cultivar de chicozapote llamado Cricket Ball con rendimientos de 8.48 t/ha, el Long Oval con 8.13 t/ha, el Kalipatti con 12.28 t/ha, Gavarayya con 8.78 t/ha, el cultivar Oval con 8.05 t/ha, el Kirthbarthi con 7.70 t/ha y el cultivar Tagarampudi con 8.65 t/ha (Bhalekar *et al.,* 2016; Ingalagavi *et al.,* 2019).

También se encuentran selecciones de chicozapote de 17 años de edad, con los nombres de Guthi, Virudhnagar, Singapore, Mohangootee, Murabba, Cricket Ball (ARSA) y el Cricket Ball (Udupi) con rendimientos de 4.77 a 11.17 t/ha (Ingalagavi *et al.,* 2019).

En México existen nueve selecciones de chicozapote denominadas SCH-30, SCH-28, SCH-17, SCH-15, SCH-13, SCH-10, SCH-08, SCH-05 y SCH-01. Presentan un largo de fruto de 5.2 a 9.2 cm y un ancho de fruto entre 4.8 a 9.3 cm y un peso de 90.1 a 363.5 g (Lakshminarayana y Moreno, 1979). En color de pulpa, en general, predominaron tonalidades marrones-rojizos-amarillo claro; la textura de la pulpa varía de ser suave y firme al tacto y una consistencia arenosa en menor o mayor cantidad; casi en su totalidad los frutos de chicozapote presentaron escasa presencia de látex; respecto al sabor y aroma estos variaron, desde frutos dulces hasta muy dulces, astringencia en mayor o menor grado y con buen aroma (Lakshminarayana y Moreno, 1979).

En México las plantaciones comerciales productoras de frutos son principalmente la variedad Betawi y otras variedades criollas, cuyas características son muy variadas. En Yucatán Cituk *et al*., (2011) señalan que al menos cinco cultivares de chicozapote tienen potencial para ser explotados comercialmente para el trópico cálido y seco en el sur de México, en áreas similares a las de Yucatán, debido a que muestran tolerancias a suelos calcáreos, resisten inundaciones y vientos de hasta 40 km por hora.

Cultivar Rosita: Inicia su producción a partir de diciembre y finaliza en enero, los frutos son esféricos con un peso promedio de 306 g, con diámetros polares y ecuatoriales de 14.1 y 6.8 cm. El pedúnculo mide de 0.6 cm de ancho por 1.6 cm de largo. Es un fruto con un contenido de sólidos solubles de 18 °brix y un rendimiento por árbol de 52 kg por ciclo de floración.

Cultivar Marisol: Inicia su producción a finales de noviembre y principios de diciembre, los frutos son cónicos, cafés, con peso promedio de 288 g, con diámetro polar y ecuatorial de 7.9 y 6.3 cm. El pedúnculo varía de 2.2 x 0.49 cm de largo y ancho. Tiene un contenido de 20° Brix y el rendimiento por árbol es de 75 kg de frutos.

Cultivar Dulce: La cosecha es de diciembre a marzo, los frutos esféricos y la cáscara de tonalidad café, peso medio de 304 g y diámetros polar y ecuatorial de 12.66 y 7.5 cm. El pedúnculo de los frutos es de 1.59 a 0.64 cm, con un contenido de sólidos solubles totales de 17.5° Brix y una producción por árbol de 47 kg por ciclo de floración.

Cultivar Cristal: Produce en diciembre y enero. Los frutos son esféricos de tonalidad café, peso medio de 302 g y diámetros polar y ecuatorial de 14.46 y 8.0 cm, con pedúnculo de 1.75 X 0.63 cm. Rinde 40 kg por árbol por ciclo de floración.

Cultivar Yudith: Produce de diciembre a principios de marzo. Los frutos son esféricos, cafés, de 326 g, con diámetros polar y ecuatorial de 14.1 y 7.7 cm, y pedúnculo de 1.7 a 0.6 cm. El árbol alcanza un rendimiento promedio de 65 kg por ciclo de floración.

4. Crecimiento y desarrollo

El chicozapote se puede propagar sexualmente, pero en la actualidad las nuevas plantaciones son reproducidas mediante la propagación asexual. Consiste en una fragmentación de la planta madre que, combinada de modo adecuado tiene la capacidad de formar nuevas raíces, o en el caso del injerto, crea una conexión vascular continua. Al obtener un fragmento de la planta madre automáticamente se replican sus características genéticas, de esa forma se mantienen las características deseadas del genotipo seleccionado. Entre las ventajas de la propagación asexual está reducir el periodo juvenil de los árboles, manteniendo las características vegetativas, reproductivas y calidad de la planta deseada (Hartmann y Kester, 2001).

El acodo aéreo es una propagación asexual del chicozapote poco practicada, se recomienda realizar la práctica al inicio de la estación lluviosa. Se utilizan ramas 1 a 2 años de edad con un diámetro aproximado de 0.8 cm, de preferencia brotes vigorosos. Se debe realizar un corte en forma de anillo en la corteza con una longitud de entre 2.5 a 3 cm, seguidamente sobre un plástico transparente se coloca una porción de musgo, aserrín, o algún otro material capaz de absorber agua y con ello mantener hidratado a la raíz. Las raíces comienzan a aparecer aproximadamente en tres meses. Cuando la rama ya cuenta con suficientes raíces se procede a separar a separar la rama del árbol, para esto, se debe realizar un corte entre 10 y 15 cm por debajo del área anillada (Geilfus, 1994).

4.1 Requerimientos nutrimentales del cultivo

La deficiencia nutrimental, durante el crecimiento y desarrollo de los árboles puede implicar algunos desórdenes fisiológicos y decremento del rendimiento. La deficiencia de nitrógeno provoca reducción en el crecimiento del árbol, sus síntomas típicos son: amarillamiento a lo largo de los márgenes de las hojas, extendiéndose hacia el centro de las hojas más antiguas. Si se presenta deficiencia de fósforo las plantas quedan pequeñas, delgadas con hojas erectas, oscuras que se tornan a una coloración purpura rojiza, seguido por la defoliación temprana. La deficiencia de potasio causa clorosis irregular marginal en las hojas recién maduras, tornándose gradualmente en un color gris oscuro; las hojas restantes quemadas quedan unidas al tallo, incluso después de completar la necrosis (Parada, 2003).

Los portainjertos de chicozapote requieren mayor cantidad de nutrimentos cuando fueron injertados, con excepción del nitrógeno cuya demanda incrementa con el paso del tiempo. La extracción de los macronutrimentos del portainjerto es en mayor cantidad con el N y el K con valores de 15.2 y 25.1 mg/g de materia seca y de Zn y Mn de 17.7 a 72.1 µg/g de materia seca; el injerto extrae de N y K las cantidades de 19.9 y 17.7 mg/g de materia seca y de Zn y Mn las cantidades de 16.4 y 85.0 µg/g de materia seca (Parada-Berríos, 1999).

Otro estudio en chicozapote en los primeros dos años de edad, plantados en sustratos con un pH de 7.6 y una conductividad eléctrica de 0.79 dS/m, más 2.2 % de materia orgánica tuvieron concentraciones de 6, 86, >3000 y 29 mg/kg de P, K, Ca y Mg (Meza y Pire, 2008).

La concentración foliar del N, K, P, Mg, Fe, Zn, Mn y Cu empiezan a disminuir del primer año al segundo. Caso contrario con el Ca, este elemento aumenta su concentración en la hoja del primer al segundo año, de 21.6 a 25.2 mg/kg, en tallo de 15.4 a 21.3 mg/kg y en raíz de 19.4 a 24.7 mg/kg; esto puede deberse a que este elemento es poco móvil y va acumulándose en la vacuola de las células, haciendo que sea mayor su concentración, principalmente en las hojas más viejas (Meza y Pire, 2008). Durante los primeros 18 o más meses los árboles de chicozapote experimentan un crecimiento rápido, durante ese proceso es probable que se incremente la velocidad de absorción de agua

ocasionando un efecto de dilución principalmente de los nutrientes que son absorbidos en menor cantidad.

Una vez que el árbol entra en la etapa productiva, las cantidades que requiere el árbol, dependerá de la genética del árbol. Avilán *et al*., (1980), realizaron estudios para conocer el contenido nutrimental de frutos en variedades de chicozapote; observaron que existió poca variabilidad en la concentración de nutrimentos entre las variedades de Prolific y Adelaida; en general el fruto de chicozapote extrae los nutrimentos en el siguiente orden de importancia K>Ca>N> P>Mg>Zn>B, con valores de 0.63 %, 0.55 %, 0.53 %, 0.08 %, 0.07 %, 41 mg/kg y 6 mg/kg.

Las diferentes partes que componen el fruto demandan cantidades de nutrimentos en distintas proporciones. En la cáscara el elemento más demandado es K, en la pulpa también se tiene los mismos patrones de demanda que en la cáscara (epidermis), aunque en concentraciones diferentes. En las semillas la demanda de nutrimentos empieza a partir del N>Ca>K>P>Mg>Zn>B con valores de 0.75 %, 0.61 %, 0.51 %, 0.093 %, 0.09 %, 41 mg/kg y 8 mg/kg, respectivamente.

La extracción nutrimental realizada por los árboles depende de las condiciones climáticas y edáficas; debido a que estos factores rigen la movilización y el transporte de los elementos minerales hacia las partes áreas, como lo es el fenómeno de transpiración el cual desencadena translocación de nutrimentos. En chicozapote se detectó que para un rendimiento de 1.69 kg de materia seca, el árbol requiere extraer del suelo aproximadamente 8.5 de N, 1.44 de P, 13.8 de K, 9.0 Ca y 1.3 kg de Mg, mientras que, para 445 g de materia seca, el árbol requiere de 2.3 de N, 0.39 de P, 2.5 de K, 3.0 Ca y 0.3 de Mg (Avilán *et al*., 1980).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

5.1 Injerto del chicozapote

El chicozapote por ser un árbol leñoso, dificulta su enraizamiento por estacas en porcentajes suficientemente altos con los métodos disponibles en la actualidad. La práctica del injerto inicia con la elección del

material genético que se pretende propagar o injertar; para realizar esta actividad se deben considerar varios aspectos, tales como: demanda del mercado, condiciones agroecológicas del lugar al que se establecerá, preferencias del productor y la productividad (Napoleón, 2005).

Una vez seleccionado el material, se procede a la obtención de las varetas; se selecciona un vástago o retoño terminal en estado de reposo; esta se reconoce al tener la parte apical hinchada, de manera cónica (Figura 1A); en caso de que los primordios foliares se encuentren en proceso de desarrollo se descarta ese brote. Es recomendable seleccionar las varetas que tengan una apariencia vigorosa y que sean rectas (Figura 1C). Estas características incrementan el porcentaje de prendimiento ya que es mejor la unión con el portainjerto. Posteriormente, se eliminan la lámina foliar, dejando adherido a la vareta únicamente la parte del pecíolo (Figura 1B y C); la finalidad de esta actividad es reducir la deshidratación de la vareta y tener un manejo apropiado de las mismas.

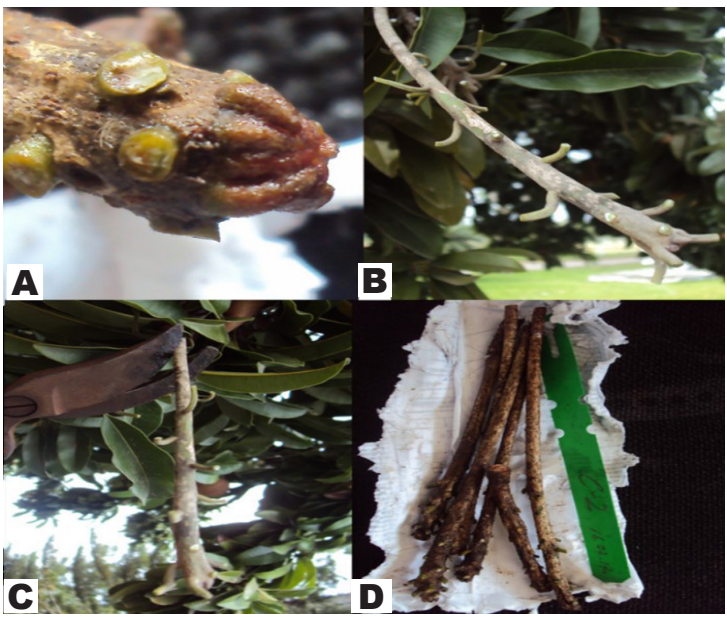


Figura 1. Injerto del chicozapote (*Manilkara zapota*). A) Selección de varetas para injertar: Yema en reposo; B) eliminación de hojas; C) corte de la vareta; D) colocación de varetas en papel para su traslado.

Finalmente, se cortan las varetas y se tratan con una solución fungicida a base de cobre, para evitar infecciones. Para su traslado, las varetas se colocan y se cubren con papel, posteriormente se les humedece con agua suficiente para mantener una alta humedad relativa y con ello evitar la deshidratación. Las varetas envueltas se pueden depositar en algún recipiente térmico, con hielo, para mantenerla frescas y conservarlas hasta que sean injertadas. Si se colectan varetas de diferentes materiales, es importante identificarlas para no caer en el error que es frecuente de mezclarlas (Figura 1D).

Las semillas para los portainjertos deben de ser colectadas, preferentemente, de árboles de la zona, que sean tolerantes a las enfermedades y a las condiciones edáficas. Se recomienda que después del trasplante de las plántulas producidas en semilleros, éstas sean expuestas en condiciones de luz al 75 %. Si los patrones crecieron en invernaderos en condiciones de sombra, es recomendable podar los brotes terminales entre dos a tres semanas antes de realizar la injertación, con la finalidad de estimular un mayor vigor de la planta (Morton, 1987); los portainjertos deben tener un diámetro de 0.5 a 1.2 cm y estar sanos y vigorosos.

Si las plantas no cumplen con lo recomendado se puede realizar una poda, para evitar reducir la tasa de crecimiento del árbol y mantener el diámetro óptimo. También se recomienda realizar aplicaciones de plaguicidas para tratar de disminuir el ataque de insectos plagas y patógenos (Crane y Balerdin, 2005).

Con el injerto tipo enchapado lateral se han observado prendimientos del 98 % en El Salvador. En Florida se han utilizado injertos de fisura y doble injerto con éxito moderado, aunque los árboles suelen atrasarse en la producción intensiva (Escobar y Antonio, 2005). En Venezuela con la técnica de injerto de púa terminal se obtuvo un prendimiento del 100 % (Meza y Bautista, 2002). En México, la técnica más utilizada en los viveros de frutales tropicales es el enchapado lateral. Un signo visual antes de la injertación es verificar que la parte apical de la vareta seleccionada aún se encuentre hinchada y que aún no haya aparecido el nuevo brote.

Un buen árbol que ha sido injertado requiere poco tiempo para alcanzar la madurez ontogénica e iniciar su etapa reproductiva. Se sabe que, en un árbol injertado, entre los cinco y hasta los 10 años después de la injertación, se puede obtener entre 250 y 1,000 frutos, ya que para árboles con más de 10 años se pueden obtener hasta 3,000 frutos (Geilfus, 1994). Estas cifras podrán ser mayores o menores en función de factores genéticos, climáticos, edáficos y manejo agronómico.

5.2 Fertilización

En plantaciones nuevas, la fertilización de fondo es una práctica recomendable, ya que pone a disposición del árbol los nutrimentos en cantidad y ubicación suficiente; estas aplicaciones pueden definir el éxito de la adaptación y sobrevivencia de los árboles, ya que a temprana edad los árboles presentan el inconveniente de que aún su sistema radical no está bien desarrollado, haciéndolo más vulnerable a las inclemencias del ambiente; vulnerabilidad que se acrecienta al existir competencia con otras especies vegetales nativas.

Esta práctica consiste en depositar al fondo de la cepa de 11 a 15 kg de materia orgánica completamente descompuesta y seca, más 0.45 a 0.9 kg de cal dolomita (solo en suelos ácidos), agregar una capa de suelo (3 a 4 cm de espesor) y finalmente colocar la planta de chicozapote (Escobar y Antonio, 2005). También se pueden utilizar dosis de 141 g de P, 198 g de la mezcla del fertilizante 15-15-15 de N-P-K ó 85 g de 18-46-0 de N-P-K (Napoleón, 2005).

Los programas de fertilización sugieren que durante los primeros 8 años se deben incrementar la dosis de fertilización considerando la región y además realizar muestreos de suelo y foliares.

En plantaciones recién establecidas, Napoleón (2005) recomienda dividir la fertilización en tres aplicaciones, siendo la primera durante el establecimiento de los árboles y dos más al principio y a mediados del periodo de lluvia, con el propósito de tener mejor manejo del suelo, evitando la acidificación del mismo.

En estudios sobre fertilización en árboles de 15 y 16 años de edad, establecidos en suelos entisoles con características de suelos fran-

cos, bien drenados, de mediana a alta fertilidad y con pH de 6.9 y 7.8, han sido evaluadas diferentes dosis de N-P-K; las dosis de 40-40 de N y P, respectivamente y superaron al testigo a los dos años de edad, con respecto al número de frutos, pero en el peso total de frutos por árbol solo cuando se adicionó K a las dosis se logró superar al testigo Laborem *et al*. (1981).

Comúnmente la nutrición de los árboles se realiza con fertilizantes sintéticos y fraccionados en dos tres fechas durante el año, debido a que presentan una liberación rápida. Sin embargo, se debe considerar que el chicozapote es un frutal perenne y sus necesidades nutrimentales difieren de otros cultivos. Las etapas fenológicas del árbol se ven influenciadas por las condiciones climáticas, lo cual indica que se presentaran cronológicamente con pequeñas variaciones de un año a otro. El árbol de chicozapote requiere la disponibilidad de nutrimentos por un periodo mayor, en comparación con un cultivo anual, aunque en cantidades menores; esto es porque en el árbol durante el año los órganos vegetativos se encuentran en crecimiento y desarrollo, tales como brotes vegetativos, la floración, fructificación y llenado de frutos. Lo ideal sería fraccionar la dosis a un mayor número de aplicaciones; sin embargo, el incrementar el número de aplicaciones por año, representa para el productor una elevación en el costo de producción, lo cual hace menos costeable la producción de chicozapote.

Las repercusiones negativas de la fertilización mineral han sido principalmente en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, ocasionando acumulación de sales minerales, modificación del pH y desequilibrio de los microrganismos y macro invertebrados del suelo, estimulando la prevalencia de una sola especie debido a la escasez de enemigos naturales (Nivia, 2000).

En estas circunstancias, una opción para el manejo nutrimental del chicozapote es el empleo de fertilizantes orgánicos, ya que muestran la peculiaridad que liberan paulatinamente los nutrimentos que requiere el árbol en sus diferentes fases fenológicas. No obstante, son muy escasos los reportes de nutrición orgánica en plantaciones comerciales de chicozapote, generalmente solo se han brindado recomendaciones de fuentes orgánicas para el establecimiento de los árboles.

En Veracruz, México, se establecieron experimentos en terrenos del Campo Experimental Cotaxtla del INIFAP, localizadas en las coordenadas 18° 56´ 13´´ latitud norte y 96° 11´ 38´´ longitud oeste, con temperaturas medias anuales de 25 °C, máximas de 37 °C y mínimas de 23 °C; la precipitación media anual es de 1200 mm; y alrededor del 90 % ocurre entre junio y noviembre, el 10 % restante se precipita entre diciembre y enero, con sequía de febrero a mayo. El suelo es tipo vertisol pélico, de textura migajón arcillosa, con buen drenaje superficial y pH de 6.5 (Rebolledo *et al*., 2012).

Los árboles se plantaron en agosto de 2005; se realizaron aplicaciones de las fuentes orgánicas: pollinaza, lombricomposta, bocashi y micorriza (INIFAP), en diferentes dosis de aplicación, comparados con una dosis mineral y un testigo absoluto. Los diferentes tratamientos generados se evaluaron en cuatro diferentes densidades de plantación (156, 312, 625 y 1250 árboles/ha) (Rebolledo *et al*., 2012).

En la primera densidad de 156 árboles por hectárea, se evaluaron los siguientes tratamientos: una dosis de fertilización mineral (150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5-K_2O), dos fuentes orgánicas (Lombricomposta 16 Kg/árbol y Pollinaza 12 Kg/árbol) y un testigo absoluto (sin tratamiento). En el 2011, el testigo fue superado en producción por la aplicación de los fertilizantes, tanto química como orgánica (Cuadro 3).

Cuadro 3. Rendimiento de árboles de chicozapote fertilizados a los 3, 4, 5 y 6 años de edad, en una densidad de plantación de 156 árboles por hectárea, en Veracruz, México.

Tratamientos	2008		2009		2010		2011	
	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha
Testigo	2.2	0.3	6.3	0.9	11.5	1.7	15.3	2.4
150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5-K_2O	1.5	0.2	9.6	1.5	13.0	2.0	25.5	4.0
Lombricomposta 16 Kg/árbol	1.7	0.3	13.0	2.0	14.2	2.2	29.5	4.6
Pollinaza 12 Kg/árbol	2.3	0.4	14.8	2.3	13.2	2.1	26.2	.4.1

Rebolledo *et al*., 2012

En la segunda densidad de 312 árboles por hectárea, a los cuatro años de edad (2009) se observaron mayores rendimientos en el tratamiento con lombricomposta (16 kg/árbol) y el tratamiento con pollinaza (12 kg/árbol) comparados con el testigo. Durante el año 2010, efectos adversos provocados por el Huracán Carl interfirieron en los rendimientos obtenidos que no superaron las 2.6 t/ha en ninguno de los tratamientos aplicados. Sin embargo, durante el año 2011 (sexto año de edad), nuevamente el tratamiento con pollinaza (12 kg/árbol) mostró un efecto significativo en el rendimiento alcanzando los valores más altos de 10.7 t/ha (Cuadro 4) (Rebolledo *et al*., 2012).

Cuadro 4. Rendimiento de árboles de chicozapote fertilizados a los 3, 4, 5 y 6 años de edad, en una densidad de plantación de 312 árboles por hectárea, en Veracruz, México.

Tratamientos	2008		2009		2010		2011	
	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha
Testigo	2.8	0.9	17.2	5.3	7.0	2.2	6.6	2.1
150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5- K_2O	2.7	0.8	21.1	6.6	4.5	1.4	9.3	2.9
Lombricomposta 8 kg/árbol	0.4	0.1	24.7	7.7	2.8	0.9	10.7	3.3
Lombricomposta 16 Kg/árbol	3.9	1.2	37.9	11.8	7.9	2.5	16.3	5.1
Pollinaza 12 Kg/árbol	4.5	1.4	43.9	13.7	8.3	2.6	34.3	10.7

Rebolledo *et al*., 2012

En densidades de 625 árboles por hectárea, se agregó el factor 'cubierta plástica' (acolchado y suelo desnudo), además de evaluar los fertilizantes de origen químicos y orgánicos, se adicionó otro biofertilizante elaborado a partir de microrganismos benéficos (esporas micorrícicas), aplicados a una dosis de 50 g/árbol. Los resultados indicaron que, durante 2008, 2009 y 2010, los árboles en suelo desnudo fueron superados por los tratamientos con cubierta plástica. Los rendimientos comenzaron a incrementarse en el sexto año de edad y fue la pollinaza con una dosis de 12 kg/árbol el que logró mejor rendimiento (Cuadro 5) (Rebolledo *et al*., 2012).

Cuadro 5. Rendimientos de árboles de chicozapote fertilizados a los 3, 4, 5 y 6 años de edad, en una densidad de plantación de 625 árboles por hectárea, en Veracruz, México.

Tratamientos	2008		2009		2011	
	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha
Testigo SA	3.3	2.1	2.6	1.7	2.4	1.5
150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5- K_2O SA	1.1	0.7	0.7	0.5	5.5	3.4
Lombricomposta 16 Kg/árbol SA	1.9	1.2	1.2	0.8	7.5	4.7
Pollinaza 12 Kg/árbol SA	3.9	2.5	3.9	2.4	19.8	12.4
Micorriza INIFAP 50 g/árbol SA	2.7	1.7	1.8	1.1	5.6	3.5
Testigo CA	6.5	4.1	5.5	3.4	5.7	3.6
150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5- K_2O CA	2.1	1.3	1.8	1.2	15.0	9.4
Lombricomposta 16 Kg/árbol CA	1.7	1.1	1.7	1.1	15.8	9.9
Pollinaza 12 Kg/árbol CA	3.4	2.2	2.8	1.7	17.9	11.2
Micorriza INIFAP 50 g/árbol CA	3.0	1.9	2.8	1.7	12.1	7.6

Rebolledo *et al*., 2012. A= sin acolchado y CA= con acolchado plástico

En la densidad más alta (1,250 árboles/ha), se obtuvo la misma tendencia que en las densidades anteriores; lombricomposta y el fertilizante de origen sintético obtuvieron resultados de 14 y 15 t/ha, solamente superados por el tratamiento de fertilización a base de pollinaza con dosis de 12 kg/árbol, con rendimiento de 27.7 t/ha (Cuadro 6) (Rebolledo *et al*., 2012).

Cuadro 6. Rendimientos de árboles de chicozapote fertilizados a los 3, 4, 5 y 6 años de edad, en una densidad de plantación de 1250 árboles por hectárea, en Veracruz, México.

Tratamientos	2008		2009		2011	
	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha	kg/árbol	t/ha
Testigo SA	1.4	1.8	0.8	1.0	2.4	3.0
150-229-144 g/árbol de N-P_2O_5- K_2O SA	3.8	4.8	2.3	2.8	11.2	14.0
Lombricomposta 16 Kg/árbol	0.6	0.7	0.4	0.5	12.0	15.0
Pollinaza 12 Kg/árbol	3.0	3.7	1.8	2.3	22.2	27.7
Micorriza INIFAP 50 g/árbol	1.9	2.4	1.7	2.2	3.8	4.7
Micorriza INIFAP 100 g/árbol	1.4	1.7	0.8	1.0	3.0	3.8

Rebolledo *et al*., 2012.

Estos avances obtenidos, indican que la fertilización orgánica es una alternativa viable en la producción a escala comercial del chicozapote, debido a que existe la ventaja de que muchos de los insumos de origen orgánico, son obtenidos de la propia región y el productor participa activamente en la preparación de los biofertilizantes, aunado a que la materia prima, puede representar precios más accesibles en comparación con los fertilizantes de origen sintéticos, además que presentan la desventaja de incrementar su precio en el mercado, lo que dificulta su adquisición en grandes volúmenes.

En los diferentes rendimientos obtenidos, se puede observar que el incremento en los resultados está íntimamente relacionado con las densidades de plantación, mayor producción a medida que incrementan los árboles por hectárea. En densidades medias y altas la cercanía de las ramas de los árboles actúa como una barrera rompe vientos, protegiendo a los frutos que se encuentran en la parte media de la plantación, situación que no se da en las densidades bajas, donde los frutos están más expuestos a las inclemencias climáticas y al ataque de plagas.

5.3 Plagas del chicozapote

5.3.1 Moscas de las frutas

Esta plaga se encuentra diseminada en más del 50 % del territorio mexicano, básicamente en los estados del centro y del sur, clasificada como zonas productoras libres de mosca de la fruta, zonas de baja prevalencia y zonas que se mantienen en control fitosanitario.

Desde 1992, se inició una campaña nacional, con la finalidad de controlar cuatro especies: *Anestrepa ludens*, *A. striata*, *A. oblicua* y *A. serpentina* con la finalidad de proteger cosechas de frutales de importancia económica, tales como, el mango, cítricos, guayaba, etc. (SENASICA, 2012).

Estos insectos pertenecen a la orden Díptera, familia Tephritidae, aproximadamente con 4000 especies. Alrededor de 200 especies corresponden al género *Anastrepha*. Muchas especies cuarentenarias

para frutas y hortalizas pertenecen a este género (Insuasty *et al*., 2003). El ciclo de vida incluye cuatro estadios de desarrollo: huevo, larva, pupa y adulto; los primeros dos estadios ocurren dentro de los frutos. Al final del estadio de larva, el insecto sale del fruto y emigra al suelo para iniciar el estadio de pupa. En el estadio adulto, el insecto deja el suelo para mantenerse libremente por el aire, para aparearse e iniciar nuevamente el ciclo de reproductivo. El número de generaciones por año de la mosca de la fruta, estará en función de las condiciones ambientales de la región y de la duración del ciclo reproductivo de la especie. Por ejemplo, con *Ceratitis capitata*, en un año se ha observado hasta de 12 o más generaciones, según las condiciones de la región (Aluja, 1993).

En general las moscas de las frutas se desarrollan entre 10 y 30 °C, para la producción de huevos, la mejor condición ocurre con temperaturas que fluctúan entre 25 y 30 °C, mientras que la ovoposición ocurre preferentemente con temperaturas que mantienen entre 9 y 16 °C (Batemán, 1972).

Para chicozapote, se ha reportado que del total de moscas que la atacan, el 82 % corresponde a *Anestrepha serpentina*, 14 % *Anestrepha striata* y 4 % *Anestrepha oblicua* (Boscán *et al.,* 2002). También se menciona que el chicozapote actúa como hospedero de la mosca del mediterráneo *Ceratitis capitata* Wiedemann (Rubio, 1968; Molina, 2010). En México la incidencia de la mosca de la fruta se eleva al iniciar el periodo de lluvias y su principal hospedero es la *Spondias mombin* y *S. purpurea*, posteriormente los insectos emigran hacia los frutos de mango y finalmente emigran hacia los frutos de chicozapote. Es por esta razón, que la cosecha de junio-agosto es la más afectada por larvas, quedando el fruto inservible para la comercialización, en consecuencia, muchos productores de chicozapote no cosechan el fruto o la destinan para alimentos pecuarios.

Control de las moscas de las frutas

El control químico de la mosca consiste en una mezcla efectiva denominada insecticida-cebo. Se utiliza como ingrediente activo el

malathion, un insecticida órgano-fosforado que inhibe la acetilcolinesterasa mediante el bloqueo de la acetilcolina, aunque también se han reportado otros insecticidas químicos como medio de control. El atrayente es una proteína que se deriva de la levadura, pero eventualmente puede ser sustituida por otros subproductos de la industria alimenticia (Torres *et al*., 2006).

El control biológico de las moscas de las frutas implica el uso de organismos, predadores, parasitoides y entomopatógenos, para mantener en equilibrio las poblaciones de insectos plagas (Montoya, 1998).

La técnica del insecto estéril es una eficaz práctica para reducir la población de la mosca de la fruta. Los insectos son producidos en condiciones de laboratorio, cuando alcanzan el estadio de pupa, son irradiados con rayos gama con la finalidad de esterilizar a los machos. Al ser liberados, los machos estériles compiten con los machos silvestres por las hembras de vida libre. Cuando ocurre apareamiento entre hembras silvestres con machos estériles, las hembras no quedan fecundadas, por lo tanto, se reduce la población de insectos en esa generación (Gould y Schliekeman, 2004). Para asegurar un control efectivo, la relación de machos estériles y machos silvestres debe de ser 100:1, con esta relación se espera que 99 % de los apareamientos no generen decendencia (Jang *et al*., 2003).

5.3.2 Anarsia achrasella sp. n.

En Pakistan y la parte norte de la India, los árboles son atacados por la *Anarsia achrasella* sp. n. los daños son dirigidos a los nuevos brotes foliares y florales y al fruto (Bradley, 1981). La infestación de larvas persiste casi en todo el año con un pico en mayo, cuando existe mayor disponibilidad de alimento. La preferencia de las larvas como alimento está en primer lugar los frutos próximos a madurez fisiológica con 87.7 %, seguido por los brotes florales con 4.8 %, brotes foliares con 3.4 % y finalmente frutos inmaduros con 4.1 %. Los daños que puede ocasionar son reducir los brotes hasta un 97.3 % y provocar la caída de flores hasta un 41.8 %. En las flores el daño inicia por los pétalos

y sépalos y posteriormente acata al ovario (Parvathi y Belavadi, 1994; Dhara y Tandon, 1994).

5.3.3 Callichroma vittata Fabricius

En Venezuela se reporta que *Callichroma vitatta* incrementa su población al comienzo del periodo de lluvias, a mediados de junio. Las hembras depositan sus huevecillos en ramas con diámetros mayores de 1.5 mm; al eclosionar los huevos, las larvas comienzan a barrenar hasta completar su madurez, pupando en ella.

Al emerger el adulto, deja un orificio circular de salida de aproximadamente 5 mm de diámetro. Una vez que las ramas son perforadas, se secan y el árbol presenta una apariencia de manchones cafés, debido a que las ramas secas se encuentran distribuidas en diferentes puntos del árbol. Los daños provocados por la larva son severos en el árbol, debido a que presenta ramas secas. Las galerías de las larvas, provocan que el árbol se debilite y sea vulnerable al ataque de comejenes, existiendo la posibilidad de que el árbol muera en un periodo de dos años, si es atacado por más de 10 larvas (Rubio, 1968; Marín, 1973).

5.3.4 Zamagiria dixolophella

En el 2002 se reportó por primera vez en México en la región del Soconusco, Chiapas la presencia de la palomilla *Zamagiria dixolophella*, considerada como una plaga de importancia local. Las hembras ovipositan en los brotes de las ramas, las larvas se alimentan de los pétalos de las flores y de los ovarios, también se han observado en el interior de los frutos. Los insectos persisten todo el año, mostrando las poblaciones más altas en la época de floración, entre marzo y junio. En el aspecto general este insecto es una polilla gris, pequeña, descansando con las alas plegadas a lo largo del cuerpo. La larva llega alcanzar una longitud entre 15 y 16 mm y es de color rosado (Iruegas *et al*., 2002).

5.3.5 Zamagiria sp.

Monitoreos realizados en la zona productora de Veracruz, México, revelaron que, en la época de floración, una palomilla del género *Za-*

magiria sp. ocasiona daños a los nuevos brotes vegetativos, florales y frutos inmaduros como se muestra en la Figura 2A, B, C y D (Rebolledo *et al*., 2012). La palomilla tiene hábito nocturno y se puede encontrar en los árboles incluso, a las primeras horas después de haber salido el sol, posee un tamaño aproximado de 10 mm, las alas son de color café oscuro con manchas grisáceas (Figura 3A).

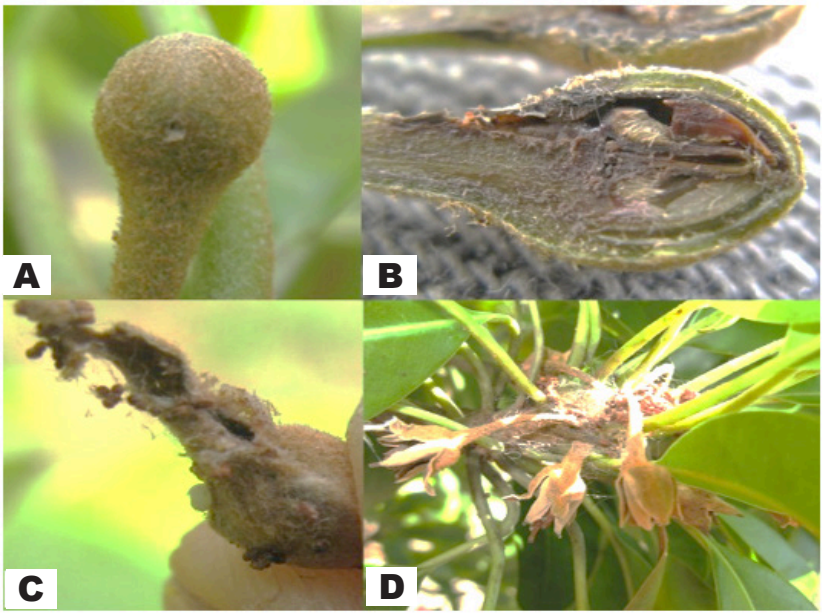


Figura 2. Daños ocasionados por la *Zamagiria* sp.: A) punto de inserción en el primordio floral; B) vista tangencial de cavernas formadas por larvas; C) caverna en brote vegetativo y D) flores infestadas por larvas.

Las larvas poseen un cuerpo cilíndrico, alargado y dividido en segmentos, con tres pares de patas y cuatro pares de patas falsas. El tamaño es de aproximadamente de 15 a 20 mm, presenta una tonalidad café en el costado y la parte superior del área torácica y ventral, mientras que en la parte inferior es de tonalidad blanquecina. Además, posee un abundante número de quetas (cerdas finas y rígidas presente en los lóbulos de los segmentos), su cabeza está provista de mandíbulas y presenta una tonalidad amarilla con pequeños puntos negros (Figura 3D).

Al estar presentes las larvas en los frutos, liberan una especie de hilo de seda, iniciando por la zona que se encuentra dañada, con el paso del tiempo la cantidad de hilos aumenta y comienza a enmarañarse con los desechos fecales del insecto, que tienen forma de grumos, los cuales muestran una tonalidad blanquecina-amarillenta recién expulsados y se oscurecen a medida que pasa el tiempo (Figura 3B).

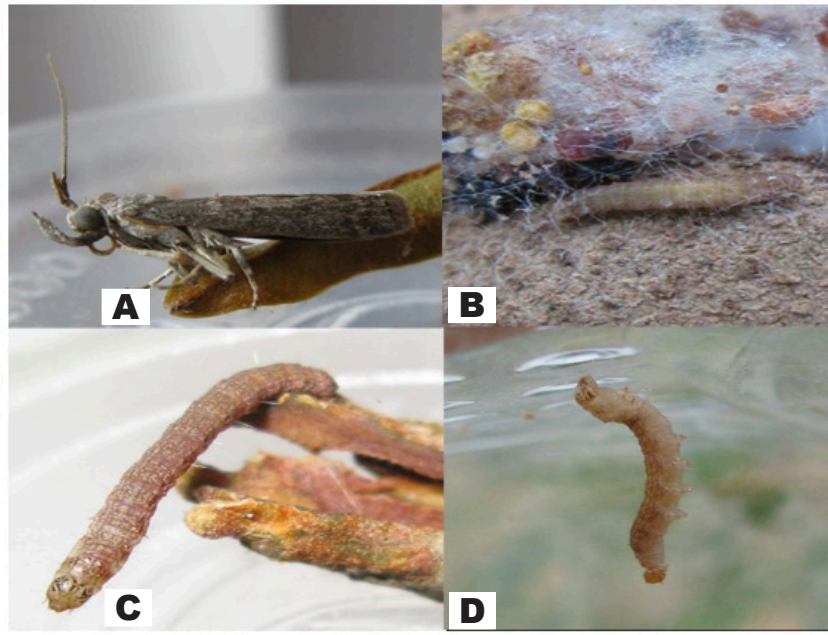


Figura 3. A) Estado adulto, B) seda liberada en zona dañada por larva, C) larva en peciolo infestado y D) larva de *Zamagiria* sp. identificados en la región productora de chicozapote en Veracruz, México.

Los daños en hojas generalmente se presentan en brotes nuevos. Cuando las hojas están iniciando su crecimiento las hembras ovipositan en ellas, generalmente la zona de ovoposición ocurre en la zona basal de la hoja, próximo al pecíolo. Al eclosionar las larvas comienzan a alimentarse de partes vegetativas y una vez que hayan consumido en su totalidad la lámina foliar, las larvas se mueven a través del peciolo hacia la parte de tallo, continuando en esta parte su ciclo larval (Figura 3C).

Una vez en la parte interna del tallo, la larva comienza a alimentarse de la parte vegetativa dando como resultado la formación de un túnel en la parte central del tallo. Los árboles son más vulnerables al ataque de este insecto barrenador a medida que el brote es más joven ya que puede ocurrir la muerte apical del mismo; en dado caso de que el daño sea menor, los brotes sobreviven y solamente presentan una perforación en la parte apical, incluso los brotes pueden llegar a emitir brotaciones, pero suelen ser quebrados fácilmente por un daño mecánico o por la fuerza ejercida por el viento; además, los túneles formados en el interior de los brotes foliares pueden actuar como refugio de otros insectos de menor tamaño (Figura 4D).

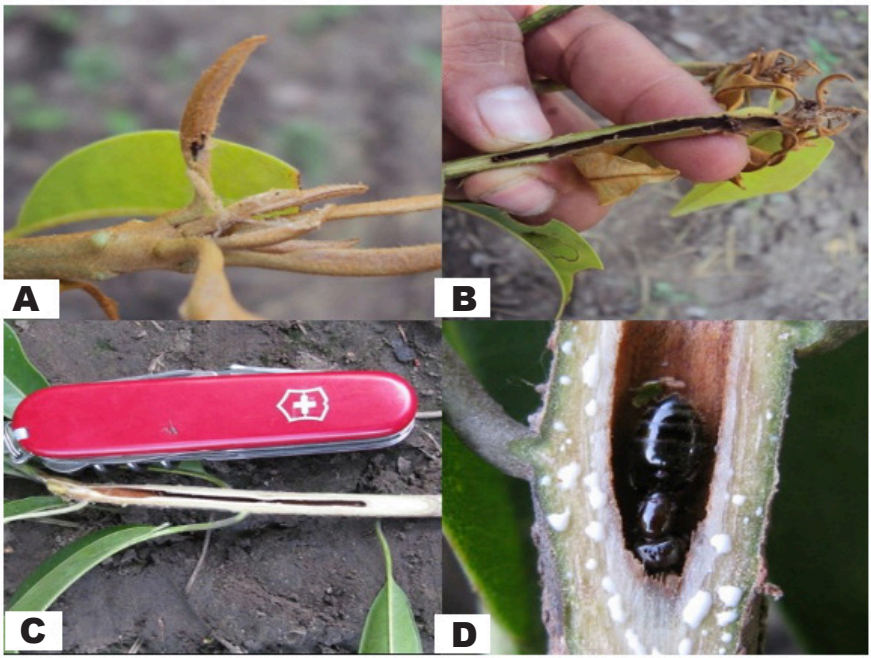


Figura 4. Daño de la *Zamagiria* sp. durante su estado larval a brotes foliares de chicozapote: A) brote dañado, B y C) cavernas formadas por larvas, D) insecto refugiado en túnel formado por larvas de *Zamagiria* sp.

Otro órgano susceptible al ataque de *Zamagiria* sp. son los órganos florales. Los brotes terminales del árbol pueden producir flores solitarias o bien flores aglomeradas sobre el brote terminal. Después de que aparece el botón floral, las hembras pueden ovipositar directamente sobre los botones florales o bien en brotes foliares; cuando en una misma rama existe brotes foliares jóvenes que han sido ovipositados, la larva después de haberse alimentado de las hojas emigra hacia la flor y se alimenta de ella (Figura 4A, B y C).

Si los huevecillos fueron depositados por los insectos hembra directamente sobre la flor, el daño se puede notar como un pequeño punto, generalmente ubicado entre la parte media y la base del botón floral. Al momento de eclosionar los huevos, las larvas pequeñas inician su alimentación en los pétalos, posteriormente consumen el ovario, si la larva aún no ha completado su ciclo larval, es común que avance hacia el tallo del brote vegetativo a través del pedúnculo.

En ramas terminales donde las flores se encuentran conglomerados, la presencia de larvas se puede apreciar por la presencia de los hilos de seda, enmarañados con el excremento de las larvas. Si la incidencia de la plaga es alta, los daños a las flores pueden ser devastadoras para el productor.

Esta plaga puede dañar a las flores, brotes vegetativos y el fruto, se ha observado que en los frutos inmaduros las hembras depositan sus huevecillos, generalmente en la parte basal del fruto, cerca del pedúnculo, por lo que se puede observar una perforación, posteriormente la larva adulta abandona la galería, después de haber completado su estado larval (Figura 5A y D).

Las larvas inician su crecimiento alimentándose de la pulpa, en el interior del fruto estas forman galerías por donde se mueven, mismas que se llenan del excremento del barrenador (Figura 5B). Los frutos que han sido dañados generalmente se mantienen adheridos al árbol y con el paso del tiempo se momifican y actúan como refugios de hormigas (Figura 5C).

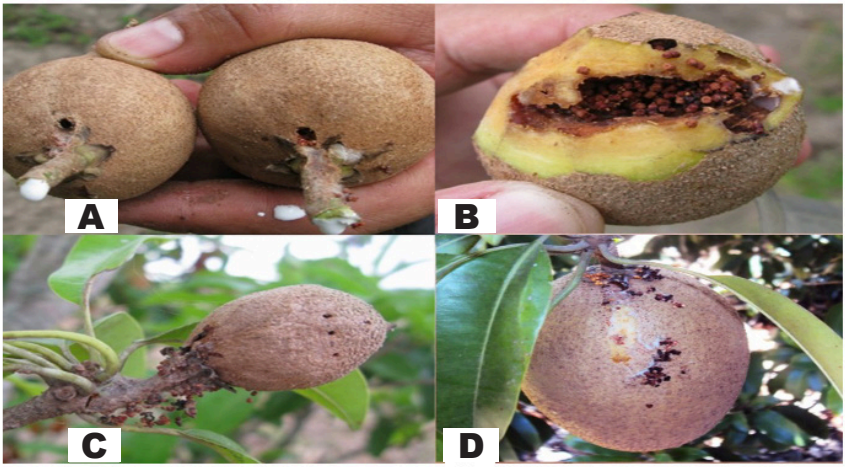


Figura 5. Frutos de chicozapote con zona de inserción de huevecillos (A y D), cavernas ocasionadas por la alimentación de larvas (C) y fruto de chicozapote momificado después de ser dañados por *Zamagiria* sp. (B).

Una vez que la larva ha completado su ciclo larval, abandona los brotes foliares y florales para dirigirse al suelo, aunque para el caso de los frutos, no se ha observado la misma tendencia que en los otros órganos, ya que el insecto también puede pupar en el interior del fruto. Las pupas de este insecto presentan un tamaño aproximado de 15 mm, con una tonalidad rojo-cobrizo (Figura 6B).



Figura 6. Adulto (A) del género *Zamagiria sp*. y su pupa (B) en frutos inmaduros de chicozapote en la región de Veracruz, México.

Control

Se realizaron experimentos en una plantación comercial de la zona centro de Veracruz, México, con árboles de ocho años de edad. De enero a junio y de agosto a diciembre de 2011, se evaluaron los insecticidas: cipermetrina, dimetoato, cloropirifos, endosulfán, carbofurán, malathion+proteína hidrolizada (químicos), bio crack y bio cid (2 y 4 mL/L de agua), CECOT (50 y 100 mL/L de agua) (orgánicos) más el testigo, resultando un total de 19 tratamientos, aplicados en el árbol con intervalos de 20 d; en este estudio se midió el porcentaje de brotes sanos (Rebolledo *et al*., 2012).

En los resultados se apreció que 16 de los 19 tratamientos mostraron diferencias estadísticamente significativas (el número representa la dosis por ha): endosulfán 4, cipermetrina 4, cipermetrina 2, cloripirifos 4, dimetoato, cloropirifos 2, carbofuran 2 y 4, malathion + proteína hidrolizada 2 y 4, endosulfan 2 y dimetoato con 2 mL/L de agua, con valores de 65 a 85 % de brotes libres de daños; mientras que los de origen orgánico fueron: bio cid 4, CECOT 100, bio crack 4 y bio cid 2, con valores de 63 a 80 % de brotes libres de daños de barrenador (Figura 7) (Rebolledo *et al*., 2012).

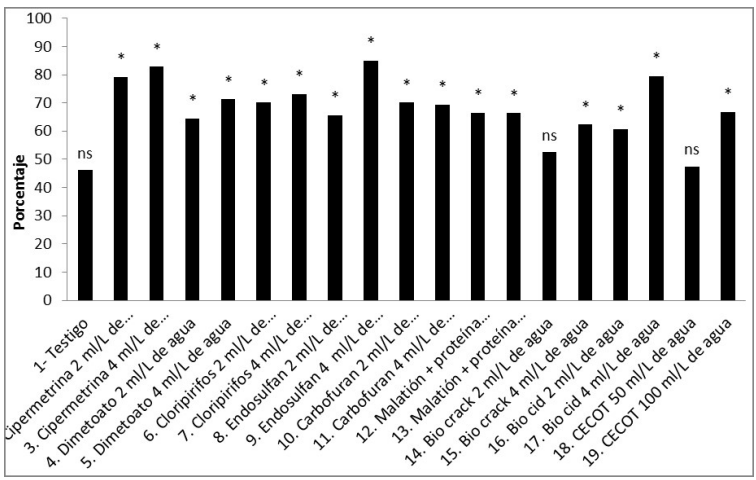


Figura 7. Porcentajes de brotes de chicozapote sanos mediante la aplicación de insecticidas químicos y orgánicos.

5.3.6 Trymalitis margarias Meyrick

En India se observaron la presencia de esta plaga en la semilla de los frutos, entre el 2000 y 2009, con incidencias de 21 a 60 % con daños a los frutos entre 40 y 90 %. La hembra oviposita a los frutos inmaduros cuando estos se encuentran en un tamaño mediano, al eclosionar las larvas se dirigen a la semilla y se alimentan exclusivamente del endospermo.

En la época de cosecha, la larva completa su estadio larvario en la semilla del fruto, una vez concluido este estadio, abandona el fruto para continuar con su ciclo de vida; el agujero de la larva, es la entrada de otros patógenos e insectos al interior del fruto. La incidencia de esta plaga es durante todo el año con umbrales altos en octubre y noviembre, la hembra oviposita alrededor de 161.8±77.2 huevecillos. El periodo de preovoposición, ovoposición y post ovoposición dura 1.8±0.9, 1.4±0.4 y 1.6±0.4 d; la duración de los estadios huevo, larva y pupa son de 11.2±0.7, 12.3±0.8 y 13.2±1.7 d, y el periodo de vida de los insectos machos y hembras son de 4.1±0.6 y 4.9±0.9 d. El ciclo de vida total desde la ovoposición hasta la emergencia de los adultos se completa en 38.5±3.1 d (Shukla, 2009; Kamala y Verghuese, 2010).

5.3.7 Conotrachelus sp.

De acuerdo con Boscán y Godoy (1983), Carballo y Coto (1999), y Rodríguez y Cásares (2003), esta especie se caracteriza por una actividad de ovoposición principalmente nocturna entre 19:00 h a las 7:00 h. La hembra oviposita en el fruto inmaduro de uno a tres huevecillos, con una fertilidad por encima del 90 %, aunque un mismo fruto puede ser seleccionado por varias hembras para su ovoposición.

Al eclosionar, la larva comienza a alimentarse de la pulpa, forma galerías, daña a las semillas que se encuentran en proceso de maduración al alimentarse del endospermo. Los frutos dañados caen al suelo, posteriormente la larva (mide hasta 11.1 mm) abandona el fruto para continuar con su ciclo de vida.

En el suelo, el insecto se mantiene en el estadio de pupa durante periodo aproximado de 17.7 d, las pupas llegan a medir en promedio

8.7 mm de largo y duran entre 7 y 16 d. La longevidad de vida del adulto va desde 52 hasta 452 d y en el árbol se distribuyen aproximadamente 65 % en las ramas, cerca de los botones y brotes foliares de los cuales se alimentan, 29 % entran en contacto con frutos escondidos y el 5 % restante se encuentran en las hojas.

5.4 Enfermedades del chicozapote

En árboles de chicozapote se han reportado alrededor de 15 especies de agentes causales de enfermedades en las regiones productoras del mundo, sin embargo, son escasos los trabajos enfocados en el manejo de enfermedades.

Las hojas, flores y frutos son los órganos más dañados por patógenos, principalmente hongos. La *Pestalotia* sp. y *Pestalotia scirrofaciens*, provocan desecación en la hoja de fuera hacia adentro. La *Cercospora* sp. es otra enfermedad que causa daños en hojas, provoca manchas irregulares, el centro el color blanquecino, con un borde café rojizo. Una medida sanitaria para evitar la proliferación de esta enfermedad en la poda de aclaramiento, para favorecer la circulación del aire a través del árbol. También se pueden realizar aplicaciones del fungicida mancozeb a dosis de 2 g/L de agua.

El hongo *Uredo sapotae* se caracteriza por afectar a las hojas durante la estación lluviosa. Una medida de control es la aplicación de fungicidas que contengan como ingrediente activo al cobre. En la región productora del estado de Veracruz, México, se realizó un monitoreo en las plantaciones comerciales de chicozapote, donde se observaron daños provocados por *Cercospora* sp., *Colletotrichum gloeosporioides* y *Capnodium* sp. (Rebolledo *et al*., 2012).

5.4.1 Antracnosis, Colletotrichum gloeosporioides

Los síntomas de antracnosis se presentan en hojas jóvenes y maduras, en las hojas tiernas el daño puede abarcar gran parte de la lámina foliar, en hojas maduras los daños pueden observarse como manchas irregulares en diferentes puntos de la hoja, dando el aspecto conocido como "tiro de munición"; en ambos casos la parte afectada se distingue por

una tonalidad roja-cobriza (Figura 8A y B). Esta enfermedad se considera como una de las más importantes ya que no solo daña hojas, sino que también amenaza la sanidad de las flores, si las condiciones ambientales son propicias para su desarrollo, se puede manifestar durante todo el año, ya que existe un gran número de especies vegetales que actúan como huésped para el hongo, manteniéndose de manera latente, en diferentes partes del árbol e incluso puede actuar como saprofito en materia orgánica en descomposición. En otros cultivos tropicales, tales como el mango se estima que la antracnosis puede provocar daños que fluctúan entre el 30 a 60 % (Allende *et al*., 2001).



Figura 8. Síntomas severos (A) y moderados (B) del ataque de *Colletotrichum gloeosporioides* en hojas de chicozapote.

5.4.2 *Fumagina capnodium* sp.

La fumagina es una enfermedad endémica que se presenta año con año, el agente causal se reproduce en la capa superficial de la hoja, formando una apariencia de tizne y está asociada con la presencia de pulgones, áfidos, moscas blancas, escamas y trips, ya que sus secreciones azucaradas funcionan como fuente de energía para el crecimiento y desarrollo del patógeno.

El principal daño de esta enfermedad es formar una película sobre la parte adaxial; esto impide los procesos de fotosíntesis, intercambio gaseoso y transpiración al ocluir los estomas; consecuentemente limita el crecimiento y desarrollo de la planta, agudizándose cuando las plantas son jóvenes (Mata y Mosqueda, 1995) (Figura 9).



Figura 9. Síntomas de *Capnodium* sp. en hojas de chicozapote en condiciones de campo (A) y vivero (B).

5.4.3 Cercospora sp.

Las hojas maduras presentan formas irregulares en diferentes puntos del haz, sin existir un patrón definido. Los bordes presentan un color marrón y la parte central muestra una tonalidad blanquecina (Figura 10). Esta enfermedad se presenta con mayor incidencia en los meses de lluvias, ya que las condiciones del medio permiten al hongo crecer rápidamente y comienza a esporular ocasionando infecciones adicionales. Para su control se recomienda aplicaciones frecuentes de Benomyl al 2 % (Julca *et al.*, 2008).



Figura 10. Daño de *Cercospora* sp. en hojas maduras de chicozapote.

5.5 Sistemas de producción y densidades de plantación

El productor debe definir si desea implementar un sistema en monocultivo o cultivo asociado. Si el sistema de plantación será en cultivos asociados, se debe contemplar si éste será temporalmente o de manera permanente, para realizar una planeación del manejo de la plantación, con respecto a la mano de obra, costos de establecimiento y producción.

El sistema en el que interactúan frutales y cultivos anuales, se puede definir como un sistema agrofrutícola en donde se pueden intercalar especies de ciclo corto como cultivos básicos, hortalizas, frutales u otros. En este sistema se recomienda establecer la plantación de 8 x 8 m de distancia entre árboles. El cultivo intercalado se siembra en los 4 m centrales de cada la franjas, esto significa que se debe dejar de forma permanente 2 m del árbol en cada lado de la franja. Después de la cosecha del chicozapote, los árboles se podan para que su altura no rebase los 3 m y las ramas laterales no excedan 2 m. Así, siempre se respeta el espacio para el cultivo intercalado (Alemán-Rebolledo, 2018).

Otro esquema permanente de producción es el sistema denominado milpa intercalada en árboles frutales (MIAF). Este sistema tiene la finalidad de producir en la misma unidad de producción tanto, cultivos anuales, así como frutas de valor económico en la región. Con esta combinación se busca obtener diversidad alimentaria e incrementar el ingreso económico de las familias rurales. Desde el punto de vista agronómico, se busca mejorar las características físicas, químicas y biológicas del suelo, en cuanto que, desde el punto de vista ambiental se pretende reducir la pérdida de suelo por erosión e incrementar la eficiencia de uso del agua, suelo y luz solar (Cortés *et al*., 2005).

Entre los cultivos anuales que se asocian con el chicozapote pueden ser gramíneas, leguminosas, cucurbitáceas o alguna otra especie de porte bajo. En sur de México, durante la temporada de lluvias, los agricultores intercalan en frutales especies como maíz, calabaza o pipián, independiente de la topográfica del terreno (Figura 11).

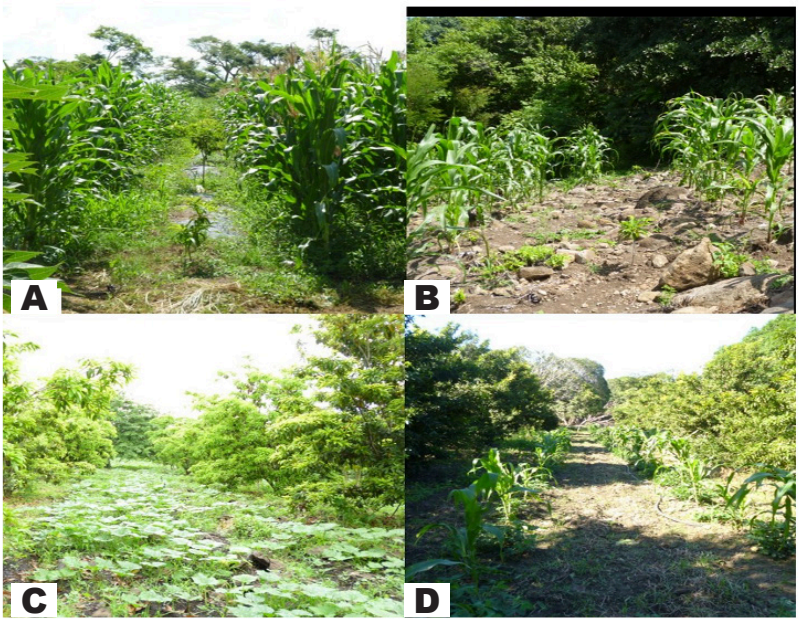


Figura 11. Árboles de chicozapote intercalados con diferentes especies: maíz (A y B), pipian (C), maíz y cacahuate (D).

En este cultivo también pueden ser intercaladas especies semiperennes; es necesario tomar en cuenta que bajo estas circunstancias el costo de producción inicial es alto, por lo tanto, es importante que la especie que se elija se encuentre demandada en el mercado para asegurar que la inversión realizada sea rentable.

Un ejemplo es asociar chicozapote con la piña en suelos ligeramente ácidos, (Figura 12B); ambas especies manejadas adecuadamente, pueden prolongar el periodo de cosecha, lo que representa un mayor ingreso económico para el productor. Otra opción para los pequeños productores es asociar el chicozapote con otras frutales como cocotero o papaya u otros anuales (Figura 12A). La finalidad de establecer un policultivo es hacer eficiente el uso del suelo, además de diversificar los productos que se pueden obtener a lo largo del año.



Figura 12. Árboles de chicozapote intercalados con especies vegetales semiperennes: papaya *Carica papaya* (A) y piña *Ananas comosus* (B).

El tener múltiples especies permitirá al productor cosechar durante todo el año; considerando que el volumen de cosecha será menor comparado con un monocultivo; es probable que el principal canal de comercialización sea los mercados locales; la ventaja de tener policultivos es que se pueden tener cosechas de las diferentes especies, de esta manera el productor asegura sus ingresos económicos.

Otras ventajas de este sistema de cultivos múltiples son la reducción del riesgo por condiciones climáticas extremas o por el ataque de

plagas y enfermedades, principalmente porque las diferentes etapas fenológicas entre especies; mayor aporte de materia orgánica al suelo. Estas condiciones propiciarán la diversificación de insectos y microrganismos benéficos, por la riqueza alimenticia que proporcionan los cultivos y menor incidencia de plagas y enfermedades.

Estudios en árboles de chicozapote de 12 años de edad plantados en diferentes densidades con cultivos intercalados, demostraron que en la densidad de 156 árboles/ha, el maíz manejado con fertilización mineral tuvo un rendimiento de 7.2 t/ha, seguido del maíz con manejo orgánico de 6.2 t/ha. En la densidad de 312 árboles/ha el maíz con nutrición mineral alcanzó 6.4 t/ha y el orgánico 5.3 t/ha; en ambas densidades el maíz testigo fue inferior en rendimiento al maíz mineral y orgánico (Alemán-Rebolledo, 2018).

Cuando se intercaló frijol en chicozapote a densidad de 156 árboles/ha se observó que con fertilización mineral se obtuvieron 2.3 t/ha, mientras que con el frijol orgánico el rendimiento fue de 1.1 t/ha. En la densidad de 312 árboles/ha el frijol con manejo mineral presentó 0.64 t/ha y el frijol con manejo orgánico fue de 0.51 t/ha (Alemán-Rebolledo, 2018).

Los resultados en chile habanero intercalado en chicozapote en la densidad de 156 árboles/ha, se encontró que el chile habanero bajo manejo orgánico obtuvo un rendimiento de 9.9 t/ha, mientras que el manejado con fertilización mineral tuvo de 8.2 t/ha. En la densidad de 312 árboles/ha el rendimiento de chile habanero con manejo mineral fue de 12.3 t/ha, superior al chile manejado orgánicamente con 7.9 t/ha. En las densidades de 156 y 312 árboles/ha el testigo de chile habanero fue inferior en rendimiento con una media de 5.55 t/ha (Alemán-Rebolledo, 2018).

Cuando se intercaló tomate Cherry en chicozapote con en la densidad de 156 árboles/ha, en el manejo de orgánico de Cherry logró 34.4 t/ha y en el manejo mineral de Cherry el rendimiento fue de 29.0 t/ha. En la densidad de chicozapote de 312 árboles/ha, el tomate Cherry con manejo mineral rindió 19.6 t/ha, y el tomate manejado orgánicamente alcanzó un rendimiento de 16.5 t/ha. Con respecto al testigo en toma-

te Cherry los rendimientos fueron inferiores en las dos densidades con un rendimiento promedio de 17.05 t/ha (Alemán-Rebolledo, 2018).

El distanciamiento de los árboles estará en función de factores como la topografía del terreno, variedad y manejo de la plantación. Por ejemplo, cuando se tiene un suelo poco profundo, de baja fertilidad y se pretende un manejo mínimo, los árboles tendrán poco crecimiento y desarrollo, por lo tanto, es posible acortar las distancias entre árboles e hileras, aunque es necesario enfatizar que, a mayor densidad de plantación, mayor demanda nutrimental, lo cual debe de tomarse en cuenta al momento de decidir la densidad de plantación. En condiciones de suelos que presentan pendientes moderadas, con nivel de fertilidad de mediana a alta y sin riego, se prevé que el crecimiento del árbol será medianamente lento, recomendándose para ello distanciamientos intermedios (Napoleón, 2005).

Cuando se cuenta con suelos fértiles y además se emplean plantas de pie franco o injertados, es recomendable densidades de 71, 100, 125, 156 o 178 árboles por ha, que se logran con distanciamientos de 10 x 14 m, 10 x 10 m, 10 x 8 m, 8 x 8 m y 8 x 7 m. Con estas densidades el espaciamiento entre hileras permite asociar el cultivo con otras especies anuales (Geilfus, 1994; Quijada *et al.,* 2005).

Las densidades intermedias que se manejan con árboles injertados son de 296, 277 y 222 árboles/ha, con distanciamientos entre árboles de 7.5 x 4.5 m, 6 x 6 m, y 7.5 x 6 m. Con estos arreglos espaciales es posible tener rendimientos mayores durante los primeros 10 años, estableciendo los árboles en sistema de plantación rectangular, estando las filas de árboles orientadas de norte a sur (Crane y Balerdin, 2005).

La tendencia en diversos frutales tropicales es implementar el sistema de alta densidad para obtener alta producción y rentabilidad. Los árboles en un sistema de alta densidad se mantienen a un tamaño relativamente más pequeño comparado con su homólogo convencional. Los árboles de menor porte son más fáciles de manejar y requieren de más cuidados. La ventaja que presentan es que el manejo agronómico y labores específicas del fruto, tal como la cosecha, se facilitan en gran medida (Ousthuyse, 2006).

Densidades de 625 y 1250 árboles/ha de 12 años de edad, presentaron los mejores rendimientos que en densidades de plantación de 156 y 312 árboles/ha; los frutos provenientes de árboles establecidos en la densidad de 156 árboles/ha pesaron 211 g, por otra parte, frutos obtenidos de las densidades 156 y 312 árboles/ha presentaron un diámetro polar entre 9 y 8 cm, respectivamente. En promedio, el diámetro ecuatorial de los frutos fue similar en todas las densidades de plantación, con valor medio de 6.6 cm. Con respecto al contenido de sólidos solubles totales, los frutos provenientes de árboles plantados en la densidad de 312 árboles/ha mostraron 5.25 °Brix superior al de frutos obtenidos de las otras densidades de plantación. En la acidez titulable, la media en los frutos de las cuatro densidades fue de 0.019 %; asimismo, se observó que los frutos provenientes de altas densidades tardaron 5 d más en madurar que los frutos de densidades altas, efecto atribuible a la intensidad lumínica o mayor sombreado en densidades altas (Rebolledo *et al*., 2012; Rebolledo *et al*., 2019).

5.6 Prácticas de poda en el cultivo de chicozapote

La poda consiste básicamente en la eliminación de ramas del árbol, esta actividad se realiza con varias finalidades dependiendo de la edad de la planta. La poda puede iniciar desde la fase de vivero antes de la práctica de injertación. El objetivo es estimular el crecimiento apical; se recomienda eliminar chupones y ramas mal orientadas, que retarden el crecimiento y dificulten el manejo de las plantas en vivero.

La poda se enfoca básicamente para formar la estructura de los árboles, si los árboles presentan un crecimiento erecto con un solo eje principal, será necesario un despunte del brote apical, esto con la finalidad de estimular la brotación de ramas laterales.

Se debe dejar entre dos y cinco ramas secundarias, en las que brotaran nuevas ramificaciones. Es importante que las ramas que se dejen estén uniformemente distribuidas. Debido a que las ramas secundarias serán un soporte de la estructura del árbol, por lo que se espera un crecimiento de manera vertical con un ángulo mínimo de 45°. Se debe formar el árbol de manera que adquiera la estructura de una copa, para permitir la entra de luz.

Después de la primera poda y una vez que los árboles estén formados, se recomienda despuntar las nuevas ramificaciones vegetativas, básicamente las yemas apicales ya que presentan mayor vigor y dejar las más débiles. Esta actividad se continuará realizando durante los próximos años, hasta que los árboles alcancen su etapa productiva o cuando las ramas comiencen a entrelazarse, principalmente en altas densidades de plantación de chicozapote. En el tercer año de edad del chicozapote, la poda permitirá evitar caídas de flores y frutos en la etapa de producción, o daños mecánicos por el roce entre frutos y ramas de los árboles de chicozapote, o evitar la entrada de patógenos.

En árboles adultos que se encuentran en la etapa productiva, la poda de ramas se realiza con fines de saneamiento y después de la cosecha; consiste en la eliminación de ramas enfermas, dañadas y secas. Estas condiciones se presentan principalmente cuando el árbol aún tiene en las ramas frutos próximos a la madurez fisiológica y se presentan vientos con rachas por arriba de los 90 km/h, principalmente en la región productora del Golfo de México.

En densidades de 1250 árboles/ha, se evaluaron seis tratamientos de podas de rejuvenecimiento a diferentes alturas del árbol en 2017; estos fueron a 1) 1 m, 2) 1.5 m, 3) 2 m, 4) 2.5 m, 5) 3 m y 6) Testigo (árboles de 4 m de altura). Los resultados obtenidos de marzo a septiembre del 2017 indicaron que la poda de 2.5 m fue la que mantiene un equilibrio entre el rejuvenecimiento y la producción de fruta. La poda de 1.5 m presentó la mejor recuperación de los órganos vegetativos, pero reduce drásticamente la producción de fruta de chicozapote ya que los brotes nuevos florecen a los dos años. Por lo anterior, se recomienda realizar podas a 2.5 m de altura del árbol en el cultivo de chicozapote, debido a que presenta un crecimiento constante de yemas, emergencia de brotes nuevos, número de hojas y área foliar (Alcántara, 2017).

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

La época de producción es fluctuante dependiendo de la variedad y la ubicación geográfica en la que está establecido el cultivo. A lo largo

del año, dos épocas de recolección sobresalen, la primera es a finales de invierno y mediados de primavera (enero - abril) y la segunda es a mediados de otoño y a mediados de invierno (octubre - enero), aunque se pueden encontrar frutos en el árbol durante casi todo el año (Napoleón, 2005).

En Veracruz, México se ha observado que los productores dan mayor importancia al periodo de cosecha de octubre a enero; fecha de cosecha del cultivar Betawi. Algunos criollos regionales producen en abril y mayo en esta región veracruzana. Los frutos del segundo periodo de cosecha regularmente son cosechados solo parcialmente y en algunos casos se dejan madurar en el árbol, la razón principal es que en estas fechas se presenta la mayor incidencia de la mosca de la fruta afectando la calidad del fruto.

Antes de llegar a la madurez de consumo, el fruto de chicozapote atraviesa por una serie de cambios físicos y bioquímicos a lo largo de su crecimiento y desarrollo. Aproximadamente a los 150 d del crecimiento del fruto se produce la mayor cantidad de látex y empieza a disminuir a medida que el fruto se acerca a la madurez de consumo. El color interno de la pulpa del fruto cambia de un color verde a verde-amarillo a los 180 d de desarrollo, tornándose a color marrón con tonos verde-amarillo en condiciones post-climaterio (190 d de desarrollo).

El crecimiento del fruto se intensifica entre el tercero y sexto mes, mientras que la mayor concentración de materia seca inicia a partir del quinto mes. La máxima firmeza se presenta aproximadamente a los 105 d de desarrollo aproximadamente con 100 Newton, posterior a esa fecha el fruto comienza a perder firmeza y disminuye aún más cuando entran en la etapa de senescencia.

El chicozapote experimenta cambios químicos durante su desarrollo, a los 120 d se presenta la mayor concentración de almidón y posteriormente empieza a disminuir, otro cambio es el contenido de sólidos solubles totales el cual se incrementa a los 115 d del desarrollo con concentraciones altas en la etapa de postcosecha (Alcántara *et al*., 2008).

6.1 Índice de cosecha

El registrar la fecha de floración y fructificación es una importante herramienta, ya que al complementarlo con otros criterios se puede programar y definir la fecha de cosecha; el fruto alcanza la madurez fisiológica aproximadamente a los seis meses de edad.

Se pueden utilizar como índices de cosecha los cambios físicos y químicos que muestran los frutos al haber alcanzado la madurez fisiológica. Uno de los cambios es la pérdida de rugosidad o tacto arenoso en la cáscara del fruto, quedándose lisa una vez que ha alcanzado la madurez, está característica puede variar entre una variedad a otra.

Otras cualidades que puede complementar la pérdida de rugosidad de la cáscara del fruto de chicozapote para poder decidir la fecha de cosecha, son los cambios en el color de la epidermis del fruto, para ello es necesario realizar muestreos a diferentes en frutos de árboles ubicados estratégicamente dentro del huerto.

La práctica consiste en tallar o raspar ligeramente la cáscara, procurando no causar daños mecánicos mayores al fruto; si la epidermis muestra un color café-amarillento-verde claro, significa que el fruto está apto para ser cosechado, en caso contrario si el color de la epidermis es de una tonalidad verde, se deberá dejar pasar unos días y realizar nuevamente la práctica de muestreo. También, será necesario observar la cantidad de látex exudado; un fruto que ha alcanzado la madurez fisiológica libera pequeñas cantidades, el desprendimiento es fácil, aunque el fruto aun sea duro al tacto.

6.2 Métodos de cosecha

Si los árboles son de porte alto, lo más común es la utilización de herramientas para la cosecha, generalmente se utilizan pequeñas bolsas sujetadas de una vara larga, para alcanzar los frutos ubicados en las ramas periféricas o en las partes más altas del árbol. Si el porte del árbol es bajo y compacto lo recomendable es la cosecha manual mediante el uso de tijeras podadoras, los frutos deben ser separados con una parte

del pedúnculo (4 a 5 cm), esto con la finalidad de que sea menor el manchado, aumentar la vida de anaquel y evitar la quemadura de los frutos por el látex que exuda al momento de separarlo del árbol.

Los frutos cosechados se depositan en recipientes para su manejo y traslado, estos pueden ser de plástico, madera o papel cartón, es recomendable que los recipientes estén cubiertos con algún material o papel, para evitar los roces entre los frutos que pudieran provocar daños mecánicos o entradas de patógenos por las heridas pequeñas.

Las plantaciones de chicozapote comerciales presentan una gran variabilidad con respecto a las características morfológicas de los cultivares establecidos, ocasionando variabilidad en el comportamiento postcosecha (Arévalo *et al*., 2007). El fruto de chicozapote es clasificado como climatérico caracterizado por madurar fuera del árbol, presenta un pico climatérico en la respiración después de la cosecha, lo que resulta en corta vida de anaquel.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

En la cosecha del chicozapote se deben realizar una serie de actividades para manejar adecuadamente los frutos y en consecuencia incrementar la vida útil del fruto. Si el fruto pretende ser comercializado a nivel nacional o al mercado extranjero, es necesario realizar tratamientos para el control de insectos plagas cuarentenarios en el fruto.

En México no se han reportado trabajos enfocados al control de plagas postcosecha, por lo tanto, se recomienda la utilización de técnicas de otros cultivos tropicales, enfocados al control de mosca de la fruta, ya que actualmente es la mayor limitante para la exportación de frutas. Considerando que el fruto del chicozapote es muy perecedero y las prácticas que se apliquen repercutirán directamente en la calidad del fruto, es importante reducir el manejo mecánico de los frutos de chicozapote, con la finalidad de evitar heridas pequeñas que ocasionen pérdidas de peso y firmeza; otra técnica de manejo de plagas en postcosecha podría ser mediante el empleo de atmósferas controladas.

Frutos de chicozapote tipo Fino cultivados en Campeche, México en condiciones de temperatura ambiente (21 ± 2 °C, 60 a 65 % de humedad relativa), requirieron 9 d para alcanzar el estado de madurez de consumo. A los 7 y 8 d después de la cosecha se detectaron la máxima producción de etileno (6.4 µL/Kg·h) y máximo pico de respiración (21.3 mL/Kg·h de CO_2). Por estas características el fruto se clasifica con baja tasa respiratoria y una tasa moderada de producción de etileno. La firmeza del fruto disminuye aproximadamente 85 % desde el momento del corte hasta los 3 d de la cosecha, observándose la mayor velocidad durante la madurez de consumo en los días cinco a nueve. La producción de etanol y acetaldehído se mantiene en bajos niveles durante el proceso de maduración y se incrementa rápidamente en la etapa de senescencia (Bautista *et al.,* 2005; Arévalo *et al*., 2007).

En una selección de frutos provenientes de Campeche, con temperatura de 28 ± 2 °C se detectó que el pico climatérico ocurrió alrededor del quinto día posterior a la cosecha. En el primer día de maduración existe un alto valor en la producción de etileno, asociado al estrés generado con el desprendimiento del árbol. La disminución de la producción del gas etileno disminuye en el cuarto día, e incrementándose en el día quinto, que es cuando alcanza el pico de etileno. El patrón respiratorio alcanzó la mayor concentración de CO_2 también en el quinto día, estos eventos ocurrieron a la par de la actividad de la enzima Ácido-Aminociclopropano-1-Carboxílico Oxidasa (ACC) que mostró la misma tendencia que los otros gases durante la maduración del fruto. La mayor concentración de etileno, CO_2 y actividad de la enzima ACC oxiadasa en el día quinto, coincidieron con los cambios sensibles al tacto ocurridos en el fruto, reflejado en la pérdida de firmeza, inicialmente fue de 11.7 kgf/cm^2 disminuyendo a 6.22 kgf/cm^2 (Bolívar-Fernández *et al*., 2011).

Frutos expuestos a temperaturas menores de 5 ºC pueden sufrir daños, los síntomas que presentan esos frutos son manchas oscuras en la epidermis, no alcanza el punto de madurez comestible, el fruto adquiere mal sabor, posterior a que se transfiere a la temperatura ambiente es mayor la incidencia de pudriciones. Para la comercialización se realiza una selección de frutos, se clasifican en función del tamaño

o la forma del fruto, dependiendo al mercado que se destinará el producto. Aunque, no siempre los frutos más grandes se traducirán en los mejores frutos comerciales. Se recomienda empacar los frutos en cajas de madera.

8. Tecnologías para la conservación

Para prolongar la vida postcosecha de los frutos se utilizan diferentes medios; uno de ellos es modificar la atmósfera mediante cámaras especiales o a través de prácticas caseras empleando películas plásticas. Alcántara *et al*. (2002) utilizaron películas plásticas de tipo PVC (cloreto de polivilina con poros de 12 µm), transparentes y auto adherente. Envolvieron bandejas llenas con frutos y se almacenaron a 24±2 °C y humedad relativa de 90±5%, las respuestas observadas fueron una menor pérdida de peso a favor de los frutos que estuvieron cubiertos con la película PVC.

Otras técnicas postcosecha que se han desarrollado para el manejo de los frutos es el uso de 1-metilciclopropeno (1-MCP). El 1-MCP actúa bloqueando los sitios receptores de etileno, esto retrasa la acción fisiológica de esta fitohormona en el fruto, como consecuencia se retrasa su proceso de maduración y senescencia, incrementando la vida de anaquel del fruto (Sisler y Sereck, 1997).

Es importante cosechar frutos con el mismo índice de madurez fisiológica, inmediatamente después de la cosecha de los frutos se deben depositar en cámaras herméticas de acrílico (Arévalo *et al*., 2007). Al evaluar dosis de 1-MCP (marca Smartfresh®) en dosis de 0, 300 y 600 nL/L exponiendo los frutos en un periodo de 12 h y refrigerados en condiciones de 25±2 °C y 75±5 % de humedad relativa; se observó que la dosis de 300 nL/L prolongó el periodo de anaquel de los frutos en 21 d, 6 d más que los frutos a los cuales no se les aplicó tratamiento alguno (Dantas *et al*., 2006). Esta misma dosis de 1-MCP durante el mismo tiempo de exposición, mantenidos en condiciones de 25±2 °C y 70±5 % de humedad relativa, más el uso de películas plásticas de tipo PVC (cloreto de polivilina con poros de 12 µm) para cubrir los recipientes que contenían los frutos logró retrasar el ablandamiento

del fruto de chicozapote 11 d más en comparación con los frutos testigos, prolongando la vida útil a 23 d (Morais *et al*., 2008).

En México, Arévalo *et al*. (2007) usaron concentraciones de 100 y 300 nL/L de 1-MCP, los frutos fueron expuestos al ingrediente activo durante 12 h, a una temperatura de 21±1 °C, también usaron Ethrel® (sumergidos durante 10 min) en dosis de 1000 (mg/L) y la combinación de ambos productos. Posterior a la aplicación de tratamientos los frutos se colocaron en cámaras almacenados 14±1 °C durante diferentes tiempos (10, 20 y 30 d). Los resultados mostraron que los frutos tratados con 1-MCP en las dosis de 100 y 300 nL/L mantenido a 14±1 °C pudieron conservarse hasta por 36 d, se consiguió retrasar la producción de etileno y la degradación de compuestos fenólicos, manteniendo por mayor tiempo la firmeza del fruto.

Frutos de chicozapote de la variedad Betawi cosechados en Veracruz, México fueron evaluados por el efecto de la presencia de pedúnculo, cera (Semperfresh en una relación 1:20) y temperaturas de 25 ± 2 °C (temperatura ambiente) y 15 ± 1 °C (durante 7 y 14 d, posteriormente se mantuvieron a temperatura ambiente), resultando un total de 12 tratamientos (León, 2012). Los resultados indicaron que el color de la epidermis cambió más lentamente para los frutos con pedúnculo a 15 °C, al iniciar el cambio de color a los 9 d después de la cosecha, cambiando de un color café claro a café oscuro. El color de la pulpa de chicozapote no se vio afectado por la cera, presencia de pedúnculo y temperatura, presentando en madurez fisiológica un tono amarillo pálido que se fue tornando café claro con tintes naranjas conforme avanzó la maduración.

El contenido de sólidos solubles totales (SST) disminuyó con el paso del tiempo; inicialmente se presentaron valores de 21.1 a 22.9 °Brix, a 14 d disminuyó entre 16 y 21°Brix, aunque no hubo cambios significativos en los valores de °Brix. Por el contrario, la acidez titulable en los frutos varió con el paso del tiempo, el valor inicial fue de 0.31 % para frutos con pedúnculo y 0.27 % para sin pedúnculo; a temperatura ambiente los valores fluctuaron entre <1 % (sin pedúnculo y sin cera) a 1.12 % (con pedúnculo y cera), mientras que los frutos refrigerados por

14 d a 15 °C sus valores de acidez fluctuaron entre <0.1 % (sin pedúnculo sin cera) y 1.16 % (con pedúnculo sin cera). El pH inicial fue de 5.3 a 5.4, disminuyendo después de 21 d almacenado a valores de 4.9 a 4.7, aunque la temperatura y el uso de cera no afectó significativamente los cambios del pH. Los frutos con pedúnculo, tratados con cera y almacenados a 15 °C presentaron una tasa menor de respiración (0.65 mL CO_2/kg·h) en comparación de frutos sin pedúnculo y sin cera en temperatura ambiente (1.6 mL CO_2/kg·h) (León, 2012).

Respecto a la producción de etileno, a los 27 d de almacenamiento los frutos sin pedúnculo y sin cera superaron estadísticamente al resto de los tratamientos al alcanzar la mayor producción de etileno (38 uL Etileno/kg·h). La pérdida de peso en los frutos fue incrementándose al aumentar los días de almacenamiento, a temperatura ambiente en un periodo de 18 d después de la cosecha de los frutos con pedúnculo y cera mostraron mayores pérdidas de peso (20 %), mientras que los almacenados a 15 °C (durante 14 d), a los 34 d de almacenamiento mostraron las mayores tasas de pérdida de peso (33 %), (León, 2012).

En general los frutos almacenados a 25 °C prolongaron la vida de anaquel a 18 d, los frutos almacenados a 15 °C durante 7 y 14 d prolongaron su vida de anaquel a 24 y 34 d. Los frutos con pedúnculo y con cera extendieron su vida anaquel 3 d más en comparación con frutos que no tenían pedúnculo y tampoco cera (León, 2012).

Sosa *et al*. (2017) reportan que densidades de 156 y 312 árboles/ha, afectan negativamente la calidad y acumulación de metabolitos funcionales y su actividad antioxidante de algunas variables; existe un comportamiento típico climatérico de los frutos de chicozapote en la producción de etileno y CO_2 sin detectarse algún efecto por las densidades de plantación o por el uso de acolchado plástico en árboles de chicozapote.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

El fruto como cualquier otro vegetal, contiene múltiples compuestos que benefician al cuerpo. Dependiendo de cultivar, los frutos pueden proporcionar diferentes cantidades de carbohidratos al cuerpo, para

sus funciones metabólicas. El consumo en fresco de 300 g de fruta aporta aproximadamente un 30 % de la vitamina C, B1, B2, K, Mg y cubre los requerimientos de Zn y Fe que requiere en cuerpo para un día de actividad normal. En el cuadro 7, se presenta el valor nutrimental de la pulpa de chicozapote.

Cuadro 7. Valor nutricional de la pulpa en fresco del chicozapote.

Elementos	Cantidad
Humedad	70.6 – 81.6 %
Vitamina C	6.5 – 22.8 (mg/100 g)
Acidez titulable	0.06 – 0.3 (g/100 g)
pH	5.2 – 5.6
Sólidos solubles	19.2 – 20.7 °Brix
Carbohidratos	13.9 – 26.6 (g/100 g)
Vitamina B1	0.01 (mg/100 g)
Vitamina B2	6 (mg/100 g)
Carotenos	130 (mg/100 g)
Niacina	2.8 (mg/100 g)
Cenizas	0.3 – 0.6 (g/100 g)
Fibra cruda	1.3 – 1.5 (g/100 g)
Grasa	0.3 – 0.8 (g/100 g)
Calorías	82 (Kcal/100 g)
Proteína	0.4 – 0.9 (g/100 g)
Solidos en suspensión	22 – 30 %
Densidad relativa	1.09 – 1.11
K	235 – 335 (mg/100 g)
Ca	24.2 – 43.2 (mg/100 g)
Fe	21.6 – 29.5 (mg/100 g)
Mg	31 – 73 (mg/100 g)
Zn	13 – 36 (mg/100 g)
Na	21 (mg/100 g)

Fuente: Albornoz *et al*., 2008.

El fruto se caracteriza por un alto contenido de azúcar y acidez mínima (Escobar y Antonio, 2005), la pulpa representa el 79 % del total de los sólidos solubles totales (SST), seguido por las semillas con un 15 % y la cáscara con un 6 % (Avilán *et al*., 1980).

Las características del fruto que son consideradas como atributos que influencian en la aceptabilidad del consumidor son: textura, palatabilidad, firmeza, etc. Los eventos responsables de los cambios de textura ejercen un efecto en los atributos del fruto principalmente sensoriales como sabor y olor (Brownleader *et al*., 1999).

El ablandamiento del fruto es un daño postcosecha extremadamente importante debido al cambio físico que sufren los frutos durante el manejo, lo cual incrementa su susceptibilidad al ataque por patógenos. Los cambios de la textura son consecuencia de modificaciones sufridas por los componentes polisacáridos que en su momento se incrementan durante el desensamblamiento de la pared celular primaria y la estructura laminar intermedia (Menéndez *et al*., 2006).

El cambio de color del fruto de chicozapote puede estar influenciado por el etileno, y ocurre de madurez fisiológica a madurez de consumo; no es tan drástico el color café pálido-verdoso, cambia a una tonalidad más oscura. En la pulpa del fruto el cambio puede diferir en matiz según la variedad de chicozapote, encontrándose pulpa de color amarillo a café claro y naranja mamey. Los cambios de carbohidratos incluyen la conversión del almidón en azúcares, de igual manera ocurren síntesis de algunos ácidos orgánicos, cuya reducción implica cambio en el sabor del fruto, tal es el caso del ácido málico que es el más encontrado en el fruto de chicozapote (Selvaraj y Pal, 1984).

En el proceso de maduración también se incrementa la biosíntesis de volátiles, se ha reportado que el fruto de chicozapote contiene cerca de 65 componentes volátiles, que incluyen hidrocarburos, alcoholes, aldehídos, cetonas, esteres, y sesquiterpenoides; de los cuales, algunos dan el olor e incluso el sabor característico del fruto, tales como: e-metil 1-butanol, trans-2-hexenal, 1-hexanol, benzaldehído, metilbenzoato, entre otros (MacLeod y Gonzales, 1982).

Los taninos o polifenoles vegetales están relacionados con la astringencia de los frutos (Isaza, 2007), la mayor presencia de estos componentes disminuye a medida que el fruto se acerca a su punto de madurez comestible (Bolivar-Fernández *et al*., 2011).

10. Importancia económica

Esta especie se cultiva en prácticamente todos los estados del sur y centro del país, en donde existen ingresos por la venta del producto de la venta del producto, superior a los 57 millones de pesos; este valor de la producción es una derrama que contribuye con el ingreso económico de las familias de los productores de este frutal que en su mayoría viven en zonas de mayor pobreza.

Por su sabor, aroma, dulzor y tamaño, la fruta es bastante atractiva por el consumidor; por esta razón, se refiere como un producto de una demanda creciente en el mercado nacional y con un alto potencial económico, en donde, sin duda, es relevante e indispensable la promoción para su consumo, principalmente en el norte de México en donde la fruta aún es poco conocida.

La superficie plantada en nuestro país puede ser incrementada sin algún problema, en función de la demanda de la población al ofrecer un producto atractivo y de buena calidad. Se cuenta con suficiente tecnología para que los productores actuales y potenciales puedan producir, de manera rentable, fruta inocua de alta calidad sin deterioro ambiental. Con el trabajo en conjunto entre productores, dependencias gubernamentales y empresas privadas, esta especie frutal, forestal y medicinal, brinda la oportunidad para crear puntos importantes de desarrollo en el trópico mexicano, para que las familias diversifiquen su producción, favorezcan al ambiente y mejoren sus ingresos.

11. Usos potenciales

El chicozapote tiene una diversidad de usos y su consumo es en fruta fresca, se puede consumir la pulpa o la cáscara, y se utiliza como adorno de diferentes platillos culinarios. El fruto puede ser utilizado en recetas de panes, purés, natillas, helados, jaleas, pasteles, vinos y otras conservas. Se debe tener cuidado de no ingerir las semillas ya que contienen saponina y sapotinina, la ingestión de varias semillas puede producir afectar el sistema gastrointestinal, mostrándose con

síntomas como el dolor abdominal y vómitos (Morton, 1987; Chízmar *et al*., 2009).

El látex gomoso es utilizado para la elaboración chicle y también se puede utilizar como materia prima de adhesivos, barnices con resistencia al agua, adhesivos, así como material aislante de cables eléctricos (Morton, 1987). Desde la civilización Maya se tiene antecedentes de su utilización como una importante de fuente de madera y consumo directo de la fruta en fresco. Era tanta su importancia al punto de que, en la práctica de roza, tumba y quema se procuraba mantener intacto a los árboles de chicozapote.

Uno de los usos que daban al látex era masticarlo para apaciguar la sed y hambre y para limpiarse los dientes (Rebolledo *et al*., 2012). Alrededor del mundo el chicozapote se consume en fresco o bien se utiliza como ingrediente para diversos platillos culinarios. Para su consumo en fresco, los frutos deben estar maduros, se puede consumir tanto la pulpa como la cáscara, la última es una fuente de fibra; otro uso que se les ha dado es utilizarlos para acompañar ensaladas de frutas. Se considera una planta con propiedades medicinales (Cuadro 8).

Cuadro 8. Funciones medicinales de los diferentes órganos del árbol de chicozapote, en la medicina tradicional y su método de preparación.

Órgano de la planta	Malestar que ataca	Método de preparación y aplicación
Hojas	Efecto anti-inflamatorio	
	Erradicación de colitis	
	Para controlar la tos	Se hierven y se bebe.
	Para normalizar la presión alta	Se hierven varias hojas de chicozapote combinadas con hojas de mamey (*Pouteria sapota*), chayote (*Sechium edule*), se añade caña de azúcar y se toma tres veces al día como té.
Corteza	Combatir resfriados.	Es necesario consumirlos en infusiones.
	Controlar disentería, diarrea y fiebre.	Se hierven en agua o se maceran y se consumen como agua de uso.

Órgano de la planta	Malestar que ataca	Método de preparación y aplicación
	Dolor de estómago	Se machacan ramas de albahaca, guayaba, corteza de chicozapote y 3 g de pimienta gorga, con esto se prepara un té y cuando este tibio se consume tres veces por día.
Fruto	Controla inflamación del hígado.	Es necesario prepararlo en cataplasma.
	Para aliviar problemas pulmonares	Mediante una infusión de frutos jóvenes y flores.
	Detiene la diarrea	Se hierven los frutos y se consume como té.
Semilla	Para picaduras y mordeduras de animales venenosos	Se extrae la goma de la semilla y se aplica en la zona afectada.
	Picadura de alacrán	Se hace una infusión como de siete semillas como máximo, y se toma una tasa al día.
	Sedante y somnífero	Se machacan las semillas y se extrae el jugo que se libera.
	Acción diurética, ayudan a expeler piedras de la vejiga y del riñón.	Se deben machar entre cinco y seis semillas y se mezclan con agua de azúcar.
	Disentería y diarrea	Las semillas se muelen y se mezclan con agua y azúcar y se consume como refresco.
	Cálculos hepáticos y nefríticos, fiebre	Se cuecen las semillas y cáscara del fruto.
Látex	Como relleno crudo para los dientes	El exudado crudo se deposita en las cavidades dentales afectadas.

Fuente: Figueroa, 1988; Maldonado, 2005; Chízmar, 2009.

12. Conclusiones

Este frutal representa una oportunidad real y atractiva para desarrollar áreas nuevas de cultivo en el trópico mexicano en ambientes en donde gran parte de la población vive de manera precaria. Existe tecnología de manejo de huertos que permite que el productor seleccione el sistema de producción que más le convenga: establecer plantaciones intensivas en unicultivo o inclinarse por adoptar un sistema de culti-

vos múltiples en donde se intercalen de manera permanente dentro del sistema cultivos básicos, hortalizas o algunos frutales, entre otros.

También existe información que permite que la fruta tenga mayor duración en postcosecha, aunque se siguen desarrollando otras tecnologías de que incrementan la vida de anaquel en paralelo con el desarrollo de estrategias de procesamiento, donde se aprovecha la pulpa y otras partes del fruto y planta. Aunque no existen problemas de saturación de mercado con la producción actual, la fruta requiere de publicidad para su consumo, para que sea ampliamente conocida y demanda en todos los sectores de la población mexicana.

13. Bibliografía

Aftab, R., Perveen, A., 2006. A palynological study of some cultivated trees from Karachi. Pak. J. Bot. 38 (1), 15-28.

Albornoz, Y., Sulbarán, B., De Rodríguez, G. O., Nava, R., Fernández, V, Delgado, J., Berradre, M., Peña, J., 2008. Caracterización fisicoquímica y contenido de minerales en las pulpas de níspero (*Achras sapota* L.). Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas 42 (2), 229-242.

Alcántara, B. S., 2017. Niveles de poda, brotación, desarrollo y rendimiento en chicozapote (*Manilkara zapota* L.) durante el primer año, en densidad de plantación intensiva, en huertas adultas. Universidad Tecnológica de Tecamachalco. Tesis de licenciatura. 62 p.

Alcántara, de M. M. R., Socorro, da S. F., Elésbao, A. R., Cunha, e A. N. F. H. A., Costa. C., 2002. Armazenamiento de dois tipos de sapoti sob condicao de ambiente. Revista Brasileira de Fruticultura 24 (3), 644-646.

Alcántara, de M. M. R., Cunha, F. H. A., Elesbáo, A. R., Aparecida, S. A. Kameleddine, B. A., 2008. Caracterizacao físico-química e histológica do desemvolvimento de sapoti. Revista Ciencia Agronómica 30 (4), 575-582.

Alemán-Rebolledo, E. P., 2018. Nutrición orgánica de tomate cherry, chile habanero y frijol en relevo de maíz intercalados en diferentes densidades de plantación de chicozapote. (Tesis inédita de licenciatu-

ra). Universidad Veracruzana, Facultad de Ciencias Agrícolas, Xalapa, Veracruz. 138 p.

Allende, R., Juárez, C., García, R., Patiño, M. Galindo, E., 2001. *Rhodotorula minuta*, agente de control biológico potencial contra *Colletotrichum gloeosporioides* en mango. Brazilian Phytopathology 26, 461-462.

Aluja, S. M., 1994. Manejo integrado de la mosca de la fruta. Trillas. Mexico, D. F. 251 p.

Arévalo, G. L., Bautista, R. B., Saucedo, V. C., Martínez, D. T., 2007. Almacenamiento refrigerado y aplicaciones de 1-Metilciclopropeno (1-MCP) en frutos de chicozapote (*Manilkara sapota* (L.) P. Royen). Agrociencia 41 (4), 469-477.

Avilán, L., Laboren, G., Figueroa, M., Rangel I., 1980. Absorción de nutrimentos por una cosecha de níspero (*Achras sapota* L.) Agronomía Tropical 30 (1-6), 7-16.

Batemán, M. A., 1972. The ecology of fruits files. Annual Review of entomology 17, 493-518.

Bautista, R. B. M., Arévalo, G. de los A., Saucedo, V. C. y Martínez, D. M. T., 2005. Proceso de maduración de frutos de chicozapote *Malnikara zapota* (L.) P. Royen tipo Fino. Revista Chapingo Serie Horticultura 11 (2), 387-391.

Bhalekar, S. G., Chalak, 2016. Evaluation of sapota cultivars for growth and yield under pune conditions. J. Krishi Vigyan 4 (2), 44-46. http://doi.org/10.5958/2349-4433.2016.00011.8

Bolívar-Fernández, N., Saucedo-Veloz, C., Sauri-Duch, E., 2011. Respiración y parámetros relacionados durante la maduración del chicozapote cosechado en la península de Yucatán. Revista Brasileira de Fruticultura Vol. (E). 261-266.

Boscán, de M. N., Godoy F. J., 1983. Nuevo registro de plaga en Venezuela: *Conotrachelus* sp. cerca *mamillatus* Bohemau gorgojo del fruto del níspero (*Achras zapota* L.). Agronomia Tropical 33 (1-6), 543-546.

Boscán, de M. N., Valle, A., Godoy, F. J., 2002. Atrayentes amoniacales para la captura de moscas de la fruta del género A*nastrepha* en siembras de níspero en Maracay, Venezuela. Agronomía Tropical 52 (1), 121-128.

Bradley, J. D., 1981. *Anarsia achrasella* sp. n. (Lepidoptera: Gelechiidae) on sapodilla (*Achras zapota*) in northem India and Pakistan. Bulletin of Entomological Research 71, 617-619. http://doi.org/10.1017/S0007485300010130.

Brownleader, M. D., Jackson, P. P., Mobasheri, P. A., Pantelides, A. T., Sumar, S., Trevan M., Dey. P. M., 1999. Molecular aspects of cell wall modifications during fruit ripening. Critical Reviews in Food Science and Nutrition 39 (2),149-164. http://doi.org/10.1080/10408399908500494.

Carballo, V. M. y Coto, A. D., 1999. Tolerancia de germoplasma de sapotáceas a *Conotrachelus* sp. y otros insectos. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología 52, 62-67.

Chízmar, F. C., Correa, A., Mireya, D., Vargas, G. C., Lobo, C. S., Quesada, H. A., Cerén, L. J. G., Lara, L. R., Menjívar, C. J. E., Ruiz, V. I., House, P. R., Mejía, O. T., Coronado, G. I., 2009. Plantas comestibles de Centroamérica. 1ª edic. Santo Domingo de Heredia, Costa Rica. Instituto Nacional de Biodiversidad, INBio. Pp, 291-294.

Cituk, Ch. D. E., Ayala, S. J. R., Pérez, G. A., Mena, M. H. A., 2011. El chicozapote (*Manilkara zapota* [Linnaeus] van royen) una oportunidad productiva. Horticultivos. https://www.horticultivos.com/cultivos/chicozapote/el-chicozapote-manilkara-zapota-linnaeus-van-royen-una-oportunidad-productiva/ (consultado el 04 de julio de 2022).

Cortés, J. I., Turrent, F. A., Díaz, V. P., Hernández, R. E., Mendoza, R. R., Aceves R. E., 2005. Manual para el establecimiento y manejo del sistema milpa intercalada con árboles frutales (MIAF) en laderas. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Edo. de Méx., México. 27 p.

Crane, J. H. y Balerdin, C. F., 2005. El chicozapote o níspero (*Manilkara zapota*) en Florida. University of Florida. https://xdoc.mx/documents/el-chicosapote-o-nispero-manilkara-zapota-5e60105dc0208 (consultado el 20 de febrero de 2012).

Dantas, de M. P. L., Oliveira, L. L. C., De Elesbão, A. R., Donizeti, A. J., Paiva, A. A., 2006. Amadurecimiento de sapoti (*Manilkara zapota* L.) submetido ao 1-metilciclopropeno. Revista Brasileira de Fruticultural 28 (3), 369-373. https://doi.org/10.1590/S0100-29452006000300008.

Dhara, J. B. y Tandon, P. L., 1994. Bionomics of sapota bud borer, *Anarsia achrasella* (Bradley) (Lepidoptera: Gelechidae). Journal of Entomological Research 18 (2),135-138.

Escobar, L. J., Antonio, A. F., 2005. Guía técnica del cultivo de níspero. MAG-IICA. FRUTAL ES. Santa Tecla, El Salvador. 50 p.

Figueroa, U., 1988. Selección de Tipos Criollos de Chicozapote (*Achras sapota* L.) y Mamey (*Calocarpum mammosum* L.) en Base a sus Características Físicas y Químicas para Consumo en Fresco. Tesis profesional (Biólogo). Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F.

Gould, F. y Schliekelman, P., 2004. Population genetics of autocidal control and strain replacement. Annual Review of Entomology 49, 193-217. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.49.061802.123344.

Hartmann, H. T. y Kester, D. E., 2001. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Octava reimpresión. Compañía Editorial Continental. México. 760 p.

Ingalagavi, R., Patil, S. N., Hipparagi, K., Awati M., Kantharaju, V., 2019. Evaluation of different cultivars of sapota (*Manilkara achras* L.) under Northern Dry zone of Karnataka, India. International journal of current microbiology and applied sciences. 8 (09), 1705-1710. http://dx.doi.org/10.20546/ijcmas.2019.809.193.

Insuasty, B. O., Monroy, R. R., Díaz, F. A., Bautista, D. J., 2003. Manejo fitosanitario del cultivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en Santander. Boletín Técnico. Imprenta Nacional de Colombia. CORPOICA-ICA. Colombia. 37 p.

Iruegas, R., Gómez, B., Cruz-López, L., Malo, E. M., Rojas, C. J., 2002. A new record of a moth attacking sapodilla, with descriptions of female genitalia and the last instar larva. Florida Entomologist 85 (2), 394-397. https://doi.org/10.1653/0015-4040(2002)085[0394:ANROAM]2.0.CO;2.

Isaza, M. J. H., 2007. Taninos o polifenoles vegetales. Scientia Et Technica 13 (33), 13-18.

Jang, E. B., Holler, T., Cristofaro, M., Lux, S., Raw, A. S., Moses, A. L., Carvalho, L. A., 2003. Improved attractants for Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Wiedemann): Responses of steril and wild flies to (-) enantiomer of ceralure B1. Journal of Economic Entomology 96 (6), 1719-1723. https://doi.org/10.1093/jee/96.6.1719.

Julca, O. A., Julca, V. N., Blas-Sevillano, R., Bello, A. S., Carhuallanqui, P. R., Crespo, C. R., 2008. Experiencias para el manejo integrado de *Cercospora nicotianae* Ellis & Everh en tabaco negro, localidad de Juan Guerra, Tarapoto, Perú. Idesia (Chile) 26 (1), 15-27.

Kamala, J. P. D. y Verghese, H., 2010. Establishment of sapota seed dorer, *Trymalitis margarias* Meyrick, an invasive species in India: Exigencies involved in limiting the spread. Karnataka Journal of Agricultural Science 23 (1), 165.

Knight, R. y Campbell, C., 1993. Pollination requeriment for successful fruiting of tropical fruit species. Proceeding of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 37, 167-170.

Lakshminarayana, S. y Moreno, R. M. A., 1979. Proximate characteristics and composition of sapodilla fruits grown in México. Proceedings of Florida State Horticultural Society 92, 303-305.

León, G. E., 2012. Evaluación de pre-tratamientos en la fisiología postcosecha del chicozapote (*Manilkara zapota* (L) P. Van Royen) variedad Betawi bajo refrigeración. Tesis de Maestría en Ciencias en Ingeniaría Bioquímica. Instituto Tecnológico de Veracruz. Veracruz, Ver. 95 p.

Lindford, H., Parisca, L., Rodríguez, P., 1985. Botánica. Clasificación, estructura y reproducción. Caracas. Edic. Bibil. UCV. 700 p.

MacLeod, A. J. y Gonzales, de T. N., 1982. Volatile flavor components of sapodilla fruit (*Achras sapota* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry 30 (3), 515-517. https://doi.org/10.1021/jf00111a026.

Maldonado, M. F., 2005. Flora medicinal del estado de Tabasco: uso, manejo y conservación. Gobierno del Estado de Tabasco. 2ª edición. 1ª reimpresión. Villahermosa, Tabasco, México.

Marín, A. J. C., 1973. Lista preliminar de plagas de Annonaceae, níspero (*Achras zapota* L.) y guayaba (*Psidium guajava* L.) en Venezuela. Agronomia Tropical 23 (2), 205-216.

Mata, B. I. y Mosqueda, V. R. 1995. La producción del mango en México. Limusa. México. 159 p.

Menéndez, O. A., Evangelista, L. S., Arenas, O. M., Bermúdez, T. K., Del Villar, M. A., Jiménez, A. A., 2006. Cambios en la actividad de αα-amilasa, pectinmetilesterasa y poligalacturonasa durante la maduración del maracuyá amarillo (*Passiflora edulis* var. Flavicarpa degener). Interciencia 31 (10), 728-733.

Meza, N. y Bautista, D. D., 1999. Desarrollo del níspero durante la fase juvenil del crecimiento continuo. Agronomía Tropical 49,187-199.

Meza, N. y Pire, R., 2008. Evaluación de la nutrición mineral del níspero (*Manilkara achras* Miller Fosberg) en plantas jóvenes cultivadas en contenedores. Revista de la Facultad de Agronomía de la Universidad del Zulia (LUZ) 25 (3), 496-506.

Molina, H. A., 2010. Selección y caracterización de la patogenicidad de una cepa de *Bacillus pumilus* activa contra la mosca de la fruta del Mediterráneo, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). Tesis de Doctorado en Ciencias. Universidad de Granada. Granada, España. 252 p.

Montoya, P.,1998. Control biológico de moscas de la fruta mediante liberaciones aumentativas de parasitoides. p. 217-221. *In*: Memoria del XII Curso Internacional sobre Mosca de la Fruta. Chiapas, Méx.

Morais, L. P. D., Miranda, M. R. A., Lima, L. C. O., Alves, J. D., Alves, R. E., Silva, J. D., 2008. Cell wall biochemistry of sapodilla (*Manilkara zapota*) submited to 1-methylcyclopropene. Brazilian Journal of Plant Physiology 20 (2), 85-94.

Morton, J. 1987. Sapodilla. *In*: Fruits of Warm Climates. Creative Resources Systems Inc. Miami, FL, USA. p. 393–398.

Napoleón, I. J., 2005. Guía técnica del cultivo del níspero. MAG-IICA. Santa Tecla, El Salvador. 50 p.

Newman, M. F., 2008. Flora del Valle de Teotihuacán y Cuicatlán. Facículo 57 Sapotaceae Juss. UNAM. p. 1-20.

NHB (National Horticulture Board). 2012. NHB Interactive: Area & Production Report. http://nhb.gov.in/OnlineClient/rptProduction.aspx (consultado el 24 de febrero de 2012).

Nivia, E., 2000. Mujeres y plaguicidas. Una mirada a la situación actual, tendencias y riesgos de los plaguicidas. Rapalmira. Colombia. 109 p.

Ousthuyse, S. A., 2006. Mejoramiento productivo en mango cultivado en alta densidad sobre árboles pequeños. SQM The Worldwide Business Formula. Antwerpen, Belgium. 45 p.

Orantes, G. C., Miceli, M. C. L., Garrido, R. E. R., Velázquez, M. A. M., Moreno, M. R. A., 2007. Cultivo y propagación de caoba, moju y chicozapote. Colección Jaguar, Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. 1ª edición. Tuxtla Gutiérrez, Chiap. Méx. 43 p.

Parada, B. F. A., 2003. Cultivo del níspero. Guía Técnica No. 12. 1ra. ed. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal. Santa Tecla, El Salvador. 52 p.

Parada-Berríos, F. A., 1999. Producción de plantas de chicozapote (*Manilkara zapota* L.) inoculadas con *Glomus mosseae* aspersiones de AG3, aplicaciones de NPK al suelo y fertilización foliar. Tesis de Maestría en Ciencias Especialidad de Fruticultura. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 120 p.

Parvathi, C. y Belavadi, V. V., 1994. Seasonsal incidence of *Anarsia achrasella* Bradley (Lepidoptera; Gelenchiidae) and the significance of its damage to sapota. International journal of Pest Management 40 (1), 18-22. https://doi.org/10.1080/09670879409371847.

Pennington, T., 1990. Flora-Neotropica Sapotaceae. Bronx. New. York. The New York Botanical Garden. 378 p.

Quijada, O., Castellano, G., Camacho, R., Matheus, M., González, C., 2005. Desarrollo y productividad de tres cultivares de níspero (*Malnikara zapota* Van Royen) en Estado Zulia, Venezuela. Proceedings of the Inter American Society for Tropical Horticulture 49, 141-145.

Ramkhelawan, E., 2008. Production guide for sapodilla, soursop and sugar apple. Interamerican Institute for Cooperation on Agriculture (IICA). Trinidad y Tobago. 77 p.

Rebolledo, M., A., Del Angel, P., A., Peralta, A., N., 2012. "El chicozapote en México: usos y técnicas de cultivo" (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Medellín de Bravo, Veracruz. 195 p.

Rebolledo, M. A., Alemán, R. E. P., Rebolledo, G. R. L., Megchún, G. J. V., López, V. M. E., Rebolledo, M. L., Montiel, V. G., 2019. Rendimiento y calidad de chicozapote (*Malnikara zapota* (L) P. Royen) manejado con cubierta plástica y arreglos espaciales. Desarrollo científico en México: Avance de la ciencia en México. Centro de investigaciones en óptica, A. C. Capítulo 1. 41-47.

Rodríguez, G. y Cásares, M. R., 2003. Algunos aspectos bioecológicos del gorgojo del níspero, *Conotrachelus sp.* (Coleoptera: Curculionidae). Entomotropica 18 (1), 57-61.

Rubio, E. E., 1968. Estudio preliminar de los insectos perjudiciales a los árboles de níspero (*Achras zapota* Linneus) en el estado de Zulia, Venezuela. Revista de la Facultad de Agronomía (Luz) 1 (1), 1-24.

Selvaraj, Y. y Pal, D. K., 1984. Changes in the chemical composition and enzyme activity of two sapodilla (*Manilkara zapota*) cultivars during development and ripening. Journal of horticultural Science and Biotechnology 59 (2), 275-282. https://doi.org/10.1080/00221589.1984.11515197.

Shirol, A. M., Kanamadi, V. C., Patil, S., Thammaiah, N., 2009. Studies on the performance of new sapota cultivars under Gathaprabha command area. Karnataka Journal of Agricultural Science 22 (5), 1056-1057.

Shukla, A., 2009. Seasonal incidence biology of sapota seed borer, *Termalitis margarias* Meyrick. Pakistan Entomologist 31 (2), 107-110.

SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera)., 2019. Cierre de la producción agrícola por estado. https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola. Consultado el 20 de febrero de 2020.

Sisler, E. C. y Sereck, M., 1997. Inhibitors of ethylene responses in plants at the receptor level: Recent developments. Physiología Plantarum 100 (3), 577-582. https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1997.tb03063.x.

Sosa, H. Y., Alia, T. I., Rebolledo, M. A., Pérez, F. L. J., López, M. V., De León, S. F. D., Perez, A. G. A., 2017. Calidad y metabolitos funcionales en chicozapote (*Manilkara zapota* L.) Betawi cultivados en diferentes densidades de plantación. Avances en investigación agrícola, pecuaria, forestal y acuícola, pesquería, desarrollo rural, transferencia de tecnología, biotecnología, ambiente, recursos y cambio climático. Veracruz, México. 377-387.

Torres, D. A., Castillo M., Pérez. Q., 2006. ¡Mejores mangos, más benéficos! Guía para el manejo integrado de las moscas de las frutas. SEA. UMAID. PROMANGO. Consejo Nacional de Competitividad. República Dominicana. 23 p.

CHIRIMOYA (*Annona cherimola* Mill.)

Jorge Andrés Agustín[1]

1. Introducción

La chirimoya es un frutal poco conocido en los mercados de México y en el mundo, sin embargo, está considerada como una de las frutas más finas y nutritivas en el mundo y alcanza muy buenos precios para los productores y comercializadores, cuyo consumo mundial ha presentado una tendencia de aumento a través del tiempo, dado que se ha desarrollado un importante mercado en los países árabes y del lejano oriente, además de otros como: Argentina, Estados Unidos, Francia, Alemania, Chile, Japón, etc. (Undurraga, 1989).

Los países que le han dado mayor importancia en su cultivo son: España, Chile, Italia, California (USA), Perú, Nueva Zelanda, Australia e Israel (Schroeder, 1997).

En México la chirimoya se encuentra distribuida principalmente en huertos familiares, orillas de caminos y de terrenos cultivados en las regiones subtropicales de los estados de Morelos, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Chiapas, Puebla, Estado de México, Hidalgo, San Luis Potosí, Veracruz y Campeche con una superficie aproximada de 350 t, Morelos y Michoacán son los estados productores por excelencia con 199 y 151 t, respectivamente con el cultivo de variedades seleccionadas localmente, cuya producción es para el mercado nacional.

[1] Universidad Autónoma Chapingo. Centro Regional Universitario Centro-Occidente (CRUCO). Morelia, Michoacán.

A pesar de que México cuenta con gran riqueza de recursos genéticos de la chirimoya y áreas con clima propicio, la producción sigue obteniéndose fundamentalmente de la recolección de huertos de traspatio los que por tener escaso o nulo manejo agro-técnico se obtiene fruta de mala calidad, principalmente dañado por plagas y enfermedades y frutos asimétricos o deformes por la deficiente polinización natural. En 1988, un productor de Michoacán estuvo enviando muestras de frutos al mercado japonés con muy buena aceptación, pero con grandes exigencias de calidad (presentación externa, tamaño grande, sin daños de plagas, simetría de frutos) lo que no es fácil obtener.

En la actualidad, ya se han establecido las primeras plantaciones demostrativas con cerca de 30 selecciones y variedades en Tingambato, Michoacán con productores y en la Fundación Salvador Sánchez Colín (CICTAMEX, S.C) con las cosechas de octubre a marzo, y ocasionalmente hasta abril, lo cual ofrece ventajas en la comercialización por ser de producción que cae fuera de la temporada normal -septiembre a diciembre- y por ello se vende a mejores precios.

Las estadísticas de la SADER-SIAP (2018) no incluyen al cultivo de chirimoyo, pero se conoce que hay producción en el estado de Hidalgo, Estado de México, Morelos y Oaxaca principalmente en huertos de traspatio y también de pequeños huertos semi-comerciales y en el estado de Michoacán que se cosecharon 32 hectáreas con rendimientos medios de 3 t/ha en temporal y 6.0 t/ha en riego. Esta superficie cultivada se encuentra dispersa en las regiones subtropicales de los municipios de Tingambato, Tancítaro, Chilchota, Tacámbaro y Salvador Escalante.

Las principales barreras para la obtención de fruta de calidad en México son debidas principalmente por daños producidos por el barrenador de la semilla (*Talponia batesi* Henrich) y la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.)) que causan severos daños y merman directamente la calidad del fruto. Además de los problemas señalados se suma el del escaso manejo técnico de las huertas como es la polinización artificial, podas, riegos y nutrición balanceada, lo que trae como consecuencia la obtención de bajos rendimientos y mala calidad de fruta, haciéndolo poco rentable. A lo anterior se agregan el

problema de la falta de mercados, ya que los de exportación como los Estados Unidos tiene barreras fitosanitarias por la presencia en México de la mosca de la fruta del género *Anastrepha,* requiriéndose el desarrollo de protocolos especiales.

De lo anterior se desprende la necesidad de darle mayor atención con el manejo tecnológico a esta especie frutal para poder aprovechar su potencial de cultivo a nivel comercial; siendo una gran necesidad la capacitación a los productores sobre el uso de tecnología agronómica, seleccionar genotipos superiores (variedades), realizar estudios de fisiología de postcosecha, industrialización de la pulpa, apertura de nuevos mercados nacionales y de exportación, preservar *in situ* y *ex situ* del recurso genético de la especie para que sea sostenible su actividad. Sobre la conservación *ex situ* ya se cuenta con un banco de germoplasma en México, el cual se encuentra establecido en los terrenos de la Fundación Salvador Sánchez Colín (CICTAMEX, S.C) en Coatepec Harinas, México y los algunos huertos en Tingambato, Mich. bajo la supervisión de investigadores del Centro Regional Universitario Centro Occidente de la Universidad Autónoma Chapingo localizada en Morelia, Michoacán, brindándose además la asesoría técnica a productores.

En este escrito se plasman las primeras experiencias sobre los principales aspectos agronómicos de la chirimoya y sobre las rutas de investigación tecnológica que se deben seguir para avanzar en la dirección correcta en el impulso del cultivo en campo y en postcosecha a la vez de preservar el recurso genético, es decir el cultivo sostenible que exigen nuestros tiempos.

El fruto de chirimoyo está considerado como climatérico, lo que indica que pertenece al grupo de las frutas que después de la madurez fisiológica presentan un incremento en su tasa respiratoria favoreciendo todos los factores de calidad del fruto y después de cierto periodo y al disminuir la tasa respiratoria, la concentración de compuestos químicos del mismo fruto también disminuyen, tales como el cambio de color de la epidermis, ablandamiento de la pulpa, liberación de compuestos volátiles que proporcionan el aroma característico del fruto, disminución en los contenidos de agua y carbohidratos, aceleración

en la madurez, lo que hace que la fruta de chirimoyo esté expuesta a un acelerado deterioro en postcosecha; estos factores endógenos del propio fruto demandan un control mayor en el manejo, principalmente de los factores ambientales que tienen su efecto directamente en la maduración del fruto (Gardiazábal y Rosenberg, 1993).

En nuestro país y a pesar de que la chirimoya es un frutal de gran potencialidad para el cultivo comercial, apenas se están iniciando las primeras investigaciones relacionadas con la selección de genotipos y generación de variedades cultivadas de chirimoyo con características homogéneas y estables, mucho menos existen estudios de los genotipos seleccionados de su comportamiento en postcosecha, el amarre y desarrollo del fruto, así como de los periodos de maduración y vida de anaquel, aspectos esenciales para el manejo comercial, por lo que se hace necesario caracterizar dichos genotipos para de ahí proponer el mejor manejo en postcosecha.

2. Origen

El origen de la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) es claramente americano. La localización del área de origen no se ha precisado con exactitud y aún está por dilucidarse (Andrés-Agustín, 2004). De Candolle (1959) y Escobar (s.f.) analizaron ampliamente la información relacionada al origen de la chirimoya, sin embargo, la opinión de los autores es un tanto contradictoria, el primero considera que *A. cherimola* es originaria de Ecuador y Perú, más que de las Antillas y México.

Escobar (s.f.) indica que *A. cherimola* prosperaba en México y Guatemala desde antes de la conquista y concluye que tal vez pueda considerarse como centro de origen la zona que abarca Ecuador, Colombia, Centro América y posiblemente México; no incluye a Perú, porque sospecha que a este país se introdujeron semillas procedentes de España de plantas descendientes de las originarias de Guatemala.

León (1987), señala que el área de origen de *A. cherimola* es aún indefinido, que lo mismo pueden ser las tierras altas de Mesoamérica, que la región andina del Ecuador. La evidencia biológica apunta hacia la segunda región, basada en que crece en estado espontáneo forman-

do bosques naturales en los Andes, es dudosa, ya que las especies de *Annona* tienden a naturalizarse fácilmente, como ha sucedido con A. *squamosa* y *A. muricata* en la India. Los datos arqueológicos son muy escasos e inseguros y parecen indicar a América del Sur como área de origen, mientras que la evidencia histórica se inclina por Mesoamérica. Lo cierto es que la chirimoya se difundió en los valles altos de Centroamérica y México en tiempo prehistórico y tal vez es la más remota fruta registrada en el Nuevo Mundo pues se le ha cultivado desde las épocas prehistóricas por los nativos de la región que va desde México hasta Perú (Popenoe, 1920; Dawes, 1985).

En forma más reciente Larrañaga *et al*. (2014) con base a estudios moleculares y sistemas de información geográfica encontraron que los índices de diversidad y estructura poblacional mostraron que una mayor diversidad estaba presente en muestras tomadas en Centroamérica, lo que podría representar un supuesto centro de origen primario y América del Sur un centro secundario de diversidad, lo cual coincide con lo señalado por otros autores. Sería conveniente realizar estudios de la misma diversidad en México para comparar con la de Centroamérica y América del Sur para propósitos de dilucidar su origen.

Los primeros exploradores iberos introdujeron la chirimoya a España, de donde se llevó a otros países mediterráneos como Francia, Italia, Argelia y Egipto (De la Rocha, 1965). Fue introducida al Lejano Oriente, vía África, por los primeros navegantes españoles (Ochse *et al*., 1982). A Chile se cree que se introdujo en 1773 (Undurraga, 1989). A California (EUA) se introdujo por México en 1871, por Judge Ord de Santa Bárbara (Popenoe, 1920) y de ahí a España y de este país a varios países. En Argentina se le cita en 1887 como una fruta de sabor agradable que recuerda una crema perfumada (Toll *et al*., 1975). Últimamente ha sido llevada a India, África del Sur, Australia y Nueva Zelanda. En la actualidad se cultiva en todas las regiones de clima subtropical (libre de heladas). Estados Unidos de Norteamérica y España son los países que más se han preocupado por el mejoramiento de esta especie, teniéndose colectas amplias en Santa Bárbara, California y en El Campo Experimental "La Mayora" en Costa Málaga, España con el Banco de germoplasma con el mayor número de accesiones.

El chirimoyo se cultiva comercialmente en España (Provincias de Granada, Málaga e islas Canarias), Chile, Argentina, Portugal (islas Madeira), Egipto, Australia, Nueva Zelanda, Italia, EUA (California y Florida), India, Indochina, Argelia, Perú, México y Colombia (Vidal, 1994).

Los países con mayor producción actual de chirimoya son España y Chile (Khan *et al.*, 1991). En España se cultiva a lo largo de la costa Mediterránea en una superficie de 3, 025 ha, situadas casi en su totalidad en la costa de Granada, principalmente en la comarca de Guadalfeo (Motril, Solobreña y Los Guájares) y la comarca de Rio Verde (Almuñecar, Jete y Otívar) (Guirado,1991); en tanto que en Chile la superficie cultivada fue de 785 ha en el año de 1985, donde los rendimientos se incrementaron de 4 a 8-10 t/ha, este incremento se debió principalmente a la incorporación de las técnicas de manejo que permiten aumentar la densidad de plantación, la polinización manual, la ferti-irrigación y la utilización de variedades (Undurraga, 1989).

3. Aspectos botánicos

3.1. Clasificación botánica

Según Lucas (1964), Sánchez (1979) e Ibar (1984), la clasificación botánica de la chirimoya es la siguiente (Cuadro 1):

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de la chirimoya (*Annona cherimola* M.).

Clasificación taxonómica	
Reino:	Vegetal
Subreino:	Embriophyta
División:	Espermatophyta
Clase:	Dicotiledoneae
Subclase:	Rosidae
Orden:	Ranales
Suborden:	Magnolíneas
Familia:	Anonaceae
Género:	*Annona*
Especie:	*cherimola*
Nombre científico:	*Annona cherimola* Mill.
Nombre común:	chirimoya, cherimoya (inglés)

3.2. Características botánicas

3.2.1. Porte del árbol

El árbol del chirimoyo alcanza hasta 6 m de altura, de copa abierta; posee un tallo ramificado, de corteza gruesa, del cual parten ramillas cilíndricas y grisáceas y en ellas brotan hojas con disposición alterna, de ovadas a elípticas. Es un árbol que deja caer sus hojas durante las estaciones de otoño-invierno y vuelven a brotar durante la estación de primavera (León, 1987).

3.2.2. Raíz

El sistema radical es superficial y ramificado, puede originar dos o tres pisos de raíces a diferentes niveles, pero poco profundo. El 98 % de las raíces están en los primeros 40 cm de la superficie del suelo (Martín, 1991).

3.2.3. Tallo

La parte aérea presenta un tallo cilíndrico con corteza gruesa y generalmente lisa o con vetas poco aparentes de color grisáceo-verdoso. El epitelio es sumamente fino, pero el xilema es muy grueso.

3.2.4. Hojas

Las hojas son simples, enteras y lisas. Por su contorno del limbo son generalmente oblongo-lanceoladas y su color es verde oscuro, ligeramente pubescente por el haz y más denso por el envés. Por su disposición en el tallo son alternas y opuestas y tienen una longitud de 10 a 25 cm cambiando según variedad y vigor del árbol. El peciolo de la hoja es hueco en la parte de la inserción. Con el tallo oculta y protege a las yemas que darán origen a la próxima brotación (Martín, 1991).

3.2.5. Flores

Las flores aparecen solitarias o en grupos de dos a tres, opuestas a las hojas, de yemas axilares de ramillas jóvenes o de crecimiento del año, formadas por las hojas caídas en las ramas viejas. Son de posición

pendiente, de pedúnculos cortos y curvos. El perianto se compone de tres sépalos triangulares de unos 5 mm de largo y con dos series de pétalos externos con de 2.5 cm de longitud, linear-oblongos y carnosos, en su base de color púrpura-obscura, triangulares en corte transversal; los pétalos internos muy cortos, de 1.5 a 2.5 mm de largo (León, 1987). Los estambres y carpelos son muy numerosos y están insertos en espiral en el receptáculo, cuya porción inferior, más prominente y en forma de disco, está ocupada por los estambres. Cada uno de estos se compone de dos tecas largas, unidas por un conectivo de color anaranjado en el ápice. Los carpelos forman un cono en el ápice del receptáculo; cada pistilo tiene un óvulo y termina en un estilo sencillo. Los carpelos están separados y sólo se unen por la base (León, 1987).

3.3. Biología floral

Las primeras flores aparecen cuando las plantas tienen de tres a cuatro años, brotan una vez al año, en períodos que cambian según la localidad. La antesis se inicia con la separación de los pétalos mayores que se abren por el ápice, generalmente en las primeras horas de la mañana; en esta etapa los pistilos son receptivos y tienen los estigmas blancos y brillantes, pero los estambres aún no emiten polen. La polinización por el viento o insectos tiene que hacerse con polen de otras flores y por lo tanto la fertilización es muy deficiente. De 6 a 8 h más tarde (después de iniciada la apertura) los pétalos mayores están completamente abiertos y las anteras emiten polen por suturas longitudinales, ya entonces los estigmas están marchitos y no pueden fertilizarse. La dicogámia protogínica es muy marcada en *A. cherimola* y la ineficiencia de los agentes de polinización determinan un amarre muy pobre y la formación de frutos pequeños y asimétricos, por lo que se ha hecho necesario desarrollar métodos de polinización artificial (León, 1987).

Martín (1991), diferencia cuatro estados florales principales de la chirimoya (Figura 1) que son las siguientes:

3.3.1. Flor cerrada

Estado que dura unos 30 d hasta el completo desarrollo de la flor.

3.3.2. Estado prehembra

Flor cerrada, pero con las puntas de los pétalos abiertos. Las partes sexuales están protegidas. Esta fase generalmente dura menos de un día, dependiendo principalmente de la temperatura, cuanto más elevada es ésta, más rápido se produce el cambio.

3.3.3. Flor hembra

Flor abierta, pero con los estambres y estigmas protegidos por los pétalos que están cerrados por su base, dejando ver sólo la parte superior del cono estigmático. Los estambres tienen color blanco y al final de este estado se encuentran formando una masa perfectamente unida y los estigmas empiezan a liberar el polen.

3.3.4. Flor macho

Flor totalmente abierta con las anteras soltando polen. Los estambres se separan uno de otros adquiriendo un tono marrón. El estado macho de la flor ocurre por la tarde, generalmente de 16 a 17 h, aunque en días calurosos se puede adelantar y en los frescos retrasarse un poco.



Figura 1. Etapas de la floración del chirimoyo: a). Flor Cerrada, b). Flor Prehembra, c). Flor Hembra, d). Flor macho.

4. Crecimiento y desarrollo

Annona cherimola es un frutal que crece en condiciones subtropicales con una precipitación anual entre 600 y 1700 mm. Para un desarrollo óptimo, las temperaturas deben mostrar poca fluctuación anual y la temperatura media anual debe oscilar entre 17 y 22 °C. Las preferencias en cuanto a la textura del suelo son variables, pero prefiere suelos arenosos o arcillo arenosos, bien drenados con un pH entre 6.5 y 7.6 y con un contenido de materia orgánica entre 1.7 y 2.7 % (Bioversity International y CHERLA, 2008)

La chirimoya es un árbol bastante denso (Figura 2), de crecimiento rápido, que con frecuencia pierde las hojas durante el período más frío. Puede alcanzar nueve o más metros de altura, pero su crecimiento se estanca con gran facilidad. Los árboles jóvenes crecen formando ramas opuestas, que se pueden podar para conformar un tronco independiente y regular (Van y Scheldeman, s.f.).

El fruto de la chirimoya es un conjunto carnoso (sincarpio) de forma primitiva con los carpelos dispuestos en espiral que se unen después de la fructificación. Cada segmento de carne, es decir cada uno de los frutos, contiene una única semilla dura de color negro en forma de judía. El fruto es cónico o en forma de corazón, alcanza entre 10 y 25 cm de longitud y hasta un máximo de 15 cm de anchura y pesa por término medio de 250 a 800 g. Cuando alcanza la madurez se torna de un color verde pálido o cremoso; se considera que está demasiado maduro cuando la cáscara adquiere un tono marrón oscuro o negro. La cáscara, delgada o gruesa, puede ser suave, con marcas que se asemejan a huellas dactilares, o estar cubierta de protuberancias de forma cónica o redondeada que quedan de las flores (León, 1987).



Figura 2. Forma de libre crecimiento de los árboles de chirimoyo (*Annona cherimola* M.).

La chirimoya es un fruto de zona subtropical que se consume fresco cuando ha alcanzado la plena madurez. Los frutos, dulces y jugosos, se cortan y se comen con una cuchara. Tienen un elevado contenido de azúcar (del 20 al 25 %) y una escasa proporción de ácidos (1 %) (Popenoe *et al.,* 1921; Pittmann, 1956). La pulpa blanca y cremosa, tiene un fuerte aroma que recuerda a una mezcla de fresa, banano y piña. Las semillas no son comestibles. El sabor de la fruta madura mejora si se enfría inmediatamente antes de consumirla; los frutos maduros se pueden congelar y consumir en forma de helado. La chirimoya se utiliza también para fabricar helado, batidos o sorbetes y se elabora para formar yogurt, flan, zumo de fruta y vino (Popenoe *et al.,* 1921).

La temperatura juega un papel muy importante en el desarrollo de los frutos de la chirimoya. Al respecto Higuchi *et al*. (1998) investigaron los efectos de las temperaturas diurnas / nocturnas cálidas (30/25 °C) y frías (20/15 °C) en la producción de frutos y el crecimiento de los árboles de chirimoya en maceta (*Annona cherimola* Mill.). Se investigaron en condiciones de invernadero iluminado por el sol. El porcentaje de germinación del polen se vio afectado negativamente por las temperaturas cálidas. La producción de fruta a temperaturas cálidas fue muy baja, atribuida tanto al polen como al daño estigmático del estrés por calor, aunque la primera fue más sensible a las temperaturas cálidas que los órganos femeninos. Los frutos en el árbol a temperaturas cá-

lidas crecieron más lentamente y requirieron más días para madurar que aquellas a temperaturas más frías. Las temperaturas cálidas redujeron las tasas de crecimiento de los frutos en las etapas de crecimiento inicial y final. El período intermedio de desaceleración del crecimiento fue más largo a temperaturas cálidas. Además, se produjeron frutos asimétricos (deformes) y pequeños con una menor cantidad de semillas debido a las temperaturas cálidas y polen de baja viabilidad. La temperatura no tuvo un efecto significativo sobre el contenido de sólidos solubles totales en los frutos.

La polinización manual podría mejorar en gran medida el amarre o cuajado de los frutos y estos comenzarán su crecimiento y desarrollo después de la polinización.

El fruto del chirimoyo experimenta una curva de crecimiento doble sigmoide en base a la medición del diámetro ecuatorial en tres fases: rápido crecimiento, lento crecimiento y finalmente una etapa de rápido crecimiento al final de su desarrollo (Saavedra, 1977).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

La calidad del fruto del chirimoyo en precosecha depende de varios factores. Fundamentalmente esta calidad depende de la epidermis, índice de semillas, contenido de solidos solubles totales (azúcares, ácidos orgánicos, vitaminas, aminoácidos y otros) el tamaño y la simetría (forma) del fruto. La mayoría de estas características dependen en gran medida del sistema de manejo en los huertos. Dentro de estas prácticas destacan la poda, el riego, el abonado y nutrición balanceada acorde al tipo de suelo y desde luego la polinización manual. Una poda adecuada y oportuna logra producir frutos de tamaño grande. En tanto que la polinización manual hace que los frutos logren el cuajado o amarre y el desarrollo simétrico de los frutos. Dentro del manejo precosecha o en campo también es fundamental el control adecuado y oportuno de las plagas y enfermedades.

En diferentes países existen diferentes plagas y enfermedades. En México el barrenador de la semilla (*Talponia batesi*) es la plaga que oca-

siona grandes daños al fruto durante el desarrollo dañando la pulpa en porcentajes variables si no se realiza el control adecuado (Castañeda *et al*., 2013). También, según Villanueva-Arce *et al*. (2007) la enfermedad conocida como antracnosis o pudrición negra es provocada por tres especies (*Colletotrichum gloeosporioides*, *C. fragarie* y *C. orbiculare*) y son las que causan daños severos a la epidermis o cáscara del fruto y por lo tanto afecta su calidad externa e interna. La plaga y la enfermedad señaladas son los dos principales problemas fitosanitarios que afectan enormemente la calidad de la fruta del chirimoyo en México.

Lo anterior indica que el chirimoyo debe tener un manejo muy adecuado de los huertos con prácticas de manejo bien ejecutadas para lograr el rendimiento y la calidad adecuada en campo o precosecha. Los productores que se involucren en esta tarea deben tener la debida capacitación y asesoría.

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

El fruto es un sincarpio procedente de una sola flor; está formado por la fusión de muchos carpelos simples con el receptáculo, constituyendo una masa sólida. Individualmente, los carpelos se ordenan en espiral sobre la superficie del receptáculo. Cuando el fruto está maduro, el receptáculo es blando y esponjoso. Todos o casi todos los carpelos contienen una semilla relativamente dura (Gardiazábal y Rosenmberg, 1993).

En general el fruto se cosecha firme (verde), una vez que ha logrado su completo desarrollo y adquiere un tamaño grande, característico de cada cultivar y cambia de color de verde obscuro a un verde más amarillento y brilloso (Figura 3), siendo este el índice de cosecha más frecuentemente usado por los productores para cosechar los frutos.

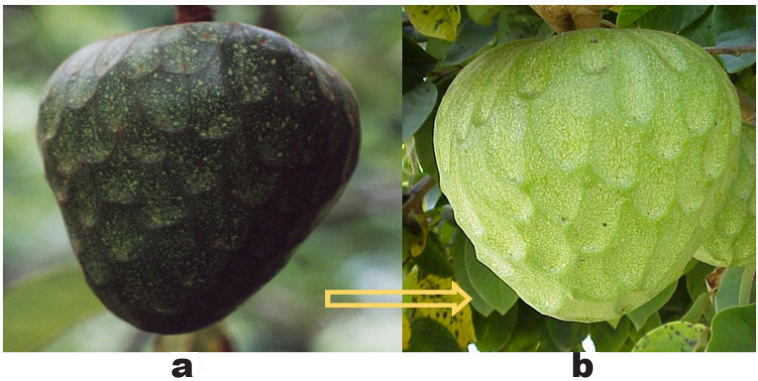


Figura 3. Color del fruto de *Annona cherimola*: a) sin madurez fisiológica, b) con madurez fisiológica.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

Se debe cosechar con la mano y no colocar la fruta en el suelo. No se recomienda utilizar sacos para transportar la fruta cosechada, lo mejor es usar cajas plásticas. Cuando la cosecha es para la exportación debe realizarse de forma manual y muy cuidadosa cortando selectivamente los frutos de calibres deseados, simétricos y sin síntomas de daños de la cáscara. Por la delicadeza de su cáscara también se debe manejar con mucho cuidado, cuando se cosecha se coloca en las cajas sin tirarla; las cajas con las frutas se deben mover cuidadosamente, tanto a la hora de cargarlas como descargarlas de los camiones (Figura 4).

Debido a que la chirimoya tiene una cáscara muy fina y delgada que no le protege mucho de la pérdida de humedad, una vez que el fruto ha sido cortado del árbol debe ser colocado rápidamente a la sombra, o en lugares frescos donde no se exponga al sol directamente. La pérdida de humedad se refleja en pérdida de peso y de la frescura de la fruta. Actualmente, se cuenta con mallas protectoras como la "malla calcetín" (Figura 4b) que pueden proteger de rozaduras durante el transporte, principalmente cuando éste se realiza a grandes distancias y para exportación.

El uso de amortiguadores, como espuma en las cajas o el empleo de papel periódico para envolver la anona, ayuda a reducir el impacto de los golpes. Cuando el transporte se hace por caminos difíciles (con mucha pendiente, con huecos y otras irregularidades), es necesario que se giren instrucciones a quienes manejen los camiones para que lo hagan en forma lenta para evitar que las frutas se golpeen entre ellas y contra las paredes de las cajas, además de reducir un poco el impacto de las vibraciones para evitar daños epidermales (Cerdas *et al.*, 2007).



Figura 4. Protección de la calidad de cosecha con (a) cajas de plástico y (b) malla calcetín.

También es muy importante realizar las técnicas de tratamientos asépticos de herramientas y contenedores, esto ayuda a prevenir infecciones fungosas, plagas y otras enfermedades postcosecha de chirimoya (Morales, 2015).

Kader (1985) señala que, una vez cosechados los frutos, éstos inician el proceso de maduración que los lleva a la condición óptima de consumo. Este proceso se evidencia a través del ablandamiento, desprendimiento de aromas y compuestos volátiles. Entre los compuestos volátiles que desprenden los frutos al madurar se encuentra el etileno, regulador del crecimiento responsable de la maduración; en el caso de la chirimoya es liberado en cantidades notablemente mayores que en otros frutos.

Lo anterior unido a su composición de alto contenido de agua y azúcares, presencia en su epidermis de aberturas naturales como lenticelas y estomas, así como su elevado metabolismo, hacen que la chirimoya esté sujeta a un deterioro acelerado después de la cosecha, lo que obliga a una manipulación cuidadosa y rápida para conservarla en mejor forma (Gardiazábal y Rosenberg, 1993).

La chirimoya tiene un alto contenido de una enzima llamada polifenol oxidasa, por lo que cuando la fruta sufre daños mecánicos como roces, desprendimiento de partes de la cáscara, magulladuras, rajaduras, etc., las células quedan en contacto con el aire y por acción de la enzima mencionada, se dan reacciones de oxidación que hacen que los tejidos de la cáscara y de la pulpa se oscurezcan, afectando la apariencia externa que es muy importante para la comercialización y el consumo de esta fruta (Cerdas *et al.*, 2007).

El corto tiempo que hay entre la cosecha y el consumo de la chirimoya hace imprescindible obtener una buena calidad en campo, pues en la etapa de postcosecha, lo único que se puede hacer es preservar lo que viene de la finca, siendo imposible mejorar la apariencia externa (calidad externa) de lo que se ha desarrollado mal en el campo.

Después de la cosecha el fruticultor o los compradores y comercializadores de la fruta deberán reforzar los cuidados durante el manejo y transporte, con el objetivo de mantener la calidad obtenida en campo. Pero, a pesar de que las labores previas a la cosecha son determinantes, la etapa que se inicia cuando se corta el fruto de chirimoyo no es menos importante, pues de ahí en adelante y hasta que el fruto llega a los anaqueles de los supermercados, la fruta es expuesta a varios factores, que en caso de no cuidarse, pueden ocasionar diferentes daños (golpes, heridas, excesivo manipuleo, deshidratación), lo que afecta su apariencia externa y puede convertirse en puerta de entrada a microorganismos que producen pudriciones. Por lo tanto, es fundamental el observar y aplicar el manejo técnico apropiado desde esta esta fase hasta el consumo para preservar la calidad del fruto.

8. Tecnologías para la conservación

Dentro de las tecnologías para la conservación de la chirimoya en postcosecha, el almacenamiento en refrigeración es la más usada. La temperatura varía en función de la variedad, estado de madurez y número de días de almacenamiento. Al respecto Kader y Arpaia (2012) señalan que la temperatura de almacenamiento varia de 8-12 °C, dependiendo del cultivar y la humedad relativa óptima de 90-95 %.

De la Cruz (2015) señala que la temperatura óptima de almacenamiento de frutos de chirimoya se encuentra entre 10 a 13 °C con 90 a 95 % de humedad relativa teniendo un período de conservación de 2 a 3 semanas. Si se mantiene a 20 °C, estos maduran entre 3 a 4 d. El almacenamiento está limitado por el oscurecimiento de la cáscara, la desecación y pudriciones debido al daño por frío. Cuando se tiene fruta madura suave debe mantenerse entre 0 a 5 °C.

Según Undurraga y Olaeta (1987), el intervalo de temperatura de almacenaje, sin producir estas alteraciones para chirimoya cv. Concha Lisa, es de 7 a 8 °C, con almacenaje refrigerado hasta por 35 d, mientras que para cv. 'Bronceada' es de 9-11 °C con una duración en refrigeración de no más de 24 d. Lo anterior muestra que definitivamente cada cultivar puede tener sus propios requerimientos de temperatura para el almacenamiento en refrigeración y también el tiempo de almacenamiento varía entre cultivares requiriéndose en cada cultivar definir estas características.

Estudios de Undurraga et al. (1998) concluyeron que en la chirimoya cv. Concha Lisa cosechada con índice de cambio de color de la epidermis y almacenadas a 6±1 °C y 90 % de humedad relativa desarrollan desórdenes fisiológicos: "pitting", moteado y pardeamiento epidermal, después de un almacenaje de más de 35 d. Dicho estudio comprueba los desórdenes fisiológicos que se generan con temperaturas bajas se deben resolver mediante la definición específica de estos requerimientos en cada cultivar.

Con relación a las atmósferas controladas Kader y Arpaía (2012) indican estas debe ser con 3-5 % de O y 5-10 % de CO_2 cuyos benefi-

cios son un retraso en la maduración, una menor respiración y producción de etileno y retención de la firmeza. También señala que las chirimoyas pueden ser mantenidas hasta por 6 semanas a 10 °C en 5 % de O y luego maduradas con un buen desarrollo de sabor a 20°C. La exposición a < de 1 % de O y/o > de 15 % de CO_2 puede resultar en el desarrollo de malos sabores y maduración des uniforme.

En evaluaciones realizadas por el autor se ha encontrado que los principales problemas para la conservación de la chirimoya y en general de las frutas de las anonas es el oscurecimiento o pardeamiento de la cáscara cuando se someten a temperaturas inapropiadas de refrigeración para su conservación, por lo que es de suma importancia la precisión de la temperatura más adecuada para cada variedad.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

Los frutos de la chirimoya se pueden consumir en fresco, preferiblemente después de enfriarlos, solos o con sal y limón. Ochse *et al.* (1982) señalan que la pulpa se puede colar o mezclar con vino, hielo, nieve, leche o algún otro líquido; Ibar (1984) menciona que también se pueden preparar con ella helados y mermeladas. Lo anterior indica que hay diversas maneras de aprovechar la pulpa de chirimoya. Los estudios bromatológicos más detallados de esta fruta fueron realizados por De la Rocha (1965) y Wu Lung (1970). Los resultados se muestran en el Cuadro 2, y en dichos estudios se puede observar la composición química de la pulpa, la cual destaca por su alto contenido de carbohidratos, tener alto valor energético y minerales tales como fósforo, agua, fibras, cenizas y varias vitaminas. Por lo tanto, desde el punto de vista nutricional esta anonácea es una fruta de enorme valor alimenticio y de excelente sabor y aroma, debido a ello ha sido merecedora de nombres tales como el de “la reina de los frutos subtropicales”, “la perla de los Andes”, “la obra maestra de la naturaleza” o como “amor a primera mordida”.

Cuadro 2. Composición química del fruto de chirimoya.

Contenido	Contenido en 100 g de pulpa	
	De la Rocha (1965)	Wu Lung (1970)
Valor energético	82.0 cal.	82.0 cal.
Agua	75.7 %	76.6 %
Proteína	1.0 g	1.1 g
Grasa	0.1 g	0.2 g
Hidratos de carbono	22.0 g	21.3 g
Fibra	1.0 g	1.9 g
Ceniza	1.0 g	0.8 g
Calcio	4.0 mg	34.0 mg
Fósforo	47.0 mg	35.0 mg
Hierro	0.4 mg	0.6 mg
Caroteno	0.0 mg	0.09 mg
Tiamina	0.06 mg	0.90 mg
Niacina	0.73 mg	17.0 mg
Vitamina C	4.3 mg	0.13 mg
Rivoflavina		

Fuente: De la Rocha (1965) y Wu Lung (1970).

10. Importancia económica

González (2013) al discutir la importancia de la expansión y conservación de la chirimoya señala que los frutos de anonáceas, entre ellos la chirimoya, presentan altas cualidades organolépticas, digestivas y nutritivas, además, como especie, la *Annona cherimola* Miller también es apreciada por sus propiedades medicinales e industriales tanto en el mercado nacional como internacional. Sin embargo, aún existe desconocimiento sobre sus características y potencialidades como planta cultivada.

Actualmente, el chirimoyo está presente en sitios naturales o en huertos semi-domesticados en los valles interandinos del Ecuador,

Perú y Bolivia. Sin embargo, con una superficie de alrededor 3,000 ha, España es el mayor productor de chirimoyo del mundo al producir cerca del 75 % de la producción mundial. Otros países importantes en producción de chirimoyo son Perú, Chile, Bolivia, Ecuador, México y Estados Unidos. Comparado con otras especies frutales, comercialmente el chirimoyo es un cultivo de menor importancia en esos países. Además, el uso comercial y agrario de la diversidad del germoplasma de chirimoyo es limitado en países andinos donde se considera el chirimoyo una especie subutilizada (Bioversity and CHERLA, 1998). En México existe mucha diversidad de formas, tamaños y sabores de la chirimoya a nivel de huertos de traspatio y orillas de caminos, pero no se ha impulsado este cultivo a nivel comercial y tiene fuerte competencia con otros frutales de mayor desarrollo comercial, tales como el aguacate en climas subtropicales, este último con un gran mercado y relativamente con menos dificultades técnicas para la producción.

En los países andinos, el potencial económico de la diversidad de chirimoyo está infravalorado debido a la reducida vida postcosecha (alrededor de 14 d) y a las pérdidas en el rendimiento causadas por plagas, alta sensibilidad a magulladuras y producción en áreas poco accesibles, caracterizadas por una infraestructura limitada de transporte, riego y almacenamiento (Bioversity y CHERLA, 1998).

En México, el chirimoyo se encuentra semi cultivado en huertos de traspatio y en orillas de caminos y terrenos cultivados y a pesar de tener alto valor comercial su cultivo está subestimado por falta de impulso y fomento y los escasos apoyos e infraestructura para la comercialización nacional y de exportación. Destacan los estados de Michoacán, Estado de México y Morelos por su establecimiento de pequeños huertos semi comerciales y su amplia distribución en traspatio, huertos familiares y orillas de caminos en Oaxaca, Michoacán, Hidalgo, Chiapas, Estado de México, Jalisco, Veracruz y Puebla (Andrés-Agustín *et al.*, 2004).

Por diversas plagas y enfermedades cuarentenarias que atacan al cultivo y algunas de ellas de manera potencial, actualmente no es posible exportar chirimoyas hacia los Estados Unidos y otros países sub-

tropicales. Sin embargo, es posible generar protocolos técnicos para resolver problemas de algunas plagas tales como las moscas de la fruta (*Anastrepha* sp.) pues por el tipo de clima templado no atacan a este cultivo. La otra posibilidad es obtener pulpa congelada donde ya se eliminan esas barreras fitosanitarias, pero en general, hace falta mucha investigación tecnológica en este cultivo, así como otras barreras como la búsqueda y apertura de mercados alternativos. En México se han tenido experiencias de exportación de la chirimoya hacia Japón desde el año de 1988 con precios de alrededor de 5 dólares por kg, sin embrago, han sido pequeñas muestras por falta de mayores volúmenes de producción con buena calidad que depende de un buen manejo técnico, pero como industria no se le ha puesto atención.

Desde la perspectiva de la fruticultura el chirimoyo es un cultivo altamente potencial y alternativo para México y otros muchos países que cuentan con climas subtropicales por el buen sabor y calidad nutricional de la fruta, como ya se expuso en la parte respectiva del valor nutricional. Requiere de su fomento por la parte oficial pues en la actualidad es un frutal poco valorado para su cultivo a nivel comercial. En este sentido, en México desde el año 2012 se han creado redes de investigación coordinados por la Universidad Autónoma Chapingo para realizar investigación de recursos genéticos, generar tecnología de producción y actualmente se cuenta con un folleto técnico y video del cultivo por parte de la Universidad y además un banco de germoplasma en coordinación con la Fundación Salvador Sánchez Colín (CICTAMEX, S.C.) ubicada en Coatepec Harinas, México.

11. Usos potenciales

El uso principal de la chirimoya es el consumo de la pulpa fresca, la que tiene un sabor y aroma exquisito. Es un fruto altamente perecedero. Algunos países han desarrollado una serie de productos a partir de la chirimoya, entre ellos: la pulpa congelada y el licor. Para obtener pulpa congelada se presenta el problema del pardeamiento u oxidación de la pulpa, que en la chirimoya solo se puede reducir con productos conservadores como el ácido cítrico, porque con el uso de altas

temperaturas se desarrollan sabores extraños. Utilizar envases impermeables al oxígeno puede ayudar a reducir la oxidación. La pulpa congelada se utiliza en Chile principalmente para abastecer las fábricas de helados (Undurraga *et al*., 1998). En México se realizaron algunos ensayos para obtener pulpa congelada en el año 2013 en el Departamento de Agroindustrias de la Universidad Autónoma Chapingo y se logró obtener pulpa congelada.

Es posible a partir de la pulpa de chirimoya elaborar otros productos como helados, yogurt y paletas, pero se requiere de realizar las pruebas correspondientes.

12. Conclusiones

La chirimoya es un frutal de pulpa dulce con un sabor exquisito que como especie no se le ha puesto atención en México para desarrollar una industria que pueda ser de alta rentabilidad debido a su valor nutricional y alto precio de la fruta en mercados exclusivos de Europa, Japón y Estados Unidos.

En México en forma reciente se han iniciado las primeras investigaciones relacionadas con la selección de genotipos y generación de variedades cultivadas de chirimoyo con características homogéneas y estables, mismas que deben acompañarse de estudios de postcosecha y paquetes tecnológicos de manejo de huertos, así como de capacitación a los productores que se interesen en su cultivo para lograr frutos de alta calidad y rendimiento a nivel comercial.

El corto tiempo que hay entre la cosecha y el consumo de la chirimoya hace imprescindible obtener una buena calidad de frutos en campo, pues en la etapa de postcosecha, lo único que se puede hacer es preservar lo que viene de la finca, siendo imposible cambiar la apariencia de lo que se ha desarrollado mal en el campo. De cualquier forma, la chirimoya se debe manejar con extremo cuidado en postcosecha.

13. Bibliografía

Andrés-Agustín, J., F, González-Andrés, R., Nieto-Ángel, A. F., Barrientos-Priego, 2006. Morphometry of the organs of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) and analysis of fruit parameters for the characterization of cultivars, and Mexican germplasm selections. Scientia Horticulturae 107, 337-346.

Andrés-Agustín, J., 1997. El cultivo del chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en el Estado de Michoacán, México. Proceedings of American Society for Tropical Horticulture 41, 152-161.

Andrés-Agustín, J., 2004. Caracterización morfológica y de postcosecha de las principales variedades y cultivares de chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.). Tesis de doctorado en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México.103 p.

Bioversity International y CHERLA., 2008. Descriptores para chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.). Bioversity International, Roma, Italia; Proyecto CHERLA, Málaga, España.

Castañeda-Vildózola, A., Omar Franco-Mora, Jorge Valdez-Carrasco, Sotero Aguilar-Medel; Simitrio Ortiz-Curiel y Cesar Ruiz-Montiel., 2013. Nuevos registros del barrenador de frutos del chirimoyo *Talponia batesi* Heinrich (Lepidoptera: Tortricidae) en México. Southwestern Entomologist. 38: 535-539.

Cerdas, A. M. M., Umaña, R. G., Castro, R. J. J., 2007. Manual de manejo postcosecha de Anona (*Annona cherimola* Mill.) Ministerio De Agricultura Y Ganadería Universidad De Costa Rica-Laboratorio De Tecnología Postcosecha. San José, Costa Rica. 67 p.

Dawes, S.N., 1985. Cherimoya Sub-Tropical fruit with potential. An. IRNZ. Institute of Horticulture. No 13.

De Candolle, A., 1959. Origin of cultivated plants. Hafner. New York.468 pp.

De La Cruz, G. F. O., 2015. Temperaturas de Almacenamiento en la Vida Poscosecha de Chirimoya (*Annona cherimola*). Ecotipo Cumbe. Tesis para obtener el grado de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional

Agraria La Molina. Facultad De Agronomía. Lima, Perú. https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/1855/J11.C78-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

De la Rocha, G. G., 1965. Cultivo de la chirimoya y resultados experimentales alcanzados. Primera edición. Ministerio de Agricultura, Instituto de Reforma y Promoción Agraria. Lima, Perú.

Escobar, R., s.f. Enciclopedia agrícola y de conocimientos afines. Escuela Particular de Agricultura de Ciudad Juárez, Chihuahua, México. 3 v.

Gardiazábal, F. y Rosenberg, G., 1993. El cultivo del chirimoyo. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. Quillota, Chile.

González V. M. E., 2013. Revisión bibliográfica: Chirimoya (*Annona cherimola* Miller), frutal tropical y subtropical de valores promisorios. Cultivos Tropicales 34, 52-63.

Guirado, S.E., 1991.Polinización Artificial del chirimoyo. Ed. Gabinete Técnico de la Caja Rural de Granada. España. 15 pp.

Higuchi, H., Naoki, U., Tetsuo, S.. 1998. High temperature effects on cherimoya fruit set, growth, and development under greenhouse conditions. Scientia Horticulturae 77, 23-31.

Ibar, A. L.,1984. Cultivo del Aguacate, Chirimoya, Mango y Papayo. Barcelona, Editorial Aedos.173 p.

Kader, P., 1985. Postharvest Technology of Horticultural Crops. Cooperative Extension. University of California. Division of Agriculture and Natural Resources. pp. 4-8.

Kader, A. A. y Arpaia, M. L., 2012. Calidad Postcosecha en Chirimoya. Departamento de Pomología. Universidad de California. Davis, California.

Khan, T.L., Esltrand, C., Arpaia, M. L., 1991.Current research on cherimoya cultivars and flowering behavior in California. Fruit Gardener. June: 1-8.

Larrañaga, N., Marteen V. Z., F. Albertazzi, G.A. Fontecha, Palmieri M., J. Iñaki H., 2014. A Mesoamerican origin of cherimoya (*Annona cherimola*

Mill.): Implications for the conservation of plant genetic resources. Molecular Ecology 2017, 4116-4130. https://doi.org/10.1111/mec.14157.

León, A. J., 1987. Botánica de los cultivos Tropicales. Servicio Editorial IICA. San José. 445 pp.

Lucas, R. R., 1964. Apuntes y guía de laboratorio de botánica sistemática. Universidad de Costa Rica (ed.). 2a. Edición. Serie Ciencias Naturales No.5. San José, Costa Rica. 86 pp.

Martin, M.L.,1991. Descripción pomológica y análisis de componentes del fruto en una colección de cultivares de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.). Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Agricola. Sevilla España.

Morales-Perez, A. A., 2015. Aplicación de resveratrol y 6-bencilaminopurina para incrementar vida poscosecha en chirimoya. Tesis de doctorado en Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales. Universidad Autónoma del Estado de México, Toluca, Estado de México.

Morton, J. F., 1987. Fruits of warm climates. Creative Resource Systems, Winterville, USA. 505 p.

Ochse, J.J., Soule M. J., Dikjman, M.J., Wehlburg C.,1982. Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales. Editorial LIMUSA. México. 868 p.

Pittmann, E. C., 1956. La chirimoya. Circular N° 71. Lima. Perú, Estación Agrícola Experimental «La Molina». p. 22.

Popenoe, W., 1921. The native home of the cherimoya. Journal of Heredity. XII 7:331-337.

Saavedra, E., 1977. Influence of pollen grain stage at the time of hand pollination as a factor on fruit se Mt of cherimoya. HortScience 12, 117-118.

SADER-SIAP., 2018. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Estadísticas de siembras y cosechas. https://nube.siap.gob.mx/avance_agricola/.

Sánchez, S. O.,1979. La flora del Valle de México. Editorial Herrero. México, D.F.518 p.

Schroeder, C. A., 1997. Botany. In: Cherimoya Handbook. Published by California Cherimoya Association. p. 16-24.

Toll, J.J., Martínez, H., Paadelk, E., Oeste, C. A., 1975. Efectos de escarificación, medio y posición de siembra y ácido giberélico sobre la germinación de semillas de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.). Revista Agraria de Noroeste (12): 161-172.

Undurraga, P., 1989. El cultivo de la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en Chile. III Reunión Técnica de la Red Latinoamericana de Agroindustria de Frutas Tropicales. Manizales, Colombia. PP 73-92.

Undurraga, P. y Olaeta, J. A., 1987. Calidad de chirimoyas para su comercialización como producto fresco e industrializado. Proyecto FIA-UCV. Valparaíso, Chile.

Undurraga-Martínez, P., J.A. Olaeta-Coscorroza, H. Mac-Lean-Bernales. 1998. Identificación y Caracterización de Desórdenes Fisiológicos en Chirimoyas (*Annona cherimola* Mill.) cv. Concha Lisa en Refrigeración. Revista Chapingo Serie Horticultura 4, 5-12.

Van, D. P. y X. Scheldeman,. (s.f.) El fomento del cultivo de la chirimoya en América Latina. FAO. http://www.fao.org/3/x2450s09.htm.

Vidal, H. L., 1994. Importancia y distribución de las anonáceas en México. En: Memoria de VII Curso de Actualización frutícola "La fruticultura y sus perspectivas para el siglo XXI". Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX, S.C. Coatepec Harinas, México. pp. 80-101.

Villanueva–Arce, R.; María de J. Yáñez–Morales; Ana M. Hernández–Anguiano. Species of *Colletotrichum* in cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). Agrociencia versión On-line ISSN 2521-9766, versión impresa ISSN 1405-3195.

Wu Lung, W. T., 1970. Tabla de composición de alimentos para uso en América Latina. Comité Interdepartamental de Nutrición para la Defensa Nacional. Centro Regional de Ayuda Técnica. Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá. México, D.F.

GUANÁBANA (*Annona muricata* L.)

Juan Manuel Villarreal Fuentes[2], Iran Alia Tejacal[1], Francisco Javier Marroquín Agreda[3], Javier Aguilar Fuentes[4]

1. Introducción

La guanábana (*Annona muricata* L.) es un fruto tropical muy consumido de forma local en México y en particular en la región del Soconusco, Chiapas, México, debido a sus características organolépticas y aporte nutricional y algunos metabolitos funcionales. Sin embargo, poco se conoce de su manejo pre y postcosecha, lo que limita su vida útil para comercializarla a otras regiones en fresco. Según los datos obtenidos del SIAP (2019), en México la superficie de guanábana establecida es de 3,612.54 ha con un rendimiento total de 30,790.70 t, los tres principales estados con superficie de guanábana son: en primer lugar, el estado de Nayarit con 2,456.94 ha con un rendimiento promedio por ha de 10.53 t, el segundo lugar lo ocupa el estado de Michoacán con 423 ha, con un rendimiento promedio por ha de 7.19 t, en tercer lugar se encuentra el estado de Colima con 391.75 ha y un rendimiento promedio por ha de 10.06 t.

[1] Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Av. Universidad Núm. 1001, Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos. C.P. 626209.
[2] Universidad Autónoma de Chiapas, Facultad de Ciencias Agrícolas, Campus IV, Entronque Carretera Costera y Huehuetán Pueblo. C.P. 30660.
[3] Universidad Autónoma de Chiapas, Facultad de Ciencias Agrícolas.
[4] Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biotecnología, Cuernavaca, México.

El cultivo de guanábana en la actualidad representa una alternativa viable para los productores de la región del Soconusco, Chiapas, México; ya que se puede trabajar como un cultivo intercalado con otras especies o como producción intensiva, ambos sistemas de producción son rentables, el establecimiento de la guanábana como un sistema intensivo contribuiría en el desarrollo de la región en aspectos sociales ya que esto representaría empleo para las personas de la región y en aspectos económicos ya que representaría ingresos para los productores.

La guanábana pertenece al género *Annona* y a la familia Annonaceae, su origen va desde África tropical y América, en los trópicos fue dispersada con la llegada de los españoles a América y en la actualidad es muy probable encontrarla en islas del pacífico, sureste de Asia, norte y sur de América y oeste de la India (Jiménez-Zurita *et al*., 2017). Investigaciones realizadas en México, presentan hallazgos de 14 géneros y 63 especies de la familia Annonaceae, dentro de éstas las de mayor importancia económica son: guanábana (*A. muricata*), chirimoya (*A. cherimola*), saramuyo (*A. squamosa*), ilama o papausa (*A. diversifolia*), anona colorada o amarilla (*A. reticulata*) y chincuya o cabeza de negro (Hernández-Fuentes *et al*., 2013). En México, la guanábana es la especie de *Annona* que presenta mayor superficie establecida a nivel comercial, destinada principalmente a la obtención de pulpa congelada para la elaboración de productos tales como mermeladas, paletas, helados, jugos, licores, y para el uso de la pulpa para consumo en fresco.

En el presente capítulo se muestran algunos resultados de la investigación realizada en el cultivo de guanábana en la región del Soconusco, Chiapas, se abordan aspectos generales de la planta, el fruto y su manejo de precosecha y postcosecha. El propósito de esta publicación es ampliar la información acerca del cultivo para tomar mejores decisiones y con ello lograr un manejo fitosanitario adecuado durante su cultivo e incrementar la calidad y cantidad de la fruta comercializable.

Diversos estudios realizados en el país y en otros países indican que con un manejo agronómico adecuado y aplicado en tiempo y for-

ma se han alcanzado producciones muy satisfactorias y de calidad. Actualmente, se está apostando a los sistemas de producción intensiva con altas densidades de plantas por unidad de superficie en donde los resultados obtenidos en la producción son altos y ello convierte a la guanábana en un cultivo rentable económico y socialmente.

2. Origen

Con base en los reportes de diferentes autores por fechas de aparición se indican varios centros de orígenes de la guanábana (*Annona muricata* L.), debido a que está muy distribuida en el continente; así Morton (1987) menciona que la guanábana es una planta muy abundante en el norte de América del sur y en las Antillas, así también se encuentra en forma silvestre y cultivadas en las Bahamas y las Bermudas, se le puede localizar desde el nivel del mar hasta una altitud de 3500 pies o 1150 msnm en toda las Antillas y desde el Sur de México hasta Perú y Argentina. La guanábana fue uno de los primeros árboles frutales en ser llevados desde América hasta los trópicos del Viejo Mundo donde fue ampliamente distribuido desde el suroeste de China, Australia y las tierras bajas de África oriental y occidental. Su óptimo desarrollo es a una altitud menor a 1 200 msnm, humedad relativa entre 60 y 80 % y temperatura media entre 25 y 28 °C. Por esta diversidad de centros de origen y una amplia gama de distribución, debe hacerse un estudio molecular para dilucidar la diversidad de la guanábana.

Por otra parte, Hernández *et al.,* (2008; 2017), mencionan que se caracteriza por desarrollarse principalmente en los trópicos, es una especie nativa de México y Centro América, su gran potencial económico como una fruta tropical, se basa en su valor comercial y su demanda en los mercados internacionales. Sin embargo, existen factores como bajo porcentaje de polinización de flores que se ve reflejado en la baja producción de frutos y fitosanitarios que se ven influenciados por la presencia de plagas y enfermedades que afectan su extensión y cultivo.

En las plantaciones establecidas de guanábana es de suma importancia cuidar los aspectos abióticos tales como las temperaturas, humedad relativa y horas luz es por ello la importancia en la selección del terreno, dichos factores abióticos tienen efecto directo en la actividad metabólica y foto-asimilados de las plantas, los cuales a su vez tienen influencia en la emisión y amarre de los frutos y por ende en la producción final con lo cual se disminuye la rentabilidad del cultivo.

3. Aspectos botánicos

3.1 Planta

El árbol de guanábana forma parte de la familia de las Anonáceas, perennes, de madera y hojas suaves, de 6 a 20 cm de largo y de 2 a 7 cm de ancho, de forma oblonga o elíptica y de desagradable olor, el árbol llega a medir entre 5 y 9 m de altura. Se propaga por semilla o por injerto. Sus flores que son pequeñas (4.5 cm de longitud) emergen en cualquier lugar del tallo o ramas. Las variedades existentes, se clasifican por su sabor en ácidas, semidulces y dulces (Soplin, 2015).

El guanábano fue cultivado en las tierras bajas de América del Sur como planta de jardín, es delgado, árboles perennes, de 4 a 9 m de altura cuando alcanza su máximo desarrollo, con una mayor relación de dosel en altura a diámetro, aunque tiende a ser menor de ramificación y tupidas, con un repunte de extremidades, presenta un hábito de crecimiento erecto (Hernández *et al.*, 2013). Julio (2018) sostiene que, la guanábana es una planta que debe transcurrir tres años después del trasplante para iniciar a producir sus primeros frutos, aunque la cosecha comercial se debe empezar al tercer año en plantas propagadas asexualmente y al cuarto año en plantas propagadas sexualmente (Figura 1).



Figura 1. Árbol de guanábana (*Annona muricata* L.).

Vargas (2015), menciona que para que el árbol de un alto rendimiento de frutos es indispensable que la polinización se lleve a cabo de manera manual, sin esa actividad no se garantiza altos rendimientos de fruto, el árbol no contiene néctar ni colores vivos es por eso que no puede ser polinizado por las abejas, además sus flores son dicógamas (planta en la cual no maduran simultáneamente el gineceo y androceo de la flor) lo que quiere decir que solo llegan a producir de 10 a 15 frutos por temporada, en este tipo de plantaciones los insectos pequeños como los escarabajos y las hormigas favorecen la polinización.

Debido a la estructura de la flor, a los insectos polinizadores se les complica realizar la polinización lo cual repercute de forma negativa en el cuajado de los frutos. Al igual que existen otros factores que tiene importancia en el cuajado de frutos dentro de los cuales destacan el manejo que se le de a la planta de guanábana tal como el riego, los

nutrientes los factores climáticos, es por ello la importancia de la polinización manual, dicho proceso no es complejo por lo cual es factible realizarlo.

3.2 Tallo

Los tallos son rugosos, no pubescentes de color café obscuro y redondeados. Las ramas son cilíndricas, arrugadas, ásperas de color café rojizo y con numerosas lenticelas. Despide olor desagradable cuando se le tritura. Tronco ramificado cerca de su base. El tallo tiende a crecer rápido verticalmente alcanzando gran altura en un periodo de tiempo corto y, por ende, la producción de flores será en la parte alta del tallo, es por ello indispensable realizar podas a los árboles a temprana edad (Figura 2).



Figura 2. Tallo de guanábana (*Annona muricata* L.).

3.3 Hojas

Las hojas tienen peciolos cortos, y son ovada-oblongas a cilíndricas, de 14 a 16 cm de longitud y de 5 a 7 cm de ancho. La guanábana posee hojas con lamina subcoriácea, obovada, subovabada u oblongo elíptica de 5-18 cm de largo y 2-7 cm de ancho, alternas y sin estípulas; peciolo hasta 0.8 cm de largo, base subcuneada, aguda u obusta; márgenes enteros, ápice cortamente acuminado, haz verde oscuro, brillante y glabro, envés verde amarillento y opaco, pinnatinerve (Ávila, 2005; Romero y Cetzal, 2015; Soplin, 2015). Las hojas de la guanábana cuando están tiernas son de color verde pálido y brillosas con la luz del sol, en este periodo las hojas son muy frágiles se pueden dañar por cualquier tipo de insectos, o por factores ambientales muy hostiles tales como el viento fuerte (Figura 3).



Figura 3. Hojas de guanábana (*Annona muricata* L.).

3.4 Flores

Esta planta presenta flores solitarias y hermafroditas, botones florales de forma globosa o piramidal; corola con seis pétalos, similares o iguales. Inflorescencia con 2 a 13 flores (rara vez solitarias), botones florales de forma oblonga; corola de 3 o 6 pétalos, cuando presenta seis los internos son rudimentarios (Romero y Cetzal, 2015). Las flores de guanábana pueden ser de 3.2 a 3.8 cm de longitud, pueden ser mayormente grandes que las otras cuatro especies mencionadas. Las flores de esta especie se abren en las primeras horas del día, cuando las anteras están iniciando la liberación de polen; los pétalos externos se desprenden después de unas horas de su apertura, y los internos pueden pasar días para su caída u otras veces se desprenden juntos (Hernández *et al*., 2013).

Las flores individuales que se presentan en los tallos presentan cáliz con tres sépalos, ovados, no mayor de 5 mm de largo; corola con seis pétalos, los tres exteriores presentan forma oval, libres, gruesos, de 2 a 3 cm de largo, los tres interiores, ligeros y pequeños (Sephu, 2010). Las flores, hermafroditas, se forman sobre ramas pequeñas auxiliares o directamente sobre el tronco. El cáliz posee tres sépalos color verde oscuro y la corola seis pétalos de color cremoso. Los estambres son abundantes y distribuidos alrededor de los pistilos. Tienen muchos ovarios (Ávila, 2005). Las flores tienen el potencial de crecer en cualquier punto del tronco o de las ramas. El cáliz presenta 3 sépalos y la corola tiene 6 pétalos verdes que se vuelven amarillos poco antes de abrirse. Los tres pétalos interiores de la corola son ovado-elípticos y los exteriores tienen una configuración triangular. Las flores son cortas (aproximadamente 4-5 cm de diámetro), pediceladas y adquieren una forma triangular-cónica (Figura 4).



Figura 4. Flor de guanábana (*Annona muricata* L.).

Además, para tener un buen amarre de frutos es muy importante que estas sean polinizadas adecuadamente ya que por medio de los abejas o insectos es como se puede polinizar, pero una mejor manera de asegurarse es polinizando manualmente, esto se realiza con una flor ya desarrollada de la cual se extrae el polen y por medio de una brocha pequeña cada flor se abre y se inserta el polen; esa es una manera de estar seguros de que las flores están polinizadas y por ende tener mejor amarre de frutos.

3.5 Fruto

Los frutos de guanábana están clasificados como múltiples y pueden alcanzar dimensiones entre los 10 a 30 cm de longitud, con un peso de entre 1 a 5 kg, de forma oblonga cónica, semejante a un corazón o de forma irregular, esto último es debido a un desarrollo inapropiado del carpelo o vacíos producidos por insectos; la cáscara de color verde oscuro que posee varias "espinas" (rudimento estilares) pequeñas, suaves y carnosas. Cuando el fruto alcanza la madurez la cáscara es de color verde mate y adquiere una consistencia blanda con apariencia verticulada (Figura 5). La pulpa es de color blanco, suave, jugosa, cremosa y aromática, adherida a la cutícula, pero se separa fácilmente en carpelos y recubre totalmente las semillas que son de color negro que presentan dimensiones en promedio de 1 a 2 cm de largo, cada fruto puede tener hasta 200 semillas (Jiménez, 2017).



Figura 5. Fruto de guanábana (*Annona muricata* L.).

En las plantaciones de guanábana en la región del soconusco se ha reportado que el promedio de peso de un fruto es de 5 kg, pero en algunos casos los frutos han alcanzado peso promedio de entre 7 y 10 kg, esto indica que sí es posible incrementar los rendimientos por unidad de superficie en la región con los manejos adecuados.

El fruto verde presenta olor fuerte, conforme va alcanzando la madurez se torna suave y agradable. La cáscara del fruto es de color verde oscuro brillante, que se convierte a verde mate cuando alcanza la madurez fisiológica, y está cubierta de "espinas" que son residuos estilares. Puede ser ligeramente amarillenta, de un sabor marcadamente ácido, de textura carnosa y jugosa. El fruto contiene en su interior abundantes semillas de color negro que se desprenden fácilmente. Las semillas son alargadas, de forma ovoide y comprimida con endos-

permo de formación complicada y variable, de color oscuro brillante, con una longitud aproximada de 2 cm (Ávila, 2005; Sephu, 2010).

Datos reportados en la región del soconuco Chiapas indican que un árbol en producción puede llegar a producir hasta 400 frutos, si estos se cuidan adecuadamente se puede llegar a cosechar esa cantidad de frutos, con una calidad física excelente.

3.6 Semilla

López (2014), menciona que las características de las semillas del fruto de guanábana son: color negro, aspecto brillante, ovoides, aplanadas, miden de 15 a 20 mm de largo con testa oscura y brillante, y se encuentran diseminadas en la pulpa. El tiempo que debe trascurrir para que germine la semilla es de 30 a 60 d, este tipo de semilla se clasifica como ortodoxa (Figura 6).

Diversas investigaciones en la región de Soconusco, Chiapas, México en propagación de plantas de guanábana de forma asexual, indican que las semillas utilizadas para este fin han alcanzado un porcentaje de viabilidad de germinación del 95 %, esto en semillas recién extraídas de frutos, como también se tienen datos que la germinación de la semilla de guanábana a los tres meses de haberse extraído del fruto tiene una germinación del 0 %.



Figura 6. Semillas en el fruto de guanábana (*Annona muricata* L.).

4. Crecimiento y desarrollo

La flor de guanábana una vez polinizada, pierde sus estructuras y puede entrar en latencia o puede continuar su desarrollo hasta la maduración del fruto. El tiempo transcurrido en promedio a partir del momento de activación de crecimiento del fruto hasta cuando llega a su madurez de cosecha es de 220 d.

En el crecimiento y desarrollo del fruto de guanábana se muestran ocho estados de desarrollo en sus estructuras reproductivas:

Estado 1. Se caracteriza por presentar un botón floral (yema floral) que pude medir entre 0.6-1 cm de diámetro y es de color blanquecino; dicho botón floral se puede presentar en cualquier parte del tallo de la planta o en las ramas.

Estado 2. En este estado el tamaño de botón varía entre 1 y 3 cm de diámetro y su color es verde mate.

Estado 3. Comprende las fases de desarrollo de la flor en sus estados I a V, terminando cuando el estigma está desarrollado y presenta una solución estigmática en su superficie.

Estado 4. Abarca desde la polinización de la flor en estados V y VI y termina en el estado de flor desnuda; es decir, sin sépalos y pétalos, a la que se ha denominado “tabaco”.

Estado 5. Es el paso de estado de tabaco al de fruto en forma de erizo, que alcanza entre 3 y 4 cm de longitud.

Estado 6. Se denomina la fase de alargamiento del fruto, sus carpelos están bien unidos y las espinas están turgentes, aunque sus hombros están completamente lisos.

Estado 7. Se presentan cambios en los diámetros lateral y frontal del fruto, que se aprecia por la separación de los carpelos y la disminución de la turgencia de las espinas sobre todo en la parte basal del fruto.

Estado 8. Estado de madurez fisiológica considerada como aquella en que las semillas al interior del fruto están completamente desa-

rrolladas. Se aprecia externamente la separación de los carpelos del ápice del fruto y la disminución de la turgencia de las espinas.

La duración de estos estados se encuentra entre los 220 d, dependiendo esto de las condiciones climáticas predominantes.

El cultivo de guanábana inicia fructificación entre 3 a 5 años y alcanza su pleno desarrollo entre los 6 y 8 años. Durante esta etapa ocurre el proceso de diferenciación de ovarios a frutos y la separación o cuarteamiento de estilos. Se presentan 2 etapas, la primera va desde la polinización hasta el erizamiento con duración de 114 a 169 d y la segunda, de erizamiento a cosecha que es superior a 100 d. El fruto de guanábana es múltiple o sincárpico, con corteza coriácea, erizada, de espinas carnosas, sabor amargo, pulpa blanca y alto contenido de vitaminas B y C. El tamaño es variable y su acumulación de materia seca depende del cultivar (Miranda, 1995).

Después de fecundados los ovarios, el cambio morfológico se manifiesta cuando ocurre diferenciación de los ovarios fecundados a fruto, separándose los estilos, y semejando un "erizo". A este estado se le denomina como momento de "erizamiento" o "frutilla" que luego crece hasta madurar (Escobar *et al*., 1996).

En la actualidad, existe una gran diversidad en el cultivo de guanábana lo cual influye en las características físicas que el fruto va presentando durante su desarrollo y crecimiento, dicha diversidad influye en el tamaño y peso final que tendrá el fruto al momento de su cosecha.

4.1 Manejo en campo y limitaciones del frutal

La explotación comercial de este frutal se ve limitada por diversos factores; entre los más importantes se señalan: la propagación por semilla de las plantas (Figueroa, 1999), problemas de escasa floración (Cárdenas, 2002), deficiente manejo del cultivo (De Queiroz y Medrado, 1994), alta incidencia de plagas (Boscán y Godoy, 1983) y enfermedades (Subiros *et al*., 1987) y falta de técnica de poda (Escobar y Sánchez, 1992). Al respecto de esta problemática se puede afirmar que son pocas las investigaciones realizadas para este cultivo, debido a que es

escasa la información técnico-científica sobre el manejo de las plantaciones (De Queiroz y Medrado, 1994) entre los que se puede destacar el hábito de crecimiento vegetativo y reproductivo de las plantas (Bautista, 1999).

La guanábana es un arbusto de 3 a 8 m de altura, ramificado desde la base; sin embargo, también pueden encontrarse árboles con un eje central dominante (Baraona, 1992). El cultivo de guanábana en Campeche, México, se realiza fundamentalmente en los traspatios, siguiendo una estrategia en la que el árbol se deja crecer de manera natural hasta alcanzar alturas de más de 6 m, y en algunos casos se hacen podas de saneamiento que consisten en cortes de ramas con grosor de 10 cm de diámetro o más, lo que provoca que la planta se estrese, dificultando todo el manejo agronómico, desde control de plagas, enfermedades, manejo de podas y la cosecha (Reyes-Montero *et al*., 2014).

4.2 Densidad de plantación

4.2.1 Plantación tradicional

Un árbol de plantación tradicional de 18 años de edad, propagado por semilla, logra producciones anuales de alrededor de 30 kg de fruta, que equivale a 20 guanábanas de 1.5 kg planta/ha (Evagenlista-Lozano *et al*., 2003). En condiciones tradicionales, la producción de guanábana por árbol es baja, comparada con otros frutales de la región (Cruz, 1996), aunque existen frutos con pesos variables de 0.5 kg hasta 4 kg dependiendo de la región. En el estado de Campeche se han obtenido frutos de guanábana del Clon 9 de hasta 7 kg. Desde hace una década, el Colegio de Postgraduados Campus Campeche inició la implementación de la siembra de frutales de guanábana en alta densidad de plantación con 2,222 plantas/ha.

Estas plantaciones comenzaron a producir a partir del tercer año (dos años antes de lo que se reporta en plantaciones tradicionales), esta plantación fue manejada con podas de formación, con el fin de mantener a los árboles con una altura máxima de 2 m y separaciones de 1.5 m entre árboles y 3 m entre hileras. Esto permite la cosecha a mano y la producción obtenida es equivalente a la de 5 ha bajo con-

diciones de cultivo tradicional (Reyes *et al*., 2014), esta metodología se ha estado mejorando año con año para generar mejores recomendaciones prácticas del cultivo a los productores.

4.2.2 Alta densidad de plantación

Reyes-Montero *et al*. (2018) reportaron los resultados obtenidos de una investigación durante los años 2015-2017, en una huerta de guanábana (*Annona muricata* L.) establecida en alta densidad de plantación con 2,222 plantas/ha (3x1.5 m). El estudio se llevó a cabo cuando las plantas tenían 8 años de edad y concluyó a la edad de 10. Con la densidad evaluada (tres años de estudio) se obtuvo en promedio, una producción de 28 t de frutos por ha.

Un aspecto sobresaliente de esta transferencia de tecnología validada es el sistema de podas, que permitió mantener árboles de talla baja y cosechar la fruta manualmente, sin usar implementos como escaleras o bajadores, evitando daños mecánicos; también, permitió tener un control más eficiente de organismos plaga, y facilitando el manejo de los programas de riego y fertilización. Debido a que la cosecha se puede realizar manualmente sin que se dañen los frutos, tienen un mayor valor en el mercado de consumo en fresco.

Una hectárea de cultivo de guanábana en alta densidad de plantación es 5 veces más productiva que el de una plantación tradicional, equivalente en rendimiento a 5.0 ha en arreglo topológico tradicional. Este tipo de sistema de plantación es recomendable para productores del trópico que cuenten con superficies de cultivos reducidas. Cuando se aplica esta tecnología, después del octavo año de producción, el productor tiene ingresos anuales promedio de hasta $663,873.49 pesos (USD$33200.00) de utilidad por hectárea.

Para llevar a cabo el manejo de la huerta en alta densidad y obtener estos resultados, se empleó un sistema de riego por goteo y el fertilizante que se aplicó de forma directa, fundamentalmente fue nitrógeno, fósforo y potasio (N-P-K) usando la fórmula 17-17-17, con aplicaciones calendarizadas de fungicidas e insecticidas para el control de plagas y enfermedades. Así mismo se realizó el manejo de podas, el control de malezas y la inducción floral (Reyes-Montero *et al*., 2018).

4.3 Fertilización

El cultivo de guanábana requiere de altas cantidades de nitrógeno, fósforo y potasio, se recomienda la siembra en suelos con un buen drenaje, se estima que cada planta extrae del suelo 19 kg de potasio (K), 19 kg de nitrógeno (N), 8 kg de fósforo (P), 5 kg de calcio (Ca) y 0.9 kg de magnesio (Mg) (García-Álvarez, 2010; García-Soto *et al*., 2012).

4.4 Poda

Cabe mencionar que las podas en el sistema de alta densidad de cultivo son muy importantes, ya que de ellas depende mucho el éxito o fracaso del cultivo.

4.4.1 Poda de formación

La primera poda de las plantas (poda de formación), se debe realizar a una altura de 80 cm, medidos desde la base del árbol hacia arriba, dando un despunte al brote apical del centro de la planta, con lo que se elimina la dominancia apical y se promueve la generación de ramas primarias, para conformar la estructura del árbol.

4.4.2 Poda productiva

La segunda poda se deberá realizar a los cuatro meses después de la primera, estimulando la brotación de otras ramas secundarias sobre cada una de las primarias; la tercera poda se hace a los cuatro meses siguientes, promoviendo el crecimiento de ramas terciarias con esto se pretenderá obtener un mayor número de ramas productivas en cada árbol y lograr que se desarrolle una copa de 1.5 m de diámetro y una altura máxima de 1.8 a 2.0 m.

4.4.3 Poda de mantenimiento

A partir del segundo año solo se deberá realizar una poda de despunte posterior a de cada cosecha. Las podas se podrán realizar con tijeras, siguiendo la técnica de corte con inclinación de 45° y de un solo corte a 10 cm por debajo de la punta de cada rebrote, lo que ayuda a generar mayor número de ramas productivas (Reyes-Montero *et al*., 2018).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

Los factores precosecha que afectan a la calidad de la guanábana son: material genético, las condiciones ambientales, las características físicas y químicas del suelo donde se va a establecer la huerta, así como las tecnologías empleadas en el proceso productivo (control de plagas y enfermedades, control de malezas, dosis de fertilización, lámina y frecuencia de riego), estos contribuyen en la variabilidad de la calidad del cultivo.

El conocimiento del cultivo del guanábano, referido al tipo de material sembrado, forma de propagación utilizada y el plan de fertilización empleado, permitirán establecer los factores que pueden influir en la calidad de los frutos obtenidos a utilizar como materia prima en la elaboración de pulpas, jugos y néctares, entre otros subproductos, para el consumo humano (García-Álvarez *et al.*, 2012).

Durante las diferentes etapas de desarrollo y crecimiento del fruto este se encuentra expuesto a diversos factores que podrían influir en la calidad del mismo a la hora de la cosecha, tales factores son los relacionados con el manejo agronómico y los factores ambientales. Es importante cuidar las características físicas químicas y microbiológicas del fruto ya que estas son las características evaluadas por los mercados para poder considerar si un fruto es de calidad.

5.1 Plagas y enfermedades

Un factor que constituye una limitante severa en la producción de frutales en el mundo son las plagas y enfermedades. La siembra intensiva de monocultivos y la ausencia o nula tecnología en la producción de algunos frutales, unido al desequilibrio ecológico producido por prácticas inadecuadas en el manejo de plagas y enfermedades, han ocasionado que algunas plagas secundarias se conviertan en primarias (Coto y Saunders, 2001).

Las plagas y enfermedades tienen un alto impacto en el rendimiento y la calidad del cultivo de la guanábana en México y provocan grandes pérdidas económicas. Se estima que el 94 % de las pérdidas están aso-

ciadas a plagas y enfermedades que atacan al cultivo, mientras que el 6 % restante se debe al ablandamiento de frutos y susceptibilidad a magulladuras y heridas durante la maduración (Cayeros *et al*., 2017).

Algunas de estas plagas (*Bephratelloides cubensis, Cerconota anonella, Optatus palmaris, Oenomaus ortygnus, Maconellicocus hirsutus, Planococcus citri* y *Gonodonta pyrgo*) y enfermedades (antracnosis, muerte descendente de las ramas y pudrición del fruto) son los principales factores limitantes en la producción de guanábana en México. El elevado número de plagas puede deberse a compuestos volátiles producidos en los árboles, que podrían atraerlas. Otro factor importante es el clima, ya que el fruto y la flor de la guanábana pueden tener una alta incidencia (> 50 %) de hongos durante los meses más lluviosos (julio a octubre) (Cayeros *et al*., 2017). Además, la fruta de guanábana es propensa a problemas fitosanitarios, como es el daño causado por hongos fitopatógenos durante la postcosecha debido a las condiciones de almacenamiento y a la susceptibilidad de la fruta, lo que causa manchas negras que restringen su comercialización (Hernández *et al.,* 2013; Berumen-Varela *et al.,* 2019).

Una de las principales enfermedades que atacan al fruto de la guanábana es la antracnosis producida por el hongo *Colletotrichum gloeosporioides* Penz, el cual daña plántulas y plantas adultas al atacar tallos, ramas, hojas, flores y frutos. Otras enfermedades como pudrición blanda (*Rhizopus stolonifer* Ehr.), mancha negra de la hoja (*Phyllosticta* sp.), mancha del ápice de la hoja (*Pestalotia* sp.), mancha blanca de la hoja (*Macrophoma* sp.), pudrición del fruto (*Fusarium* sp., *Lasiodiplodia theobromae*), mancha morada (*Phytophthora* sp.), secado de ramas (*Diplodia* sp.), mancha foliar (*Scolecotrichum* sp.) y muerte descendente (*Lasiodiplodia theobromae*) también se reportan en México (Andrades *et al*., 2009; Hernández *et al.,* 2013; SIAP, 2019).

González-Ruíz *et al.* (2021) aislaron, identificaron y determinaron la patogenicidad de las enfermedades postcosecha relacionadas con hongos en las principales zonas productoras del estado de Nayarit, México; encontrando que los géneros *Lasiodiplodia*, *Colletotrichum*, *Rhizopus*, *Fusarium* y *Gliocladium* fueron identificados como potenciales

patógenos del fruto de la guanábana. Molecularmente, se identificaron las especies *Nectria haematococca*, *Lasiodiplodia theobromae* y *Lasiodiplodia pseudotheobromae*, que presentaron la mayor capacidad patógena. *Lasiodiplodia* es el principal hongo que se encuentra en la guanábana durante la postcosecha.

Además, la producción de la guanábana puede ser afectada por diversas plagas incluido los ataques de insectos tales como: la cochinilla rosada del hibisco (*Maconellicoccus hirsutus* Green) (Hemiptera: Pseudococcidae), el picudo de las anonáceas (*Optatus palmaris* Pascoe) (Coleoptera: Curculionidae), barrenadores de la semilla (*Bephratelloides maculicollis* Cameron y B. *cubensis* Ashmead) (Hymenoptera: Eurytomidae) y *Euphoria leucographa* (Gory & Percheron) (Coleoptera: Melolonthidae) (Coto y Saunders, 2001; Hernández *et al.,* 2013; Cambero-Ayón *et al.,* 2019).

Otra de las plagas que pueden afectar la producción de la guanábana son: la pudrición radicular (*Rosellinia* sp. y *Phytophthora* sp.) y desarrollo de manchas en los frutos por *Phytophthora* sp.), así como pudrición de frutos por *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.) Vuill., *Aspergillus niger* P.E.L. van Tieghem, *Penicillium* sp. (Okigbo y Obire, 2009), *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Penz. y Sacc., *C. acutatum* y *Fusarium chlamydosporum* Wollenweber y Reinking (Alberto y Otanes, 2016).

Cambero-Ayón *et al.* (2019) aislaron e identificaron a cinco géneros de hongos asociados a las pudriciones secas y cinco géneros de hongos a las pudriciones blandas, de los cuales se determinó mediante pruebas de patogenicidad en frutos sanos de guanábana y posteriormente, con identificación molecular, que *Colletotrichum gloeosporioides* y *Pestalotiopsis* sp. son los causantes de las pudriciones secas, mientras que el hongo *Lasiodiplodia pseudotheobromae* es el responsable de las pudriciones blandas de los frutos de guanábana en Nayarit, México.

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

El índice de cosecha en el fruto de guanábana es cuando ha alcanzado su madurez y se pone de manifiesto la pérdida gradual del color verde

oscuro del fruto y se torna un poco más opaco y su brillo disminuye, además sus espinas se tornan más suaves y flexibles (Casillas, 2009). Estos cambios físicos en el fruto son tomados en cuenta para la cosecha del fruto en campo.

Mío y Cunyarache (2017), mencionan que, de acuerdo con su calidad, la fruta de guanábana se puede clasificar en las categorías que se describen a continuación:

Extra. Presenta lesiones <5 % del área superficial, atribuibles a golpe de sol y rudimentos estilares (espinas) quebrados.

Categoría I. Manifiesta lesiones <15 % del área superficial, atribuibles a golpe de sol y rudimentos estilares quebrados, frutas ligeramente deformes.

Categoría II. Se observan lesiones <25 % del área superficial, atribuibles a golpe de sol y rudimentos estilares quebrados, frutas deformes.

De acuerdo con la clasificación de los frutos por los daños que presenten se considera de suma importancia los cuidados precosecha que se apliquen en campo, ya que, aunque la pulpa del fruto se encuentre bien al momento de la cosecha, si su apariencia física no cumple con los estándares de calidad impuesta por los mercados este no se podrá comercializar y por ende perderá su valor monetario.

La cosecha de los frutos se realiza manualmente, realizando un corte con tijera podadora previamente desinfectada, dejando de 2 a 3 cm del pedúnculo adherido a la fruta, se recomienda utilizar escaleras para colectar las frutas ubicadas en las partes altas del árbol, sin afectar las ramas. Siempre que sea posible se recomienda cosechar en las horas de la mañana para evitar la deshidratación de la fruta por la presencia de altas temperaturas (Mío y Cunyarache, 2017). Se recomienda que los frutos no se encuentren expuestos a los rayos del sol después de la cosecha ya que esto podría afectar las características físicas y metabólicas del fruto haciendo con ello que este pierda su calidad.

Aziz y Yusof (1994), mencionan que la perecibilidad y la corta vida de la guanábana están ciertamente asociados con la velocidad con la que ocurren los cambios característicos de la maduración. Una mayor

comprensión de este metabolismo respaldaría las propuestas tecnológicas para la conservación de la fruta por períodos más largos.

La producción de los árboles generalmente es baja debido a características de las flores que dificultan la polinización y al ataque de plagas y enfermedades; el rendimiento fluctúa entre 24 y 64 frutos por árbol. Si el fruto madura en el árbol es atacado por pájaros y además se desprende fácilmente. Se debe evitar cosechar el fruto muy verde porque la pulpa no madura bien y adquiere sabor amargo.

La guanábana se cosecha sazona, aunque en muchos de los casos se desconoce de ello y se hace de una manera empírica. Este proceso se maneja considerando los aspectos tales como la tonalidad y el brillo de la cáscara, firmeza de la fruta y fácil desprendimiento de las aristas de la cáscara. La antracnosis en la guanábana no solo ataca frutos maduros, sino frutos en desarrollo, es frecuente que se coseche en forma prematura para evitar que la enfermedad cause daño a las frutas aparentemente sanas. Esto da lugar a que la fruta no alcance su madurez o, en caso de que logre alcanzarlo, se pudra sin haber llegado al punto adecuado de madurez (Arauz y Mora, 1983).

Realizar la cosecha de frutos que aún no han alcanzado la madurez fisiológica influye en las características físicas y químicas, y en la viabilidad de las semillas. Un dato importante que podría beneficiar para poder cosechar frutos con la madurez fisiológica adecuada sería teniendo en cuenta la edad de cada fruto, esto se lograría etiquetando cada uno de los frutos con una etiqueta de color de acuerdo con la edad.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

La corta vida postcosecha de la guanábana hace necesario conservar la fruta en condiciones ambientales controladas, para almacenar la fruta destinada a mercado de consumo en fresco se recomienda colocarla en refrigeración a 13 °C y 90 % de humedad relativa. Es recomendable despulpar la fruta madura lo más pronto posible, ya que sufre pronta oxidación y fermentación, además de que es muy susceptible al daño

por patógenos como pudrición blanda (*Rhizopus* sp.) y antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*), entre otros (Hernández *et al*., 2017).

En frutos de guanábana pueden registrarse altas pérdidas en postcosecha (25 a 35 %) por prácticas inadecuadas.

Los frutos cosechados deben manejarse bajo condiciones adecuadas de temperatura, humedad relativa (85-90 %), empaque y almacenamiento, con el fin de prolongar la vida de anaquel ya que después de recolectados son susceptibles a daños físicos, químicos y microbiológicos.

Dentro de las operaciones normales de manejo postcosecha de los frutos de guanábana, se destacan las operaciones de: recolección, selección, eliminación de residuos orgánicos, clasificación, desinfección, pesaje, preenfriamiento entre 12 y 15 °C, secado de humedad residual, encerado (opcional), almacenamiento y transporte (Jiménez *et al*., 2017).

Dentro del manejo postcosecha en la actualidad es indispensable contar con protocolos de inocuidad agroalimentaria, y trazabilidad para poder asegurar que se cumplen cada una de las normas establecidas para la calidad del fruto de guanábana en el momento de cosecha y empaque, y así evitar el mayor riesgo posible de pérdidas de frutos.

A continuación, se describen las operaciones que debe realizarse a los frutos de guanábana después de la cosecha, lo que puede repercutir directamente con la calidad del mismo.

Manejo del producto: Para tener buena calidad en el momento de comercializar el fruto, se deben tener en cuenta los cuidados sobre todo en la manipulación y transporte que pueda evitar magulladuras, heridas, etc. que se pueden convertir en entrada de agentes contaminantes ya sean de tipo químico, físico y/o biológicos.

Selección: Consiste en separar las frutas que presentan magulladuras, hongos, pudrición, exceso de madurez de las que se encuentran en perfecto estado; las condiciones de daños o sanidad que puedan manifestar los frutos permitirán transportar la fruta a diferentes distancias para su comercialización. La supervisión de la ejecución de

este proceso debe de ser muy rigurosa para evitar que se introduzca fruta dañada con las demás frutas que están libres de agentes contaminantes.

Empaque: El embalaje a utilizar en el empaque del fruto debe contribuir a reducir los daños físicos y mecánicos causados por las heridas y manchas del producto, ruptura de las células y daño tisular que ocasionan pérdida de agua y lo más importante, un rápido incremento en la respiración del tejido dañado. El empaque que se hace es muy importante para el manejo del fruto. El empaque del producto debe ser diseñado físicamente para que soporte los esfuerzos dinámicos y estáticos que pueda sufrir durante la operación para la cual se diseñó, como también para asimilar los procesos metabólicos de la maduración que tengan lugar en el tiempo de manejo del producto (López, 2014). El empaque es un proceso clave para poder conservar la calidad que se haya obtenido en campo ya que un mal proceso de empacado podría afectar de forma leve o severa la calidad del fruto y por ende que el mercado destino lo rechace.

Transporte: Durante el transporte se presentan daños causados principalmente por vibración, impacto y compresión de la carga en el vehículo, contribuyendo notablemente al deterioro de la calidad del fruto, tanto para el consumo en fresco, como para el uso industrial. Un porcentaje de daños se puede reducir si se utilizan los materiales adecuados para el empaque y, el proceso de empacado sea el adecuado, así como el tipo de transporte que se utilice y los cuidados del operario al transportar la carga.

Almacenamiento: Esta etapa tiene gran incidencia en el control del mercado y mantenimiento de la calidad. Además, permite proteger el producto de enfermedades, insectos, roedores y condiciones climáticas adversas. El almacenamiento para este tipo de frutos debe ser el adecuado donde los factores ambientales puedan ser controlados, es decir, que la fruta no este expuesta a un ambiente extremo.

Respiración: Durante el proceso de respiración, la producción de energía proviene de la oxidación de las propias reservas de almidón, azúcares y otros metabolismos. Respiran absorbiendo oxígeno de la at-

mósfera y liberando bióxido de carbono. Las frutas frescas respiran a fin de obtener la energía suficiente para llevar a cabo los procesos fisiológicos que le permitan completar su ciclo de vida.

Transpiración: Con la cosecha del fruto el abastecimiento de agua, de la planta al fruto, se interrumpe, por lo tanto, el producto debe sobrevivir con sus propias reservas.

La fruta continúa respirando normalmente, después de cosechado, y por consiguiente también transpira, lo que hace que pierda líquido, buscando equilibrar el vapor de agua del producto con el vapor de agua del medio ambiente (López, 2014). Si la respiración y transpiración del fruto es muy rápida debido al ambiente que le rodea, esto influirá en la actividad metabólica del fruto.

Otro factor importante que influye en la duración de la vida postcosecha del fruto es el estado de madurez al momento de la cosecha, no obstante, diversos estudios no muestran el índice de cosecha empleado. Aquí se mencionan algunos indicadores visuales para efectuar la cosecha en Cuba y en Venezuela con base en el color de la cáscara y en ocasiones se considera la textura, el contenido de sólidos solubles totales y la acidez, además de estos parámetros en Veracruz, México se toma en cuenta la madurez de corte que se adquiere en huertos comerciales, a los 160 d después de la antesis cuando el fruto adquiere el color verde claro o amarillento; este cambio de color ha sido mencionado también como indicador de corte por otros autores (Castillo *et al*., 2005).

Los frutos deben manejarse bajo condiciones adecuadas de temperatura, humedad relativa, empaque y almacenamiento, con el fin de prolongar su vida de anaquel ya que éstos son organismos vivos que después de cosechados son susceptibles a daños físicos, químicos y microbiológicos.

Dentro de las operaciones normales de postcosecha se mencionan las etapas de: recolección, pesado, selección, clasificación, limpieza, desinfección, preenfriamiento a 12 y 15 °C, secado de humedad residual, encerado (opcional), almacenamiento y transporte (Loor y Eulises, 2011).

Un manejo inadecuado en alguno de los procesos de manejo de postcosecha provocaría pérdidas económicas para el productor.

Para garantizar una madurez uniforme del fruto después de la cosecha, se recomienda colocarlo con la parte del pedúnculo hacia abajo. La guanábana es un fruto muy perecedero (climatérico), ya que a los pocos días de ser cosechado se deteriora. Los factores que influyen o aceleran el deterioro del fruto después de cosechado pueden ser el manipulado (daños mecánicos) y transporte (magulladuras), ya que estos pueden favorecer la presencia de pudriciones del fruto (Quispe, 2011).

El manejo y procesamiento postcosecha de estas frutas es claramente deficiente. Esto puede atribuirse en gran medida a la falta de conocimiento sobre muchas de las características que caracterizan su maduración, entre las que destacan las fisiológicas y fisicoquímicas (Márquez *et al*., 2012).

Las prácticas postcosecha se basan en el control y manejo de variables como: temperatura, humedad relativa, aplicación de tratamientos suplementarios, entre otros (Revelo, 2016).

8. Tecnologías para la conservación

Recientemente, se han publicado estudios en cuanto a las tecnologías de manejo postcosecha, en los cuales se aplica el uso de la refrigeración, el envasado en atmósfera modificada, revestimientos e inhibidores del etileno. Por su sabor característico, el fruto de la guanábana presenta un gran potencial para ser explotado y conquistar nuevos mercados (Jiménez *et al*., 2017).

Cuando nos referimos a la calidad del fruto, esta debe satisfacer el gusto del consumidor, es por ello que, la calidad inicial de la fruta cosechada no puede ser mejorada aplicando tecnologías durante el periodo postcosecha, pero si es posible mantener dicha calidad utilizando sistemas de conservación; cómo, por ejemplo, empaques adecuados, sistemas de refrigeración, atmósferas controladas o modificadas, entre otros que permitan la satisfacción del consumidor (Mío y Cunyarache, 2017).

La refrigeración es una de las tecnologías más eficaces y de uso general que permiten prolongar la vida de anaquel y conservar las características de calidad propias del fruto; sin embargo, los frutos de la guanábana presentan sensibilidad al daño causado por el frío; es decir, sufren daños fisiológicos cuando son almacenados a temperaturas de refrigeración que van desde los 4 a los 18 °C, observándose daños superficiales (decoloración y depresiones), mantenimiento o aumento de la firmeza de la pulpa, pérdida de la capacidad de madurar, pardeamiento de la pulpa, pérdida de sabor y aceleración de la senescencia (Alvez *et al*., 1997; Jiménez *et al*., 2017). La tecnología de la refrigeración de los frutos es una alternativa para poder minimizar el grado de aceleración de la madurez del fruto, teniendo los cuidados adecuados de no exponerlo a las bajas temperaturas que afecten la calidad, aunque en la actualidad esta tecnología ya se encuentre disponible sigue siendo un recurso no disponible para aquellos productores que no pueden costear dicha tecnología de conservación.

Existen diversas tecnologías en postcosecha utilizadas principalmente para extender la vida comercial de los productos hortofrutícolas. Dichas tecnologías tienen diferente manera de actuar y la efectividad dependerá de varios factores como tipo de fruta (climatérica, no climatérica), estado de madurez, variedad, origen (tropical, subtropical, templado), composición química (contenido de agua, azúcar, acidez, etc.), entre otros (Báez y Contreras, 2019).

Kader (1995) (citado por Jiménez *et al*., 2017), mencionan que el uso de atmósferas modificadas y atmosferas controladas con bajos niveles de etileno y oxígeno, o niveles altos de CO_2 y complementando con la refrigeración han contribuido significativamente para extender la vida de anaquel de frutos y hortalizas, manteniendo la calidad de éstos.

Algunas técnicas se asocian comúnmente con la refrigeración, como el recubrimiento con ceras especiales. Las ceras, además de actuar como barreras para la transmisión de vapor de agua y gas, forman una capa más gruesa en la cáscara de la fruta, lo que permite reducir la pérdida de masa. Además, pueden modificar la atmósfera interior de fruta reduciendo el metabolismo (Coelho *et al*., 2004).

En la actualidad, existe una gran gama de tecnologías con excelentes resultados en el alargamiento de la vida de anaquel del fruto de guanábana, aunque una de las limitantes de dichas tecnologías es que no se encuentran disponibles para los pequeños productores por diversos motivos tales como el costo de dichas tecnologías.

La guanábana por ser de origen tropical hace que su vida de anaquel se vea limitada por la presencia del daño por frío cuando se le almacena en refrigeración a bajas temperaturas. Este efecto se aprecia a temperaturas inferiores a 15 °C (Reginato y Lizana, 1980). Sin embargo, existen otras tecnologías tales como, bajos niveles de etileno y oxígeno, o niveles altos de CO_2 en el cuarto frío (atmósfera controlada) que pueden ser recursos útiles para prolongar el almacenamiento de los frutos.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

La composición nutricional de la guanábana se describe a continuación en el Cuadro 1:

Cuadro 1. Composición nutricional del fruto de guanábana y sus compuestos funcionales.

Por cada 100 g de fruta fresca aporta	
Azúcares (glucosa y fructosa) 15,63 %	Hierro 0,47 mg
Vitamina C 0,021 %	Fósforo 26,0 mg
Almidón 1,62 %	Magnesio 23,9 mg
Proteína 1,22 %	Sodio 23 mg
Grasa 0,31 %	Potasio 45,8 mg
Cenizas 0,73 %	Asimilo bine (isoquinolina)
Fibra 1,63 %	Anoniine (isoquinolina)
Humedad 80,6 %	Anonaine (isoquinolina)
	Ácido caproico
	Arginina (aminoácido)
	Citrulina (proteína)

Fuente: Morton, 1987.

En guanábana la evaluación fitoquímica extensiva de las diferentes partes de la misma ha demostrado la presencia de varios CB (Compuestos Bioactivos) tales como: compuestos fenólicos (CF), ciclopéptidos, vitaminas, megastigmanes, aceites esenciales, acetogeninas (ACGs) y alcaloides (ALKs). Los principales compuestos de interés en la guanábana son los CF, ACGs y ALKs (Coria *et al*., 2016).

Compuestos fenólicos (CF)

En la pulpa de guanábana se han encontrado principalmente derivados del ácido hidroxicinámico y flavonoles como el kaempferol y miricetina. En la hoja de guanábana se han reportado 33 compuestos fenólicos, mientras que en la pulpa 13 compuestos fenólicos; sin encontrar reportes en semilla, columela o cáscara.

En la actualidad, los compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante presentes en las diferentes frutas ha cobrado una gran importancia en la salud humana ya que estos compuestos intervienen en la oxidación de las células humanas y en la prevención de las enfermedades cardiovasculares, y en un menor grado en la prevención de diabetes esto según algunos estudios realizados en países desarrollados (Correa-Gordillo *et al*., 2012).

Es por ello, la importancia en la actualidad del estudio de la caracterización química de las anonáceas y en especial de *Annona muricata L,* con dichas investigaciones se contribuiría en aportar información de la calidad nutritiva de la guanábana. En el cultivo de guanábana está no solo el reto de incrementar el rendimiento por unidad de superficie, sino que también está el reto de incrementar la calidad nutritiva en cuanto a compuestos fenólicos y sus derivados.

Alcaloides (ALK)

La presencia de alcaloides en la guanábana se ha identificado en diferentes órganos de esta especie, los más abundantes son la reticulina y coreximina. Se han reportado 29 alcaloides diferentes presentes en esta especie, los cuales se encuentran principalmente en pulpa, se-

millas, hojas, raíz, corteza y tallo, no existiendo reportes de alcaloides presentes en cáscara y columela (Coria *et al*., 2016).

Acetogeninas (ACGs)

Las ACGs, son los compuestos naturales de particular interés debido a sus actividades antitumoral, citotóxica, antiparasitaria, insecticida, antimicótica e inmunosupresora. El mecanismo de acción de las ACGs de anonáceas es debido a su potencia inhibidora del complejo I (NADH: ubiquinona oxidorreductasa) en sistemas de transporte de electrones mitocondriales de mamíferos e insectos; son potentes inhibidores de la NADH oxidasa de las membranas plasmáticas de las células cancerosas.

El cultivo de guanábana ha cobrado importancia no solo por su sabor característico que lo distingue, sino que también por su enorme aporte nutricional en la salud humana, ya que diversas investigaciones han reportado la presencia de ACGs en las diversas partes del fruto, este grupo de compuestos ha mostrado un efecto positivo en contrarrestar las células cancerosas (Correa-Gordillo *et al*., 2012).

10. Importancia económica

Se puede medir la importancia económica por la aplicación medicinal, ornamental, insecticida biológico, extracción de esencias y aceites, cercos vivos, leña, madera para elaboración de herramientas de trabajo entre otros usos. La pulpa también puede ser consumida en productos elaborados como jugos, helados, paletas, licores, dulces, gelatinas, néctar y jaleas. Para el área de la farmacología, el tallo, hojas y semillas del guanábano han sido usados históricamente en medicina tradicional por los pueblos indígenas dadas sus capacidades antitumorales, parasiticidas y antidiarreicas (Cayeros *et al*., 2017; Julio, 2018).

Un gran número de compuestos químicos se han extraído de las semillas, así como en otras partes del árbol de guanábana, entre ellos se encuentran los flavonoides, alcaloides y acetogeninas; se cree que las acetogeninas tienen propiedades anticancerígenas donde actualmen-

te se han obtenido amplia variedad de productos y están disponibles para el tratamiento del cáncer. Los flavonoides y alcaloides contenidos en la corteza, semilla y hojas de varias especies de la familia Annonaceae han demostrado propiedades como insecticidas y antibacterianas, y se han utilizado para los tratamientos médicos (Julio, 2018).

El valor económico está relacionado principalmente por el uso alimenticio ya que son frutos dulces y de alto valor nutritivo, además de ser atractivos y exóticos y fuente importante de carbohidratos, minerales y vitaminas (SNICS, 2017).

11. Usos potenciales

La pulpa de la guanábana está constituida principalmente por agua; además proporciona sales minerales, potasio, fósforo, hierro, calcio, lípidos, tiene un alto valor calórico debido a la presencia de hidratos de carbono; además es rica en vitamina C y provitamina A, así como de vitamina B (Casillas, 2009). Por todas las bondades alimenticias y nutritivas antes mencionadas es que el fruto de guanábana está teniendo preferencia por parte de los consumidores.

La pulpa del fruto es muy jugosa y se puede consumir directamente, pero mayormente se usa para confeccionar bebidas refrescantes, helados, conservas, jaleas y mermeladas. El fruto verde se cocina como verdura en Puerto Rico.

Otro uso potencial es como biocidas y venenos. Las hojas y semillas contienen dos alcaloides (muricina, muricinina) que poseen propiedades insecticidas. Las semillas pulverizadas se utilizan para matar piojos, chinches, polillas y cucarachas (González y Meneses, 2014).

12. Conclusiones

Con base en los reportes de los diferentes autores, existen diferentes centros de origen de la guanábana, esto hace que exista gran variabilidad y que poco se ha estudiado. Por esta diversidad de centros de origen y una amplia gama de distribución, debe hacerse un estudio molecular para dilucidar la diversidad genética de la guanábana.

Poco se ha estudiado la botánica y fenología de la guanábana, y es de suma importancia diferenciar los procesos para el manejo postcosecha, considerando que el fruto de la guanábana es climatérico.

La guanábana por ser un fruto nativo de México y de las zonas tropicales presenta gran potencial, ya que actualmente ha tomado importancia el consumo de este frutal por sus propiedades antioxidantes y por su impacto en la salud humana.

Se deben caracterizar los materiales de guanábana y hacer selección de ecotipos promisorios con fines de registro para la conservación del recurso fitogenético.

13. Bibliografía

Alberto, R.T. y Otanes, A.T., 2016. Morphological and molecular identification and fungicide sensitivity assay of pathogens attacking guyabano (*Annona muricata*) in Philippines. Plant Pathology & Quarantine, 6(1), 60-79. https://doi.org/10.5943/ppq/6/1/9.

Alvez, R., Filgueiras, H., Mosca, J., 1997. Colheita e pós-colheita de Annonaceae. Produção e Merc. (pinha, graviola, atemóia e cherimólia) 240–256 p.

Andrades, I., Yender, F., Labarca, J., Ulacio, D., Paredes, C., Mar N., 2009. Evaluación de la antracnosis (*Colletotrichum* sp.) en guanábana (*Annona muricata* L.) tipo Gigante en el sector Moralito del estado Zulia, Venezuela. Rev. UDO Agric. 9, 148-157.

Arauz, L. F. y Mora, D., 1983. Evaluación preliminar de los problemas postcosecha en seis frutas tropicales de costa rica. *Agron. Costau*. 7, 43-53 p.

Ávila, L. F. J., 2005. Efecto del ácido giberélico y agua a 4° C en la germinación de las semillas de guanaba (*Annona muricata* L.). Tesis de licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

Aziz, P.A. y Yusof, S., 1994. Physico-chemical characteristics of soursop fruit (*Annona muricata*) during growth and development. ASEAN Food Journal, New York, 9 (4), pp.147-150.

Báez, S. M. A y Contreras, M. R., 2019. Oportunidades de mejora en los procesos postcosecha de frutas y hortalizas. (Fecha de consulta: 16 de enero del 2020).

Baraona, M., 1992. Guanábana y Macadamia. Fluricultura Especial., Fluricultura II., San José - Costa Rica., EUNED. pp. 17-21.

Bautista, D., 1999. Crecimiento, ramificación y arquitectura de los vegetales. Notas y Apuntes. Asignatura Fruticultura II. Postgrado de Horticultura. UCLA. Barquisimeto, estado Lara. Venezuela. pp. 68.

Berumen-Varela, G., Hernández, M.A., Tiznado-Hernández, M.E., 2019. Utilization of biotechnological tools in soursop (*Annona muricata* L.). Sci. Hortic. 245, 269-273. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.10.028.

Boscán, N. y Godoy, F., 1983. Enemigos naturales de *Cerconota anonella* Sepp. Perforador del fruto de la guanábana (*Annona muricata* L.). Agronomía Tropical 33 (1-6), 155-161.

Cambero-Ayón, C.B., Luna-Esquivel, G., Rios-Velasco, C., Az-Heredia D., M., Rodríguez-Palomera, M., Betancourt-Arangur, A. y Cambero- Campos, O.J., 2019. Causal agents of rot in Soursop fruit (*Annona muricata* L.) in Nayarit, Mexico. Revista Bio Ciencias 6, e538. http://doi.org/10.15741/revbio.06.e538.

Cárdenas, T.L. 2002. Influencia de la humedad relativa en la receptividad del estigma de guanábana (*Annona muricata* L.) en el Guamo (Tolima). Revista Colombia Forestal 7(15), 69-78.

Casillas, R. X., 2009. La guanábana. Lázaro Cárdenas, Michoacán, México.

Cayeros, S.E., Robles, F.J., Jiménez, A., 2017. Guanábana en el municipio de Compostela, Nayarit. Educateconciencia, 13, 27-36.

Coelho, De L. M, A., Elesbao, A. R., Cunha F. H. A., Gurgehl L. J. R,. 2004. Uso de cera e 1-metilciclopropeno na conservação refrigerada de graviola (*Annona muricata* L.). *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP*, 26, 433-437.

Correa-Gordillo, J., Darwin-Ortiz, J. E., Larrahondo, Sánchez-Mejía, M., Helena Pachón. 2012. Actividad antioxidante en guanábana (*Annona*

muricata l.): una revisión bibliográfica. Bol Latinoam Caribe Plant Med Aromat 11(2): 111 – 126.

Coria, T. A. V., Montalvo, G. E., Yahia, E. Obledo, V. E. N., 2016. *Annona muricata*: A comprehensive review on its traditional medicinal uses, phytochemicals, pharmacological activities, mechanisms of action and toxicity. Arabian Journal of Chemistry In press: http://doi.org/10.1016/j.arabjc.2016.01.004.

Coto, D. y Saunders, J.L., 2001. Insectos plaga de la guanábana (*Annona muricata*) en Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica), 61, 60-68. http://www.sidalc.net/repdoc/A2131e/A2131e.pdf.

Cruz, C.J.G., 1996. Oportunidades de investigación para incrementar la producción del guanábano (*Annona muricata* L.) en México. Memorias de la reunión Recursos Genéticos Potenciales, Tecnologías, Alternativas y Mercados para la Agricultura de la Región Centro Occidente de México. Universidad Autónoma Chapingo. Morelia, Michoacán. pp. 67-73.

De Queiroz y Medrado P.A.C., 1994. Graviola para exportação: Aspectos técnicos da produção. EMBRAPA-SPI. Brasilia. pp. 11-39.

Elizondo, M.R., 1989. Consideraciones agroeconómicas del guanábano en Costa Rica. MAG, ASOPRAGA, INA. UCR. San Jos, Costa Rica. 206 p.

Escobar, T.W. y Sánchez L. 1992. Guanábano. Fruticultura Colombiana. Manual de asistencia técnica No. 57. Ediciones Produmedios. Palmira. Colombia. pp. 90.

Escobar, T.W., Zarate, R.R.D., Bastidas A., 1996. Biología floral y polinización artificial del guanábano *Annona muricata* L. en condiciones del valle del Cauca, Colombia. Acta Agron. 36-20.

Evangelista-Lozano, S., Cruz, C.J.G., Pérez, G.S.; Mercado, S.E. y Dávila, O.G. 2003. Producción y calidad frutícola de guanábanos (*Annona muricata* L.) provenientes de semilla de Jiutepec, Morelos, México. Rev. Chapingo Ser. Hortic. 9, 69-79.

Figueroa, M., 1999. Taxonomía y clasificación de especies y tipos más importantes. Memorias. Curso: Manejo y producción del guanábano. El Vigía, Estado Mérida. Venezuela.

García, Á. M. E., 2010. La guanábana (*Annona muricata* L.). Propiedades y usos. Revista CitriFrut 27 (1), 69-70.

García-Soto, A., Ettiene, E. G., Pérez-Pérez L., Sandoval L., Montilla-Soto E. 2012. Propagación y fertilización del cultivo del guanábano. II. Características químicas de frutos. Revista Facultad de Agronomía (LUZ). 29, 20-36.

González P. A. y Meneses F. A., 2014. Elaboración de licor de guanabana (*Annona muricata*). Instituto Tecnológico del Altiplano de Tlaxcala, Xocoyucan, Tlaxcala, México.

González-Ruíz, A.V., Palomino-Hermosillo, Y.A., Balois-Morales, R., Ochoa-Jiménez, V.A., Casas-Junco, P.P., López-Guzmán, G.G., Berumen-Varela, G., Bautista-Rosales, P.U., 2021. Pathogenic Fungi Associated with Soursop Fruits (*Annona muricata* L.) during Postharvest in Nayarit, Mexico. Horticulturae 7, 471.

https://doi.org/10.3390/horticulturae7110471.

Hernández-Fuentes, L. M., Gómez-Jaimes, R., Andrés-Agustín, J., 2013. Importancia, Plagas Insectiles y Enfermedades Fungosas Del Cultivo Del Guanábano. Libro Técnico Núm. 1. Campo Experimental Santiago Ixcuintla, Nayarit. México. 87 pp.

Hernández, F. L. M., Y. Nolasco, G. y E. J. Cruz, G., 2017. Selección y caracterización de guanábana y recomendaciones para su manejo agronómico. Folleto Técnico Núm. 34. INIFAP-Campo Experimental Santiago Ixcuintla, Nayarit. México. 57 pp.

Hernández, F. L. M., Bautista, M. N., Carrillo, S. J. L., Sánchez, A. H., Urías L. M. A., Salas, A. M. D., 2008. Control del barrenador de las semillas, Bephratelloides cubensis Ashmead (Hymenoptera: Eurytomidae) en guanábana, Annona muricata L. (Annonales: Annonaceae). *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)*, *24*(1), undefined-undefined. [Fecha de Con-

sulta 20 de noviembre de 2019]. ISSN: 0065-1737. Disponible en: https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=575/57524110.

Jiménez-Zurita, J. O., Balois-Morales, R., Alia-Tejacal, I., Juárez-López, Porfirio, Jiménez-Ruíz, Edgar Iván, Sumaya-Martínez, María Teresa, Bello-Lara, Juan Esteban (2017). Tópicos del manejo postcosecha del fruto de guanábana (Annona muricata L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8 (5). [Fecha de Consulta 17 de noviembre de 2019]. ISSN: 2007-0934. Disponible en: https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=2631/263152411012.

Julio, G. A., 2018. Evaluación postcosecha de resveratrol y 6-bencil aminopurina en guanábana (*Annona muricata* L.) (Tesis de pregrado). Universidad Autónoma Del Estado De México, El Cerrillo, Piedras Blancas, Toluca.

López, V. C., 2014. Cultivo de guanábana. Universidad Cézar Vallejo, Chiclayo, Perú.

Loor, V., Eulises Euchlides. (2011). Influencia de las fases lunares en la propagación de guanábana (*Annona muricata* L.) por método asexual. 75 p.

Márquez, C. C. J., Villacorta, L. V., Yepes, B. D. P., Ciro, V. H. J., Cartagena V. J. R., 2012. Physiological and Physico-Chemical Characterization of the Soursop Fruit (*Annona muricata* L. cv. Elita). Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín 65, 6477-6486.

Mío, R. V. M. y Cunyarache, P. D., 2017. Formulación y caracterización de un filtrante a partir de las hojas de guanábana (Annona muricata L.). (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque, Perú.

Miranda, L. D. 1995. Manejo agronómico del cultivo de guanábana. Recuperado de: https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/21323/77727_59875.pdf?sequence=1 (Fecha de consulta: 28 de enero del 2020).

Morton, J. F., 1987. Fruits of Warm Climates. Miami, FL.: Creative Resource Systems, Inc.

Morton, J., 1987. Soursop. p. In: Fruits of warm climates. Julia F. Morton, Miami, FL. pp. 75-80.

Okigbo, R. y Obire, O., 2009. Mycoflora and production of wine from fruits of soursop (*Annona muricata* L.). International Journal of Wine Research, 1, 1-9. http://doi.org/10.2147/IJWR.S4667.

Quispe, N. P. R., 2011. Biología del "gusano perforador del fruto" de guanábana *Cerconota anonella* (Sepp) lepidopteraoecophoridae en el distrito de san ramonchanchama yo". (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional Del Centro Del Perú, El Mantaro, jauja, Perú.

Revelo, C. D. A., 2016. Estudio del efecto del 1-metilciclopropeno (1-mcp) y la radiación uv-c sobre la calidad postcosecha de la uvilla (*Physalis peruviana*) orgánica. (Tesis de licenciatura). Universidad Tecnológica Equinoccial, Quito.

Reyes-Montero, J.A., Acevez, E., Vila, C., García, E. 2014. Cultivo de Guanábana (*Annona muricata* L.) en altas densidades de plantación. La granja 5, 2-4.

Reyes-Montero, J.A., Aceves-Navarro, E., Caamal-Velazquez, J.H. y Alamilla-Maga, J.C., 2018. Producción de guanábana (*Annona muricata* L.) en alta densidad de plantación, como alternativa para productores con superficies reducidas. Agroproductividad, 11(9), 37-42. https://doi.org/10.32854/agrop.v11i9.1212.

Reginato, M. y Lizana, A., 1980. Alteraciones detectadas en chirimoyas durante el almacenamiento. Investig. Agrícola. 6, 97-101.

Romero, S. K. J. y Cetzal, I. W., 2015. Las especies del género *Annona* (Annonaceae) cultivadas de la Península de Yucatán, México. Herbario CICY 7, 147–153 p.

Sephu, 2010. Recomendaciones para solucionar problemas de Floración, Cuajado y Aborto de Flores. En: interempresas.net. Recuperado de: https://www.interempresas.net/FeriaVirtual/Catalogos_y_documentos/81972/046---11.05.10---Cultivo-de-la-Guana--769-bana.pdf (Fecha de consulta: 20 de Noviembre del 2019).

SIAP, 2019. Disponible en: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/.

SNICS., 2017. Anonáceas (Annona spp.). En: *gob.mx*. Recuperado de: https://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/anonaceas-annona-spp (Fecha de consulta: 20 de Noviembre del 2019).

Soplin, T. H., 2015. Propagación botánica de *Annona muricata* L. "Guanábana" bajo cuatro sustratos en iquitos – Perú (Tesis de pregrado). Universidad Nacional De La Amazonia Peruana, Iquitos, Perú.

Subiros, J., Flores, E., Vargas, E., 1987. Estudio de la antracnosis en guanábana (*Annona muricata* L.) II. Efecto en la Morfología de los Tallos. Turrialba 37(3), 287-294.

Vargas, H. A. P., 2015. Estudio y Análisis del Guanábana y su Aplicación en la Gastronomía. Tesis de licenciatura. Universidad Tecnológica Equinoccial, Quito, Ecuador.

MEMBRILLO CIMARRÓN O TLAXISTLE (*Malacomeles denticulata* [Kunth] G. N. Jones)

Carlos A. Núñez Colín[1]

1. Introducción

El género *Malacomeles* está constituido por diferentes especies de arbustos que tienen en común un fruto comestible de color rosa a rojo, el cual es muy parecido al de otros cultivos conocidos comúnmente como frutillas o "berries" (Figura 1; Núñez-Colín *et al*., 2015). Las frutillas son plantas que tienen frutos de tamaño pequeño y sintetizan compuestos fenólicos (flavonoides, taninos, estilbenos y ácidos fenólicos) que tienen un comprobado efecto en la prevención, control y tratamiento de diversas enfermedades como las cardiovasculares, los desórdenes neurodegenerativos, la obesidad, así como diversos tipos de cáncer principalmente de esófago y gastrointestinales (Seeram, 2008; Núñez-Colín *et al*., 2015).

[1] Programa de Ingeniería en Biotecnología, División de Ciencias de la Salud e Ingenierías, Universidad de Guanajuato. Mutualismo #303, Col. La Suiza, Celaya Guanajuato, 38060, México.



Figura 1. Frutos de membrillo cimarrón.

El género *Malacomeles* pertenece a la subtribu *Pyrinae* —anteriormente conocida como la subfamilia Maloideae, que es lo que vulgarmente se conoce como la subfamilia de las manzanas— dentro de la familia Rosaceae (Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Turner, 2011). La familia Rosaceae tiene cultivos de frutillas que actualmente son importantes como *Amelanchier* (Saskantoon berry y serviceberry), *Crataegus* (tejocote, mayhaw y hawthorn), *Fragaria* (Fresas), *Prunus* (chokeberry), *Rubus* (frambuesas y zarzamoras), *Sorbus* (rowanberry), donde *Amelanchier, Crataegus* y *Sorbus* están genéticamente relacionados con *Malacomeles*, siendo *Amelanchier* el más estrechamente relacionado (Núñez-Colín *et al*., 2015).

Turner (2011), en la revisión taxonómica más reciente, menciona que el género *Malacomeles* está constituido por cinco especies. Núñez-Colín *et al*. (2012) reportaron que la distribución del género *Malacomeles* comienza desde el sur de los Estados Unidos, tiene su mayor distribución en México y puede llegar hasta Honduras y Guatemala en Centroamérica. *M. denticulata* (Kunth) G. N. Jones es la especie mayormente distribuida en México y la más importante desde el punto de vista de los recursos fitogenéticos para este género, sobre todo para su rescate y aprovechamiento (Núñez-Colín *et al*., 2012; 2015).

En español, *M. denticulata* recibe los nombres de acebuche, duraznillo, granjenillo, madronillo, manzanita, membrillo, membrillo cima-

rrón —que es el más común en la región del Bajío—, membrillo loco, membrillo silvestre y mimbre, y en diferentes lenguas indígenas es llamado clalduraznо, clasisle, tlachistle, tlaxisqui, tlaxistle, tlaxioqui, tomistlacatli y yagalán. Asimismo, en inglés es conocido como big bend serviceberry, Mexican serviceberry y southern false serviceberry (Hernández-Martínez *et al*. 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

El membrillo cimarrón ha sido poco estudiado a nivel global, principalmente en sus regiones de origen, lo que ha limitado su consumo a pesar de que ya existe información nutrimental, aunque ésta es difusa. Por tanto, el presente capítulo tiene como objetivo abordar aspectos como su distribución en México, las zonas potenciales de cultivo, su situación etnobotánica, nutrimentales y funcionales.

2. Origen

2.1 Distribución del género Malacomeles en México

En México existen tres diferentes regiones eco-climáticas donde se desarrolla el membrillo cimarrón. Dos de estas regiones son frías (con una altitud mayor a los 2000 msnm.) pero contrastantes en humedad —climas C y Bs de acuerdo con la clasificación de Köppen modificada por García— y otra con condiciones más cálidas y húmedas (1572.2 msnm promedio) —que corresponde a un clima A(C) de acuerdo con la clasificación de Köppen modificada por García. Estas regiones tienen sólo de tres a cinco meses como los más lluviosos (con más de 100 mm de precipitación) por lo que el membrillo cimarrón se desarrolla en ambientes con precipitaciones anuales entre los 600 y 850 mm (Núñez-Colín, 2010). Además, se adapta a regiones con temperaturas medias anuales entre 14 y 19 °C y mínimas y máximas extremas de 1 °C y 31 °C, respectivamente (Núñez-Colín, 2010).

Núñez-Colín (2010) reportó que su distribución natural es principalmente —de acuerdo con las provincias biogeográficas descritas por Morrone *et al*. (2017) para México (Figura 2)— en las provincias biogeo-

gráficas del Desierto Chihuahuense y el Eje Volcánico Transmexicano (Figura 3).

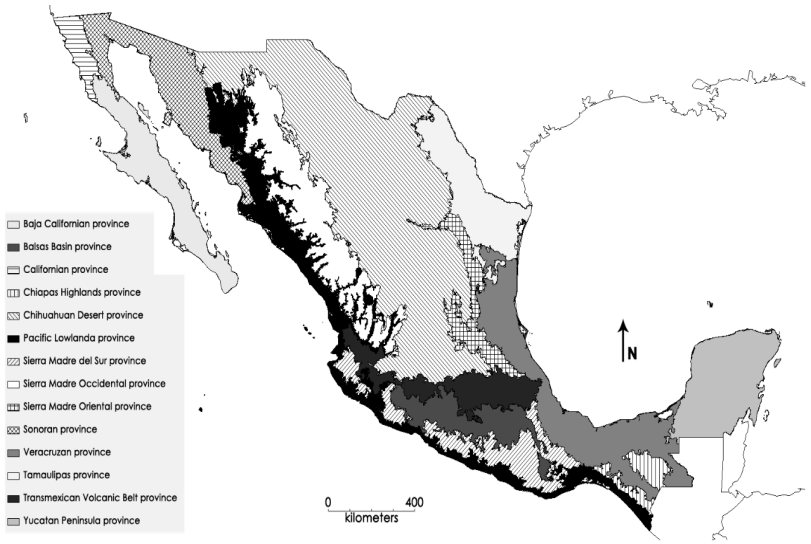


Figura 2. Provincias biogeográficas de México de acuerdo con Morrone *et al.* (2017).

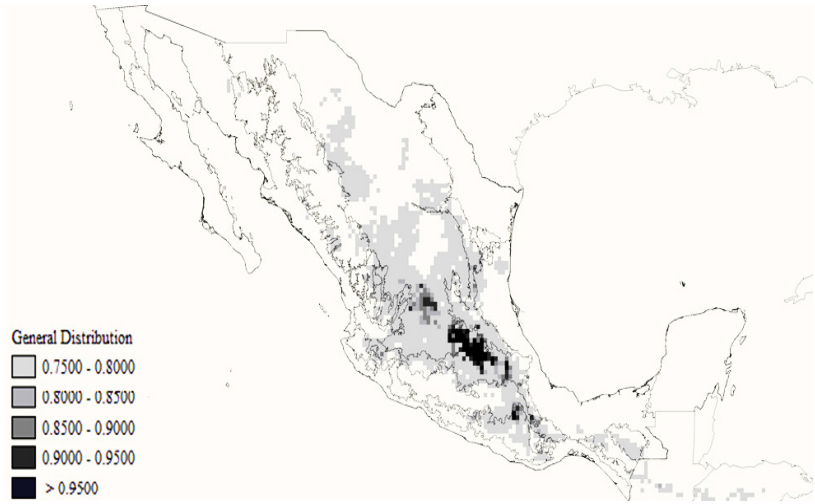


Figura 3. Distribución potencial de manera natural del membrillo cimarrón (*Malacomeles denticulata*) en México.

2.2 Modelación de zonas adecuadas

Por otro lado, este mismo autor (Núñez-Colín, 2010) señala que las zonas potenciales de cultivo de membrillo cimarrón en México corresponden a algunas regiones de los siguientes estados: Estado de México, Guanajuato, Hidalgo, Oaxaca, Puebla, Querétaro y Tlaxcala, localizados en las provincias biogeográficas del Desierto Chihuahuense, Eje Volcánico Transmexicano, Sierra Madre del Sur, Sierra Madre Occidental y Sierra Madre Oriental (Figura 4).

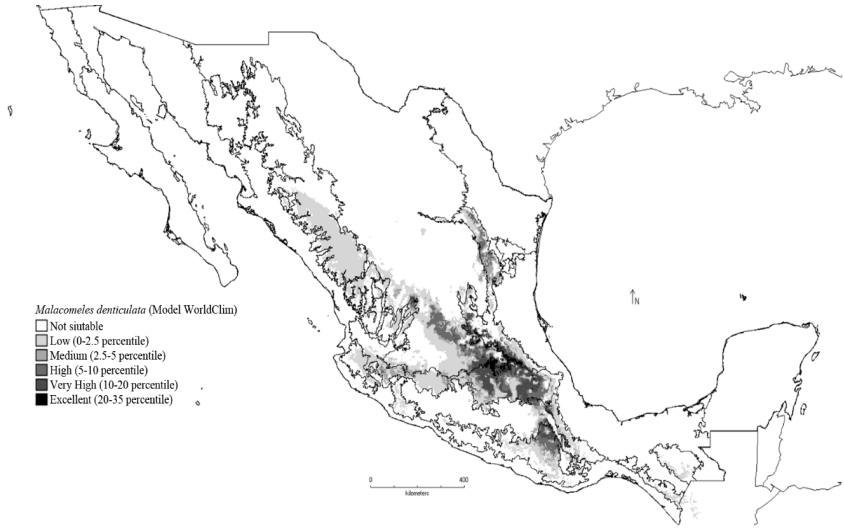


Figura 4. Modelo de las zonas adecuadas de adaptación de *M. denticulata* (Kunth) G. N. Jones utilizando la base de datos climáticos Worldclim (Hijmans *et al*., 2005) y el algoritmo Bioclim de DIVA-GIS (Hijmans *et al*., 2012).

Al aplicar un modelo considerando el efecto del cambio climático, Núñez-Colín (2010) reportó que las zonas potenciales para cultivar membrillo cimarrón no se ven afectadas significativamente con respecto al modelo de datos climáticos reales (Figura 5) por lo que considera que esta especie podría presentar una buena adaptación al cambio climático.

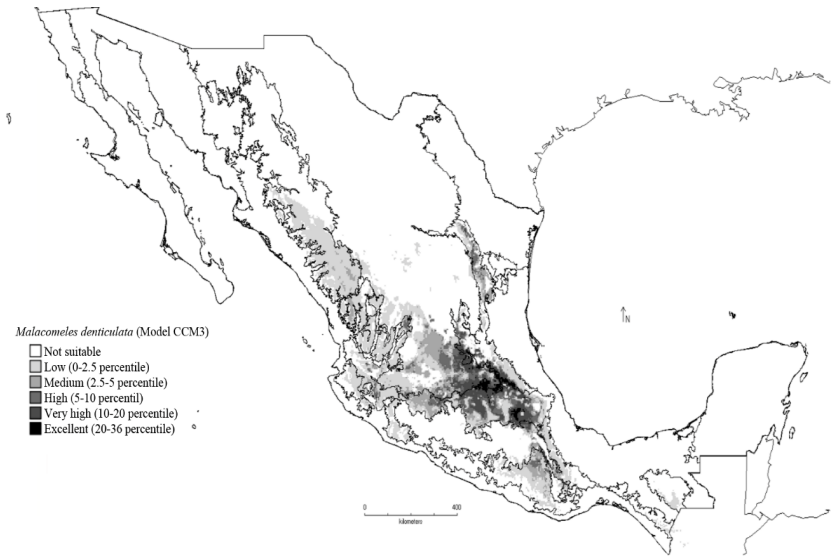


Figura 5. Modelo de las zonas adecuadas de adaptación de *M. denticulata* (Kunth) G. N. Jones utilizando la base de datos climáticos CCM3 (Govindasamy *et al.*, 2003) y el algoritmo Bioclim de DIVA-GIS (Hijmans *et al.*, 2012).

3. Aspectos botánicos

3.1 Etnobotánica del membrillo cimarrón

En el Bajío, las personas aprecian al membrillo cimarrón como fruta fresca, por lo que diversos autores reportan su cultivo en huertas de traspatio para esta región; no obstante, su aprovechamiento es solamente local y aún no se tiene una amplia difusión sobre las bondades de esta especie (Hernández-Martínez *et al.*, 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al.*, 2015).

En referencia al uso comestible, fue documentado en las comunidades de La Calera en San Miguel Allende y Meza de Escalante en San Luís de la Paz en el estado de Guanajuato que la gente de estas comunidades rurales consume los frutos en fresco y personas de esas comunidades comentaron, en entrevista directa, que los frutos son muy dulces y que complementan su dieta. Tradicionalmente, este fru-

tal nativo es consumido por recolección ocasional, es decir, algunos campesinos lo recolectan y lo consumen cuando se encuentran en sus labores de campo. De la misma forma, los niños lo recolectan y consumen cuando regresan de la escuela o de otras comunidades cercanas ya que el membrillo cimarrón crece y se desarrolla a la orilla de caminos —siendo los niños los consumidores principales del fruto en fresco (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Sin embargo, varios autores mencionan que en algunos municipios de Guanajuato —como San Miguel de Allende— el membrillo cimarrón se encuentra establecida dentro de algunos huertos de traspatio dentro de las viviendas en las comunidades rurales y forman parte de las especies comestibles en estos sistemas rústicos de producción (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

En algunas de estas comunidades rurales, se elabora mermelada de los frutos de membrillo cimarrón para conservarla y poder consumirla durante todo el año. Además, diversos autores reportan que, en comunidades rurales de la sierra de Santa Rosa, los frutos son hervidos con canela y piloncillo, el cual usan como postre. Estos frutos generalmente son recolectados en las serranías cercanas a las comunidades donde se encuentran ampliamente distribuidos de manera natural (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Un hombre de 82 años originario de la comunidad Estancia de Zamarrita, municipio de Dolores Hidalgo, Guanajuato, comentó, en entrevista, que las ramas de membrillo cimarrón se utilizan como leña, pero principalmente como iniciadoras del fuego, utilizando lo que llaman de manera regional "Marañas[1]". Las "marañas" son colectadas de árboles secos y se ha observado que una característica importante es que cuando las ramas están secas se torcían o se rajaban (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

[1] Ramas delgadas entrecruzadas.

Otro caso, es un hombre de 72 años de la comunidad la Calera, municipio de San Miguel de Allende, Guanajuato, quien comentó que utilizan las ramas más anchas del membrillo cimarrón para fabricar "mangos[2]" de herramientas pequeñas como cuchillos, hoces, martillos y otros instrumentos de trabajo (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Una mujer de 80 años de la comunidad Las Tuzas, municipio de San José Iturbide, Guanajuato, comentó que las ramas gruesas del membrillo cimarrón son utilizadas para tallar algunas figuras, principalmente religiosas y de animales del campo (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Mientras que un hombre de 62 años de la comunidad Corral Falso, municipio de Santa Catarina, Guanajuato, comentó que las ramas tratadas con cal son usadas por algunos pobladores para la construcción de sus "Tejamaniles[3]". Además de usar las ramas como soporte de los techos. En esta misma comunidad utilizan al membrillo cimarrón como forraje del ganado asnal y caprino, principalmente las hojas verdes y los brotes jóvenes. Algunas personas de la comunidad comentaron que las cabras alimentadas con membrillo cimarrón mejoran la calidad de su leche (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Un hombre de 64 años de la comunidad Meza de Escalante, municipio de San Luís de la Paz, Guanajuato, comentó que el membrillo cimarrón se utiliza como forraje de pastoreo de borregos, cabras y vacas. También que durante la primavera (época de floración de esta especie) las abejas prefieren las flores de esta especie, por lo que en dicha comunidad la consideran importante en la producción de miel (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015).

[2] Nombre por el que se conoce la parte de donde se toman algunos utensilios de uso casero principalmente.

[3] Usado en México para referirse a tablas de madera recortadas a modo de tejas para los techados de las casas.

4. Crecimiento y desarrollo

4.1 Potencial de adaptación del membrillo cimarrón

Diversos autores han reportado el amplio potencial de adaptación que tiene esta especie ya que tolera condiciones ambientales adversas para otros frutales como suelos arcillosos —con un pH de entre 7 y 8—, poco drenaje, así como alta tolerancia a sequía y heladas (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez Colín *et al*., 2015). Además, Núñez-Colín y Hernández-Martínez (2011) y Núñez-Colín *et al*. (2015) reportaron que el membrillo cimarrón se distribuye de manera natural en diversas zonas con pendientes muy pronunciadas (mayor a 45°) y que además presentan suelos someros y pobres, por lo que esta especie prácticamente se puede desarrollar sobre las piedras (Figura 6).



Figura 6. Condiciones naturales donde se desarrolla *M. denticulata*.

5. Composición nutricional y compuestos funcionales

Existen autores que aseveran que existe una estrecha relación entre la ausencia de una buena dieta y las enfermedades no transmisibles —como la diabetes, cáncer, hipertensión, entre otros—, las cuales afectan a grandes masas de la población, donde dichas enfermedades están asociadas, principalmente, al estrés oxidativo al que las personas se ven sometidas. Actualmente, cada vez existe más información sobre los beneficios de consumir alimentos nutracéuticos y funcionales, lo que ha generado que el consumo de estos alimentos tenga una tendencia al alza (Jones, 2002; Pokorny y Yanishlieva-Maslarova, 2001; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Existen numerosas investigaciones que tienen como interés el promover el consumo de alimentos de origen natural que sean nutracéuticos y funcionales, en algunas de ellas fueron probados los efectos fisiológicos que tienen compuestos aislados de frutos, inclusive existen investigaciones donde se han realizado estudios comparativos con algunos fármacos de patente. Aunque estos compuestos de origen natural no tienen el mismo poder que el que tienen los fármacos de patente, estos se aproximan con la ventaja de encontrarse en fuentes totalmente naturales (Adhikari *et al*., 2006).

Por ejemplo, Mazza y Girard (1998) reportaron que el contenido de compuestos fenólicos totales en uvas tintas va de 900-950 mg/100 g de fruta fresca y de 350 mg/100 g en el hollejo de fruta fresca de variedades blancas y solo 100 mg/100 g en la pulpa de fruta fresca de estas variedades; además se ha relacionado a los compuestos fenólicos con la inhibición de cáncer de colon, esófago, pulmón, hígado, mama y piel.

En México se han implementado investigaciones para estudiar el potencial de las plantas nativas que puedan ofrecer una mejor nutrición al ser humano. En este sentido, se han estudiado diversas frutillas que pueden tener un potencial benéfico para la salud, debido a que contienen importantes cantidades de compuestos considerados como nutracéuticos o funcionales.

Por lo que en el trabajo de Herrera-Hernández *et al*. (2013) llevaron a cabo un ensayo en membrillo cimarrón con el objetivo de evaluar las características fisicoquímicas, nutracéuticas y capacidad antioxidante en cuatro estados de madurez.

Las muestras fueron recolectadas *in situ* de una población silvestre en la comunidad de la Valenciana, municipio de Guanajuato Capital, los cuales se clasificaron en cuatro estados de acuerdo con el color del fruto: estado 1: rosa fuerte, estado 2: rosa-blanco, estado 3: rosa claro y estado 4: café (Figura 7). Una parte del fruto fresco se utilizó para el análisis fisicoquímico (color, acidez titulable, pH y grados brix) y otra parte fue liofilizada y se almacenó a 4 °C en la obscuridad hasta su posterior análisis nutracéutico (fenoles solubles, taninos condensados, antocianinas y capacidad antioxidante).



Figura 7. Estados de madurez de frutos de *M. denticulata*; de izquierda a derecha estado 1: rosa fuerte, 2: rosa-blanco, 3: rosa claro y 4: café (Modificado de Herrera-Hernández *et al*., 2013).

Herrera-Hernández et al. (2013) midieron las características de color mediante sus valores de luminosidad (L*), ángulo de matiz (h*) y cromaticidad (C*) —asociado a la saturación del color—, las cuales presentaron diferencias estadísticas significativas en los distintos estados de madurez (Cuadro 1). En cuanto a L*, hubo un incremento en los primeros tres estados y una caída en el estado café (Cuadro 1), esto se puede atribuir a un fuerte color rosa en el primer estado, tonalidades blanquecinas en el segundo estado, la presencia de zonas translucidas en el tercer estado y la opacidad de la cáscara de los frutos del cuarto estado (Figura 7).

Cuadro 1. Promedios de los parámetros de color —Luminosidad (L*), ángulo de matiz (h*), cromaticidad (C*)— en membrillo cimarrón evaluados en cuatro estados de madurez.

Estado de madurez del fruto	L*	h*	C*
Rosa fuerte	18.3 ± 0.239 c	24.7 ± 0.576 b	29.7 ± 0.281 b
Rosa-blanco	23.7 ± 0.419 b	8.15 ± 0.426 c	32.1 ± 0.308 a
Rosa claro	29.6 ± 0.172 a	9.32 ± 0.320 c	27.9 ± 0.143 c
Café	11.8 ± 0.563 d	32.7 ± 1.44 a	13.3 ± 0.963 d

Resultados expresados como el promedio de cuatro repeticiones ± la desviación estándar. Medias con letras iguales en la misma columna no presentan diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Para h*, el mayor valor fue para el estado café que indica un leve distanciamiento de los tonos rojos —propios de los valores cerca del cero— y a los tonos amarillentos propios de valores más altos —para formar el color café; mientras que el estado de madurez rosa fuerte presentó un valor cercano de tonos rojos. Finalmente, con respecto a los estados rosa-blanco y rosa claro, estos no mostraron diferencias estadísticamente significativas entre ellos con valores propios de los tonos rojos más puros.

Para C*, el mayor valor se observó en el estado rosa-blanco, en contraparte el menor valor fue en el estado café (Cuadro 1). La combinación de los parámetros h* y C* permite distinguir los diferentes estados de madurez del membrillo cimarrón a simple vista; sin embargo, no brinda información suficiente para determinar el punto óptimo de cosecha de esta frutilla. Esto es similar a lo encontrado en garambullo —*Myrtillocactus geometrizans*— (Herrera-Hernández *et al.*, 2011).

Para las características fisicoquímicas, Herrera-Hernández *et al.* (2013) reportan que el pH mostró un incremento gradual para cada estado de madurez, lo cual mostró una tasa constante de incremento de alrededor del 3 % en promedio (Cuadro 2).

Esta tendencia es similar a la reportada por Márquez *et al*. (2007) en jitomates (*Solanum lycopersicum* L.) conforme al incremento de la alcalinidad según su estado de maduración, atribuido a la disminución de hidrogeniones libres en la pulpa de la fruta, que posiblemente es debido a la utilización de ácidos orgánicos para sintetizar otros compuestos, principalmente aquellos volátiles aromáticos que favorecen la aparición de caracteres organolépticos.

Cuadro 2. Promedios de características fisicoquímicas de pH, acidez titulable y °Brix en membrillo cimarrón evaluados en cuatro estados de madurez.

Estado de Madurez	pH	Acidez titulable*	°Brix
Rosa fuerte	4.17 ± 0.006 d	3.32 ± 0.484 a	17.0 ± 1.0 bc
Rosa-blanco	4.26 ± 0.005 c	2.65 ± 0.077 ab	16.0 ± 1 .0 c
Rosa claro	4.33 ± 0.003 b	2.37 ± 0.088 b	19.6 ± 0.57 b
Café	4.54 ± 0.002 a	2.51 ± 0.167 b	28.6 ± 1.52 a

Resultados expresados como el promedio de cuatro repeticiones ± la desviación estándar. Medias con letras iguales en la misma columna no presentan diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). *Acidez titulable expresada como g de ácido málico en 100 g de muestra fresca (g. ac. Málico/100 g PF).

El porcentaje de acidez titulable mostró un valor máximo durante el primer estado de madurez (3.32 g. ac. Málico/100 g PF). Después, el porcentaje de acidez disminuyó paulatinamente sin diferencias significativas (Cuadro 2).

La disminución de acidez titulable hace suponer que la disminución del contenido de compuestos ácidos puede deberse a la síntesis de algunos compuestos aromáticos, los cuales demandan como sustrato a los ácidos orgánicos (Márquez *et al*., 2007).

Los sólidos solubles en el jugo del fruto mostraron un incremento progresivo a partir del segundo estado de madurez (Cuadro 2), que se manifiestan en el metabolismo de materiales complejos como polisacáridos, pectinas, proteínas, entre otros más, para formar compuestos simples, que son los responsables de las características organolépticas de los frutos tales como el olor, sabor, etc. (Pérez, 2008).

Por otro lado, Herrera-Hernández *et al*. (2013) documentaron que el contenido de fenoles totales en membrillo cimarrón se incrementó de manera progresiva y significativa al avanzar los estados de madurez, teniendo su valor más bajo en el primer estado de madurez —239 mg EAG/100 g PF— y el valor más alto en el cuarto estado de madurez —809 mg EAG/100 g PF— (Cuadro 3).

Cuadro 3. Contenido de fenoles totales, taninos condensados y antocianinas en membrillo cimarrón en cuatro estados de madurez.

Estado de madurez del fruto	Fenoles totales	Taninos condensados	Antocianinas
Rosa fuerte	239 ± 12.7 d	131 ± 1.99 c	4.43 ± 0.109 b
Rosa-blanco	292 ± 11.1 c	160 ± 11.1 a	5.18 ± 0.374 a
Rosa claro	445 ± 3.91 b	149 ± 5.86 ab	2.66 ± 0.124 c
Café	809 ± 15.5 a	137 ± 8.87 bc	5.71 ± 0.309 a

Resultados expresados como el promedio de cuatro repeticiones ± la desviación estándar. Medias con letras iguales en la misma columna no presentan diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Fenoles totales expresados como mg EAG/100 g PF. Taninos condensados expresados como mg EC/100 g PF. Antocianinas expresadas como mg EC3G/100 g PF.

Cabe destacar que el contenido de fenoles totales del estado café puede verse influenciado por contenido de humedad del fruto (38 %).

Cuando se compara el contenido de fenoles totales del membrillo cimarrón con otras frutas, este tiene un mayor contenido de fenoles totales que la fresa (*Fragaria* x *ananassa*) —256 mg EAG/100 g PF— (Corral-Aguayo *et al*., 2008), la guayaba (*Psidium guajava*) —459 mg EAG/100 g PF— (Corral-Aguayo *et al*., 2008) y el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) —185 mg EAG/100 g PF— (Herrera-Hernández *et al*., 2011).

El membrillo cimarrón mostró un comportamiento del contenido de taninos condensados que empieza con una concentración relativamente baja en el primer estado, después un incremento para el segundo estado, para finalmente volver a disminuir (Cuadro 3). Este comportamiento se podría explicar porque durante el primer estado de madurez la producción de taninos aún no ha alcanzado su punto máximo de síntesis para luego de llegar a la cúspide y empezar a de-

gradar algunos de estos compuestos (Herrera-Hernández *et al*., 2013; Núñez-Colín *et al*., 2015).

El contenido de antocianinas resulta demasiado bajo es esta especie (Cuadro 3) comparado con otras frutillas como la mora azul (*Vaccinium corymbosum*), arándanos (*V. macrocarpon*), chokeberries (*Aronia melanocarpa*) y arándanos rojos (*V. vitis-idaea*) para las cuales se reportan 120, 32, 428 y 45 mg EC3G/100 g PF, respectivamente (Zheng y Wang, 2003). La coloración natural del fruto de membrillo (rosa) puede explicar el porqué del bajo contenido de antocianinas, debido a que el contenido de estos compuestos fenólicos está relacionado con el color —principalmente el tendiente a azul— y la intensidad del mismo (Martínez-Valverde *et al*., 2000; Del Valle *et al*., 2005; Garzón, 2008; Núñez-Colín *et al*., 2015).

Herrera-Hernández *et al*. (2013) al determinar la capacidad antioxidante por dos métodos diferentes encontraron patrones diferenciados en los extractos de membrillo cimarrón (Cuadro 4). Al compararlo con otras especies, tiene mayores valores que los reportados en el garambullo tanto en la prueba TEAC —54.7-229.2 µmol ET/100 g PF— como ORAC —6.31-30.53 µmol ET/100 g PF— (Herrera-Hernández *et al*., 2011). Además, presentó valores similares a la mora saskatoon —81.7-124.3 µmol ET/100 g PF— (Hu *et al*., 2005). Esto hace ver el potencial nutracéutico y funcional que puede tener el membrillo cimarrón como fruta.

Cuadro 4. Capacidad antioxidante evaluada en cuatro estados de madurez en membrillo cimarrón.

Estado de madurez del fruto	Capacidad Antioxidante TEAC	Capacidad Antioxidante ORAC
Rosa fuerte	184 ± 10 d	122 ± 2.8 a
Rosa-blanco	240 ± 15 b	77.3 ± 2.5 b
Rosa claro	175 ± 8 c	39.3 ± 3.0 c
Café	298 ± 19 a	34.7 ± 1.5 c

Resultados expresados como el promedio de cuatro repeticiones ± la desviación estándar. Medias con letras iguales en la misma columna no presentan diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Capacidad antioxidante expresada como µmol ET/100 g PF.

Respecto a la capacidad antioxidante realizada por el método TEAC por Herrera-Hernández *et al*. (2013), se observan altos valores en los estados rosa-blanco y café, los cuales son superiores al garambullo, que presentó un valor máximo de 229.2 µmol ET/100 g PF (Herrera-Hernández *et al*., 2011). Con respecto a *A. alnifolia,* se reporta con valor máximo de capacidad antioxidante de 148 µmol ET/100 g PF (Hu *et al*., 2005), que representa cerca de la mitad de la capacidad antioxidante del membrillo cimarrón.

El punto máximo de capacidad antioxidante por el método TEAC se manifiesta en el estado de madurez café, lo que coincide con el mayor valor del contenido de fenoles totales, lo cual coincide con otros autores como Faria *et al*. (2005) y Corral-Aguayo *et al*. (2008).

Por otro lado, Cazarez-Franco *et al*. (2014) compararon el perfil nutrimental, nutracéutico y funcional de membrillo cimarrón colectado de manera natural con el obtenido de un huerto experimental en las etapas rosa-blanco y rosa claro, designadas como maduras y sobremaduras.

Estos autores reportaron sus características fisicoquímicas (Cuadro 5), su composición química y mineral (Cuadro 6) así como su contenido de vitamina C, fenoles totales, taninos condensados y antocianinas totales (Cuadro 7).

Cuadro 5. Tamaño de fruto, pH, acidez titulable, sólidos solubles totales, índice de madurez, Hue y Croma de membrillo cimarrón (*Malacomeles denticulata*) silvestre y cultivado.

Estado de madurez	Tamaño de fruto (diámetro polar X ecuatorial) (mm)	pH	Acidez titulable (AT) (g Eq ácido málico/kg PF)	Sólidos solubles totales (SST) (g/kg PF)	Índice de madurez [SST/AT]	Hue (h*)	Croma (C*)
Silvestre							
Maduro	8.1×7.6 b	4.3 ± 0.0 b	5.5 ± 0.1 c	37.1 ± 1.4 c	6.75 ± 0.21 d	9.3 ± 0.3 d	27.9 ± 0.1 a
Sobremaduro	5.3× 5.1 d	4.5 ± 0.5 ab	14.8 ± 0.0 b	177.1 ± 5.2 a	11.97 ± 0.86 a	32.7 ± 1.5 b	13.3 ± 1.0 b
Cultivado							
Maduro	9.0×11.0 a	4.9 ± 0.0 a	5.8 ± 0.2 c	42.3 ± 1.2 b	7.29 ± 0.19 c	22.2 ± 0.7 c	28.5 ± 0.9 a
Sobremaduro	7.6×6.2 c	5.0 ± 0.2 a	18.5 ± 0.5 a	186.7 ± 9.0 a	10.01 ± 0.12 b	37.7 ± 2.9 a	15.3 ± 1.1 b

Medias en la misma columna con la misma letra no muestra diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Cuadro 6. Composición química (g/kg PF) y contenido mineral (mg/kg PF) de membrillo cimarrón (*Malacomeles denticulata*) silvestre y cultivado.

Estado de madurez	Proteína	Fibra			Extracto etéreo	Cenizas	Carbohidratos	Minerales		
		Soluble	Insoluble	Total				Fe	Zn	Ca
Silvestre										
Maduro	11.2 ± 0.4 b	4.2 ± 0.9 c	48.0 ± 0.4 c	52.2 d	8.1 ± 0.4 d	7.2 ± 0.4 c	149.3 d	15.5 ± 1.3 d	14.1 ± 0.5 b	3114 ± 90 c
Sobremaduro	23.5 ± 2.5 a	14.8 ± 1.7 a	106.0 ± 1.7 a	120.8 a	23.4 ± 0.2 b	15.4 ± 0.3 b	434.4 a	28.8 ± 1.1 c	10.0 ± 0.3 d	9965 ± 82 a
Cultivado										
Maduro	10.9 ± 1.1 b	3.8 ± 0.4 c	43.7 ± 1.7 d	47.5 c	14.3 ± 1.4 c	6.9 ± 0.4 c	161.4 c	42.5 ± 0.9 a	12.1 ± 0.4 c	2510 ± 51 d
Sobremaduro	26.5 ± 2.4 a	11.7 ± 1.1 b	99.4 ± 1.8 b	111.1 b	25.3 ± 0.2 a	16.7 ± 0.4 a	423.4 b	37.5 ± 1.9 b	15.3 ± 0.6 a	6848 ± 193 b

Medias en la misma columna con la misma letra no muestra diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Cuadro 7. Vitamina C, fenoles solubles totales, taninos condensados y antocianinas totales de membrillo cimarrón (*Malacomeles denticulata*) silvestre y cultivado.

Estado de madurez	Vitamina C (g/kg PF)			Fenoles solubles totales (g Eq ácido gálico/kg PF)	Taninos condensados (g (+) Eq catequina/ kg PF)	Antocianinas totales (g Eq·cianidina 3-glucosido/kg PF)
	Ácido ascórbico	Ácido dehidroascórbico	Total			
Silvestre						
Maduro	0.249 ± 0.007	1.071 ± 0.031 a	1.320 a	4.242 ± 0.380 c	1.436 ± 0.032 a	0.026 ± 0.001 c
Sobremaduro	No detectado	0.582 ± 0.025 c	0.582 c	8.058 ± 0.150 a	1.373 ± 0.039 a	0.057 ± 0.006 a
Cultivado						
Maduro	No detectado	0.586 ± 0.010 c	0.586 c	3.831 ± 0.260 c	1.251 ± 0.035 b	0.046 ± 0.001 b
Sobremaduro	No detectado	0.693 ± 0.025 b	0.693 b	5.844 ± 0.430 b	1.137 ± 0.041 c	0.063 ± 0.005 a

Medias en la misma columna con la misma letra no muestra diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Al comparar los tamaños de fruto se observó que en promedio el material cultivado fue mayor que el silvestre (Cuadro 5). Lo que concuerda con lo reportado por Stushnoff (1991) para la mora Saskatoon que presenta 25 % frutos más grandes cuando se cultiva. Asimismo, el fruto de membrillo cimarrón presentó diámetros similares a los reportados a mora Saskatoon (St-Pierre *et al*., 2005; Cazares-Franco *et al*., 2014).

El pH del membrillo cimarrón fue superior al de otras frutas como la mora Saskatoon cultivada (Zatylny *et al*., 2005) o el garambullo (*Myrtillocactus gometrizans*) silvestre (Guzmán-Maldonado *et al*., 2010) que se desarrollan en suelos y climas similares a esta especie (Cazares-Franco *et al*., 2014).

La acidez titulable (AT) que mostraron tanto el material silvestre como cultivado de membrillo cimarrón fue similar al reportado por la mora Saskatoon (3.1-6.3 g/kg PF) de acuerdo con Zatylny *et al*. (2005) y menor al de zarzamora (10.2-14.0 g/kg PF) reportado por Reyes-Carmona *et al*. (2005) y al de garambullo (12.0-13.0 g/kg PF) reportado por Guzmán-Maldonado *et al*. (2010).

Los sólidos solubles totales (SST) de membrillo cimarrón maduro de ambas muestras fue menor al reportado por 16 cultivares de mora Saskatoon con rangos de 145-201 g/kg PF (Stushnoff, 1991; Zatylny *et al*., 2005). Solo los materiales sobremaduros de ambas muestras mostraron valores similares de SST a los cultivares de mora Saskatoon 'Parkill' y 'Nelson' (Zatylny *et al*., 2005).

El estado maduro de membrillo cimarrón podría tener una larga vida de anaquel debido a que presenta un bajo índice de madurez comparado con la mora Saskatoon que muestra un valor promedio de 39.9 (Zatylny *et al*., 2005). Ballinger *et al*. (1978) calcularon que para moras azules (*Vaccinium* spp.) con índices de madurez mayores a 30, los frutos fueron muy perecederos y sólo servían para ser procesados. Teniendo altos valores de índice de madurez de las muestras sobremaduras hacen que no sea una opción para el mercado en fresco, por esto los productores locales en Guanajuato los secan al sol para hacer pasas (Cazares-Franco *et al*., 2014). En este aspecto, es importante

remarcar que no existen índices de cosecha para esta especie, lo que limita aún su cultivo.

Todas las muestras analizadas por Cázares-Franco *et al*. (2014) presentaron un alto contenido de fibra comestible (Cuadro 6) y son mayores a los reportados por Mazza (1982) para mora Saskatoon (38 g/kg PF). Por lo que el membrillo cimarrón es una buena fuente de fibra dietética (Cazares-Franco *et al*., 2014).

6. Usos potenciales

Melgar-Almanza *et al*. (2015) analizó diferentes tipos de secado para hacer pasas de membrillo cimarrón en las cuales se tuvo éxito en este procesamiento.



Figura 8. Pasas de membrillo cimarrón obtenidas por diferentes procesos de secado. 1) Fruto fresco; 2) Secado al sol; 3) Secado a la sombra; 4) Secado por aire caliente; 5) Secado en el árbol; 6) Uva pasa.

Estos autores reportaron una importante actividad antioxidante en pasas de membrillo cimarrón, así como en la conservación de sus características nutrimentales comparándolo con los frutos en fresco hecho por Cázares-Franco *et al*. (2014).

Adicionalmente en la figura 8 se puede observar el parecido visual a las uvas pasas, principalmente por las secadas a la sombra la cual necesita 5 d en membrillo cimarrón (Melgar-Almanza *et al*., 2015) que es inferior a la que necesita la uva pasa que es de 4 a 6 semanas (Fang *et al*., 2010); Adicionalmente, para las pasas de membrillo cimarrón obtenidas mediante secado al sol se necesitan 14 h en membrillo cimarrón (Melgar-Almanza *et al*., 2015) mientras que para uva pasa se necesitan de 7 a 30 d (Christensen y Peacock, 2000). Lo que hace que el proceso de hacer pasas de este fruto sea una actividad que puede ser una opción productiva para las zonas donde se recolecta este fruto.

7. Conclusiones

Aunque existen muchos aspectos no cubiertos en investigación para poder domesticar esta especie —como su propagación a gran escala, variedades mejoradas, guías técnicas de cultivo, etc.—, las características nutracéuticas y funcionales que se han reportado para el membrillo cimarrón (Herrera-Hernández *et al*., 2013; Cázares-Franco *et al*., 2014) y la posibilidad de procesarlo, conservarlo y comercializarlo como pasas (Melgar-Almanza *et al*., 2015) hacen viable considerar a esta especie como un cultivo frutal alternativo. Esto aunado a la alta rusticidad y resistencia a factores abióticos adversos, que hacen de esta especie una opción donde no podría establecerse otro tipo de cultivos (Hernández-Martínez *et al*., 2010; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011; Núñez-Colín *et al*., 2015); por tanto, se considera un recurso genético potencial, principalmente para cultivarlo en las zonas áridas y semiáridas del centro de México (Núñez-Colín, 2010).

8. Bibliografía

Adhikari, D., Schutzki, R., DeWitt, D., Nair M., 2006. Effects of Amelanchier Fruit isolates on cyclooxygenase enzymes and lipid peroxidation. Food Chemistry 97, 56-64. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.03.023.

Ballinger, W. E., Maness, E. P., McClure, W. F., 1978. Relationship of stage of ripeness and holding temperature to decay development of blueberries. Journal of the American Society for Horticulture Sciences 103, 130–134.

Cázares-Franco, M. C., Ramírez-Chimal, C., Herrera Hernández, M. G., Núñez-Colín, C. A., Hernández-Martínez, M. A., Guzmán-Maldonado, S. H., 2014. Physicochemical nutritional and health-related component characterization of the underutilized Mexican serviceberry fruit (*Malacomeles denticulata* (Kunth) G. N. Jones). Fruits 69, 47-60. https://doi.org/10.1051/fruits/2013100.

Christensen, L. P., Peacock, W. L., 2000. Harvesting and handling. en: UCANR Publications, Raising production manual, Davis, pp. 193-206.

Corral-Aguayo, R. D., Yahia, E. M., Carrillo-López, A., González-Aguilar, G., 2008. Correlation between some nutritional components and the total antioxidant capacity measured with six different assays in eight horticultural crops. Journal of Agricultural and Food Chemistry 56, 10498-10504. https://doi.org/10.1021/jf801983r.

Del Valle, G., González, A., Báez, R., 2005. Antocianinas en uva (*Vitis vinifera*) y su relación con el color. Revista Fitotecnia Mexicana 28, 359-368.

Fang, Y. L., Zhang, A., Wang, H., Zhang, Z. W., Chen, S. X., Luan, L. Y., 2010. Health risk assessment of trace elements in Chinese raisins produced in Xinjiang province. Food Control 21, 732-39. https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2009.10.018.

Faria, A., Oliveira, J., Neves, P., Gameiro, P., Santos-Buelga, C., de Freitas, V., Mateus, N., 2005. Antioxidant properties of prepared blueberry (*Vaccinium myrtillus*) extracts. Journal of Agricultural and Food Chemistry 53, 6896-6902. https://doi.org/10.1021/jf0511300.

Garzón, G., 2008. Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: Revisión. Acta Biológica Colombiana 13, 27-36.

Govindasamy, B., Duffy, P. B., Coquard, J., 2003. High-resolution simulations of global climate, part 2: effects of increased greenhouse cases.

Climate Dynamics 21, 391-404. https://doi.org/10.1007/s00382-003-0340-6.

Guzmán-Maldonado, S. H., Herrera-Hernández, G., Hernández-López, D., Reynoso-Camacho, R., Guzmán-Tovar, A., Vaillant, F., Brat, P., 2010. Physicochemical, nutritional and functional characteristics of two underutilized fruit cactus species (*Myrtillocactus*) produced in central Mexico. Food Chemistry 121, 381–386. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.12.039.

Hernández-Martínez, M. A., Espinosa-Trujillo, E., Núñez-Colín, C. A., 2010. Perspectivas del membrillo cimarrón (*Amelanchier denticulata* [Kunth] Koch) como un frutal alternativo para el centro de México. Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 54, 49-53.

Herrera-Hernández, M. G., Guevara-Lara, F., Reynoso-Camacho, R., Guzmán-Maldonado S. H., 2011. Effects of maturity stage and storage on cactus berry (*Myrtillocactus geometrizans*) phenolics, vitamin C, betalains and their antioxidant properties. Food Chemistry 129, 1744–1750. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.06.042.

Herrera-Hernández, M. G., Núñez-Colín, C. A., Guzmán-Maldonado, S. H., Hernández-Martínez, M. Á., 2013. Contenido de algunos compuestos antioxidantes en tres estados de madurez y dos localidades en frutos de membrillo cimarrón (*Malacomeles denticulata*). Revista Chapingo Serie Horticultura 19, 45-57. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2012.02.022.

Hijmans, R.J., Cameron, S.E., Parra, J.L., Jones, P.G., Jarvis, A., 2005. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. International Journal of Climatology 25, 1965-1978. https://doi.org/10.1002/joc.1276.

Hijmans, R. J., Guarino, L., Mathur, P., 2012. DIVA-GIS: versión 7.5. User Guide, Lizard Tech, Inc. and the University of California, Berkeley.

Hu, C., Kwok, B. H. L., Kitts, D. D., 2005. Saskatoon berries (*Amelanchier alnifolia* Nutt.) scavenge free radicals and inhibit intracellular oxidation. Food Research International 38, 1079-1085. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2005.02.024.

Jones, P., 2002. Clinical nutrition: 7. Functional foods–More than just nutrition. Canadian Medical Association Journal 166, 1555-63.

Márquez, C. J., Otero, C. M., Cortés, M., 2007. Cambios fisiológicos, texturales, fisicoquímicos y microestructurales del tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* S.) en postcosecha. Vitae 14, 9-16.

Martínez-Valverde, I., Periago, M., Ros, G., 2000. Significado nutricional de los compuestos fenólicos en la dieta. Archivos Latinoamericanos de Nutrición 50, 5-15.

Mazza, G., 1982. Chemical composition of Saskatoon berries (*Amalenchier alnifolia* Nutt.). Journal of Food Science 47, 1730-1731. https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1982.tb05022.x.

Mazza, G., Girard, B., 1998. Productos funcionales derivados de las uvas y de los cítricos. en: Ed. ACRIBIA S.A., Alimentos funcionales: Aspectos bioquímicos y de procesado, 2da. Ed., Zaragoza, pp. 141-157.

Melgar-Almanza, A., Guzmán-Maldonado, S. H., Núñez-Colín, C. A., Herrera-Hernández, M. G., Medina-Ramos, G., 2015. Effect of drying on antioxidant, physicochemical and functional characteristics of Mexican Serviceberry fruit. Journal of Berry Research 5, 97-105. https://doi.org/10.3233/JBR-150094.

Morrone, J. J., Escalante, T., Rodríguez-Tapia, G., 2017. Mexican biogeographic provinces: Map and shapefiles. Zootaxa 4277, 277-279. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4277.2.8.

Núñez-Colín, C. A., 2010. Distribución y caracterización eco-climática del membrillo cimarrón (*Amelanchier denticulata* [Kunth] Koch) en México. Revista Chapingo Serie Horticultura 16, 195-206. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2010.16.025.

Núñez-Colín, C. A., Escobedo-López, D., Guzmán-Maldonado, S. H., Hernández-Martínez, M. Á., Herrera-Hernández, M. G., Villordo-Pineda, E., González-Chavira, M. M., 2015. El membrillo cimarrón o tlaxistle (*Malacomeles denticulata* [Kunth] G. N. Jones): un frutal alternativo para regiones semiáridas. Acta Agrícola y Pecuaria 1, 51-63.

Núñez-Colín, C. A., Hernández-Martínez, M. A., 2011. The Mexican Serviceberry (*Amelanchier denticulata*): A New Potential Berry Fruit Crop from Semi-Arid Areas. Acta Horticulturae 918, 917-924. https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2011.918.120.

Núñez-Colín, C. A., Hernández-Martínez, M. A., Escobedo-López, D., Ortega-Rodríguez, C., 2012. Priority areas to collect germplasm of *Malacomeles* (Rosaceae) in Mexico based on diversity and species richness indices. Plant Genetic Resources: Characterization and Utilization 10, 128-133. https://doi.org/10.1017/S147926211200010X.

Pérez, Y., 2008. Eventos fisiológicos asociados a la madurez y calidad de los frutos cítricos en Cuba y su relación con los productos transformados de la industria. Documentos FAO, cuf0114s. Disponible en: http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/1067/cuf0114s.pdf.

Pokorny, J., Yanishlieva-Maslarova, N., 2001. Antioxidantes de los alimentos, aplicaciones prácticas, 1ra Ed., Ed. ACRIBIA S.A., Zaragoza.

Reyes-Carmona, J., Yousef, G. D., Martínez-Peniche, R. A., Lila, M. A., 2005. Antioxidant capacity of fruit extracts of blackberry (*Rubus* sp.) produced in different climatic regions. Journal of Food Science 70, 497–503. https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2005.tb11498.x.

Seeram, N. P., 2008. Berry fruits: compositional elements, biochemical activities, and their impact of their intake on human health, performance, and disease. Journal of Agricultural and Food Chemistry 56, 627-629. https://doi.org/10.1021/jf071988k.

St-Pierre, R. G., Zatylny, A. M., Tulloch, H. P., 2005. Evaluation of growth and fruit production characteristics of 15 saskatoon (*Amelanchier alnifolia* Nutt.) cultivars at maturity. Canadian Journal of Plant Science 85, 929–932. https://doi.org/10.4141/P04-066.

Stushnoff, C., 1991. *Amelanchier* species. Acta Horticulturae 290, 549-566. https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1991.290.12.

Turner B. L., 2011. Recension of the genus *Malacomeles* (Rosaceae). Phytologia 93, 99–106.

Zatylny, A. M., Ziehl, W. D., St-Pierre, R. G., 2005. Physicochemical properties of fruit of 16 saskatoon (*Amelanchier alnifolia* Nutt.) cultivars. Canadian Journal of Plant Science 85, 933–938. https://doi.org/10.4141/P04-065.

Zheng, W, Wang, S. Y., 2003. Oxygen Radical Absorbing Capacity of Phenolics in Blueberries, Cranberries, Chokeberries, and Lingonberries. Journal of Agricultural and Food Chemistry 51, 502-509. https://doi.org/ 10.1021/jf020728u.

NANCHE (*Byrsonima crassifolia* L.) Kunth

Karen Andrea Rivera Correa[1], Salvador Valle Guadarrama[1], Iran Alia Tejacal[2], María de Lourdes Arévalo Galarza[3], Artemio Pérez López[1]*

1. Introducción

Byrsonima crassifolia (L.) Kunth, cuyo basónimo es *Malpighia crassifolia* L., es una especie de la familia Malpighiaceae, que se desarrolla en regiones de clima tropical y subtropical de países del continente americano, específicamente en Florida (ITIS, 2020), Argentina, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Cuba, República Dominicana, El Salvador, Guadalupe, Guyana, Haití, Honduras, México, Perú, Puerto Rico, Surinam, Trinidad y Tobago y Venezuela (Orwa *et al*., 2009).

Los nombres comunes dados a esta especie son maricao cimun en Florida (ITIS, 2020), chi, chengua, changunga huizaa, mamihña, nance, nanche, nanchi, nanantze, nance agrio, nancis, nanche dulce, nanche amarillo, nantzincuáhuiti, nandzin y nanzinxócotl en México; nan-

[1] Departamento de Ingeniería Agroindustrial. Universidad Autónoma Chapingo. México-Texcoco km 38.5, Chapingo, 56230, Texcoco de Mora, México.
[2] Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Autónoma del Estado de Morelos; Avenida Universidad 1001, Chamilpa, 62209, Cuernavaca, Morelos, México.
[3] Instituto de Recursos Genéticos y Productividad. Colegio de Postgraduados. México-Texcoco km 36.5, Chapingo, 56230, Texcoco de Mora, México.
* Autor de correspondencia: svalleg@taurus.chapingo.mx

ce verde en El Salvador; carbo y craboo en Belice; maricao y doncela en República Dominicana; peralejo blanco, maricao verde y maricao cimaroon en Puerto Rico; chaparro manteca, chaparro, mantequera, maache, peraleja hembra, nanzi, noro, yuco o yaca en Colombia; peralejo de sabana en Cuba; chaparro de chinche, manero manteco o manteco sabanero en Venezuela; mixiri, murici, murici-da-praia, murici-docampo en Brasil; sabana kwari, hori moeleidan y sabana mango en Surinam; savanna serrette en Trinidad; golden spoon en las ex Antillas Británicas; huria en Guyana (Bayuelo-Jiménez, 2008) y chi, carbo, nance, nanzin, tapal, zacpah, nancite, cereza, perpleja en Guatemala (Lima y Morales, 2014).

En México, la especie está presente en Chiapas, Guerrero, Campeche, Guanajuato, Estado de México, Michoacán, San Luis Potosí, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Quintana Roo, Veracruz, Yucatán (Moreno y Vera, 2015), Nayarit (Medina-Torres *et al*., 2016), Tabasco (Martínez Moreno *et al*., 2010) y Morelos (Pérez Gutiérrez, 2016). Entre los nombres más comunes están los de nanche, nance y murici. En algunas regiones de México, se distingue entre el nombre de changunga dado a *B. crassifolia* silvestre y nanche, dado a *B. crassifolia* domesticado (Raya Pérez *et al*., 2010). Se ha reportado que la denominación de nanche dada en México se origina en el vocablo náhuatl nantzinxocotl, es decir fruto ácido de las madres o ancianas (Moreno, 2000; Caballero Roque *et al*., 2012).

En el caso de murici, bajo el mismo nombre, principalmente en Brasil, se conoce frecuentemente a otras especies del género *Byrsonima*, lo cual ocurre por la mención incompleta de la denominación común, pues en tanto *Byrsonima crassifolia* es murici do campo, *Byrsonima verbascifolia* es murici rastrero, *Byrsonima crispa* Juss. es murici da mata, *Byrsonima lancifolia* Juss. es murici da capoeira, *Byrsonima amazónica* Gris. es murici rojo y *Byrsonima coriacea* es murici colorado (Agrónomo Global, 2017).

Byrsonima crassifolia L. Kunth, que en lo sucesivo se denominará nanche, es una especie que normalmente no se cultiva en plantaciones comerciales extensas, sino que se encuentra en estado semi-silvestre o se le cultiva en pequeños huertos, donde se propaga por

semilla o en forma vegetativa, desarrollando un árbol con altura de 10-15 m (Duarte y Paull, 2015). El fruto de nanche es principalmente consumido en las regiones de producción y comúnmente esto ocurre a orilla de carretera o en mercados locales (Bayuelo-Jiménez, 2008).

En algunos países el fruto es comprado por restaurantes, vendedores de jugo o amas de casa, principalmente para hacer jugos o postres (Alves y Franco, 2003). En algunos casos, el fruto es exportado desde América Central hasta Canadá y Estados Unidos como fruta o pulpa congelada o en almíbar (Duarte, 2011; Medina-Torres *et al*., 2004). La especie es importante porque algunas de sus partes anatómicas exhiben potencial antioxidante (Mariutti *et al*., 2014) y pueden ser útiles en el tratamiento de síntomas de la depresión (Herrera-Ruiz *et al*., 2011), la diabetes (Pérez y Muñiz, 2016) o como material antiinflamatorio (Maldini *et al*., 2009; García *et al*., 2013; Pérez Gutiérrez, 2016). El fruto es una drupa (Bayuelo-Jiménez, 2008) que exhibe vida de anaquel menor a 5 d a 20 °C (Rivas-Castro *et al*., 2019).

Respecto de su comportamiento fisiológico, existe controversia sobre su clasificación como fruto climatérico o no climatérico (Neves *et al*., 2015b; da Silva *et al*., 2016; Rivas-Castro *et al*., 2019). Esta situación ha dificultado la consolidación de su manejo postcosecha, aunado al hecho de que su comportamiento en esta fase está aún poco estudiado. Sin embargo, dada la importancia del fruto, por ser fuente de ingresos en las zonas de producción y por sus propiedades nutracéuticas, existe interés por conseguir mayores tiempos de vida útil después de la cosecha y favorecer con ello el potencial de comercialización.

2. Origen

La familia *Malpighiaceae* incluye 81 géneros con 3023 nombres de especies, de los cuales 1029 son nombres aceptados de las especies incluidas, 1160 se consideran sinónimos, 37 son materiales aún no asignados y 797 son materiales no evaluados. El género *Byrsonima* Rich. ex Kunth incluye 255 nombres científicos de especies, de los cuales 158 están aceptados, 91 se consideran sinónimos y seis corresponden a materiales no evaluados (The Plant List, 2010). Las especies

del género *Byrsonima* Rich. ex Kunth son nativas de climas tropicales y subtropicales y se distribuyen en América Central, Sudamérica, México y Florida (Cabral *et al*., 2013). Las especies se desarrollan en la forma de árboles o arbustos, con hojas enteras, flores amarillas y frutos frescos comestibles. Son polinizadas por insectos que colectan los aceites florales producidos por los sépalos (Duarte y Paull, 2015).

La jerarquía taxonómica del nanche se ha establecido como se describe en el Cuadro 1 (ITIS, 2020):

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del nanche (*Byrsonima crassifolia* L.).

Clasificación taxonómica	
Reino:	Plantae
Subreino:	Viridiplantae
Infrareino:	Streptophyta
Superdivisión:	Embryophyta
División:	Tracheophyta
Subdivisión:	Spermatophyta
Clase:	Magnoliopsida
Superorden:	Rosanae
Orden:	Malpighiales
Familia:	Malpighiaceae
Género:	*Byrsonima* Rich. Ex Kunth
Especie:	*Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth

La especie fue clasificada en 1821 por Carol Sigismund Kunth y la descripción está plasmada en la obra Nova Genera et Species Plantarum (Kunth, 1821), cuyo texto original se muestra a continuación:

"B. foliis subrotundo-ellipticis, breviter acuminatis, basi cuneatis, supra glabris, subtus, ramulis calycibusque incano-tomentosis, 10-glandulosis; racemis simplicibus.

Malphighia *crassifolia* Linn. (*auct. Willd*.) Aubl. Guyan. I. p. 457. t. 182?

Crescit in aridis prope Villa de Cura et Carichana Orinocensium, alt. 30-270 hex. Floret Majo.

ARBOR ramosissima; ramis fragilibus, teretibus: ramulis canescenti-tomentosis. FOLIA opposita, petiolata, subrotundo-elliptica, breviter acuminata, basi cuneata et in petiolum decurrentia, integerrima, reticulato-venosa, nervo medio venisque primariis subtus prominentibus, coriacea, supra glabriuscula, viridia et nítida, juniora pubescentia, subtus tomento tenui incano solubili obtecta, 4-4¼ pollices longa, 30-34 lineas lata. PETIOLI 4-5 lineas longi, semiteretes, cano-tomentosi. STIPULE axillares, solitariae, ovato-lanceolatae, erectae, externe fusco-tomentosae, petiolo dimidio breviores, persistentes. RACEMI terminales, solitarii, erecti, pedunculati, quadri-aut quinquepollicares. PEDUNCULI rhachisque angulata, cano-tomentosa. FLORES pedicellati, superne sparsi, inferne subfasciculato-congesti, magnitudine floris Crataegi Oxyacanthae; pedicellis 4-5 lineas longis, fuscescenti-tomentosis. BRACTEAE ovatae, lanceolatae, externe fusco-tomentosae, vix lineam longae, caducae. CALYX hemisphaericus, quinquefidus, externe canescenti-tomentosus; tubus glandulis decem oblongis glabris connatis undique obtectus; laciniae ovatae, obtusae, aequales, erectae. COROLLA pentapetala, glabra, flava; petala longe unguiculata, patenti-reflexa, reniformia, concava, integra, quinto (interiore) duplo triplove minore. STAMINA decem, subaequalia. FILAMENTA linearia, libera, glabra, basi pilis longis rufis instructa, antheris paulo breviora. ANTHERAE oblongae, basi bifidae, supra basim affixae, erectae, apice acutiusculae, glabrae, biloculares; loculi connexivo crasso longitudilaliter interne adnati, longitudinaliter dehiscentes. OVARIUM subrotundo-ovatum, sericeo-pilosum, triloculare; loculis monospermis. STYLI tres, filiformes, glabri, stamina aequantes. STIGMATA subulata. FRUCTUS haud suppetit.”.

3. Aspectos botánicos

La planta se desarrolla como arbusto en trópico seco y como árbol en zonas de trópico húmedo (Maldonado *et al*., 2020). Es perennifolio en general o caducifolio en bosques secos, comúnmente con altura de 3 a 7 m y una copa amplia e irregular (CONABIO, 2019). Las hojas tienen forma alargada, son decusadas, simples y elípticas; tienen dimensiones variables, el margen es entero, con ápice agudo o redondeado y

una base aguda. La consistencia de las hojas es coriácea; tienen envés cubierto por tricomas grisáceos o rojizos. Los pecíolos tienen de 5 a 25 mm de largo, con yemas que varían de 3 a 7 mm y que están cubiertas por dos estípulas ferruginosas. Poseen una estípula ovada intrapeciolar ovada, de 2 a 5 mm de longitud, con textura pubescente (Martínez Moreno *et al*., 2010).

Las flores se forman en racimos o panículas terminales, que varían de 5 a 15 cm de longitud (CONABIO, 2019). Las flores son actinomorfas, tienen color amarillo-rojizo, tienen 1.5 cm en diámetro, poseen cáliz verde, 6-10 glándulas sésiles y son de cinco pétalos redondeados. En México, la planta florece entre abril y julio. La polinización es entomófila. Los frutos se desarrollan en infrutescencias pendulares con 10-15 cm de longitud. Se trata de drupas globosas, con lóculos ligados, verdes en estado inmaduro y amarillas cuando están maduras (Figura 1); son carnosas, glabras, sin alas, ápice que varía de redondo a poco apiculado (Dias Alexandrino *et al*., 2011), con abundante pulpa de sabor agridulce que rodea a un hueso grande y duro.

En cuanto a forma, el fruto puede ser clasificado principalmente como plano, esferoide u oblongo (Ibarra, 2016). Maldonado *et al*. (2020), informaron que frutos colectados en Oaxaca, México, tuvieron forma más ancha que larga. La semilla representa el 10.22 % del peso en fase verde y 14.42 % en estado maduro. El resto del peso está constituido por la pulpa y la piel (Duarte, 2011), aunque Maldonado *et al*. (2020) señalaron que la pulpa puede representar alrededor del 89 % del peso fresco, en frutos de Oaxaca, México. La maduración ocurre en México de julio a octubre, básicamente entre agosto y septiembre. Los frutos exhiben un fuerte aroma a queso rancio (Rezende y Fraga, 2003). Las semillas se presentan en una por fruto, son blancas y están rodeadas por una testa delgada morena. La semilla consta de tres embriones con sus fundas fusionadas. Cuando se desarrolla la germinación, ésta ocurre sólo a partir de uno de los embriones (Donadio *et al*., 2002). La especie es hermafrodita con número cromosómico 2n = 20, 24. La dispersión de la semilla ocurre a través de aves o murciélagos frugívoros (CONABIO, 2019).



Figura 1. Árbol (a), frutos (b) y hojas (c) de nanche de la región de Amacuzac, Morelos, México.

Debido a que la propagación se realiza principalmente por semilla, existe considerable variabilidad entre cultivares en crecimiento, tamaño de fruto y calidad (Bayuelo-Jiménez, 2008). Con base en colecciones realizadas en Nayarit, México, Medina-Torres *et al.* (2016) encontraron que el 24.1 % de la variabilidad de *B. crassifolia* corresponde al peso fresco de la hoja, área de la hoja y diámetro ecuatorial del fruto; el 19.18 % de la variabilidad corresponde a peso fresco y tamaño del fruto y la longitud y anchura media de la hoja y el 11.92 % corresponde a la forma del fruto y la forma del ápice del mismo.

Algunos cultivares usados en explotación comercial son 'Florida Sweet' en USA, 'Amarillo Ácido', 'Amarillo acanalado dulce', 'Amarillo pequeño ácido', 'Anaranjado dulce' y 'Morado Dulce' en Centroamérica, 'Nanche dulce', 'Nanche agrio', 'Amarillo jaspeado', 'Amarillo canelo', 'Amarillo rojo', 'Sangunga', 'Conical', 'Sour-small', 'Purple', 'Improved' y 'Sweet sour' en México (Bayuelo-Jiménez, 2008). Todos estos cultivares tienen típicamente un sabor superior a los tipos silvestres y se consumen comúnmente como fruta fresca (Duarte y Paull, 2015).

4. Crecimiento y desarrollo

La floración y fructificación del nanche varían entre regiones. En Puerto Rico ocurren desde la primavera hasta el otoño, en tanto que en Brasil la planta florece de diciembre a abril (Orwa *et al*., 2009) y fructifica entre julio y julio (da Silva *et al*., 2016). Medina-Torres *et al*. (2012b) señalaron que en Costa Rica el árbol florece de noviembre a junio. Para México, Orwa *et al*. (2009) mencionaron que la floración ocurre entre abril y julio, y los frutos se comercializan entre septiembre y octubre. Sin embargo, Medina-Torres *et al*. (2012b) señalaron que la floración puede ocurrir de marzo a junio y la cosecha puede realizarse de julio a octubre, en función de la región. Asimismo, Caballero-Roque *et al*. (2012) señalaron que los frutos de nanche se obtienen sobre todo entre julio y noviembre en mercados regionales de zonas tropicales.

Medina-Torres *et al*. (2012b) siguieron el desarrollo de inflorescencias y frutos con material de nanche Amarillo Dulce en la región de Jalisco, Nayarit, México. Encontraron que la inflorescencia se desarrolló a través de ocho estados fenológicos denominados yema hinchada, espiga, balón verde, balón amarillo, inicio de antesis, plena antesis, plena floración y caída de pétalo, en un tiempo de 64 d. El crecimiento del fruto describió una curva doble sigmoide, con detención del crecimiento entre 19 y 24 d y entre 33 y 35 d. A partir del día 43 el crecimiento fue rápido hasta alcanzar madurez fisiológica. El crecimiento completo del fruto ocurrió en alrededor de 56 d, con diámetro ecuatorial de 18 mm aproximadamente, aunque el aumento de dimensiones continuó hasta la absición, que ocurrió a los 90 d.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

El nanche se desarrolla en lugares con climas cálido, semicálido y templado (CONABIO, 2019), con temperaturas óptimas que fluctúan entre 22 y 28 °C, con requerimientos de lluvia entre 800 y 1,500 mm por año, aunque se le ha encontrado desde regiones costeras, semidesérticas e incluso tierras bajas tropicales húmedas en el Caribe, Brasil y México, Centroamérica y Sudamérica, respectivamente. Comúnmente se reporta su desarrollo a altitudes menores a 1,000 m (Bayuelo-Jiménez,

2008), pero Raya Pérez *et al*. (2010) reportaron la presencia del árbol entre 1,000 y 2,600 msnm en Michoacán, México.

La planta prospera mejor en condiciones de exposición directa al sol, excepto durante el primer año de desarrollo (Duarte y Paull, 2015). En general, puede desarrollarse en terrenos pedregosos y laderas abiertas en bosque tropical caducifolio. Asimismo, está presente en laderas de cerros formados por rocas metamórficas y en terrenos planos. La especie es tolerante a condiciones malas de suelo, pues puede encontrarse en suelos muy degradados e incluso calcáreos. También tiene capacidad para soportar suelos con drenaje muy rápido o deficiente que se inundan en época húmeda, pero que se deshidratan en periodo de sequía (CONABIO, 2019).

En general, la especie se adapta a distintos suelos, incluidos los rocosos, arenosos y alcalinos (Bayuelo-Jiménez, 2008). Sin embargo, no tolera, inundaciones, aguas estancadas, ni heladas o condiciones con temperaturas por abajo del punto de congelación (CONABIO, 2019), aunque es resistente a vientos fuertes (Duarte y Paull, 2015).

La forma más común de propagar el nanche es mediante semilla (Jaimes Albíter, 2013; Guzmán Pozos *et al*., 2014), lo cual causa alta variabilidad (Duarte, 2011). La principal limitación de este método está dada por el endocarpio que recubre la unidad de dispersión, pues debido a su dureza e impermeabilidad limita la absorción de agua y mantiene cierta latencia, aunque haya condiciones adecuadas de temperatura y humedad en el entorno, lo que causa bajos niveles de germinación (Guzmán Pozos *et al*., 2014). Torres-Lozano (2003) encontró que el porcentaje de germinación se incrementa a valores entre 35 y 56 % mediante secado al sol y remojo durante 24 h en soluciones con 1,000 ó 4,000 ppm de ácido giberélico y Rivero Ake (1990) encontró que este tratamiento complementado con escarificación e inmersión en solución de HCl 3 % mejoran el grado de germinación.

Estrada (1995) mostró que la germinación puede alcanzar valores hasta de 61.7 % con tratamientos basados en secado, remojo en ácido giberélico e inducción de fermentación de la pulpa. Guzmán-Pozos *et al*. (2014) encontraron que con un tratamiento de escarificación químí-

ca con inmersión en H_2SO_4 por 2 h, seguido de remojo en solución con 1000 ppm de ácido giberélico durante 2 h se puede alcanzar germinación de 51 %. Sin embargo, Chan-Quijano *et al*. (2012) mostraron que con escarificación química con H_2SO_4 por 3 min seguido de remojo en agua por 24 h se puede conseguir capacidad de germinación de 60 %. El inicio de la germinación varía entre 12 y 14 d (Chan-Quijano *et al*., 2012) y el tiempo total de germinación varía entre 20 y 45 d, aunque la cantidad de semillas germinadas sigue un comportamiento logarítmico, donde el valor máximo de germinación acumulada se alcanza entre 31 y 35 d (Guzmán Pozos *et al*., 2014).

Las semillas se suelen colocar en charolas para germinar y cuando ello ocurre se colocan en bolsas plásticas con sustrato formado por 60 % de tierra vegetal, 20 % aserrín en descomposición y 20 % estiércol también descompuesto. Después de cuatro a seis meses las plántulas adquieren desarrollo suficiente para su traslado al sitio definitivo. La propagación también puede hacerse asexualmente, por medio de un portainjerto franco de plantas obtenidas por germinación. Al respecto, se aplican dos procedimientos de injertación, en púa terminal y en escudo (Agrónomo Global, 2017). Por otro lado, se ha investigado la propagación vegetativa a través de estacas, sobre lo cual Maldonado-Peralta *et al*. (2016; 2017) mostraron que este procedimiento puede ser una alternativa viable a través de la inducción de brotación con ácido indolbutírico, aunque con baja eficiencia en la inducción de enraizamiento.

Una vez desarrolladas, las plántulas se trasladan al lugar de producción. La densidad de plantación recomendada es de 200 o 205 árboles/ha, que corresponde a un sistema en marco de 7×7 m o 6×8 m entre filas y árboles, respectivamente. La información sobre fertilización es muy escasa. En general, se recomienda la aplicación de nitrógeno, fósforo y potasio en cantidades de 100, 100 y 50 kg/ha, respectivamente. La aplicación de nitrógeno se puede hacer hasta en cuatro veces a lo largo del periodo entre floración y amarre de frutos y está en función del nivel de precipitación. El potasio sólo es necesario en suelos pobres. Durante el desarrollo de la planta, el árbol requiere poda

de formación, donde se eliminan ramas bajas para generar una copa homogénea de seis a ocho ramas principales (Geilfus, 1994).

El árbol de nanche es atacado por diversas plagas, que incluyen al gusano del fruto (*Cryptophebia* spp.), el gorgojo de la fruta seca (*Carpophilus* spp.), la hembra adulta del salivazo del nanche (*Clastoptera* spp.), la hembra del periquito del nanche (*Membracis mexicana*), la escama verde (*Coccus viridis* Green), el piojo harinoso de los cítricos (*Pseudococcus citri* Risso), la hembra adulta de la cochinilla (*Orthenzia insignis*), *Macraspis festiva* y *Costalimatia ferrugínea*, que son insectos especializados en determinados órganos de la planta de nanche, el ácaro verde (*Mononychellus tanajoa*) (Medina-Torres *et al*., 2013). Asimismo, el nanche es afectado por enfermedades que incluyen antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) que ataca brotes tiernos e inflorescencias, el hongo oídio (*Everysiphe* spp., *Spharateca* spp.), que provoca daños en inflorescencias y reduce la producción, el hongo *Fusarium* spp. que induce marchitamiento de hojas y puede incluso causar la muerte del árbol (Agrónomo Global, 2017).

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

El índice de cosecha del fruto de nanche no ha sido establecido con claridad. De acuerdo con el criterio de los productores, la madurez de consumo corresponde al momento en que ocurre la abscisión natural de la planta y el fruto cae al suelo (Medina-Torres *et al*., 2004; Rivas-Castro *et al*., 2019), de donde se le recoge, por lo que se le considera un fruto de recolección (Medina-Torres *et al*., 2012b). Para determinar un índice de cosecha, da Silva *et al*. (2016) marcaron flores en árboles localizados en Roraima, Brasil y obtuvieron frutos durante su desarrollo en forma semanal a lo largo de 49 d después de antesis (DDA).

El máximo crecimiento en diámetros ecuatorial y polar fue de 9.1 y 8.8 mm, respectivamente, lo que contrastó con la descripción hecha por Medina-Torres *et al*. (2012b) y sugiere que entre regiones existe una variabilidad genética alta. da Silva *et al*. (2016) observaron rápido crecimiento a partir de 14 DDA, debido al aumento del peso de la semilla e identificaron el máximo tamaño entre 28 y 35 DDA, seguido de

una reducción dimensional que atribuyeron a pérdida de turgencia, lo cual fue congruente con la variación del peso fresco del fruto y de la pulpa. Rivas-Castro *et al.* (2019) también observaron una variación en el tamaño de frutos totalmente desarrollados, con disminución en el diámetro polar, pero un aumento en el diámetro ecuatorial, lo que sugiere que el comportamiento puede ser normal. da Silva *et al.* (2016) observaron reducción en el contenido de almidón, aumento en azúcares durante el desarrollo, con valores mínimo y máximo entre 28 y 35 DDA.

La actividad de la enzima poligalacturonasa (PG) aumentó a valores máximos a partir de 35 DDA y la de la enzima pectinmetilesterasa (PME) se redujo con valores mínimos a los 42 DDA, acompañado de un incremento en pectina soluble, con valores máximos entre 28 y 35 DDA. En el trabajo no se realizaron mediciones de firmeza, pero los datos de actividades de PG y PME, junto con los de variación de la pectina, sugieren que quizá hubo un fenómeno de ablandamiento entre 28 y 35 DDA. En adición, se observó un incremento y posterior decremento en la actividad respiratoria y en la producción de etileno, con valores máximos entre 6.0 y 7.0 mL/kg h y 0.18-0.19 µL/kg·h, respectivamente, en el mismo periodo de 28 a 35 DDA, con lo cual los autores calificaron al fruto como climatérico y sugirieron que la cosecha podría realizarse dentro de ese lapso posterior a antesis (da Silva *et al.*, 2016).

Por otro lado, Medina-Torres *et al.* (2004), mediante análisis discriminante canónico aplicado a distintas selecciones de frutos colectados en Nayarit, México, determinaron que el mejor índice de calidad de estos materiales es la relación de sólidos solubles totales a acidez titulable (SST/AT; °Brix/acidez) y propusieron la siguiente escala para clasificar al fruto de nanche: (a) 5.1 a 8.0 como fruta agria, (b) 8.1 a 10 como fruta agridulce y (c) mayor a 10.0 como fruta dulce.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

En las últimas etapas del desarrollo ocurre la maduración del fruto y la piel de éste cambia a medida que se acerca a la maduración de consumo de verde a amarillo y en algunos casos a naranja o rojo (Duarte,

2011). Al interior del mismo género *Byrsonima* hay especies cuyos frutos han sido clasificados en forma similar como climatéricos, como es el caso de *B. coccolobifolia* (Neves *et al*., 2015a). Por otro lado, el caso del fruto de nanche (*B. crassifolia*) ha sido también catalogado como no-climatérico. Al respecto, Neves *et al*. (2015b), evaluaron el comportamiento postcosecha de frutos de nanche de la región de Roraima, Brasil y, con base en comportamiento respiratorio, reportaron un comportamiento no-climatérico.

Sin embargo, en el trabajo se utilizaron frutos cosechados en madurez comercial, con coloración externa amarillo-naranja, lo cual sugiere que ya había transcurrido la maduración y los cambios observados correspondieron más bien a la fase de senescencia. En contraste, Rivas-Castro *et al*. (2019), evaluaron frutos de distintos fenotipos de nanche desarrollados en Tabasco, México y colectados en estados de madurez verde, verde-amarilla y totalmente amarilla, donde observaron que, una vez separados de la planta o colectados del suelo en el estado de madurez más avanzada, la actividad respiratoria y la producción de etileno aumentaron a valores máximos y luego experimentaron un decremento, con lo cual catalogaron a los frutos estudiados como climatéricos. Este comportamiento estuvo acompañado por un ablandamiento desde 14.8 a 4.2 N, una reducción en el ángulo de matiz del epicarpio de 96.0 a 71.9°, aumento de la luminosidad de 45.3 a 57.7 % y una variación en la cromaticidad de 25.4 a 48.2, además de un incremento en los sólidos solubles totales de 9.5 a 12.1 °Brix, entre el estado verde y el amarillo. Con ello, sugirieron que los frutos pueden ser cosechados en un estado anterior al de madurez comestible, en contraste con la creencia de que debe ocurrir la abscisión natural de los frutos para que éstos alcancen las características adecuadas de consumo. La coloración del fruto de nanche puede variar en función del genotipo. Al respecto, Maldonado *et al*. (2020) informaron que frutos colectados en madurez comestible en Oaxaca, México, presentaron ángulo de matiz de 21.61°, es decir, que la tonalidad del exterior tendió al rojo.

En general, la información sobre los cambios que el fruto experimenta en el periodo postcosecha cuando se separa de la planta en un

estado anterior a la madurez comestible es escasa y la caracterización de atributos de calidad se ha enfocado a materiales colectados en estado de madurez de consumo. Al respecto, Neves *et al*. (2015b) determinaron que el comportamiento postcosecha de frutos colectados en Roraima, Brasil, en madurez de consumo y manejados a 15 °C y 95 % humedad relativa durante 12 d, se caracterizó por un contenido de sólidos solubles totales (SST) entre 21.2 y 21.8 °Brix, azúcares solubles entre 4.2 y 4.4 g equivalentes de glucosa por 100 g de peso fresco, acidez titulable (AT) entre 2.72 y 2.75 Cmol/L de jugo, sin modificación significativa en ninguna de las tres variables.

Los autores mostraron que el contenido de ácido ascórbico se redujo de 186.5 a 4.1 y de 294.2 a 5.4 mg/100 mL de jugo, en la pulpa y la piel, respectivamente, pero el contenido de compuestos fenólicos aumentó de 2219.3 a 2991.3 y de 2976.7 a 4012.6 mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso seco en la pulpa y piel, respectivamente. Sin embargo, la capacidad antioxidante se redujo, pues cuando se evaluó con el método ORAC este atributo varió de 132.6 a 22.3 y de 240.6 a 100.2 µmol equivalentes de Trolox por 100 g de peso seco en la pulpa y piel, en tanto que cuando se evaluó con el método DPPH los valores cambiaron de 145.4 a 56.0 y de 311.0 a 105.0 µmol equivalentes de Trolox por 100 g, respectivamente, lo que indica una pérdida del poder nutracéutico del fruto.

8. Tecnologías para la conservación

El fruto de nanche es muy perecedero. Belisário y Cavestré (2013) mostraron que el almacenamiento a 25 °C de frutos en madurez fisiológica con coloración verde en el epicarpio causa vida útil menor a 4 d, pues el material experimenta proliferación de hongos y pudrición, en tanto que con el uso de refrigeración a 12 °C es posible tener aún coloración verde amarilla y sin desarrollo fúngico después de 16 d. Asimismo, Ibarra (2016) determinó que con un manejo a 8 °C es posible retrasar los cambios en color, en pérdida de peso y en firmeza, pero puede afectarse el desarrollo del sabor, expresado mediante la relación SST/TA, aunque no se realizó una evaluación formal de daños por frío.

En el mismo trabajo, el autor evaluó el efecto del tratamiento de los frutos con 1-metilciclopropeno (1-MCP) para alargar la vida de anaquel, pero no observó resultados favorables significativos, lo cual atribuyó a poca insensibilidad de los frutos al etileno. Con el propósito de alargar la vida de anaquel, también se ha probado el uso de recubrimientos biopoliméricos basados en almidón, con almacenamiento en condiciones de refrigeración. Con esta estrategia Aparecido *et al.* (2016) consiguieron el alargamiento de la vida útil de frutos de la región de Pacajus-Ceará, Brasil, hasta por 10 d mediante formulaciones con almidón en concentración de 4 % y un manejo a 12 °C y 85 % de humedad relativa. Sin embargo, se requiere más investigación para favorecer el alargamiento de la vida útil de los frutos, para mejorar su potencial de comercialización.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

La composición del fruto de nanche es variable. El contenido de humedad se ha reportado entre 79.3 y hasta 93.12 % y una situación similar ocurre para los otros componentes, pues los contenidos de proteína, extracto etéreo, fibra, cenizas y carbohidratos, en base húmeda, se han reportado en rangos de 0.18 a 0.92 %, 0.21 a 2.23 %, 0.54 a 3.08 %, 0.16 a 0.70 % y 2.59 a 14.4 %, respectivamente (Cuadro 2). Los reportes de Bayuelo-Jiménez (2008) y Duarte y Paull (2015) mencionan contenidos de proteínas y lípidos de 5.9 y 14.4 %, respectivamente, los cuales contrastan en forma importante con el resto y quizá requieren revisión.

En general, la composición puede variar en función del lugar de desarrollo, pues en tanto el reporte de Vernon (1995) corresponde a frutos desarrollados en Francisco Morazán, Honduras, los de Da Cunha *et al.* (2019) (Cuadro 2) corresponden a la región de Uberlândia, Brasil. Por otro lado, la semilla del fruto tiene composición significativamente distinta a la de la pulpa, donde sobresale el contenido, en base seca, de proteína (8.8 %), de lípidos (15.0 %), fibra (27.5 %) (Cuadro 2) y almidón (12 %) (Araújo *et al.*, 2018).

Cuadro 2. Composición (%) del fruto de nanche en estado de madurez verde (FV) y madurez comestible (FM) y de la semilla de fruto en madurez comestible (SFM).

Componente	FV[1]	FM[1]	FM[2]	FM[3]	FM[4]	FM[5]	SFM[6]
Humedad	83.99	83.04	92.58	82.80	79.3-83.2	93.12	--.--
Cenizas	0.70	0.74	0.19	0.60	0.58-0.69	0.16	2.2
Proteína pura	0.92	0.89	0.48	0.90	0.11-5.9	0.18	8.8
Extracto etéreo	1.59	2.23	1.05	14.40	0.21-1.83	0.87	15.0
Fibra cruda	2.26	2.33	0.54	2.2	2.5-5.8	3.08	27.5
Carbohidratos	10.54	10.77	5.11	14.4	5.0-9.0	2.59	46.4
Energía (kcal/100 g)	--.--	--.--	31.83	66.0	--.--	18.89	356.8

Fuente: [1]Vernon (1995), Duarte y Vernon (2002) y Duarte (2011); [2]Datos calculados en base húmeda a partir de información de Da Cunha *et al.* (2019); [3]Duarte y Paull (2015); [4]Bayuelo-Jiménez (2008); [5]de Souza *et al.* (2012); [6]Araújo *et al.* (2018), base seca.

Esta situación de alta variabilidad en los datos reportados se observa en general en las distintas variables composicionales. El contenido de sólidos solubles totales se ha reportado con valores de 3.67 (Da Cunha *et al.*, 2019), 13.67 (Aparecido *et al.*, 2016), 1.0 (de Souza *et al.*, 2012), 10.1 (Rivas-Castro *et al.*, 2019), 11.8-14.7 (Ibarra, 2016) y hasta de 21.8 °Brix (Neves *et al.*, 2015b). El nanche es un fruto ácido, cuyo pH varía entre 3.19 y 3.88 (Aparecido *et al.*, 2016; Da Cunha *et al.*, 2019). El contenido de acidez se ha reportado entre 0.32 y 0.37 por Ibarra (2016), de 1.4 (Aparecido *et al.*, 2016), entre 2.72-2.75 Cmol/L (Neves *et al.*, 2015b), entre 0.4-1.5 % por Medina-Torres *et al.* (2004), y como 0.47 g de ácido cítrico por 100 g de pulpa (de Souza *et al.*, 2012). Por otro lado, Maldonado *et al.* (2020) reportaron la acidez como ácido málico y no como ácido cítrico, lo cual requiere ser revisado, aunque los valores que reportaron fueron similares. La relación °Brix/Acidez se ha reportado con valores entre 5.3-27.2, entre 32-49 y entre 4.64-9.80 en los trabajos de Medina-Torres *et al.* (2004), Ibarra (2016) y Aparecido *et al.* (2016), respectivamente.

En los trabajos de Medina-Torres *et al.* (2004) e Ibarra (2016) se ha mostrado que la variabilidad depende del genotipo evaluado y en el trabajo de Aparecido *et al.* (2016) se mostró que este parámetro puede variar con la temperatura de manejo. El fruto de nanche se considera

una buena fuente de vitamina C y el contenido de ácido ascórbico se ha reportado con valores desde 47.44 mg/100 p.f. (de Souza *et al*., 2012) hasta 186.5 mg/100 mL de jugo en la pulpa (Neves *et al*., 2015b). Asimismo, se han reportado valores de 294.2 en la piel (Neves *et al*., 2015b). También se ha mostrado que el fruto de nanche es rico en vitamina A y Duarte y Paull (2015) reportaron concentración de 20 mg/100 g peso fresco, aunque Medina-Torres *et al*. (2012a) apuntaron que la concentración puede ascender hasta 650 mg/100 g.

El fruto es rico en carotenoides y se han determinado concentraciones de 34 a 49 y 613 a 616 µg/100 g p.f. en la pulpa y la piel, respectivamente. Los principales compuestos que se han identificado son luteína, zeaxantina y β-caroteno, aunque los últimos dos sólo se han encontrado en cantidades traza en la pulpa y están presentes principalmente en la piel (Irías-Mata *et al*., 2018). Por otro lado, también se ha reportado presencia de carotenoides en concentración de 888 µg equivalentes de licopeno/100 g p.f. en la pulpa (de Souza *et al*., 2012). De acuerdo con Mariutti *et al*. (2013), las xantofilas representan alrededor del 94 % de los carotenoides presentes en el fruto.

Neves *et al*. (2015b) reportaron contenido de azúcares solubles de 4.2 %, en tanto que el contenido de azúcares reductores fue reportado por Vernon (1995) y Duarte y Vernon (2002) como 8.86 % y por Ibarra (2016) entre 2.75 y 4.75 g/L. Al respecto, Porte *et al*. (2010) señalaron que el contenido de sacarosa, glucosa y fructosa era de 0.57, 11.39 y 11.51 % base seca, lo que sugiere presencia significativamente mayor de azúcares reductores con relación a los no reductores. El contenido de pectina ha sido reportado con valor 816.97 mg de ácido galacturónico por 100 g de pulpa por Neves *et al*. (2015b).

El fruto de nanche es rico en minerales, aunque la pulpa (de Souza *et al*., 2012) presenta contenido menor al de la semilla (Araújo *et al*., 2018) (Cuadro 3). Sin bien la pulpa contiene alta concentración de potasio, en realidad es bajo el aporte que se hace al consumo diario recomendado (DRI) de este mineral, con relación a otros como el hierro, que si bien está presente en baja concentración su contribución al DRI es similar a la del potasio.

Cuadro 3. Contenido de minerales en pulpa y semilla de fruto de nanche.

Mineral	Contenido en pulpa[1] (mg/100 g p.f.)	% DRI[1]	Contenido en semilla[2] (mg/100 g p.f.)	% DRI[2]
P	2.60	0.37	1170	167.0
K	103.05	2.19	120	2.6
Ca	5.50	0.55	2.0	0.217
Mg	10.14	2.53	1.8	0.7
Fe	0.17	2.12	--.--	--.--
Na	--.--	--.--	2.0	0.1

Fuente: [1]de Souza *et al.* (2012), [2]Araújo *et al.* (2018). % DRI: porcentaje en que el contenido contribuye con la ingesta recomendada diaria (DRI).

Con relación al contenido proteínico, Porte *et al.* (2010) identificaron la presencia de 15 aminoácidos en la pulpa de frutos de nanche, entre los cuales la prolina (73.5 mg/kg), el ácido glutámico (23.7 mg/kg) y el ácido aspártico (23.5 mg/kg) fueron los de mayor concentración. Por otro lado, el contenido lipídico se ha estudiado a partir de muestras obtenidas mediante extracción con CO_2 en condiciones supercríticas, con rendimientos hasta de 5.5 %. El perfil de ácidos grasos ha indicado predominancia de compuestos insaturados con niveles superiores a 60 %, resaltando la presencia de ácido palmítico (32.9-34.37 % del total de la fracción lipídica), así como de ácidos grasos omega-6 (16.3-22.48 %) y omega-9 (40.04-44.4 %) (Santos *et al.*, 2018; Seabra *et al.*, 2019).

El fruto de nanche se caracteriza por exhibir un fuerte aroma a queso rancio, lo cual se considera una desventaja para su consumo. Rezende y Fraga (2003) determinaron que las sustancias más potentes del aroma desarrollado corresponden a butanoato de etilo, que se caracteriza por ser afrutado o dulce, hexanoato de etilo, que evoca una característica también afrutada, 1-octen-3-ol, asociado a aromas tipo hongo, ácido butírico, que evoca la propiedad rancia tipo queso, ácido hexanoico, que es picante y también se asocia con queso y alcohol feniletílico, que exhibe una característica floral. Su pulpa está compuesta principalmente por ésteres de etilo, metilo y feniletilo y por ácidos carboxílicos, terpenoides, δ-lactonas y algunos compuestos de azufre. Además, Franco y Janzantti (2005), señalaron que los compues-

tos volátiles en el espacio de cabeza del fruto mostraron presencia de gran variedad de ésteres y compuestos carbonilados, tales como 2-pentanona, 2-heptanona y hexanal. Sin embargo, también se identificaron alcoholes, compuestos de azufre, compuestos aromáticos y algunos ácidos grasos. Además, confirmaron la presencia de sustancias con potente aroma como butanoato de etilo, hexanoato de etilo, 1-octen-3-ol y alcohol feniletílico. De acuerdo con los autores, los ésteres y alcoholes contribuyen al aroma total debido a sus bajos umbrales, mientras que la contribución de los ácidos butanoico y hexanoico se explicó por su mayor concentración en la pulpa del fruto.

También, Alves y Franco (2003) informaron que en la fracción volátil del fruto de nanche se identificaron 41 compuestos utilizando cromatografía de gases, espectrometría de masas e índices de Kovats, donde los más abundantes fueron etanol (28.3 %) y hexanoato de etilo (25.1 %), pero, además detectaron la presencia de ácido butanoico (5.1 %), ácido hexanoico (5.1 %) y butirato de metilo (2.8 %), con lo que confirmaron el usual aroma a queso del fruto. Por otro lado, la semilla del fruto también ha sido objeto de caracterización de sus compuestos volátiles y ha mostrado un aroma a queso mantecoso y aceitoso y, con base en cromatografía de gases y espectrometría de masas, se ha revelado la presencia de ácidos linoleico, oleico, esteárico y palmítico como componentes principales, aunque el aroma se ha asociado a los ácidos butírico y hexanoico presentes en cantidades menores (Rezende y Fraga, 2003).

El contenido de compuestos fenólicos (CF) del fruto de nanche está reportado como 2219.3 mg equivalentes de ácido gálico (GAE)/100 g peso seco (p.s.) (Neves *et al*., 2015b), 2900.0 mg GAE/100 g p.s. (Souza *et al*., 2008), como 800 mg GAE/100 g p.f. (Silva *et al*., 2007) o 334.4 mg GAE/100 g p.f. (de Souza *et al*., 2012). Sin embargo, el fruto contiene cantidades significativamente menores de CF que las hojas, que presentan contenidos reportados de 4550 mg GAE/100 g p.s. (Silva *et al*., 2007) y 5810 mg GAE/100 g p.s. (Souza *et al*., 2008). Asimismo, el contenido de CF del fruto es también significativamente menor al de la corteza del tronco y ramas, con valores reportados de 3800 mg GAE/100 g p.s. (Silva *et al*., 2007) y hasta 12100 mg GAE/100 g p.s. (Souza *et al*.,

2008). Asimismo, la piel puede contener mayor cantidad de CF que la pulpa, en una proporción de 1.34/1.0 (Neves *et al*., 2015b).

La composición de la parte comestible del fruto de nanche fue analizada por Gordon (2011) mediante HPLC/DAD-ESI-MS, de donde se reveló la presencia de 24 constituyentes, incluyendo galotaninos, galatos de ácido quínico, proantocianidinas y derivados de quercetina. Algunos de los compuestos no fueron identificados o fueron catalogados como derivados del ácido gálico. Entre los compuestos identificados están el ácido gálico, ácido galilquínico, ácido digaloilquínico, ácido trigaloilquínico, digaloil glucosa, digaloil pentose, un dímero de proantocianidina, ácido tetragaloilquínico, un dímero de galoil-proantocianidina, un dímero de digaloil-proantocianidina, quercetina deoxihexosilhexósido, hexósido de quercetina, hexósido de galilquercetina, pentósido de quercetina, pentósido de galilquercetina y quercetina.

Muchos de los compuestos que contiene el nanche tienen actividad antioxidante, lo que significa que su ingesta puede causar efectos benéficos en la salud (Maldini *et al*., 2009; Herrera-Ruiz *et al*., 2011; Medina-Torres *et al*., 2012a; Aguirre-Crespo *et al*., 2017; Oliveira *et al*., 2017, 2018), aunque en realidad son las hojas y la corteza del árbol y ramas los que exhiben los valores mayores. Al respecto, Silva *et al*. (2007), determinaron la actividad antioxidante por medio del método TEAC y determinaron valores de 347.1, 261.3 y 4.2 en las hojas, la corteza y el fruto, en tanto que con el método ORAC determinaron valores de 778.8, 590.8 y 11.8, respectivamente, expresando esta propiedad en µmol equivalentes de Trolox (TE)/g p.f. Asimismo, Souza *et al*. (2008) reportaron valores de 736, 1145 y 26.5 µmol TE/g p.s. en hojas, corteza y fruto, en tanto que los datos que obtuvieron con el método TRAP fueron 288, 1621 y 6.4 µmol TE/g p.s., respectivamente, confirmando la menor actividad antioxidante del fruto de nanche, lo cual fue confirmado por Neves *et al*. (2015b), quienes encontraron valores similares a los mencionados antes.

Debido a su composición química, esta planta se ha aprovechado desde la antigüedad como parte de la medicina tradicional, por medio de remedios preparados a partir del cocimiento de la corteza, ramas y

hojas, principalmente, sirviendo como astringente para casos de diarrea, enfermedades de la piel, tos, como cicatrizante de úlceras, para fortalecer mujeres recién aliviadas, para favorecer la digestión y mejorar el sistema digestivo, contra la disentería, la estomatitis, entre otros (Medina-Torres *et al*., 2012a). En particular, Perez-Gutierrez *et al*. (2010) mostraron que los extractos de frutos y semillas de nanche poseen propiedades antihiperglucémicas y pueden atenuar la hiperlipidemia y la hiperinsulinemia, lo cual evaluaron en ratas con diabetes inducida. Los autores concluyeron que el nanche puede considerarse como un posible agente antidiabético seguro.

Pérez-Gutiérrez (2016) identificó la presencia del triterpeno birsonimadiol y mostró que, debido al mismo, los extractos de semillas de nanche exhiben efectos antiinflamatorios. Asimismo, Pérez y Muñiz (2016) encontraron que debido a la presencia de los sesquiterpenos lactonas llamados *Byrsonima* A y B los extractos de semillas de nanche pueden ayudar a mejorar el metabolismo de la glucosa. Sin embargo, en virtud de la mayor actividad antioxidante de hojas y corteza de ramas y tronco, el uso de extractos obtenidos a partir de estas partes ha recibido mayor atención. Al respecto, Aguirre-Crespo *et al*. (2017), mostraron que el uso de extractos de hojas de nanche puede reducir, en función de la concentración, la aparición de contracciones espontáneas en el intestino delgado, lo cual probaron en íleon de ratas.

También, Herrera-Ruíz *et al*. (2011) evaluaron los efectos ansiolíticos, anticonvulsivos, antidepresivos y sedantes producidos por extractos vegetales de nanche y su influencia en la actividad motora en ratones. Los autores encontraron que el extracto metanólico produjo efecto antidepresivo en una prueba de natación forzada; sin embargo, no confirmaron propiedades ansiolíticas, sedantes o anticonvulsivas, ni las relacionadas con el sistema de locomoción. Asimismo, Oliveira *et al*. (2017, 2018) demostraron el efecto fotoquímico-protectivo de extractos de hojas de nanche y Maldini *et al*. (2009) y García *et al*. (2012, 2013) encontraron que los extractos de corteza de la planta exhiben importante efecto antiinflamatorio.

10. Importancia económica

El nanche no se cultiva normalmente en plantaciones comerciales extensas, sino que se le encuentra en estado semi-silvestre o se cultiva en pequeños huertos. Sin embargo, su importancia ha crecido en la medida que se ha comprobado que algunas de sus partes anatómicas poseen composición con alto potencial nutracéutico (Mariutti *et al*., 2014) y pueden usarse como auxiliar en el tratamiento de distintas enfermedades (Maldini *et al*., 2009; Herrera-Ruiz *et al*., 2011; García *et al*., 2013; Pérez y Muñiz, 2016; Pérez Gutiérrez, 2016).

Por ello, además de un mercado local, se ha favorecido su exportación a países como Canadá y Estados Unidos, ya sea como fruta fresca o en forma congelada o en almíbar (Medina-Torres *et al*., 2004; Duarte, 2011) y se ha impulsado su cultivo, de manera que la especie forma ya parte de las bases de datos económicas, donde por ejemplo, se reporta que en México se tiene ya una superficie sembrada de 1544.2 ha que generan una producción de 8021.3 t de fruto, distribuida en distintos estados, principalmente en Guerrero, Michoacán, Nayarit y Veracruz (SIAP, 2018). En otros países como Brasil, el cultivo de murici se ha colocado como un elemento de desarrollo de regiones como El Cerrado y la región Amazónica donde, además de un consumo en fresco Neves *et al*. (2015b), se está favoreciendo su consumo en forma procesada (Da Cunha *et al*., 2019; de Souza *et al*., 2020)

11. Usos potenciales

El fruto de nanche se consume principalmente en la forma de jugos, helados o como licor (Alves y Franco, 2003), con lo cual, además de obtener un beneficio por sus componentes nutritivos, es posible aprovechar el efecto benéfico en la salud. Al respecto, Caballero Roque *et al*. (2012) desarrollaron una gelatina artesanal para niños usando harina de nanche obtenida mediante deshidratación y molienda de la pulpa y, con base en una formulación que incluyó harina de nanche, grenetina y azúcar en cantidades de 10.0, 7.0 y 5.0 g , respectivamente, disueltas en 250 mL de agua, obtuvieron un producto con 4.0, 0.05 y 2.3 % de carbohidratos, lípidos y proteínas, respectivamente, además

de 50.64 calorías, que se sugiere usar en programas alimentarios en regiones productoras de la planta.

Sin embargo, también se ha demostrado el uso del nanche en usos no alimenticios directos. Al respecto, González-Saucedo *et al.* (2019) usaron extractos de hojas de nanche en formulaciones de recubrimientos biopoliméricos con quitosano para extender la vida postcosecha de pimiento dulce. Asimismo, se han probado efectos antimicrobianos de los extractos y Muñiz-Ramírez *et al.* (2014) mostraron que, debido a la presencia de compuestos terpénicos, los extractos de semilla de nanche exhiben actividad antimicrobiana en contra de bacterias patógenas. También, Martínez-Vázquez *et al.* (1999) mostraron que el uso de extractos de raíces y tallos de nanche pueden inhibir el desarrollo de *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus epididermis*, *Salmonella typhi*, *Shigella flexneri*, *Streptococcus pneumoniae, Staphylococcus aureus* y *Micrococcus luteus*, lo cual fue explicado con base en la presencia de flavonoides y glucósidos.

12. Conclusiones

Si bien el nanche es una especie que normalmente no se desarrolla en plantaciones comerciales, su cultivo se ha impulsado de manera importante en países como México y Brasil, donde se le ha considerado un elemento que puede favorecer el desarrollo regional. El fruto de nanche tiene composición química que le concede alto potencial nutracéutico y por ello es pertinente favorecer su consumo, lo cual hacerse en fresco por su exquisito sabor agridulce y como ingrediente de refrescos, mermeladas, ates, helados, almíbares, gelatinas, licores, pasteles, cremas, así como en ensaladas, y en algunos platillos tradicionales. Sin embargo, el aroma tipificado como queso rancio puede ser una desventaja. Por otro lado, el fruto tiene como principal índice de cosecha el momento de su absición natural de la planta y aún debe confirmarse si su comportamiento corresponde al de un fruto climatérico o no climatérico, lo que constituye una desventaja en su aprovechamiento, por lo cual deben emprenderse acciones para alargar su vida útil en el periodo postcosecha.

13. Bibliografía

Agrónomo Global, 2017. Agronomía para todo el mundo. https://agronomoglobal.blogspot.com/2017/03/nanche-Byrsonima-crassifolia-l-rich.html.

Aguirre-Crespo, F. J., Espíndola-Ramírez, H. A., Alatriste Kurzel, D. R., Peralta, S. J. A., Zamora, C. P., Maldonado, V. M. G., Prado, P. F. J., Hernández, N. E., 2017. Four methods of extraction in leaves of *Byrsonima crassifolia* and their effects in gastrointestinal smooth muscle strips. The 21st International Electronic Conference on Synthetic Organic Chemistry https://sciforum.net/conference/ecsoc-21#sections.

Alves, G. L., Franco, M. R. B., 2003. Headspace gas chromatography-mass spectrometry of volatile compounds in murici (*Byrsonima crassifolia* L. Rich). Journal of Chromatography A 985, 297–301. https://doi.org/10.1016/S0021-9673(02)01398-5.

Aparecido, M. V., Castro, J. C., Matias, V. J., Correia, da C. J. M., Clemente, E., 2016. Physicochemical quality of Murici covered with starch-based coverings and stored at different temperatures. African Journal of Agricultural Research 11, 1344–1352. https://doi.org/10.5897/ajar2015.9723.

Araújo, A. C. M. A., Menezes, E. G. T., Terra, A. W. C., Dias, B. O., Oliveira, É. R. De, Queiroz, F., 2018. Bioactive compounds and chemical composition of Brazilian Cerrado fruits' wastes: Pequi almonds, murici, and sweet passionfruit seeds. Food Science and Technology, Campinas 38, 203–214. https://doi.org/10.1590/fst.19417.

Bayuelo-Jiménez, J. S., 2008. Malpihiaceae *Byrsonima crassifolia* nance, en: CABI, The Encyclopedia of Fruit & Nuts, Cambridge, MA, USA, pp. 459–461.

Belisário, C. M., Cavestré, C. R. C., 2013. Qualidade de frutos de murici (*Byrsonima crassifolia*, Malpighiaceae) armazenados sob refrigeração. Global Science and Technology, Rio Verde 6, 95–101.

Caballero Roque, A., Vela, G., Pérez, J., Escobar, R., Ballinas, J., 2012. Nota científica: uso de nanche (*Byrsonima Crassifolia* (L.) Kunth) en gelatina artesanal para niños. Etnobiología 10, 50–55.

Cabral, V. B. J., Santos, F. W., Laroca, S., Sigrist, M. R., 2013. Two sympatric *Byrsonima* species (Malpighiaceae) differ in phenological and reproductive patterns. Flora 208, 360–369. https://doi.org/10.1016/j.flora.2013.05.003.

Chan-Quijano, J. G., Ochoa-Gaona, S., Pérez-Hernández, I., Gutiérrez-Aguirre, M. A., Saragos-Méndez, J., 2012. Germinación y sobrevivencia de especies arbóreas que crecen en suelos contaminados por hidrocarburos. Teoría y Praxis 12, 102–119. https://doi.org/10.22403/uqroomx/typ12/05.

CONABIO, 2019. *Byrsonima crassifolia*, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/ info_especies/arboles/doctos/35-malpi1m.pdf.

Da Cunha, M. C., Machado, P. da S., Araújo, A. B. S., Carvalho, E. E. N., Vilas Boas, E. V. B., 2019. Impact of processing and packaging on the quality of murici jelly [*Byrsonima crassifolia* (L.) rich] during storage. Nutrition & Food Science 50, 871-883. https://doi.org/10.1108/NFS-09-2019-0293.

da Silva, P. M. C., Neves, L. C., Bastos, V. J., Lima, C. G. B., de Araújo, K. G. M., Roberto, S. R., 2016. Harvesting period of Murici (*Byrsonima crassifolia* Kunth) fruit in relation to physical and chemical parameters evaluated during fruit development. Scientia Horticulturae 200, 66–72. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.041.

de Souza, V. R., Aniceto, A., Abreu, J. P., Montenegro, J., Boquimpani, B., de Jesuz, V. A., Elias Campos, M. B., Marcellini, P. S., Freitas-Silva, O., Cadena, R., Teodoro, A. J., 2020. Fruit-based drink sensory, physicochemical, and antioxidant properties in the Amazon region: Murici (*Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth and verbascifolia (L.) DC) and tapereba (*Spondia mombin*). Food Science & Nutrition 8, 2341–2347. https://doi.org/10.1002/fsn3.1520.

de Souza, V. R., Aparecida, P., Pereira, P., Queiroz, F., Borges, S. V., 2012. Determination of bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Cerrado Brazilian fruits. Food Chemistry 134, 381–386. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.02.191.

Dias Alexandrino, V. H., Dos Santos De Sousa, J., do Carmo Bastos, M. N., 2011. The taxonomic study of the Malpighiaceae Juss. family of the restingas of Algodoal/Maiandeua, Maracanã, Pará, Brazil. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi Ciências Naturais 6, 335–347.

Donadio, L. C., Moro, F. V., Servidone, A. A., 2002. Frutas brasileiras. Editora Novos Talentos, Jaboticabal, Sao Paulo, Brasil.

Duarte, O., 2011. Nance (*Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth), en: Woodhead Publishing Limited, Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits, volume 4: mangosteen to white sapote, Cambridge, UK, pp. 44–50.

Duarte, O., Paull, R., 2015. Other families, en: CABI, Exotic fruits and nuts of the new world, Boston, pp. 254–316. https://doi.org/10.1079/9781780645056.0000.

Duarte, O., Vernon, R., 2002. Biología floral y reproductiva del nance (*Byrsonima* sp). Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 46, 40–41.

Estrada M. R. E., 1995. Efecto de algunos tratamientos en la propagación sexual del nanche (*Byrsonima crassifolia* L.). Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Franco, M. R. B., Janzantti, N. S., 2005. Aroma of minor tropical fruits. Flavour and Fragrance Journal 20, 358–371. https://doi.org/10.1002/ffj.1515.

García, M., Michelangeli, F., Fernández, Á., Villamizar, J. E., Salazar, F., Taylor, P., 2013. Anti-inflammatory effects of (+)-catechin isolated from the bark of *Byrsonima crassifolia*. Planta Medica 79, PF12. https://doi.org/10.1055/s-0033-1352069.

García, M., Villamizar, J. E., Salazar, F., Ibarra, C., Michelangeli, F., Ruiz, M. C., Taylor, P., 2012. Anti-inflammatory effects of *Byrsonima crassifolia*. Planta Medica 78, PI130. https://doi.org/10.1055/s-0032-1320817.

Geilfus, F., 1994. El árbol al servicio del agricultor. Manual de agroforestería para el desarrollo rural. Vol. 2. Guía de especies. Enda-Caribe, Turrialba, Costa Rica.

González-Saucedo, A., Barrera-Necha, L. L., Ventura-Aguilar, R. I., Correa-Pacheco, Z. N., Bautista-Baños, S., Hernández-López, M., 2019. Extension of the postharvest quality of bell pepper by applying nanostructured coatings of chitosan with *Byrsonima crassifolia* extract (L.) Kunth. Postharvest Biology and Technology 149, 74–82. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2018.11.019.

Gordon, A. 2011. Bioactive compounds in underutilized tropical fruits from Latin America. Bonn, Institut für Ernährungs-und Lebensmittelwissenschaften (IEL). Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn, Doctoral thesis, Germany.

Guzmán Pozos, A. M., Cruz Cruz, E., Miranda Cordova, C. A., 2014. Germinación de semillas de *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 40, 82–89.

Herrera-Ruiz, M., Zamilpa, A., González-Cortazar, M., Reyes-Chilpa, R., León, E., García, M. P., Tortoriello, J., Huerta-Reyes, M., 2011. Antidepressant effect and pharmacological evaluation of standardized extract of flavonoids from *Byrsonima crassifolia*. Phytomedicine 18, 1255–61. https://doi.org/10.1016/j.phymed.2011.06.018.

Ibarra, D. J. A., 2016. Variabilidad genotípica de nanche (*Byrsonima crassifolia* L.) y manejo postcosecha de frutos tratados con 1-MCP. Universidad Autónoma de Nayarit, Nayarit, México.

Irías-Mata, A., Jiménez, V. M., Björn, C., Schweiggert, R. M., Carle, R., Esquivel, P., 2018. Carotenoids and xanthophyll esters of yellow and red nance fruits (*Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth) from Costa Rica. Food Research International 111, 708–714.

ITIS, 2020. Integrated Taxonomic Information System. USA. https://www.itis.gov/.

Jaimes Albíter, C., 2013. Propagación sexual y tolerancia a la desecación en nanche (*Byrsonima crassifolia* L.) Kunth. Colegio de Postgraduados. Mexico.

Kunth, C. S., 1821. Nova Genera et Species Plantarum Quas in Peregrinatione ad Plagam Aequinoctialem Orbis Novi Collegerunt Bonpland et Humboldt. Chez N. Maze, Libraire, Paris.

Lima, O. W. C., Morales, C. R .E., 2014. Caracterización farmacobotánica de *Byrsonima crassifolia* y Neurolaena lobata. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

Maldini, M., Sosa, S., Montoro, P., Giangaspero, A., Balick, M. J., Pizza, C., Loggia, R. Della, 2009. Screening of the topical anti-inflammatory activity of the bark of *Acacia cornigera* Willdenow, *Byrsonima crassifolia* Kunth, *Sweetia panamensis* Yakovlev and the leaves of *Sphagneticola trilobata* Hitchcock. Journal of Ethnopharmacology 122, 430-433. https://doi.org/10.1016/j.jep.2009.02.002.

Maldonado-Peralta, M. A., De Los Santos, G. G., García-Nava, J. R., Ramírez-Herrera, C., Hernández-Livera, A., Valdez-Carrazco, J. M., Corona-Torres, T., Cetina-Alcalá, V. M., 2016. Seed Viability and vigour of two nanche species (*Malpighia mexicana* and *Byrsonima crassifolia*). Seed Science and Technology 44, 168–176. https://doi.org/10.15258/sst.2016.44.1.03.

Maldonado, P. M. Á., García, S. G., García, N. J. R., Rojas, G. A. R., 2017. Vegetative propagation of nanche *Malpighia mexicana* and *Byrsonima crassifolia*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 8, 611–619. https://doi.org/10.29312/remexca.v8i3.35.

Maldonado, P. M. Á., Sánchez, S. P., Rojas, G. A.R ., Valenzuela, L. J. L., Bottini, L. M. B., Alaniz, G. L., 2020. Caracterización y evaluación de frutos de 'nanche' (*Byrsonima crassifolia* L.). Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 11, 151–160. https://doi.org/10.29312/remexca.v11i1.1950.

Mariutti, L. R. B., Rodrigues, E., Chisté, R. C., Fernandes, E., Mercadante, A. Z., 2014. The Amazonian fruit *Byrsonima crassifolia* effectively scavenges reactive oxygen and nitrogen species and protects human erythrocytes against oxidative damage. Food Research International 64, 618–625. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.07.032.

Mariutti, L. R. B., Rodrigues, E., Mercadante, A. Z., 2013. Journal of Food Composition and Analysis Carotenoids from *Byrsonima crassifolia* : Identification , quantification and in vitro scavenging capacity against peroxyl radicals. Journal of Food Composition and Analysis 31, 155–160. https://doi.org/10.1016/j.jfca.2013.05.005.

Martínez-Vázquez, M., González-Esquinca, A. R., Cazares Luna, L., Moreno Gutiérrez, M. N., García-Argáez, A. N., 1999. Antimicrobial activity of *Byrsonima crassifolia* (L.) H. B. K. Journal of Ethnopharmacology 66, 79–82. https://doi.org/10.1016/S0378-8741(98)00155-X.

Martínez Moreno, E., Corona, T. T., Avitia, G. E., González, C. A. M., Terrazas, T., Colinas, L. M. T., de La Cruz, L. E., Torres, M. R., 2010. Caracterización morfológica de hojas de nanche (*Byrsonima crassifolia* (L.) H. B. K.). Revista Fitotecnia Mexicana 33, 15–19.

Medina-Torres, R., Juárez-López, P., Salazar-García, S., Valdivia-Bernal, R., 2013. Estudio de las principales plagas del nanche [*Byrsonima crassifolia* (L.) HBK] en Nayarit, México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 4, 423–433. https://doi.org/10.29312/remexca.v4i3.1203.

Medina-Torres, R., Ortíz-Catón, M., Valdivia-Bernal, R., 2012a. Propiedades medicinales y otros usos del nanche [*Byrsonima crassifolia* (L.) HBK]. Revista Fuente 4, 16–22.

Medina-Torres, R., Salazar-García, S., Gómez-Aguilar, J. R., 2004. Fruit quality indices in eight nance [*Byrsonima crassifolia* (L.) H.B.K.] selections. HortScience 39, 1070–1073. https://doi.org/10.21273/hortsci.39.5.1070.

Medina-Torres, R., Salazar-García, S., Ibarra-Estrada, M. E., López-Guzmán, G. G., 2016. Descriptores morfológicos de hoja y fruto de selecciones comerciales de nanche (*Byrsonima crassifolia* (L.) HBK) en Nayarit, México. Revista Bio Ciencias 3, 269–285. https://doi.org/10.15741/revbio.03.04.03.

Medina-Torres, R., Salazar-García, S., Valdivia-Bernal, R., Martínez-Moreno, E., 2012b. Fenología de la floración y ciclos reproductivos del nanche [*Byrsonima crassifolia* (L.) HBK] en Nayarit. Universidad y Ciencia 28, 259–269.

Moreno, M. J. L., Vera, S. K. S., 2015. Los recursos genéticos de nanche (*Byrsonima crassifolia*) en México, en: Asociación Nacional para la Innovación y Desarrollo Tecnológico Agrícola, A. C., Resultados en conservación, uso y aprovechamiento sustentable de recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura, Ciudad de México, México, pp. 235-237.

Moreno, N., 2000. El Nanche (*Byrsonima crassifolia*) como recurso natural antimicrobiano en enfermedades gastrointestinales y respiratorias. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, Chiapas, México.

Muñiz-Ramírez, A., Pérez-Gutiérrez, R. M., García-Báez, E., Mota-Flores, J. M., 2014. Antimicrobial activities of diterpene labdane from seeds of *Byrsonima crassifolia*. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas 13, 31–37.

Neves, L. C., da Silva, P. M. C., Lima, C. G. B., Bastos, V. J., Roberto, S. R., 2015a. Study to determine the optimum harvest date of Murici (*Byrsonima coccolobifolia* Kunth.) from quality and functional attributes. Scientia Horticulturae 188, 49–56. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.02.039.

Neves, L. C., Tosin, J. M., Benedette, R. M., Cisneros-Zevallos, L., 2015b. Post-harvest nutraceutical behaviour during ripening and senescence of 8 highly perishable fruit species from the Northern Brazilian Amazon region. Food Chemistry 174, 188–196. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.10.111.

Oliveira, R., Souza, D., Assis, G. De, Alves, D., Luiza, A., Aguillera, S., Marquele-oliveira, F., Fernandes, D., Rogez, H., José, M., Fonseca, V., 2017. *Byrsonima crassifolia* extract and fraction prevent UVB-induced oxidative stress in keratinocytes culture and increase antioxidant activity on skin. Industrial Crops and Products 108, 485–494. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.07.015.

Oliveira, R., Souza, D., Assis, G. D., Alves, D., Luiza, A., Aguillera, S., Rogez, H., José, M., Fonseca, V., 2018. Photochemoprotective effect of a fraction of a partially purified extract of *Byrsonima crassifolia* leaves against UVB-induced oxidative stress in fi broblasts and hairless mice. Journal of Photochemistry & Photobiology , B : Biology 178, 53–60. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2017.10.033.

Orwa, C., Mutua, A., Kindt, R., Jamnadass, R., Simons, A., 2009. Agroforestree database: a tree reference and selection guide version 4.0. Nairobi, Kenya. http://www.worldagroforestry.org/af/treedb/.

Perez-Gutierrez, R. M., Muñiz-Ramirez, A., Gomez, Y. G., Ramírez, E.B., 2010. Antihyperglycemic , Antihyperlipidemic and antiglycation effects of *Byrsonima crassifolia* fruit and seed in normal and streptozotocin-induced diabetic rats. Plant Foods for Human Nutrition 65, 350–357. https://doi.org/10.1007/s11130-010-0181-5.

Pérez, G. R. M., Muñiz, R. A., 2016. Hypoglycemic effects of sesquiterpene lactones from *Byrsonima crassifolia*. Food Science and Biotechnology 25, 1135–1145. https://doi.org/10.1007/s10068-016-0182-8.

Pérez Gutiérrez, R. M., 2016. Anti-inflammatory effect of birsonimadiol from seeds of *Byrsonima crassifolia*. Food Science and Biotechnology 25, 561–566. https://doi.org/10.1007/s10068-016-0078-7.

Porte, A., Rezende, C. M., Antunes, O. A. C., Maia, L. H., 2010. Redução de aminoácidos em polpas de bacuri (*Platonia insignis* Mart), cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* Willd ex-Spreng Schum) e murici (*Byrsonima crassifolia* L.) processado (aquecido e alcalinizado). Acta Amazónica 40, 573–578.

Raya Pérez, J., Aguirre Mancilla, C., Gil Vega, K., Simpson, J., 2010. La domesticación de plantas en México: comparación de la forma cultivada y silvestre de *Byrsonima crassifolia* (Malpighiaceae). Polibotánica 239–256.

Rezende, C. M., Fraga, S. R. G., 2003. Chemical and aroma determination of the pulp and seeds of murici (*Byrsonima crassifolia* L.). Journal of the Brazilian Chemical Society 14, 425–428. https://doi.org/10.1590/S0103-50532003000300014.

Rivas-Castro, S. F., Martínez-Moreno, E., Alia-Tejacal, I., Pérez-López, A., 2019. Physical and physiological changes in phenotypes of nance [*Byrsonima crassifolia* (L.) H.B.K.] with different harvest maturity. Scientia Horticulturae 256, 108620. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108620.

Rivero Ake, J. T., 1990. Efecto de diversos tratamientos a la semilla sobre la germinación de tamarindo (*Tamarindus indica*, L), caimito (*Chrysophyllum cainito*, L), guanábana (*Anona muricata*, L) y nanche (*Byrsonima crassifolia*, L), Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Santos, O. V., Cristina, N., Correa, F., Junior, R. C., Emmerson, C., Fátima, J. De, Moraes, C., Caetano, S., 2018. Quality parameters and thermogravimetric and oxidative profile of Muruci oil (*Byrsonima crassifolia* L.) obtained by supercritical CO_2. Food Science and Technology 2061, 172–179. https://doi.org/10.1590/1678-457X.30616.

Seabra, P. F. C., de Souza, S. A. P., Rodriguez, S. M. A., Almeida, C. W., Cardoso, C. H. S., Santos, L.A., Rogez, H., Nunes, C. J. R., 2019. Determination of process parameters and bioactive properties of the murici pulp (*Byrsonima crassifolia*) extracts obtained by supercritical extraction. Journal of Supercritical Fluids 146, 128–135. https://doi.org/10.1016/j.supflu.2019.01.014.

SIAP, 2018. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Gobierno de México. México.

Silva, E. M., Souza, J. N. S., Rogez, H., Rees, J.F., Larondelle, Y., 2007. Antioxidant activities and polyphenolic contents of fifteen selected plant species from the Amazonian region. Food Chemistry 101, 1012–1018. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.02.055.

Souza, J. N. S., Silva, E. M., Loir, A., Rees, J. F., Rogez, H., Larondelle, Y., 2008. Antioxidant capacity of four polyphenol-rich Amazonian plant extracts : A correlation study using chemical and biological in vitro assays. Food Chemistry 106, 331–339. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.05.011.ss.

The Plant List, 2010. *Byrsonima*, Missouri Botanical Gardens and the Royal Botanic Gardens, USA. http://theplantlist.org/browse/ A/Malpighiaceae/Byrsonima/.

Torres Lozano, L. J., 2003. Tratamientos para acelerar la germinación del nance (*Byrsonima crassifolia* L.) en vivero, El Zamorano, Honduras.

Vernon, G. R., 1995. Estudios sobre la biologia floral y reproductiva del nance (*Byrsonima crassifolia* L.), Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

NOPAL (*Opuntia* spp.)

Lizette Liliana Rodríguez Verástegui [1]***; Aimme del Carmen Romero Domínguez*** [2]***; Leonardo Morales Pluma*** [2] ***y Diana Alejandra Macías Ojeda***[3]

1. Introducción

Por su valor económico, cultural, ecológico y nutricional, el nopal (*Opuntia* spp.) es una cactácea de suma importancia en México, donde presenta una enorme variedad de especies y cuyo crecimiento es característico de zonas áridas y semiáridas. Posee una extraordinaria capacidad de adaptación a condiciones climáticas y edáficas, razón por la cual organismos como la FAO han considerado al nopal como una alternativa viable para la restauración de suelos, la reducción de la erosión y la producción sustentable de alimentos (Stintzing y Carle, 2005; López-Romero *et al*., 2014; Torres-Ponce *et al*., 2015; Ibarra-Rodríguez *et al*., 2017; du Toti *et al*., 2018; Ciriminna *et al*., 2019; Saénz *et al*., 2019).

Alrededor del nopal existe en México una vasta cultura referente a la gastronomía y usos terapéuticos dentro de la medicina tradicional; tal es su trascendencia, que incluso forma parte de uno de nuestros

[1] Departamento de Biotecnología.

[2] Biotecnología, Universidad Politécnica de Tlaxcala, Av. Universidad Politécnica, San Pedro Xalcaltzinco, C.P. 90180, Tlaxcala.

[3] Departamento de Ciencias de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, Av. San Rafael Atlixco 186, Col. Vicentina. 09340, Iztapalapa, Ciudad de México.

símbolos patrios: el escudo nacional (López- Piñeiro *et al*., 1992; Casas y Barbera, 2002; Flores-Valdez, 2003; García-Zambrano *et al*., 2006).

En nuestro país, el nopal se ha posicionado como un alimento básico en la dieta debido a la abundancia de su cultivo y los efectos benéficos para la salud que se le han atribuido desde épocas prehispánicas. En este mismo sentido y debido al mayor interés a nivel global que ha tenido este vegetal en los últimos años, se han realizado diversos estudios sobre sus propiedades funcionales; por ejemplo, algunos de ellos revelaron que su consumo regular tiene un efecto benéfico en el control de la hipercolesterolemia y la diabetes, asimismo, su alto contenido de fibra coadyuva en el manejo de problemas digestivos como el estreñimiento (Torres-Ponce *et al*., 2015; du Toti *et al*., 2018).

Se han desarrollado numerosos estudios para caracterizar a las moléculas responsables de los efectos terapéuticos atribuidos al nopal, sin embargo, aún es necesario hacer investigación que aclare los mecanismos de acción y si estas sustancias actúan solas o en sinergia (Stintzing y Carle, 2005).

Por su versatilidad, el nopal no solo ha impactado en el ámbito alimenticio y farmacéutico, sino que su uso ha trascendido a aplicaciones en la industria química, cosmética, textil e incluso como fuente alterna de energía (Stintzing y Carle, 2005; López-Romero *et al*., 2014; Torres-Ponce *et al*., 2015; Ibarra-Rodríguez *et al*., 2017; du Toti *et al*., 2018; Ciriminna *et al*., 2019; Saénz *et al*., 2006).

De esta manera, países como Túnez, Marruecos, Italia, Brasil y España han introducido recientemente el cultivo de nopal con la finalidad de fabricar adherentes, aglomerantes, extraer pectinas y pigmentos, así como su empleo para alimentar ganado en zonas de sequía o para el desarrollo de alimentos procesados ricos en fibra (Ochoa y Barbera, 2018).

A la luz de la información disponible, el nopal se perfila como un cultivo prometedor para las generaciones actuales y futuras debido al enorme potencial de uso que, además, cada día incrementa a medida

que se desarrolla nueva investigación sobre aplicaciones de sus componentes, que aún no se han explorado o que se conocen muy poco.

El presente escrito tiene como objetivo principal dar a conocer el estado del arte de los conocimientos y avances sobre los nopales del género *Opuntia*: su origen, cultivo, usos y tecnologías utilizadas para su conservación. De igual manera, se pretende motivar a estudios posteriores cuyo propósito sea una comprensión más detallada sobre los componentes del nopal, sus interacciones y sus posibles aplicaciones en nuevos campos de la industria y la tecnología.

2. Origen

La planta de nopal (*Opuntia ficus-indica*) está formada por la unión de segmentos denominados cladodios, los cuales son tallos carnosos o suculentos de forma ovalada, con o sin espinas, cuya coloración puede abarcar distintos tonos de verde e incluso algunas especies pueden ser moradas (Figura 1).

Debido a su fácil propagación y adaptación al medio ambiente, se conocen alrededor de 300 especies del género *Opuntia* en el mundo (Torres-Ponce *et al*., 2015). En 1919, Britton y Rose dividieron a *Opuntia* en dos series de acuerdo con el tamaño de los cladodios, la longitud de las areolas, el tamaño y la forma del fruto y la semilla. La primera serie se designó como *Ficus-indicae* y contiene a *O. ficus- indica, O. crassa* y *O. undulata*; la segunda serie fue denominada *Streptacanthe* comprendiendo 12 especies, entre ellas *O. amyclae, O. megacantha* y *O. streptacantha* (Reyes-Agüero *et al*., 2005).

Griffiths en 1914, consideró a la especie silvestre espinosa *Opuntia megacantha* como la antecesora de *Opuntia ficus-indica* (Kiesling y Metzing, 2018). Esta hipótesis fue controvertida debido a que la posible antecesora de *O. ficus-indica* y ésta coexisten en el tiempo, además de que difieren entre ellas tanto en el número como en el tipo de espinas.



Figura 1. Planta de nopal variedad Atlixco. Foto: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

De esta manera, la clasificación taxonómica (Cuadro 1) de las especies de *Opuntia* no demuestra ser del todo apropiada, pues requiere realizarse en condiciones controladas de crecimiento para disminuir la variabilidad en los parámetros y no generar homónimos de la misma especie (Espinoza-Sánchez *et al*., 2014).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del nopal (Barrientos,1983).

Reino:	Vegetal
Subreino:	Embryophita
División:	Angioespermae
Clase:	Dycotyledonea
Subclase:	Dialipetalas
Orden:	Opuntiales
Familia:	Cacataceae
Subfamilia:	Opuntioideae
Tribu:	Opuntiae
Género:	*Opuntia*

Para favorecer una clasificación más precisa de las especies de *Opuntia* que no sólo se base en características morfológicas, se determinó el número cromosómico y el nivel de ploidía de las cactáceas. El número cromosómico básico de las especies de *Opuntia* en la familia Cactácea es de n=11 y el número de células somáticas es de 2n=22 (Kiesling y Metzing, 2018).

Este tipo de plantas se considera silvestre por presentar frutos pequeños y espinas grandes que, para algunos autores, constituyen las formas primitivas de *Opuntia ficus-indica*. En la subfamilia Opuntioidea, aproximadamente, el 64 % de los organismos emparentados son poliploides. La poliploidía es resultado de la hibridación natural interespecífica en el género *Opuntia*, es decir, una mezcla de las características de diversas especies (Kiesling y Metzing, 2018).

Diversos estudios sobre conteos de cromosomas han mostrado que *O. ficus-indica* con y sin espinas son octoploides, sin embargo, también se han reportado como penta, ilí y heptaploides; dichas variaciones en el número cromosómico se han atribuido a factores como la región de cultivo o incluso anomalías meióticas (Kiesling y Metzing, 2018).

Una alternativa al uso de la taxonomía y al conteo de cromosomas para identificar y clasificar a las especies de *Opuntia*, es el uso de marcadores moleculares; estas herramientas han permitido establecer diferencias entre las especies de *Opuntia* a partir del conocimiento de su genotipo.

Estudios con diferentes marcadores moleculares como: AFLPs (polimorfismos en la longitud de los fragmentos amplificados), RAPDs (amplificación aleatoria de ADN polimórfico) e ISSR (repetición de secuencias simples), han reportado la similitud genética entre *Opuntia ficus-indica, Opuntia megacantha y Opuntia streptacantha,* asimismo, los autores concluyeron que *O. megacantha* es el antecesor de la primera (Labra *et al*., 2003 y Luna Paéz *et al*., 2007), apoyando de esta manera la hipótesis emitida por Griffiths en 1914.

Sin embargo, Srikanth y Wang (2015) realizaron el análisis de secuencias específicas de ADN de 3 especies de *Opuntia ficus-indica* co-

reanas y mostraron su parentesco con *Opuntia engelmannii* y no con muestras de *Opuntia ficus-indica* obtenidas de la base de datos del *GenBank*, lo cual podría sugerir que las especies de *Opuntia* coreanas analizadas habrían surgido de un linaje diferente a la *Opuntia ficus-indica* utilizada en el análisis.

Hasta ahora, los estudios coinciden en que *Opuntia ficus-indica* es alopoliploide, resultado de la hibridación natural de diferentes linajes, posiblemente no emparentados (Griffit, 2004), la cual comenzó hace más de 8000 años en la zona comprendida entre la Sierra Madre Occidental y Oriental y limitada al sur por el Eje Neovolcánico en México (Reyes- Agüero *et al*., 2005).

El cultivo, uso y consumo del nopal y sus productos data desde antes de la colonización española de México. Los aztecas, civilización prehispánica que se situó en lo que hoy es la Ciudad de México, crearon toda una cultura, aún vigente, en torno a esta planta. El *nopalli*, nopal en la lengua nahuátl, era utilizado por los aztecas en ámbitos tan variados como la alimentación, la medicina tradicional, las artes y la construcción (López- Piñeiro *et al*., 1992; Casas y Barbera, 2002; Flores-Valdez, 2003).

México es considerado el centro de origen, producción y distribución de plantas de nopal debido a que posee una gran diversidad de especies de Opuntia (Cuadro 2) (García-Zambrano *et al*., 2006).

El intercambio colombino entre México-España y el mundo propició la distribución de la cactácea, en un principio solo con usos ornamentales, para posteriormente convertirse en materia prima de una gran diversidad de productos.

En resumen, el origen de *Opuntia ficus-indica* sigue siendo un misterio y existen diferentes hipótesis acerca de quién fue su antecesor. Los estudios moleculares realizados por diversos autores llevan a cuestionar los criterios taxonómicos hasta ahora utilizados para agrupar a las especies, puesto que, en el caso de nopal, no se han encontrado porcentajes altos de parentesco con una especie en específico. Por lo tanto, es necesario establecer con base en el genoma de las especies de *Opuntia* una nueva forma de clasificación, además de profundizar en su estudio para determinar si los cambios genéticos entre especies

se deben a respuestas adaptativas, plasticidad fenotípica, bases epigenéticas u otros factores (Valadez- Moctezuma *et al.*, 2014).

Cabe agregar que el nopal y la tuna se conocen con una amplia variedad de nombres dependiendo del país donde se encuentran: tunera, chumbera, palera, penca, cactus, higuera de la pala, higuera de los cristianos, tapia, palma, beles o nopal de Castilla, por mencionar algunas denominaciones para el nopal. En tanto, el fruto de la planta se conoce como higo de Indias, tuna, tuna de Castilla, higo chumbo o higo de pala, entre otros (Kiesling y Metzing, 2018).

2.1 Importancia económica

Se estima que existen más de 3 millones de hectáreas sembradas de *Opuntia ficus-indica* a nivel mundial, por lo cual es considerada como la cactácea de mayor valor económico (estimación de los autores). Ochoa y Barbera (2018) han reportado el cultivo de especies del género *Opuntia* en: España, Italia, Portugal, Marruecos, Etiopía, Argelia, Perú, Chile, Argentina, Bolivia, Algeria, Etiopía, Sudáfrica, Túnez, Jordania, Libano, Australia, Israel, Líbano, entre otros países además de México, siendo este último el principal productor y consumidor de productos obtenidos a partir de la planta de nopal.

A diferencia de México, países como Italia, Marruecos, Etiopía y Estados Unidos cultivan la planta del nopal para comercializar la fruta que ésta produce. Algunos otros países como Brasil, Argentina o Sudáfrica lo producen como forraje para alimentación animal. Por otro lado, Túnez y el Líbano lo utilizan en productos cosméticos y bebidas como el "arak". España y Perú lo destinan a la obtención de grana cochinilla, un insecto que produce un pigmento cuyo principal componente es el ácido carmínico, el cual es de importancia económica, así como cerca viva de huertos, casas o como planta de ornato. Finalmente, Chile al igual que México, aunque en menor proporción, no solo consume los cladodios tiernos de la planta, sino también productos como conservas o mermeladas (Kiesling, 2013; Ochoa y Barbera, 2018).

En México, el nopal es un recurso agrícola importante tanto por su valor gastronómico como por la diversidad de especies que exis-

ten (Cuadro 2). El Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) ofrece reportes anuales de producción de nopal de acuerdo con el uso al que se le destina: nopal forrajero (utilizado para la alimentación animal), nopal para consumo como hortaliza (conocido como nopalitos) y nopal tunero (para la producción de tuna).

La superficie total sembrada de nopal en México es de aproximadamente 75 mil hectáreas. El nopal forrajero ocupa el 23 % de la superficie sembrada, el 18 % es empleada para el cultivo de nopalitos y el 59 % para la producción de tuna (SIAP, 2020).

Respecto al cultivo de plantas de nopal para la producción de nopalitos, en 2019 fue un poco mayor a 890 mil t y tuvo un valor aproximado de 71 millones de pesos (SIAP, 2020).

México tiene un consumo per cápita de nopalitos de 6.4 kg/año, siendo la cuaresma la época de mayor demanda, mientras que a lo largo del año puede verse disminuida (Mondragón-Jacobo y Méndez-Gallego, 2018).

Otro elemento importante que considerar es la exportación de los nopalitos, los cladodios tiernos son requeridos en mercados como Estados Unidos, Bélgica, Alemania, Corea del Sur, Japón, entre otros; tan solo en el 2016, México exportó cerca del 5.6 % de la producción de ese año y generó divisas de hasta 14 millones de dólares (SIAP, 2020).

De acuerdo con Arias Jiménez (2013), los aztecas consideraban al nopal como el oro verde, la planta sagrada o de la vida, ya que se adapta a suelos pobres y permite obtener alimentos de forma redituable, razón por la cual su cultivo ha cobrado importancia en el mundo, pues constituye una alternativa para asegurar la alimentación de la población en países en vías de desarrollo. Sin embargo, su cultivo ha provocado pérdidas de flora y fauna en Sudáfrica y Australia debido al crecimiento no controlado de nopal naturalizado en cerca de 2 millones de hectáreas. Asimismo, en algunas zonas del Mediterráneo, el clima cálido y seco provoca que algunas especies se vuelvan difíciles de manejar por sus grandes espinas (Ochoa y Barbera, 2018). Una solución al problema de invasión registrado en estos países fue la introducción de palomillas del nopal y los insectos grana cochinilla, estos últimos con el objetivo adicional de obtener pigmentos.

Cuadro 2. Especies de *Opuntia* en México.

Región del país	Características generales	Tipo de Opuntia y características generales
Norte y Altiplano	Suelen ser pencas delgadas, esta característica morfológica permite que sobrevivan a heladas.	*O. macrocentra*. Nopal color violáceo, la planta tiene un tamaño menor al metro de altura. Genera frutos púrpura. *O. engelmannii*. Tiene pencas circulares y pequeñas tunas, carnosas, jugosas y púrpuras. *O. durangensis*. Crece a ras del suelo, extendiendo sus pencas. *O. microdasys*. Conocido como nopal cegador por sus minúsculos ahuetes que pueden introducirse a los ojos. Se considera una planta ornamental. *O. phaecantha*. Nopal pardo con pencas púrpuras en invierno, se utiliza por las mujeres seris para pintarse el rostro. *O. rastrera*. También llamado nopal cuijo, es de hábito rastrero y va formando cadenas. Tiene muchas espinas y es hábitat de aves, roedores y reptiles.

Región del país	Características generales	Tipo de Opuntia y características generales
Mesa Central (conocida como el Altiplano)	En esta región se encuentra la superficie más extensa de nopaleras, así como la mayor diversidad de especies y la producción de cultivos extensivos.	*O. robusta*. Capaz de resistir a las heladas y a suelos pobres en nutrientes. Se siembra para evitar la erosión y restaurar suelos. Conocido como nopal camueso; sus frutos tienen excesivas semillas y son llamadas taponas. *O. cochinera*. Nopal de hábito arbustivo y flores amarillas. Se utiliza para la producción de nopal y tuna. *O. megacantha*. Tienen grandes espinas, existen variedades domesticadas y silvestres. Produce tunas amarillas y rojas. *O. joconostle*. El fruto de esta especie se emplea en la cocina, como condimento, y medicina tradicional por regular los niveles de azúcar en sangre. Los frutos se caracterizan por su maduración tardía y no se echan a perder mientras estén en la planta. *O. streptacantha*. Llamado nopal cardón. Sus frutos se utilizan para producir queso de tuna. Se caracteriza por ser un arbusto grande. *O. lasiacantha*. Alcanza hasta 4 m de altura, produce tunas rojas y blancas, como la variedad Sanjuanera, y nopales para consumo como verdura en los meses de agosto y septiembre. *O. hyptiacantha*. También conocido como nopal cascarón, produce las xocotunas. *O. leucotricha*. Conocido como nopal duraznillo, llega a medir hasta 5 m de altura, produce xoconostles color durazno.

Región del país	Características generales	Tipo de Opuntia y características generales
Península de Baja California	Se encuentran especies endémicas y protegidas.	*O. littoralis*. Especie arbustiva con tunas rojizas que se tornan púrpuras al madurar. *O. pycnacantha*. Crece a ras del suelo, tiene vistosas flores amarillas con rojo. *O. tapona*. Tiene pencas poco espinosas y produce abundantes frutos *O. bravoana*. Especie endémica protegida.
Valle de Tehuacán	Tienen espinas suaves o reducidas	*O. pilifera*. Conocido como nopal lanudo o crinado, está cubierta por pelos blancos que cubren la penca por completo.
Occidente y Sur	Crecen en las selvas secas que van desde Jalisco a Oaxaca.	*O. velutina*. Tiene pencas pálidas y velluditas con tronco bien ramificado que alcanza hasta los 4m de altura. Produce tunas rojas oscuro. *O. jaliscana*. Tiene un tronco bien definido y ramificado, produce tunas rojas, apreciadas comercialmente. *O. cochenillifera*. Conocido como lengua de vaca, para algunos botánicos este nopal representa un género aparte: ***Nopalea***. *O. excelsa*. Es el nopal más alto, llega a medir hasta 12 m y por su rareza se encuentra protegido. *O. undulata*. Llamado nopal orejón, se haya solo en Jalisco y Zacatecas, sus variantes se han cultivado para producir nopales para consumo como verdura y tunas de maduración temprana.

Fuente: Vela, 2015.

3. Aspectos botánicos

Las adaptaciones morfológicas, anatómicas y fisiológicas de las plantas de nopal han permitido su sobrevivencia en climas áridos o semiáridos, cuya principal característica es el déficit de agua.

O. ficus-indica puede diferenciarse de todos los otros miembros del género por la combinación de cladodios usualmente elípticos, de gran talla, carentes total o casi totalmente de espinas, frutos grandes, dulces y carnosos (Figura 2), y por encontrarse exclusivamente en ambientes modificados (Reyes-Agüero, 2005).



Figura 2. Cladodios (izquierda) y frutos de la planta de nopal (derecha). Foto: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

A continuación, se describen las adaptaciones morfológicas, anatómicas y fisiológicas del nopal.

3.1 Morfología y anatomía

La estructura de la planta consiste en la formación de un arbusto que contiene tallos articulados y suculentos, cuya altura promedio es aproximadamente de 3 m. El crecimiento de los tallos ocurre de manera vertical y su función es fundamental, ya que en ellos se lleva a cabo la fotosíntesis (Nobel *et al*., 1992).

Los tallos del nopal son capaces de almacenar grandes cantidades de agua en las vacuolas de las células del parénquima. Dubeaux Jr. *et al*. (2015) mencionan que tan solo una planta de nopal puede almace-

nar hasta 180 t/ha·año, por lo cual se le considera una buena fuente de provisión de agua.

La morfología de los tallos, también llamados pencas o cladodios, se caracteriza por tener forma ovalada y alargada, de superficie generalmente, lisa, con espinas y gloquideas, y con colores que van desde un gris pálido a un verde azulado (glauco) (Nobel *et al*., 1992).

Como ya se mencionó, los cladodios almacenan agua, son de forma oval o elíptica, tienen areolas, espinas y gloquideas. Respecto a su anatomía, en un corte transversal se puede observar que su sistema vascular presenta un patrón en forma de eustela, formada por epidermis, córtex, tejido vascular, organizados en forma de anillo y separados por la médula y tejido del parénquima (Prat *et al*., 2018).

En primer lugar, la epidermis es una capa de células planas, delgadas y alargadas cuyas funciones son: prevenir la salida de agua, regular la entrada y salida de CO_2 y O_2, respectivamente, y proteger a la planta de la luz intensa, los insectos y los hongos (Mauseth, 1984).

La capa externa de la epidermis es una cutícula gruesa que se compone de ácidos grasos polimerizados por acción del oxígeno. El grosor promedio de ésta varía entre 10-50 , es transparente y debido a esto permite reflejar la luz solar, lo cual evita el sobrecalentamiento del cladodio. La cutícula tiene una composición lipídica, por ende, evita el escape de vapor de agua y repele el agua superficial (Corrales, 2000).

La micromorfología de la capa de cutícula sobre la epidermis en variedades de *Opuntia ficus-indica* con espinas y sin espinas no tiene el mismo grosor ni distribución. Estudios en cultivares sin espinas se caracterizaron por abundantes depósitos de cera epicuticular áspera y cristaloide, mientras que, los cladodios espinosos exhibían capas de cera lisa amorfa y espinas persistentes (Ben Salem-Fna you *et al*., 2014).

Asimismo, la epidermis tiene de 6 a 7 capas de células hipodérmicas cuya función es defender el tejido contra hongos, bacterias y daños mecánicos. Si la epidermis es fracturada por alguna herida, se reemplaza por el peridermo, el cual contiene células epidermales, este proceso también puede ocurrir como parte del proceso de envejecimiento (Corrales, 2000; Prat *et al*., 2018).

Otro tipo de células que se alojan en la epidermis son los estomas, éstos se forman por dos células oclusivas (guarda) que ante factores como la temperatura ambiental, la concentración de CO_2, el tipo de luz y el déficit de presión en el vapor atmosférico, permiten el cambio en la forma de los estomas y el intercambio de gases entre la planta y la atmósfera. Hasta el momento se tienen pocos estudios que permitan comprender la frecuencia e intensidad de la apertura o cierre de los estomas, sin embargo, la apertura estomática por efecto de la luz se asocia a la acumulación de potasio en los estomas (Kirkham *et al*., 2014).

La distribución estomática promedio en las hojas de muchas especies oscila entre 100 y 300 mm^2. En los tallos de *Oputia ficus-indica*, el número promedio ronda los 20 mm^2 (Mauseth, 1984; Kirkham *et al*., 2014).

Otras estructuras que también se encuentran en la epidermis son las areolas, las espinas y las gloquideas. Las primeras se ubican a 2 mm debajo de la epidermis, son zonas meristemáticas que, bajo condiciones de nutrición y ambiente adecuadas, generan nuevos cladodios, raíces o flores (Reyes- Agüero *et al*., 2006). La formación de las areolas se da en la base de los podarios de los cladodios jóvenes. Los podarios son meristemos apicales que sostienen una estructura verde, pequeña en forma de bulbo, de corta vida, que conforme el cladodio envejece, se marchita y cae (hoja) (Prat *et al*., 2018).

Por su parte, las espinas y las gloquideas comienzan su desarrollo cuando el podario cae (Prat *et al*., 2018). Las espinas se consideran una evolución de las hojas, al igual que éstas derivan de la túnica y corpus. Su función no ha sido aclarada del todo, no obstante, se considera que pueden contribuir a reducir la temperatura y paso de luz al cladodio, o condensar el agua del aire y como mecanismo de protección ante periodos de sequía prolongados (Kiesling 1999).

Las espinas se caracterizan por ser largas (1-1.5 cm), rugosas, color blanco y se pueden agrupar hasta 3 espinas en una sola areola. En cambio, las gloquideas (ahuetes), son cortas, duras, esclerificadas, puntiagudas, de color café y se agrupan de 4-6 en una sola areola. El

crecimiento de las gloquideas facilita su desprendimiento por medio del aire y suelen representar un problema para la cosecha de cladodios y frutos (Corrales-García y González- Martínez, 2001).

Las espinas y las espinas pilosas, también llamadas gloquideas, son los dos tipos de espinas que presentan los nopales del género *Opuntia ficus-indica*. Se ha considerado que las condiciones climáticas determinan el tipo de espina, el tamaño y la cantidad de éstas (Kiesling 1999).

Todos los miembros de Opuntioideae tienen una epidermis persistente y un córtex grueso, con células de empalizada que facilitan la fotosíntesis (clorénquima o parénquima clorofílico). El clorénquima de los nopales es grueso y suculento y se compone de dos tipos de células. Las primeras son células en empalizadas de forma alargada y cilíndrica que son ricas en cloroplastos y las segundas son células esféricas, blancas y de apariencia esponjosa que funcionan como un almacén de agua y nutrientes, a esta estructura se le llama parénquima de reserva (Mauset, 2005).

El parénquima de reserva contiene compuestos como hormonas, alcaloides y otros productos formados en el metabolismo de la planta; presenta idioblastos, llenos de mucílago con cristales de oxalato de calcio (drusas). Las drusas también pueden encontrarse en la hipodermis.

El mucílago en los tallos de opuntia se encuentra transitando libremente en canales amplios que se cubren por un epitelio multicapa y se encuentran fuera del floema en todo el tallo. La expulsión y posterior acumulación de mucílago por parte de los dictiosomas hacia el citoplasma provoca que el citoplasma muera y por consecuencia los órganos celulares, dejando mucílago en donde antes había una célula viva y funcional. La función del mucílago no es conocida, sin embargo, se considera que contribuye a retener el agua dentro de la planta, en cuanto a su composición, es un carbohidrato complejo, resbaloso y no digerible (Mauseth, 1980).

El tejido vascular de las plantas se compone de xilema, floema, parénquima y células cambium; éste se encarga de distribuir agua, mine-

rales y los productos de la fotosíntesis en la planta. En el género *Opuntia* se observa un anillo sencillo de haces vasculares que se encuentran debajo del córtex y se conectan al tejido meristemático de las areolas. Mauseth (2004), así como otros autores no han reportado características inusuales que aporten alguna adaptación a su crecimiento.

Por otro lado, las flores de las cactáceas son el resultado de la transformación de células de las areolas en un meristemo apical. Reyes Agüero *et al*. (2006) indican que, en comparación con otras cactáceas, el meristemo apical del género *Opuntia* puede producir únicamente un cladodio o una flor. Aguilar y Chávez en 1995, citado por Reyes Agüero *et al*. (2006) mencionan que la diferenciación del tejido en flor o brote dependerá de la concentración hormonal de la planta, específicamente, la producción de flores se regula por acción del ácido giberélico y la de brotes que derivarán en cladodios, por el ácido indol butírico.

La formación de yemas florales se favorece cuando la temperatura ambiente excede los 16 °C, en el hemisferio norte comúnmente ocurre en los meses de marzo a abril, y en el hemisferio sur en los meses de septiembre y octubre. El periodo de formación de los brotes florales (Figura 3). en *Opuntia ficus-indica* es de entre 3 y 5 semanas, el tiempo de brotación es considerado una ventaja en regiones donde ocurren heladas a finales de primavera (Nerd y Mizhrahi, 1995).



Figura 3. Brotes de nopal variedad Atlixco. Foto: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Las flores de Opuntia (Figura 4) pueden ser de distintos colores, no suelen ser muy grandes, aproximadamente miden 10 cm de largo, crecen sobre la superficie del cladodio y separadas una de la otra. Las flores del nopal presentan diversos colores y características únicas:

- Los segmentos del perianto (envoltura que rodea los órganos sexuales) se diferencian de los pétalos.
- Los estambres (órgano reproductor masculino) se encuentra en forma de espiral.
- El pistilo cuenta con cuatro o más carpelos dentro de la cavidad floral.
- El ovario es unilocular con placentación parietal.



Figura 4. Flores de nopal variedad Atlixco. Fotos: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

En cuanto al fruto (Figura 5), tuna, es considerada en algunos países como una fruta exótica de valor agregado. Botánicamente, es clasificada como una baya de forma ovalada, se compone de una cáscara gruesa y pulpa dulce o ácida dependiendo de la variedad. Los colores de la pulpa o cáscara pueden ser: rojo, anaranjado, amarillo y blanco. Tiene semillas y mucílago. La cáscara tiene gloquideas y espinas (Granados y Castañeda, 2000).

La pulpa está formada del crecimiento exterior de los tricomas que se originan en las células epidérmicas del funículo y la envoltura funicular (Pimienta y Engleman, 1985). El tamaño del fruto depende del número de óvulos fecundados y del número de semillas que abortan (Pimienta Barrios, 1990).



Figura 5. Variedades de tuna. Fotos: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Por último, pero no menos importante, el sistema radicular de las cactáceas presenta características xeromórficas que le permiten sobrevivir en condiciones de sequía prolongada, debido a su capacidad para absorber agua y almacenarla. El sistema radicular de las plantas de nopal es superficial y carnoso, y su distribución varía con respecto al tipo de suelo y manejo del cultivo (Prat *et al*., 2018).

Snyman (2004) menciona que la morfología de las raíces cambia si éstas se encuentran bajo estrés hídrico, por lo que, las plantas sometidas a estrés hídrico tendrán menor masa, pero, la longitud de las raíces será mayor lo cual le permitirá a la planta absorber la humedad.

El sistema radical de *Opuntia ficus-indica* es complejo y poco estudiado; sin embargo, de acuerdo con Snyman (2004) las raíces pueden clasificarse en cuatro tipos:

1. Raíces del esqueleto: Tienen una longitud de 20 a 30 cm, considerada como una raíz con pocas fibras, y a medida que van creciendo incrementa el grosor de éstas. Uno de los mecanis-

mos de este tipo de raíz es la capacidad de formar raíces absorbentes como respuesta a la disponibilidad de humedad.

2. Raíces absorbentes: También llamadas raíces de lluvia, se desarrollan en las yemas ocultas, en el córtex de las raíces más viejas, por lo que se forman a las pocas horas de la absorción de agua.
3. Raíces adventicias: Éstas se desarrollan de un espolón y pueden ser gruesas y carnosas con presencia de pelos radicales; son similares a las raíces absorbentes como las raíces largas y delgadas.
4. Raíces desarrolladas de las areolas: Las areolas pueden generar raíces, esto sucede cuando éstas tienen contacto con el suelo, a diferencia de las raíces adventicias, son gruesas, pero, no presentan pelos (De Micco y Arone, 2012).

3.2 Fisiología y metabolismo crasuláceo

De acuerdo con la sección anterior, la planta de nopal es capaz de sobrevivir periodos largos de sequía debido a que la composición y las adaptaciones estructurales del género *Opuntia* le permiten adaptarse a ambientes poco propicios. En este sentido, el éxito de los nopales en climas con poca disponibilidad de agua no solo se debe a sus modificaciones anatómicas o morfológicas, sino también al patrón diario de fijación de dióxido de carbono y pérdida de agua, que ocurre en la noche cuando las temperaturas son más bajas y la humedad es más alta que en el día (Pimienta, 1990).

El metabolismo del ácido crasuláceo, conocido como MAC, es especial de plantas angiospermas epifitas o xerófilas. La mayoría de las plantas realizan el proceso de fotosíntesis por la mañana, sin embargo, las plantas MAC realizan este proceso en dos pasos, separados en el tiempo.

El primer paso es la fijación de CO_2, que ocurre durante la noche cuando los estomas están abiertos y el CO_2 se difunde hacia los espacios intercelulares y luego hacia el citosol. El CO_2 se une al fosfoenol-

piruvato (PEP) por medio de la enzima PEP carboxilasa y se cataliza la formación de oxalacetato, el cual puede ser transformado en malato por la NAD^+ malato deshidrogenasa; coordinadamente a la síntesis de malato en el citosol ocurre el transporte activo de éste a la vacuola, donde es convertido a ácido málico provocando la acidez característica del nopal.

El segundo paso ocurre durante el día, los estomas se cierran, el pH de la vacuola se incrementa entre 7.5 y 8, el malato se difunde al citosol y se descarboxila por acción de la fosfoenolpiruvato descarboxilasa (PEPc); enseguida el CO_2 es liberado y entra al ciclo de Calvin en el cloroplasto por la ribulosa-1,5-bi- fosfato carboxilasa/oxigenasa (Rubisco) conduciendo a la síntesis de almidón y otros glucanos (Liguori y Barrera, 2018).

Los productos resultantes por la respiración (agua y CO_2) son utilizados para la fotosíntesis, este mecanismo ejemplifica la razón por la que la deshidratación de esta cactácea es lenta. La absorción y asimilación de CO_2 siempre dependerán de factores como la salinidad, textura y nutrientes del suelo (Nobel, 1988; Hatzman *et al*., 1991).

4. Crecimiento y desarrollo

El crecimiento es un proceso irreversible que se caracteriza por el incremento celular que se refleja en el aumento de tamaño y peso. La reproducción del nopal puede ocurrir por dispersión de las semillas y la posterior germinación de éstas en la primavera y verano. En *Opuntia ficus-indica* la germinación de las semillas puede llevarse a cabo entre los 5 y los 16 d, alcanzándose hasta el 90 % de éxito en cámaras de crecimiento con un régimen de temperatura de día/noche de 30/20 °C, sin embargo, a temperatura ambiente solo se alcanza un 50 % de germinación (Chessa y Nieddu, 1997).

Con la finalidad de incrementar el porcentaje de germinación se pueden realizar tratamientos para romper la dormancia de las semillas, tales como: la escarificación mecánica, la escarificación mecánica

más la inmersión en ácido giberélico, la inmersión en agua caliente a 100 °C durante 20 min, la inmersión en soluciones de ácido sulfúrico o clorhídrico, el enfriamiento, o el remojo en agua por 24, 48 o 72 h (Reyes-Agüero *et al*., 2006). No obstante, a pesar de la aplicación de estos tratamientos, durante el primer año de las plántulas su crecimiento promedio es de 6 a 25 cm de largo en condiciones de invernadero, no ocurre así con las plántulas que crecen en condiciones de campo, donde la longitud es aproximadamente de 1.16 cm (Baskin y Baskin, 1977).

En el ciclo de vida de la planta, la plántula es la más vulnerable; Vargas y González (1992) plantaron plántulas de 4.5 semanas de edad, solo el 64 % de éstas sobrevivió, pero, esto no garantiza que todas lleguen a la etapa final de crecimiento y provean frutos, cladodios o flores.

Debido a la falta de lugares seguros que permitan la germinación y la supervivencia de las plántulas, es muy común que se realice la multiplicación vegetativa por el desprendimiento de cladodios (Reyes-Agüero *et al*., 2006). La multiplicación vegetativa en las especies de Opuntia se realiza con frecuencia, este proceso permite mantener combinaciones genéticas, perpetuar híbridos y desarrollar poblaciones densas.

De esta manera, para poder multiplicar vegetativamente al nopal, deben seleccionarse cladodios o pencas grandes y sin daños que al menos tengan entre seis meses o hasta 4 años de crecimiento (Figura 6). La penca debe colocarse de manera vertical, para asegurar la formación de callo y no debe regarse durante los primeros días, debido a que la humedad presente en la penca es suficiente para que las raíces broten, y un exceso de humedad puede causar enfermedades por hongos o bacterias.



Figura 6. Cladodios utilizados para la propagación vegetativa. Fotos: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Después de que se hayan formado las raíces, el cladodio debe regarse cada vez que se necesite. La formación de brotes de *Opuntia ficus-indica*, puede aparecer hasta 3 años después de haber sido sembrada, sin embargo, este periodo puede variar y dependerá de muchos factores bióticos y abióticos (Luna, 2011).

El desarrollo del cladodio ocurre a partir de la plúmula de un embrión y se establece como un eje primario que crece en sentido contrario a la radícula de la semilla, convirtiéndose en la parte aérea de la planta, la cual posee brotes desnudos que se denominan brotes vegetativos o meristemos (Carrilo- López y Yahia, 2019).

Todos los organismos vegetales contienen meristemos, los meristemos en el nopal son las areolas que, como ya se ha mencionado, pueden generar flores, raíces o cladodios. La diferenciación celular de los meristemos o yemas apicales hacia la formación de cladodios se verá promovida cuando la concentración de la hormona ácido indol butírico y la translocación de los fotosintatos de los cladodios madre a los cladodios jóvenes ocurra, asimismo, la humedad y los nutrientes del suelo son importantes para un óptimo crecimiento y desarrollo de los nopalitos (Reyes Agüero *et al*., 2006).

Antes de alcanzar su desarrollo, los cladodios exponen unas pequeñas hojas que desaparecen cuando están lo suficientemente desarrolladas (alrededor de los 30 d), enseguida los nopales aumentan

su grosor, sobre todo durante la época de lluvias. Este engrosamiento del nopal se atribuye a un mecanismo de reserva de nutrientes y a la absorción de agua; por esta razón aumenta el tamaño del nopal como lo reporta Ruiz *et al*. (2006).

Durante el desarrollo de los cladodios, su composición fisicoquímica y nutrimental se ve modificada. Rodríguez- García *et al*. (2007) evaluaron la composición de los nopales frescos (*Opuntia ficus-indica* var. Redonda) en diferentes estados de desarrollo, encontrando que el peso del cladodio incrementó de 60 g a los 20 d hasta 450 g en 100 d. En nopales cosechados a los 20 d, se obtuvo que el contenido de oxalato de calcio y fósforo disminuyó, contrario a esto, el contenido total de minerales y fibra insoluble aumentó en nopales cosechados a los 48 d.

Con el desarrollo de los cladodios también cambia el contenido de ácidos orgánicos, Samish y Ellern (1975) notaron que la acidez titulable disminuye hasta en un 40 % con la edad del cladodio, siendo mayor en cladodios jóvenes (menores a 1 año).

Otra diferencia entre los cladodios jóvenes y la madre es el potencial de agua, el cual es mayor en los primeros con respecto a los segundos debido a que se mantiene la turgencia del parénquima fotosintético, haciendo posible que siga fotosintetizando, aún en periodos secos. Sin embargo, esta capacidad amortiguadora se ve reducida a las 4 semanas de crecimiento (Lioguri y Barrera, 2018).

Cabe agregar que la vida promedio de una planta de nopal puede abarcar desde los 5 hasta los 25 años con buenos rendimientos, el tiempo de vida dependerá de las prácticas de cultivo.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

Desde hace algunos años, se ha prestado particular atención a la calidad de los productos agrícolas en sus diferentes presentaciones (frescos, mínimamente procesados y/o transformados) tanto por parte de los productores como por los consumidores.

En este sentido, los cladodios tiernos obtenidos de diferentes variedades de *Opuntia ficus-indica* están sujetos a normas específicas

nacionales e internacionales. Si su destino es ser exportados, al momento de su comercialización deben cumplir ciertas especificaciones en cuanto a color, forma, tamaño, ausencia de daños, enfermedades o plagas.

Independientemente de su uso posterior, un proceso óptimo de producción de nopal depende directamente del manejo adecuado de los diferentes factores precosecha y la comprensión de la influencia de éstos en la calidad postcosecha (Reid, 2007).

Por ende, factores como la variedad, el tipo de cultivo, el tipo de suelo, los nutrientes disponibles, la irrigación, la cantidad de luz y la poda deben conocerse y monitorearse cuando se establece un huerto de nopales para la producción de nopal forrajero o nopalitos.

Una vez que el nopal ha alcanzado las condiciones óptimas para ser cosechado, el mejor momento para desprenderlo es por la mañana, aprovechando la ausencia del sereno; el corte debe realizarse justo a partir de la inserción sobre el tallo, lo cual asegurará una mejor calidad desde su recolección (Luna, 2011).

5.1 Factores intrínsecos

5.1.1 Variedad

Las principales especies son: *Opuntia ficus-indica* L. f. *inermis, O. amyclae, O. robusta, O. imbricata, O. lindheimeri, O. rastrera, O. cantabrigensis, O. streptacantha, O. leucotricha,* y *Nopalea cochenillifera* g, aunque también se han utilizado los residuos de la poda de nopal tunero o de las variedades comerciales de Opuntia para la producción de nopalitos (Anaya- Peréz *et al*., 2008; Da Silva- Vilela *et al*., 2010; Barros-Cardoso *et al*., 2018).

En cuanto al nopal para forraje, las dos especies más utilizadas para su producción son *Opuntia ficus-indica* y *Nopalea cochellinifera* Salm Dyck, de ambas se derivan diversas variedades dependiendo del país (Dubeux Jr *et al*., 2018).

Por otro lado, las variedades comerciales para producir nopalitos, todas de la especie *Opuntia ficus-indica*, se limitan a tres "Atlixco", "Milpa Alta" y "COPENA V1" por presentar facilidad al desespinado. No obstante, es posible encontrar producción de nopalitos a partir de *O. streptacantha, O. robusta, O. leucotricha* y *O. xoconostle*. (Mondragón- Jacobo y Méndez-Gallego, 2018).

La elección de la variedad a cultivar dependerá de las condiciones climáticas y los posibles depredadores, asimismo se prefieren las variedades sin espinas por su fácil manejo y aquellas que sean tolerantes a la grana cochinilla como la palma Orelha de elefante mexicana (*Opuntia stricta* Haw.) y la palma Miúda (*Nopalea cochenillifera* Salm Dyck).

5.2 Factores extrínsecos

5.2.1 Temperatura

La temperatura de cultivo es un factor importante para el crecimiento y desarrollo de las especies de *Opuntia*, ya que puede generar cambios sobre algunos procesos metabólicos como la asimilación de agua, nutrientes y gases (Hassan, 2007).

El cultivo de nopal puede soportar temperaturas extremas de -4 a 50 °C; no obstante, si la temperatura ambiente supera los 30 °C, habrá una disminución del 70 % en la fotosíntesis y como resultado, la disminución de ácidos y azúcares. Así mismo, la absorción de carbono disminuirá y, por lo tanto, se verán afectados el rendimiento y la calidad de la producción (Dubeux *et al*., 2018).

Por otro lado, si se presentan temperaturas de 0°C, aunque sea por periodos cortos, tanto en los cladodios como en los frutos aparecerán daños que afectan su forma, cambios en la coloración y muerte celular, lo que hace a los nopales inviables para su comercialización (Inglese, 1995).

La temperatura óptima de crecimiento del nopal oscila entre los 15 y 25 °C; sin embargo, para incrementar la humedad relativa y reducir la pérdida de agua, la cual es mediada por la apertura de los estomas

en la noche, lo ideal es que se mantenga en un intervalo entre 15 y 20 °C (Flores *et al*., 2004).

5.2.2 Disponibilidad de agua y absorción de CO_2 y condiciones climáticas

El nopal es una especie suculenta que puede tolerar la sequía hasta por tres semanas, sin embargo, valores mínimos de 116 mm de lluvia distribuidos en el año tienen repercusiones a nivel celular, como poca asimilación de CO_2, reducción en síntesis y acumulación de ácido málico de hasta un 75 %, y disminución del peso fresco hasta en un 61% (Goldstein *et al*., 1991; Orona- Castillo *et al*., 2003).

A nivel macroscópico, la poca disponibilidad de agua puede provocar cladodios demasiados delgados, arrugamiento general de la planta y la pérdida del color verde característico de la variedad por la disminución de clorofila. Esto se debe a que en condiciones de estrés hídrico, la translocación de los compuestos orgánicos no se realiza al parénquima sino al esclerénquima, lo que se traduce en falta de sustratos para la realización de la fotosíntesis (Aguilar,1991).

En los cladodios, el agua se mueve a través del floema y después el xilema comienza la absorción de ésta. La turgencia o suculencia de los cladodios jóvenes se atribuye al potencial de agua que permite mantener la fotosíntesis, aún en periodos de sequía.

El cultivo de nopal forrajero y de nopalitos en México es por temporal o riego. La disposición de agua durante el desarrollo del cladodio permite incrementar la producción. En el caso de la producción por temporal, el requerimiento de lluvia oscila entre 300 y 1000 mm de agua pluvial, por debajo o encima de estos niveles se pueden desencadenar efectos adversos en la calidad del cladodio. La precipitación pluvial es apreciada en temporada de verano, cuando el clima es seco y hace mucho calor. Si no ocurre, es necesario aplicar riego (Le Houerou, 1992; Inglese, 1995; Le Houerou, 1996).

Mientras tanto, lluvias abundantes, viento y granizo, ocasionan alta incidencia de enfermedades por hongos, desprendimiento de la plan-

ta del suelo por falta de desarrollo de sus raíces y el agrietamiento de la superficie del cladodio, respectivamente. Por lo que de ser posible no se debe cultivar nopal en zonas donde sean frecuentes y torrenciales estos fenómenos climáticos (Granata *et al*., 1995; Swart *et al*., 2003; Snyman, 2004).

Por otro lado, si las nopaleras tienen un adecuado suministro de agua, el factor que puede modificar el grosor de los cladodios es la temperatura. De esta manera, evaluar los diferentes factores que promueven o no el crecimiento de los cladodios debe suponer un interés económico pues afecta directamente tanto rendimiento como calidad de la producción de nopal, independientemente del uso al que se le destine (Scalisi *et al*., 2016).

5.2.3 Prácticas de cultivo

5.2.3.1 Propagación de la planta y preparación del suelo para el cultivo

El material vegetativo debe ser de entre 6 meses y 4 años y provenir de la porción intermedia de una planta sana; a este se le llamará cladodio basal o madre. El cladodio base debe ser retirado de la planta original con un cuchillo previamente desinfectado con caldo bordelés (1 kg de sulfato de cobre, 1 kg de cal hidratada en 100 L de agua) en la articulación entre cladodio y cladodio. Una vez recolectado se recomienda dejar los cladodios en un lugar seco y bajo sombra de 4-6 semanas para favorecer la cicatrización de la zona de corte y evitar la incidencia por pudriciones (Tapia, 1983; Mondragón y Pimienta, 1995).

Una vez preparado el material de propagación, debe realizarse la preparación del suelo con la finalidad de que haya un buen crecimiento de las plantas. La preparación del suelo consiste en delimitar el área de producción para evitar la entrada de fauna silvestre o doméstica que pueda dañar el producto, determinar el paso del riego si lo hubiere, labrar la tierra para mejorar el drenaje del suelo, aumentar la aireación y capacidad de almacenamiento de agua (Potgieter y D´Aquino, 2018).

El suelo debe ser analizado previamente para decidir si se debe fertilizar o no, con la finalidad de suministrar los nutrientes necesarios a la planta. Los niveles óptimos sugeridos consideran a los siguientes minerales: fósforo (20-30 ppm), potasio (80-100 ppm), calcio (>400 ppm) y magnesio (100-150 ppm). El pH del suelo debe verificarse debido a que, si no está dentro de los niveles establecidos, 6.5-7.5, la asimilación de algunos nutrientes puede verse afectada; como sucede con el fósforo que a niveles de pH inferiores a 6.5 se encuentra menos disponible (Nobel, 1988).

Por otra parte, el suelo puede ser arenoso, suelto, calcáreo, pedregoso, marginal o superficial, con buen sistema de drenado. No se deben cultivar nopales en suelos salinos (50 mol/m^3 de NaCl) ya que afecta a las raíces. Berry y Nobel (1985) determinaron el % de reducción del crecimiento de la raíz cuando plantas de nopal se regaron con soluciones salinas a diferentes concentraciones de NaCl por seis meses. Los resultados mostraron una reducción en el crecimiento de las raíces en un 84 %. Otros autores, confirmaron el efecto de las soluciones salinas sobre el sistema radical de Opuntia (Nerd *et al*., 1991; Gersani *et al*., 1993).

Como último paso para la preparación del suelo, se debe fertilizar de preferencia con abono orgánico, en una concentración de 6 t/ha (Potgieter y D´Aquino, 2018).

5.2.3.2 Plantación del material vegetativo y fertilización

La plantación del material vegetativo o de propagación puede realizarse a mano, con la ayuda de un azadón. Los nopales deben ser plantados en surcos de 15 a 20 cm de profundidad o hasta que un tercio del cladodio colocado en posición vertical se haya cubierto. La orientación del cultivo se recomienda con base en la posición cardinal en donde haya mayor intercepción de luz. Algunos autores recomiendan la orientación este- oeste y otros recomiendan una orientación hacia el sur (orientado a los cerros), así las plantas pueden ser protegidas contra masas de aire frío que proceden del norte y noreste (Dubeux Jr. *et al*., 2018).

Normalmente, la siembra del cladodio debe ser al final de la época seca, no en época de lluvias ya que puede haber más susceptibilidad de patógenos. Una vez sembrado el cladodio madre o basal, es necesario cuidar y proteger la planta, para obtener el máximo beneficio.

La fertilización de la planta varía dependiendo del cultivar, el lugar en el cual están los cultivos y el destino de los cladodios, es decir, si son para consumo humano o animal.

Existen pocos estudios que establezcan la relación que existe entre los factores como el abonado o fertilización del suelo, el espaciamiento entre las plantas y las condiciones ambientales. Se calcula que las concentraciones promedio de nutrientes deben ser de: 0.9% de nitrógeno, 0.16 g de fósforo, 2.58 g de potasio y 2.35 g de calcio por cada 100 g de nopal (en base seca). También se ha reportado que el abonado orgánico favorece la producción de más nopales por planta, comparado con lo que ocurre al fertilizar con productos obtenidos por síntesis química (Santos *et al*. 1996).

Para el cultivo de nopal forrajero, en Brasil se utilizan entre 20-30 t de abono por hectárea. En el caso de los nopalitos, la fertilización dependerá del tipo de cultivo (Dubeaux y Santos, 2005). Zuñiga Tarango *et al*. (2009) encontraron que es suficiente aplicar 100 t por hectárea para un rendimiento óptimo.

La aplicación de fertilizante o abono orgánico al cultivo de nopal debe realizarse sobre la superficie del suelo durante la plantación y una vez que se termina la cosecha (Carneiro y Viana,1992). De acuerdo con Dubeux Jr *et al*. (2018), el abonado con estiércol de ovejas, vacas, cabras o pollos no ha mostrado diferencias significativas.

En México, el abonado de nopaleras para el cultivo de nopalitos se realiza principalmente con estiércol de vaca, seguido por el de pollo y oveja. Otra fuente de nutrientes que se puede utilizar es la vermicomposta obtenida de ganado vacuno, la cual puede equiparar la producción obtenida de nopales abonados con excremento vacuno fresco. En el 2007, Aguilar reportó que la fertilización con 3.3 t de vermicomposta por hectárea, permitió obtener entre 45 y 60 t de nopalitos por hectá-

rea, esta producción fue similar al rendimiento de cultivo fertilizado con 800 t de estiércol vacuno fresco.

Algunos autores han realizado estudios para tratar de dilucidar un orden de importancia de los nutrientes sobre la producción de cladodios, no obstante, aún existe discordancia al respecto, Nobel (1995) indica que es más importante el nitrógeno debido a que aumenta la eficiencia de la planta hacia el uso del agua y se ha observado un crecimiento favorable en distintas especies de Opuntia; por ejemplo, para la especie *O. engelmannii* el brote de nuevos cladodios logró aumentar en un 55 % (Gallegos, 1998). Sin embargo, la respuesta del nopal a altas concentraciones de nitrógeno posibilita la acumulación de nitratos a niveles tóxicos en los nopalitos o nopal forrajero (Valdez *et al*., 2009).

Estudios de Blanco-Macías *et al*. (2006) señalan un antagonismo entre las concentraciones de calcio y magnesio con el nitrógeno, y sinérgica entre el magnesio, calcio, potasio y fósforo. Por lo que las concentraciones promedio ideales para una producción óptima son: 1.3 g de nitrógeno, 0.4 g de fósforo, 4.2 g de potasio, 5 g de calcio y 1.6 g de magnesio por cada 100 g de materia fresca, considerando solamente cladodios.

5.2.3.3 Irrigación, poda y manejo de malezas

Otro factor importante que permite tener cladodios de calidad es el riego, ya que el agua es indispensable para el desarrollo, crecimiento y producción de las nopaleras. El riego por goteo representa un método eficiente para aplicar fertilizantes solubles, lo que permite un ahorro de entre 30 y 50 % en fertilizantes comparado con el riego en surcos o por aspersión. Además de mejorar el aprovechamiento del agua (Vásquez-Alvarado *et al*., 2009).

En plantaciones de nopal forrajero el riego no es común, sin embargo, el suministro de agua por goteo (entre 10 y 13.6 mm por mes) fomentó la expansión de la plantación y se produjeron al menos 19.6 t de nopal por hectárea (Snywan, 2004; Dubeaux *et al*., 2015).

En nopaleras dedicadas a la producción de nopalitos, el riego debe ser más abundante que en aquellas destinadas a la producción de no-

pal forrajero. El valor estimado de riego por goteo para la producción de nopalitos es 2.4 veces mayor que para nopal forrajero (Snywan, 2004; Dubeaux *et al*., 2015).

La cantidad de agua que se suministra a un cultivo de nopal varía según la región; de esta manera, en Milpa Alta, México las nopaleras requieren 1.65 mm de agua por día, pero en California el consumo de agua se estimó en 3.27 mm por día. Cabe mencionar que en estas consideraciones se debe tomar en cuenta el agua de lluvia para evitar el riego excesivo que puede desencadenar enfermedades (Nobel, 1998; Fierro *et al*., 2003).

Durante el crecimiento de la planta, ésta debe dirigirse en posición vertical para evitar que los cladodios caigan al piso y limiten el movimiento de las personas en el huerto. La planta debe mantenerse a alturas inferiores a 1.8 m y los cladodios por encima de esta altura deben eliminarse, a esto se le llama poda de formación.

El destino de los nopales que se eliminan de la planta pueden ser dos: incorporación al suelo o consumo. Si los nopales están muy maduros, no pueden consumirse por lo que se cortan en pequeños trozos y se usan como composta o como alimento para rumiantes. En el segundo caso, si los nopales están tiernos pueden venderse o consumirse, dependiendo de la producción (Mondragón-Jacobo y Méndez-Gallego, 2018).

Debido a la distribución de las raíces del nopal, superficiales y carnosas, el control de crecimiento de malezas debe realizarse ya sea por métodos manuales, mecanizados o químicos. Algunos herbicidas utilizados para este fin son: tebuthiuron, diuron, simazine y ametryne. La remoción de las malezas debe ser constante, ya que el rendimiento de producción puede disminuir hasta 4 veces debido a la competencia por los nutrientes, agua y luz entre las plantas jóvenes y las malezas (Farias, *et al*., 2005).

5.2.4 Sistemas de producción

El nopal forrajero se puede producir bajo tres sistemas: el de temporal, el intensivo y el intercalado. La producción en sistemas temporales es

3 veces menor que la obtenida en intensivos (80 t/ha·año), esto se debe a la menor densidad de plantas, el poco o nulo control de malezas y la baja fertilización del suelo. Así mismo, el cultivo intercalado favorece el crecimiento de plantas como el sorgo, avena o trigo, sin embargo, la producción de nopal se ve disminuida (Farías *et al.*, 2000).

Antes de la década de los 80, el nopal en México se cultivaba en los traspatios de las casas y la producción obtenida solo era para consumo familiar, sin embargo, estos huertos han ido desapareciendo poco a poco por la urbanización o simplemente porque la gente que antes se dedicaba al campo cambió de fuente de ingresos. Además, el incremento de la población trajo consigo una mayor demanda del producto, por lo que se debía producir más para satisfacer al mercado de los nopalitos durante todo el año (Mondragón-Jacobo y Méndez-Gallego, 2018).

Ante este panorama, agricultores de la zona de Milpa Alta en la Ciudad de México establecieron el cultivo a cielo abierto (Figura 7); actualmente es el sistema que más produce en el país con cerca de 890 t en el 2019. Este sistema ha sido adoptado por otros estados de la República Mexicana aledaños a la Ciudad de México como Hidalgo y Puebla, sin embargo, la producción de nopalitos bajo este sistema es dependiente de la humedad del suelo y la temperatura ambiente, además de que no hay protección del cultivo ante las heladas, lo que limita la disponibilidad del producto (Mondragón-Jacobo y Méndez-Gallego, 2018; SIAP, 2020).

Otras técnicas de producción en México registradas en el Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) son los invernaderos, el uso de malla sombra y los macro túneles (Figura 7). La implementación de éstos evita el daño por la lluvia excesiva, las heladas, el viento y el granizo; además de que permite incrementar la temperatura en el día por el uso de cubiertas plásticas. Aun son poco utilizados en el país, pues solo aportan el 0.25% de la producción total reportada por el SIAP para el 2019.



Figura 7. Técnicas de producción de nopales. Izquierda: Cielo abierto. Derecha: Túnel. Fotos: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Otros sistemas de producción son el cultivo convencional y el orgánico. El cultivo convencional ocupa una mayor superficie sembrada y el 99.94 % de la producción total comparado con el cultivo orgánico (0.057 %) según las cifras del SIAP en el 2019.

El cultivo orgánico se basa en el cuidado de los agrosistemas, utilizando medidas más amigables con el medio ambiente, entre ellas no aplicar compuestos obtenidos por síntesis química. El objetivo de este tipo de cultivo es evitar la contaminación de recursos hídricos y de los mismos suelos por el exceso de nitratos.

5.2.5 Enfermedades

Existe poca información científica sobre las enfermedades que sufren los cultivos de nopal, así como su distribución e impacto económico. Generalmente, la incidencia y severidad de las enfermedades de la planta del nopal se atribuyen a la expansión del cultivo, plantaciones muy densas o a cambios drásticos en el clima. El cultivo del nopal no solo puede verse desfavorecido por el clima, también se ve afectado por la infección de hongos, bacterias, fitoplasmas o virus, así como por el ataque de insectos que se alimentan de la planta. Sin embargo, la detección temprana de estas enfermedades en el campo de cultivo, el uso de herramientas desinfectadas, el correcto drenaje de suelos y la eliminación de plantas infectadas y malezas, son buenas medidas que contribuyen a evitar enfermedades o aminorarlas.

5.2.5.1 Enfermedades ocasionadas por hongos

Estos microorganismos provocan pudriciones, el nombre de las pudriciones suele hacer referencia al órgano que daña (el cladodio, la raíz, el tallo) o a la apariencia del síntoma (mancha negra, pudrición algodonosa, pudrición seca o escamosa, suave, etc.). Los agentes causales más frecuentes son: *Pseudocercospora opontiae, Botryodiploia theobromae, Alternaria* spp., *Armillaria mellea, Sclerotinia sclerotiorum, Aecidium opuntiae, Scytalidium lignicola, Phytophthora nicotianae, Pythium aphanidermatum, Fusarium oxysporum, Botrytis cinerea, Penicilium* spp., entre otros cuya incidencia es secundaria y solo se presentan en plantas debilitadas por algún otro factor (Granata *et al*., 2018).

5.2.5.2 Enfermedades ocasionadas por bacterias, fitoplasmas y virus

Las enfermedades ocasionadas por estos son pocas. Algunos agentes son:

Bacterias

- *Erwinia carotovora*. Provoca manchas cafés que se tornan negras de consistencia acuosa que con el tiempo se secan y agrietan.
- *Rhizobium radiobacter (Agrobacterium tumefaciens*). Genera un crecimiento no controlado de tejido (tumor) en la base del cladodio que se torna café.

Fitoplasmas. Son parásitos estrictos del ambiente intracelular de las plantas, su vector de transmisión es un insecto. Se pueden transportar por el floema y su composición celular es parecida a la de una célula procariota (Camarena y De la Torre, 2008). Una de las enfermedades más serias en la planta de nopal es ocasionada por un fitoplasma, en México se conoce como el engrosamiento del cladodio; ésta se caracteriza por el enanismo de la planta, malformación, amarillamiento y engrosamiento de los cladodios. Algunos autores han relacionado la sintomatología presentada en los cultivos de nopal de algunas zonas de México y asociadas a fitoplasmas de los subgrupos 16srll y 16srI, con síntomas del virus del tabaco por lo que, los autores mencionan

una co-infección entre el virus y fitoplasma. Aún no hay algún tratamiento para enfermedades ocasionadas por estos, por lo que se deben realizar estudios de susceptibilidad en las variedades de nopal y los insectos vectores (Hernández *et al*., 2009; Felker *et al*., 2010).

Insectos. Se ha reportado que más de 160 especies de insectos atacan a las plantas de nopal. Estos insectos se han adaptado al metabolismo de la planta, muchos de los cuales son activos únicamente en la noche y el desarrollo de sus fases de crecimiento las realizan dentro de los tejidos internos de la planta, ningún tejido del nopal se salva de los daños, algunas especies atacan a los frutos, al tallo o cladodios y/o las espinas (Zimmermann y Granata, 2002).

Algunos de estos son:

Grana cochinilla (*Dactylopius opontuiae*). Es el insecto de mayor importancia a nivel mundial, debido a que la infección de las nopaleras para producción de fruta o nopal forrajero se ven afectadas. La grana cochinilla coloniza la superficie de los cladodios, específicamente en la base de donde emergen las espinas, las hembras succionan la savia de los cladodios y frutos, ocasionando en poco tiempo el amarillamiento y desprendimiento de éstos (Lobos *et al*., 2013).

Palomillas barrenadoras (Pyralidae). Son los insectos que más atacan a la planta del nopal, se alimentan de sus frutos y se internalizan en los cladodios. Entre ellos: el gusano cebra del nopal (*Olycella nephelepasa*), el barrenador de uniones de los cladodios (*Metapleura potosi*), el gusano blanco del nopal (*Megastes cyclades*) y la palomilla del nopal (*Cactoblastis cactorum*) (Mena- Covarrubias *et al*., 2013).

Picudos del nopal. Son tres los principales, *Metamasius spinolae, Gerstaeckeria* spp. y *Cylindrocopturus biradiatus*, llamados comúnmente, el picudo del nopal, el picudo del tiro de munición y el picudo de la areola, respectivamente.

El picudo del nopal en su fase larvaria prefiere la base de la planta, por lo que, unas pocas larvas pueden consumir la savia, propiciar la pudrición y derribar la planta completa. El picudo del nopal y del tiro de munición no son insectos voladores. El picudo del tiro de munición

es activo por la noche y es común en los meses de marzo y septiembre, al igual que el picudo de la areola; mientras que el picudo del nopal puede parasitar a la planta en cualquier época del año (Mena-Covarrubias *et al*., 2013).

Escarabajos (*Cerambycidae*). Es un grupo de insectos que se encuentra con frecuencia en las nopaleras. Son bastante dañinos, pues no se requiere un gran número de insectos para dañar a la planta, son de conducta nocturna y no vuelan. Su presencia puede presentarse en los meses de marzo a noviembre (Granata *et al*., 2018).

Chinches. Si se compara con los picudos, escarabajos o grana cochinilla, la población de estos insectos fitófagos no representa un riesgo considerable a la planta siempre y cuando la densidad de población no sea elevada. El daño más común es la reducción en la calidad de las tunas (Granata *et al*., 2018).

El manejo de las enfermedades en nopal ocasionadas por microorganismos se puede realizar mediante las siguientes acciones:

- Poda formativa y preventiva. Con ella se promueve la ventilación de las plantas y la identificación oportuna de cladodios infectados.
- Aplicación de fungicidas a base de cobre. Algunos son: tiabendazol, mancozeb, iprodione con la finalidad de reducir la incidencia de enfermedades. Generalmente, se aplican después de las lluvias.
- Remoción y destrucción de cladodios y raíces contaminados. Los cladodios o raíces de las plantas, infectados son retirados, quemados o enterrados.
- Evitar la siembra en zonas contaminadas por hongos como *Armillaria, Sclerotinia o Scytalidium*.
- Evitar las plantaciones de nopal en suelos mal drenados, susceptibles a inundarse o con alta humedad.
- En el caso de insectos, se debe monitorizar la densidad de población y se puede utilizar una feromona con la finalidad de

atrapar machos y evitar la fecundación de las hembras. También se pueden aplicar hongos entomopatógenos previo a la introducción de los mismos al tejido de nopal. Y por último se puede recurrir al control químico mediante la aplicación de piretroides, extracto de neem, jabones insecticidas o preparados de *Bacillus thuringensis* (Granata *et al*., 2018).

6. Madurez, índices de cosecha y calidad

6.1 Madurez hortícola y cosecha

El proceso de maduración en cualquier producto vegetal involucra cambios bioquímicos y sensoriales que se presentan en las etapas finales del crecimiento y desarrollo. El término madurez normalmente se asocia a los frutos, sin embargo, en los tallos como los nopales, se utiliza el término de madurez hortícola.

La ***madurez hortícola*** se refiere a la recolección, que puede ocurrir en muy diversos estadios fisiológicos, de plantas o partes de ellas que reúnen los requisitos para ser utilizadas por el consumidor con un propósito particular (Reid, 2007).

6.2 Periodo de cosecha

El nopal de forraje se cosecha en los meses de temporada seca, cuando los ganaderos no tienen pastura fresca para alimentar a los animales de pastoreo. En este caso, el consumo puede ser directo en la huerta por parte del animal (previo la quema de espinas) o cosecharse, picarse (máquinas especializadas) y mezclarse con otros insumos alimenticios de ganado. No hay un estado de madurez especifico, sin embargo, si hay escases de agua se prefieren los cladodios pequeños, turgentes y frescos ya que contienen más agua, lo que permite hidratar a los animales.

En el caso de los nopalitos, éstos se cosechan manualmente, utilizando un cuchillo y cortando la base de la penca. La selección de los cladodios tiernos a cosechar se realiza con base en las especificaciones del mercado de destino. Un indicador para dar inicio a la cosecha

es cuando el peso de los nopalitos oscila entre 80 y 120 g o la longitud entre 15-25 cm.

La cosecha es preferible realizarla entre las 5:00 y las 7:00 a.m. con el fin de evitar un contenido alto de acidez, debido a que el ácido málico contenido en el cladodio se encuentra distribuido en el citoplasma de las células, mientras que, al atardecer, éste se encuentra dentro de las vacuolas (Osorio-Córdoba *et al*., 2011).

Así mismo, la cosecha debe efectuarse de una forma cuidadosa, para evitar heridas en la base del nopal que puedan ser vías de entrada de microorganismos (*Botrytis cinerea*) e incrementar la pérdida de peso durante el manejo posterior o infecciones a la planta. Además, deben protegerse los ojos en caso de que haya viento para evitar que las gloquideas puedan introducirse en los ojos o adherirse al cuerpo.

El volumen más alto de producción de nopalitos es alcanzado en la temporada de mayor humedad y altas temperaturas, que corresponde con los meses de mayo a septiembre, los cuales se caracterizan por la presencia de lluvias. La frecuencia de corte se realiza entre los 12 y 15 d con la finalidad de no sacrificar el rendimiento de la planta (Luna, 2011).

Como opción, se puede dejar que la mayoría de los nopales (brotes) alcancen la madurez hortícola (determinada por el tamaño), sin embargo, el siguiente corte será mayor a 15 d, debido a que el retiro de los brotes induce la formación de nuevos. Lo anterior provoca temporadas con mayor oferta de nopal que demanda y viceversa.

6.3 Normas de calidad de nopal

Al igual que otros productos vegetales, los nopalitos se rigen bajo normas de calidad nacionales e internacionales, que especifican las características del producto. La NMX-FF-068-SCF1-2006 se aplica para el nopalito de consumo nacional y la del CODEX STAN 185-1-993, especifica los estándares para la exportación de los nopalitos.

Ambas normas clasifican a los nopalitos en tres categorías de calidad con base en su tamaño, número de piezas defectuosas y presenta-

ción. En resumen, determinan que los nopalitos pueden obtenerse de estas variedades de Opuntia: *O. streptacantha, O. robusta, O. leucotricha* y *O. xoconostle*. También especifican el tamaño de cosecha (pueden oscilar entre 7 y 30 cm) y el número de defectos que presentan.

Adicionalmente, en ambas normas se establece que deben estar frescos, limpios, libres de enfermedades y daños severos, enteros con la forma de raqueta, con la coloración, sabor y olor característicos de la especie y variedad, con consistencia firme y estar exentos de humedad exterior anormal (Secretaría de Economía, 2020; Codex Alimentarius, 2020).

Una vez cosechados, los nopalitos pueden seguir dos procesos dependiendo del mercado de destino y tiempo de consumo: ser almacenados sin desespinar a temperaturas entre 5-10 °C o pueden ser desespinados o procesados mínimamente para comercializarse o consumirse lo más pronto posible (Cantwell, 1992).

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

Diversos factores postcosecha pueden condicionar la calidad de los nopalitos, entre ellos la cosecha, el almacenamiento, la variedad y el procesamiento mínimo.

Como se mencionó anteriormente, los nopalitos una vez cosechados deben de ser colocados dentro de canastos o cajas de plástico limpios para que sean transportados fuera del lugar de cultivo. Una vez fuera de la huerta, se acomodan en pacas de forma cilíndrica con una altura cercana a 180 cm, cuyo contenido sea aproximado a 3000 ejemplares de nopalitos por paca (Mondragón-Jacobo y Méndez-Gallego, 2018).

El transporte de las pacas al centro de mercadeo o planta procesadora debe realizarse de manera cuidadosa, evitando que los cladodios de las orillas puedan lesionarse y una vez en el centro de distribución o planta procesadora, se puede decidir si se procesan mínimamente o no.

La cosecha de los nopalitos no representa un cambio significativo en su tasa respiratoria ni en la síntesis de etileno, no obstante, si la cosecha no se realizó de manera correcta o hubo un mal manejo de la

paca que provoque daños mecánicos en los cladodios, la respiración incrementa y la vida postcosecha del nopalito será limitada.

Corrales (2000) reporta que la tasa respiratoria de los nopalitos a 20 °C es aproximadamente de 55 μL de CO_2/g. Este valor es semejante a hortalizas como el apio o la zanahoria; sin embargo, la respiración celular de nopal tierno (10 cm) comparada con un nopal de mayor tamaño (20 cm), será en promedio 38 % más alta.

Aunque los nopalitos no se consideran un producto perecedero comparado con las bayas, es importante que se mantengan con espinas y en refrigeración entre 5-10 °C para evitar la deshidratación y el crecimiento de hongos (Cantwell, 1992).

El desespinado o procesamiento mínimo (Figura 8), solo se recomienda realizarse cuando el producto se va a consumir en un máximo de 3 d. El proceso de retirar espinas de la superficie del nopal no solo estimula incrementos en la tasa respiratoria y síntesis de etileno, también se desencadenan algunos otros procesos como la degradación de los compuestos de carácter lipídico, la aparición de tonalidades oscuras a causa de la oxidación de compuestos, la disminución de la firmeza y turgencia, el aumento de metabolitos secundarios y la posible contaminación por microorganismos (Figura 9) (Osorio-Córdoba *et al*., 2011).



Figura 8. Nopales con procesamiento mínimo o desespinados. Foto: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

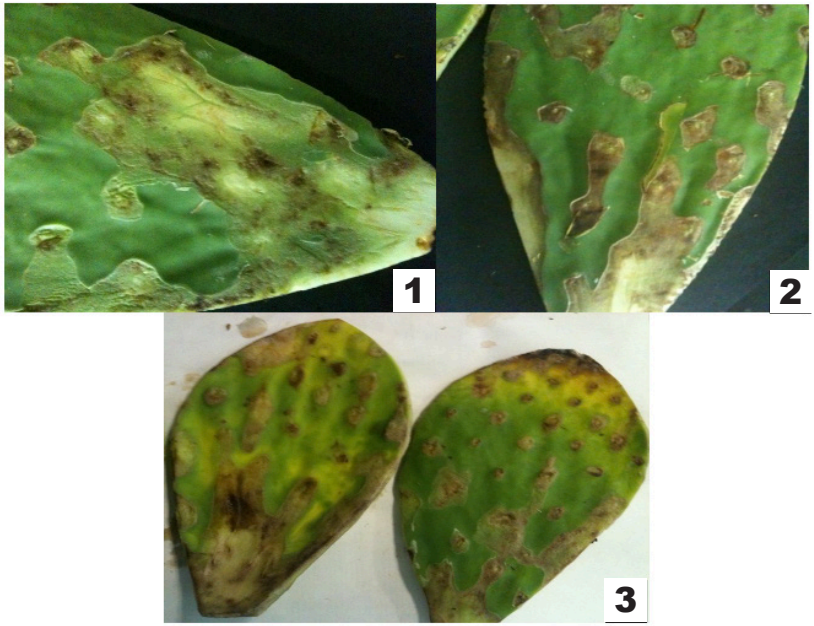


Figura 9. Oscurecimiento de las zonas desespinadas (1 y 2) y contaminación de nopales (3) de nopal Milpa Alta. Fotos: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Debido a lo anterior, es indispensable aplicar tecnologías que retarden el metabolismo y alarguen la vida postcosecha de los nopalitos. El oscurecimiento y la pérdida de peso del nopal mínimamente procesado puede evitarse mediante la refrigeración, sin embargo, el almacenamiento a temperaturas menores a 4 °C y humedad relativa entre 90-95 %, como se hace con otros productos procesados mínimamente, provoca daño por frío en el nopalito (Rodríguez-Verástegui *et al*. 2015).

En los nopalitos con espina y sin espina, el daño por frío se caracteriza por la presencia de manchas oscuras sobre la superficie, así como, hidrosis y picado de en la superficie y bordes de éste (Figura 10).



Figura 10. Daño por frío en nopales mínimamente procesados variedad Atlixco almacenados a 4 °C. Foto: Lizette Liliana Rodríguez Verástegui.

Rodríguez-Verástegui *et al*. (2015) observaron sintomatología asociada a daño por frío en nopalitos 'Atlixco' almacenados a 10 °C, así como la pérdida de color verde original, este último síntoma también se asocia al daño por frío.

El daño por frío no presenta los mismos síntomas en las variedades 'Milpa Alta' y 'Atlixco', dos de las variedades más cultivadas en México. Nopalitos de ambas variedades fueron refrigerados a 4 °C por 28 d; trascurrido el tiempo se observó que los nopalitos de ambas variedades presentaron hidrosis del tejido y manchas oscuras sobre la

superficie; solamente que la tonalidad en 'Milpa Alta' fue negra y en 'Atlixco' fue amarilla ocre, adicionalmente, en esta variedad se observó picado en el tejido (Osorio-Córdoba *et al*., 2011; Rodríguez-Verástegui *et al*., 2015).

La temperatura óptima de almacenamiento de los nopalitos oscila entre los 10 y 12 °C, a estas temperaturas la incidencia de daño por frío es mínima o nula, no obstante, la susceptibilidad a expresar esta fisiopatía dependerá de la variedad y del tiempo de refrigeración.

En cuanto al almacenamiento, debe procurarse no almacenar a los nopalitos con productos que sinteticen altas concentraciones de etileno (por ejemplo, bayas), ya que, aunque no habrá cambios significativos en la tasa respiratoria del nopalito, si se observará un cambio en su color, de verde a amarillo, por acción del etileno sobre las clorofilas.

Una enfermedad que puede presentarse durante el almacenamiento es el moho gris causada por *Botrytis cinerea*, un hongo que penetra cuando el cladodio es separado de la planta de forma incorrecta. El área infectada se vuelve suave y se torna color gris oscuro (Granata *et al*., 2018).

8. Tecnologías para la conservación en fresco

El procesamiento mínimo ha posibilitado la comercialización de los nopalitos, sin embargo, dicha actividad disminuye la vida de anaquel del producto a un máximo de 3 d en refrigeración. El consumidor espera nopalitos desespinados, suculentos, firmes, delgados y de color verde brillante (Corrales-García *et al*., 2004).

A la fecha se han aplicado diversas tecnologías postcosecha que tienen como principal estrategia evitar el oscurecimiento del tejido y adicionalmente evitar la síntesis de compuestos que generen olores y sabores indeseables. Entre las tecnologías utilizadas para conservar la calidad de nopal se han utilizado el envasado plástico o de cartón, la refrigeración, el envasado en atmósfera modificada y los tratamientos térmicos.

8.1 Envasado en Películas Plásticas, Atmósferas Modificadas y Refrigeración

Es común que a los compradores mayoristas de nopal con espinas (25-30 Kg) se les armen columnas de nopales llamadas "pacas", esta formación de nopales se cubre con una película plástica de polietileno que permite maniobrar con los nopalitos para distribuirlos y limitar la deshidratación.

Las envolturas plásticas o bolsas de polietileno (atmósfera modificada pasiva) posibilitan el almacenamiento en refrigeración a 5 °C de cladodios jóvenes de *Opuntia* spp. con espinas hasta por tres semanas sin mostrar daño por frío (Cantwell, 2002). Sin embargo, si este tipo de bolsas o empaques no tiene difusión de gases, se alteran las rutas metabólicas en el tallo y puede inducir en el nopal la fermentación etanólica y por lo tanto la acumulación de alcohol y acetaldehído; ambos compuestos ocasionan olores y sabores desagradables (Osorio-Córdoba *et al*., 2011).

Una solución a la difusión de gases entre el ambiente y el nopalito fue el empleo del Envasado en Atmósferas Modificadas (EAM). Los compuestos gaseosos más comunes para formular EAM activas son el dióxido de carbono en combinación con el oxígeno y el nitrógeno (Ospina-Meneses y Cartagena-Valenzuela, 2008).

El uso de EAM activas (5 kPa O_2 + 4 kPa CO_2 y N_2) ha permitido disminuir la pérdida de peso en un 97 %, retrasar la aparición e intensidad del oscurecimiento de las zonas desespinadas comparadas con el control, pero, no evita la síntesis de metabolitos secundarios como el acetaldehído y etanol; no obstante, la concentración de estos fue mayor en los cladodios de la variedad 'Milpa Alta' con respecto a 'Atlixco'. Además, se encontró que el nopal 'Milpa Alta' sin espinas envasado en atmósfera de N_2 en bolsa polysweat (Boleo, D.F., México) permeable a O_2, H_2O y CO_2 y almacenado a 7 °C ± 1 °C alargó la vida de anaquel hasta por 20 d, manteniendo su calidad (Osorio-Córdoba *et al*., 2011).

Otros estudios, mencionan, que el empleo de elevadas concentraciones de CO_2 (40 y 80 kPa) en nopalitos 'Milpa Alta' incrementa la

pérdida de peso, el contenido de clorofila y el contenido de fibra. Sin embargo, aumenta considerablemente la población de microorganismos anaeróbicos (Guevara *et al*., 2003).

En conclusión, los efectos positivos de las EAMs en combinación con la refrigeración a 5 °C permiten mantener la calidad de los cladodios con espinas y sin espinas hasta por 3 semanas en atmósferas modificadas pasivas y de 30 d en atmósferas modificadas activas (Guevara *et al*., 2003 y Osorio-Córdoba *et al*., 2011).

8.2 Tratamientos térmicos (TTs)

Los métodos térmicos resultan de interés como alternativas o complemento de los tratamientos químicos tradicionales durante el almacenamiento postcosecha de frutas y hortalizas, pues, se ha encontrado que pueden modificar numerosos aspectos vinculados con la fisiología de los frutos como la maduración (Vicente, 2004; Varela, 2011).

En los nopalitos 'Milpa Alta' se cuenta con un reporte del uso de TTs, el medio calefactor empleado fue el agua a una temperatura de 38 °C y 50 °C durante 2, 4 y 6 h seguido de un desespinado y subsecuente almacenamiento de los cladodios en domos de polietileno a 4 °C y 7 °C. A los 15 d de almacenamiento se observó la reducción de infecciones en los nopales desespinados sometidos a 38 °C y 50 °C, pero sólo hubo una menor pérdida de peso en los nopales con y sin espinas tratados a 50 °C y almacenados a 4 °C (Varela, 2011).

En un intento por incrementar la vida de anaquel de los nopales desespinados por más de 3 semanas, se combinó el uso de un tratamiento térmico, una atmósfera modificada y la refrigeración. Los resultados indicaron que la combinación de la atmósfera modificada de CO_2 al 10 % y el tratamiento térmico en agua caliente (48 °C, 42 s) retardó la aparición a nivel visual de la sintomatología de daño por frío e incrementó la vida de anaquel hasta 28 d manteniendo su calidad (Rodríguez-Verástegui *et al*., 2019).

9. Composición nutricional y componentes funcionales

En años recientes se ha venido gestando una tendencia global en el cambio de hábitos de consumo de alimentos en las sociedades: la finalidad que se persigue es una mejora en la salud de la población a través de la incorporación de productos naturales ricos en fitoquímicos con propiedades antioxidantes y beneficios funcionales. El nopal ha mostrado ser un vegetal rico en este tipo de compuestos (Guevara-Figueroa *et al*., 2010).

En México, los nopales son apreciados desde tiempos ancestrales por sus propiedades tanto alimenticias como terapéuticas debido a que proporcionan elementos nutritivos y bioactivos necesarios en la dieta para mantener una buena salud. Presentan un alto contenido de fibra, minerales, pectinas, mucílago y compuestos fenólicos, cuya concentración puede variar en función del tipo de cultivo, edad, variedad, lugar, temporada, clima y tipo de suelo (Stintzing y Carle, 2005; Moussa-Ayoub *et al*., 2015).

De esta manera, el nopal verdura aporta una serie de minerales importantes para el cuerpo humano: hierro, calcio, aluminio, magnesio, sulfatos y fosfatos, por mencionar algunos. En cuanto a vitaminas, proporciona retinol (A), tiamina (B1), niacina (B2) y ácido ascórbico. Asimismo, contiene aminoácidos como lisina, isoleucina, treonina, valina, leucina, triptófano y metionina (Guevara- Figueroa *et al*., 2010; Figueroa-Pérez *et al*., 2018).

Los cladodios jóvenes muestran contenidos mayores de carbohidratos, proteínas y agua. Además, la fertilización baja en nitrógeno ha mostrado que conduce a un incremento en el contenido de proteína cruda y la suplementación con fosfato en una concentración de 112 kg/ha mejoró el contenido de fosfatos en estos vegetales. Durante el crecimiento, la estructura fibrosa se descompuso en el centro de los cladodios, pero se desarrolló en la corteza. De manera general, las proteínas y la fibra disminuyeron con la edad. Típicamente, el jugo de

nopal exhibió un pH de 4.6 con 0.45 % de acidez titulable y 6.9 g/100 g de materia seca (Stintzing y Carle, 2005).

Por otra parte, el nopal por ser una fuente rica en fibra contribuye al funcionamiento intestinal y puede actuar como absorbente de grasa, además de presentar un bajo aporte calórico debido a su alto contenido de agua (88-95 %) (Stintzing y Carle, 2005; Blanco *et al*., 2008). La fibra soluble del nopal está compuesta por mucílagos, gomas, pectinas y hemicelulosa; la fibra insoluble comprende a la celulosa, la lignina, y una fracción de hemicelulosa.

Debido a su composición, el nopal es considerado un alimento funcional con efectos benéficos para la salud como: actividad antihiperinsulinémica, además de contrarrestar los efectos de la arterioesclerosis, gastritis e hipercolesterolemia (Guevara-Figueroa *et al*., 2010).

Actualmente, el consumo de alimentos con altos contenidos de compuestos fenólicos a los que se atribuyen propiedades funcionales ha recibido particular atención debido a su actividad antimicrobiana, así como su capacidad para reducir el estrés oxidante celular que provoca enfermedades degenerativas (Ventura-Aguilar *et al*., 2013).

Los compuestos fenólicos y flavonoides del género *Opuntia* spp. que han sido identificados hasta el momento son: opuntiol, opuntiósido, 4-etoxyl-6-hidroximetil-α-pirona, kaemferol-7-*O*- β-D-glucopiranosil-(1-4)- β -D-glucopiranósido, 3-*O*-metil quercetina 7-*O*- β -D glucopiranosido, kaemferol-7-*O*- β -D glucopiranósido, Rutina, 3-*O*-metil-quercetina, quercetina, mangaslin (quercetin 3-[2G-ramnosilrutinósido]), 3,4-dihidroxibenzoato de etilo, ácido vanílico, ácido 3,4- dihidroxibenzoico, ácido 4- hidroxibenzoico, ácido gálico, ácido ferúlico, ácido salicílico, aromadendrina, ácido piscidico, ácido eucómico, kaemferol, isoramnetina, isoquercitrina, nicotinflorin, narcisina, β-caroteno, luteína y β-criptoxantina (Qiu *et al*., 2002; Stintzing y Carle, 2005; Oh y Lim, 2006; Ginestra *et al*., 2009; Bensadón *et al*., 2010; Guevara-Figueroa *et al*., 2010 y Jeon *et al*. 2011).

10. Usos potenciales

Por sus propiedades, el potencial agrotecnológico es vasto e incluye desde su uso como cultivo alimentario hasta su aplicación en productos derivados de la industria alimentaria, farmacéutica, química y ambiental.

10.1 Usos del nopal o sus componentes en la industria alimentaria humana y animal

10.1.1 Alimentación humana

En la alimentación del mexicano promedio, y de manera cada vez más generalizada a nivel mundial, es frecuente el consumo de nopales como vegetales en ensaladas; sin embargo, la corta vida de anaquel que presenta el nopal fresco ha propiciado la necesidad de desarrollar estrategias de conservación como los nopales enlatados, preparados con vinagre y otros vegetales (escabeche), mermeladas, harinas para la producción de tortillas, galletas y botanas extrudidas, así como la elaboración de bebidas.

A este respecto, se han estudiado las propiedades antioxidantes del nopal fresco y procesado (jugo pasteurizado, cladodio deshidratado, envasado en salmuera, en conserva y encurtido) de cuatro cultivares de *Opuntia ficus-indica* y un cultivar de *Opuntia robusta*; en los resultados, todos los cultivares mostraron altas capacidades antioxidantes, por lo cual los cladodios de cualquier cultivar podrían considerarse apropiados para la producción de alimentos saludables. Adicionalmente, se encontró que las diferentes condiciones de procesamiento tuvieron una mayor influencia que el cultivar sobre el contenido de antioxidantes en los productos, siendo el nopal deshidratado el mejor en términos de contenido de antioxidantes y de capacidad antioxidante (du Toit *et al*., 2018).

En otras aplicaciones industriales, el mucílago del nopal constituye una buena fuente para extraer espesantes, estabilizadores de emulsiones, sustitutos de grasas, así como recubrimientos y películas co-

mestibles que prolongan la vida de anaquel y mejoran la calidad de los alimentos frescos, congelados y procesados.

Asimismo, es posible utilizar el mucílago para sustituir a las pectinas obtenidas de cítricos o manzanas, ya que posee un alto contenido de pectinas desesterificadas que le otorgan propiedades gelificantes (Torres-Ponce *et al*., 2015). Se ha reportado que una disolución acuosa de los polisacáridos del nopal al 10 % en peso mostró un comportamiento reológico similar al de una disolución acuosa de goma xantana al 2 % en peso, y su viscosidad podría incrementarse con un aumento de pH o disminuyendo la fuerza iónica (Stintzing y Carle, 2005).

10.1.2 Alimentación animal

En países como Brasil, México, Chile, Sudáfrica, Túnez, Algeria, Líbano, Marruecos y zonas desérticas de Estados Unidos como California y Texas se ha generalizado el empleo del nopal como forraje. Sin embargo, este uso no es reciente, pues este vegetal ha desempeñado desde hace muchos años un papel sustancial para cubrir la demanda de forraje en las regiones semiáridas. Estimaciones actuales muestran la existencia de más de 900 mil hectáreas utilizadas para alimentación animal en el mundo (Stintzing y Carle, 2005; Torres-Ponce *et al*., 2015).

La importancia del nopal para este uso radica en el sistema fotosintético especializado de las cactáceas que hace más eficiente la producción de energía digerible y de nutrientes por unidad de materia y unidad de agua consumida. Esta característica ha permitido que se aproveche este vegetal como una fuente de forraje suplementario de notable utilidad en periodos de sequía severa para el ganado vacuno, ovino y caprino primordialmente, aunque también ha sido usado en la alimentación de cerdos (Torres-Ponce *et al*., 2015).

Los cladodios de *Opuntia* spp. pueden contribuir a satisfacer los requerimientos de agua de los animales, además son ricos en carbohidratos, calcio y β-caroteno; a pesar de las ventajas que representa su uso forrajero, el nopal posee un bajo contenido en nutrientes esenciales, por lo que se recomienda combinarlo con otros alimentos o su-

plementos minerales y proteicos para complementar una dieta diaria balanceada (Flores-Hernández *et al*., 2017).

Con la finalidad de hacerlos aptos para el consumo animal, los nopales deben pasar por un tratamiento previo para remover las espinas quemándolos con propano. Por otra parte, de acuerdo con Stintzing y Carle (2005) se atribuye un efecto laxante al alto contenido de ácido oxálico, por lo cual se recomienda incorporar paja al alimento. Además, se ha observado que bajos contenidos en compuestos fenólicos y taninos en los cladodios facilitan la digestión y mejoran la producción de carne.

En México, las poblaciones silvestres de nopal funcionan como reservas naturales para alimentar ganado, por lo que las plantaciones de este vegetal dedicadas a la producción especializada de forraje no son comunes. Cabe destacar que Candelario *et al*. (2003) reportaron que el uso excesivo y el daño por heladas severas las han colocado en un estatus de riesgo, provocado por una disminución de estas reservas.

10.2 Usos del nopal o sus componentes en la industria farmaceútica y en la medicina tradicional

Durante la época prehispánica, se utilizaba el nopal para curar afecciones de la piel y como antiinflamatorio (en golpes, contusiones o quemaduras), principalmente. En la actualidad, como producto de numerosas investigaciones sobre este vegetal, se han encontrado algunos compuestos conocidos por combatir el estrés oxidativo y enfermedades crónicas. El uso terapéutico de los cladodios incluye posibles efectos anti-cáncer y propiedades comprobadas como antioxidantes, antivirales, antiinflamatorios y antidiabéticos además de tener efectos en el tratamiento de la arteriosclerosis, la hiperlipidemia, la hipercolesterolemia, la obesidad y otras como la gastritis y la osteoporosis por ser una fuente rica en calcio (Vela, 2015; du Toit *et al*., 2018).

En personas diabéticas se ha observado que el consumo de extractos licuados o de fragmentos de la penca fresca del nopal produce una disminución en los niveles de glucosa sanguínea. La fibra soluble y las

pectinas que contiene el nopal actúan inhibiendo la absorción de glucosa en el intestino y aumentando la sensibilidad de las células hacia la insulina para que regulen la glucosa sanguínea circulante.

Cabe aclarar que la ingesta de nopal fresco debe considerarse como un coadyuvante alimenticio para apoyar en el manejo de la enfermedad y no como un tratamiento para curarla.

Se han realizado diversos estudios sobre estos beneficios a la salud, López-Romero *et al*. (2014) investigaron los efectos del consumo de nopal sobre el nivel de glucosa postprandial en individuos sanos y pacientes con diabetes tipo 2; en ambos casos encontraron que la ingesta de este vegetal disminuyó significativamente los niveles de glucosa postprandial y generó un menor incremento en la curva de insulina, sugiriendo que el nopal puede reducir el nivel postprandial de glucosa en sangre, insulina sérica y picos de péptido insulinotrópico dependiente de glucosa (GIP) en plasma.

Por otra parte, también se aprovecha la acción terapéutica de la pulpa deshidratada de nopal como fibra natural: el mucílago encontrado en los cladodios es una fuente importante de fibra soluble y los productos que contienen el cladodio completo presentan grandes cantidades de fibra soluble e insoluble, las cuales favorecen el proceso digestivo y auxilian en casos de estreñimiento, mejorando la función intestinal. Los cladodios de nopal son utilizados para regular el peso corporal, reduciendo el riesgo de obesidad, además ayudan a controlar la diabetes mellitus y constituyen una fuente natural de potasio (du Toit *et al*., 2018). Otra función de la fibra consiste en disminuir el nivel de lipoproteínas de baja densidad, así como el de colesterol en la sangre al interferir en la absorción intestinal de las grasas.

Adicionalmente, también hay evidencia del uso del nopal deshidratado pulverizado en el tratamiento de heridas cutáneas. Al hidratar el polvo, el gel resultante ejerce un efecto refrescante que alivia la piel y contribuye a acelerar la cicatrización de manera similar a las preparaciones de *Aloe vera* (Stintzing y Carle, 2005).

En cuanto a la capacidad antioxidante del nopal, se sabe que es provocada por la presencia de moléculas bioactivas como carotenoides, flavonoides y otros compuestos fenólicos, vitamina C y E, además de algunas enzimas del sistema antioxidante de defensa (Torres-Ponce *et al*., 2015).

10.3 Usos del nopal o sus componentes en la industria cosmética

Aunque las aplicaciones actuales del nopal en la industria cosmética no han recibido mucha atención, éste posee un amplio potencial de uso. Por ejemplo, se ha aprovechado el jugo de los cladodios en champús, acondicionadores, cremas, lociones, jabones, mascarillas y protectores solares, además se le ha atribuido la propiedad de estimular el crecimiento del cabello (Stintzing y Carle, 2005; Saénz *et al*., 2006).

Asimismo, Ciriminna *et al*. (2019) reportan que el cladodio pulverizado se utiliza para elaborar diversos artículos cosméticos y de cuidado personal, como productos dermatológicos y maquillaje, los cuales brindan protección a las células de la piel limitando la formación de radicales libres, disminuyendo la producción de melanina causada por la exposición prolongada a la luz ultravioleta y reduciendo la generación de citocinas en las células de la epidermis.

En virtud del carácter tradicional del uso de este vegetal en el país, las empresas que elaboran artículos cosméticos a base de nopal se asientan principalmente en México, pero el creciente interés a nivel global en este tipo de productos etnobotánicos podría constituir una oportunidad de crecimiento para este sector industrial.

10.4 Usos del nopal o sus componentes en la industria ambiental

Debido a su resistencia y adaptabilidad a condiciones agrestes como climas extremos, suelos severamente degradados e inapropiados para el desarrollo de otros vegetales y con niveles altos de contaminación atmosférica, el nopal es un cultivo empleado con éxito en

programas de reforestación para contrarrestar la tendencia actual de desertificación a nivel global y el agotamiento de recursos hídricos.

Por otra parte, dado su alto contenido en pectinas metoxiladas, el mucílago de nopal puede aprovecharse como agente coagulante para flocular metales pesados, pues se sabe que estas moléculas son capaces de retener e inmovilizar iones metálicos (Ibarra-Rodríguez *et al*., 2017).

10.5 Usos del nopal o sus componentes en la Industria Química

Además de los usos reconocidos del nopal en cuanto a sus propiedades alimenticias, farmacológicas y sus valiosos servicios a los ecosistemas degradados, en la última década se ha intensificado el interés económico por el cultivo de este vegetal debido a que se ha perfilado como una fuente de diversos bioproductos relacionados con la industria química (Ciriminna *et al*., 2019).

Por ejemplo, el mucílago del nopal se ha propuesto como agente protector contra la corrosión. Además, en sus países de origen, los cladodios son agregados a materiales de construcción como el adobe para mejorar la estabilidad, adherencia y compresibilidad. También se ha propuesto la aplicación de los hidrocoloides provenientes de cactus en la clarificación de agua residual. Asimismo, hay reportes de su uso como adhesivo, aglutinante y combustible (Stintzing y Carle, 2005; Sáenz *et al*., 2006).

A este respecto, la biomasa de nopal contribuye al uso de fuentes vegetales como biocombustibles, siendo el bioetanol y el biodiesel, los más frecuentes. En la búsqueda de combustibles alternativos, los cladodios de nopal se han sometido a procesos de fermentación controlada.

De acuerdo con Ciriminna *et al*. (2019), el primer biogás obtenido a partir del nopal se produjo por una empresa chilena en Santiago. Aunque la producción fue a pequeña escala, permitió llegar a importantes hallazgos técnicos e industriales: i) el nopal se degrada de 5 a 10 veces

más rápido que el abono animal; ii) la fermentación tiene lugar en un medio ligeramente ácido (pH 6.5 a 6.8) y a temperatura ambiente, lo cual implica que no se requieren costosos biorreactores de acero inoxidable, sino que es suficiente con que estén recubiertos internamente con una resina epóxica, y iii) los abundantes residuos acuosos ricos en nitrógeno resultantes de la fermentación pueden utilizarse en la irrigación de plantaciones donde el remanente de fibra de nopal puede aprovecharse directamente como fertilizante o composta.

Concretamente, en México algunas empresas están incursionando en el aprovechamiento de estos desarrollos biotecnológicos. Una compañía que elabora tortillas ha usado biogás de nopal desde 2016 para cubrir sus necesidades de calentamiento, combustible y electricidad. Por su parte, otra compañía manufacturera de cemento está usando biogases producidos por la fermentación de cladodios de nopal combinados con estiércol de ganado vacuno para operar su unidad termoeléctrica de poder; con esta acción, la empresa ha logrado reducir el 40 % de sus altos costos eléctricos (Ciriminna *et al*., 2019).

Estos datos ponen de manifiesto que el potencial del nopal en la industria bioenergética y sus implicaciones ecológicas son de gran valor para las generaciones actuales y futuras.

Otra importante aplicación del nopal es su función como huésped de los insectos parásitos de grana cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa), cuyas hembras adultas producen un colorante de tono rojizo conocido como extracto de cochinilla. Para obtener 1 Kg de extracto, se requiere secar y moler 140, 000 insectos con un contenido en pigmento que puede superar el 50 % de su peso corporal (Stintzing y Carle, 2005).

El extracto de cochinilla es una mezcla de pigmentos que consiste principalmente en ácido carmínico (ácido antraquinon-7-glucopiranosil-3,5,6,8-tetrahidroxi-1-metil-2-carboxílico, derivado de la hidroxiantraquinona), pero también hay presencia de ácido quermésico (ácido antraquinon-3,5,6,8-tetrahidroxi-1-metil-2-carboxílico), flavoquermésico (ácido antraquinon-3,6,8-trihidroxi-1-metil-2-carboxílico) y otros compuestos que contribuyen considerablemente al color del extracto. El ácido carmínico aislado de este extracto es utilizado en

alimentos con valores de pH superiores a 3.5, también se emplea en la industria farmacéutica. Las sales de calcio y aluminio del ácido carmínico al 50-65 % en hidróxido de aluminio se usan para cosméticos y textiles (Stintzing y Carle, 2005; Sáenz *et al*., 2006)

En México, el gran valor del colorante de la grana cochinilla se remonta a la época prehispánica, pues desde entonces su uso fue muy socorrido en la decoración de textiles, papel amate y cerámica. Después de un periodo de desuso debido al surgimiento de los colorantes sintéticos, en fechas recientes se ha impulsado un trabajo exhaustivo por parte de un grupo interdisciplinario de especialistas que incluye a químicos, ingenieros, biólogos y antropólogos con la finalidad de rescatar el cultivo y empleo de esta ancestral materia prima.

11. Conclusiones

Actualmente, como consecuencia de los recientes hallazgos científicos, la planta de nopal ha recibido un mayor interés a nivel global debido, en gran medida, a sus propiedades funcionales, nutricionales y su uso potencial en diversas aplicaciones industriales, así como su capacidad de adaptación que le permite desarrollarse en zonas agrestes constituyendo un valioso recurso para la reforestación.

De acuerdo con la información recabada, aún es necesario realizar investigaciones que indaguen a detalle sobre la composición química del nopal, de manera que este conocimiento permita proponer nuevas estrategias para el aprovechamiento de residuos, por ejemplo, los que se obtienen del desespinado, cuyo uso en la actualidad se limita a la preparación de composta o alimento animal.

Asimismo, cabe destacar la importancia de seguir llevando a cabo estudios sobre caracterización de las moléculas bioactivas y sus vías de acción dentro del metabolismo, para poder establecer relaciones mejor sustentadas entre su consumo y los efectos atribuidos.

Respecto a su comercialización y tratamientos de conservación, se ha logrado un gran avance en el desarrollo de métodos que permiten llevar a los consumidores productos con alta calidad y en condiciones

adecuadas; es esencial facilitar este conocimiento a los productores que buscan expandir su mercado exportando a otros países, de manera que se pueda contribuir con una mejora en las condiciones de vida para las comunidades agricultoras.

Además, se debe trabajar en la divulgación de información rigurosa sobre las propiedades probadas del nopal, así como en la mejora a la legislación con el fin de evitar el fraude por parte de medios poco confiables que lo presentan como cura infalible de cualquier padecimiento. La investigación actual no ha proporcionado información contundente que atribuya la cura de padecimientos, sólo se recomienda como coadyuvante de distintas enfermedades, sin llegar por ello a sustituir el tratamiento farmacológico.

En la búsqueda de incrementar el aprovechamiento del nopal, es menester trabajar en el mejoramiento de los cultivos de acuerdo con su objetivo final y la zona de producción, evitando desplazar o eliminar a las especies nativas.

Otros temas que deben abordarse son: la incidencia y control de plagas que atacan a la planta de nopal, pues, existen pocos estudios específicos que detallen el mecanismo de infección y su efecto económico. Así mismo, se debe establecer una clasificación de las especies de Opuntia basada en el genotipo con la finalidad de establecer características entre las especies.

El fomento al estudio de este vegetal endémico permitirá conocer y aprovechar la riqueza que representa, tanto en los ámbitos ya reconocidos como en los que aún no han sido explorados; razones por las cuales el nopal se perfila como un cultivo de gran valor para las generaciones actuales y futuras.

12. Bibliografía

Aguilar, B., 1991. Experiencias en la producción de nopal (*Opuntia* spp.) en: El área de Chapingo México. Sociedad Mexicana de Fitogenética Germen 10, 8-9.

Aguilar, Z.A., 2007. Nopal verdura, en: Memoria del 1er Congreso de Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria y Forestal, Distrito Federal, pp.120.

Anaya-Pérez, Marco A., & Bautista-Zane, Refugio. 2008. El nopal forrajero en México: del siglo XVI al siglo XX. Agricultura, sociedad y desarrollo 5(2), 167-183.

Arias-Jiménez, E. 2013. Importancia de la tuna. Cactusnet-Newsletter, 13, 9-12.

Barrientos, F. 1983. Nopal y agaves como recurso de zonas áridas y semiáridas de México en recursos agrícolas de zonas áridas y semiáridas de México. Centro de genética, Chapingo, México.

Barros Cardoso D., de Carvalho F.F.R., de Medeiros G.R., Guim A., Duarte Cabral, A.M., Magno Liberal Veras R., dos Santos K.C., Nuñés Dantas, L. C., de Oliveira Nascimento, A.G. 2018. Levels of inclusion of spineless cactus (*Nopalea cochenillifera* Salm Dyck) in the diet of lambs, Animal Feed Science and Technology https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2018.10.016.

Baskin, J.M. y Baskin, C.C., 1977. Seed and seedling ecology of *Opuntia compressa* in Tennessee Cedar Glades. Journal of the Tennessee Academy of Science 52, 118–122.

Ben Salem Fna you, A., Zemni, H., Nefzaoui, A., y Ghorbel, A. 2014. Micromorphology of cactus-pear (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill) cladodes based on scanning microscopies. Micron 56, 68–72. https://doi.org/10.1016/j.micron.2013.10.010.

Berry, W.L. y Nobel, P.S. 1985. Influence of soil and mineral stresses on cacti. Journal of Plant Nutrition, 8: 679-696. https://doi.org/10.1080/01904168509363377.

Bensadón, S., Hervert-Hernández, D., Sáyago-Ayerdi, S.G. y Goñi, I., 2010. By-Products of *Opuntia ficus-indica* as a source of antioxidant dietary fiber. Plant Foods Human Nutrition 65, 210-216. https://doi.org/10.1007/s11130-010-0176-2.

Blanco, F., Lara, A., Valdez, R.D., Cortés, J.O., Luna, M. y Salas, M.A., 2006. Interacciones nutrimentales y normas de la técnica de nutrimento

compuesto en nopal (*Opuntia ficus-indica* L. Miller). Revista Chapingo Serie Horticultura 12(2), 165–175.

Blanco, F. y Valdez, R., 2008. Establecimiento y manejo de nopalito para verdura. VII Simposium Taller, producción y aprovechamiento del nopal en el noreste de México. Universidad Autónoma de Chapingo. pp 1-19.

Camarena y De La Torre, R., 2008. Fitoplasmas: síntomas y características moleculares. Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente 14(2), 81-87.

Candelario, J. 2003. El nopal (*Opuntia* spp.) Como Forraje. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias San Luis de la Paz, Guanajuato, México.

Carneiro, S., y Viana, J., 1992. Métodos de aplicaçao de esterco bovino como adubo orgânico em palma gigante (*Opuntia ficus-indica*). Sociedade Brasileira de Zootecnia 21, 906-911.

Carrillo-López, A., y Yahia, E. M. 2019. Morphology and Anatomy en: Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables, Cambrige, U.K. 113–130. https://doi.org/10.1016/b978-0-12-813278-4.00006-3

Cantwell, M., 1992. Postharvest handling systems: minimally processed fruits and vegetables, 2a edición, en: Universidad de Davis, Postharvest Technology of Horticultural Crops, E.U.A.

Cantwell, M., 2002. Nopalitos: Cactus Stems. Recommendations for Maintaining Postharvest Quality. Consultada en: http://postharvest.ucdavis.edu/Commodity_Resources/Fact_Sheets/Datastores/Vegetables_English/?uid=22&ds=799 Acceso. Enero 2020.

Casas, A. y Barbera, G. 2002. Mesoamerican domestication and diffusion, en: University of California Press, Berkeley, CA, USA, pp.143-162. https://doi.org/10.1525/california/9780520231573.003.0009.

Chessa, I. y Nieddu, G. 1997. Descriptors for cactus pear (*Opuntia* spp.). Ed. P. Inglese.

Ciriminna, R., Chavarría-Hernández, N., Rodríguez-Hernández, A. I., Pagliaro, M. 2019. Toward unfolding the bioeconomy of nopal (*Opuntia* spp.). Biofuels, bioproducts and biorefining, 13, 1417-1427 https://doi.org/10.1002/bbb.2018.

Codex Alimentarius, 2020. Codex Stan 185-1993, Fresh fruits and vegetables. World health organization. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma.

Corrales-García, J. 2000. Fisiología del Nopal verdura (Nopalito), en: Universidad Autónoma de Chapingo, Fisiología y Tecnología Potscosecha del fruto de la tuna y del nopal verdura, Estado de México, pp. 29-32.

Corrales-García, J., y González-Martı-nez, P. 2001. Effect of gibberellic acid and (2-chloroethane) phosphonic acid on glochid abscission in cactus pear fruit (*Opuntia amyclaea* Tenore). Postharvest Biology and Technology 22(2), 151–157. https://doi.org/10.1016/s0925-5214(00)00192-7.

Corrales-García, J., Peña-Valdivia, C.B., Razo-Martínez, Y. y Sánchez-Hernández, M. 2004. Acidity changes and pH-buffering capacity of nopalitos (*Opuntia* spp.) Postharvest Biology and Technology, 32, 169–174. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2003.11.008.

Da Silva Vilela, M., de Andrade Ferreira, M., de Azevedo, M., Modesto, E. C., Farias, I., Guimarães, A. V., y Bispo, S. V., 2010. Effect of processing and feeding strategy of the spineless cactus (*Opuntia fícus-indica* Mill.) for lactating cow Ingestive behavior. Applied Animal Behaviour Science 125(1-2), 18. https://doi.org/10.1016/j.applanim.2010.03.005.

De Micco, V. y Aronne, G., 2012. Morpho-Anatomical Traits for Plant Adaptation to Drought en: Plant Responses to Drought Stress, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 37–61. https://doi.org/10.1007/978-3-642-32653-0_2.

Dubeux Jr, J.C.B. y Santos, M.V., 2005. dos. Exigências nutricionais da palma forrageira, en: Editora Universitária UFPE, A palma no Nordeste do Brasil: conhecimento atual e novas perspectivas de uso, Brazil, pp. 105–128.

Dubeux Jr., J. C. B., dos Santos, M. V. F., de Mello, A. C. L., Vieira da Cunha, M., de A. Ferreira, M., dos Santos, D. C., da C. Silva, M., 2015. Forage potential of cacti on drylands. Acta Horticulturae, 1067, 181–186. https://doi.org/10.17660/actahortic.2015.1067.24.

Dubeux Jr, J. C. B., B., Salem, H, B., y Nefzaoui, A., 2018. Producción y utilización de nopal forrajero en la nutrición animal, en: FAO/ICARDA, Ecología de cultivo, manejo y usos del nopal, ROMA, pp. 77-95.

du Toit, A., de Wit, M., Osthoff, G., y Hugo, A., 2018. Antioxidant properties of fresh and processed cactus pear cladodes from selected *Opuntia ficus-indica* and *O. robusta* cultivars. South African Journal of Botany 118, 44–51. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2018.06.014.

Espinoza-Sánchez E.A., Silos-Espino, H., Flores-Benitez, I, Valera-Montero, LL., Rodríguez-Salazar, E., Gallegos-Vázquez, C., Guevara-Lara, F., González-Chavira, M y Guzmán-Maldonado, H.S. 2014. Agrupamiento de genotipos de nopal (*Opuntia* spp.) de México por medio de la técnica de AFLPs y características del fruto Cladistics of Mexican nopal genotypes (*Opuntia* spp.) based on AFLP markers and fruit characters. Phyton 83, 299-306.

Farias, I., Lira, M. de A., Santos, D.C. dos Tavares, J.J., Santos, M.V.F. dos., y Fernandes, A.P.M., 2000. Manejo de colheita e espaçamento da palma forrageira, em consórcio com sorgo granífero, no Agreste de Pernambuco. Pesquisa Agropecuaria Brasileira 35, 341–347. https://doi.org/10.1590/S0100-204X2000000200013.

Farias, I., Santos, D.C. dos,. y Dubeux Jr, J.C.B., 2005. Estabelecimento e manejo da palma forrageira, en: Editoria Universitária da UFPE, A palma no Nordeste do Brasil: conhecimento atual e novas perspectivas de uso, Brazil, pp. 81–104.

Felker, P., Bunch, R., Russo, G. y Tani, J.A., 2010. Progreso en la identificación del agente causal de Engrosamiento del cladodio o macho. Revista Salud Pública y Nutrición 5, 37-47.

Fierro A., A., González L., M.M., Rodríguez A., F., Olivares O., J., Zavaleta B., P., Mon- tiel S., D., Martínez P., M.A. y Soto O., D.M. 2003. Evapotranspiración del nopal verdura (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.) var. Milpa Alta,

en el sur del D.F. En Memoria del IX Congreso Nacional y VII Congreso Internacional Sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal, Zacatecas, pp. 180–182.

Figueroa-Pérez, M. G., Pérez-Ramírez, I. F., Paredes-López, O., Mondragón-Jacobo, C. y Reynoso-Camacho, R. 2018. Phytochemical composition and in vitro analysis of nopal (*O. ficus-indica*) cladodes at different stages of maturity. International Journal of Food Properties, 21(1), 1728–1742. https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1206126.

Flores, A., Orona, I., Martínez, J., Rivera, M., y Martínez J., 2004. Productividad del nopal para verdura (*Opuntia* spp.) bajo riego por goteo subterráneo en la Comarca Lagunera. Revista Chapingo Serie Zonas Áridas. Consultada en: https://docplayer.es/16095653-Productividad-del-nopal-para-verdura-opuntia-spp-bajo-riego-por-goteo-subterraneo-en-la-comarca-lagunera.html.

Flores-Hernández, A., Araújo-Filho, J. T., Gomes da Silva, F., Ramírez-Ordoñez, S. y Murillo-Amador, B. 2017. Dietas a base de forraje tradicional y nopal (*Opuntia* spp.) enriquecido con proteínas para alimentar cabras. Nova Scientia 9, 149-166.

Flores-Valdez, C. 2003. Nopalitos y Tunas. Producción, comercialización, poscosecha e industrialización, 1ª edición, Universidad Autónoma Chapingo. CIESTAAM-Programa Nopal, México.

Gallegos, C., 1998. Absorción y asimilación de nitrato y amonio en *Opuntia ficus indica* (L.) Mill. en condiciones de hidroponía. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

García-Zambrano, E. A., Gutiérrez- Díez, A., Salinas-García, G.E., Cárdenas-Cerda, E., Vázquez-Alvarado, R. E, Zavala-García, F. y Martínez-de la Cerda, J. 2006. Clasificación y estimación de la diversidad genética de Nopal *Opuntia* spp. en base a descriptores fenotípicos y marcadores genético moleculares. Revista Internacional de Botánica Experimental Phyton 75, 124-135.ISSN: 1851-5657.

Gersani, M., Graham, A. E. y Nobel, P.S.1993. Growth responses of individual roots of *Opuntia ficus-indica* to salinity. Plant, Cell and Environment 16, 827-834.

Ginestra, G., Parker, M. L., Robertson, J., Mandalari, G., Narbard, A., Lo Curto, R. B., Bisignano, G., Faulds, C.B. y Waldron, K. W. 2009. Anatomical, Chemical, and Biochemical Characterization of Cladodes from Prickly Pear *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 57, 10323–10330.

Goldstein, G. Andrade, J.L. y Nobel, P.S. 1991. Differences in Water Relations Parameters for the Chlorenchyma and the Parenchyma of *Opuntia ficus-indica* Under Wet Versus Dry Conditions. Australian Journal of Plant Physiology, 18, 95-107. https://doi.org/10.1071/PP9910095.

Granados-Sánchez, D. y Castañeda-Pérez, A.D. 2000. El nopal. Historia, fisiología, genética e importancia frutícola. Editorial Trillas, México.

Granata, G. 1995. Biotic and abiotic diseases. Agro–ecology, cultivation and uses ofs of cactus pear, FAO Plant Production and Protection Paper No. 132. Rome, FAO. pp. 109–119.

Granata, G., Faedda, R., y Ochoa, M.J., 2018. Enfermedades del nopal, en: FAO/ICARDA, Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal, ROMA, pp. 119-127. ISBN: 978-92-5-130494-5 (FAO).

Griffith, M. P. 2004. The origins of an important cactus crop, *Opuntia ficus-indica* (Cactaceae): new molecular evidence. American Journal of Botany, 91, 1915–1921. https://doi.org/10.3732/ajb.91.11.1915.

Guevara-Figueroa, T., Jiménez-Islas, H., Reyes-Escogido, M.A., Mortensen, A.G., Laursen, B.B., Lin, L.W., De León-Rodríguez, A., Fomsgaard, I.S. y Barba de la Rosa, A., 2010. Proximate composition, phenolic acid, and flavonoids characterization of comercial and wild nopal (*Opuntia* spp). Journal of Food Composition and Analysis 23, 525-532. https://doi.org/10.1016/j.jfca.2009.12.00.

Guevara, J.C., Yahia, E.M., Brito de la Fuente, E., Biserka, S.P., 2003. Effects of elevated concentrations of CO_2 in modified atmosphere packaging on the quality of prickly pear cactus stems (*Opuntia* spp.). Postharvest Biology and Technology 29, 167-176. https://doi.org/10.1016/S0925-5214(03)00021-8.

Hassan, Q. K., Charles, R. M., Bourque, F., William, R., 2007. Spatial mapping of growing degree days: an application of MODIS-based surface

temperatures and enhanced vegetation index. Journal of Applied Remote Sensing 1, 1-12. https://doi.org/10.1117/1.2740040.

Hatzmann, S., Ebert, G. y Lüdders, P. 1991. Influence of NaCl salinity on growth, ion uptake, and gas exchange of *Opuntia ficus-indica* **(L.)** Miller. *Angewandte Botanik* 65: 161-168.

Hernández, R., Noa, J.C., Gaspar, R., Mata, P., y Flores, N., 2009. Detection of phytoplasma on Indian Fig (*Opuntia ficus-indica* Mill) in Mexico Central Region. Journal of Biological Sciences. 9, 62–66. https://doi.org/10.3844/ojbsci.2009.62.66.

Ibarra-Rodríguez, D. Lizardi-Mendoza, J., López-Maldonado, A., Oropeza-Guzmán, T. 2017. Capacity of 'nopal' pectin as a dual coagulant-flocculant agent for heavy metals removal. Chemical Engineering Journal 323, 19-28. https://doi.org/10.1016/j.cej.2017.04.087.

Inglese, P. 1995. Orchard planting management, in: Agro–ecology cultivation and uses of cactus pear, Plant Production and Protection Paper No. 132. Rome, pp. 78-91. ISBN: 92-5-103735-3.

Jeon, Y.E., Yin, X.F., Choi, D.B. y Kang, I.J. 2011. Inhibitory activity of aromadendrin from prickly pear (Opuntia ficus-indica) root on aldosa reductasa and the Formation of advanced glycation end products. Food Science Biotechnology 20, 1283-1288. ISSN: 1226-7708.

Kiesling, R. 1999. Origen, domesticación y distribución de *Opuntia ficus-indica*. Journal of the Professional *Association* for *Cactus Development* 3, 50-59.

Kiesling, R. 2013. Historia de la *Opuntia ficus-indica*. *Cactus-Newslwtter, 13,* 13-18.

Kiesling, R. y Metzing, D. 2018. Origen y taxonomía de *Opuntia ficus-indica*, en: FAO/ICARDIA, Ecología del cultivo, manejo y uso del nopal, Roma, pp.13-19.

Kirkham, M. B. 2014.Stomatal Anatomy and Stomatal Resistance. Principles of Soil and Plant Water Relations 431–451. https://doi.org/10.1016/b978-0-12-420022-7.00024-0.

Labra, M., F. Grassi, M. Bardini, S. Imazio, A. Guiggi, S. Citterrop, E. Banfi, y S. Sgorbati (2003). Genetic relationships in *Opuntia* Mill. genus (Cactaceae) detected by molecular marker. Plant Science 165, 1129-1136. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(03)00321-2.

Le Houérou, H. N., 1996. The role of cacti (*Opuntia* spp.) in erosion control, land reclamation, rehabilitation and agricultural development in the Mediterranean Basin. Journal of Arid Environments 33(2), 135–159.

Le Houérou, H.N., 1992. The role of cacti in the agricultural development of Mediterranean arid zones, en: Proceedings of the Second International Cactus Pear and Cochineal Congress, Chile. pp. 22–25.

Liguori y Barrera, 2018. Ecofisiología y biología reproductiva del nopal, en: FAO/ICARDIA, Ecología del cultivo, manejo y uso del nopal, Roma, pp.31-42, ISBN: 978-92-5-130494-5 (FAO).

Lobos, E., Passos da Silva, D.M., Mena, J., Logarzo, G., y Varone, L., 2013. Principales plagas en Opuntia. Cactus Newsletter 13, 137–158.

López Piñeiro, J.M., Fresquet Febrer, J.L., Lopez Terrada, M.L. y Pardo Tomas, J. 1992. Medicinas, drogas y alimentos vegetales del nuevo mundo. Madrid, Ministerio de Sanidad y Consumo.

López-Romero, P., Pichardo-Ontiveros, E., Avila-Nava, A., Vázquez-Manjarrez, N., Tovar, A. R., Pedraza-Chaverri, J., Torres, N., 2014. The effect of nopal (*Opuntia ficus-indica*) on postprandial blood glucose, incretins, and antioxidant activity in Mexican patients with type 2 diabetes after consumption of two different composition breakfasts. Journal of the Academy of Nutrition and Dietetics 114, 1811-1818. https://doi.org/10.1016/j.jand.2014.06.352.

Luna-Páez, A., E. Valadéz-Moctezuma, A. Barrientos-Priego y C. Gallegos-Vázquez, 2007. Characterization of *Opuntia* spp. by means of seed with RAPD and ISSR Markers and its possible use for differentiation. Journal of the Professional Association for Cactus Development 9, 43-59.

Luna, J., 2011. Producción invernal de nopal verdura 1ª edición, en: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, México, Folleto para productores No. 52. ISBN: 978-607-425-706-9.

Mauseth, J.D., 2004. Wide–band tracheids are present in almost all species of Cactaceae. *Journal* **of** *Plant Research* 117, 69–76.

Mauseth, J.D., 1980. Release of whole cells of Nopalea (Cactaceae) into secretory canals. Botanical Gazette 141, 15–18.

Mauseth, J.D., 1984. Effect of growth rate, morphogenic activity and phylogeny on shoot apical ultrastructure in *Opuntia polyacantha* (Cactaceae). American Journal of *Botany* 71, 1283–1292.

Mauseth, J.D., 2005. Anatomical features, other than wood, in subfamily Opuntioideae (Cactaceae). Haseltonia, 11, 2–14.

Mena, J., 2013. Tecnologías de manejo integrado para los insectos plaga del nopal tunero en el Altiplano Mexicano, en: Colegio de Postgraduados – Fundación Produce San Luis Potosí, Producción sustentable de tuna en San Luis Potosí, Mexico, pp. 125–161. Colegio de Postgraduados – Fundación Produce San Luis Potosí. San Luis Potosí, Mexico.

Mondragón-Jacobo, C. y Méndez-Gallego, S.J. 2018. en: Producción y utilización de nopalitos, FAO/ICARDIA, Ecología del cultivo, manejo y uso del nopal, Roma, pp.97-107.

Mondragón, C., y Pimienta, E., 1995. Propagation, en: Agro–ecology, cultivation and uses of cactus pear, FAO, Plant Production and Protection Paper No. 132. Rome, pp. 64–70.

Moussa-Ayoub, T., Youssef, K., El-Samahy, S., Kron, L. y Rohn, S. 2015. Flavonol profile of cactus fruits (*Opuntia ficus-indica*) enriched cereal-based extrudates: Authenticity and impact of extrusion. *Food Research International* 78, 442-447. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.08.019.

Nerd, A., Karady, A., y Mizrahi, Y., 1991. Salt tolerance of prickly pear cactus (*Opuntia ficus-indica*). Plant Soil, 137, 201-207. https://doi.org/10.1007/BF00011198.

Nerd, A., Mizrahi, Y., 1995. Reproductive biology, in: Agro-ecology, Cultivation and Uses of Cactus Pear. FAO, Rome, pp. 49–58.

Nobel, P.S., 1988. Environmental biology of agaves and cacti, en: Cambridge University Press, Cambridge, U.K, pp. 270. https://doi.org/10.21829/abm9.1990.1124 .

Nobel, P.S., 1995. Environmental biology, in: Agro-ecology, cultivation and uses of cactus pear, FAO Plant Production and Protection Paper No. 132, Rome, pp. 36–48.

Nobel, P.S., 1998. Los incomparables agaves y cactus, Editorial Trillas, México, pp. 211. ISBN: 9682407885 9789682407888.

Nobel, S., Cavelier, J., y Andrade, L. 1992. Mucilage in cacti: its apoplastic capacitance, associated solutes, and influence on tissue water relations. Journal of Experimental Botany, 43: 641-648. ISSN : 0022-0957.

Ochoa, M.J. y Barbera, G. 2018. Historia e importancia agroecológica y económica, en: FAO/ICARDIA, Ecología del cultivo, manejo y uso del nopal, Roma, pp.1-11.

Oh, P.S. y Lim, K.T. 2006. Glycoprotein (90 kDA) Isolated from *Opuntia ficus-indica* var saboten Makino lowers plasma lipid level through scavenging of intracellular radicals in triton WR-1339-induced mice. Biological and Pharmaceutical Bulletin, 29(7), 1391-1396. https://doi.org/10.1248/bpb.29.1391

Orona, I., Flores, A., Rivera, M., Martínez, G. y Espinosa, J.J., 2003. Productividad del agua en el cultivo de nopal con riego por goteo en la Comarca Lagunera. Revista Terra Latinoamericana 21(2), 195–201. E-ISSN: 2395-8030.

Osorio-Córdoba, J., Pelayo, C., Verde, J., Ponce, M., Díaz De León, F., Bosquez, E., y Rodríguez, Ma., 2011. Conservación de nopal verdura 'Milpa Alta" (*Opuntia ficus-indica* Mill.) desespinado en envases con atmósfera modificada. Revista Mexicana de Ingeniería Química 10, 93-104. ISSN: 1665-2738.

Ospina-Meneses, S. M. y Cartagena-Valenzuela, J. R. 2008. La atmósfera modificada: una alternativa para la conservación de los alimentos. Revista Lasallista de Investigación 5, 112-123.

Pimienta Barrios, E. & Engleman, E.M. 1985. Desarrollo de la pulpa y proporción en volumen de los componentes del lóculo maduro en tuna (*Opuntia ficus indica* (L) Miller). Agrociencia 62. 51–56.

Pimienta, E. 1990. El nopal tunero. México, Universidad de Guadalajara. pp. 246.

Potgieter, J., y D´Aquino, S., 2018. Producción de tuna y manejo postcosecha, en: FAO/ICARDA, Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal, ROMA, pp. 53-73.

Prat, L. Franck, N. y Sudzuki, F. 2018. Morfología y anatomía de las Platyopuntias. Ecología del cultivo, manejo y usos del nopal (pp. 21–28).

Qiu, Y., Chen, Y., Pei, Y., Matsuda, H. y Yoshikawa, M. 2002. Constituents with radical scavenging effect from opuntia dillenii: structures of new a-pyrones and flavonol glycoside. Chemical and Pharmaceutical Bulletin, 11, 1507-1510. https://doi.org/10.1248/cpb.50.1507.

Reid M. 2007. Maduración e índices de madurez. Tecnología Poscosecha de Cultivos Hortofrutícolas. Universidad de California, Davis, California, EE.UU. Kader, A. pp. 63-71.

Reyes-Agüero, J. A., Aguirre R., J. R., y Valiente-Banuet, A. 2006. Reproductive biology of Opuntia: A review. Journal of Arid Environments 64(4), 549–585. https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2005.06.018.

Reyes, Agüero, A., Aguirre-Rivera, J.R. y Hernández, H.M. 2005. Systematic notes and a detailed description of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. (Cactaceae). Agrociencia 39, 395–408. ISSN: 1405-3195

Rodríguez-García, M. E., de Lira, C., Hernández-Becerra, E., Cornejo-Villegas, M. A., Palacios-Fonseca, A. J., Rojas-Molina, I. y Muñoz-Torres, C. 2007. Physicochemical Characterization of Nopal Pads (*Opuntia ficus-indica*) and Dry Vacuum Nopal Powders as a Function of the Maturation. Plant Foods for Human Nutrition 62(3), 107–112. https://doi.org/10.1007/s11130-007-0049-5.

Rodríguez-Verástegui, L., Osorio, J., Díaz de León, F., Pelayo, C., Díaz, D., Bosquez, E., Márquez, G., Escalona, H., Verde, J., y Pérez, L., 2015. Biochemical and visual changes in cactus stems (*Opuntia ficus-indica* Mill.) stored at 4, 12 and 26°C. Journal of Food Biochemistry 39, 449-461. https://doi.org/10.1111/jfbc.12144.

Rodríguez-Verástegui, L.L., Osorio-Córdoba, J., Díaz de León-Sánchez, F., López-Ramos, A., Pérez-Salvador, B., Rivera-Cabrera, F., Mendoza- Espinoza, J. y Pelayo-Zaldívar, C. 2019. Thermal treatment and modified atmosphere packaging delay chilling injury and preserve the quality

of cactus stems (Opuntia ficus-indica Mill.) cv Atlixco. Journal of Food Biochemisry, 43, 1-12. https://doi.org/10.1111/jfbc.12773.

Ruiz Pérez-Cacho, M.P., Galán-Soldevilla, H., Corrales García, J. y Hernández montes, A. 2006. Sensory characterization of nopalitos (*Opuntia* spp.). Food Research International, 39, 285-293. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2005.08.001.

Sáenz, C., Berger, H., Corrales-García, J., García-Cortazar, V., Mondragón, C., Rodríguez-Felix, A. y Sepúlveda, E. 2006. Utilización agroindustrial del nopal. En: Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO. Consultado en: http://www.fao.org/3/a0534s/a0534s00.pdf Acceso. Diciembre 2019.

Samish, Y.B. y Ellern, S.J. 1975. Titratable acids in *Opuntia ficus-indica* L. Journal of *Range Management* 28, 365–369. https://doi.org/10.2307/3897494.

Santos, D.C.S., Farias, I., Lira, M.A., Fernandes, A.P.M., Freitas, E.V., y Moreno, J.A., 1996. Produção e composição química da palma forrageira cv. gigante (*Opuntia ficus – indica* Mill) sob adubação e calagem, no Agreste Semi-Árido de Pernambuco. Pesquisa Agropecuária Pernambucana 9, 69–78. ISSN: 1981-1160.

Scalisi, A., Morandi, B., Inglese, P. y Lo Bianco, R., 2016. Cladode growth dynamics in *Opuntia ficus-indica* under drought. Journal Environmental and Experimental Botany 122, 158–167. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.10.003.

Secretaría de Economía, 2020. NMX-FF-068-SCFI-2006 Hortaliza fresca - nopal verdura (Opuntia spp.) – especificaciones, México.

SIAP (Agricultural and Fishery Information System). 2020. Secretaria de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación, México. Consultado en: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/ Acceso. Enero 2020.

Snyman, H.A., 2004. Effect of various water applications on root development of *Opuntia ficus-indica* and *O. robusta* under greenhouse growth conditions. Journal of the Professional Association for Cactus Development 6, 35-61. ISSN: 1938-6648 (Electronic).

Srikanth, K. y Whang, S. 2015. Phylogeny of Korean *Opuntia* spp. based on multiple DNA regions. Turkish Journal of Botany 39, 635-641. https://doi.org/10.3906/bot-1405-10.

Stintzing, F.C. y Carle, R. 2005. Cactus stems (*Opuntia* sp.): A review on their chemistry, technology, and uses. Molecular Nutrition Food Research 49,175-194. https://doi.org/10.1002/mnfr.200400071.

Swart, W.J., Oelofse, R.M., y Labuschagne, M.T., 2003. Susceptibility of South African cactus pear varieties to four fungi commonly associated with disease symptoms. Journal of the Professional Association for Cactus Development., 86–97.

Tapia, C.C., 1983. Cultivo da palma forrageira e figo da índia, en: Boletin técnico 141. EMPARN, Brasil, pp. 41.

Torres-Ponce, R.E., Morales-Corral, D., Ballinas-Casarrubias, M.L., y Nevárez-Moorillón, G.V. 2015. El nopal: planta del semidesierto con aplicaciones en farmacia, alimentos y nutrición animal. Revista mexicana de ciencias agrícolas 6(5), 1129-1142. https://doi.org/10.29312/remexca.v6i5.604.

Valadez-Moctezuma, E., Ortiz, Q., Samah, S. 2014. Molecular based assessment of genetic diversity of xoconostle accessions (*Opuntia* spp.). African Journal of Biotechnology 13, 202-210. https://doi.org/10.5897/AJB2013.13350.

Valdez, R.D., Blanco, F., Magallanes, R., Vázquez, R.E., y Reveles, M., 2009. Avances en la nutrición del nopal en México. Revista Salud Pública y Nutrición 5, 1-14. ISSN 1870-0160.

Varela, C. M. (2011). Efecto de tratamientos térmicos pre-almacenamiento en la calidad de nopal verdura (*Opuntia* spp.) var. Milpa Alta desespinado. Especialización en Biotecnología (p. 10). CDMX, México: CBS, UAMI.

Vargas, M.M.C. y González, E.M., 1992. Habitat heterogeneity and seed dispersal of *Opuntia streptacantha* in nopaleras of central Mexico. Southwestern Naturalist 37, 379–385. https://doi.org/10.2307/3671789.

Vásquez, R., Valdez, R.D., y Blanco, F., 2009. Riego y fertilización del nopal verdura. Revista Salud Pública y Nutrición 2, 19–35.

Vela, E. 2015. El nopal en México. en: Editorial Raíces, Arqueología Mexicana, México, pp 60-75.

Ventura-Aguilar, R.I., Rivera-Cabrera, F., Méndez-Iturbide, D., Pelayo-Zaldívar, C. y Bosquez-Molina, E. 2013. Enzymatic and non-enzymatic antioxidant systems of minimally processed cactus stems (*Opuntia ficus-indica* Mill.) packaged under modified atmospheres. International Journal of Food Science and Technology, 48, 2603-2612. https://doi.org/10.1111/ijfs.12256.

Vicente, R. 2004. Efecto de tratamientos térmicos de alta temperatura sobre calidad y fisiología postcosecha de frutillas (Fragaria x ananassa Duch.). Tesis doctoral. Universidad Nacional de la Plata. Facultad de Ciencias Exactas. Departamento de Química. https://doi.org/10.35537/10915/2269.

Zimmermann, H.G., y Granata, G., 2002. Insect pests and diseases, en: University of California Press, Cacti: Biology and uses, USA, pp. 235–254. https://doi.org/10.1525/california/9780520231573.003.0014.

Zuñiga, R., Orona, I., Vázquez, C., Murillo, B., Salazar, E., López, J.D., García, J.L. y Rueda, E., 2009. Desarrollo radical, rendimiento y concentración mineral en nopal Opuntia ficus-indica L. Mill. en diferentes tratamientos de Fertilización. Journal of the Professional Association for Cactus Development 11, 53-68.

QUELITES

Delia Castro Lara[*1], *Robert Arthur Bye Jr*[1] *y Luz María Mera Ovando*[1]

1. Introducción

Los quelites son plantas cuyas hojas, tallos tiernos y en ocasiones flores o inflorescencias inmaduras, son consumidas como verdura (Bye, 1981).

La palabra quelite proviene del náhuatl quilitl que significa verdura, hortaliza o legumbre. Este término existe en diferentes idiomas originarios del país por ejemplo kaka en totonaco, guilibá en rarámuri, Itaj en tzotzil y xakua en purépecha.

Gran variedad de quelites se han documentado en diversas fuentes históricas, por ejemplo el Códice Florentino (Sahagún, 1979) en el cual se presentan cerca de 60 plantas reconocidas como quelites y la Historia Natural de Nueva España (Hernández, 1959) en la que se reporta un centenar de especies de verduras o quelites.

Actualmente, se han identificado 250 especies utilizadas como quelites distribuidos en diferentes familias botánicas, aunque el número mencionado tiende a aumentar por la gran diversidad cultural y biológica que presenta el territorio nacional.

[1] Jardín Botánico, Instituto de Biología, UNAM. 3er. Circuito Escolar s/n. Ciudad Universitaria, Coyoacán. CP 04510. Ciudad de México.

[*] dcastro@ib.unam.mx

Entre las especies de quelites más consumidas en el país de acuerdo con estudios etnobotánicos realizados en diversas regiones destacan:

Los quintoniles (*Amaranthus* spp.), la verdolaga (*Portulaca oleracea*), la chaya (*Cnidoscolus aconitifolius),* el pápalo (*Porophyllum macrocephalum*), el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri*), el alache (*Anoda cristata*), el jaltomate (*Jaltomata procumbens*), la lentejilla (*Lepidium virginicum*), los chepiles (*Crotalaria* spp.) y la lengua de vaca (*Rumex mexicanus*), entre otras.

Gran variedad de las especies utilizadas como quelites son arvenses es decir plantas que crecen asociadas a sistemas agrícolas, principalmente en la agricultura tradicional. Muchos de ellos son manejados como plantas de recolecta en la vegetación natural, tolerados y fomentados en los agroecosistemas, varios de ellos son ya cultivados dentro de policultivos o en monocultivo en varias regiones de México.

Los quelites se distribuyen en todo el país y es en las zonas rurales donde se localiza la mayor diversidad y donde se pueden hallar a la venta en mercados o tianguis. Algunos de ellos se encuentran todo el año para su consumo, pero otros son producto de temporada.

Existen diversos factores que intervienen en que su consumo disminuya, como el uso y abuso de productos químicos, pérdida del hábitat y cambios en las preferencias alimenticias generados por la migración, cambios en la ocupación y en el nivel económico, los quelites son un componente significativo en la dieta cotidiana de las poblaciones rurales, aportando aromas, colores y sabores, así como una gran variedad de nutrimentos como proteína, fibra dietética, nutrimentos inorgánicos (Ca, K, Mg, Mn, Zn, P), vitaminas A, B, C y compuestos bioactivos tales como compuestos fenólicos y betalaínas, entre otros, los cuales le confieren a estas plantas una elevada capacidad antioxidante.

Por lo anteriormente descrito el impulso del consumo de quelites enriquecería la dieta y nutrición en zonas de vulnerabilidad alimen-

ticia por lo que deben ser considerados como especies promisorias y considerarlos en los programas de autosuficiencia alimentaria.

2. Origen

Gran parte de la diversidad de especies utilizadas como quelites está constituida por especies nativas. Con base en el inventario realizado por la Red Nacional de Quelites del Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos (SINAREFI) (Solís *et al.*, 2017). El cual se llevó a cabo mediante investigaciones etnobotánicas y búsqueda bibliográfica, se identificaron 250 especies consumidas como quelites de las cuales 222 son nativas de México. Entre estas especies se encuentran el pápalo (*Porophyllum macrocephalum* D.C.) los quintoniles (*Amaranthus* spp.) y los alaches (*Anoda cristata* (L.) Schltdl.) (Figura 1).



Figura 1. Algunos quelites nativos.

De las especies introducidas de otras regiones del mundo se reportan 28 especies, las cuales a través del tiempo se han arraigado al gusto de la gente, tal es el caso del nabo (*Brassica rapa* L.), de la malva (*Malva parviflora* L.) y de la lengua de vaca (*Rumex crispus* L.) por mencionar algunas (Figura 2) (Basurto, 2011; Linares *et al.*, 2016).



Figura 2. Quelites introducidos.

Se tiene registro de la presencia y uso de quelites en diferentes obras publicadas en el siglo XVI. Fray Bernardino de Sahagún en su "Historia general de las cosas de la nueva España", también conocido como Códice Florentino, se presentan cerca de 60 plantas reconocidas como quelites.

Algunos quelites que alude son el papaloquilitl (pápaloquelite), mozoquilitl (mozote), xaltomaquilitl (hojas de jaltomate) y uauhquilitl (quelite cenizo o amaranto) (Sahagún, 1979) (Figura 3).

Francisco Hernández en la "Historia natural de Nueva España" reporta un centenar de plantas que contienen en su nombre el término "quilitl" indicando con esto su presencia en el grupo de yerbas comestibles (Hernández, 1959).

Otra de las obras históricas son las Relaciones Geográficas del siglo XVI en la cual también se encuentran mencionados varios quelites así como su forma de uso (Acuña, 1982-1988).



Figura 3. Quelites en el Códice Florentino. Fuente: Sahagún, B. 1979. Historia general de las cosas de Nueva España. Archivo General de la Nación. México, DF.

3. Aspectos botánicos

La diversidad de quelites representada por 250 especies se encuentra agrupada en 46 familias botánicas y 125 géneros (Castro *et al.*, 2014; Solís *et al.*, 2017).

El 61 % de las especies utilizadas como quelites se distribuyen en diez familias botánicas: Fabaceae (FAB) (30 especies), Asteráceae (AST) (21 especies), Begoniaceae (BEG) y Brassicaceae (BRA) (18 especies cada una), Solanáceae (SOL) (14 especies), Cucurbitaceae (CUC) (12 especies), Euphorbiaceae (EUP) y Amaranthaceae (AMA) (11 especies respectivamente), Piperaceae (PIP) (10 especies) y Convolvulaceae (CNV) (9 especies) (Figura 4).

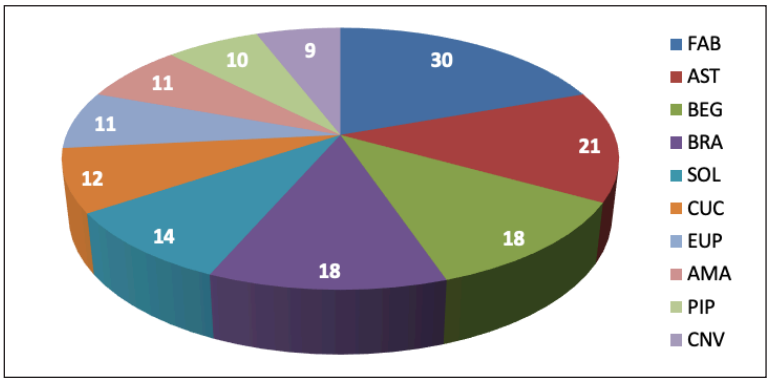


Figura 4. Familias botánicas con mayor número de quelites.

Los géneros más importantes por el número de especies que contienen son: *Begonia* con 18 especies, *Amaranthus* 10 especies, *Ipomoea*, *Cucurbita*, *Crotalaria*, *Oxalis* y *Peperomia* 8 especies cada uno, *Brassica*, *Rumex* y *Solanum* con 6 especies respectivamente (Cuadro 1).

Cuadro 1. Géneros y número de especies utilizadas como quelites en México.

GÉNERO	No. de especies	GÉNERO	No. de especies	GÉNERO	No. de especies
Begonia	18	*Comocladia*	1	*Sechium*	1
Amaranthus	10	*Berula*	1	*Sicyos*	1
Ipomoea	8	*Coriandrum*	1	*Acalypha*	1
Cucurbita	8	*Daucus*	1	*Adelia*	1
Crotalaria	8	*Eryngium*	1	*Croton*	1
Oxalis	8	*Hydrocotyle*	1	*Euphorbia*	1
Peperomia	8	*Osmorhiza*	1	*Acacia*	1
Brassica	6	*Fernaldia*	1	*Cicer*	1

GÉNERO	No. de especies	GÉNERO	No. de especies	GÉNERO	No. de especies
Rumex	6	*Rhadbadenia*	1	*Dalea*	1
Solanum	6	*Chamaedorea*	1	*Eysenhardtia*	1
Chenopodium	5	*Sabal*	1	*Gliricidia*	1
Leucaena	5	*Asclepias*	1	*Mimosa*	1
Xanthosoma	4	*Cinanchum*	1	*Pisum*	1
Galinsoga	4	*Cichorium*	1	*Senna*	1
Porophyllum	4	*Cirsium*	1	*Monarda*	1
Cnidoscolus	4	*Cosmos*	1	*Persea*	1
Phaseolus	4	*Simsia*	1	*Liliaea*	1
Phytolacca	4	*Sonchus*	1	*Diastatea*	1
Bidens	3	*Tagetes*	1	*Lobelia*	1
Rorippa	3	*Taraxacum*	1	*Arthrostema*	1
Manihot	3	*Tridax*	1	*Clidemia*	1
Erythrina	3	*Descurainia*	1	*Anoda*	1
Smilax	3	*Dryopetalon*	1	*Malva*	1
Tauschia	2	*Eruca*	1	*Salpianthus*	1
Matelea	2	*Ornithocarpa*	1	*Flaxinus*	1
Lactuca	2	*Sisymbrium*	1	*Lopezia*	1
Anredera	2	*Acanthocereus*	1	*Oenothera*	1
Lepidium	2	*Hylocereus*	1	*Polygonum*	1
Raphanus	2	*Beta*	1	*Calandrina*	1
Medicago	2	*Spinacia*	1	*Portulaca*	1
Phacelia	2	*Suaeda*	1	*Calceolaria*	1
Morus	2	*Commelina*	1	*Mimulus*	1
Boerhavia	2	*Tinantia*	1	*Cestrum*	1
Piper	2	*Marremia*	1	*Jaltomata*	1
Talinum	2	*Capparis*	1	*Lycianthes*	1
Capsicum	2	*Cleome*	1	*Physalis*	1
Jacobinia	1	*Polanisia*	1	*Witheringia*	1
Allium	1	*Drymaria*	1	*Byttneria*	1
Chamissoa	1	*Stellaria*	1	*Pilea*	1
Melothria	1	*Echinopepon*	1	*Urtica*	1
Hybanthus	1				

Fuente: Solís *et al.*, 2017.

Entre los quelites más populares se encuentran:

Los quintoniles (*Amaranthus* spp.), la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.), el pápalo (*Porophyllum macrocephalum* D.C), el quelite cenizo (*Chenopodium berlandieri Moq*.), el romerito (*Suaeda edulis* Flores Olv. & Noguez), el huauzontle (*Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*), la hierba mora (*Solanum americanum* Mill.), el epazote (*Dysphania ambrosioides*), el alache (*Anoda cristata* (L.) Schltdl.), el jaltomate (*Jaltomata procumbens* (Cav.) J. L. Gentry), la lentejilla (*Lepidium virginicum* L.), el amolquilite (*Phytolacca icosandra* L.), los chepiles (*Crotalaria* spp.), la chaya (*Cnidoscolus aconitifolius I*.M. Johnst.), la lengua de vaca (*Rumex crispus* L.) y la hoja santa (*Piper auritum* Kunth), entre otras.

Las especies mencionadas comparten algunas características taxonómicas como:

Subreino (Tracheobionta)

Superdivisión (Spermatophyta)

División ((Magnoliophyta)

Clase (Magnoliopsida)

Sin embargo, la subclase y orden varían según la especie (Cuadro 2).

Cuadro 2. Subclase y orden de algunos quelites.

Quelite	Subclase	Orden
Pápalo	Asteridae	Asterales
Romerito Huazontle Epazote Quintonil Quelite cenizo Verdolaga	Caryophyllidae	Caryophyllales
Alaches	Dillenidae	Malvales
Chaya	Rosidae	Euphorbiales
Hoja santa	Magnoliidae	Piperales
Chepil	Rosidae	Fabales

4. Crecimiento y desarrollo

El nivel de manejo de los quelites varía dependiendo de la especie y el lugar donde crecen. Muchos de ellos son a) recolectados sin mayor cuidado por parte del hombre que la recolecta para su aprovechamiento, b) tolerados: cuando brotan espontáneamente en el terreno de cultivo y son aprovechados; c) fomentados: cuando se implementan acciones directas e indirectas tendientes a favorecer la densidad de población y su disponibilidad, d) sembrados en cultivos múltiples o en monocultivos y e) otras son ya especies domesticadas.

Muchos de los quelites sobre todo los de mayor distribución y aprovechamiento son especies arvenses que crecen en diversos agroecosistemas con diferente grado de manejo y silvestres cuando son producto de recolecta en la vegetación natural.

Los agroecosistemas en que se ha registrado aprovechamiento de quelites son las milpas, los chilares, frijolares, cafetales, potreros y huertos familiares, también se utilizan algunas especies que provienen de la vegetación secundaria.

El manejo y aprovechamiento que los productores efectúan a las plantas de quelites está integrado y relacionado directamente con el ciclo biológico y la producción del cultivo principal en el cual se desarrollan, sin que sean consideradas como dañinas para el cultivo, al menos durante un tiempo.

La estrategia de manejo de quelites se basa en mantener sus poblaciones en niveles que no ocasionen problemas al cultivo en el que se desarrollan, los productores controlan la densidad poblacional tal que no compita en tiempo y espacio para no perturbar el desarrollo y producción del cultivo principal.

Cuando los quelites son manejados como cultivos pueden sembrarse en sistemas agrícolas tradicionales bajo un esquema de policultivo como los quintoniles y el pápalo que se siembran en chilares del Norte de Puebla. En este caso los chilares se siembran en terrenos que se han mantenido en barbecho por tres años y luego desmontados y quemados, en este agroecosistema si se cosecha la semilla de

los quelites ya que no se acostumbra a sembrar un mismo terreno por dos ciclos continuos, las plantas productoras de semilla son arrancadas y resguardadas hasta el sucesivo ciclo agrícola, momento en que se siembran al voleo en el terreno dispuesto para chilar (Castro, 2000) (Figura 5).



Figura 5. Quelites en chilar.

Otra forma de manejo bajo sistemas de policultivo son las milpas en donde el manejo es intensivo e incluye dejar en el terreno al momento de hacer las escardas las plantas de diversos quelites como los quintoniles, cenizos y lenguas a que alcancen su madurez reproductiva para que actúen como plantas madre y así asegurar la presencia de semilla en los terrenos de labor a partir de las cuales germinarán nuevos individuos en el siguiente ciclo agrícola.

En los últimos años algunas especies de quelites que solo tenían importancia local, están siendo producidas como monocultivo para satisfacer la demanda de las grandes ciudades e incluso el extranjero, debido a las recomendaciones de tener una dieta más balanceada y a la presencia de connacionales en el extranjero que gustan de los sabores tradicionales de su tierra (Cuadro 3) (Figura 6).

Cuadro 3. Quelites producidos como monocultivo.

Quelite		Estado de Producción
Pápalo Pipicha Chepiche	*Porophyllum* spp.	Oaxaca Puebla
Verdolaga	*Portulaca oleracea*	Ciudad de México Morelos Estado de México Baja California
Romerito	*Suaeda nigra*	Ciudad de México
Quelite de Chual	*Chenopodium* sp.	Estado de México
Chepil	*Crotalaria* spp.	Oaxaca Chiapas
Alaches	*Anoda cristata*	Puebla
Quintoniles	*Amaranthus* spp.	Puebla
Nabo	*Brassica rapa*	Chiapas

Fuente: Basurto, 2011.



Quintonil Pipicha Quelite de Chual

Figura 6. Quelites sembrados en monocultivo.

El pápalo, huauzontle, quelite y pipicha que se siembran en monocultivo tienen importancia económica y son reportadas en los censos agrícolas (Figura 7).

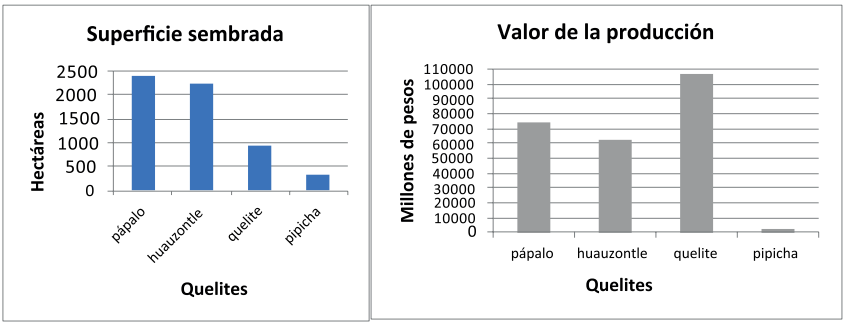


Figura 7. Promedio de la superficie sembrada y valor de la producción de cuatro especies de quelites; periodo correspondiente del 2013-2018 (SIAP, 2020).

Un ejemplo de la producción de quelites en monocultivo es el quintonil (*Amaranthus* spp.) en los municipios de Jonotla y Tuzamapan en el Norte de Puebla (Mapes, *et al*, 2012). En este caso la siembra se lleva a cabo en cualquier época del año, el cultivo inicia formando camellones de 80 cm de ancho por 5 hasta 10 m de largo con tierra combinada con composta de pulpa de café. Previo a la siembra, la semilla se mezcla con "abono" (composta de pulpa de café) medio puño de semilla de quintonil se mezcla con 1 L de "abono", esta mezcla alcanza para sembrar una distancia de 4 m. La mezcla de semillas se siembra al voleo por los camellones. Después de 15-20 d se lleva a cabo el primer deshierbe el cual se realiza mensualmente de forma manual. Al mes de la siembra se efectúa la primera cosecha arrancando plántulas con su raíz o trozándolas para que retoñen posteriormente. Los retoños se cortan cada 15 d llegando a obtener hasta cinco cosechas en los tres meses que dura la cosecha, antes que las plantas inicien la floración.

La semilla que se utiliza para la siembra procede de plantas grandes y bien desarrolladas que se dejan en el terreno de cultivo a que alcancen su madurez reproductiva (5 o 6 meses ds.), cuando la semilla madura se cortan las inflorescencias y se transportan a la casa del productor para que sequen antes de separar la semilla.

La limpieza de semillas se lleva a cabo golpeando y sacudiendo las espigas dentro de un costal, posteriormente se deposita el contenido en un plástico para retirar los trozos de panoja grandes y con ayuda del viento y un colador la semilla se va concentrando limpia.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

La calidad del producto cosechado es determinada por un conjunto de condiciones prevalecientes durante la etapa de producción de éste. Dichas condiciones de precosecha definen la calidad del producto al momento de la cosecha.

En el desarrollo de los quelites existen factores culturales y climáticos que pueden afectar su producción y la calidad de la cosecha.

Factores culturales: El manejo que el productor aplica a las especies de quelites sembradas en policultivo y monocultivo consistente en siembra al voleo propicia que no se controle la densidad de plantación, aunque se asegura una producción abundante, la calidad puede sufrir una pérdida debido a una escasa iluminación y un insuficiente aporte nutritivo por la competencia intra e interespecífica dentro del microclima en el que se desarrollan las plantas de quelites. Además, los cortes o cosechas continuas, mantiene a las plantas en un estrés constante.

Factores climáticos: Las condiciones ambientales cambiantes dentro del agroecosistema son de gran importancia para la producción, y es uno de los factores más difíciles de modificar, ya que dependen de elementos difícilmente controlables por el hombre, como la intensidad de luz y temperatura, la alta o baja humedad relativa propician la presencia de plagas y dañan seriamente la producción de quelites, las granizadas y heladas deterioran severamente tanto la producción como la apariencia de las hojas (Figura 8).



Hojas de frijol Hierba mora

Figura 8. Quelites dañados por plagas.

6. Madurez, calidad e Índices de cosecha

Los quelites se aprovechan cuando la planta esta tierna por medio del corte de ramas, tallos y retoños. Este aprovechamiento se termina cuando las plantas presentan flores o inflorescencias ya que a decir de los consumidores su sabor y textura cambia haciéndose amargos y fibrosos.

La cosecha de quelites se realiza manualmente en forma selectiva con base al tamaño, doblando totalmente el tallo de la planta, un primer corte se efectúa cuando la planta adquiere una altura de 15 cm, los cortes posteriores se efectúan en las ramas tiernas que produce la planta, pero se dejan algunas de ellas sin cortar para que produzca semilla (Figura 9).

Al momento de la cosecha los quelites se transportan a la casa del productor envueltos en plástico y para su venta se agrupan en manojos o montones.

El principal concepto de calidad del producto cosechado es que los quelites estén tiernos, libres de manchas u orificios provocados por plagas.



Figura 9. Quelites cosechados.

Algunos quelites se aprovechan como plántulas que son arrancadas de raíz, tal es el caso del quintonil (*Amaranthus* spp.), de los chivitos (*Calandrinia micrantha* Schltdl.), en otras especies se consumen las flores tiernas por ejemplo el colorín (*Erythrina americana* Mill.), la lámina foliar sin nervadura como el paxnikak (*Xanthosoma robustum* Schott), los peciolos de las hojas en el caso de los xocoyolis (*Begonia* spp.) (Figura 10).



Figura 10. Varios quelites.

En algunas plantas domesticadas lo que se cosecha para consumo como quelite son las puntas tiernas, por ejemplo, las guías de calabaza (*Cucurbita* spp.), las guías de chayote (*Sechium edule* Sw.), el quelite de frijol (*Phaseolus coccineus* L. y *P. dumosus* Macfad.) y las guías de alverjón (*Pisum sativum* L.) (Figura 11).



Figura 11. Quelites de algunas plantas domesticadas.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

Las hortalizas frescas como los quelites son alimentos perecederos porque tienen tendencias inherentes a deteriorarse por razones fisiológicas y por problemas fitosanitarios. Por lo que después de su cosecha es necesario conservar un buen aspecto, sus propiedades sensoriales y nutricionales para ser atractivas al consumidor y así estimular su consumo.

Existen algunos factores postcosecha que se presentan en los quelites en cualquier etapa del proceso de comercialización que provoca una devaluación comercial para el mercado de consumo. Estos factores son:

Transpiración:

Los quelites contienen un 75 % de agua por lo cual son muy susceptibles a la deshidratación. La merma de agua es una de las causas principales de su deterioro, dando como consecuencia no solamente pérdidas cuantitativas directas (pérdida de peso vendible), sino también cambio en la apariencia (marchitamiento, manchas superficiales y deshidratación), la calidad de la textura (ablandamiento, flacidez, pérdida de jugosidad) y en la calidad del sabor, así como su valor nutricional.

Para disminuir en cierta medida la deshidratación los vendedores de quelites que llevan su producto a vender a los mercados ubicados relativamente cerca de la zona de producción, generalmente cortan su producto un día antes de su venta durante la tarde como a las cinco de la tarde, cuando el sol ya no es tan intenso, ya que si se cortan a pleno sol, a decir de los productores los quelites “se marchitan y pierden fuerza”, “cambian de sabor”, “se agrian” o se “calientan” y no deben comerse en este estado ya que pueden provocar inflamación estomacal o diarrea. El producto de la cosecha se envuelve en plástico y se transporta a la unidad familiar, en donde los quelites se colocan en cubetas con agua “como si fueran flores”, se dejan serenar toda la noche y al siguiente día se acomodan dentro de huacales o canastos para su venta. Algunos vendedores prefieren cosechar el mismo día de

la venta, muy temprano a las 5:00 o 6:00 de la mañana y posteriormente trasladarse al mercado para realizar la venta (Castro *et al.,* 2011a).

Daños por calor:

Es inducido por la exposición a temperaturas elevadas, lo que se observa en los quelites es un ablandamiento excesivo. Cuando los quelites se transportan para su venta, en ocasiones se colocan en bolsas de plástico dentro de la cajuela del transporte, lo que genera un calentamiento del producto.

Daños mecánicos:

Los daños mecánicos no son solamente desagradables a la vista, sino que también aceleran la pérdida de agua. Son ocasionados por la compresión de los quelites al ser empacados para su transportación, en ocasiones se saturan las bolsas en las que son transportados, provocando magulladuras.

También se producen daños mecánicos por una serie de excesivas manipulaciones que recibe el producto desde la cosecha hasta la venta, lo que genera la pérdida de agua, cambio de sabor en las partes dañadas, promoción de reacciones químicas y enzimáticas, asimismo facilita la proliferación de microorganismos debido a la disposición de agua y nutrientes reduciendo la vida útil y decremento en la calidad de los productos.

Microorganismos:

Los quelites son susceptibles a la alteración microbiana causada principalmente por hongos y bacterias acaecidas durante la recolección y transporte, causando podredumbres blandas y manchas, esto se origina principalmente cuando hay almacenamientos prolongados a temperaturas elevadas y/o condiciones de humedad elevada, lo anterior se observa cuando los quelites se expenden en condiciones de refrigeración con un exceso de agua para dar una apariencia de frescura y también cuando son rociados con una gran cantidad de agua para evitar su deshidratación por exposición al sol durante su venta.

8. Tecnologías para la conservación

Los quelites habitualmente se consumen en fresco para su consumo inmediato, generalmente su temporada de aprovechamiento está limitada a la época de lluvias, por lo que para extender el tiempo de consumo, en algunos estados del país se preparan en salmuera para consumirlos en otras épocas del año cuando no están disponibles, tal es el caso de la verdolaga y la flor de calabaza (Figura 12).



Figura 12. Quelites en conserva.

La deshidratación es otra forma de conservación de los quelites practicada por los rarámuris en la Sierra Tarahumara y en los estados de Tabasco, Chiapas y Oaxaca.

En la Sierra Tarahumara la mayoría de los quelites se secan (pasan) para tenerlos disponibles y consumirlos todo el año. Los quelites se cosechan y se ponen en el techo de las casas de los productores, en carretillas o en recipientes como los "guares" que son canastos confeccionados localmente. El material cosechado se expone directamente al sol, lo que se denomina secado a cielo abierto. Algunas personas cuelgan los quelites en la cocina arriba del fogón para su secado (Figura 13).

En los estados de Tabasco, Oaxaca y Chiapas también se realiza el deshidratado a cielo abierto a nivel familiar, sin embargo, para cubrir la demanda del mercado e incursionar en la exportación se han formado microempresas en las que el secado de quelites se realiza en deshidratadores, una vez deshidratados, los quelites se empaquetan,

etiquetan y se expenden en tiendas de artesanías o en línea. Se pueden encontrar a la venta quelites como la chaya, chipilín, hoja santa, cebollín, cilantro y perejil criollo.



Figura 13. Quelites deshidratados (Chihuahua). a) Basiáwari (*Arracacia edulis*), b) quelite de agua (*Amaranthus retroflexus*), c) flor de calabaza (*Cucurbita pepo*).

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

La gran cantidad de especies de quelites y su particular composición da como resultado un gran aporte nutricional a la comida tradicional. Los quelites aportan nutrimentos en mayor cantidad y calidad que otras verduras introducidas, contienen vitaminas (A, C, riboflavina, tiamina y niacina), minerales (calcio, potasio, magnesio, fósforo, hierro, sodio y zinc), proteínas y aminoácidos, asimismo son fuente de compuestos bioactivos, como los ácidos grasos poliinsaturados de las series n-3 y n-6, ácidos fenólicos (ácido cafeico, ferúlico) y flavonoides (quercetina, kaempferol, espinacetina), carotenoides, ácido α-linolénico y betalainas, que presentan elevada actividad antioxidante (Morales de León

et al., 2013; Conde y Guerrero, 2014; Velázquez-Ibarra *et al.*, 2016; Román-Cortes *et al.*, 2018; Santiago-Sáenz *et al.*, 2019) (Cuadro 4 y 5).

Cuadro 4. Análisis químico proximal de especies de quelites (g/100 g).

Especie	Nombre común	Humedad	Cenizas	Extracto etéreo	Proteína	Fibra	CH
Amaranthus cruentus	quintonil blanco	4.7	25.0	0.9	24.2	11.2	34.0
A. hypochondriacus (recio)	quintonil rojo	6.9	19.9	4.8	19.1	14.0	35.3
A. hypochondriacus (tierno)	quintonil rojo	6.1	25.4	2.9	24.3	14.1	27.2
Begonia barkerii	xocoyoli	2.5	18.2	1.4	11.7	20.2	46.0
Brassica rapa	nabo	7.3	14.3	3.0	32.0	15.3	28.1
Cyclanthera langaei	cincoquelilte	5.8	20.2	3.2	20.4	24.0	26.4
C. ribiflora	huihuila	5.6	25.5	2.1	16.9	33.2	16.7
Chenopodium berlandieri	quelite cenizo	4.0	28.4	1.9	24.6	11.3	29.8
Erythrina americana	colorín	4.6	9.4	1.8	34.8	16.1	33.3
E. caribaea	gasparo	4.7	10.1	2.0	27.9	19.1	36.2
Jaltomata procumbens	xaltotompe	4.0	15.2	2.4	30.8	13.2	34.4
Persea americana	aguacate (hoja)	5.0	6.2	2.4	18.9	17.9	49.6
Phaseolus dumosus (guias)	frijol gordo	4.3	8.3	2.5	34.4	13.3	37.2
P. dumosus (plántula)	frijol gordo	2.6	13.7	1.4	27.8	17.1	37.4
Phytolacca icosandra	amolquilit	4.2	20.1	1.7	24.9	13.8	35.3
Piper auritum	omequelite	4.4	12.1	2.1	29.8	11.9	39.7
Pisum sativum	guía de alverjón	3.3	10.3	3.5	46.6	14.2	22.1
Porophyllum macrocephalum	pápalo	4.0	14.0	2.2	23.1	16.0	40.7
Rumex crispus	lengua de vaca	8.3	17.8	3.1	22.5	14.7	33.6
Sechium edule	guía de chayote	4.3	14.7	1.2	33.4	18.2	28.2
Solanum americanum	hierbamora	3.3	14.1	1.5	27.9	18.5	34.7
Tinantia erecta	pata de gallo	4.1	17.9	1.8	22.8	15.7	37.7
Xanthosama robustum	mafafa	4.6	12.2	8.6	30.4	17.8	26.4
Chenopodium berlandieri subsp. nuttalliae	huauzontle	3.8	17.3	2.8	23.1	16.9	26.8
Taraxacum officinale	diente de león			3.5	14.3	0.29	
Calandrinia micrantha	chivitos			4.48	25.9	16.8	
Oxalis latifolia	agrito			11.06	21.15	15.0	
Hydrocotyle ranunculoides	malacote			7.01	18.2	14.0	
Malva neglecta	malva			9.25	15.01	20.0	

Fuente: (Mera *et al.*, 2003; Velázquez-Ibarra *et al.*, 2016; Román-Cortés *et al.*, 2018).

Cuadro 5. Vitaminas y minerales de especies de quelites (mg/100 g).

ESPECIE	NOMBRE COMÚN	Ca	K	Mg	P	Vitamina A	Vitamina C
Amaranthus cruentus	quintonil blanco	3120.1	1908.4	600.3	150.0	1058.0	1.5
A. hypochondriacus (recio)	quintonil rojo	2411.7	4238.4	351.8	329.7	---	---
A. hypochondriacus (tierno)	quintonil rojo	2359.0	2609.1	589.6	---	---	---
Begonia barkerii	agrios	1139.2	1709.5	373.7	---	20.8	1.9
Brassica rapa	nabo	3045.2	1524.8	250.1	138.0	60.2	2.0
Cyclanthera langaei	cincoquelilte	3274.2	1813.3	157.6	---	---	---
C. ribiflora	huihuila	1724.8	2129.1	163.4	---	1243.8	3.0
Chenopodium berlandieri	Quelite cenizo	3097.7	6733.5	314.5	159.0	---	---
Erythrina americana	colorín	646.3	3967.7	311.2	---	---	4.6
E. caribaea	gasparo	1021.8	3263.8	211.0	---	---	4.2
Jaltomata procumbens	xaltotompe	1462.6	5963.6	384.0	---	---	4.4
Persea americana	aguacate (hoja)	881.2	2014.2	228.7	---	---	2.75
Phaseolus dumosus (guias)	frijol gordo	1324.0	1916.1	209.0	---	2697.6	1.5
Phytolacca icosandra	amolquilit	1057.3	1983.9	399.4	---	1586.4	2.1
Piper auritum	omequelite	693.7	4912.8	459.2	---	---	2.7
Pisum sativum	guia de alverjón	332.6	2562.2	230.7	---	472.3	6.3
Porophyllum macrocephalum	pápalo	3717.3	1165.9	387.2	131.0	1951.2	1.6
Rumex crispus	Lengua de vaca	704.5	4672.8	317.8	131.0	---	---
Sechium edule	Guía de chayote	430.3	1649.4	331.8	---	995.6	1.5
Solanum americanum	hierbamora	2383.6	2018.3	433.3	---	960.6	7.3
Tinantia erecta	Pata de gallo	1187.5	1525.4	302.4	---	---	---
Xanthosama robustum	paxnikak	947.3	1846.2	270.9	---	---	---
Chenopodium berlandieri subsp. nuttalliae	Huauzontle	504.8	1862.3	463.8	193.0	---	---

Fuente: (Mera *et al.*, 2003; Morales de León *et al.*, 2013; Román-Cortés *et al.*, 2018).

Los quelites aportan variabilidad a la dieta y beneficios a la salud, su consumo habitual se ha relacionado con efectos antitumorales, antihiperlipidémicos y antidiabéticos, su aprovechamiento permite aumentar las fuentes de fibra en la dieta, beneficiando la salud de la población, tanto en el tracto digestivo como previniendo enfermedades cardiovasculares, la obesidad y el sobrepeso, problemas graves de salud.

La mayoría de los quelites consumidos tradicionalmente por la población mexicana son muy nutritivos, por lo que es importante darlos a conocer y preservar su uso.

10. Importancia económica

El valor económico de los quelites está relacionado principalmente por su uso alimenticio ya que son especies con gran valor en la cocina tradicional con un alto aporte nutricional y en compuestos funcionales.

En las estadísticas de producción nacional reportadas por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), se encontraron datos para cuatro especies de quelites: pápalo (*Porophyllum macrocephallum*), pipicha (*P. tagetoides*), huauzontle (*Chenopodium berlandieri* subsp. *nuttalliae*) y el quelite (*Amaranthus* spp.). Reportando su producción en los estados de Puebla, Guerrero, Morelos, Tlaxcala, Sonora y Baja California, siendo Puebla el estado más importante para su producción ya que en este estado se producen los cuatro quelites reportados (Cuadro 6).

Cuadro 6. Entidades productoras de quelites.

QUELITES			
PAPALO	**HUAUZONTLE**	**PIPICHA**	**QUELITE**
Puebla	Puebla	Puebla	Puebla
Guerrero	Guerrero		Sonora
Morelos	Tlaxcala		Baja California

Fuente: SIAP, 2020.

En el cuadro 7, se presenta el promedio de superficie sembrada, producción y valor de la producción de cuatro especies de quelites del año 2013 al 2018. Se encuentra que el quelite es el que tiene mayor valor de producción ya que con solo 954 ha sembradas alcanza más de ciento siete mil millones de pesos. En comparación el pápalo cuya superficie sembrada y producción son mayores que las del quelite, pero el valor de su producción es menor.

Cuadro 7. Promedio de la superficie sembrada, producción y valor de producción de cuatro especies de quelites; periodo correspondiente del año 2013 al 2018.

Quelite	Superficie sembrada (ha)	Producción (t/ha)	Valor de producción (millones de pesos MDP)
Pápalo	2,424.53	34,267.78	73,869.55
Huauzontle	2,249.57	22,895.90	62,484.61
Quelite	954.00	11,512.82	107,307.66
Pipicha	330.00	1,367.47	2,431.14

Fuente: SIAP, 2020.

En la estadística anterior no se toma en cuenta la obtención de quelites cuyo sistema de cultivo no es intensivo, sino que se cultiva a pequeña escala en los solares, huertos familiares o en un fragmento de la milpa, en estos sitios el destino de la producción es para autoabasto, comercialización en mercados locales o casa por casa (Figura 14).

En general los quelites se consideran alimentos de poco valor monetario, tanto por la poca área cosechada, como por el importe de la cosecha; sin embargo, son alimentos con gran valía social y de identidad nacional. Solo hay que visitar los mercados nacionales y tianguis para corroborar la variedad de quelites que se encuentran a la venta, contribuyendo a la dieta con diferentes aromas, colores y sabores (Manzanero-Medina, 2020). Es de esperarse una demanda creciente en su producción por sus aportes nutricionales y por las propuestas alimentarias de consumir alimentos no procesados y el procurar una dieta balanceada.

11. Usos potenciales

El uso de los quelites es polifacético ya que aparte de su uso alimenticio pueden ser utilizados como medicina, forraje, plantas de ornato, como plaguicidas vegetales, también pueden ser empleados como fotoprotectores, en el control de agentes postcosecha, en la remediación de suelos contaminados por metales pesados y para extracción de esencias y aceites.

11.1 Uso Alimenticio

El uso más común de los quelites es como alimento, se catalogan dentro del grupo de las verduras. En diferentes tipos de quelites se ha cotejado la presencia de diversos nutrimentos, como vitaminas, minerales, antioxidantes, ácidos grasos precursores de omegas. Por su contribución nutrimental son una importante opción para enriquecer la dieta y un recurso potencial para la seguridad alimentaria.

En la cocina tradicional los quelites juegan un papel muy importante ya que generalmente son el plato fuerte llegándose a elaborar platillos muy variados y elaborados (Castro *et al*., 2005, Castro *et al*., 2011b; Linares *et al.,* 2017). Por su gran diversidad, su uso tradicional y ancestral son un ingrediente indispensable en la cocina mexicana que contribuye a enaltecerla y a revivir las tradiciones culinarias.

Aunado al consumo de hojas y tallos, varias especies de quelites son recursos con potencial de mercado en la producción de germinados que hoy en día cobran una gran relevancia por el buen balance dietético, composición química y contenido de vitaminas. Se ha visto que la presencia de nutracéuticos como antioxidantes (Cav *et al*., 1996) y fitoestrógenos en germinados de algunas especies como la alfalfa, huauzontle y quintonil aportan a los consumidores mecanismos de defensa endógeno de una manera natural (Kurtzer y Xu, 1997; Takaya *et al*., 2003, Zhu *et al*., 2005; Barrón-Yánez, *et al*. 2009).

11.2 Uso medicinal

Concomitante al uso comestible, algunas especies de quelites se emplean como medicinales, en general el uso medicinal de los quelites es el segundo más importante después del uso comestible.

La mayoría de los quelites son nutraceúticos ya que tienen la capacidad no solo de proveer macronutrimentos, sino de ejercer alguna influencia positiva en la salud a través de algunos de sus compuestos (Pérez, 2006).

En la bibliografía existen diversos estudios que reportan el alto potencial fitoquímico y farmacológico de diversos quelites al reconocerles diferentes propiedades medicinales: como antioxidantes, anticancerígenos, hipoglucemiantes, hipocolesterómicos, antiinflamatorios y con actividad hepatoprotectora, con propiedades vermicidas, antifúngica, antibacteriana, antimicrobianas, inmunoestimulantes y neuroprotectores. (Guzmán, 2009; Conde-Hernández y Guerrero-Beltrán, 2014; Salome-Abarca *et al*., 2015; Valenzuela *et al.,* 2015; Sikarwar *et al*., 2017; Sharma *et al.,* 2017; Román-Cortés *et al.,* 2018; Santiago-Sáenz *et al*., 2019).

11.3 Control de agentes postcosecha

También se ha comprobado la eficacia de algunos quelites con propiedades antifúngicas que pueden ser empleados en el control de agentes postcosecha que afectan a cultivos de interés económico como el higo, papaya, jitomate y chile.

Arciniega (2017) evaluó las propiedades antifúngicas de extractos vegetales de pápalo y hoja santa adicionados en recubrimiento comestible a base de mucílago de nopal para controlar las enfermedades ocasionadas por *Fusarium*, *Aspergillus* y *Alternaria* y así alargar la vida útil en higo. Se concluyó que el empleo de los extractos de los quelites mencionados fue efectivo para el control de los hongos pudiendo aplicarse como recubrimientos comestibles en frutas y vegetales.

También se ha evaluado el efecto de extractos de hojas de epazote sobre la inhibición del crecimiento micelial de diversos hongos que afectan a la papaya, jitomate y chile (Cabrera y Rivera, 2015) encontrando una posible aplicación en el control de enfermedades postcosecha al comprobar que el extracto de epazote tiene un efecto antifúngico importante.

11.4 Remediación de suelos contaminados con metales pesados

Algunas especies de quelites son utilizadas para la recuperación de suelos contaminados por metales pesados, metaloides y otros contaminantes. Ebs *et al*. (1997), estudió 300 especies vegetales con capacidad acumuladora de elementos potencialmente tóxicos. Especies de *Brassica* fueron las más efectivas para remover Zn.

Otras plantas que tienen capacidad para acumular elementos potencialmente tóxicos son la alfalfa y el amaranto (Wenzel *et al*., 1999, citado por González-Chávez, 2005).

Ortíz-Cano (2009), evaluó la capacidad extractora de Plomo y Cadmio del quelite (*Amaranthus hybridus* L.), encontrando que *A. hybridus* tiene la capacidad de aglutinar en sus tejidos plomo y cadmio al desarrollarse en suelos contaminados conforme aumenta la edad de la planta, por lo que esta especie tiene potencial para la remediación de suelos contaminados con esos metales pesados.

Por último, Tello en 2018 reporta que *Amaranthus caudatus* tiene un comportamiento acumulador y es una especie eficaz para extraer plomo en suelos contaminados.

11.5. Plaguicidas vegetales

El pápalo es un quelite que tiene gran poder como insecticida, contiene una gran concentración de aceites esenciales de olor fuerte en glándulas ubicadas en sus hojas, en Sinaloa y Oaxaca también se le llama matapiojo y hierba del zancudo. (Vázquez, 1991; Loayza *et al*., 1999).

Contiene terpenos como el limoneno el cual aleja a la hormiga "corta hojas" (*Atta cephalota*) y el mirceno que es tóxico para el escarabajo del pino (*Dendroctonus brevicomis*) (Guillet, 1997).

En el norte de Puebla los productores siembran pápalo alrededor de las parcelas de chile (*Capsicum annuum* L.) también lo pueden intercalan en hileras para ahuyentar diversas plagas (Castro *et al*., 2011c).

En el estado de Hidalgo se ha registrado el uso plaguicida de algunos quelites como *Chenopodium ambrosioides* (epazote), *Phytolacca icosandra* y *Xanthosoma robustum* (Villavicencio y Pérez, 2006).

11.6. Actividad Fotoprotectora

De la Rosa *et al*. (2008) evaluaron el factor de protección solar en extractos acuosos de dos especies de quelites (pápalo *Porophyllum ruderale* y totomoxquilit *Sonchus oleraceus*, entre otras plantas. Se realizó el análisis espectral de los extractos en una concentración del 10 % (masa de planta triturada / volumen de agua) demostraron que los extractos promueven la fotoprotección en las regiones, tanto UV-A y UV-B, con un factor de protección solar de alrededor de 6 para *Sonchus*, y 5 para *Porophylum*. Por lo que, se propone que los extractos estudiados potencialmente pueden usarse en la producción de fitocosméticos con aplicación fotoprotectora, tomando en cuenta la baja concentración de extracto utilizada para este estudio.

Tobar (2016) comprobó la presencia de tres compuestos kaempferol-3-O-gentobioside, kaempferol-3,7-O-dirhamnósido, e isorhamnetin-3-O-glucósido como responsables de la actividad fotoprotectora de *Chenopodium murale*, planta consumida en México como quelite, cuyo nombre común es nixcocoquelite.

12. Conclusiones

El potencial que tienen los quelites como recursos fitogenéticos para la alimentación es de suma importancia ya que son parientes de varias especies cultivadas y domesticadas, por su plasticidad feno y genotípica y por estar sometidos a procesos de evolución hacia la domesticación.

Los quelites ofrecen un camino sostenible para una agricultura diversa ya que su presencia en policultivos representa para los productores y sus familias un recurso que proporciona alimento y recursos monetarios previos a la cosecha del cultivo principal, contribuyendo también a mejorar la calidad del suelo, prevenir la erosión y reducir la incidencia de plagas.

Los quelites pueden contribuir a solucionar problemas de desnutrición y a corregir las carencias de una alimentación, basada principalmente en alimentos procesados, ya que aportan nutrimentos en mayor cantidad y calidad que otras verduras introducidas, contienen vitaminas, minerales, proteínas y compuestos bioactivos, agregando variabilidad a la dieta y beneficios a la salud, su aprovechamiento permite incrementar las fuentes de fibra en la dieta, con un fuerte impacto en la salud de la población, ya sea en el tracto digestivo o en la prevención de enfermedades cardiovasculares y sobrepeso, problemas de salud graves a nivel nacional.

Los quelites forman parte esencial e integral de la cultura mexicana, son un elemento muy importante en la gastronomía tradicional y con tendencia de uso actual en la cocina mexicana para recuperar tradiciones culinarias, sin embargo es necesario realizar investigación en la selección y caracterización de genotipos, en los procesos de domesticación, y producción intensiva, requerimientos postcosecha y comercialización, para que los quelites constituyan una alternativa en los mercados de alimentos mínimamente procesados y orgánicos.

Los quelites albergan tradición e historia por lo que es importante su revalorización y preservar su uso considerarlos en los programas de autosuficiencia alimentaria.

13. Bibliografía

Acuña, R., 1982-1988. Relaciones geográficas del Siglo XVI. 10 volúmenes. Dirección General de Publicaciones. UNAM. México.

Arciniega, V. D., 2017. Mucílago de nopal adicionado con extractos de hoja santa, manzanilla y pápalo para el control de hongos postcose-

cha del higo. Tesis Profesional. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, Universidad Nacional Autónoma de México. Cuautitlán Izcalli, Estado de México. 95 p.

Barrón-Yánez, M.R., Villanueva-Verduzco, C., García-Mateos, M.R., Colinas-León, M.T., 2009. Valor nutricio y contenido de saponinas en germinados de huauzontle (*Chenopodium nuttalliae* Saff.), Calabacita (*Cucurbita pepo* L.), Canola (*Brassica napus* L.) y Amaranto (*Amaranthus leucocarpus* S. Watson syn. *hypochondriacus* L. Revista Chapingo, Serie Horticultura. 15(3): 237-243.

Basurto, P. F., 2011. Los quelites de México: Especies de uso actual en: Universidad Nacional Autónoma de México. Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria. Distrito Federal, pp. 23-45.

Bye, B.R., 1981. "Ethnoecology of edible greens-past, present, and future". Journal of Ethnobiology. 1(1), 109-123.

Cabrera, C. S., Rivera, R. R., 2015. Aplicación de extracto de epazote para el control de hongos causantes de enfermedades postcosecha en papaya, jitomate y chile. Tesis profesional. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, Universidad Nacional Autónoma de México. Cuautitlán Izcalli, Estado de México. 176 p.

Castro, D., 2000. Etnobotánica y papel económico de cuatro especies de quelites en Tuxtla, Zapotitlán, Puebla. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F.

Castro, D, Alvarado R., Evangelista V., 2005. Recetario de quelites de la Sierra Norte de Puebla. Instituto de Biología, UNAM y CONABIO. México, DF. 109 p.

Castro, L. D., Basurto, F., Bye R., 2011a. Etnobotánica de quelites en Tuxtla, comunidad totonaca de la Sierra Norte de Puebla, México en: Universidad Nacional Autónoma de México. Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria. Distrito Federal, pp. 73-82.

Castro, L.D., Bye, R., Mera L., 2011b. Recetario de quelites de la zona centro y sur de México. Instituto de Biología, UNAM. México, DF. 64 p.

Castro, L.D., Bye, R., Mera L., 2011c. Diagnóstico del Pápaloquelite en México. Instituto de Biología, UNAM. 55 p.

Castro-Lara, D., Bye-Boettler R., Basurto-Peña, F., Mera-Ovando L., Rodríguez-Servín J., Álvarez-Vega J., Morales de León J., Caballero-Roque A., 2014. Revalorización, conservación y promoción de quelites: Una tarea conjunta. Agroproductividad, 7(1), 7-12.

Cav, G. H., Sofic, E., Prior, R. L., 1996. Antioxidant capacity of tea and common vegetables. A news extract from. Journal of Agricultural and Food Chemistry 44: 3426-3431.

Conabio.gob.mx/malezasdemexico/2inicio/home-malezas-mexico.htm. Consultado 7 de enero 2020.

Conde-Hernández, L.A., Guerrero-Beltrán, J., 2014. Total phenolics and antioxidant activity of *Piper auritum* and *Porophyllum ruderale*. Food Chemistry. 142(2014) 455-460. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.07.078.

De la Rosa M., De Oliveira T., De Carvalho C., Silva F., De Carvalho L., Nascimento, P., Peres, R., 2008. Estudo espectrofotométrico da atividade fotoprotetora de extractos aquosos de *Achillea millefolium*, *Brassica oleracea* var. capitata, *Cyperus rotundus*, *Plectranthus barbatus*, *Porophyllum ruderale* (jacq.) cass e *Sonchus oleraceus*. Revista Electrónica de Farmacia. V(1): 101-110. https://doi.org/10.5216/ref.v5i1.4620.

Ebs, S.D., Lasat M.M., Brady D.J., Crnish J., Gordon R. y Kochian L.V., 1997. Phytoextraction of cadmium and zinc from a contaminated soil. Journal of Environmental Quality 26: 1424-1430. https://doi.org/10.2134/jeq1997.00472425002600050032x.

González-Chávez M.C., 2005. Recuperación de suelos contaminados con metales pesados utilizando plantas y microorganismos rizosféricos. Terra Latinoamericana. 23(1): 29-37.

Guillet G, F. Lorenzetti, A. Belanger, JT. Arnason, E.A. Bernays., 1997. Production of glands in leaves of *Porophyllum* spp. (Asteraceae): Ecolog-

ical and genetic determinants, and implications for insect herbivores. Journal of Ecology (85) 647-55.

Guzmán, M. A., 2009. Actividad antioxidante y antimicrobiana del aceite esencial y extractos (crudo, acuoso, y etanólico) de Pipicha (*Porophyllum tagetoides*). Tesis Maestría en Ciencias Alimentarias. Universidad Veracruzana. Xalapa, Veracruz. 66 p.

Hernández, F., 1959. Historia natural de Nueva España. Vol. 1 y 2. Tomos II y III obras completas. Universidad Nacional Autónoma de México. México, DF.

Kurtzer, M. S., Xu, X., 1997. Dietary phytoestrogens. Annual Review of Nutrition 17: 353-381.

Linares, E., Bye, R. y Mera L., 2016. Alimentos de la milpa rarámuri y su entorno en: Instituto Chihuahuense de Cultura, Patrimonio Gastronómico de Chihuahua, Chihuahua, 37-50 p.

Linares, E., Bye, R., Ortega, N., Arce, A.E., 2017. Quelites: sabores y saberes del sureste del Estado de México. México, CDMX. UNAM. 90 p.

Loayza, I., de Groot, W., Lorenzo, D., Mondello, L., 1999. Composition of the essential oil of *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass. from Bolivia. Flavour and Fragrance Journal. Universidad de la Republica, Montevideo, Uruguay.14, 393-398. https://doi.org/10.1002/(SICI)1099-1026(199911/12)14:6<393::AID-FFJ849>3.0.CO;2-5.

Manzanero-Medina, G., Vázquez-Dávila M.A., Lustre-Sánchez H., Pérez-Herrera A., 2020. Ethnobatany of food plants (quelites) sold in two traditional markets of Oaxaca, México. South African Journal of Botany. 130(2020) 215-223. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.01.002.

Mapes, S.C., Basurto P., Bautista L., 2012. Manejo y Cultivo de *Amaranthus* spp. Como Quelite en la Sierra Norte de Puebla, México. Universidad Nacional Autónoma de México. 31 p.

Mera, L.M, Alvarado, R., Basurto, F., Bye, R., Castro, D., Evangelista, V., Mapes, C., Martínez, M.A., Molina, N., Saldívar, J., 2003. De quelites me como un taco. Experiencia en educación nutricional. Revista del Jardín Botánico de Cuba. 24(1-2):45-49.

Morales de León J., Bourges H., Vázquez N., 2013. La composición nutrimental de los quelites. Cuadernos de nutrición. 36(1). 26-30.

Ortiz-Cano, H.G., Trejo-Calzada, R, Valdez-Cepeda, R.D., Arreola-Ávila, J. G, Flores-Hernández, A., López-Ariza, B., 2009. Fitoextracción de plomo y cadmio en suelos contaminados usando quelite (*amaranthus hybridus* l.) y micorrizas. Revista Chapingo, Serie Horticultura. 15(2) 161-168.

Pérez, L. H. 2006. Nutracéuticos: componente emergente para el beneficio de la salud. Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar. XL (3) 20-28.

Román- Cortés, N, García-Mateos R., Castillo-González A., Sahagún-Castellanos J., Jiménez-Arellanes A. 2018. Características nutricionales y nutraceúticas de hortalizas de uso ancestral en México, Revista Fitotecnia Mexicana. 41(3), 15-29.

Sahagún, B. 1979. Historia general de las cosas de la Nueva España. Archivo General de la Nación. México, DF.

Salome-Abarca L.F., Cruz C. E., Leyva V. A., Damian N. A., Palemón F. A., Hernández C. E., Vargas A. D., Sánchez C. N. 2015. Biochemical Characterization, Antioxidant and Antibacterial Activity of Aromatic Plants from Guerrero, Mexico. Weber Medicinal Plant Research. 1-2(2015) 1-8.

Santiago-Saenz Y., Hernández-Fuentes A., López-Palestina C., Garrido-Cauich J., Alatorre-Cruz J., Monroy-Torres R. 2019. Importancia nutricional y actividad biológica de los compuestos bioactivos de quelites consumidos en México. Revista chilena de nutrición. 46(5), 593-605. http://doi.org/10.4067/S0717-75182019000500593.

Sharma A., Flores-Vallejo R., Cardoso-Taketa A., Villarreal M., 2017. Antibacterial activities of medicinal plants used in Mexican traditional medicine. Journal of Ethnopharmacology. 208: 264-329. https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.04.045.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), 2020. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. www.gob.mx/siap. Consultado 10 de enero 2020.

Sikarwar I., Dey Y., Wanjari M., Sharma A., Gaidhani S., Jadhav A., 2017. *Chenopodium album* Linn. leaves prevent ethylene glycol-induced urolithiasis in rats. Journal of Ethnopharmacology. 195: 275-282. https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.11.031.

Solís A.G., L. M. Mera O., D. Castro L., L.L. Pinzón L., R. Noguez H., E. Casanova G. & A. R. Méndez V. 2017. Conservación y aprovechamiento sostenible de especies vegetales tradicionales de México. Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas y Universidad Autónoma Chapingo. México. 108 p.

Takaya, Y., Kondo, Y., Furukawa, T., Niwa, M., 2003. Antioxidant constituents of radish sprout (Kaiwarw-daikon), *Raphanus sativus* L. Journal of Agricultural and Food Chemistry 51(27): 8061-8066. https://doi.org/10.1021/jf0346206.

Tello, S.J.L., 2018. Eficiencia del *Amaranthus caudatus* como fitoextractor del plomo en suelos contaminados de los grandes parques de Lima Metropolitana. Tesis Doctora en Ciencias Ambientales. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú. 126 p.

Tobar, M.A.P., 2016. Determinación de la actividad fotoprotectora *in vitro* de los extractos de *Chenopodium murale*. Tesis Profesional, Escuela de Bioquímica y Farmacia, Facultad de Ciencias, Escuela Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador. 69 p.

Valenzuela, S.R, Morales R. E., Verde, S.J., Oranday, C. A., Preciado-Rangel, P., Antonio,G.J., Esparza-Rivera, J.R., 2015. *Cnidoscolus chayamansa* hidropónica orgánica y su capacidad hipoglucemiante, calidad nutraceútica y toxicidad. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 6(4) 815-825.

Vázquez, 1991. Tendencias en el proceso de domesticación del papaloquelite (*Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass. Subsp. Macrocephalum (DC.) R.R. Johnson) Asteraceae). Tesis Maestría en Ciencias. Facultad de Ciencias, UNAM. 153 p.

Velázquez-Ibarra A., Covarrubias-Prieto J., Ramírez-Pimentel G., Aguirre-Mancilla C., Iturriaga de la Fuente G., Raya-Pérez C. 2016. Calidad

nutrimental de quelites mexicanos. Ciencia y Tecnología Agropecuaria de México. 4(2), 1-9.

Villavicencio, M.A., Pérez, B.E., 2006. Plantas útiles del estado de Hidalgo, Vol. 2, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, México. 247 p. www.gob.mx/siap. Consultado 10 de enero de 2020.

Zhu, D., Hettiarachchy, N. S., Horax, R., Chen, P., 2005. Isoflavone contents in germinated soybean seeds. Plant Foods for Human Nutrition 60, 147-151. https://doi.org/10.1007/s11130-005-6931-0.

TEJOCOTE (*Crataegus* spp.)

Carlos A. Núñez Colín[1]

1. Introducción

El género *Crataegus* es uno de los géneros con la taxonomía más complicada por sus distintos problemas reproductivos, este género pertenece a la familia de las Rosaceae subtribu *Pyrinae*, antes la subfamilia Maloideae; está constituido aproximadamente por 140 especies en todo el mundo, dividido en 40 series, de las cuales aproximadamente dos terceras partes se encuentran en Norte América y el resto en Euro Asia. Este género solo se encuentra en el hemisferio norte (Phipps *et al.*, 2003). En México se encuentran 16 especies nativas clasificadas en seis series taxonómicas, de las cuales al menos 9 son endémicas del país (Eggleston, 1909; Phipps, 1997; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011).

El nombre más común en México para especies del género *Crataegus* es el de "Tejocote", derivado del Náhuatl, en la que "te-xocotl" significa fruta agria, silvestre o dura; los Náhuatl le llamaban "texococuahutl", que corresponde al árbol de manzano de las Indias (Cabrera, 1992; Núñez-Colín, 2009a). Desde la época prehispánica en México, el tejocote fue aprovechado por recolección y plantado en solares de los pueblos indígenas, siendo sus frutos empleados para el consumo hu-

[1] Programa de Ingeniería en Biotecnología, División de Ciencias de la Salud e Ingenierías, Universidad de Guanajuato. Mutualismo #303, Col. La Suiza, Celaya Guanajuato, 38060, México.

mano, posteriormente fue objeto de una actividad frutícola organizada (Nieto-Ángel y Borys, 1993; Núñez Colín, 2009a).

Al hablar de tejocote cultivado, se tiene que acotar a sólo dos especies *Crataegus mexicana* DC y *C. gracilior* J. B. Phipps que incluso pueden estar establecidas en la misma huerta (Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011). Recientemente se han generado los primeros registros de cultivares de tejocote (Núñez-Colín *et al*., 2016) aunque estos aún no estén siendo cultivados de manera comercial en las zonas productoras.

La gran diversidad morfológica y bioquímica que presentan los recursos genéticos del género *Crataegus* L. ha generado un sinnúmero de investigaciones al respecto y es por eso por lo que en el presente capítulo tiene como objetivo abordar aspectos como su taxonomía en México, su distribución, las zonas potenciales de cultivo, su situación económica, etnobotánica, nutrimental y funcional, así como su diversidad.

2. Origen

2.1 Distribución del género Crataegus en México

El género *Crataegus* está distribuido en todas las zonas montañosas del país, en 20 de las 32 entidades federativas, y presenta tres grupos climáticos donde se desarrolla que son en un clima templado, uno semidesértico y un clima subtropical (Núñez-Colín *et al*., 2008b).

De acuerdo con la clasificación taxonómica anterior y a Núñez-Colín y Hernández-Martínez (2011) y a Villaseñor (2016) las especies se distribuyen de la siguiente manera (Cuadro 1).

Cuadro 1. Distribución de cada una de las especies del género *Crataegus* L. en México.

Especie	Estados en México	Provincias Biogeográficas*	Nativa o Endémica
C. uniflora	Coahuila y Tamaulipas.	Tamaulipas	Nativa
C. mexicana	Aguascalientes, Chiapas, Coahuila, Colima, CDMX, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas y Veracruz	Altos de Chiapas, Desierto Chihuahuense, Eje Volcánico Transmexicano, Sierra Madre Oriental y Sierra Madre del Sur	Nativa
C. stipulosa	Chiapas Guerrero, Oaxaca y Veracruz	Altos de Chiapas, Eje Volcánico Transmexicano, Sierra Madre del Sur y Veracruzana	Nativa
C. nelsoni	Chiapas	Altos de Chiapas	Endémica
C. lindenii	Chiapas y Puebla	Altos de Chiapas y Eje Volcánico Transmexicano	Nativa
C. gracilior	Chiapas, Colima, CDMX, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas y Veracruz	Altos de Chiapas, Desierto Chihuahuense, Eje Volcánico Transmexicano, Sierra Madre Oriental y Sierra Madre del Sur	Endémica
C. rosei	Chihuahua, Coahuila, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Nuevo León, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas y Veracruz	Desierto chihuahuense, Sierra Madre Occidental y Sierra Madre Oriental	Endémica
C. tracyi	Coahuila, Nuevo León y San Luis Potosí	Sierra Madre Oriental	Nativa
C. aurescens	Coahuila y Nuevo León	Sierra Madre Oriental	Endémica
C. greggiana	Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas	Sierra Madre Oriental y Tamaulipas	Nativa
C. serratisima	Hidalgo, Nuevo León, Querétaro y San Luis Potosí	Sierra Madre Oriental	Endémica
C. sulfúrea	Coahuila y Nuevo León	Sierra Madre Oriental	Endémica
C. grandifolia	Coahuila y Nuevo León	Sierra Madre Oriental	Endémica
C. baroussana	Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas	Tamaulipas	Nativa
C. cuprina	Coahuila y Nuevo León	Sierra Madre Oriental	Endémica
C. johnstonii	Coahuila	Sierra Madre Oriental	Endémica

*Morrone *et al.*, 2017 (Figura 1).

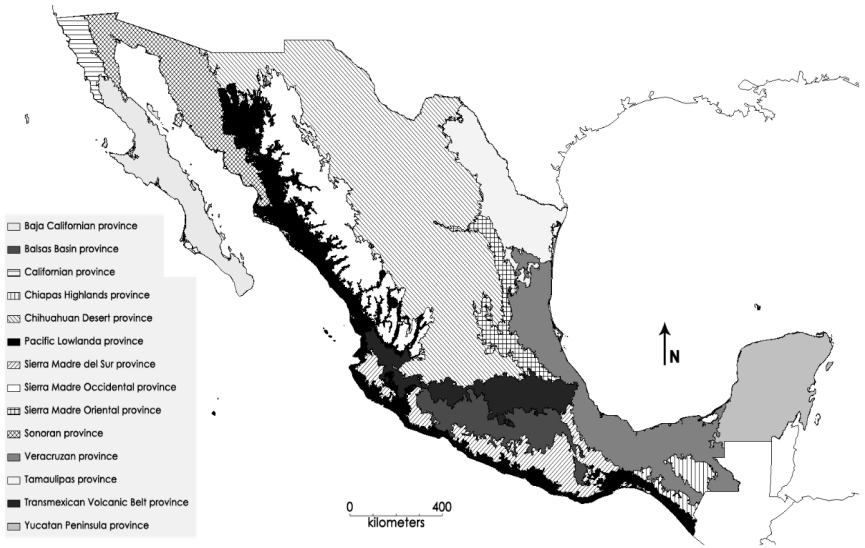


Figura 1. Provincias biogeográficas de México de acuerdo con Morrone *et al.* (2017).

Núñez-Colín (2009b) estudió la diversidad del género *Crataegus* mediante índices de diversidad y riqueza de especies encontrando que la Sierra Madre Oriental es donde existen los mayores valores en todos los índices. No obstante, las zonas de producción se concentran en el centro del país principalmente en el estado de Puebla con el 94.4 % de la superficie cosechada del país (SIAP, 2019) y focalizando principalmente dos especies *C. mexicana* y *C. gracilior* como las que son cultivadas (Núñez-Colín, 2008b; Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011).

2.2 Modelación de zonas adecuadas

Núñez-Colín *et al.* (2012) modelaron las zonas apropiadas para cultivo de *C. mexicana* DC. y encontraron que la mejor zona para cultivo es el Eje Volcánico Transmexicano con puntos en el desierto chihuahuense, la Sierra Madre oriental y la Sierra Madre del sur (Figura 2), por lo que su cultivo podría expandirse a otras regiones diferentes a las actuales regiones productoras, debido sobre todo a que el mercado estadounidense, principalmente la población mexicana en el área de California, está demandando esta fruta, lo que ha llevado a establecer plantacio-

nes comerciales en este estado de la unión americana con genotipos seleccionados a partir del tipo "pecoso de Huejotzingo" (Karp, 2010). "Pecoso de Huejotzingo" es la variedad tradicional más común en las zonas productoras de tejocote en México, ya que es un árbol sin espinas de fruto grande de color anaranjado amarillento (Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011).

Asimismo, Núñez-Colín *et al*. (2012) mencionan que el efecto del cambio climático global en México no parece afectar a la mayoría de las posibles zonas de cultivo del tejocote en el Eje Volcánico Transmexicano, la Sierra Madre oriental y la Sierra Madre del sur, aunque si desfavorece varias zonas principalmente en la provincia biogeográfica del desierto chihuahuense (Figura 3).

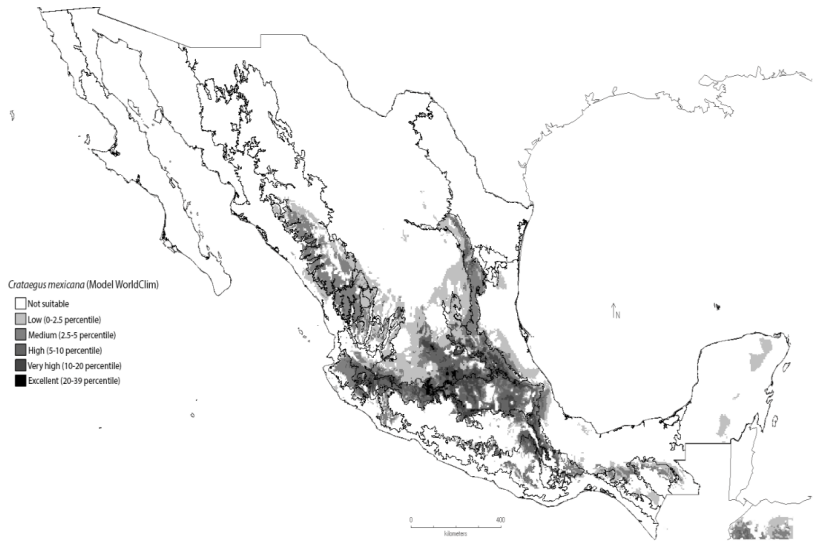


Figura 2. Modelo de las zonas adecuadas de adaptación de *C. mexicana* DC. utilizando la base de datos climáticos Worldclim (Hijmans *et al*. 2005) y el algoritmo Bioclim de DIVA-GIS (Hijmans *et al*. 2012).

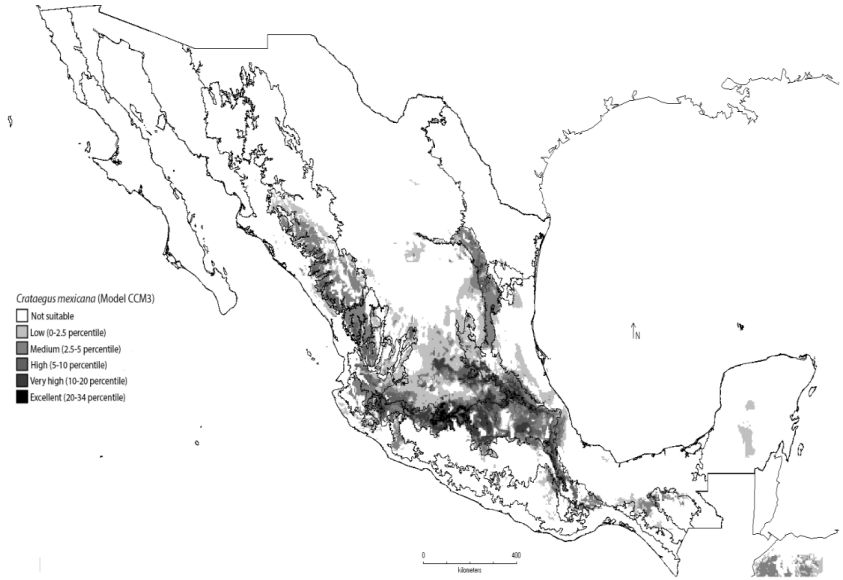


Figura 3. Modelo de las zonas adecuadas de adaptación de *C. mexicana* DC. utilizando la base de datos climáticos CCM3 (Govindasamy *et al.* 2003) y el algoritmo Bioclim de DIVA-GIS (Hijmans *et al.* 2012).

3. Aspectos botánicos

3.1 Taxonomía de los tejocotes mexicanos (Crataegus spp.)

La taxonomía de este género en México aún no es clara; esto es debido a que sólo existen dos tratados taxonómicos al respecto (Núñez-Colín y Hernández-Martínez, 2011). El primero fue realizado a principios del siglo XX por Eggleston (1909) y el más reciente, que es exclusivo del norte y parte del centro del país, fue propuesto por Phipps (1997). Aunado a esto, más recientemente se ha estudiado su sistemática en su germoplasma (Núñez-Colín *et al.*, 2008a; 2011), en especies hipervariantes como *C. rosei* Eggl. (Piedra-Malagón *et al.*, 2016) y de las especies mesoamericanas (Barrie, 2014).

No obstante, especímenes que son morfológicamente muy diferentes como los de Chiapas y los de Puebla (Núñez-Colín *et al.*, 2008a), ta-

xonómicamente se consideran de una sola especie (Barrie, 2014) y presentan alto parecido en la secuencia del ITS1, 5.8S e ITS2 (Núñez-Colín *et al*., 2011) lo que hace aún más difícil definir cuantas especies se encuentran en el país.

Las especies de *Crataegus* L. registradas para México presentan la siguiente taxonomía basándose en Eggleston (1909), Phipps *et al*. (1990), Phipps (1997), Phipps *et al*. (2003), Núñez-Colín y Hernández-Martínez (2011) y Barrie (2014), y queda distribuida en 6 series taxonómicas y 16 especies reportadas de las cuales una de ellas presenta subespecies y cinco, variedades botánicas. Quedando de la siguiente forma:

1) Serie Pavifoliae (Loudon) Rehder

   1. *C. uniflora* Müenchhausen

2) Serie Mexicanae (Loudon) Rehder

   2. *C. mexicana* De Candolle

   3. *C. stipulosa* (Humboldt, Bonpland & Kunth) Steudel (que podría sufrir un cambio de nombre porque esta especie es considerada una sinonimia de *C. mexicana*, aunque Eggleston [1909] las clasificó como especies diferentes)

   4. *C. nelsoni* Eggleston

   5. *C. lindenii* Stapf

3) Serie Crus-galli (Loudon) Rehder

   6. *C. gracilior* J. B. Phipps

   7. *C. rosei* Eggleston, presenta 2 subespecies

   7A. *C. rosei* subesp. *parryana*

   7B. *C. rosei* subesp. *rosei*, presenta tres variedades botánicas

   7Ba. *C. rosei* subesp. *rosei* var. *rosei*

   7Bb. *C. rosei* subesp. *rosei* var. *mahindae*

   7Bc. *C. rosei* subesp. *rosei* var. *amoena*

4) Serie Madrenses J. B. Phipps

   8. *C. tracyi* Ashe ex Eggleston, presenta tres variedades botánicas

      8a. *C. tracyi* var. *tracyi* (no presente en México)

      8b. *C. tracyi* var. *coahuilensis*

      8c. *C. tracyi* var. *madrensis*

   9. *C. aurescens* J. B. Phipps

5) Serie Greggianae J. B. Phipps

   10. *C. greggiana* Eggleston, presenta dos variedades botánicas

      109a. *C. greggiana* var. *greggiana*

      10b. *C. greggiana* var. *pepo*

   11. *C. serratissima* J. B. Phipps

   12. *C. sulfurea* J. B. Phipps

   13. *C. grandifolia* J. B. Phipps, presenta dos variedades botánicas

      13a. *C. grandifolia* var. *grandifolia*

      13b. *C. grandifolia* var. *potosina*

6) Serie Baroussanae J. B. Phipps

   14. *C. baroussana* Eggleston, presenta dos variedades botánicas

      14a. *C. baroussana* var. *baroussana*

      14b. *C. baroussana* var. *jamensis*

   15. *C. cuprina* J. B. Phipps

   16. *C. johnstonii* J. B. Phipps

De acuerdo con Núñez-Colín y Hernández-Martínez (2011), Barrie (2014) y Villaseñor (2016), 9 de las 16 especies están reportadas como endémicas del país.

3.2 Diversidad en frutos de tejocote

En tejocote existe una gama muy amplia de fenotipos de diferentes tanto entre especies como intraespecífica. Esta variación puede observarse al tener imágenes con todos los frutos de la colección de germoplasma de la Universidad Autónoma Chapingo con accesiones de Puebla, Chiapas, Michoacán y Estado de México (Figura 4), y más recientemente de Querétaro e Hidalgo (Nieto-Ángel y Borys, 1992; Núñez-Colín, 2009a). Esta variación es coherente con todas las caracterizaciones que se han hecho en dicha colección (López-Santiago *et al*., 2008; Núñez-Colín *et al*., 2008a; Pérez-Ortega *et al*., 2013).



Figura 4. Cosecha 2008 de frutos de tejocote del Banco de Germoplasma de Tejocote de la Universidad Autónoma Chapingo.

Otro ejemplo, Núñez-Colín *et al*. (2013) reportan para cinco especies de tejocote variación del fruto en tamaño, forma, color, sabor y aroma (Figura 5). Donde las especies menos estudiadas como *C. nelsoni* Eggl., *C. stipulosa* (HBK) Steud. y *C. lindenii* Stapf presentan mayor diversidad fenotípica que *C. mexicana* DC y *C. gracilior* J. B. Phipps.

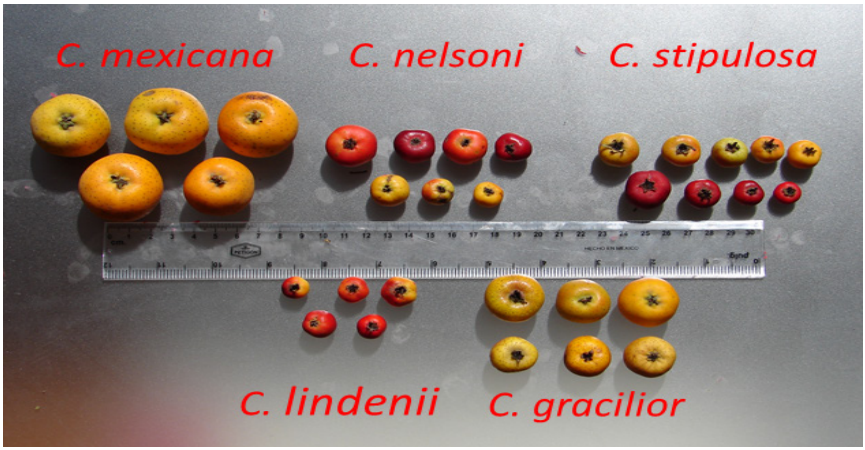


Figura 5. Variación fenotípica de cinco especies de *Crataegus* del centro y sur de México de acuerdo con Núñez-Colín *et al*. (2013).

En este sentido, Piedra-Malagón *et al*. (2016) encontró una amplia variabilidad en *C. rosei* Eggl. en diversas regiones conservadas del genoma por lo que se hipotetiza que probablemente *C. nelsoni* Eggl., *C. stipulosa* (HBK) Steud. y *C. lindenii* Stapf podrían ser complejos taxonómicos como *C. rosei* ya que todas ellas presentan variedad en colores y tamaños del fruto, aunque su forma y otras características botánicas sean muy similares; no obstante, no hay estudios a profundidad en estas especies del sur de México.

Pero esta variabilidad podría ser aprovechada en programas de mejoramiento genético ya que se ha documentado la obtención de híbridos interespecíficos del género *Crataegus* aun cuando las especies sean distantes como con *Crataegus* americanos —*C. punctata*— por *Crataegus* europeos —*C. monogyna*— de manera natural (Phipps, 1984).

Una de las complicaciones es el nivel de ploidía ya que pueden ser diploides hasta hexaploides, aunque son más frecuentes diploides, triploides y tetraploides (Talent y Dickinson, 2005). Sobre todo, porque triploides y pentaploides —muy raros estos últimos— no se reproducen vía sexual sino principalmente por apomixis gametofítica aposporea, la cual puede también ser la vía de reproducción de tetraploides y hexaploides (Dickinson *et al*., 2007).

4. Crecimiento y desarrollo

4.1 Cultivares registrados de tejocote en México

De acuerdo con el registro del catálogo nacional de variedades vegetales (SNICS, 2019) actualmente en México se han registrado cinco cultivares de tejocote, todos ellos registrados en 2008 por la Universidad Autónoma Chapingo (UACh).

Núñez-Colín *et al*. (2016) describieron estos cinco cultivares los cuales pertenecen a las especies *C. mexicana* (2), *C. nelsoni*, *C. stipulosa* y *C. gracilior*. Todos seleccionados del Banco Nacional de Germoplasma de tejocote de la UACh (Nieto-Ángel y Borys, 1992), los cuales tienen diferentes atributos sobresalientes en cuanto a su precocidad, productividad, calidad de fruto y resistencia a plagas (Cuadro 2; Figura 6).

Aunque en dicho banco de germoplasma aún se tienen genotipos interesantes que son candidatos a ser cultivares a mediano plazo ya que se conserva una alta variabilidad genética de al menos 5 diferentes especies (Núñez-Colín *et al*., 2008a, 2009).

Cuadro 2. Características de los cultivares mexicanos de tejocote registrados en el catálogo nacional de variedades vegetales.

Cultivar	Especie	Fruto	Época de cosecha	Atributos sobresalientes
Calpan Gold	*C. mexicana*	Anaranjado amarillento, redondo, 11.6 g en promedio, pulpa firme.	Finales de noviembre a finales de diciembre	Moderada tolerancia a *Rhagoletis pomonella*, sin espinas y tiene alta productividad
Chapeado	*C. mexicana*	Anaranjado con chapeos rojos, redondo, 23.4 g en promedio, pulpa firme	Finales de octubre hasta finales de diciembre	Moderada tolerancia a *Rhagoletis pomonella*, sin espinas y tiene fruto muy grande
Tempranero	*C. gracilior*	Amarillo pálido, piriforme, 7.5 g en promedio, muy dulce (16 °Brix)	Principios de septiembre hasta finales de noviembre	Precoz y presenta buena calidad de fruto

Cultivar	Especie	Fruto	Época de cosecha	Atributos sobresalientes
Eli	*C. stipulosa*	Rojo brillante, elíptico, 4.5 g en promedio, pulpa suave	Principios de septiembre hasta finales de noviembre	Precoz y alta productividad
Centenario	*C. nelsoni*	Rojo oscuro, elíptico, 3.5 g en promedio, pulpa firme	Finales de noviembre hasta finales de febrero	Tardío y de porte enano, puede ser usado como portainjerto enanizante y donador de semilla

Fuente: Núñez-Colín *et al.* (2016).



Figura 6. Frutos de los cinco cultivares registrados de tejocote en México.

Además, por su amplio nivel de almacenamiento y cosechados en diferentes épocas de los frutos en diferentes altitudes es posible tener fruto fresco de tejocote por un amplio periodo (Büttner, 2001; Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011).

5. Tecnologías para la conservación

El consumo de tejocote es generalmente procesado y no como fruto fresco, principalmente como "ponche", como ate o como frutos en almíbar (Núñez-Colín, 2009a; Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011).

El ate puede tener diferentes colores (Figura 7) dependiendo del genotipo de tejocote que se utilice —siendo más oscuro de genotipos rojos que los amarillos—, la ventaja es que por la pectina natural que posee no es necesario agregar ingredientes gelificantes.

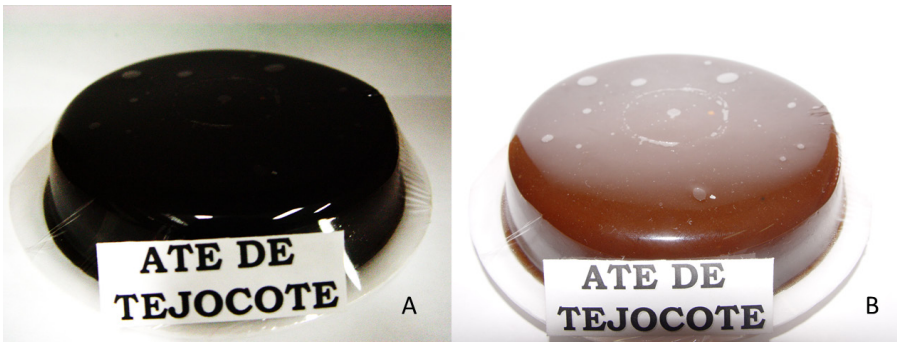


Figura 7. Ate de tejocote (*Crataegus* spp.). A. Ate de frutos rojos y B. Ate de frutos amarillos.

Además del ate, que es la forma más tradicional de consumir el tejocote, en algunas zonas productoras hacen tejocotes en almíbar —conocido como "tejocote en conserva"—, donde utilizan por lo general frutos grandes para hacer más atractivo el producto terminado (Figura 8).



Figura 8. Tejocotes (*C. mexicana*) preparados en almíbar. A. Envases de tejocote en almíbar y B. Diversos frutos preparados en "conserva".

6. Composición nutricional y funcional

Aunque el tejocote es ampliamente usado en México, sus usos medicinales no están estudiados a fondo, existiendo pocos estudios sobre las propiedades bioquímicas de éste (Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011).

Especies del género *Crataegus* en otros países sobre todo en Europa y China es utilizado como un conocido cardiotónico que está incluido en la Farmacopeas China, Europea, Británica, Alemana, Suiza y Francesa (Chang *et al*., 2002), en México el tejocote y sus órganos como el fruto, la hoja, la flor o la corteza de la raíz son tomadas en forma de té, al cual se le atañe un alto valor curativo en padecimientos del corazón y en el caso de tos, combinado con miel de abeja; sin embargo, estos datos no han sido corroborados (Nieto Ángel y Borys, 1993; Linares *et al*., 1995).

Alberti-Manzanares (2006) se enfoca en las raíces y flores del tejocote y reporta que es preparado como infusión para controlar el dolor de riñón. En Chiapas, lo preparan en infusión con guásimo (*Guazuma ulmifolia* Lam.), pingüica (*Arctostaphylos pungens* Kunth.) y cola de ca-

ballo (*Equisetum arvense* L.) también utilizado para control de dolor de riñón (Villatoro-Vera *et al.*, 2006). El té de flores y hojas de tejocote con capulín (*Prunus serotina* Ehrh.) y buganvilia (*Bouganvillea glabra* Choisy) así como también puede llevar miel y limón es recomendado en la noche para el tratamiento de tos y catarro (Alberti-Manzanares, 2006). En Puebla, el té de raíz de tejocote es usado para problemas respiratorios (Martínez-Moreno *et al.*, 2006).

Además del uso común en la medicina tradicional, las especies de *Crataegus* están ganando un enorme interés desde que su contenido bioquímico ha sido analizado (Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011). En este sentido, Núñez-Colín y Sanchez-Vidaña reportan alto contenido de provitaminas A y C, carbohidratos y minerales (Cuadro 3).

Cuadro 3. Contenido de vitaminas y minerales en mg/100 g de peso fresco de frutos de tejocote.

Vitaminas	Contenido	Mineral	Contenido
Niacina	0.39-0.47	K	214-510
Tiamina	0.0365-0.0525	P	21.78-38.72
Riboflavina	0.0425-0.0590	Ca	50.26-110.75
Vitamina C	38.6-49.7	Mg	22.07-53.50
RAE* (Vitamina A)	211		

*RAE = Actividad equivalente de Retinol (µg/100 g). 1 µg RAE = 1 mg de Retinol puro = 12 mg de β–caroteno = 3.3 UI de actividad de Vitamina A.

En tejocote se han detectado diversos compuestos de actividad funcional que actualmente están generando información para el fomento de su consumo. Núñez-Colín *et al.* (2007) reportaron la presencia de flavonoides y fenoles totales en extractos acuosos de flores (Cuadro 4) y frutos de tejocotes (Cuadro 5).

Cuadro 4. Contenido de flavonoides y fenoles totales en extracto acuoso de flores de tejocote del Banco Nacional de Germoplasma de tejocote de la UACh.

Accesión	Origen	Probable especie	Flavonoides (µg/mL)	Fenoles totales (µg/mL)
2 (RNU06)	Chiapas	*C. stipulosa*	90.917 a	108.095 d
6 (RNU01)	Chiapas	*C. stipulosa*	71.408 c	170.713 c
11 (HUE13)	Puebla	*C. mexicana*	57.433 d	99.761 d
48 (HUE 04)	Puebla	*C. mexicana*	83.107 b	251.903 a
52 (CAN01)	Chiapas	*C. nelsoni*	93.000 a	152.143 c
77 (SJY07)	Chiapas	*C. nelsoni*	53.600 d	213.573 b
DHS*			7.1117	29.616

*DHS= Diferencia Honesta Significativa de la prueba de Tukey ($P<0.05$) para cada columna.

Cuadro 5. Contenido de flavonoides y fenoles totales en extracto acuoso de frutos de tejocote del Banco Nacional de Germoplasma de tejocote de la UACh.

Accesión o cultivar	Origen	Probable especie	Flavonoides (µg/mL)	Fenoles totales (µg/mL)
8 (SCC05)	Chiapas	*C. stipulosa*	14.839 bcde	222.62 bcd
16 (MIT01)	Chiapas	*C. nelsoni*	20.877 b	234.24 bc
19 (MIT04)	Chiapas	*C. nelsoni*	15.276 bcde	241.9 bc
22 (MIT03)	Chiapas	*C. nelsoni*	20.576 bc	90.24 fgh
25 (CALP6)	Puebla	*C. lindenii*	33.964 a	202.86 cd
26 (CALP3)	Puebla	*C. gracilior*	13.500 bcde	181.43 cde
27 (RRO05)	Chiapas	*C. nelsoni*	35.303 a	95.81 fg
50 (SNTC3)	Estado de México	*C. mexicana*	7.216 ef	93.81 fgh
51 (MIT08)	Chiapas	*C. nelsoni*	21.541 b	321.67 a
55 (HUE06)	Puebla	*C. gracilior*	14.128 bcde	69.76 fgh
63 (TEQ02)	Estado de México	*C. gracilior*	8.582 ef	27.14 h
69 (CAN05)	Chiapas	*C. nelsoni*	11.615 cdef	46.43 gh
72 (SJY02)	Chiapas	*C. lindenii*	20.385 bc	165.00 de
'Centenario'	Chiapas	*C. nelsoni*	14.784 bcde	85.24 fgh
'Tempranero'	Estado de México	*C. gracilior*	3.555 f	126.43 ef
'Eli'	Chiapas	*C. stipulosa*	18.309 bcd	272.85 ab
'Calpan Gold'	Puebla	*C. mexicana*	10.358 def	32.13 gh
'Chapeado'	Puebla	*C. mexicana*	10.549 def	60.516 fgh
DHS*			9.178	67.516

*DHS= Diferencia Honesta Significativa de la prueba de Tukey ($P<0.05$) para cada columna

Al parecer los flavonoides son los más utilizados para un uso médico-terapéutico del género *Crataegus*, y son los más interesantes en estudiar para este género, aunque no son los únicos. Los flavonoides representativos reportados por Chang *et al*. (2002) para especies europeas y chinas de este género fueron Quercetina, Quercitrina, Hiperoside, Rutína, Vixetina, Vixetina 4' – rhamnoside, Isovixetina (Figura 7).

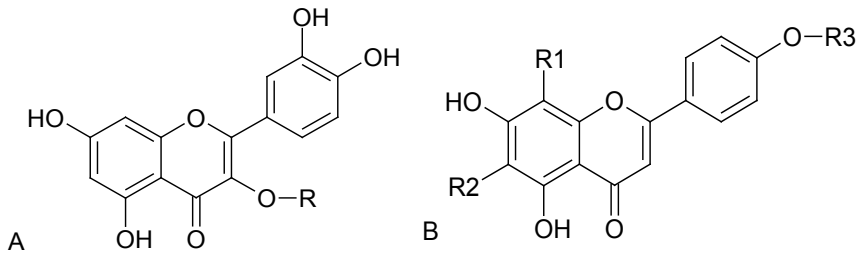


Figura 7. Estructuras químicas de los flavonoides más representativos de especies de *Crataegus*, en la subfigura A la letra R puede sustituirse por: Hidrógeno (Quercetina), Rhamnosa (Quercitrina), Galactosa (Hiperoside) y Glucosa-Rhamnosa (Rutina) y en la subfigura B las diferentes letras R pueden sustituirse por: R1 Glucosa, R2 Hidrógeno y R3 Hidrógeno (Vitexina), R1 Glucosa, R2 Hidrógeno y R3 Glucosa (Vitexina 4'-O-Rhamnosida), R1 Hidrógeno, R2 Glucosa y R3 Hidrógeno (Isovitexina).

No obstante, existen otras variantes de flavonoides para este género; por ejemplo, Cui *et al*. (2006) reportaron para *Crataegus* chinos isoquercitrina, vixetina 2"-rhamnosida y vixetina-glucosida; Miller (1998) reportó para *Crataegus laevigata* (Poiret) DC, además de las ya mencionadas, la presencia de orientina, isoorientina y apigenina, y Kirakosyan *et al*. (2004) en las especies *C. laevigata* (Poiret) DC y *C. monogyna* Jacq. reportaron acetilvixetina 2"-rhamnosida.

En este sentido, Cervantes-Paz *et al*. (2018) hicieron una revisión sobre los compuestos fenólicos del tejocote dando muy buenas expectativas sobre el uso del tejocote en el control de enfermedades cardiovasculares, efectos hipoglucemiante e hipolipidémico, enfermedades de sistema nervioso y anticancerígenas entre otros beneficios a la salud al consumir no sólo sus frutos sino infusiones de hoja, raíz o flor. No obstante, en su revisión sólo presentan estudios en especies de *Crataegus* asiáticas y europeas donde hay mucha información al respecto y no así en especies mexicanas.

No obstante, Palmer *et al*. (2019) reportan, en un caso clínico, la actividad cardiotóxica y un falso elevado nivel de digoxinas con el consumo excesivo de productos a base de raíz de tejocote por lo que estudios sobre su dosificación son recomendables antes de consumirlos, principalmente en píldoras a base de raíz de tejocote recomendadas para el control de peso.

7. Importancia económica

Actualmente, el cultivo de tejocote en México muestra para el año 2018 una producción de 5,196.39 t en 896.10 hectáreas cosechadas con un rendimiento promedio de 5.8 t/ha y un valor de la producción de US$ 991,817.2 (considerando el cambio de MX$19.25 por US$1) (SIAP, 2019).

De acuerdo con Karp (2010) el tejocote está empezando a ser cultivado de manera comercial en el sur de Estados Unidos —reporta cerca de 15 ha en el condado de San Diego— debido a la alta demanda en California de este fruto y a las barreras sanitarias que existe para su importación con un precio para 2010 de entre US$ 8 y US$ 10 por libra, donde el principal germoplasma es el tipo “pecoso de Huejotzingo”.

8. Usos potenciales

8.1 Usos culturales del tejocote en México

El tejocote, principalmente su fruto, está altamente arraigado a la cultura mexicana, sobre todo en el centro y centro occidente del país (Leszczyñska-Borys y Borys, 2004; Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011).

Es principalmente importante en dos momentos del año, el primero en el día de muertos donde, en los estados de Puebla y Tlaxcala, es un elemento decorativo en altares típicos de la región junto con la flor de cempaxúchitl (*Tagetes erecta* L.) y algunas otras frutas, así como comida y bebida que disfrutaban los difuntos a los que se les hace el altar (Figura 8).



Figura 8. Altares del día de muertos en Huejotzingo, Puebla con la presencia de tejocotes. A) Fruta en montones; B) Frutos en canastas

El segundo momento es del día de la virgen de Guadalupe (12 de diciembre) hasta el día de los santos reyes magos (6 de enero), principalmente en las "posadas" —9 d antes de navidad— donde se prepara el "ponche" que es una bebida caliente y dulce —típica de esas fechas— el cual es preparado principalmente con guayaba, tejocote, caña de azúcar y que, dependiendo de la zona, algunos otros ingredientes (Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011), incluyendo bebidas alcohólicas como el ron, el tequila o el mezcal. Esta bebida tradicional es principalmente importante en los estados de Michoacán, México, Morelos, Puebla, Tlaxcala y la Ciudad de México. La preparación del "ponche" es por lo que California es uno de los principales mercados de tejocote fuera de México, esto es debido a los inmigrantes de dichos estados de México en esta región de la Unión Americana, lo que ha llevado a su cultivo en esta región de los Estados Unidos (Karp, 2010).

8.2 Usos agronómicos y agroindustriales del tejocote

Está reportado que el tejocote presenta un amplio potencial para utilizarlo como portainjerto en diferentes especies de la familia Rosaceae subtribu *Pyrinae*, principalmente para pera (*Pyrus communis* L.), el mismo tejocote, manzano (*Malus x domestica* Borkh.) y membrillo (*Cydonia oblonga* Mill.) con excelentes resultados (Nieto-Ángel y Borys, 1999).

Esto es debido a que el tejocote presenta un sistema radical muy eficiente ya que presenta tolerancia a suelos con deficiencia de macro y micronutrientes, así como a la sequía (Núñez-Colín, 2009a). Aunado a que de manera general genera enanismo en pera, manzana y membrillo (Nieto-Ángel y Borys, 1999; Núñez-Colín, 2009a).

No obstante, se pueden presentar algunos problemas de incompatibilidad como mayor crecimiento del injerto o del portainjerto (Figura 9).



Figura 9. Problemas de incompatibilidad usando a tejocote como portainjerto. A) Mayor crecimiento del portainjerto al injertar un tejocote de menor porte. B) Mayor crecimiento del injerto al injertar un tejocote más vigoroso en un portainjerto enanizante.

Además, Higareda-Ruiz *et al*. (1995) sugieren que el tejocote tiene potencial para la extracción de pectina a partir de pulpa deshidratada con un rendimiento de ~35 kg por tonelada de fruta con 89 % de ácidos pectínicos, 7 % de ácidos pécticos y 4 % de proto-pectinas.

Otro de los posibles usos es como árbol ornamental donde por la época de producción de fruta podría ser utilizado como árbol de navidad (Figura 9).

9. Conclusiones

El tejocote (*Crataegus* spp.) es un recurso genético mexicano poco aprovechado y estudiado que tiene un gran potencial económico principalmente como ingrediente de frutos secos para preparar la tradicional bebida mexicana de fin de año conocido como "ponche", así como para otros productos agroindustriales como tés, jaleas, ates y mermeladas, o bien para la obtención de pectina. No obstante, es importante estudiar su variabilidad ya que los metabolitos presentes en cada variante de tejocote —ya sea especie, variedad o cultivar— presenta diferentes compuestos nutricionales y funcionales que pueden dar un valor agregado a estos productos.

Asimismo, su uso como ornamental ha sido poco aprovechado, ya que especies de este género son utilizados en la arquitectura del paisaje de Estados Unidos y Europa (Núñez-Colín y Sánchez-Vidaña, 2011), por lo que su uso en distintas regiones de México podría ser una alternativa por la rusticidad y belleza que presentan los tejocotes mexicanos.

10. Bibliografía

Alberti-Manzanares, P., 2006. Los aportes de las mujeres rurales al conocimiento de plantas medicinales en México. Análisis de Género. Agricultura, Sociedad y Desarrollo 3, 139-153.

Barrie, F. R., 2014. Rosaceae. Flora Mesoamericana 2, 1-110.

Büttner, R., 2001. Rosaceae, en: Springer, Mansfeld's Encyclopedia of Agricultural and Horticultural Crops: except ornamentals, Berlin-Heidelberg-New York, pp. 417-532.

Cabrera, L. G., 1992. Diccionario de Aztequismos, Ediciones Colofón, Ciudad de México.

Cervantes-Paz, B., Ornelas-Paz, J. J., Gardea-Béjar, A. A., Yahia, E. M., Ríos-Velasco, C., Zamudio-Flores, P. B., Ruiz-Cruz, S., Ibarra-Junquera, V., 2018. Compuestos fenólicos de tejocote (*Crataegus* spp.): su activi-

dad biológica asociada a la protección de la salud humana. Revista Fitotecnia Mexicana 41, 339-349.

Chang, Q., Zuo, Z., Harrison, F., Chow, M. S. S., 2002. Hawthorn. The Journal of Clinical Pharmacology 42, 605-612, https://doi.org/10.1177/00970002042006003

Cui, T., Nakamura, K., Tian, S., Kayahara, H., Tian, Y. L., 2006. Polyphenolic content and physiological activities of chinese hawthorn extracts. Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry 70, 2948-2959, https://doi.org/10.1271/bbb.60361

Dickinson, T. A., Lo, E., Talent, N., 2007. Polyploidy, reproductive biology, and Rosaceae: understanding evolution and making classifications. Plant Systematic and Evolution 266, 59-78, https://doi.org/10.1007/s00606-007-0541-2

Eggleston, W. W., 1909. The *Crataegi* of Mexico and Central America. Bulletin of the Torrey Botanical Club 36, 501-514, https://doi.org/10.2307/2479290

Govindasamy, B., Duffy, P. B., Coquard, J., 2003. High-resolution simulations of global climate, part 2: effects of increased greenhouse cases. Climate Dynamics 21, 391-404, https://doi.org/10.1007/s00382-003-0340-6

Higareda-Ruiz, A., Salazar-Montoya, J. A., Ramos-Ramírez, G. E., 1995. Caracterización de la pectina del tejocote. Revista Chapingo Serie Horticultura 1, 47-52, https://doi.org/10.5154/r.rchsh.1994.12.084

Hijmans, R. J., Cameron, S. E., Parra, J. L., Jones, P. G., Jarvis, A., 2005. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. International Journal of Climatology 25, 1965-1978, https://doi.org/10.1002/joc.1276

Hijmans, R. J., Guarino, L., Mathur, P., 2012. DIVA-GIS: versión 7.5. User Guide. Lizard Tech, Inc. and the University of California, Berkeley

Karp, D., 2010. Once the most smuggled fruit from Mexico, Tejocote: No longer forbidden. Fruit Gardener 42, 10-14.

Kirakosyan, A., Kaufman, P., Warber, S., Zick, S., Aaronson, K., Bolling, S., Chang, S. C., 2004. Applied environmental stresses to enhance the levels of polyphenolics in leaves of hawthorn plants. Physiologia Plantarum 121, 182-186, https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2004.00332.x.

Leszczyñska-Borys, H., Borys, M. W., 2004. Horticulture in the Mexican culture. Acta Horticulturae 639, 309-316, https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.639.41.

Linares, E., Bye, R., Flores, B., 1995. Plantas medicinales de México. Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México.

López-Santiago, J., Nieto-Ángel, R., Barrientos-Priego, A. F., Rodríguez-Pérez, E., Colinas-Leon, M. T., Borys, M. W., González-Andrés, F., 2008. Selección de variables morfológicas para la caracterización del tejocote (*Crataegus* spp.). Revista Chapingo Serie Horticultura 14, 97-111, https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2007.12.056.

Martínez-Moreno, D., Alvarado-Flores, R., Mendoza-Cruz, M., Basurto--Peña, F., 2006. Plantas medicinales de cuatro mercados del estado de Puebla, México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 79, 79-87.

Miller, A. L., 1998. Botanical influences on cardiovascular diseases. Alternative Medicine Review 3, 422-431.

Morrone, J. J., Escalante, T., Rodríguez-Tapia, G., 2017. Mexican biogeographic provinces: Map and shapefiles. Zootaxa 4277, 277-279, https://doi.org/10.11646/zootaxa.4277.2.8

Nieto-Ángel, R., Borys, M. W., 1992. Banco de Germoplasma de tejocote (*Crataegus* spp.) de la República Mexicana. Revista Chapingo 77, 126-130.

Nieto-Ángel, R., Borys, M. W., 1993. El tejocote (*Crataegus* spp.), un potencial frutícola de zonas templadas. Revista Fruticultura Profesional 54, 64-71.

Nieto-Ángel, R., Borys, M. W., 1999. Relaciones fisiológicas y morfológicas de injertos de frutales sobre tejocote (*Crataegus* spp.) como portainjerto. Revista Chapingo Serie Horticultura 5, 137-150, https://doi.org/10.5154/r.rchsh.1998.01.009

Núñez-Colín, C. A., 2009a. The tejocote (*Crataegus* species.): A Mexican Plant Genetic Resource That Is Wasted, a Review. Acta Horticulturae 806, 339-346, https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.806.42.

Núñez-Colín, C. A., 2009b. Áreas prioritarias para colectar germoplasma de *Crataegus* L. en México con base en la diversidad y riqueza de especies. Agricultura Técnica en México 35, 329-334.

Núñez-Colín, C. A., Escobedo-López, D., Hernández-Martínez, M. A., Ortega-Rodríguez, C., 2012. Modelos de las zonas adecuadas de adaptación del tejocote (*Crataegus mexicana* DC.) por efecto del cambio climático. Revista Agronomía Mesoamericana 23, 241-246, https://doi.org/10.15517/am.v23i2.6483.

Núñez-Colín, C. A., García-Mateos, R., Nieto-Ángel R., Soto-Hernández, M., 2007. Caracterización de genotipos de *Crataegus* en relación al contenido de compuestos fenólicos. Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 51, 124-127.

Núñez-Colín, C. A., Hernández-Martínez, M. A., 2011. La problemática en la taxonomía de los recursos genéticos de tejocote (*Crataegus* spp.) en México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 2, 141-153.

Núñez-Colín, C. A., Nieto-Ángel, R., Barrientos-Priego, A. F., Nieto-López, E. H. (2016). Tejocote *Hortscience* 51, 649.

Núñez-Colín, C. A., Nieto-Ángel, R., Barrientos-Priego, A. F., Sahagún-Castellanos, J., Segura, S., González-Andrés, F., 2008a. Variability of Three Regional Sources of Germplasm of Tejocote (*Crataegus* spp.) from Central and Southern Mexico. Genetic Resources and Crop Evolution 55, 1159-1165, https://doi.org/10.1007/s10722-008-9316-z.

Núñez-Colín, C. A., Nieto-Ángel, R., Barrientos-Priego, A. F., Segura, S., Sahagún-Castellanos, J., González-Andrés, F., 2008b. Distribución y caracterización eco-climática del género *Crataegus* L. (Rosaceae subfam. Maloideae) en México. Revista Chapingo Serie Horticultura 14, 177-184, https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2006.06.027.

Núñez-Colín, C. A., Sahagún-Castellanos, J., Barrientos-Priego, A. F., González-Andrés, F., Segura, S., Gallegos-Vázquez, C., Nieto-Ángel, R.,

2013. Morphological variation and its relationship with the taxonomy of tejocote (*Crataegus* spp.) from central and southern Mexico. Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture 57, 14-21.

Núñez-Colín, C. A., Sahagún-Castellanos, J., González-Andrés, F., Barrientos-Priego, A. F., Segura, S., Nieto-Ángel, R., 2009. Identification of Morphometric Traits for Screening of Tejocote (*Crataegus* spp.) Germplasm for Better Yield Potential. Fruits 64, 35-44, https://doi.org/10.1051/fruits/2008048.

Núñez-Colín, C. A., Sánchez-Vidaña, D. I. (2011). Ethnobotanical, Cultural, and Agricultural Uses of Tejocote (*Crataegus* species) in Mexico. Acta Horticulturae 918, 901-910, https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2011.918.118.

Núñez-Colín, C. A., Valadez-Moctezuma, E., Barrientos-Priego, A. F., González-Andrés, F., Nieto-Ángel, R., 2011. Variación de la región ribosómica nuclear en *Crataegus* L. del centro y sur de México. Revista Agronomía Mesoamericana 22, 1-10, https://doi.org/10.15517/am.v22i1.8660.

Palmer, K. G., Lebin, J. A., Cronin, T. M, Mazor, S. S., Burns, R. A., 2019. *Crataegus mexicana* (tejocote) exposure associated with cardiotoxicity and a falsely elevated digoxin level. Journal of Medical Toxicology 15, 295-298, https://doi.org/10.1007/s13181-019-00727-w.

Pérez-Ortega, S. A., Méndez-Santiago, A. H., Nieto-Ángel, R., Jankiewicz, L. S., 2013. Branching system of the Mexican hawthorn "tejocote" (*Crataegus* spp.). Journal of Horticultural Research 21, 47-59, https://doi.org/10.2478/johr-2013-0007.

Phipps, J. B., 1984. Problems of hybridity in the cladistics of *Crataegus* (Rosaceae). *In*: Academic Press Canada, Plant Biosystematics, Toronto, pp. 417-438.

Phipps, J. B., 1997. Monograph of Northern Mexican *Crataegus* (Rosaceae subfam. Maloideae). SIDA Botanical Miscellany 15, 1-94.

Phipps, J. B., O'Kennon, R. J., Lance, R. W., 2003. Hawthorns and Medlars. Timber Press, Portland.

Phipps, J. B., Robertson, K. R., Smith P. G., Rohrer, J. R., 1990. A checklist of the subfamily Maloideae (Rosaceae). Canadian Journal of Botany 68, 2209-2269, https://doi.org/10.1139/b90-288

Piedra-Malagón, E. M., Albarrán-Lara, A. L., Rull, J., Piñero, D., Sosa, V., 2016. Using multiple sources of characters to delimit species in the genus *Crataegus* (Rosaceae): the case of the *Crataegus rosei* complex. Systematics and Biodiversity 14, 244-260, https://doi.org/10.1080/14772000.2015.1117027.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), 2019. *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola 2018*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, Ciudad de México. Disponible en: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/

Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS), 2019. *Catálogo Nacional de Variedades Vegetales*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, Ciudad de México. Disponible en: https://datastudio.google.com/reporting/5b7206ba-e190-48fe-9696-73523bfccf58/page/itBWB

Talent, N., Dickinson, T. A., 2005. Polyploidy in *Crataegus* and *Mespilus* (Rosaceae, Maloideae): evolutionary inference from flow cytometry of nuclear DNA amounts. Canadian Journal of Botany 83, 1268-1304, https://doi.org/10.1139/b05-088.

Villaseñor, J. L., 2016. Checklist of the native vascular plants of Mexico. Revista Mexicana de Biodiversidad 87, 559-902, https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.06.017.

Villatoro-Vera, R., Luna-Cazares, L., González-Esquinca, A. R., 2006. El cuaulote, El recurso herbolario de Chiapas. Ciencias 83, 18-25.

TUNILLO (*Stenocereus stellatus*)

Clara Cervantes Arista[2], José Alberto Mendoza Espinoza[3], Fernando Díaz de León Sánchez*[*1]

1. Introducción

Las cactáceas han tenido un papel importante para el hombre, desde tiempos remotos, su uso en diferentes ámbitos ha permitido su diversificación y conservación. En las últimas décadas se han incrementado los estudios en diferentes especies de cactáceas. Dentro de estos se encuentran; su uso farmacológico, endemismo, crecimiento y distribución, además se perfilan como fuente de principios bioactivos (Ramírez-Rodríguez *et al*., 2020).

Se estima que existen aproximadamente 1400 especies de cactáceas en el mundo y poco menos de la mitad son endémicas de México. En nuestro país, los estados con mayor cobertura de cactáceas son: Coahuila, Nuevo León, San Luis Potosí y Oaxaca (SIAP, 2019). Dentro de este gran grupo de plantas se encuentran los pitayos, los cuales son un tipo cactus columnar. Estos crecen en suelos con bajas precipitaciones y climas áridos (Casas *et al*., 1998) y requieren mínimas prácticas de manejo. Algunas de las especies pertenecientes al género *Stenocereus*,

[1] Laboratorio de Postcosecha de Recursos Fitogenéticos y Productos Naturales.
[2] Departamento de Ciencias de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa, CDMX, 09340, México. *E-mail address*: fdls@xanum.uam.mx,
[3] Colegio de Ciencias y Humanidades, Plantel Casa Libertad, Universidad Autónoma de la Ciudad de México, Iztapalapa, CDMX, 09620, México.

reconocido dentro de los más importantes del grupo de las cactáceas por su producción de frutos son: *S. pruinosus, S. griseus, S. queratoensis* y *S. stellatus*. Algunas de estas especies han sido estudiadas en las últimas décadas, específicamente *S. stellatus,* la cual crece en los estados de Puebla, Morelos y Guerrero y Oaxaca (Casas *et al*., 1998), donde este último cuenta con la mayor parte de la superficie sembrada. Los principales aspectos estudiados sobre *S. stellatus* han sido su domesticación, que nos permite conocer como la intervención de la población ha modificado sus características físicas, morfológicas, sensoriales, su biología reproductiva y su composición química.

En este capítulo, se hace una pequeña recopilación de algunos de los aspectos relevantes sobre una de las especies de cactáceas cuyos frutos se consideran como exóticos por sus atractivos colores, sabores característicos, y que se están perfilando como una fuente importante de compuestos bioactivos.

2. Origen

Las cactáceas tienen su origen en el continente americano y están ampliamente distribuidas en el mismo (Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada, 1978). México se ha caracterizado por ser un centro de asentamiento y diferenciación importante para esta familia de plantas, hallándose una gran cantidad de especies endémicas, con adaptaciones de acuerdo con la gran diversidad de climas de nuestro país.

La teoría más reconocida acerca del origen de las cactáceas es la de Buxbaum, quien determinó que las especies más antiguas eran plantas foliadas que habitaron en la región del Caribe y que en la actualidad están extintas. Plantas mesófilas que a finales del período terciario habitaban zonas con clima subtropical cálido-húmedas y que gradualmente fueron adquiriendo sus características xerófilas al ir cambiando el medio ambiente y formándose desiertos (Granados *et al*., 1999).

Las excavaciones arqueológicas realizadas en el Valle de Tehuacán, Puebla señalan que el consumo de las cactáceas se llevaba a cabo desde los años 6500 A.C. Con los restos fosilizados de tallos y frutos

se han podido identificar casi en su totalidad aquellas cactáceas. La importancia de estas plantas en la vida de diversas civilizaciones y tribus de México quedo plasmada en sus códices. Se estima que las cactáceas eran empleadas como alimento, para usos medicinales y en ceremonias religiosas (Granados *et al*., 1999).

Se cree que la especie *S. stellatus* evolucionó a partir de sus ancestros nativos de América del Sur que emigraron al territorio mexicano generando la amplia diversidad actual y que se ha propagado a las islas del Caribe, Centroamérica, Venezuela y hasta el sur de los Estados Unidos, (Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada, 1978).

3. Aspectos botánicos

La clasificación taxonómica del tunillo (*Stenocereus stellatus*) se describe en el cuadro 1 (Guzmán *et al*., 2007).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del tunillo (*Stenocereus stellatus*).

Clasificación taxonómica	
Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Caryophyllales
Familia:	Cactaceae
Género:	*Stenocereus*
Especie:	*S. stellatus*

En el trabajo de Casas *et al*. (1997) se reporta información relevante sobre diferentes aspectos de la interacción entre esta especie y la población del Valle de Tehuacán y la Mixteca Baja. Específicamente se mencionan los usos, el manejo, la nomenclatura, la clasificación de acuerdo con las diferentes etnias y su interacción con la población de estas mismas.

Casas *et al*. (1997) reporta que en el Valle de Tehuacán y en la Mixteca Baja se prepara una bebida alcohólica conocida como colonche, la cual se consume en algunos otros estados como en Sonora y San

Luis Potosí, esta bebida se prepara con frutos de cactáceas de los géneros *Opuntia* spp. y *Stenocereus thurberi,* pero en el Valle de Tehuacán y la Mixteca se prepara con frutos de *S. stellatus*. Además de los frutos, que son la principal parte consumida de esta especie, se reporta el consumo de las semillas en la preparación de salsas, de los tallos, así como de los brotes de las flores. Por ello la población de estas regiones prefiere cultivar plantas cuyos frutos no sean rojos, de sabor dulce, de cáscara delgada y con pocas espinas (Casas *et al*., 1998). El color ha sido la característica fundamental para su clasificación tanto en la población Nahua, Popoloca y Mixteca.

4. Crecimiento y desarrollo

Esta planta crece en los estados de Puebla, Oaxaca, Guerrero y Morelos, en regiones áridas y semi-áridas con precipitaciones entre 300 a 800 mm anuales, en suelos calcáreos (arcinosos y rocas volcánicas) (Casas *et al*., 1998). *S. stellatus* es un cactus columnar con ciertas características morfológicas que le diferencian de otras especies de cactus, entre ellas su tamaño, este puede medir de 2 a 6 m de largo, su número de costillas varía entre 8 y 12 y presenta flores de color rojo o rosado (Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada, 1978). Los frutos de esta cactácea son conocidos como pitaya de agosto, xoconochtli o tunillo (Casas *et al*., 1997; Gómez *et al*., 2000; Flores-Monter *et al*., 2011), los cuales presentan una gama de colores atractivos, esta característica física fue utilizada para clasificarlos por los diferentes grupos étnicos, además de otras características morfológicas. Los Nahuas, Mixtecos y Popolocas llegaron a clasificarlos en: rojos, rosas, púrpuras, amarillos, naranjas y blancos. Esta clasificación actualmente es usada para la identificación de los frutos de esta especie por los pobladores locales.

Para que una planta de esta especie alcance su etapa de fructificación suelen pasar entre 3 y 6 años y se reporta que la temporada de cosecha de los frutos se encuentra entre agosto y septiembre (Casas *et al*., 1998), sin embargo, los colectores locales mencionan que aún se pueden cosechar frutos, en noviembre, aunque de menor tamaño y con un menor rendimiento de frutos por planta. Su colecta suele ser de zonas silvestres plantaciones y huertos familiares (Corrales-García, 2002).

Esta especie puede reproducirse tanto de forma vegetativa como sexual. Existen investigaciones que han buscado promover ambas formas de cultivo. López-Gómez *et al*. (2000) reportaron condiciones de cultivo propicias para la propagación vegetativa de esta especie (0.5 m de longitud del brazo, plantación de forma vertical y remoción de la forma apical). Por otra parte, en el trabajo de Álvarez-Aguirre y Montaña (1997) se presentan resultados de la evaluación de diferentes condiciones de germinación y el acondicionamiento de plántulas bajo condiciones simuladas para su propagación a partir de semilla. Mientras que en la investigación de Martínez-Villegas *et al*. (2011) evaluaron condiciones *in vitro* para favorecer la reproducción de *S. stellatus*. Estas investigaciones están generando conocimiento que permitirá mejorar las condiciones para la propagación sexual de esta especie, porque en este momento la principal forma de reproducción es la vegetativa, que limita la variación genética.

En la Figura 1, se muestran los frutos de los cuatro colores que describen los colectores locales de pitayas de la especie *S. stellatus,* así como la planta, la flor y frutos en planta (Figura 2).

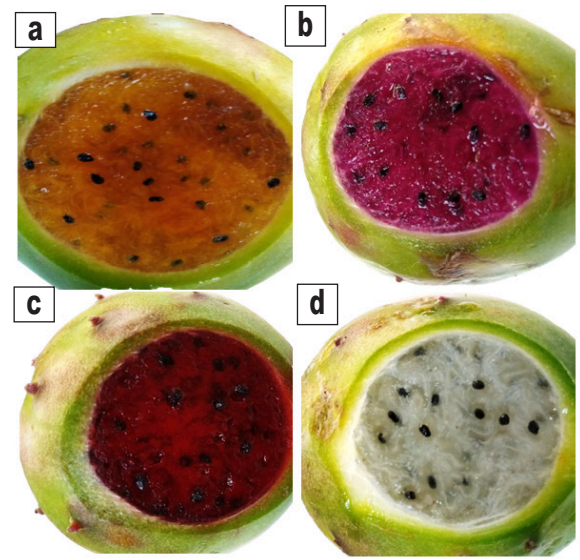


Figura 1. Frutos de la especie *S. stellatus* identificados por el color de su pulpa a) naranja, b) púrpura, c) rojo y d) blanco. Fuente: Propia.

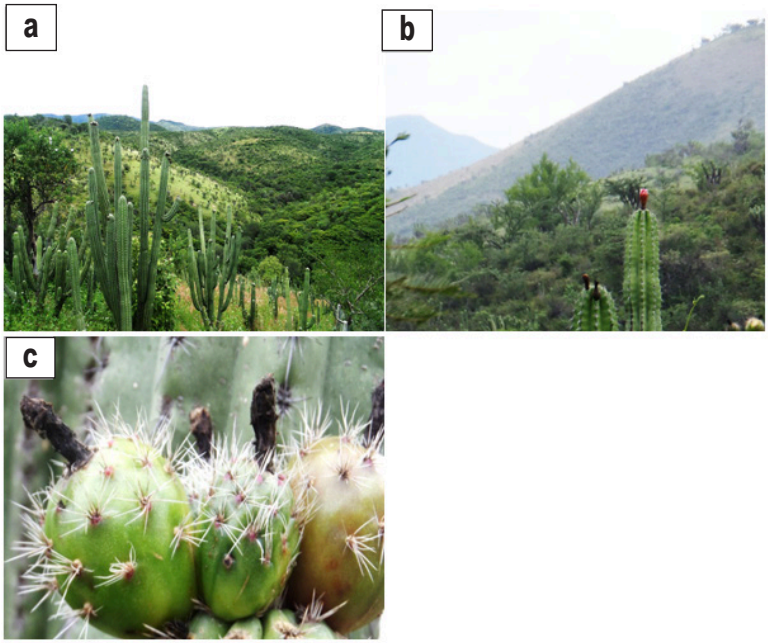


Figura 2. a) Planta, b) flor, c) frutos en desarrollo de la especie *S. stellatus* crecidas en el estado de Oaxaca. Fuente: propia.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

La información actual sobre los factores ambientales, condiciones de suelo y factores de precosecha que afectan la calidad de los frutos de pitayo son relativamente escasos.

Los frutos de *S. stellatus* son cosechados desde agosto hasta el mes de noviembre, sin embargo, este último mes se considera de baja producción. De acuerdo con Corrales-García, (2002) esta especie presenta tres sistemas de producción: silvestre, plantaciones y huerto familiar, siendo este último el sistema de mayor superficie y producción de pitayas en las mixtecas. Se estima que el área de cultivo de *S. stellatus* es de 540.161 ha, de las cuales 76.698 ha presentan un muy alto potencial y 313.994 ha un potencial alto, evaluando la producción en la Mixteca baja Poblana (Monter *et al.*, 2012).

Para el cultivo *de S. pruinosus y stellatus* dos especies endémicas de la Mixteca Poblana, se sugieren altitudes no mayores de 1,750 y 1,500 respectivamente ya que a alturas mayores se han observado efectos negativos en el sabor y un desarrollo tardío en la maduración de los frutos. La orientación del terreno no se considera una variable importante, sin embargo, se recomienda sur y sureste para climas fríos y norte, noroeste para climas cálidos, con pendientes no mayores a 15° para evitar erosiones. Con lo que respecta a las condiciones de suelo se recomienda que sean someros, arenosos y pedregosos, de textura franca con porcentaje de limo y arcilla menores a un 15 % y con partículas no mayores de 2 mm, con un buen drenaje y un pH óptimo de 6.5 a 7.5 (Monter *et al*., 2012). Las condiciones de precipitación son uno de los aspectos relevantes durante el periodo de fructificación. García-Suárez *et al*. (2007) revelan una alta correlación entre el desarrollo de los frutos de *S. stellatus* y la temporada de lluvia.

Se conoce poco sobre el manejo de estas cactáceas, Por lo que se han hecho estudios para encontrar información más puntual sobre algunos aspectos precosecha. Una de las prácticas comunes para aumentar y homogenizar la producción de frutos, es la técnica de aclareo que consiste en eliminar algunos frutos antes de su maduración con el fin de evitar la competencia por los nutrientes durante el desarrollo de los mismos. No se tiene referencia de esta técnica en *S. stellatus,* pero ha sido evaluada en la especie *S. griseus* (Sánchez, 2006).

Los factores ambientales están estrechamente relacionados con los procesos metabólicos, cuyos cambios se ven claramente reflejados en la síntesis de los diferentes metabolitos presentes en los frutos. De acuerdo con Martínez y Cruz, (1995) los frutos de pitaya se clasifican como frutos no climatéricos presentando una tasa respiratoria inicial de 24 a 31 mg de CO_2/kg·h. Una de las principales características de este tipo de frutos es que no presentan maduración de consumo después de su colecta, por lo que sus características organolépticas de consumo deben ser las óptimas al momento de ser cosechados. Estos aspectos deben ser evaluados con más profundidad para mejorar la producción de esta cactáceas.

6. Madurez, calidad e índice de cosecha

Las frutas y hortalizas son productos hortofrutícolas que deben alcanzar ciertas características físicas y organolépticas para poder ser cosechados y comercializados. De acuerdo con la FAO la madurez o momento de cosecha (donde el primer término es más preciso en términos idiomáticos) es la etapa donde se ha alcanzado el final de su desarrollo o en términos de madurez comercial, que hace referencia al estado en el cual el producto manifiesta ciertas características requeridas por el consumidor. En ambos casos existen diferentes parámetros bien establecidos para algunos productos hortofrutícolas como es el caso de los cítricos cuya relación de sólidos solubles SST/acidez es uno de los principales indicadores de cosecha.

Sin embargo, para algunos otros frutos aún es necesario establecer parámetros que ayuden a identificar el punto óptimo en el cual el fruto debe ser cosechado. Tal es el caso de los frutos de las cactáceas cuya recolección como en el caso de *S. stellatus* se realiza tomando en cuenta solo en sus características físicas como el desprendimiento de sus espinas y el brillo de su cáscara de acuerdo con lo reportado por los colectores locales. Esta información es de utilidad, sin embargo, es necesario que se determinen parámetros químicos y físicos de los frutos los cuales se reflejan en sus características organolépticas. El hecho de identificar los parámetros que influyen de forma puntual en la aceptabilidad del consumidor impulsaría el desarrollo de normas que establezcan categorías que indiquen el grado de calidad tanto para el consumo nacional como de exportación de estos frutos.

Actualmente, existe una normativa para algunas especies de cactáceas, en la cual encontramos la norma para la especie de *Opuntia ficus* (NMX-FF-030-1995) en la cual se establecen parámetros físicos, organolépticos y fisicoquímicos. El grado de madurez para esta especie está determinado particularmente por su contenido de SST que no debe ser mayor al 12 %, el hundimiento de su receptáculo (dependerá de cada tipo comercial), el color (el cual debe cubrir mínimo un 25 % de la superficie del fruto). Otros géneros que se encuentran bajo norma son *Selenicereus* e *Hylocereus* las cuales pertenecen a la clasificación de las pitayas.

Esa norma (Norma del Codex para la pitahaya-Codex stan 237-2003) especifica ciertos criterios para la clasificación de los frutos de ambas cactáceas, entre estos se incluye el calibre del fruto (peso), la ausencia de defectos y la textura entre otras características físicas y de apariencia.

Algunos autores reportan una gran diversidad entre las características químicas de los diferentes tipos de pitayas, incluyendo las de la misma especie (Chuck-Hernández *et al*., 2016). Por lo que sería esencial realizar estudios más puntuales que permitan caracterizar químicamente estos frutos para así establecer una normativa a través de este parámetro.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

Se han realizado algunos estudios sobre esta especie enfocados principalmente a evaluar sus procesos de adaptación, morfología y reproducción (Casas *et al*., 1999a,1999, 2007; Cruse *et al*., 2013), sin embargo, el aspecto postcosecha ha sido poco estudiado, lo que ha limitado su comercialización. La pérdida de la calidad de los productos hortofrutícolas por un mal manejo después de la cosecha puede afectar de tal forma que se estima que al consumidor final le llega del 49 al 82 % de la producción total (Bosques *et al*., 2015). Por este hecho, es importante conocer las tecnologías postcosecha que ayuden a disminuir y/o controlar la perdida de la calidad física, nutrimental y organoléptica de los productos hortofrutícolas como el caso de los frutos de pitayo.

De acuerdo con la FAO las pérdidas postcosecha se clasifican en primarias y secundarias, donde las primeras engloban: biológicas, microbianas, químicas, bioquímicas, mecánicas y fisiológicas. Las secundarias comprenden procesos de secado, infraestructura de almacenamiento, transporte inadecuado, planificación de los procesos tanto de cosecha como de producción entre otras. Es importante conocer cuáles son los factores que pueden afectar de forma más considerable el fruto que se esté comercializando ya que ayudara a implementar mejores condiciones para su manejo.

Existe poca información sobre los aspectos postcosecha en los frutos de pitayo, sin embargo, se presenta un breve panorama de algunas de las investigaciones que han evaluado estos aspectos. Algunos autores reportan que los frutos de especies del género *Stenocereus* deben comercializarse el mismo día que se recolectan y algunas otras dan un límite de 3 a 4 d (Corrales-García, 2002). La temperatura y humedad de almacenamiento son factores determinantes para la vida de anaquel por lo que es necesario conocer las condiciones óptimas de cada fruta. Las condiciones para *S. stellatus* aún no se precisan, pero se reporta que *S. queratoensis* especie que pertenece al género *Stenocereus* presentó una menor pérdida de calidad cuando se almacenó a 9 °C por 11 d, comparado cuando se almacenó a 11 °C (Corrales-García, 2002). En el trabajo de García-Cruz *et al*. (2016) reportan que la vida media de almacenamiento de frutos de *S. stellatus* fue de 6 d almacenados a 24 ± 2 °C con una humedad relativa del 90 %.

La comercialización en fresco de frutos de pitayo es básicamente a nivel regional, ya que no se conocen las condiciones de almacenamiento para su distribución a distancias más largas. Por tal, la importancia de evaluar diferentes técnicas postcosecha para mantener la calidad de los frutos. El empleo de biopelículas ha sido una técnica muy común para mantener la calidad de frutas frescas ya que evita la pérdida de peso por transpiración, además de dar una mejor apariencia. Hernández-Valencia *et al*. (2019) evaluaron en los frutos de la especie *S. pruinosus* el efecto de diferentes recubrimientos sobre ciertos parámetros de calidad durante su almacenamiento a 10 ± 2 °C con una humedad relativa de 80 ± 5 %. El mejor resultado lo encontraron con el recubrimiento de quitosano entrelazado con hidroxipropilmetilcelulosa y emulsión de Neem. Estos estudios están siendo la base para el desarrollo de técnicas que pueden ser aplicadas en la especie *S. stellatus*.

Por el momento la única práctica realizada por los productores locales después de colectarlos y colocarlos en una cesta (Figura 3a) es retirarles las espinas (Figura 3b) para ser vendidos casi de forma inmediata como frutos frescos (Figura 3c), en los diferentes sitios locales de venta o para su envío a mercados regionales.

8. Tecnologías para la conservación

Los frutos del pitayo son extremadamente perecederos, estos deben ser comercializados en los primeros días de su cosecha. Su gran contenido de agua y la facilidad con la que pierden sus propiedades organolépticas son los principales factores que limitan su comercialización como producto fresco.

En la Figura 4, se muestran una posible forma de empaque en clamshell para los frutos comercializados en fresco. En algunas zonas productoras se emplean algunas tecnologías para procesar y así aumentar el tiempo para el consumo de estos frutos como: la fabricación de mermeladas, bebidas fermentadas, nieves, licores y jarabes (Corrales-García, 2002). Pero aun así el mercado sigue siendo muy limitado para la comercialización de la pitaya. El enfoque actual se está dirigiendo principalmente a la extracción de los pigmentos (betalaínas) de estas frutas para su uso como colorantes en diferentes sectores como el área de alimentos, farmacéutica y cosmética.

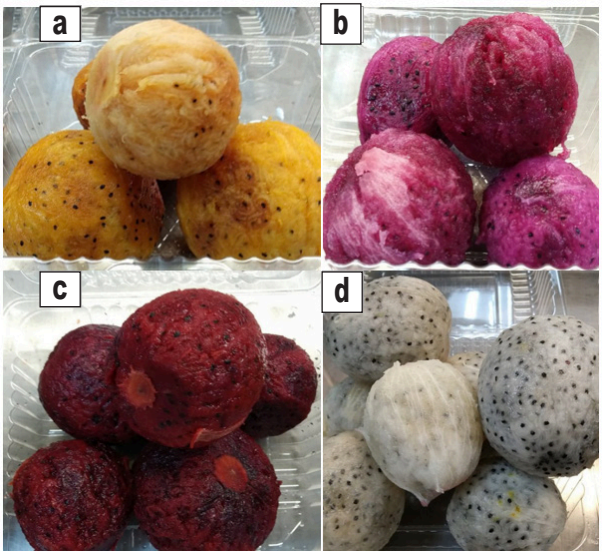


Figura 3. Preparación de los frutos para su venta en fresco en establecimientos locales, a) frutos con espinas b) y c) frutos desespinados (eliminación de espinas). Fuente: propia.

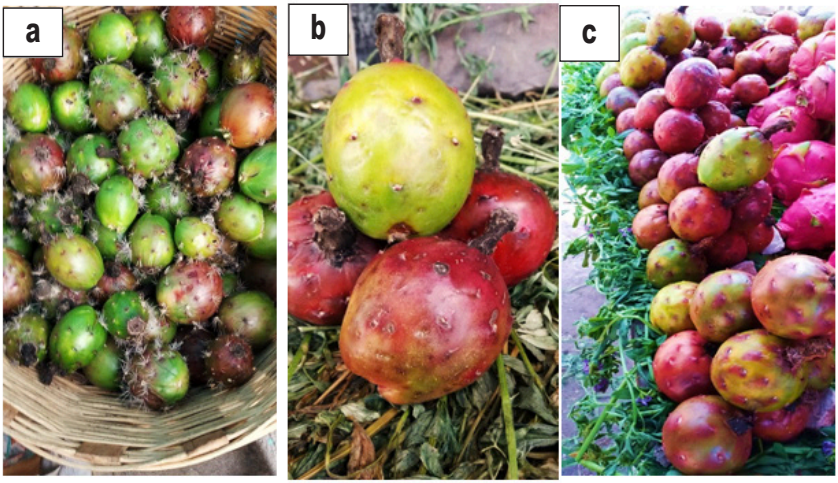


Figura 4. Frutos de *S. stellatus* a) naranja, b) púrpura, c) rojo y d) blanco procesadas por operaciones preliminares (eliminación de espinas y cáscara). Fuente: propia.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

Los frutos de pitayo contienen un alto contenido de agua que corresponde a cerca de un 87 % de su peso total lo que los convierte en un producto de consumo ideal en regiones con climas cálidos. Su contenido de carbohidratos es de aproximadamente del 10 %, también son una fuente de fibra y minerales (Pérez-Loredo *et al.,* 2016).

Algunos autores han evaluado los compuestos químicos de los frutos de diferentes colores de esta especie (Cuadro 2), que han presentado bioactividad tanto *in vitro* como *in vivo* (Khan, 2016). Esta actividad se ha atribuido principalmente a su contenido de betalaínas y compuestos fenólicos. Ambos grupos de compuestos han sido estudiados de diferentes fuentes vegetales y se ha visto que presentan efectos anticancerígenos, tumorales, anti-lipidémicos, antimicrobianos y además presentan una alta actividad antioxidante (Kapadia *et al.*, 1996; Gengatharan *et al.*, 2015; Esatbeyoglu *et al.*, 2015; Belhadj *et al.*, 2017).

Cuadro 2. Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante de frutos de *S. stellatus*.

	Rojo	Cereza	Amarillo	Blanco	Referencias
Fenoles totales (mg eq ác. Gálico/100 g peso seco)	1384.3 ± 10.4	1552.2 ± 37.0	2129.1 ± 5.5	2395.3 ± 42.6	Beltrán-Orozco et al., 2009.
Fenoles totales (mg eq ác. Gálico/kg peso fresco)	707.7 ± 90.6	NA	NA	351.6 ± 42.7	García-Cruz et al., 2016.
Capacidad antioxidante (µmol eq. Trolox/g)	11.0 ± 0.2	12.2 ± 0.1	16.8 ± 0.2	17.3 ± 0.1	Beltrán-Orozco et al., 2009.
Betalaínas totales (mg/kg peso fresco)	571.3 ± 66.9	NA	NA	7.8 ± 2.0	García-Cruz et al., 2016.
Betalaínas totales (µg/g peso seco)	2968.6 ± 117.4	NA	1063.0 ± 8.4	ND	Pérez-Loredo et al., 2016.

ND= No Detectado, NA=No Analizado

10. Importancia económica

La especie *S. stellatus* se ubica entre las cactáceas más importantes que producen fruta en México (Pimienta-Barrios y Nobel, 1994) y es considerada de acuerdo con la *International Society for Horticultural Science* entre las 10 especies de cactáceas con mayor potencial económico tanto para México, como Centro y Sudamérica (Sedgley y Gardner, 1989 citado en Casas *et al.*, 1989).

La producción de pitaya en México está básicamente concentrada en los estados de Michoacán, Morelos, Colima, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Puebla y Yucatán, siendo los mayores productores Jalisco, Oaxaca y Puebla. La producción total reportada en 2018 fue de 4,207 t que aportaron una entrada de 68,461 miles de pesos (Cuadro 3). Este reporte incluye diferentes especies del género *Stenocereus*.

Cuadro 3. Producción de Pitaya en México por entidad federativa.

Entidad federativa	Superficie (ha)			Producción	(udm/ha)	PMR ($/udm)	Valor Producción (miles de Pesos)
	Sembrada	Cosechada	Siniestrada				
Colima	2.00	2.00	0.00	6.50	3.25	15756.21	102.42
Jalisco	288.00	267.00	0.00	1875.67	7.02	18475.14	34653.27
Michoacán	6.00	6.00	0.00	21.70	3.62	15349.47	333.08
Morelos	14.20	14.20	0.00	80.94	5.70	5025.25	406.74
Nayarit	25.50	21.50	0.00	174.15	8.10	8516.23	1483.10
Oaxaca	1095.50	885.00	0.00	1306.45	1.48	17404.05	22737.52
Puebla	177.00	171.00	0.00	734.15	4.29	11780.95	8648.98
Yucatán	54.20	1.00	0.00	8.00	8.00	12000.00	96.00
	1692.40	1367.70	0.00	4,207.56	3.08	16270.98	68461.11

ha=hectárea, udm= unidad de medida. Año: 2018, Producción Agrícola, Ciclo: Cíclicos – Perennes, Modalidad: Riego + Temporal, Cultivo: Pitaya. Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/ (Consultado 05/11/2021).

11. Usos potenciales

Las diferentes partes de la planta de la especie *S. stellatus* tienen usos diversos para los productores locales, los tallos frescos se usan de manera rutinaria como forraje para alimentar ganado vacuno y caprino, y una vez secos, sirven como leña. Esta planta se utiliza también como cerca viva y cuando se planta en surcos, sujeta el suelo de las terrazas de cultivo (Casas y Valiente-Banuet, 1995). La principal demanda para consumo humano, es como fruta fresca; sin embargo, también se utiliza en la preparación de mermeladas, conservas, preparación de bebidas dulces y alcohólicas.

Actualmente, este fruto está posicionándose como una fuente alternativa para la extracción de pigmentos. Algunas investigaciones han dirigido su atención en evaluar sus componentes químicos para caracterizar este fruto (Chuck-Hernández *et al*., 2016; García-Cruz *et al*., 2016; Cervantes *et al*., 2020; Díaz de León-Sánchez *et al*., 2020). Las betalaínas que son los compuestos responsables de la gama de colores de estos frutos, han sido básicamente extraídas de la remolacha o betabel (*Beta vulgaris*), sin embargo, se presentan algunas desventajas como la alta carga microbiana, el olor y sabor peculiar de este tubérculo. Por lo que la especie *S. stellatus* podría convertirse en una excelente opción para obtener betalaínas y así colocarse como un fruto importante para su uso a nivel industrial.

En el cuadro 2, se muestran los resultados del análisis químico que incluyen la cuantificación de betalaínas reportados por algunos investigadores que proponen a esta especie como una fuente importante para la extracción de estos pigmentos. Los frutos de color rojo (Figura 5) tienen un mayor contenido de betalaínas que los de colores naranja y púrpura.



Figura 5. a) corte longitudinal b) corte transversal del fruto rojo de la especie *S. stellatus*. Fuente: propia.

Es importante mencionar que la síntesis de pigmentos está estrechamente relacionada con la etapa de maduración de los frutos, por lo que sería conveniente establecer parámetros de cosecha para este fruto ya que la información que existe sobre aspectos precosecha y postcosecha es casi nula.

Además, la especie de *S. stellatus* ha sido propuesta como alternativa para la extracción de componentes químicos que presentan actividad farmacológica lo que permitirá el aprovechamiento de este fruto en esta industria (Cervantes *et al.*, 2020; Díaz de León-Sánchez *et al.*, 2020).

12. Conclusiones

El conocimiento ancestral de las características de *S. stellatus*, ha permitido su uso tradicional en las comunidades donde crece en forma silvestre o donde se cultiva y esto ha permitido su comercialización a nivel local, lo cual es una fuente de recursos pequeña para estas comunidades. Sin embargo, el interés por estudiarla ha permitido vislumbrar algunos de sus posibles usos potenciales, en la industria alimentaria y farmacológica entre otras, así como alargar su vida de anaquel para poder comercializarla ya no solo a nivel local. Este co-

nocimiento seguramente traerá mayores beneficios económicos a las comunidades.

Para cristalizar el beneficio a las comunidades, todavía son necesarios más estudios sobre esta planta no solo para conocerla mejor, sino también para implementar estrategias para lograr un cultivo más tecnificado en las regiones donde crece para que puedan satisfacer las necesidades de la industria que pudiera necesitarla.

13. Bibliografía

Álvarez-Aguirre, M.G., Montaña, C., 1997. Germinación y supervivencia de cinco especies de cactáceas del Valle de Tehuacán: Implicaciones para su conservación. *Acta Botánica Mexicana* 40, 43–58.

Belhadj, S. I., Najar, T., y Abderrabba, M., 2017. Chemical and antioxidant properties of betalains. *Journal of agricultural and food chemistry* 65(4), 675-689. https://doi.org/10.1021/acs.jafc.6b04208.

Beltrán-Orozco, M. C., Oliva-Coba, T. G., Gallardo-Velázquez, T., y Osorio-Revilla, G., 2009. Ascorbic acid, phenolic content, and antioxidant capacity of red, cherry, yellow and white types of pitaya cactus fruit (*Stenocereus stellatus* Riccobono). *Agrociencia 43*(2), 153-161.

Bosques, E., Pelayo, C., y Yáñez, M. D. L., 2015. Estudios fisiológicos y tecnología postcosecha de frutas y hortalizas. Editorial UAM, México DF. pp. 157

Bravo-Hollis, H., y Sánchez-Mejorada, R. H., 1978. Las Cactáceas de México: volumen I. *Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México*. Editorial UNAM, México DF, pp. 755

Casas, A., Valiente-Banuet, A., 1995. Etnias, recursos genéticos y desarrollo sustentable en zonas áridas y semiáridas de México. IV curso sobre desertificación y desarrollo sustentable en América Latina y el caribe, 21 agosto-15 septiembre. Montecillo, México. PNUMA, FAO, Colegio de Postgraduados en Ciencias Agricolas, Chapingo. pp. 37-66.

Casas, A., Pickersgill, B., Caballero, J., y Valiente-Banuet, A., 1997. Ethnobotany and domestication in xoconochtli, *Stenocereus stellatus* (Cac-

taceae), in the Tehuacán Valley and la Mixteca Baja, México. *Economic Botany* 51(3), 279-292.

Casas, A., Valiente-Banuet, A., y Caballero, J., 1998. Domestication of *Stenocereus stellatus* (Pfeiffer) Riccobono (Cactaceae). *Botanical Sciences* (62), 129-140. https://doi.org/10.17129/botsci.1556

Casas, A., Caballero, J., Valiente-Banuet, A., Soriano, J. A., y Dávila, P., 1999a. Morphological variation and the process of domestication of *Stenocereus stellatus* (Cactaceae) in Central Mexico. *American Journal of Botany 86*(4), 522-533. https://doi.org/10.2307/2656813

Casas, A., Valiente-Banuet, A., Rojas-Martínez, A., y Dávila, P., 1999b. Reproductive biology and the process of domestication of the columnar cactus *Stenocereus stellatus* in Central Mexico. *American Journal of Botany 86*(4), 534-542. https://doi.org/10.2307/2656814

Casas, A., Otero-Arnaiz, A., Perez-Negron, E., y Valiente-Banuet, A., 2007. *In situ* Management and Domestication of Plants in Mesoamerica. *Annals of botany 100*(5), 1101-1115. https://doi.org/10.1093/aob/mcm126

Chuck-Hernández C, Parra-Saldívar R, Sandate-Flores L., 2016. Pitaya (*Stenocereus spp*.). Encyclopeadia of food and health pp 385–391. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384947-2.00775-3.

Codex alimentarius, Norma del codex para la pitahaya (codex stan 237-2003).

Corrales-García, J., 2002. Caracterización, postcosecha, aprovechamiento e industrialización de pitayas y pitahayas, 1ª edición, Universidad Autónoma Chapingo, CIESTAAM, México.

Cruse, S. J. M., Parker, K. C., Friar, E. A., Huang, D. I., Mashayekhi, S., Prince, L. M., Otero-Arniz, A., y Casas, A., 2013. Managing diversity: Domestication and gene flow in *Stenocereus stellatus* Riccob. (Cactaceae) in Mexico. *Ecology and evolution 3*(5), 1340-1355. https://doi.org/10.1002/ece3.524.

Díaz de León-Sánchez, F., Hernández-Trigueros, P.D., Rodríguez-Verástegui, L.L., Oidor-Chang, V.H., Cervantes-Arista, C., Aarland, R.C., Sierra-Palacios, E., Mendoza-Espinoza, J.A., 2020. Chemical composition

of juice and antihyperglycemic studies in seed of the prehispanic fruit tunillo (*Stenocereus stellatus*) collected in Oaxaca, Mexico. *Indian Journal Traditional Knowledge* 19, 580-584.

Esatbeyoglu, T., Wagner, A. E., Schini-Kerth, V. B., y Rimbach, G., 2015. Betanin—A food colorant with biological activity. *Molecular nutrition y food research* 59(1), 36-47. https://doi.org/10.1002/mnfr.201400484.

Flores-Monter, Y. N., Reyna-Trujillo T. J., Cervantes-Ramírez, M. C., y Luna-Morales, C. C., 2011. Distribución geográfica y potencial de *Stenocereus pruinosus* y *Stenocereus stellatus* (Cactaceae) en la Mixteca Poblana, México. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 56(1), 4-20.

Food and Agriculture Organization (FAO) http://www.fao.org/3/Y4893S/y4893s04.htm). (Consultado 26/10/2021)

Food and Agriculture Organization (FAO) https://www.fao.org/3/x5056s/x5056s07.htm (Consultado 05/11/2021)

García-Cruz, L., Valle-Guadarrama, S., Salinas-Moreno, Y., y del Carmen Luna-Morales, C., 2016. Postharvest quality, soluble phenols, betalains content, and antioxidant activity of *Stenocereus pruinosus* and *Stenocereus stellatus* fruit. *Postharvest Biology and Technology 111*, 69-76. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.07.004.

García-Suárez, F., Carreto-Montoya, L., Cárdenas-Navarro, R., Díaz-Pérez, J. C., y López-Gómez, R., 2007. Pitaya (*Stenocereus stellatus*) fruit growth is associated to wet season in Mexican dry tropic. *Phyton 76*, 19-26.

Gengatharan, A., Dykes, G. A., y Choo, W. S., 2015. Betalains: Natural plant pigments with potential application in functional foods. *LWT-Food Science and Technology* 64(2), 645-649. https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.052

Gómez, R. L., Pérez, J. C. D., y Martínez, G. F., 2000. Vegetative propagation of three species of cacti: Pitaya (*Stenocereus griseus*), Tunillo (*Stenocereus stellatus*) and Jiotilla (*Escontria chiotilla*). *Agrociencia* 34(3), 363-367.

Granados, S.D., Mercado, A., Florencia, G., 1999. Las Pitayas de México. *Ciencia y Desarrollo* 145(2), 58-67.

Guzmán, U., Arias, S. y Dávila, P., 2007. Catálogo de autoridades taxonómicas de las cactáceas (Cactaceae: Magnoliopsida) de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. Base de datos SNIB-CONABIO, proyectos Q045 y AS021. México.

Hernández-Valencia, C. G., Román-Guerrero, A., Aguilar-Santamaría, Á., Cira, L., y Shirai, K., 2019. Cross-Linking Chitosan into Hydroxypropylmethylcellulose for the Preparation of Neem Oil Coating for Postharvest Storage of Pitaya (*Stenocereus pruinosus*). *Molecules* 24(2), 219. https://doi.org/10.3390/molecules24020219

Kapadia, G. J., Tokuda, H., Konoshima, T., y Nishino, H., 1996. Chemoprevention of lung and skin cancer by *Beta vulgaris* (beet) root extract. *Cancer letters* 100(1-2), 211-214. https://doi.org/10.1016/0304-3835(95)04087-0

Khan, M. I., 2016. Plant betalains: Safety, antioxidant activity, clinical efficacy, and bioavailability. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety* 15(2), 316-330. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12185.

López-Gómez, R.L., Pérez, JCD., Martínez, G.F., 2000. Vegetative propagation of three species of cacti: Pitaya (*Stenocereus griseus*), Tunillo (*Stenocereus stellatus*) and Jiotilla *(Escontria chiotilla*). *Agrociencia* 34, 363-367

Martínez, G. J., y Cruz, H. J., 1995. Caracterización de frutos de pitaya *Stenocereus griseus* H., en la Mixteca. *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 1(4), 77-81.

Martínez Villegas, Y.M., Andrade Rodríguez, M., Villegas Monter, Á., Alia Tejacal, I., Villegas Torres, O.G., López Martínez, V., 2011. Cultivo *in vitro* de pitayo (*Stenocereus stellatus* [Pfeiffer] Riccobono). *Revista Chapingo*. Serie horticultura 17(3), 95-105

Monter, Y. M. F., de Jesús, T., Trujillo, R., y Cervantes, M. C., 2012. Aptitud agroecológica para el cultivo de *Stenocereus pruinosus* y *S. stellatus* (Cactaceae) en la Mixteca Poblana, México. *Boletín de la Sociedad Latinoamericana y del Caribe de Cactáceas y otras Suculentas* 37.

Nobel, P. S., 1998. Los incomparables agaves y cactus, Editorial Trillas, México, pp. 211. ISBN: 9682407885 9789682407888.

NMX-FF-030-1995. Productos alimenticios no industrializados para uso humano fruta fresca. Tuna. (*Opuntia spp*) especificaciones. Non industrialized food products for human use fresh fruit. Cactus pear (*opuntia spp*). Specifications. Normas mexicanas. Dirección general de normas.

Pérez-Loredo, M. G., García-Ochoa, F., y Barragán-Huerta, B. E., 2016. Comparative analysis of betalain content in *Stenocereus stellatus* fruits and other cactus fruits using principal component analysis. *International journal of food properties* 19(2), 326-338. https://doi.org/10.1080/10942912.2015.1022259.

Pimienta-Barrios, E., y Nobel, P. S., 1994. Pitaya (*Stenocereus spp*., Cactaceae): An ancient and modern fruit crop of Mexico. *Economic Botany* 48(1), 76-83. https://doi.org/10.1007/BF02901385

Ramírez-Rodríguez, Y., Martínez-Huélamo, M., Pedraza-Chaverri, J., Ramírez, V., Martínez-Tagüeña, N., Trujillo, J. 2020. Ethnobotanical, nutritional and medicinal properties of Mexican drylands Cactaceae Fruits: Recent findings and research opportunities. *Food Chemistry* 312, 126073. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.126073

Sánchez, T. J., 2006. Aclareo de frutos de pitaya (*Stenocereus griseus*) en la región Mixteca baja Oaxaqueña (Doctoral dissertation, Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Metropolitana, México).

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), 2019 (https://www.gob.mx/siap/es/articulos/dia-nacional-de-las-cactaceas222638?idiom=es (Consultado, 26/10/2021).

VERDOLAGA (*Portulaca oleracea* L.): Hortaliza nativa de alto potencial de producción, consumo y comercialización en México

Luz María Mera Ovando[1]. Robert Arthur Bye Jr[1]. Clemente Villanueva Verduzco[2]. Delia Castro Lara[1]. Josefina Morales de León[3]. Bernardo Lucas Florentino[4]. Guadalupe Palomino Hasbach[1]. Joel Rodríguez Servin[1].

1. Introducción

La verdolaga es una hortaliza de impulso que aporta proteína, vitaminas y minerales a las dietas diarias de los mexicanos. El Sistema de Información Agrícola y Pecuaria en México (SIAP, 2018) reporta su producción en CDMX, Morelos, Estado de México y Baja California. A pesar del potencial nutricional de esta hortaliza, aún existen diversas barreras – principalmente por el conocimiento limitado en el medio urbano como planta comestible valiosa, su baja promoción comercial y el manejo limitado postcosecha – para detonar su producción, comercialización y consumo a lo largo de país.

La verdolaga es una planta de origen asiático, siendo México un posible centro de diversificación, que ha sido consumida por la población rural del país desde tiempos prehispánicos; sin embargo, se man-

[1] Jardín Botánico, Instituto de Biología UNAM.
[2] Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo.
[3] Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Salvador Zubirán.
[4] Facultad de Química, UNAM. Correo electrónico: projects@ib.unam.mx

tiene en un proceso activo de domesticación como verdura. Diversos estudios han documentado su aprovechamiento como: 1) arvense, que puede recolectarse a orillas de parcelas o al interior de la milpa y de otros cultivos básicos; o 2) cultivada en bloques individuales de manejo intensivo, bajo un sistema agrícola sencillo establecido en los últimos 30 años. La zona chinampera de la CDMX y la de Cuautla Morelos son las áreas del país donde la verdolaga representa un cultivo económicamente rentable, ya que cubren la demanda de consumo del centro del país (López, 1984; Mera *et al*., 2011a).

La verdolaga es considerada una hortaliza nativa y un elemento importante de las dietas rurales del país. Entre la población mexicana, el consumo y conocimiento de la planta como un alimento cotidiano, se hace notorio por los diversos nombres comunes que le han otorgado los pueblos originarios del país: mixquilit (nahuatl), x'pul cac (totonaco), xukul (maya), matac'ani (otomí), Sa´mó (raramurí) (Mares, 1999; Martínez *et al*., 2001). Esta planta es una hortaliza fresca, jugosa, versátil, nutritiva y medicinal; además, es fuente importante de fibra, minerales, vitaminas, proteína, y compuestos bioactivos benéficos al organismo como recurso nutraceútico (Lim y Quah, 2007; Lim *et al*., 2014; Terrón, 2016; Román *et al*.,2018; Santiago *et al*., 2018, 2019).

Típicamente, la verdolaga se consume en sopas y guisados que algunas veces se acompañan con alimentos de origen animal como carne de cerdo y de pollo. Con el impulso que han generado los programas para el control de enfermedades crónicas y de la obesidad, su consumo en fresco se ha incrementado; principalmente en ensaladas y como complemento en platillos preparados. Lo anterior se debe principalmente al aporte de ácidos grasos omega 3 y omega 6, al contenido de fibra dietética, compuestos antioxidantes fenólicos y flavonoides lo cual la hace un alimento de fácil disponibilidad (Kobt, 2011; Mera *et al*., 2014; Shanker y Debnath, 2019).

Recientemente, el manejo postcosecha, embalaje y presentación de la verdolaga se ha convertido en un aspecto determinante para detonar su comercialización como una hortaliza clave en la dieta de los mexicanos. Mantener la calidad visual de sus condiciones físicas y organolépticas es esencial para que la verdolaga se mantenga presente en los diferentes centros de venta y que sea preferida por el

consumidor. A continuación, se describirán los diferentes procesos implementados y desarrollados para mantener la calidad de la verdolaga en postcosecha, incluyendo además las características botánicas, nutracéuticas y medicinales de la planta.

2. Origen

La verdolaga tiene establecido como *centro de origen* el oeste de Asia, posiblemente India, aun cuando existe información donde mencionan los márgenes del norte de África e incluso el centro del desierto del Sahara (De Candolle, 1886; Mathews *et al*., 1993). Sin embargo, debido a los diversos recorridos que el ser humano realizó en el período prehistórico la verdolaga fue introducida a Norte América en compañía de otras plantas (Chapman *et al*., 1974). Diversos estudios arqueológicos han reportado la presencia de polen y semillas de verdolaga en los sedimentos obtenidos a orillas del lago Crawford en Ontario, Canadá. Así como restos de semillas en los estados de Kentucky y Luisana USA, cuyas fechas datan de alrededor de 7000 A.C. (Watson, 1969; Bogle, 1969; Chapman *et al*., 1974; Byrne *et al*., 1975).

En México su imagen se encuentra representada en la sección de plantas comestibles, registradas en el Códice Florentino, elaborado durante la conquista (Sahagún, 1989). La amplia distribución de la planta se explica por ser una especie poliploide y por la duplicación de sus cromosomas, al exhibir mayor plasticidad para adecuarse a diferentes condiciones ambientales (Ford, 1986; Rzedowski *et al*., 2001). Esta plasticidad fenotípica se ha expresado en diferentes morfotipos adaptados a ambientes de manejo muy disímiles y que son reconocidos entre los propios productores. Lo cual se ha cotejado con los estudios realizados sobre la caracterización citogenética y de contenido de ADN a cinco morfotipos de verdolaga en México, brindando información sobre tres niveles de ploidia (aneuploidía y endopoliploidia) contenida en estos morfotipos (Solís *et al*., 2017).

A la par de estos estudios, desde el aspecto agronómico estos morfotipos han sido reconocidos como variedades vegetales locales (Lagunes, 2005). Por otra parte, en México han sido documentadas nuevas especies silvestres de verdolaga. Considerando la información antes

mencionada y el aprecio mostrado hacia la planta por los diferentes pueblos originarios, desde épocas precolombinas, es factible considerar a México como un *centro de diversificación de verdolaga* (Ocampo, 2002, 2003a, 2003b, 2008).

3. Aspectos botánicos

La verdolaga se distribuye ampliamente en las regiones templadas y tropicales del mundo. Desde el punto de vista taxonómico se ha clasificado como *Portulaca oleracea* L. no obstante, su característica de maleza, le confiere una plasticidad fenotípica que en ocasiones no permite separar la especie *P. oleracea,* de otras especies como *P. umbratícola, P. retusa* y *P. cornuta* por lo que se maneja como el complejo *P. oleracea*.

Es una hierba anual, con hábito de crecimiento decumbente o levemente erecto que extiende sus ramas de manera radial.

De tallos suculentos, glabros y verdes a rojizos de 50 cm de largo. Las hojas son alternas enteras de forma ovada, miden de 0.5 a 3.3 x 0.2 a 1.5 cm. Sus flores son actinomorfas amarillas, sésiles, solitarias o agrupadas (2 a 3), con 5 pétalos. Los frutos son cápsulas de tamaño pequeño con una pequeña tapa o puerta (característica que brinda el nombre al género). Las semillas se clasifican como ortodoxas, son microscópicas de color negro, en forma de riñón, y con una viabilidad de 8 años en promedio (Ford, 1986) (Figura 1).

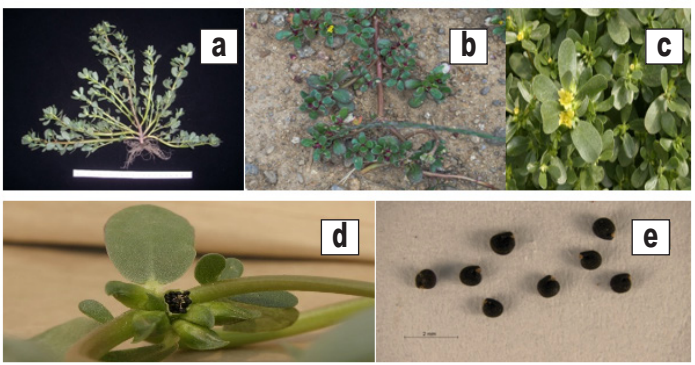


Figura 1. Aspectos morfológicos de *Portulaca oleracea* L. a) planta completa, b) hábito de crecimiento rastrero, c) flores, d) fruto con semillas, y e) semillas.

Luz María Mera Ovando, Robert Arthur Bye Jr., Clemente Villanueva Verduzco, Delia Castro Lara, Josefina Morales de León, Bernardo Lucas Florentino, Guadalupe Palomino Hasbach y Joel Rodríguez Servin

4. Crecimiento y desarrollo

La verdolaga, en la zona chinampera de la Ciudad de México (CDMX), se siembra en mayor proporción como monocultivo de riego a cielo abierto, en bloques individuales de 5 x 8 m de ancho por 12 x 20 m construidos a lo largo de melgas, para manejo intensivo y evitar el arrastre de la semilla con el primer riego (10 kg semilla/ha). Una vez germinada la semilla, las plántulas inician su crecimiento manteniéndose en el terreno alrededor de 30-40 d antes de la cosecha (Figura 2).



Figura 2. Siembra de verdolaga a cielo abierto en Mixquic, CDMX.

Durante este período se realizan diferentes prácticas como: abonada a los 15 d. d. s. (gallinaza una tonelada y media/ha); riego cada 15 d; deshierbe (a los 15 d. d. s.) y; corte-cosecha (a los 30- 40 d. d. s.).

La manipulación comercial de la planta de verdolaga inicia durante la cosecha, cuando tiene una altura aproximada de 20 cm con hojas y tallos bien desarrollados. Su corte se realiza con una hoz a ras de suelo y las plantas se van acomodando en manojos de 5 kg que se atan con hojas de tule (*Typha* sp.) o meca hilo de plástico previo a su lavado para retirar la presencia de tierra que se queda al momento del corte (Figura 3).



Figura 3. Cosecha de verdolaga en Mixquic, CDMX.

Para su empaque se utilizan bolsas grandes de plástico transparente en las cuales acomodan 12 manojos (60 kg/maleta) dejando o no, un "copete" de dos capas de manojos sobrepuestos, a lo que llaman "maletas". En Mixquic se llegan a producir 1000 maletas/ha (60 t/ha). Siendo esta la manera en que se traslada a los diferentes centros de comercialización.

Los productores de verdolaga han mejorado los sistemas de cultivo para producir de manera continua, logrando obtener hasta 5 cosechas al año (300 t/ha·año). La necesidad de una producción constante de verdolaga y la incidencia de heladas en el Valle de México ha fomentado que los productores de CDMX y Morelos compartan el mercado. Durante el ciclo de cultivo primavera-verano, la CDMX es la zona de mayor producción; de manera inversa, en el ciclo otoño-invierno el estado de Morelos mantiene la mayor presencia en el mercado (Figura 4).

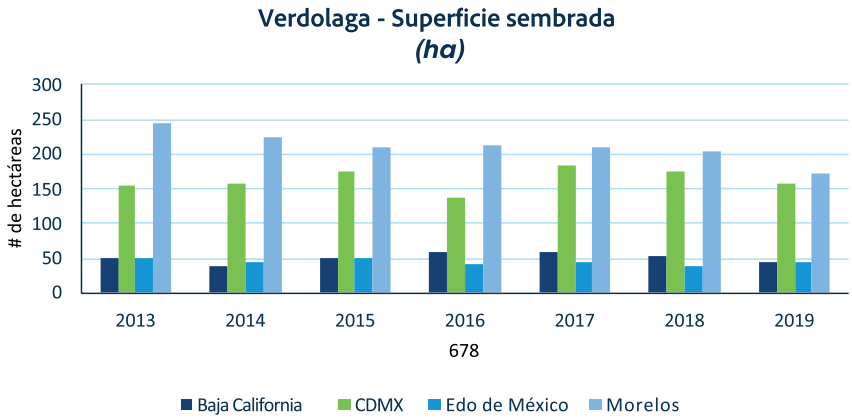


Figura 4. Promedio de la superficie sembrada en los cuatro estados que producen verdolaga; período correspondiente del 2013 al 2019. Fuente: SIAP, 2020.

Los productores han fomentado una selección minuciosa de sus plantas bajo criterios como: la permanencia de la hoja en el tallo durante la cosecha; la precocidad en el crecimiento; el tamaño de la hoja; el diámetro y contenido de fibra en el tallo, la altura de la planta, la ramificación y la condición para mantenerse erecta durante su crecimiento.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

Las plantas de verdolaga se mantienen en el terreno de cultivo alrededor de 30 a 40 d, antes de la cosecha, por lo que durante ese tiempo se encuentran expuestas a diversos factores. Entre los factores más comunes que pueden dañar la cosecha están las granizadas; las heladas tempranas; y las plagas, como son: el gusano trozador que defolia la planta, los trips que raspan las hojas, el pulgón y los gusanos de color verde. Entre las enfermedades que ocasionan daños se reportan bacterias y hongos.

En la zona chinampera se ha presentado el ataque de hongos en las plantas antes del corte, que provoca que las hojas se cubran de man-

chas cafés y se caigan rápidamente limitando la calidad comercial (*Aspergillus niger* y *Alternaria* sp.) (Martínez, 2002; Mera *et al*., 2011b).

6. Madurez, calidad e indicadores de cosecha

Debido a que la verdolaga se consume como hortaliza verdura tipo "quelite" (hojas y tallos tiernos), se cosecha previo a su floración, cuando la planta alcanza los 20 cm de altura, con tallo suculento y al menos 10 hojas formadas en el tallo principal; alrededor de los 30 – 40 d después de la siembra.

Se considera un indicador de la calidad del producto cosechado, el mantener el mayor número de hojas por la planta, a pesar de las diversas manipulaciones postcosecha.

Al momento de la cosecha las plantas son agrupadas en manojos de aproximadamente 5 kg cada uno. Estos manojos son trasladados a sitios fuente de agua de otras zonas para ser lavados y retirar el suelo presente por las raíces, dejando el manojo lo más limpio posible. Una vez que los manojos han sido bien lavados, se acomodan en "maletas" – bolsas con 12 manojos (~60 kg) – que facilitan su distribución en los centros de comercialización (mercados locales, central de abasto, supermercados). Esta manipulación deteriora la planta lo que afecta en ocasiones su presentación, al perder humedad y sufrir diversos daños (compresión de hojas y tallos), al tiempo de que se van desprendiendo algunas hojas.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

La mayoría de las hortalizas, incluida la verdolaga, son consumidas en fresco. Por lo que después de su cosecha se debe mantener al máximo su calidad visual, organoléptica, y nutricional, de manera que se estimule su consumo. En la postcosecha existen factores y aspectos que afectan la calidad del producto, ya sea en el campo, o en el transporte de traslado al empaque o a hacia los centros de venta y en anaquel, antes de que llegue al consumidor. Estos factores son:

a) Temperatura. Es el factor ambiental más importante que influye en el deterioro de las cosechas. Fuera del rango óptimo puede causar un deterioro rápido, por lo que se debe evitar exponer las hortalizas a altas temperaturas, ya sea en el campo o durante el transporte (Kader, 2013). Por lo anterior hay que buscar que los productos circulen protegidos a la sombra antes y durante su traslado, en el caso de la verdolaga se utilizan cobijas humedecidas, o restos de costales para cubrir las "maletas o bultos".

b) Humedad relativa. La verdolaga presenta una vida útil o de anaquel corta, por lo que es muy importante mantenerla húmeda durante el tiempo de su comercialización.

c) Manejo de la cosecha. Debe evitarse el deterioro por la manipulación excesiva, ya sea por maquinaría automatizada, o bien por los propios productores durante los procesos tradicionales o artesanales de cosecha, traslado y distribución.

La idea básica es lograr que el producto se mantenga lo más parecido al momento de su cosecha, se muestre firme, turgente, limpio, mantenga sus características organolépticas e inocuidad alimentaria (Kader, 2013).

Condiciones de almacenamiento de verdolaga.

De manera similar a otras hortalizas, la pérdida de agua y la temperatura afectan la calidad y vida útil de verdolaga durante la postcosecha (Sain *et al.,* 2018). Por lo que, se debe verificar que el producto se encuentre turgente y protegido a la sombra. De hecho, la verdolaga es simultáneamente una hortaliza de hoja y de tallo, siendo siempre las de hoja las más sensibles en su manejo en pre y postcosecha, por su propensión a la deshidratación y a la decoloración (amarillamiento) de sus tejidos.

En lo posible debe evitarse la manipulación excesiva ya que los golpes y el rozamiento inducen el desprendimiento de hojas, el daño a sus tejidos, facilitan el deterioro mecánico y el desarrollo de microor-

ganismos que son causantes de enfermedades que limitan su presencia en los anaqueles (Parish *et al*., 2003; Brecht *et al*., 2007; Cenci, 2011; Francis *et al*., 2012). Es necesario desechar cualquier parte del producto que muestre evidencia de daños mecánicos y pudriciones.

Una vez que la verdolaga llegó al consumidor final y en caso de no hacer uso inmediato de la misma, se recomienda lavar la planta para remover restos de alguna hoja desprendida o de otros contaminantes, permitiendo el escurrimiento de esta, y almacenarla en el refrigerador afuera del cajón inferior, o en una zona fresca en bolsas o recipientes de plástico. Las condiciones favorables de conservación para las hortalizas de hoja generalmente son: 2 - 4 ^{0}C temperatura y 95 % de humedad relativa.

8. Tecnologías para la conservación

Existen en el mercado diferentes procesos para mantener las hortalizas en el mercado listas para su consumo, incrementando su vida de anaquel y asegurando un alimento libre de microrganismos patógenos (Erikson, 2010).

La forma más común de encontrar la verdolaga en los pequeños comercios, mercados rurales, y centros comerciales es en fresco para su consumo inmediato. La presentación puede ser en manojos de 500 g o en charolas de unicel con aproximadamente 800 g protegidas con un plástico. El propio productor puede ser el comercializador directo o bien existen intermediarios que compran la planta directamente en la parcela o en la central de abasto (Figura 5).



Figura 5. Comercialización de verdolaga en los mercados locales de a) Mixquic, b) Ciudad de Oaxaca y c) Tienda de autoservicio CDMX.

En algunas zonas rurales del país y resultado de los talleres de preparación de conservas y mermeladas que los programas federales

imparten a las jefas de familia, se ha adaptado un proceso para el envasado tradicional de la verdolaga en salmuera. Con este procedimiento la planta conserva la calidad para su consumo por alrededor de cinco años (Hernández, 2006) (Figura 6).



Figura 6. Envasado de verdolaga en Sierra Tarahumara, Chihuahua.

Aun cuando la verdolaga es un alimento de amplio consumo no existen presentaciones industrializadas que proporcionen a los consumidores un alimento lavado y listo para su consumo, manteniendo los parámetros de calidad e inocuidad necesarios.

Una posible explicación puede ser que la verdolaga es una planta suculenta con alto contenido de agua (90 %), por lo que antes de ser sometidas a una serie de alteraciones físicas resultantes de operaciones como pelado, cortado, entre otros, que las transforman en productos listos para el consumo preservando las características de los productos enteros de los que derivan, como actualmente lo hacen la mayoría de las hortalizas en presentaciones mínimamente procesadas (IV gama) deben considerarse otros factores que permitan brindar la seguridad de estar consumiendo un alimento fresco, nutritivo, e inocuo. (Moretti, 2007; Cenci, 2011; Tauffer *et al*., 2018).

Una vez que la planta se encuentra limpia e inocua para su consumo, verificando la ausencia de organismos microbiológicos, se conserva en empaques elaborados con Tereftalato de polietileno (PET) y poliestireno (PS); en los cuales la verdolaga no altera los parámetros de contenido químico (fenoles totales, capacidad antioxidante, y cuantificación de clorofila) alcanzando un tiempo de 9 d de vida útil en almacenamiento (Granados y Guerra, 2019). Alternativamente se puede introducir el uso de domos transparentes que permiten dar menos

espacio de contacto directo en la superficie superior del producto envasado.

También se han realizado pruebas de deshidratación por calor o liofilización, sin embargo, los resultados han mostrado una pérdida de elementos nutrimentales que no favorecen el consumo de la planta (Khaled *et al*., 2014; Osman *et al*., 2015; Shanker y Debnath, 2019).

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

De manera contrastante mientras la verdolaga se encuentra en la lista de las malezas más agresivas y dominantes para los cultivos de importancia económica, en países como India, Grecia y México sus hojas y sus tallos son ampliamente degustados, y existen trabajos que permiten conocer sobre su composición nutrimental (Petropoulus *et al*., 2015).

La caracterización de la composición bromatológica de la verdolaga ha brindado información muy particular sobre el contenido de vitaminas, minerales, proteína, ácidos grasos omega 3 y 6; así como los anti funcionales presentes para definir la porción de consumo. En México, los primeros reportes sobre el contenido de ácidos grasos fueron hechos por Sauza en 1950.

Posteriormente dado el incremento en su consumo y la posibilidad de considerarla una nueva fuente de ácidos grasos omega 3 y omega 6 se iniciaron los estudios que determinaron estos componentes de plantas procedentes de la zona chinampera (Herrera Espinoza, 1984).

Conjuntamente a estas determinaciones también se realizó la comparación bromatológica y agronómica con una hortaliza no nativa: la espinaca - alimento considerado con gran contenido en vitaminas y minerales - con la finalidad de cotejar la diferencia entre ellas y la factibilidad de recomendar el consumo de la verdolaga como una hortaliza nativa, encontrando que la espinaca presenta un alto contenido de proteína y la verdolaga es una excelente fuente de fibra cruda (González y Durán, 1992; Mera *et al*., 2011b).

En años recientes se han realizado estos estudios ampliando el área influencia de los materiales estudiados, presentando resultados de verdolagas procedentes no solo de la zona chinampera, sino de otros estados del país como de los estados de: Chiapas, Guerrero, Morelos y Querétaro para determinar contenido de ácidos grasos, siendo el ácido alfa linoleico y linoleico los de mayor porcentaje (Texeira, 2009; Mera *et al*., 2014). Los estudios más recientes se enfocan a caracterizar los también llamados compuestos nutracéuticos (vitaminas, flavonoides, tocotrienoles, compuestos alilsulfuro, carotenoides y polifenoles) (Badimon *et al*., 2010) que son componentes asociados a las propiedades medicinales antiinflamatorias, antioxidantes y desintoxicantes que se mencionan para verdolaga (Argueta, 1994; Román *et al*., 2018).

De igual manera se han realizado análisis que permiten señalar la presencia de compuestos anti nutricionales o de posible toxicidad para su consumo como son: oxalatos, inhibidores de tripsina, fitatos, nitratos y saponinas (Contreras y Olivares, 2014; Terrón, 2016; Linares *et al*., 2017; Luna, 2018; Granados y Guerra, 2019). El cuadro 1, muestra el avance que se ha tenido en el conocimiento de la verdolaga, haciendo énfasis en que aún no es posible contar con un estudio único que aborde todos los componentes.

Cuadro 1. Relación de los componentes nutrimentales, anti nutricionales analizados para la verdolaga en la zona centro de México.

Componente (g/100 g de muestra)	Año de Estudio				
	1984 Herrera	2007 Morales *et al.*	2011; 2014 Mera *et al.*	2015 Bye *et al.*	2016 Terron
Humedad analítica (%)	94.68	91.6	94.33	94	93.01
Grasa cruda (%)	2.53	-	-	1.23	1.54
Fibra cruda (%)	15.02	0.77	-	13	14.10
Cenizas (%)	15.95	1.2	-	28.18	22.45
Proteína cruda (%)	29.34	1.59	-	23.02	21.41
Hidratos de carbono (%)	37.17	4.68	-	31.66	36.43
Rivoflavina (mg)	-	0.08	-	-	-
Tiamina (mg)	-	0.1	0.06	-	-
Niacina (mg)	-	0.46	0.34	-	-

Componente (g/100 g de muestra)	Año de Estudio				
	1984 Herrera	2007 Morales *et al.*	2011; 2014 Mera *et al.*	2015 Bye *et al.*	2016 Terron
Vitamina A (mg)	-	-	-	-	-
Vitamina C (mg)	-	12.8	15.5	-	-
Linoleico	-	-	76.97	-	-
Alfa Linoleico	-	-	51.07	-	-
Araquídico	-	-	10.10	-	-
Cobre (mg/100 g)	-	-	0.57	44	-
Zinc (mg/100 g)	10.4	-	3.62	39	-
Hierro (mg/100 g)	525	-	7.09	764	373
Calcio (mg/100 g)	890	-	44.92	600	880
Sodio (mg/100 g)	-	-	7.9	-	-
Potasio (mg/100 g)	-	-	586.83	-	--
Magnesio (mg/100 g)	1495	-	87.48	0.93	-
Fosforo (mg/100 g)	413	-	14.7	-	-
Nitrógeno (mg/100 g)	-	-	-	-	-
Manganeso (mg/100 g)	-	-	-	19.6	-
Flavonoides	-	-	-	-	
Nitratos	-	-	-	-	6.89
Oxalatos	1.65	-	-	-	6.35
Digestibilidad (%)	-	-	-	-	-

10. Importancia económica

La verdolaga es considerada una hortaliza nativa y uno de los quelites de mayor consumo en el país (Bye y Linares, 2015; Gálvez, 2015). La zona chinampera de la CDMX y el estado de Morelos son las áreas del país donde la verdolaga representa un cultivo económico importante, ya que cubren la demanda de consumo del centro del país. Se tienen registros de otros estados como el estado de México, Sinaloa y Baja California. Adicionalmente, ambos centros de producción constituyen la vía de exportación nacional hacia Estados Unidos (Figura 7).

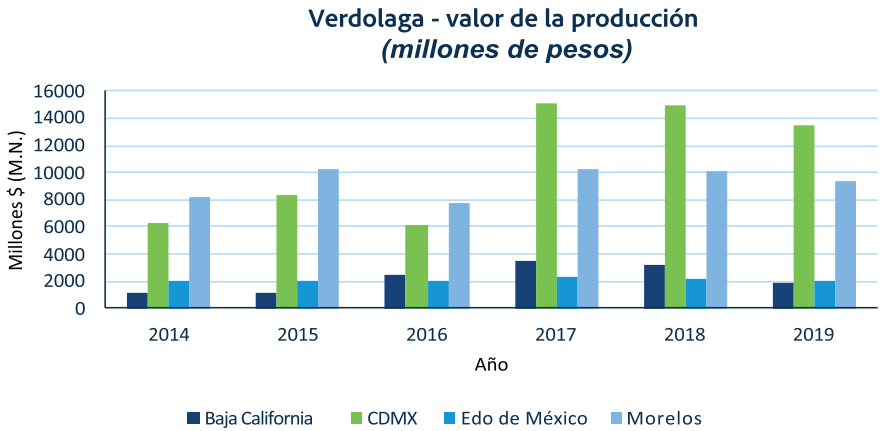


Figura 7. Promedio del valor de producción de los cuatro estados que producen verdolaga; periodo correspondiente del 2014 al 2019. Fuente: SIAP, 2020.

La zona chinampera de la Ciudad de México fue reconocida en 2017, como un Sistema Importante del Patrimonio Agrícola Mundial (SIPAM). Durante 2018, haciendo uso de imágenes satelitales, se realizó un estudio en la zona chinampera de la CDMX para definir la superficie agrícola activa. Encontrando que aún se mantienen activas 418 hectáreas con cultivos a cielo abierto y 98 hectáreas con agricultura protegida: invernaderos, malla sombra o macro túneles. Esta superficie se encuentra distribuida en cinco zonas chinamperas, ubicadas en las Alcaldías Tláhuac y Xochimilco. El valor anual de la producción agrícola en el Sistema Agrícola Chinampero de la Ciudad de México se estimó en 245 millones de pesos, que corresponden a 19,213 t de alimentos: 13 hortalizas y maíz, principalmente. El 80 % de la producción se concentra en cuatro cultivos: 7,453 t de lechuga, 3,132 t de romerito, 3,334 de verdolaga y 1,352 t de col berza; por otra parte, del maíz se obtienen medio millón de elotes y 130 t de grano (FAO, 2019).

11. Usos potenciales

El uso más común de la verdolaga es como alimento y dada su composición nutrimental este recurso vegetal se puede proponer como una fuente importante de proteína, ya que con cierta frecuencia la

población rural infantil, presenta desnutrición proteínico-calórica; sin embargo, se recomendaría determinar la disponibilidad de este nutriente, así como la presencia de factores tóxicos naturales, para evitar algún daño a la salud o disminuir la biodisponibilidad de ciertos nutrientes (Terrón, 2016).

De igual manera, es conveniente determinar y cuantificar el metaboloma completo mediante resonancia magnética nuclear (RMN) de la verdolaga para conocer el 100 % de los metabolitos que contiene para valorar a plenitud su potencial alimenticio, medicinal y nutracéutico.

Referente a los minerales, las verdolagas son buena fuente de calcio y hierro; aspecto importante, ya que con cierta frecuencia se presenta deficiencia de estos elementos en la dieta humana.

Tradicionalmente la verdolaga se consume cruda, cocida, hervida o bien se prepara con otros alimentos en forma de sopa o guisados (Figuras 8 y 9).



Figura 8. Sopa de verdolaga con pollo.



Figura 9. Ensalada.

Recientemente, se han realizado esfuerzos en la creación de envases para brindarle a la verdolaga mayor vida útil, y ampliar su comercialización mediante la técnica de la elaboración de productos mínimamente procesados (IV gama); y de propuestas relacionadas con la creación de nuevos productos.

La verdolaga también tiene un uso medicinal. De acuerdo con la literatura en el centro de México se recomienda para aliviar malestares digestivos (Argueta *et al*., 1994).

Considerando la revisión realizada por Syhed *et al*. (2016); los diferentes componentes bioactivos que se reportan en la bibliografía lo hacen un alimento con alto potencial fitoquímico y farmacológico al reconocerlo con diferentes propiedades medicinales: antioxidante, anticancerígeno, antidiabético, hipocolesterómico, neuro protector, hepatoprotector, nefro protector, antiinflamatorio, antimicrobial, y con propiedades vermicidas e insecticidas.

Las características de arvense de la verdolaga pueden potencializar otros usos de la planta. La verdolaga es cultivada por pequeños productores al interior de un sistema agrícola que no requiere de muchos insumos y agroquímicos por lo que podría ser considerada para formar parte de la producción orgánica nacional (Mera *et al*., 2015).

El manejo de los productores de San Andrés Mixquic para comercializar la verdolaga ha influido en el perfeccionamiento de su cultivo, ya que puede ser sembrada hasta cinco veces por año en un mismo lugar.

La asignación de biomasa a las partes utilizadas como es el vástago, así como su rápido crecimiento hace que este cultivo sea muy rentable y pueda ser promovido en otras áreas de difícil producción.

La verdolaga es una planta arvense cosmopolita que posee una respuesta favorable a su cultivo y presenta características idóneas que pueden ser utilizadas en programas de mejoramiento genético. Entre estas características destacan: rápido desarrollo, alto rendimiento, tolerancia a hábitats perturbados por salinidad y plasticidad genética para responder a los cambios ambientales. La Universidad Autónoma Chapingo tiene registradas tres variedades mejoradas de verdolaga que destacan por su precocidad, vigor, tamaño de hoja grosor de tallo, capacidad de regeneración a varios cortes (3) sin necesidad de nueva siembra y resistencia a pudrición de raíz.

Más aún, la verdolaga es una planta exitosa debido a sus amplias adaptaciones al medio ambiente. Tiene la posibilidad de poder colonizar ambientes perturbados, ya que presenta características morfológicas como es la formación de cápsulas; a su vez muestra tolerancia a los fotoperiodos y resistencia a los cambios de intensidad de la luz. Su rápido crecimiento radical le confiere un suministro inmediato de alimento y así un establecimiento en áreas en donde no haya ningún tipo de cobertura y con alta incidencia solar, contribuyendo a la estabilidad de ecosistemas frágiles, como lo es la recuperación y nutrientes del suelo o simplemente para ofrecer protección contra deslaves.

12. Conclusiones

La información presentada permite confirmar el uso potencial de la verdolaga en tres aspectos fundamentales.

La verdolaga *Portulaca oleracea* L. es una planta exitosa debido a sus amplias adaptaciones fenotípicas. Tiene la posibilidad de poder coloni-

zar ambientes perturbados, ya que presenta características morfológicas como es la formación de cápsulas con gran número de semillas; a su vez muestra tolerancia a los fotoperiodos y resistencia a los cambios de intensidad de la luz. Su rápido crecimiento radical le confiere un suministro inmediato de alimento y así un establecimiento en áreas en donde no haya ningún tipo de cobertura y con alta incidencia solar.

La rusticidad de su cultivo y su acelerado crecimiento que permite cinco cosechas en climas con incidencia de heladas (diciembre a febrero) la hacen una opción agrícola altamente productiva (300 t/ha·año) y rentable, de rápida circulación de efectivo, como muy pocos proyectos productivos agrícolas.

El fomento y consumo de verdolaga, en la alimentación mediante pláticas y talleres sobre temas como: su cultivo, formas de consumo y platillos de fácil preparación, ha impactado en un número de consumidores, impulsando así el uso de la verdolaga y de esta manera su conservación y aprovechamiento. Lo que resulta en beneficio de los productores al incrementar su demanda en el mercado.

La elaboración de presentaciones y productos con potencial de mercado es una alternativa para la incorporación de esta hortaliza, en dietas con bajo contenido de grasas y azúcares, que aporten nutrientes útiles para el desarrollo, como es el caso de la fibra dietética y los ácidos grasos esenciales omega 3 y 6.

Aun cuando hace falta realizar estudios metabolómicos y farmacológicos que permitan dilucidar el verdadero potencial de la verdolaga como materia prima de productos de alto valor agregado industrial.

13. Bibliografía

Argueta, V. A., L.M. Cano, M.E. Rodarte., 1994. Atlas de las plantas en la Medicina Tradicional Mexicana. México, D.F. Instituto Nacional Indigenista. 1786 p.

Badimon L., G. Vilahur and T. Padro., 2010. Nutraceuticals and atherosclerosis: human trials. Cardiovascular Therapeutics 28, 202-215. https://doi:10.1111/j.17555922.2010.00189.x.

Bye, R., Linares, E., 2015. Las especies subutilizadas de la milpa. Revista Digital Universitaria. 16, 5-22 p. http://www.revista.unam.mx/vol.16/num5/art35/.

Brecht, J.K., Adimilson, B., Ben-Hur, M., 2007. Alterações metabólicas. *In*: Moretti, C. L. (Ed.). Manual de Processamento Mínimo de Frutas e Hortaliças. Brasília: Embrapa Hortaliças, cap. 2, 41-100 p.

Bogle, A. L., 1969. The genera of Portulacaceae and Basellaceae in the Southeastern United States. J. Arnold Arbor. 50, 566-598.

Byrne, R. y J. H. McAndrews, 1975. Pre-Columbian Purslane (*Portulaca oleracea* L.) in the New World. Nature 253, 726-727. https://doi.org/10.1038/253726a0.

Contreras, O. J. S. y C. A. Olivares, T. 2014. Conservación de verdolaga mínimamente procesada proveniente del suelo e hidropónica desinfectada con un agente a base de compuestos bioactivos. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM. 114 p.

Cenci, S. A. 2011. Processamento mínimo de frutas e hortaliças: tecnologia, qualidad e sistemas de embalagens. Rio de Janeiro: Embrapa Agroindustria de Alimentos, 144 p.

Chapman, J., R. B. Stewart, and R. A. Yarnell. 1974. Archeological evidence for pre-Columbian introduction of *Portulaca oleracea* and *Mollugo verticillata* into Eastern North America. Economic Botany 28, 411- 412. https://doi.org/10.1007/BF02862857.

De Candolle, A., 1886. Plants Cultivated for Their Seeds. In: Origin of Cultivated Plants, 2nd Edition, International Scientific Series Vol. XLIX, Kegan Paul Trench & Co., London, 376-384.

Erickson, M. C., 2010. Microbial Risks Associated with Cabbage, Carrots, Celery, Onions, and Deli Salads Made with These Produce Items. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 9 (6), 602-619. https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2010.00129.x.

Francis, G. A., A. Gallone, G.J. Nychas, J. N. Sofos, G. Colelli, M. L. Amodio, G. Spano, 2012. Factors Affecting Quality and Safety of Fresh-Cut

Produce. Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 52 (7), 595-610. https://doi.org/10.1080/10408398.2010.503685.

Ford, I. D. 1986. "Portulacaceae". Fascículo 51. En: Flora de Veracruz. Instituto Nacional sobre Investigaciones de Recursos Bióticos. Xalapa, México. 41 p.

Gálvez, M. A, y C. Peña-Montes. 2015. Revaluation of the traditional Mexican diet: an interdisciplinary vision. RDU; 16(5), 2-15. http://www.revista.unam.mx/vol.16/num5/art33/index.html

González, M. P. e I. Durán. 1992. Análisis bromatológico y rendimiento comparativo–entre dos especies comestibles, verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) y espinaca (*Spinacea oleracea*) cultivadas bajo las mismas condiciones agronómicas. Tesis Licenciatura. FES Zaragoza. UNAM, México. 76 p.

González, J. S. L. 2014. Contribuciones a las guías de verdolaga (*Portulaca oleracea* L.). Tesis Maestría en Horticultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. 94 p.

Granados E. y J. Guerra, 2019. Efecto de diferentes métodos de desinfección y envasado de epazote y verdolaga mínimamente procesados. Tesis de Licenciatura. Ingeniería en Alimentos. FES-Iztacala, UNAM, Estado de México. 92 p.

Herrera, M. A. 1984. Estudio del contenido de oxalatos presentes en *Portulaca oleracea* L. y su evaluación genotóxica. Tesis Licenciatura. Facultad de Química. UNAM, México. 97 p.

Hernández, O. 2006. Producción y procesamiento ecológico de hortalizas. Cebolla (*Allium* cepa L.), Chícharo (*Pisum sativum* L.), Verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) y Zanahoria (*Daucus carota* L.). Tesis de Maestría. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.

Kader, A. 2013. Postharvest Technology of Horticultural Crops – An Overview from Farm to Fork. Ethiop. J. Appl. Sci. Technol. (Special Issue No.1), 1- 8. https://doi.org/ 10.1002/jsfa.4295.

Khaled Y. M., y M. Sayed. 2014. Efecto de Métodos de secado en la capacidad antioxidante, color y fitoquímicos de *Portulaca oleracea*

L. Hojas. Journal of Nutrition & Food Sciences 2014, 4, 6. https://doi.org/10.4172/2155-9600.1000322.

Kobt, M. 2011. Effects of *Portulaca oleracea* L seeds in treatment of type-2 diabetes mellitus patient as adjuntive and alternative therapy. Journal of Ethnopharmacology 130, 643 -651.

Lagunes F. E., 2005. Descripción de la variedad "Chapingo" de verdolaga (*Portulaca oleracea* L.). Tesis de Licenciatura, Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Estado de México, México. 83 p.

Lim, Y., y E. Quah. 2007. Antioxidant properties of different cultivars of *Portulaca oleracea*. Food Chemistry. Vol. 103 (3), 734–740. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.09.025.

Lim, Ch., Tiong, W., Loo, J., 2014. Antioxidant activity and total phenolic content of different varieties of *Portulaca grandiflora*. International Journal of Phytopharmacy. Vol. 4 (1), 1-5. DOI:10.7439/ijpp.

Linares, E., Bye, R., Ortega, N., 2017. Quelites: sabores y saberes del sureste del Estado de México. CDMX México. Universidad Nacional Autónoma de México. 90 p.

López, R. G.F. 1984. El sistema agrícola de Chinampas de San Gregorio Atlapulco, Xochimilco D.F.; y su trascendencia como centro de domesticación de la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) y semi domesticación de romerillo (*Suaeda diffusa* Wats). Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM. México. 149 p.

Luna, O., J. 2018. Caracterización bromatológica y complementada determinación de factores tóxicos presentes en dos variedades de verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) cruda y cocida. Tesis de Licenciatura. Facultad de Química, UNAM. México. 55 p.

Mares, T. A. 1999. Comida de los Tarahumaras. Cocina Indígena y Popular. No. 7. Consejo Nacional para la Cultura y las Artes. México, D.F. 512 p.

Martínez, A. M. A., V. Evangelista, M. Mendoza, G. Morales, G. Toledo y A. Wong. 2001. Catálogo de plantas útiles de la Sierra Norte de Puebla,

México. Cuadernos del Instituto de Biología 27. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F. 303 p.

Martínez, G.F. 2002. Proceso y manejo de producción de plantas ornamentales en maceta (*Portulaca* mundial, verdolaga, amor de un rato, helechos, teléfono y nochebuena) manejadas en el vivero "Mundo Kajegi" en Jiutepec, Morelos. Reporte final de Estancia Preprofesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. 154 p.

Matthews, J.F., D. Ketron, y S Zane. 1993. The biology and taxonomy of the *Portulaca oleracea* L. (Portulacaceae) complex in North America. Rhodora. Vol. 95 (882): 166-183.

Mera, O., L. M., R. Bye, C. Villanueva y D. Castro. 2011a. Documento de Diagnóstico de *Portulaca oleracea* L. Universidad Autónoma Chapingo. 42 p.

Mera, O. L. M., R., Bye y C. Villanueva. 2011b. El cultivo de la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) Ejemplo en la promoción, producción y el comercio de alimentos sanos y de calidad. En: Mera, L.M., D. Castro, R.A. Bye. (Compiladores). 2011. Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria. UNAM-SNICS-SINAREFI. México, D.F. 215 p.

Mera, O., L. M., R. Bye., M. L. Solano 2014. La Verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) fuente natural de omega 3 y 6. Agroproductividad. Editorial Colegio de Posgraduados. Montecillo Estado de México. (7), 3-7.

Mera, O. L.M., D. Castro, R. Bye, J. Rodríguez, A. Luna, M. Mendoza, M. C. Loyola, J. C. Montero, A. Caballero, M. C. Gómez, M. E. Ramos, G. García, J. Álvarez, y C. Mendoza. 2015. Evaluación del complejo *Portulaca oleracea* involucrado en la producción de verdolaga para hortaliza en México. En: Córdova *et a*l., (Compiladores) Resultados en conservación, uso y aprovechamiento sustentable de recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura. ANIDTA A. C. México, D. F. 305 - 310 p.

Morales L. J; H. Bourges; H. Babinsky; y M. Camacho. 2007. Composición de alimentos mexicanos. INCMyNZS, México. CD.

Moretti CL. 2007. Panorama do processamento mínimo de frutas e hortalizas. In: Moretti, C. L. (Ed.). Manual de Processamento Mínimo de Frutas e Hortalizas. Brasília: Embrapa Hortalizas, cap. 1, 25-40 pp.

Ocampo, A. G. 2002. Una especie nueva de *Portulaca* (Portulacaceae) del Estado de Guanajuato (México). Acta Botánica Mexicana 58, 1-6.

Ocampo, A. G. 2003a. Nota sobre la presencia de *Portulaca rubricaulis* H.B.K. (Portulacaceae) en la Península de Yucatán. Acta Botánica Mexicana 63, 59-66.

Ocampo, A. G. 2003b. *Portulaca matthewsii* (Portulacaceae) a new species from the "Sierra Gorda" Biosphere Reserve, Querétaro, México. SIDA. 20(4), 1357-1361.

Ocampo, A. G, y J. T. Columbus. 2008. Nota sobre *Portulaca californica* Legrand (Portulaceae), una especie endémica poco conocida de Baja California Sur, México. Acta Botánica Mexicana 83, 25-32.

Osman, I., Figen, A., Piskin, S., 2015. Effects of open-air sun drying and pre-treatment on drying characteristics of purslane (*Portulaca oleracea* L.). Heat and Mass Transfer 51, 807–813. https://doi.org/10.1007/s00231-014-1452-8.

Parish, M.E. *et al*. 2003. Methods to Reduce/Eliminate Pathogens from Fresh and Fresh-Cut Produce. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 2, 161-173. https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2003.tb00033.x.

Petropoulos, S. *et al*., 2015. Chemical Composition and Yield of Six Genotypes of Common Purslane (*Portulaca oleracea* L.): An Alternative Source of Omega-3 Fatty Acids. Plant Foods Human Nutrition. 70, 420–426. https://doi.org/10.1007/s11130-015-0511-8.

Román C., N. R., M. R García, A. M. Castillo, J. Sahagún, M. A. Jiménez. 2018. Características nutricionales y nutracéuticas de hortalizas de uso ancestral en México Revista Fitotecnia Mexicana, vol. 41 (3), 245-253.

Rzedowski, G. C. de, J. Rzedowski y colaboradores. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2ª. ed., Instituto de Ecología, A.C. y Comisión

Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro (Michoacán). 1406 p.

SADER-SIAP. 2020. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.

Sahagún, B. 1989. Historia general de las cosas de Nueva España. 2ª Ed. CONACULTA/Alianza Editorial Mexicana. México, D.F. Tomo I y II. (Introducción, paleografía, glosario y notas: Josefina García Quintana y Alfredo López Austin). 923 p.

Sain, P.; S. del C. Rodríguez; y A. Disalvo. 2018. Sistema modelo experimental para evaluar la influencia del estrés osmótico en rúcula, a través de propiedades superficiales de cloroplastos. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha. Vol. 19 (1), 22 -29.

Santiago, S. Y. O., A. Hernández, R. Monroy, R. Cariño, R. Jiménez. 2018. Physicochemical, nutritional and antioxidant characterization of three vegetables (*Amaranthus hybridus* L., *Chenopodium berlandieri* L., *Portulaca oleracea* L.) as potential sources of phytochemicals and bioactive compounds. J Food Meas Charact 12(4), 2855-2864. https://doi.org/10.1007/s11694-018-9900-7.

Santiago, S. Y.O., A. Hernández, C. López, J. Garrido, J. Alatorre, y R. Monroy. 2019. Importancia nutricional y actividad biológica de los compuestos bioactivos de quelites consumidos en México. Revista Chilena de Nutrición 46(5), 593-605. http://doi.org/10.4067/S0717-75182019000500593.

Shanker, N. y S. Debnath. 2019. Impact of purslane (*Portulaca oleracea* L.) Leaves extracts to enhance the anti-oxidant potential of edible oils during heating. Journal of Oleo Science. 68 (4), 321-328. http://doi.org/10.5650/jos.ess18126.

Solís A. G., L. M. Mera O., D. Castro L., L. L. Pinzón L., R. Noguez H., E. Casanova G., A. R. Méndez, 2017. Conservación y aprovechamiento sostenible de especies vegetales tradicionales de México. Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas y Universidad Autónoma Chapingo. México. 108 p.

Souza, N. 1950. Plantas alimenticias y plantas de condimento que viven en Yucatán. Instituto Técnico Agrícola Henequenero. Mérida, Yucatán. México. 265 p.

Syhed, S., F. N. Fatima, y G. Kabber. 2016. *Portulaca oleracea* L.: a mini review on phytochemistry and pharmacology. Int. J. Biol. Biotech., 13 (4): 637-641.

Tauffer, Dornelles F. S., Carlos; Tezotto-Uliana, V, 2018. Implementación de prácticas para la reducción del riesgo microbiológico en el proceso de elaboración de hortalizas de IV gama. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha 19 (1), 22-29.

Terrón, J. 2016. Caracterización bromatológica y determinación de factores tóxicos naturales en seis variedades de verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) de uso alimenticio. Tesis de Licenciatura. Facultad de Química, UNAM, México. 73 p.

Texeira, M. C., N. Coelho, ME. Olsson, PE. Brodelius, I S. Carvalho, M. Brodelius. 2009. Molecular cloning and expression analysis of three omega-6 desaturase genes from purslane (*Portulaca oleracea* L.) Biotechnol Lett 31, 1089–1101. https://doi.org/ 10.1007/s10529-009-9956-x.

Watson, P. J. 1969. The prehistory of Salts Cave, Kentucky. Reports of Investigations, No. 16. Illinois State Museum, Springfield. 86 p.

ZAPOTE BLANCO (*Casimiroa edulis* Llave & Lex)

Salvador Valle-Guadarrama[1]*, Néstor de Jesús Meléndez Gómez[1], María Teresa Martínez Damián[2]

1. Introducción

El zapote blanco (*Casimiroa edulis*) es una especie que se distribuye a lo largo de áreas tropicales y subtropicales de Mesoamérica, particularmente en México, Guatemala, El Salvador, Costa Rica y Nicaragua, en Bahamas y Antillas en el Caribe, en la región del Mediterráneo, en Asia, en países como Myanmar (Tun *et al*., 2019) y Japón (Yonemoto *et al*., 2006), en Australia, en Nueva Zelanda y en países de África como Sudáfrica (Ahlawat *et al*., 2016) y Egipto (Awaad *et al*., 2012; Abd-Elmeged *et al*., 2015; Khaleel, 2002). En México hay registros de su presencia en jardines familiares desde épocas prehispánicas (Jiménez-Osornio *et al*., 2018).

Los restos arqueológicos más antiguos de la especie han sido fechados para hace aproximadamente 6 mil años. Por sus requerimientos hídricos, la presencia de restos de zapote blanco en Tehuacán, México, ha sido interpretada como indicador de desarrollo hidráulico de

[1] Departamento de Ingeniería Agroindustrial,
[2] Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. México-Texcoco km 38.5, Chapingo, 56230, Texcoco de Mora, México.
* Autor de correspondencia: svalleg@taurus.chapingo.mx

la región (Earle, 1965), pero se le ha ubicado en el Estado de México (Lozano-Grande *et al*., 2016), en Colima (Bertin *et al*., 2011), Jalisco (Garzón-De la Mora *et al*., 1999; Muccillo *et al*., 2004), Michoacán (Andrés Agustín *et al*., 2017; Domínguez y Martínez, 2017), Puebla (Martínez, 2007) y Veracruz (Molina-Hernández *et al*., 2004; Mora *et al*., 2005) y en forma cultivada en Oaxaca y Chiapas (Ahlawat *et al*., 2016).

También se encuentra introducido en California, Florida, Estados Unidos, Argentina, Brasil y en la región del Mediterráneo. Comúnmente, el zapote blanco se encuentra en forma silvestre (Ahlawat *et al*., 2016), tolerado o cultivado dentro de huertos familiares (Zavaleta-Mancera y Engleman, 1991; Lemessa y Legesse, 2018) o en jardines botánicos (Nagai *et al*., 2014). Sin embargo, con excepciones como el caso de Estados Unidos, Israel, Australia y Nueva Zelanda (Yonemoto *et al*., 2007; Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011), el cultivo de esta especie ha sido poco desarrollado en forma comercial y el manejo postcosecha de su fruto ha sido estudiado de manera incipiente.

C. edulis es una especie conocida como cochitzapotl o iztactzapotl, que significan zapote del sueño o zapote blanco, en lengua náhuatl (Ríos-Castillo *et al*., 2012). De acuerdo con Andrés Agustín *et al.* (2017) se le llama urhuata urapiti en dialecto purépecha en Michoacán, México. Otros nombres comunes dados en México son zapote dormilón, matasano, aajaté, ahate, ajté, guía, yaga-guía, mayonjih, se-ney, uauata, urata, uruataurapite, cacaxmuttza, cacique, coxhizapotl, iztaczapotl, xizetua, tzapotl (Vidal *et al*., 2008). Nombres comunes dados en otros países son chapote, matasano, cacchique, ceaxmisttea (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011) y charalina (López Medina *et al*., 2017).

El zapote blanco es una especie muy valorada por sus beneficios medicinales (Rivera *et al*., 2010; Pérez-Ramírez *et al*., 2019; Tun *et al*., 2019), por el potencial antimicrobiano de sus extractos (Vargas *et al*., 2017) y por otras aplicaciones, como el uso dado como fuente de materiales adsorbentes (Peláez-Cid *et al*., 2013). Estos hechos, junto con el tamaño de su fruto, el sabor dulce de éste y el potencial de adaptación a climas subtropicales han sido razones de su distribución en diversos países (Yamamoto *et al*., 2007).

2. Origen

El género *Casimiroa* pertenece a la familia Rutaceae e incluye 10 especies: *C. calderoniae* F. Chiang & Medrano, *C. edulis* La Llave & Lex, *C. emarginata* Standl. & Steyerm., *C. greggii* (S. Watson) F. Chiang, *C. microcarpa* Lundell, *C. pringlei* (S. Watson) Engl., *C. pubescens* Ramírez, *C. sapota* Oerst., *C. tetrameria* Millsp., y *C. watsonii* Engl. (The Plant List, 2010). El origen de estas especies está localizado en México y América Central (Pennington y Sarukhan, 2005) y actualmente se les cultiva comercialmente, a nivel de traspatio o en jardines botánicos en otros países como Perú (López Medina *et al*., 2017), Estados Unidos (Sohn y Epstein, 2019), Israel, Australia, Nueva Zelanda (Yonemoto *et al*., 2007), Japón (Yonemoto *et al*., 2006) y algunos países de África como Etiopía (Satheesh, 2015).

Con relación al nombre del género existen dos versiones (Vidal *et al*., 2008). Se ha indicado que la denominación "Casimiroa" se hizo en honor a Casimiro Gómez de Ortega, director del Jardín Botánico de Madrid (Ríos-Castillo *et al*., 2012). Sin embargo, con base en anotaciones de pie de página plasmadas en la publicación Novorum Vegetabilium Descriptiones, donde se publicó la descripción hecha por los botánicos Juan Martínez Lexarza y Pablo de la Llave en 1825, Martínez (1951) explicó que el nombre del género fue más bien dado en honor a Casimiro Gómez, indio otomí y guerrillero de El Cardonal, Hidalgo, México, quien luchó en la Guerra de Independencia de México.

Casimiroa edulis Llave & Lex es una especie que fue descrita como planta medicinal por Francisco Hernández desde 1576 (Ríos-Castillo *et al*., 2012), quien fue enviado en 1570 por Felipe II de España para estudiar el ambiente natural de México (Guerrini, 2008; Alcántara, 2013). La cita original se transcribe a continuación y está contenida en el documento comúnmente llamado "Tesoro Messicano" atribuido a Francisco Hernández (1651), formalmente titulado "Rerum edicarum Novae Hispaniae thesaurus, seu, Plantarum animalium mineralium Mexicanorum historia":

"Cochitzapotl:

Arbor magna eft Cochitzapotl, atque incondita, folijs mali Medicae, raris, ac ternis, ftipite albis naeuis diftincto, floribus pallentibus, & mo-

dicis, fructu verò Conoei forma, & magnitudine, vocato à noftris Hifpanis Albatzapotl, eduli, faporis grati, fed non admodum falubris nutrimenti, & offis núcleo lethali, ac deleterio. Nafcitur in calidis, frigidisq, regionibus, cortex arboris ficus eft, ac paulifper dulcis, non fine quadam amaritudine, folia tufa, & appofita nutricum papillis, infantulorum diarrhaeis, offa vfta, & in farinam redacta, opitulantus vlceribus putridis, vitiata carne prorfus exefa, atque abfumpta, purgato vlcere, carne generata, ac cicatrice mira quadam celeritate inducta, poma ingefta fomnum conciliant, à quo nomen inuenerunt" (Hernandez, 1651).

La taxonomía de *C. edulis* está establecida en la forma siguiente: Reino: Plantae, Subreino: Viridiplantae, Infrareino: Streptophyta, Superdivisión: Embryophyta, División: Tracheophyta, Subdivisión: Spermatophytina, Clase: Magnoliopsida, Superorden: Rosanae, Orden: Sapindales, Familia: Rutaceae, Género: Casimiroa La Llave & Lex., Especie: *Casimiroa edulis* La Llave & Lex. (ITIS, 2020).

El epíteto específico "edulis" proviene de latín edulis-e que significa comestible, haciendo referencia a los frutos de esta especie (Vidal *et al*., 2008), la cual ha sido motivo de multitud de estudios relacionados con la composición de varias de sus partes anatómicas y su efecto sobre la salud. En algunas fuentes bibliográficas se indica que *C. edulis* es la misma especie clasificada bajo el nombre de *C. tetrameria*; sin embargo, Martínez (1951) explicó que este señalamiento es erróneo toda vez que los frutos de ambas especies presentan características distintas.

3. Aspectos botánicos

C. edulis es un árbol de hoja perenne que crece hasta 18 m, de tronco grueso con corteza gris claro, con textura gruesa y verrugosa (Orwa *et al*., 2009). Sus ramas son extendidas, a menudo caídas y forman una copa ancha y frondosa, con follaje denso e irregular, que cambia de verde brillante a verde oscuro conforme madura. El sistema radicular es vigoroso y extenso, dando resistencia a la sequía.

Las hojas de esta especie son palmeadas compuestas, alternas, digitadas y pecioladas, con venación pinnada, con tres a siete foliolos de

color verde brillante, de forma elíptica u ovada, de 4.5 a 12.0 cm de largo y 1 a 5 cm de ancho, glabras o con pubescencia dispersa en las venas, con base cuneada y márgenes subserrados (Ahlawat *et al*., 2016).

Las flores son pentámeras, pequeñas, poco aromáticas, regulares, generalmente hermafroditas con ovario súpero, globoso y se agrupan en número que varía de 15 hasta 100 o más, en inflorescencias paniculadas axilares o terminales, con pétalos de 3-5 mm de longitud y de color verde-amarillento (Yonemoto *et al*., 2005; Yonemoto *et al*., 2007; Satheesh, 2015; Ahlawat *et al*., 2016) (Figura 1).

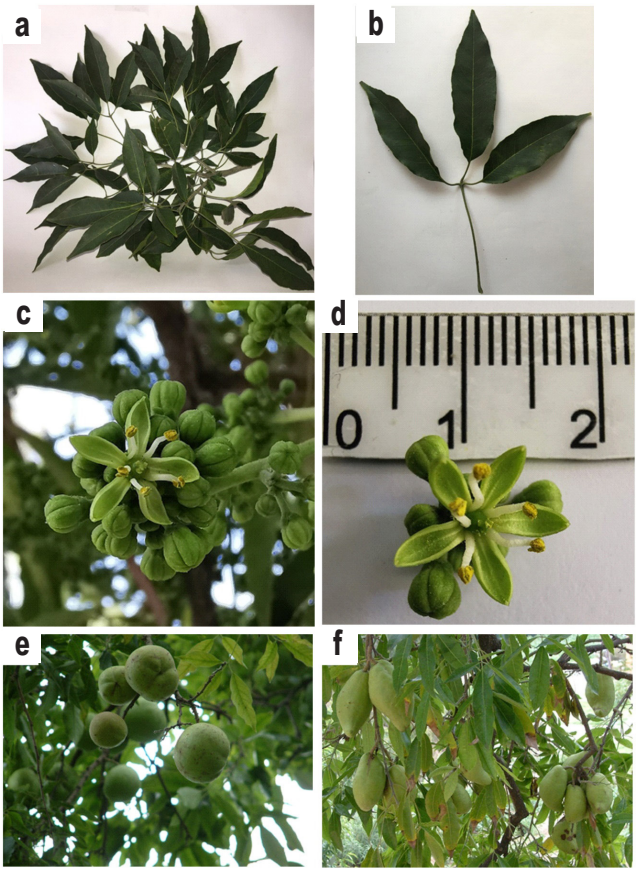


Figura 1. Hojas (a, b), flores (c, d) y frutos (e, f) de zapote blanco de la región de Texcoco de Mora, México.

El fruto es una drupa carnosa (Yonemoto *et al*., 2007; Henry y Vera-Caletti, 2010; Ahlawat *et al*., 2016), de forma ligeramente alargada o globosa (Zavaleta-Mancera y Engleman, 1991; Henry y Vera-Caletti, 2010), con índice de redondez que puede variar de 0.83 a 0.96 (Lozano-Grande *et al*., 2006) (Figura 1). Las dimensiones que el fruto alcanza pueden ser muy variables. En tanto que Zavaleta-Mancera y Engleman (1991) indicaron que el diámetro puede variar entre 6.0 y 10 cm, Henry y Vera-Caletti (2010) reportaron dimensiones longitudinal y transversal entre 2.3-5.5 cm y entre 1.7-3.0 cm, respectivamente y Andrés Agustin *et al*. (2017) reportaron diámetro ecuatorial entre 2.41 y 8.52 cm y diámetro polar entre 2.38 y 7.97 cm.

Según Ahlawat *et al*. (2016), el peso de los frutos puede variar entre 70 a 700 g, aunque George *et al*. (1988) señalaron que el peso comercial se ubica entre 250 y 350 g. Andres Agustin *et al*. (2017) encontraron pesos entre 11 y 324 g en frutos de 56 genotipos de zapote blanco desarrollados en Michoacán, México. De acuerdo con Zavaleta-Mancera y Engleman (1991) el exocarpo del fruto maduro es la parte que se desprende al pelarlo y se le llama comúnmente cáscara o piel. Esta estructura está formada por la epidermis externa, que posee algunos tricomas, numerosos estomas y está cubierta por una cutícula de 10 a 17 µm de grosor.

El exocarpo incluye también al tejido subepidérmico con seis a ocho estratos de células pequeñas, alargadas tangencialmente con bajo contenido de taninos, pero numerosos cloroplastos con granos de almidón. La piel del fruto es delgada, con sabor amargo, por lo que se considera no comestible (Morton, 1987) y contiene numerosas glándulas sebáceas pequeñas y amarillas (Abo El-Enien y Omar, 2018). En general, la cáscara se considera físicamente frágil y Andres Agustin *et al*. (2017) reportaron firmeza en esta estructura entre 0.25 y 2.93 kg·f/cm^2 en frutos de zapote blanco colectados en madurez fisiológica en Michoacán, México.

El color del fruto suele ser verde claro cuando no está maduro y se vuelve amarillo cuando madura (Abo El-Enien y Omar, 2018). El mesocarpio, que constituye la pulpa, es blanco amarillento, cremoso y dulce (Martínez, 1951; Zavaleta-Mancera y Engleman, 1991; Henry y

Vera-Caletti, 2010), aunque un poco astringente (Morton, 1987). Está formado de parénquima con presencia de células grandes de paredes delgadas, espacios intercelulares y numerosas glándulas de aceite (Zavaleta-Mancera y Engleman, 1991). La relación de pulpa/fruto oscila entre 79 y 86 % (Lozano-Grande *et al*., 2006).

El fruto puede tener de una a seis semillas gruesas con estructura leñosa dura; son ovales, blanquecinas y con superficie exterior surcada, de 2.5 a 5.0 cm de largo y 1.25 a 2.5 cm de grosor, que coincide con lo reportado por Andres Agustin *et al*. (2017), excepto que estos autores mencionaron que el diámetro ecuatorial de las semillas puede ser tan pequeño como 0.7 cm y, asimismo, encontraron que el índice de redondez puede variar entre 0.53 y 0.78. A menudo, algunas de las semillas se encuentran poco desarrolladas y delgadas (Morton, 1987).

Al respecto, Andrés Agustin *et al*. (2017) determinaron que el peso de las semillas de frutos colectados en Michoacán, México, varía entre 2.6 y 20.4 g, que el número de semillas no desarrolladas varía entre 1.33 y 4.66 y que las desarrolladas varía entre 0 y 3. Zavaleta-Mancera y Engleman (1991) determinaron que el endocarpo del fruto es una estructura fibrosa y dura que cubre las semillas, con grosor de 0.7 a 1.5 mm, con superficie interna lisa y lustrosa, compuesta principalmente de fibras orientadas en direcciones horizontal y oblicua, con longitud y ancho promedio de 740 y 16 µm, respectivamente. De acuerdo con los autores, la sección externa del endocarpo está compuesta de fibras y esclereidas orientadas principalmente en forma paralela al eje principal del fruto.

De acuerdo con Morton (1987), en el periodo de 1924 a 1954 se realizaron trabajos de selección de clones de zapote blanco, principalmente en California y Florida, USA. A continuación, se presenta un resumen de algunos de los cultivares caracterizados (Morton, 1987; George *et al*., 1988; CRFG, 1996; Crane y Belardi, 2019):

- Blumenthal, es un cultivar que produce frutos pequeños.
- Chesnut, es un árbol grande de buena producción de fruto resistente al transporte, de forma esférica, de color verde ama-

rillo cuando madura y con buen sabor, a excepción del exocarpo, que es amargo.

- Coleman, produce frutos elípticos de aproximadamente 7.5 cm de diámetro, con exocarpo verde amarillo, pulpa de buen sabor, semillas pequeñas, aunque con dificultad para propagarse.
- Cuccio, produce un fruto que retiene el color verde cuando madura, pero tiene sabor excelente.
- Dade, produce un fruto redondo con tres a cinco semillas.
- Denzler o Rockhampton, produce frutos alargados, de color amarillo oscuro en la madurez, aunque está tipificado como un árbol de baja producción.
- Ecke, produce frutos de coloración amarillo brillante incluso antes de la maduración, con uniformidad en tamaño.
- Maltby, produce frutos uniformes en tamaño y forma, con exocarpo amarillo antes de la maduración.
- Fiesta, es un cultivar de alta producción de frutos de coloración amarillo pálido y piel gruesa que tolera el manejo.
- Gillespie, produce un fruto redondo, de 7.5 cm de diámetro, con exocarpo ligeramente amarillo, con pulpa blanca de muy buen sabor.
- Golden Globe, produce un fruto pequeño, redondo y simétrico, de excelente sabor, pero con poca pulpa.
- Harvey, produce un fruto de coloración verde amarillento, con brillo en la cáscara y pulpa amarillo pardo.
- Homestead, produce un fruto de tamaño mediano con epicarpio verde-amarillento, pulpa cremosa blanquecina y buen sabor no astringente.
- Lemon Gold, es un cultivar de árbol muy vigoroso, que produce un fruto de forma uniforme, de buena apariencia, con pulpa amarilla de sabor excelente.

- Louise, es un cultivar de tipo ornamental, no comercial, que produce un fruto de color amarillo y tamaño mediano.
- Malibu No. 3, produce un fruto de forma esférica, de coloración amarilla con alto potencial para su uso en explotación comercial.
- Maltby, es un cultivar muy productivo que produce un fruto grande que alcanza peso de una libra, pero es de tamaño irregular, de forma puntiaguda y con pulpa amarilla, cuyo sabor varía con la estación, aunque se ha tipificado como ligeramente amarga.
- Mc Dill, es un cultivar que produce frutos largos muy uniformes, con baja susceptibilidad a magulladuras, con exocarpo que cambia de color verde azulado a crema durante la maduración.
- Michele, es un cultivar de tipo ornamental de árboles pequeños que producen fruto amarillo.
- Parroquia, es un cultivar que produce un fruto oval, con pulpa de muy buen sabor.
- Pike, es un cultivar que produce frutos tanto de forma redonda como elíptica, de 10 cm de diámetro, con exocarpo de color verde y pulpa blanca o amarilla con excelente sabor.
- Rainbow, es un cultivar de fruto pequeño, pero de muy buen sabor y altamente resistente a magulladuras.
- Reinekie Comercial, produce frutos de forma alargada que son susceptibles a magulladuras.
- Scheffler, es un cultivar con fruto de muy buen sabor, parecido al coco.
- Smathers, produce un fruto mediano de buen sabor.
- Stickley, es un árbol extenso y vigoroso, con fruto de color amarillo, bastante dulce, que madura rápidamente.

- Suebelle, es un cultivar que produce casi todo el año un fruto variable en tamaño, usualmente pequeño, amarillo y asimétrico.
- Vernon, es un cultivar de árbol grande, vigoroso, con fruto verde de forma redonda a elíptica, de pulpa blanca.
- Willson, es un cultivar muy productivo que desarrolla frutos de forma redonda y elíptica, de excelente sabor.
- Yellow, es un cultivar que produce un fruto de forma oval, con exocarpo amarillo brillante y pulpa muy firme.

Algunos de estos materiales, junto con otros, fueron evaluados por Yonemoto *et al*. (2007) utilizando morfología floral, amplificación aleatoria de ADN polimórfico (RAPD) y polimorfismos en la longitud de fragmentos amplificados (AFLP) para caracterizar y verificar la diversidad genética de cultivares de zapote blanco. Sobre la base de morfología floral, los cultivares se clasificaron en tres tipos.

El tipo I incluía 23 cultivares con ovarios grandes de 3.0±0.26 mm de ancho y 3.3±0.25 mm de largo, estigma de 2.4±0.28 mm de ancho, longitud de filamento de 3.4±0.54 mm, pétalos de 2.3±0.25 de ancho y 5.2±0.56 mm de longitud y una antera pequeña de tonalidad pálida amarillo-verdosa. Los cultivares de este grupo fueron Blumenthal, Candy, Cate, Charles Early, Chestnut, Cuccio, Florida, Gwin, Lammertz, Lamsey Large, Lemon Gold, Malibue#1, Malibue#3, Max Golden, McDill, Mexico, Pike, Reinecke, Salad, Smathers, Snider, Stickley y Yellow. El tipo II incluyó 13 cultivares con ovarios pequeños de 1.7±0.17 mm de ancho y 1.8±0.58 mm de largo, estigma de 0.5±0.25 mm de ancho, longitud de filamento de 3.1±0.82 mm, pétalos de 1.9±0.27 de ancho y 4.2±0.82 mm de longitud y antera grande totalmente desarrollada de tonalidad amarilla.

En este grupo se ubicó a los cultivares Cafetaria A, Cafetaria C, Edge Hill, Fall Brook, Fornoy, Golden Globe, Michele, Ortega, Rixford, Selk, Suebelle, Vernon y Fiesta. El tipo III incluyó sólo al cultivar Maltby", con un ovario grande de 2.4±0.09 mm de ancho y 2.8±0.08 mm de largo, estigma de 1.9±0.08 mm de ancho, longitud de filamento de 4.3±0.19

mm, pétalos de 1.8±0.07 de ancho y 3.9±0.11 mm de longitud y también con antera grande, bien desarrollada de tonalidad amarilla.

Con base en 101 marcadores RAPD y 220 marcadores AFLP se construyó un dendograma y se demostró que los cultivares podían clasificarse en seis clústeres distintos, entre los cuales el coeficiente de similitud era tan bajo como 0.00-0.55, a pesar de que los cultivares era morfológicamente muy similares.

En el análisis que hicieron Yonemoto *et al.* (2007) se encontró que los cultivares Smathers y Maltby eran genéticamente muy distantes de los otros en RAPD y AFLP. En general los autores encontraron que el nivel de variación genética entre los cultivares de zapote blanco es diverso y los datos morfológicos y moleculares pueden conducir a la representación de las relaciones entre los distintos materiales, así como a la discriminación del tipo de flor.

4. Crecimiento y desarrollo

Zavaleta-Mancera y Engleman (1991) determinaron que el periodo de desarrollo del fruto es de 175 d en regiones de México, pero Yonemoto *et al.* (2006), con base en variación de composición química, determinaron un periodo de 212 d en Japón, lo que indica que el desarrollo puede variar entre regiones. La temporada de floración y fructificación de los árboles varía de acuerdo con la zona geográfica (Vázquez, 2000). La época de floración transcurre de enero a febrero en México (Martínez, 1951) y de abril a mayo en California, EUA (Schroeder, 1954).

Las fotografías de flores mostradas en la Figura 1 fueron tomadas el 9 de enero de 2020, en Texcoco de Mora, México. Por otro lado, el fruto madura de mayo a julio en México (Popenoe, 1920; Martínez, 1951), de noviembre a diciembre en California, EUA y en mayo en Florida, EUA (Popenoe, 1920).

Cruz (2010) encontraron que en México los genotipos precoces se cosechan de abril a mayo y los tardíos de junio a agosto. Los genotipos más tardíos se distribuyen en altitudes de 2000 a 2300 msnm en climas fríos, principalmente en los valles altos de Puebla y Tlaxcala, Mé-

xico. Zavaleta (1989) mencionó que la floración del zapote blanco en México coincide con los meses más fríos del año, lo que ocasiona que se generan considerables pérdidas de flores y frutos. En general, se presenta un alto porcentaje de semillas abortadas, pero a pesar de ello se pueden llegar a alcanzar rendimientos considerables sobre todo en zonas tropicales.

Yonemoto *et al*. (2006) evaluaron el desarrollo de frutos de *C. edulis* cv. Cuccio desde el momento de la polinización y observaron un crecimiento tipo sigmoide simple, lo cual coincide con el reporte de Zavaleta-Mancera y Engleman (1991) y ello hace suponer que esto es similar en todos los cultivares de la especie. Según Yonemoto *et al*. (2006), dado que el epicarpio del fruto no cambia mucho durante la maduración, la cinética de crecimiento no puede usarse como herramienta para determinar el momento de cosecha.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

El zapote blanco se localiza generalmente en altitudes que varían de 1200 a 2400 m, con temperatura anual promedio de 18 °C (Orwa *et al*., 2009). La temperatura óptima de desarrollo puede variar entre regiones. En Michoacán, México, se ha encontrado un buen desarrollo de flores y frutos a temperaturas promedio entre 19 y 20 °C, en comparación con frutos de la región de Texcoco, México, donde con temperaturas promedio de 15 °C se ha observado un porcentaje más alto de semillas abortadas en los frutos (Zavaleta, 1989).

Barbeau (1990) mencionó que la temperatura adecuada para el desarrollo de frutos debe estar entre 16 y 18 °C. En general, el árbol está tipificado como una especie que prospera bien en climas subtropicales con un período frío y/o seco (Ahlawat *et al*., 2016; Crane y Balerdi, 2019). Es una especie que resiste el frío, aunque hay discrepancia en relación con las temperaturas umbrales, pues en tanto Zuang *et al*. (1992) señalaron que los árboles adultos pueden sobrevivir hasta -4 o -5 °C, Crane y Balerdi (2019) indicaron que los árboles jóvenes pueden resultar dañados o muertos con exposición a temperatura de -4 °C o menor, en tanto que en los árboles maduros el umbral para esta situación es -3 °C.

El zapote blanco está bien adaptado a la mayoría de los suelos bien drenados, desde arenas hasta arcillas y suelos a base de piedra caliza (Crane y Balerdi, 2019). Es tolerante a la sequía, pero prospera mejor en regiones que, aunque secas, se realizan prácticas de irrigación (Zavaleta, 1989). Por otro lado, se ha reportado que en condiciones de sequía se puede producir abscisión de las hojas (CRFG, 1996) y reducción del tamaño y del rendimiento del fruto (Duarte y Paull, 2015). En contraste, tolera precipitaciones fuertes, en tanto el suelo tenga buen drenaje (Duarte y Paull, 2015). En adición, la especie se ha desarrollado bien en suelos con pH entre 5.5 y 7.5 (CRFG, 1996).

El zapote blanco puede propagarse mediante semilla o en forma vegetativa (Ahlawat *et al*., 2016). En el caso de propagación con semilla puede obtenerse producción de fruto en un tiempo de siete u ocho años (Morton, 1987), pero la experiencia ha mostrado que con este método se obtienen frutos heterogéneos (Zuang *et al*., 1992) y de baja calidad (Ebeed *et al*., 2006). Sin embargo, con propagación vegetativa, mediante injerto de hendidura, empalme o aproximación, es posible obtener una producción a partir de tres o cuatro años (Morton, 1987; CRFG, 1996), para lo cual se ha señalado al cultivar Pike como una buena alternativa por su vigor (Morton, 1987; Ahlawat *et al*., 2016).

Para ello, se hacen germinar semillas provenientes de frutos cosechados máximo tres semanas antes (Ahlawat *et al*., 2016) a profundidad de 2 cm en sustrato ligero, lo cual toma de tres a cuatro semanas. Luego, las plántulas se cultivan hasta un tamaño de 0.6 a 1.2 m y se trasladan al lugar definitivo de cultivo (Crane y Balerdi, 2019).

Por otro lado, el uso de esquejes tiene altos coeficientes de propagación y puede realizarse con apoyo de reguladores de crecimiento como ácido indol-3-acético, ácido giberélico (GA_3), citocininas y ácido abscísico (Abo El-Enien y Omar, 2018). En adición, Abd-Elmeged *et al.* (2015) mostraron que el zapote blanco puede también propagarse mediante técnicas de cultivo de tejidos utilizando medio Murashige y Skoog suplementado con 2.22 µM de 6-bencilamino purina y 1.07 µM de ácido ß-naftaleno acético.

El cultivo de zapote blanco se desarrolla a partir de plantas de vivero de 12 a 18 meses de edad. Para el desarrollo del huerto, se realiza separación de plantas entre 4 y 8 m y separación entre hileras entre 7 y 10 m, en función del clima, el cultivar e incluso la experiencia del horticultor (Crane, 2008), aunque también se recomienda usar simplemente una separación de planta a planta de 25 pies (7.6 m) (Crane y Balerdi, 2019). Al respecto, Zuang *et al.* (1992) recomendaron usar densidad de 150 a 220 árboles por hectárea.

El árbol de zapote blanco es densamente ramificado en la madurez, pero durante los primeros dos años de desarrollo exhibe dominancia apical, tendiendo hacia un solo tallo flexible que puede requerir el apoyo de una estaca (CRFG, 1996). Por esta razón, durante esa etapa es conveniente realizar poda de formación mediante el corte del brote terminal, para inducir la ramificación lateral.

Después, se recomienda podar durante varios años para mantener el tamaño del árbol entre 3.0 y 4.5 m. Para evitar la desaparición de ramas inferiores por causa de la sombra del estrato superior es recomendable eliminar selectivamente algunas ramas de la sección alta. Asimismo, se recomienda no eliminar las ramas inferiores y realizar la poda después de la cosecha (Crane y Balerdi, 2019).

Los requerimientos de riego son mayores en plantas jóvenes que en los árboles adultos. Al momento de la siembra debe aplicarse riego y luego diariamente durante las siguientes una o dos semanas. Después, es conveniente regar entre una y dos veces por semana hasta cumplir dos meses, tras lo cual esta práctica puede programarse una vez a la semana, excepto en temporada de lluvias, cuando puede incluso interrumpirse.

Los árboles con edad mayor a cuatro años requieren riego sólo en temporada de sequía y, de hecho, el riego excesivo puede causar disminución de la producción (Crane y Balerdi, 2019). Por otro lado, el riego debe interrumpirse para causar estrés hídrico en la etapa de inducción de la floración, tras lo cual la práctica debe restablecerse. Asimismo, se ha señalado que el zapote blanco es sensible a irrigación salina (Dagar y Minhas, 2016).

Aunque el zapote blanco es poco demandante de fertilización, la Universidad de Florida (Crane y Balerdi, 2019) recomienda aplicar dosis de 0.25 lb de un fertilizante tipificado para árboles jóvenes, basado en una formulación 6-6-6-2 % de nitrógeno, fosfatos, potasa y magnesio, respectivamente, complementada con 20-30 % de nitrógeno proveniente de fuentes orgánicas y algunos elementos menores como manganeso y zinc, aplicados de manera foliar en la época calurosa del año.

La recomendación implica realizar aplicaciones cada seis a ocho semanas durante el primer año de desarrollo del árbol y luego aumentar gradualmente a 0.5, 0.75 y 1.0 lb. Asimismo, si aparecen síntomas de deficiencia de hierro, como hojas cloróticas, se sugiere aplicar sulfato de hierro al suelo, en cantidad de 0.25 a 1.0 onzas por árbol, con frecuencia de dos a cuatro veces por año, complementado con riego. En el caso de árboles adultos la recomendación indica el uso de formulaciones 6-6-6 % o 8-3-9 % de nitrógeno, fosfatos y potasa, respectivamente, en cantidades de 2.5 a 5.0 lb por árbol.

El zapote blanco es susceptible de ataque de algunas plagas. Al respecto, se ha reportado el ataque de la mosca mexicana de la fruta (*Anastrepha ludens*) en regiones de México (Aluja *et al*., 1987; Mangan *et al*., 1997; González *et al*., 2006), de *Sophonia orientalis* en la isla de Madeira, Portugal, de *Prays citri* en la Guayana Francesa, Guadalupe y Martinica (Baker *et al*., 2008) y en Italia (Mineo, 1998), de *Trioza erytrea* en Etiopía (Hailu y Wakgari, 2019), de *Hemilecanium uesatoi* Kondo & Hardy en Japón (Kondo y Hardy, 2008) y de *Atemelia casimiroae* en California, EUA (Sohn y Epstein, 2019).

En cuanto a enfermedades, Crane (2008) informó que el zapote blanco puede experimentar antracnosis o roña y Getaneh *et al*. (2016) indicaron que también puede ser atacado por la bacteria *Xanthomonas axonopodis* y causar chancro de los cítricos. Por otro lado, se ha indicado que la especie es resistente al ataque de hongos de los géneros *Phytophthora* y *Armillaria* (CRFG, 1996).

En todos estos casos, si bien es factible el uso de métodos químicos de control con base en compuestos químicos autorizados (Crane y Ba-

lerdi, 2019), se recomienda realizar inspecciones periódicas y eliminar las partes de la planta afectadas para impedir la extensión del daño (CRFG, 1996).

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

Yonemoto *et al.* (2006), propusieron como índice de cosecha el uso de la acumulación de grados Celcius×tiempo o días después de polinización, con valores de 120×103 y 212, respectivamente, para el cultivar Cuccio. Sin embargo, comúnmente este tipo de información no se recaba y la cosecha se basa más bien en criterios como tamaño de fruto y color externo, el cual cambia de verde oscuro a amarillo brillante conforme avanza a la maduración.

Asimismo, se considera el color interno del fruto, que cambia de blanco a amarillo (George *et al*., 1988). Durante la maduración ocurren cambios pequeños en los atributos de color del epicarpio, pues en tanto la luminosidad (%), el ángulo de matiz (grados) y la cromaticidad presentan valores de 51.2-55.9, 111.6-115.7° y 30.1-36.7 en madurez fisiológica, los valores en madurez de consumo son 49.1-55.8, 103.2° y 30.8-38.6, con cambios promedio de 2.3, 3,7 y 9.2 %, respectivamente.

De acuerdo con Morton (1987), los frutos deben cosecharse cortando desde el pedúnculo, ya que de lo contrario se puede dañar el fruto, presentándose magulladuras y manchas oscuras en la piel, así como pérdidas de agua. George *et al.* (1988) y CRFG (1996), mencionaron que cultivares como Chesnut han llegado a producir hasta 3 ton de fruta por año. Asimismo, McCain (1993) reportó producciones desde 900 hasta 2700 kg. Vázquez (2000), por el contrario, citó que, en genotipos seleccionados en Puebla, México, se tienen rendimientos de 200 a 400 kg de fruta, pero en árboles sin ningún manejo.

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

El zapote blanco está clasificado como un fruto climatérico (Biale *et al*., 1954; Yonemoto *et al*., 2002; Lozano-Grande *et al*., 2006). Esto significa que puede cosecharse en estado de madurez fisiológica y permitir

que la maduración ocurra después de que ha ocurrido la separación de la planta. La máxima actividad respiratoria ocurre entre 4 y 5 d a temperatura de 20 °C o mayor (Yonemoto *et al*., 2002; Lozano-Grande *et al*., 2006).

La actividad respiratoria, expresada como producción de CO_2, varía entre 130 y 290 mg/kg·h, en el rango de 15 a 35 °C (Yonemoto *et al*., 2002). La producción máxima de etileno puede variar entre 230 y 510 µL/kg·h en el mismo rango y puede ocurrir antes de la producción máxima de CO_2 (Yonemoto *et al*., 2002), coincidir con ella (Lozano-Grande *et al*., 2006) o aparecer en una fase posterior (Biale *et al*., 1954), lo cual puede indicar comportamiento distinto en función del cultivar o región de desarrollo, ya que estos reportes correspondieron a materiales de Wakayama, Japón, Texcoco de Mora, México y California, Estados Unidos, respectivamente.

Sin embargo, este comportamiento depende de la temperatura, ya que Yonemoto *et al*. (2002) observaron que con manejo a 25, 20 y 15 °C, el pico de producción máxima de etileno ocurrió a los 8, 12 y 16 d, respectivamente. El fruto de zapote blanco muestra moderada susceptibilidad a experimentar daños por frío, pues tras un almacenamiento por 10, 20, 46 y 63 d a 1 °C, no se observó incapacidad para madurar y la calidad comestible fue calificada como muy buena en los tres primeros casos y buena en el último, aunque a partir de 46 d puede ocurrir oscurecimiento ligero o severo del epicarpio (Yonemoto *et al*., 2002).

El zapote blanco tiene piel muy fina y por ello exhibe fragilidad excesiva que limita las manipulaciones y las posibilidades de comercialización a grandes distancias (Zuang *et al*., 1992).

8. Tecnologías para la conservación

La información sobre el comportamiento postcosecha del fruto de zapote blanco es escasa y es recomendable el desarrollo de más investigaciones para favorecer su manejo a través de la cadena de distribución con mayor tiempo de vida de anaquel. El fruto de zapote blanco madura normalmente en el rango de 10 a 35 °C, con la mayor calidad comestible alcanzada en el rango de 15 a 25 °C (Yonemoto *et al*., 2002).

Con el uso de refrigeración a 15 °C, la vida de anaquel puede retrasarse hasta 6 d y si bien se ha observado que la susceptibilidad a daños por frío es moderada, no hay estudios que permitan determinar con claridad el límite inferior que puede usarse en la condición térmica. El proceso de maduración va acompañado de pérdida de peso que varía entre 5.7 y 6.5 con almacenamiento por 6 d a 21 °C y 82 % de humedad relativa (Lozano-Grande *et al.*, 2006), aunque Vázquez (2000) observaron pérdida de peso hasta de 9.1 % a 22 °C con humedad relativa de 42 %.

Por ello, es recomendable el uso de ambientes con alta humedad relativa, pero sin alcanzar condiciones que favorezcan la condensación sobre la superficie externa del fruto, lo cual puede favorecer el desarrollo microbiano. Durante la maduración ocurre pérdida de firmeza, de valores entre 13.8-17.3 N a valores entre 0.6-0.9 N. Por ello, se recomienda que el fruto sea manejado en postcosecha con envases acojinados para evitar magulladuras y daño de la cáscara (Love *et al.*, 2014). Otras técnicas, como el uso de atmósferas modificadas/controladas o el uso de recubrimientos biopoliméricos no han sido evaluadas en el caso del zapote blanco.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

Con base en evaluaciones hechas en material colectado en El Salvador, Morton (1987) reportó que el valor alimenticio del fruto de zapote blanco, expresado para 100 g de pulpa fresca, se basa en su contenido de agua (78.3 g), proteína (0.0143 g), grasa (0.03 g), fibra (0.9 g), ceniza (0.48 g), calcio (9.9 mg), fósforo (20.4 mg), hierro (0.33 mg), carotenos (0.053 mg), tiamina (0.042 g), riboflavina (0.043 mg) y niacina (0.472 mg).

La vitamina C es uno de los principales productos que aportan los frutos de zapote blanco. El contenido de ácido ascórbico en frutos maduros varía desde 15.7 mg/100 g de pulpa hasta 56 mg/100 g (George *et al.*, 1988; Vázquez, 2000). Asimismo, se ha determinado que la semilla es un material rico en almidón, que está presente en concentración de

26.3 %, donde la amilosa representa el 18.1 %, siendo muy similar al contenido del grano de maíz (Soni *et al*., 1987).

Sin embargo, la mayor importancia del zapote blanco está basada en su contenido de diversos compuestos bioactivos, cuya ingesta ayuda a aliviar algunos padecimientos o reducir el riesgo de contraer diversas enfermedades. De hecho, desde su primera descripción documentada, a la especie se le atribuyeron propiedades medicinales (Hernandez, 1651) y sus nombres en lengua náhuatl, cochitzapotl o iztactzapotl, aluden a sus propiedades somníferas.

Ríos-Castillo *et al.* (2012) describieron, con base en abundantes estudios realizados principalmente sobre la semilla, que se han aislado compuestos farmacológicamente activos, como la histamina, N-metil-histamina, N,N-dimetil-histamina, así como la sapotina y otros flavonoides, además de cumarinas, quinolonas, triterpenos y esteroles. Con base en una revisión de diversos trabajos, de manera resumida los autores describieron que, en las décadas de 1950 y 1960, se consiguió el aislamiento de varios flavonoides, como la zapotina (2',5,6,6'-tetrametoxiflavona) (Iriarte *et al*., 1956; Kincl *et al*., 1956) y la zapotinina (5-hidroxi-2',6,6'-trihidroxiflavona) (Sondheimer y Meisels, 1960).

Se aislaron N-benzoiltiramina, los limonoides casimirolida (obacunona) y zapoterina (12β-hidroxiobacunona), las quinolonas casimiroina, edulina (6-metoxi-1-metil- 2-fenil-4-quinolona), y los derivados del imidazol zapotidina, casimiroedina (Garratt *et al*., 1967; Dreyer, 1968). De la corteza se aislaron 5,6-dimetoxiflavona, bergapteno, isopimpinellina, eduleina (7-metoxi-l-metil-2-fenil-4-quinolona), edulitina, escopoletina, dictamnina, γ-fagarina, skimmianina, edulinina (Iriarte *et al*., 1956).

Estudios más recientes han confirmado que los extractos obtenidos de semillas, hojas y tallos de zapote blanco son ricos en compuestos fenólicos. Awaad *et al.* (2012) identificaron cuatro cumarinas en extractos de hojas de *C. edulis*: umbeliferona, esculetina, imperatorina y xanthotoxol. Bertin *et al.* (2014) determinaron la presencia de herniarina, imperatorina 8-geraniloxipsoraleno y 5,6,2', 3', 4'-pentametoxiflavona en extractos de semillas. Froldi *et al.* (2011) determinaron la presencia

de heraclenina y felopterina en cantidades de 1.96 y 2.11 % peso/peso. Nagai *et al*. (2014) aislaron dos furocumarinas y dos polimetoxiflavonas a partir de extractos de hojas.

En extractos de hojas y tallos, Pérez-Ramírez *et al*. (2019) identificaron la presencia de los ácidos fenólicos p-hidrobenzóico, p-coutarico y de los flavonoides catequina, epicatequina y trans-resveratrol. En forma similar ha sido posible identificar un gran número de compuestos terpénicos.

Awaad *et al*. (2012) determinó que la cantidad de aceite esencial de hojas de *C. edulis* es moderada (0.29 % base seca) y los sesquiterpenos constituyen la fracción más importante (49.4 %), resaltando la presencia de compuestos como trans-cariofileno, trans-bourboneno, α-humuleno, Δ-elmeno, β-selineno, cis-calameneno, γ-cadineno, nerolidol y E-fitol.

García Argáez *et al*. (2000) determinaron la presencia de zapoterina (11β-hidroxiobacunona (zapoterin) un limonoide perteneciente el grupo de los triterpenos. Un tercer grupo de presencia importante en distintas partes anatómicas de esta especie son los alcaloides. Khaleel (2002) identificó la presencia de tres nuevos compuestos de este tipo derivados de phenil-4-quinolinona: 5,6-dimetoxi-2-(3-metoxifenil) -1H-quinolin-4-ona, 5,6-dimetoxi-2-(3, 4, di-metoxifenil)-1H-quinolin-4-ona y 5,6-dimetoxi-2-(2, 5, 6, tri-metoxifenil)-1H-quinolin-4-ona.

A partir de extractos metanólicos de semillas de zapote blanco, Magos *et al*. (1999) confirmaron la presencia de derivados de la histamina, específicamente N-momometilhistamina, N, N-dimetilhistamina y el glucoalcaloide imidazólico casimiroedina. Asimismo, identificaron la presencia de acetónido de sinefrina, que es un derivado de la fenetilamina. En extractos de hojas y tallos, Pérez-Ramírez *et al*. (2019) encontraron colina, trigonelina, catarantina y sitsirikina. Asimismo, se ha encontrado abundante presencia de saponinas.

En extractos de hojas y tallos, Pérez-Ramírez *et al*. (2019) identificaron la presencia de ácido fitolacagénico α-L-arabinopiranosido, hederagenina β-D-glucopiranosido, ácido serjanico α-l-arabinopiranosido,

campesteril β-D-glucopiranosido, y de sitosteril β-D-glucopiranosido. Tun *et al*. (2019) aislaron dos flavonoides de la fracción metanólica de la corteza del tallo de *Casimiroa edulis*. Los compuestos aislados se pueden identificar como 6,7-dimetoxiflavona (1) y 5,6,2-trimetoxiflavona.

También Pérez-Ramírez *et al*. (2019) reportaron la presencia de fitosteroles en extractos de hojas y tallos, particularmente de β-sitosterol, β-campesterol, Δ5-avenasterol y estigmastanol. Finalmente, González *et al*. (2006) analizaron compuestos volátiles en el espacio de cabeza de frutos de zapote blanco y, entre ocho compuestos detectados mediante cromatografía de gases asistida con detección electroantenográfica, lograron identificar la presencia de estireno, mirceno, 1,2,4-trimetilbenceno, 1,8-cineol y linalol.

El zapote blanco ha sido considerado desde épocas prehispánicas en México como una planta medicinal (Hernandez, 1651) y se le han atribuido típicamente propiedades somníferas (Zuang *et al*., 1992). Las hojas, semillas y frutos son usados en tratamientos para la ansiedad, la alteración nerviosa, el insomnio y la hipertensión (López-Rubalcava y Estrada-Camarena, 2016). Las hojas son la parte de la planta que más se utiliza con fines medicinales, incluso se reporta su uso como antitusivo, para el asma y como carminativo para aliviar retortijones (Morett y Ruiz, 2001).

Las semillas se consideran venenosas si se consumen crudas (Orwa *et al*., 2009) y sólo se recomiendan en uso externo sobre heridas para facilitar cicatrización con semillas quemadas y pulverizadas, que pueden sanar llagas o inflamaciones (Morton, 1987). Sin embargo, en algunas regiones de Chiapas, México, se usan para preparar un té para la hipertensión, para los nervios y para inducir el sueño (Morett y Ruiz, 2001).

Este tipo de efectos se deben a la presencia de diversos compuestos bioactivos presentes en sus distintas partes anatómicas y los efectos pueden ser de tipo anticoagulante, vasodilatante, anticonvulsivo, ansiolítico o estar asociados con actividad de adipogénesis. Awaad *et al*. (2012) determinaron que el uso de un extracto etanólico de hojas poseía actividad anticoagulante en virtud de la presencia de cumarinas,

lo cual se verificó sin efectos negativos o perjudiciales en funciones hepáticas y renales. Bertin *et al*. (2011) determinaron que el uso de extractos hexánicos y metanólicos de hojas y semillas de zapote blanco puede inducir vasorelajación en tejidos arteriales precontraídos de ratas jóvenes y adultas.

Bertin *et al*. (2014) compararon el efecto de vasodilatación *in vitro* y la actividad antioxidante de extractos de semillas de zapote blanco con sus derivados aislados de cumarinas y flavonas, como herniarina, imperatorina, 8-geraniloxipsoraleno y 5,6,2', 3', 4'-pentametoxiflavona, con resultados favorables causados por todos los compuestos, aunque con diferente magnitud.

En el trabajo, los autores encontraron que la actividad antioxidante se incrementa en forma directa con la concentración de las sustancias y la presencia de compuestos fenólicos enfatiza la sinergia entre los efectos antioxidantes y de vasodilatación. Froldi *et al*. (2011) determinaron el efecto positivo de vasodilatación de extractos hexánicos y metanólicos de hojas y semillas de zapote blanco en tejidos arteriales precontraídos y describieron que este tipo de compuestos ha sido tradicionalmente usado para tratar la ansiedad, el insomnio y la hipertensión.

Magos *et al*. (1999) demostraron que el uso de extractos de semillas de frutos de zapote blanco conteniendo acetónido de sinefrina, N-monometilhistamina, N, N-dimetilhistamina, prolina, N-metilprolina, ácido g-aminobutírico y casimiroedina puede ser útil para reducir temporalmente la presión arterial. Muccillo *et al*. (2004) demostraron la propiedad vasodilatante de extractos acuosos de semillas de zapote blanco y su potencial anti-constrictivo en sistemas arteriales previamente constriñidos.

Rios-Castillo *et al*. (2012), describieron que el efecto hipotensor intenso de la semilla del zapote blanco se debe a una fracción que contiene gaba, prolina y metil-prolina. Sin embargo, también se ha identificado la presencia de acetónido de sinefrina que ha producido un efecto hipertensor, lo que ha conducido a la postura de que en los

extractos obtenidos a partir de las semillas existen compuestos con propiedades tanto agonistas como antagonistas.

Respecto a los efectos anticonvulsivos, con base en la revisión de diversos trabajos, Garzón-De la Mora *et al*. (1999) citaron que el uso de extractos de hojas y semillas de zapote blanco ha formado parte de la medicina tradicional y así, siguiendo un criterio etnomedicinal, se ha realizado trabajo experimental con los extractos acuosos y orgánicos para conducir la imbibición de fibras del músculo liso tomadas de las arterias *in vitro* para demostrar que después de un estímulo eléctrico, disminuye la respuesta de un músculo contraído.

López-Rubalcava y Estrada-Camarena (2016) revisaron los efectos ansiolíticos y antidepresivos de diversas plantas medicinales mexicanas. Para el caso de zapote blanco, encontraron que los extractos acuosos e hidroalcohólicos de hojas indujeron efectos de tipo ansiolítico en ratas sometidas a diversas pruebas de estrés inducido (Molina-Hernández *et al*., 2004), en forma similar a fármacos usados para tal fin.

Magos *et al*. (1995) evaluaron los efectos positivos de tipo relajante y vasodilatante de extractos de semillas de zapote blanco en contra de distintos fármacos inductores de constricciones. Mora *et al*. (2005) evaluaron el efecto de extractos de hojas de zapote blanco sobre el sistema nervioso central de animales modelo con síntomas de depresión y ansiedad en pruebas de estrés inducidos.

Los resultados mostraron que el extracto causó una reducción considerable de las actividades locomotoras, de manera similar a compuestos como el diazepam y fue posible sugerir que el extracto hidroalcohólico de zapote blanco puede contener principios sedantes con potenciales propiedades ansiolíticas y antidepresivas.

Respecto de la actividad de adipogénesis, Nagai *et al*. (2014) aislaron dos furocumarinas y dos polimetoxiflavonas de las hojas de *C. edulis* y evaluaron su efecto sobre el metabolismo de la glucosa y los lípidos con adipocitos 3T3-L1. Los autores encontraron que la adición de furocumarinas aumentaba la absorción de glucosa y la acumulación de

lípidos en los adipocitos, lo cual sugirió que los compuestos de furocumarina pueden usarse como compuestos funcionales derivados de los alimentos, para atender síntomas asociados con disfunciones del metabolismo de la glucosa y los lípidos.

Pérez-Ramírez *et al*. (2019) mostraron, mediante evaluaciones en ratas obesas tomadas como modelo de trabajo, que el uso de extractos acuosos de zapote blanco puede reducir la hipertrofia cardíaca y la esteatosis en individuos con alto contenido de grasa y fructosa. Los autores encontraron que los extractos de *C. edulis* ejercen actividad antiinflamatoria cardiaca y este efecto cardioprotector puede estar relacionado con un alto contenido de saponinas esteroidales y alcaloides.

10. Importancia económica

Con algunas excepciones, el cultivo del zapote blanco ha sido poco desarrollado en forma comercial y en muchos casos constituye más bien parte de una economía familiar obtenida a partir de cultivos de traspatio. Desde la última década del siglo XX, la empresa California Rare Fruit Growers, Inc. señaló que el mercado del zapote blanco no había sido explotado adecuadamente (CRFG, 1996).

De hecho Ahlawat *et al*. (2016) señalaron que la comercialización se realiza en mercados locales y farmacias y puntualizaron seis retos para mejorar la comercialización, principalmente del fruto, enfocados a caracterizar y conservar el germoplasma disponible, desarrollar variedades de piel fina sin amargor, estandarizar la tecnología de producción del zapote blanco, extender la vida útil del fruto, preparar productos con valor agregado a partir de zapote blanco y popularizar el zapote blanco en el mercado de fruta fresca e industrializada. Los autores también puntualizaron que se deben realizar acciones para extender las posibilidades de comercialización, lo cual está limitado por una insuficiente capacidad para atender el suministro continuo de fruto a las grandes cadenas (Ahlawat *et al*., 2016).

11. Usos potenciales

Si bien el principal uso del zapote blanco ha sido en la medicina tradicional, la pulpa puede también consumirse en fresco o ser ingrediente en batidos lácteos y postres (Orwa *et al*., 2009; Tesfaye, 2018; Crane y Balerdi, 2019). Para ello, la piel debiera ser removida debido a su sabor amargo (Ahlawat *et al*., 2016). Asimismo, se ha reportado el uso de las hojas en la conservación del pan de fiestas de algunas regiones de México (Cruz, 2010).

Del tronco puede obtenerse madera de tonalidad amarilla, de grano fino, compacta, moderadamente densa y pesada, medianamente fuerte y resistente (Orwa *et al*., 2009), que ocasionalmente se le ha usado en labores de carpintería en Centroamérica (Morett y Ruiz, 2001), aunque no es muy duradera (Orwa *et al*., 2009). Asimismo, se le usa para generar sombra en cafetales y por su denso follaje también con carácter ornamental (Orwa *et al*., 2009).

También se ha demostrado que los extractos de hojas de zapote blanco exhiben potencial antifúngico, particularmente en contra del desarrollo de micelio de *Alternaria* spp., *Fusarium* spp., *Pestalotiopsis* spp., *Rhizopus* spp. (Bautista *et al*., 2000) y *Sclerotium cepivorum*, así como en contra de bacterias como *Xanthomona campestris* (Vargas *et al*., 2017), lo cual puede ser aprovechado en el alargamiento de la vida de anaquel de frutas y vegetales en postcosecha.

También se ha demostrado el efecto insecticida de los extractos de zapote blanco, lo cual se demostró en contra de larvas de *Spodoptera littoralis* (Barakat, 2011), sin embargo, esta propiedad no ha sido explotada en el control de las plagas que atacan el propio árbol de zapote blanco. Finalmente, los residuos vegetales de zapote blanco pueden ser usados como material adsorbente en procesos de decoloración (Peláez-Cid *et al*., 2013).

12. Conclusiones

El zapote blanco es una especie de uso frecuente en la medicina tradicional y su principal importancia radica en su contenido de diversos

compuestos bioactivos que pueden ayudar a aliviar algunos padecimientos o reducir el riesgo de contraer diversas enfermedades. Sin embargo, el zapote blanco enfrenta como principal problema la falta de explotaciones comerciales y, con algunas excepciones, se le maneja como árbol silvestre, tolerado y dentro de huertos familiares, lo cual dificulta el suministro del fruto a grandes cadenas de comercialización.

Si bien existe un número importante de cultivares, éstos no están suficiente caracterizados en explotaciones comerciales. Asimismo, el manejo postcosecha del fruto está caracterizado también de manera insuficiente, lo cual es necesario atender para conseguir preservar por más tiempo los atributos de calidad ya sea con enfoque de consumo en fresco, industrializado y para extraer compuestos bioactivos destinados a la formulación de extractos con carácter medicinal.

13. Bibliografía

Abd-Elmeged, M., Abo El-Fadl, R., Hassanen, S., 2015. Propagation of sapota (*Casimiroa edulis*) trees by using tissue culture technique. Egyptian Journal of Desert Research 65(2), 257–266. https://doi.org/10.21608/ejdr.2015.5953.

Abo El-Enien, H. E., Omar, M. A., 2018. Effect of some growth substances on rooting and endogenous hormones of *Casimiroa edulis* L. cuttings. Zagazig Journal of Agricultural Research 45(3), 891–904. https://doi.org/10.21608/zjar.2018.49126.

Ahlawat, T. R., Patel, N. L., Patel, C. R., Agnihotri, R., 2016. White sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex), en: Narendra Publishing House. Underutilized fruit crops: Importance and cultivation, First edition, India, pp. 1353–1367.

Alcántara, O. S., 2013. Jardines y naturaleza en Palacio Nacional. Proyecto en marcha. Fuentes Humanísticas 26(26), 49–68.

Aluja, M., Guillén, J., de la Rosa, G., Cabrera, M., Celedonio, H., Liedo, P., Hendrichs, J., 1987. Natural host plant survey of the economically

important fruit flies (Diptera: Tephritidae) of Chiapas, Mexico. Florida Entomologist 70(3), 329–338. https://doi.org/10.2307/3495066

Andres A. J., Soto, M., Famiani, F., Cruz-Castillo, J. G., 2017. *In situ* characterization of Fruits and Seeds of a number of White Sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex.) accessions in Mexico. HortScience 52(12), 1849–1852. https://doi.org/10.21273/HORTSCI12432-17

Awaad, A. S., Al-Jaber, N. A., Soliman, G. A., Al-Outhman, M. R., Zain, M. E., Moses, J. E., El-Meligy, R. M., 2012. New biological activities of *Casimiroa edulis* leaf extract and isolated compounds. Phytotherapy Research 26(3), 452–457. https://doi.org/10.1002/ptr.3690.

Baker, R., Caffier, D., Choiseul, J. W., Clercq, P. De, Gerowitt, B., Karadjova, O. E., Vloutoglou, I., 2008. Pest risk assessment made by France on *Prays citri* considered by France as harmful in French overseas departments of French Guiana, Guadeloupe and Martinique. The EFSA Journal 680, 1–22.

Barakat, D. A., 2011. Insecticidal and antifeedant activities and chemical composition of *Casimiroa edulis* La Llave & Lex (Rutaceae) leaf extract and its fractions against *Spodoptera littoralis* larvae. Australian Journal of Basic and Applied Sciences 5(9), 693–703.

Barbeau, G., 1990. Frutas tropicales en Nicaragua. Dirección General de Técnicas Agropecuarias, Ministerio de Desarrollo Agropecuario y Reforma Agraria (MIDINRA), Managua, Nicaragua.

Bautista, B. S., Hernández, López, M., Barrera, N. L. L., 2000. Antifungal screening of plants of the state of Morelos, Mexico against four fungal postharvest pathogens of fruits and vegetables. Revista Mexicana de Fitopatología 18(1), 36–41.

Bertin, R., Chen, Z., Martínez-Vázquez, M., García-Argaéz, A., Froldi, G., 2014. Vasodilation and radical-scavenging activity of imperatorin and selected coumarinic and flavonoid compounds from genus *Casimiroa*. Phytomedicine 21(5), 586–594. https://doi.org/10.1016/j.phymed.2013.10.030.

Bertin, R., García-Argaéz, A., Martínez-Vázquez, M., Froldi, G., 2011. Age-dependent vasorelaxation of *Casimiroa edulis* and *Casimiroa pubescens* extracts in rat caudal artery *in vitro*. Journal of Ethnopharmacology 137(1), 934–936. https://doi.org/10.1016/j.jep.2011.06.027.

Biale, J. B., Young, R. E., Olmstead, A. J., 1954. Fruit respiration and ethylene production. Plant Physiology 29(2), 168–174. https://doi.org/10.1104/pp.29.2.168.

Crane, J. H., 2008. *Casimiroa edulis* white sapote, en: CABI, The Encyclopedia of Fruit & Nuts, USA, pp. 770–772.

Crane, J. H., Balerdi, C. F., 2019. White sapote growing in the home landscape. Document HS1054, Institute of Food and Agricultural Sciences (IFAS), University of Florida Florida, USA,

CRFG., 1996. White sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex), California Rare Fruit Growers, Inc., USA.

Cruz, H. J., 2010. Características morfológicas y fisiológicas del fruto de diferentes selecciones de zapote blanco (*Casimiroa edulis* Llave & Lex) conservadas *In situ*. IX Congreso SEAE - Sociedad Española de Agricultura Ecológica. España.

Dagar, C. J., Minhas, P. S., 2016. Saline irrigation for productive agroforestry systems. Agroforestry for the Management of Waterlogged Saline Soils and Poor-Quality Waters 13, 145–161. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2659-8_9.

Domínguez, S. C., Martínez, R. D. F., 2017. Design of hydraulic works to control the surface drainage of the western basin of Cuitzeo lake on agricultural and wetland lands. XV Seminario Iberoamericano de Redes de Agua y Drenaje, SEREA2017, México.

Dreyer, D. L., 1968. Citrus bitter principles. IX. Extractives of *Casimiroa edulis*. Structure of zapoterin. The Journal of Organic Chemistry 33(9), 3577-3582.

Duarte, O. Paull, R. E., 2015. Exotic fruits and nuts of the new world. Tropical Plant and Soil Sciences, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii, USA.

Earle, C., 1965. The archeological record of cultivated crops of new world origins. Economic Botany 19(4), 323–334. https://doi.org/10.1007/BF02904802.

Ebeed, S. S., El-Rouby, K. A., Zarad, A. A., 2006. Effect of some chemical material and germination media on seed germination and growth of grafted Casimiroa transplants. Arab Universities Journal of Agricultural Sciences, Ain Shams University, Cairo 14(1), 349–363. https://doi.org/10.21608/AJS.2006.15567.

Froldi, G., Bertin, R., Secchi, E., Zagotto, G., Martínez-Vázquez, M., García-Argaéz, A., 2011. Vasorelaxation by extracts of *Casimiroa* spp. in rat resistance vessels and pharmacological study of cellular mechanisms. Journal of Ethnopharmacology 134(3), 637–643. https://doi.org/10.1016/j.jep.2011.01.008.

García-Argáez, A. N., Toscano, R. A., Martínez-Vázquez, M., 2000. 11β-Hydroxyobacunone (zapoterin). Journal of Chemical Crystallography 30(11), 727–730. https://doi.org/10.1023/A:1012250211856.

Garratt, P. J., Scheinmann, F., Sondheimer, F., 1967. Constituents of *Casimiroa edulis*. VIII. The structures of zapotin and zapotinin. Tetrahedron 23(5), 2413–2416. https://doi.org/10.1016/0040-4020(67)80075-9.

Garzón-De La Mora, P., García-López, P. M., García-Estrada, J., Navarro-Ruíz, A., Villanueva-Michel, T., Villarreal-De Puga, L. M., Casillas-Ochoa, J., 1999. *Casimiroa edulis* seed extracts show anticonvulsive properties in rats. Journal of Ethnopharmacology 68(1–3), 275–282. https://doi.org/10.1016/S0378-8741(99)00125-7.

George, A. P., Nissen, R. J., Wallace, D. J., 1988. The casimiroa. Queensland Agricultural Journal 114(1), 57–62.

Getaneh, G., Ayalew, G., Derso, E., Mulatu, B., Hailu, E., Hunduma, T., 2016. Plant protection research in Ethiopia: major achievements, challenges and future directions, en: Ethiopian Institute of Agricultural Research, Agricultural research for Ethiopian renaissance. Challenges, opportunities and directions. Ethiopia. pp. 199–212.

González, R., Toledo, J., Cruz-Lopez, L., Virgen, A., Santiesteban, A., Malo, E. A., 2006. A new blend of white sapote fruit volatiles as potential attractant to *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae). Journal of Economic Entomology 99(6), 1994–2001. https://doi.org/10.1603/0022-0493-99.6.1994.

Guerrini, L., 2008. The 'Accademia dei Lincei' and the New World, Max-Planck-Institut Für Wissenschaftsgeschichte, Germany.

Hailu, T., Wakgari, M., 2019. distribution and damage of African citrus psyllids (*Trioza erytreae*) in *Casimiroa edulis* producing areas of the eastern zone of Ethiopia. International Journal of Environment, Agriculture and Biotechnology 4(3), 741–750. https://doi.org/10.22161/ijeab/4.3.22.

Henry, A., Vera-Caletti, P., 2010. Usages du sapotier blanc (*Casimiroa* spp.) en Mésoamérique. Histoire, ethnographie et botanique. Anthropobotanica, Publications Scientifiques du Muséum National d'Histoire Naturelle 1 (7), 1-15.

Hernandez, F., 1651. Rerum medicarum Novae Hispaniae thesaurus, seu, Plantarum animalium mineralium Mexicanorum historia, Superior permisu, Ex Typographeio Vitalis Mascardi. Rome, Italy.

Iriarte, J., Kincl, F. A., Rosenkranz, G., Sondheimer, F., 1956. The constituents of *Casimiroa edulis*. II. The bark. Journal of the Chemical Society 4170–4173. https://doi.org/10.1039/JR9560004170.

ITIS, 2020. Integrated Taxonomic Information System. USA. https://www.itis.gov/

Jiménez-Osornio, J. J., Pastrana, C. D., Molina, C. A., Ruenes, M. M. del R., Montañez, E. P. I., Lendechy, G. Á., 2018. Sustainable agriculture through resurrecting indigenous fruits in Yucatán, en: Rainer Hampp Verlag, Decent work deficits in southern agriculture: measurements, drivers and strategies, Augsburg, München. pp. 305-322.

Khaleel, A. E. M., 2002. 2-phenyl-4-quinolinone alkaloids from *Casimiroa edulis* Llave et Lex (Rutaceae). Monatshefte Fur Chemie 133(2), 183–187. https://doi.org/10.1007/s706-002-8248-4.

Kincl, F. A., Romo, J., Rosenkranz, G., Sondheimer, F., 1956. The constituents of *Casimiroa edulis*. I. The seed. Journal of the Chemical Society 4163–4169. https://doi.org/10.1039/JR9560004163.

Kondo, T., Hardy, N. B., 2008. Synonymy of Etiennea Matile-Ferrero with Hemilecanium Newstead (Hemiptera: Coccidae), based on morphology of adult females, adult males and first-instar nymphs, and description of a new potential pest species from the Ryukyu Archipelago, Japan. Entomological Science 11, 189–213. https://doi.org/10.1111/j.1479-8298.2008.00268.x.

Lemessa, D., Legesse, A., 2018. Non-crop and crop plant diversity and determinants in homegardens of Abay Chomen District, Western Ethiopia. Biodiversity International Journal 2(5), 433-439. https://doi.org/10.15406/bij.2018.02.00096.

López-Medina, S. E., Mendoza-Chiquipoma, C., López-Zabaleta, A., Caicedo, M. A., Gil-Rivero, A. E., Pazos-Zabaleta, A., 2017. Caracterización morfométrica de frutos y semillas de charalina, *Casimiroa edulis* (Rutaceae). Rebiol 37(1), 30–35.

López-Rubalcava, C., Estrada-Camarena, E., 2016. Mexican medicinal plants with anxiolytic or antidepressant activity: Focus on preclinical research. Journal of Ethnopharmacology 186, 377–391. https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.03.053.

Love, K., Chen, N., Paull, R., 2014. Fruit, nut, and beverage crops quick harvest and postharvest tips for better quality and longer postharvest life. June, F_N-36.

Lozano-Grande, M. A., Valle-Guadarrama, S., Marroquín-Andrade, L. M., Ybarra-Moncada, M. C., 2006. Postharvest behavior of white sapote fruits in Texcoco, México. Revista Fitotecnia Mexicana 29, 129–133.

Magos, G. A., Vidrio, H., Enríquez, R., 1995. Pharmacology of *Casimiroa edulis*; III. Relaxant and contractile effects in rat aortic rings. Journal of Ethnopharmacology 47(1), 1–8. https://doi.org/10.1016/0378-8741(95)01247-B.

Magos, G. A., Vidrio, H., Reynolds, W. F., Enríquez, R. G., 1999. Pharmacology of *Casimiroa edulis* IV. Hypotensive effects of compounds isolated from methanolic extracts in rats and guinea pigs. Journal of Ethnopharmacology 64(1), 35–44. https://doi.org/10.1016/S0378-8741(98)00101-9.

Mangan, R. L., Frampton, E. R., Thomas, D. B., Moreno, D. S., 1997. Application of the maximum pest limit concept to quarantine security standards for the Mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae). Journal of Economic Entomology 90(6), 1433–1440. https://doi.org/10.1093/jee/90.6.1433.

Martínez, A. M. A., 2007. Los frutales de la Sierra Norte de Puebla, en: Universidad Autónoma Chapingo, Frutales nativos, un recurso fitogenético de México, Texcoco de Mora, México, pp. 139–174.

Martínez, M., 1951. Las casimiroas de México y Centroamérica. Anales Del Instituto de Biología de México XXII (1), 25–81.

McCain, R., 1993. Goldenberry, passionfruit, & white sapote: Potential fruits for cool subtropical areas, en: Wiley, New crops, New York, USA, pp. 479–486.

Mineo, G., 1998. Integrated pest management in Italian citriculture. Arab Journal of Plant Protection 16(1), 38–48.

Molina-Hernández, M., Tellez-Alcántara, N. P., Pérez, G. J., Oliveira, L. J. I., Jaramillo, M. T., 2004. Anxiolytic-like actions of leaves of *Casimiroa edulis* (Rutaceae) in male Wistar rats. Journal of Ethnopharmacology 93(1), 93–98. https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.03.039.

Mora, S., Diaz-Veliz, G., Lungenstrass, H., García-González, M., Coto-Morales, T., Poletti, C., De Lima, T.C.M., Herrera-Ruiz, M., Tortoriello, J., 2005. Central nervous system activity of the hydroalcoholic extract of *Casimiroa edulis* in rats and mice. Journal of Ethnopharmacology 97(2), 191–197. https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.10.028.

Morett, A. L., Ruiz, S. E., 2001. Cochitzápotl. La fruta del sueño. Universidad Autónoma Chapingo. Colegio de Postgraduados. Texcoco de Mora, México.

Morton, J. F., 1987. White sapote, en: Creative Resource Systems, Inc., Fruits of warm climates, Miami, FL, USA, pp. 191–196.

Muccillo, B. A. L., Urban, H., Navarro, R. A., 2004. Endothelium-dependent vasorelaxing activity of aqueous extracts of lyophilized seeds of *Casimiroa edulis* (AECe) on rat mesenteric arterial bed. Journal of Ethnopharmacology 95(2-3), 163–167. https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.06.018.

Nagai, H., Tanaka, T., Goto, T., Kusudo, T., Takahashi, N., Kawada, T., 2014. Phenolic compounds from leaves of *Casimiroa edulis* showed adipogenesis activity. Bioscience, Biotechnology and Biochemistry 78(2), 296–300. https://doi.org/10.1080/09168451.2014.877821.

Orwa, C., Mutua, A., Kindt, R., Jamnadass, R., Simons, A., 2009. Agroforestree Database: a tree reference and selection guide, Version 4.0. http://www.worldagroforestry.org/af/treedb/.

Peláez-Cid, A. A., Tlalpa-Galán, M. A., Herrera-González, A. M., 2013. Carbonaceous material production from vegetable residue and their use in the removal of textile dyes present in wastewater. IOP Conference Series: Materials Science and Engineering 45(1), 1–5. https://doi.org/10.1088/1757-899X/45/1/012023.

Pennington, T.D. Sarukhán, J., 2005. Arboles tropicales de México. Manual para la identificación de las principales especies. UNAM, Fondo de Cultura Económica, México.

Pérez-Ramírez, I. F., González-Dávalos, M. L., Mora, O., Silva, I., Gallegos-Corona, M. A., Guzmán-Maldonado, S. H., Reynoso-Camacho, R., 2019. Cardiac lipid metabolism is modulated by *Casimiroa edulis* and *Crataegus pubescens* aqueous extracts in high fat and fructose (HFF) diet-fed obese rats. European Journal of Lipid Science and Technology 121(11), 1–10. https://doi.org/10.1002/ejlt.201900157.

Popenoe, W., 1920. Manual of tropical and subtropical fruits. The Macmillan Company, New York, USA.

Ríos-Castillo, T., Quijano, L., Reyes-Chilpa, R., 2012. Algunas reflexiones actuales sobre la herbolaria prehispánica desde el punto de vista químico. Revista Latinoamericana de Química 40(2), 41-65.

Rivera, G., Bocanegra-García, V., Monge, A., 2010. Traditional plants as source of functional foods: a review. CYTA - Journal of Food 8(2), 159–167. https://doi.org/10.1080/19476330903322978.

Satheesh, N., 2015. Review on distribution, nutritional and medicinal values of *Casimiroa edulus* Llave- an underutilized fruit in Ethiopia. American-Eurasian Journal of Agriculture and Environmental Science 15(8), 1574–1583. https://doi.org/10.5829/idosi.aejaes.2015.15.8.9585.

Schroeder, C.A., 1954. Fruit morphology and anatomy in the white sapote. Botanical Gazette 115(3), 248–254. https://doi.org/10.1086/335821.

Sohn, J. C., Epstein, M. E., 2019. *Atemelia casimiroae* sp. nov. (Lepidoptera: Yponomeutoidea: Praydidae): A new pest species on white sapote (*Casimiroa edulis*) in California, United States, reveals unique morphology of spinneret and ventral eversible gland. Zoologischer Anzeiger 279, 52–58. https://doi.org/10.1016/j.jcz.2019.01.001.

Sondheimer, F., Meisels, A., 1960. Constituents of *Casimiroa edulis* Llave et Lex.-VI. 2′,5,6-Trimethoxyflavone, 2′,5,6,7-tetramethoxyflavone (zapotin) and 5-hydroxy-2′,6,7-trimethoxyflavone (zapotinin). Tetrahedron 9(3–4), 139–144. https://doi.org/10.1016/0040-4020(60)80001-4.

Soni, P. L., Sharma, H. W., Dun, D., 1987. The Starch of *Cassimiroa edulis* - comparison with maize starch. Starch/Stärke 39(2), 43–46. https://doi.org/10.1002/star.19870390204.

Tesfaye, Z., 2018. Characterization and optimization of casimiroa (*Casimiroa edulis* L.) fruit juice. School of Chemical and Bio Engineering. Addis Ababa Institute of Technology. Master Science Thesis, Addis Ababa, Ethiopia.

The Plant List., 2010. Casimiroa Version 1. Missouri Botanical Gardens and the Royal Botanic Gardens, USA. http://theplantlist.org/browse/ A/ Rutaceae/Casimiroa/.

Tun, K. N. W., Aminah, N. S., Kristanti, A. N., Ramadhan, R., Takaya, Y., 2019. Two flavonoids from stem bark of *Casimiroa edulis* and their antidiabetic and antioxidant activities. IOP Conference Series: Earth and Environmental Science 217(1), 1–6. https://doi.org/10.1088/1755-1315/217/1/012006.

Vargas, R. J., Aguayo, R. M., Virgen, C. G., Ramírez, S. H., Becerra, A. B., Barrientos, Ramírez, L., 2017. Actividad antimicrobiana de los extractos de la hoja del zapote blanco (*Casimiroa edulis*). Majorensis: Revista Electrónica de Ciencia y Tecnología 13, 50–58.

Vázquez, M. A., 2000. Descripción de las características de zapote blanco (*Casimiroa edulis* Llave & Lex.) de Santa Ana Coatepec, municipio de Huaquechula, Puebla. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco de Mora, México.

Vidal, L. D. G., Schlie, G. M. A., González, E. A. R., Luna, Cazáres, L., 2008. El zapote blanco (*Casimiroa edulis* La Llave et Lex, Rutaceae): un recurso medicinal de México. Lacandonia 2(1), 115–122.

Yahia, E. M., Gutiérrez-Orozco, F., 2011. White sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex), en: Woodhead Publishing Limited, Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits, volume 4: mangosteen to white sapote, Cambridge, UK, pp. 474-482.

Yamamoto, M., Tomita, T., Onjo, M., Ishihata, K., Kubo, T., Tominaga, S., Yonemoto, Y., 2007. Genetic diversity of white sapote (*Casimiroa edulis* La Llave & Lex.) demonstrated by intersimple sequence repeat analysis. HortScience 42(6), 1329–1331. https://doi.org/10.21273/HORTSCI.42.6.1329.

Yonemoto, Y., Chowdhury, A. K., Kato, H., Macha, M. M., Okuda, H., 2007. Characterization of white sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex.) germplasm using floral morphology, RAPD and AFLP markers. Scientia Horticulturae 112(4), 366–375. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.12.035.

Yonemoto, Y., Higuchi, H., Kitano, Y., 2002. Fruit ripening as affected by storage temperature in white sapote (*Casimiroa edulis* Llave and Lex.). Japanese Journal of Tropical Agriculture 46(2), 82–87. https://doi.org/10.11248/jsta1957.46.82.

Yonemoto, Y., Inoue, H., Majikina, M., O. H., H. H., 2005. Effect of temperature on floral induction and development of floral organs in white sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex.) cv. 'Florida'. Japanese Journal of Tropical Agriculture 49(1), 8–13. https://doi.org/10.11248/jsta1957.49.8.

Yonemoto, Y., Nomura, K., Ide, M., Inoue, H., Majikina, M., Okuda, H., 2006. Index for harvesting time of white sapote (*Casimiroa edulis* Llave & Lex.) cv. 'Cuccio'. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 81(1), 18–22. https://doi.org/10.1080/14620316.2006.11512023.

Zavaleta, M. H. A., 1989. Anatomía del fruto y semilla de *Casimiroa edulis*. Tesis de Maestría en Ciencias. Centro de Fruticultura, Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco de Mora, México.

Zavaleta-Mancera, H. A., Engleman, E. M., 1991. Anatomía del fruto de *Casimiroa edulis* (Rutaceae), "zapote blanco", durante su desarrollo. Boletín de La Sociedad Botánica de México 51, 53–65. https://doi.org/10.17129/botsci.1397.

Zuang, H., Barret, P., Beau, C., 1992. Nuevas especies frutales. Ediciones Mundi Prensa, Madrid, España.

ZAPOTE MAMEY [*Pouteria sapota* (Jacq.) H.E. Moore & Stearn]

Iran Alia Tejacal[1], *Juan Manuel Villarreal Fuentes*[2], *Arturo Martínez Morales*[3], *Víctor López Martínez*[1]

1. Introducción

El conocimiento de la fisiología y tecnología postcosecha de productos de origen tropical facilita que un producto hortícola esté accesible para el consumidor en diferentes latitudes del mundo. En los frutales tropicales exóticos o nativos el conocimiento es escaso, sin embargo, se realizan esfuerzos por estudiarlos, ya que se considera que muestran potencial para desarrollarse como una alternativa de producción en las zonas donde se cultivan.

Los alimentos de origen vegetal aportan sabores, aromas, vitaminas, minerales y metabolitos secundarios que pueden diversificar la dieta humana. Por ejemplo, el zapote mamey es un frutal tropical con gran atractivo por el color de su pulpa, y su contenido de vitaminas y minerales; sin embargo, en otros países solamente se puede tener acceso a él en forma congelada.

[1] Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Av. Universidad Núm. 1001, Col Chamilpa, Cuernavaca, Morelos. C.P. 626209.

[2] Facultad de Ciencias Agrícolas, Campus IV, Universidad Autónoma de Chiapas. Entronque Carretera Costera y Huehuetán Pueblo. C.P. 30660.

[3] División Académica Multidisciplinaria de Jalpa de Méndez, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Km 27, s/n Ranchería Ribera Alta, Jalpa de Méndez, Tabasco, México. C.P. 86205.

Hace 15 años se realizó una revisión de la fisiología y tecnología disponible en la especie (Alia *et al*., 2007), y durante estos últimos años diversos grupos de investigación han realizado estudios sobre la diversidad y obtención de material vegetal homogéneo que ayude a mantener la calidad del producto por más tiempo. Así mismo el conocimiento de aspectos básicos precosecha, material vegetal y desarrollo del fruto se ha incrementado, así como su fisiología y bioquímica en postcosecha y la respuesta a estrés por frío o daño mecánico, y la respuesta a algunas tecnologías como refrigeración, atmósferas modificadas, controladas, entre otras.

El fruto del zapote mamey es consumido en fresco principalmente, pero algunas alternativas de industrialización se presentan, además de subproductos de este; lo anterior ha abierto nuevas líneas de investigación que hacen aún más interesante estudiar la especie. Finalmente, la fruticultura ha tenido un auge en la búsqueda de metabolitos secundarios en los frutos y su posible beneficio en el ser humano, el zapote mamey no ha sido ajeno a estos estudios; por lo que el presente trabajo es una actualización de lo presentado en 2007, además se integra información que en aquella oportunidad no fue incluida.

Esperamos que este escrito motive a seguir estudiando esta especie que es nativa de México, pero que actualmente se distribuye de una forma cosmopolita y que representa una oportunidad para diversificar los alimentos a nivel mundial al incrementar su vida en postcosecha.

2. Origen

VanDerWarker (2005) y Pikersgill (2016) indican que en Mesoamérica los Olmecas cultivaban o explotaban el árbol del zapote mamey en el periodo Formativo (4500-1750 años antes del presente); y que el consumo de frutales era muy importante, basándose en evidencia arqueológica sobre el incremento de la proporción de consumo de frutos (mamey, aguacate, coyol) con relación al consumo de maíz y frijol.

Patiño (2002) indica que el nombre de zapote mamey proviene del náhuatl Tezonzapotl en alusión al mesocarpo del fruto que recuerda

el color y la apariencia de la piedra texontle, usado en construcciones en México. Diversos expedicionarios españoles reportan el consumo del zapote mamey en viajes al sur de México y Guatemala (Patiño, 2002), por lo que se considera una fruta utilizada en la alimentación en los pueblos originarios de Mesoamérica.

El zapote mamey se encuentra naturalmente en elevaciones bajas del sureste de México hasta el norte de Nicaragua (Morton, 2013). La planta se distribuye a través de los trópicos y en algunos subtrópicos calientes (Paull y Duarte, 2012). En particular en México, Núñez-Colín *et al*. (2017) indican que, mediante modelado de distribución natural, el zapote mamey se encontró distribuido en la costa del Pacífico, del sur de Sinaloa hasta Chiapas, y en la costa del Golfo de México, desde Tamaulipas hasta Tabasco; así como en la península de Yucatán, Morelos, sur de Guanajuato, sur del Estado de México, sur de Puebla, oriente de San Luis Potosí, y norte de Hidalgo y Querétaro.

El estudio indicó la formación de tres acervos genéticos diferentes asociados a tres regiones ecoclimáticas diferentes (dos tropicales y una subtropical) de climas: Aw (Península de Yucatán), Am (Golfo de México) y A(C)(m) (norte del Golfo de México y Costa del Pacífico; este conocimiento es importante para considerar en programas de mejoramiento genético de la especie (Núñez-Colín *et al*., 2017). Martínez-Castillo *et al*. (2021) recientemente determinó escasa diversidad dentro de materiales cultivados y silvestres de zapote mamey en el sureste de México; sin embargo, mencionan que es necesario ampliar las colectas para tener un mejor panorama de la diversidad y estructura de poblaciones silvestres y cultivadas en el país.

En el continente americano se cultiva o distribuye desde la Florida, en Estados Unidos, México, Belice, Guatemala, El Salvador, Honduras, Panamá, Costa Rica, Nicaragua, Venezuela, Colombia y Brasil (Morton, 2013). Balerdi y Shaw (1998) indican que el zapote mamey se distribuye en Málaga y Las Islas Canarias en España, Filipinas, Israel, Australia. En México se tiene como cultivo comercial en 1,617.66 ha establecidas, principalmente en los estados de Yucatán (511.27 ha), Guerrero (386.53 ha), Chiapas (113.90), Tabasco (104 ha) y Michoacán (102 ha), quienes

contribuyen con el 75.27 % de la superficie establecida (SIAP, 2019). Sin embargo, en la mayoría de los países donde se registra la especie se considera como frutal de jardín.

3. Aspectos botánicos

El árbol de zapote mamey crece entre 12 y 18 m, aunque se reportan árboles con altura entre 30 y 50 m (Paull y Duarte, 2012; Figura 1A). El tronco es recto, con ramas horizontales y separadas; la copa piramidal y la corteza fisurada, color gris parda a morena en la parte externa e intensamente rosada, fibrosa a granulosa, de olor a almendras en la parte interna (Pennington y Sarukhán, 2005). Las ramas jóvenes son de color pardo, con las cicatrices foliares grandes.

Las hojas varían de ovaladas a lanceoladas, con un ápice obtuso a redondo, con promedio entre 10 a 30 cm de largo y entre 4 y 10 cm de ancho (Aranguren y Pérez, 2018). El haz de la hoja es color verde oscuro y el envés verde pálido; los peciolos miden entre 3 y 5 cm de largo, son glabros o pubescentes (Pennington y Sarukhán, 2005). Pennington y Sarukhán (2005) indican que los árboles de zapote mamey cambian las hojas entre marzo y mayo, en tanto que Gaona-García et al. (2004) reportan que, en Coatlán del Río, Morelos, México, el cambio de hojas es de octubre a febrero.

Las flores del árbol de zapote mamey son solitarias aglomeradas en las axilas de las hojas caídas, pedúnculos de 2.5 a 3 mm de largo; flores actinomorfas; cáliz verde pardusco con numerosos sépalos obtusos, imbricados; corola de color crema verdoso, de 7 a 8 mm de largo, anchamente tubular en la parte inferior, con 4 o 5 lóbulos de 4 mm de largo, redondos o truncados; estambres 4 o 5, de 4 mm de largo, insertos en la base de los lóbulos de la corola y opuestos a ellos, glabros; filamentos verdes, anteras pardas; estaminodios 5, aciculiformes, alternos respecto a los estambres; ovario súpero, 4-locular, lóculos uniovulares, pubescentes; estilo del mismo largo de los lóbulos de la corola, glabro; estigma pequeño y simple (Pennington y Sarukhán, 2005; Figura 1B).

El fruto es una baya monosperma (García-Villanueva *et al*., 2007) redonda, ovoide o elíptica (Paull y Duarte, 2012). Azurdia et al. (1997a) reportan que en Guatemala se pudieron clasificar 16 formas del fruto de zapote mamey, indicando gran variabilidad en esta estructura en la especie. La epidermis del fruto es rugosa, con escamas pequeñas evanescentes que le imprimen una textura áspera y de color gris (Paull y Duarte, 2012).

El color de la pulpa varía de naranja a café, naranja salmón o rojo, en ocasiones rojo oscuro o rojo amarillento (Paull y Duarte, 2012). La pulpa es muy dulce cuando el fruto madura, alcanzado entre 25 y más de 32 °Brix (Azurdia *et al*., 1997b) y con cierto aroma a almendra y en algunos materiales con cierta fibra (Paull y Duarte, 2012). El fruto contiene de una hasta cuatro semillas, de cinco a 11 cm de largo y dos a tres cm de ancho, las cuales pueden ser elipsoides, negras, con un hilio blanco conspicuo de color crema (Pennington y Sarukhán, 2005).



Figura 1. Árbol de zapote mamey en Tabasco, México (A), flores de zapote mamey en Morelos, México (B).

4. Crecimiento y desarrollo

El árbol de zapote mamey se propaga principalmente por semilla o injertación, aunque también por acodos y estacas (Villegas-Monter y Mora-Aguilera, 2008). Los árboles por semilla tardan hasta 8 años en producir fruta (Morton, 2013), mientras que los árboles injertados al cuarto año empiezan a producir fruta. En general, en México la floración del zapote mamey es entre agosto a octubre (Pennington y Sarukhán, 2005), aunque en Morelos ocurre de mayo a octubre (Gaona-García *et al*., 2004; Alia-Tejacal et al., 2008), en Guerrero de junio a septiembre (Aguilar *et al*., 2015) y en los Tuxtlas, Veracruz, en julio (Ricker, 2000).

Alia-Tejacal *et al*. (2008) indican que los eventos fenológicos observables a ojo desnudo en las ramas de zapote mamey se pueden dividir en 15 etapas y el proceso tiene un periodo de duración de 130 d, desde la aparición de la yema floral hasta la caída de pétalos después de la fecundación de la flor. Aguilar *et al*. (2015) por otra parte, definen 13 fases fenológicas del ciclo reproductivo iniciando en la aparición de yema floral y finalizando en la cobertura del fruto por escamas.

Paull y Duarte (2012) indican que la floración de zapote mamey dura entre 1 y 2 meses. Lo anterior sugiere que aún faltan estudios para determinar estos eventos fenológicos importantes para desarrollar variedades comerciales. Davenport y O'Neal (2000) indican que la apertura de la flor de zapote mamey es en la noche, aspecto que confirmó recientemente Aguilar *et al*. (2015). Paull y Duarte (2012) indican que el zapote mamey presenta polinización cruzada y se sugiere un cierto porcentaje de autopolinización; además que mariposas, abejas y otros insectos realizan esta actividad.

El crecimiento del fruto de zapote mamey desde la antesis a fruto en madurez fisiológica se determinó entre 18 y 20 meses en Morelos, México (Sandoval et al., 2006). Aunque en Yucatán y Guerrero se reportan entre 14 y 15.6 meses desde la polinización hasta que el fruto alcanza madurez fisiológica (García-Villanueva *et al*., 2007; Cituk *et al*., 2008). Recientemente, se realizó una evaluación del crecimiento del

fruto de zapote mamey en Morelos, México, y se cuantificaron 19 meses desde la floración hasta la madurez fisiológica (Figura 2).

Paull y Duarte (2012) mencionan que el crecimiento del fruto es de 13 a 24 meses y depende de la variedad y la temperatura. En México, aún no se han realizado estudios de la fenología y desarrollo del fruto de diferentes selecciones en diferentes áreas de producción del país.

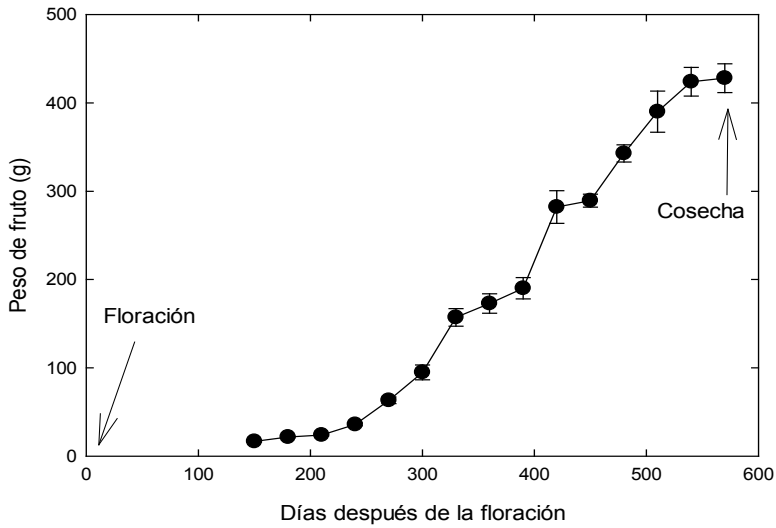


Figura 2. Peso del fruto de zapote mamey durante su desarrollo desde el cuajado de fruto hasta madurez fisiológica, en Coatlán del Río, Morelos, México. Cada punto representa la media de 24 observaciones y su error estándar.

El crecimiento del fruto es sigmoidal (Sandoval *et al*., 2006; García-Villanueva et al., 2007), sin embargo, no se han estudiado los cambios químicos y fisiológicos que ocurren durante el desarrollo del fruto. Los cambios anatómicos que ocurren durante el desarrollo del fruto son descritos por García-Villanueva *et al*. (2007), donde el exocarpio o cáscara del fruto se forma de la epidermis externa del ovario, se vuelve corchoso al pluriestratificarse y suberificarse sus paredes celulares primarias; el mesocarpo o pulpa se deriva del parénquima interepidérmico de los carpelos, se desarrolla abundantemente conteniendo numerosos estratos de tejido de reserva con gran cantidad de laticífe-

ros, haces de tejido vascular e idioblastos con taninos; el endocarpio deriva de la epidermis interna del ovario, los lóculos, con dos o tres estratos celulares con paredes delgadas sin lignificación. Durante el desarrollo del fruto generalmente prevalece la semilla.

Un cambio importante durante el desarrollo del fruto es el látex, ya que pasa de ser una sustancia blanquecino-lechosa a una inocua y casi insípida e imperceptible a la vista y el olfato. La presencia de taninos, fenoles, y azúcares aunados al látex, suponen que son los componentes que contribuyen al sabor dulce del fruto (García-Villanueva *et al*., 2007). Aún falta estudiar el efecto de factores ambientales y de manejo agronómico en el desarrollo del fruto y su calidad postcosecha.

5. Factores precosecha que afectan la calidad

5.1 Genotipo

Yahia *et al*. (2019) indican que los factores precosecha son clave para la calidad final de los productos hortícolas; es así que la selección adecuada de una variedad, genotipo o cultivar pueden influir grandemente en la calidad postcosecha, ya que algunos genotipos pueden ser más adecuados para el almacenamiento por más tiempo debido a su firmeza mayor, resistencia a infecciones por hongos o insectos, tolerancia a la refrigeración y la capacidad para preservar por más tiempo los atributos de calidad de los frutos.

En el caso del zapote mamey, Balerdi y Shawn (1998) indican que antes de 1978 la especie se propagaba generalmente por semilla, lo que generaba mucha variación genética en la progenie. Con el uso de la injertación, se inició la propagación de materiales sobresalientes en forma comercial. Balerdi y Shawn (1998) y Paull y Duarte (2012) mencionan 23 variedades de zapote mamey principalmente de El Salvador, Guatemala, Florida (EUA), República Dominicana, y Cuba; estos materiales son: ‘Copan’, ‘Magaña’, ‘Mayapan’, ‘Tazumal’, ‘Pantin’, ‘Piloto’, ‘Pace’, ‘Florida’, ‘Chenox’, ‘Dr. Morales’, ‘Andres 2’, ‘Martin 6’, ‘Pichardo’, ‘Cruz-Martinez’, ‘Manzueta’, ‘Lopez’, ‘Garcia’, ‘Rodriguez’, ‘Cuban No. 1’, ‘Progreso’, ‘Flores’, ‘Valiente’ y ‘Rivera’.

Sin embargo, en México, Guatemala, Costa Rica, Brasil y Cuba, entre 1998 y 2016, se han realizado esfuerzos para caracterizar *in situ* o *ex situ* árboles de zapote mamey o selecciones, para conocer, conservar y utilizar esta especie con gran potencial comercial (Cuadro 1). En general se tiene gran diversidad de peso del fruto; del color del mesocarpo, y gran contenido de sólidos solubles totales (hasta 42 °Brix); esta diversidad afecta la calidad postcosecha del fruto.

Cuadro 1. Características de calidad en frutos de zapote mamey en varios trabajos de caracterización de materiales sobresalientes.

País, número de árboles o selecciones	Peso	Color	SST (°Brix)	Autor
Sur-ocidente de Guatemala, 74 árboles *in situ*	261-1268 g	Amarillo rojizo	17-32	Azurdia *et al.* (1997b)
Morelos, México, 19 árboles *in situ*	242-948.9 g	Naranja a amarillo (h=61.4 y 81.1)	8.5-36.8	Gaona-García *et al.* (2008)
Michoacán, México, 118 árboles *in situ*	251-469 g	-	26.4-31.3	Bayuelo-Jiménez *et al.* (2017)
Tabasco, México, 10 árboles *in situ*	289-598.7 g	Naranja a amarillo (h= 62 y 73)	-	Domínguez *et al.* (2010)
Chiapas, México, 5 selecciones *in situ*	511-818.6 g	Rojo a naranja (h= 46 y 79)	17.5-23	Villarreal-Fuentes *et al.* (2015)
Guerrero, México, 11 selecciones *in situ*	367-824 g	Naranja rojizo a naranja intenso	11.4-42	Espinosa-Zaragoza *et al.* (2016)
Brasil, 14 árboles *ex situ*	317-765.8 g	NA	20.6-26.4	Nascimento *et al.* (2008)
Costa Rica, 63 árboles *ex situ*	380.8 ±128.25 g	NA	NA	Pinto *et al.* (2016)
Cuba, 13 accesiones *in situ*	400-1500 g	Roja	NA	Aranguren y Pérez (2018)
2 selecciones, 'Magaña 1' y 'Magaña 2' *ex situ*	500-700 g	Roja (h= 52.3 y 51.2)	28 y 33	Díaz *et al.* (2008)

h= hue o ángulo de matiz; SST= Sólidos solubles totales.

Aranguren y Pérez (2018) sugieren que el comportamiento de cultivares de mamey puede variar según las condiciones climáticas y de suelo de las regiones de plantación, por lo que resulta de vital importancia la réplica de colecciones en diferentes zonas para establecer la adaptación ecofisiológica de estos materiales y su variabilidad en calidad y fechas de maduración de los frutos.

Al respecto, Goenaga y Jenkis (2012) evaluaron seis cultivares de mamey en dos localidades de Puerto Rico, determinando que el tipo de suelo (Ultisol) favoreció un rendimiento mayor; y el cultivar 'Pantin' mostró mayor producción de frutos, rendimiento promedio y mayor concentración de sólidos solubles totales. En México, aunque se cuentan con selecciones de zapote mamey, aún no se han realizado este tipo de evaluaciones.

5.2 Riego y nutrición

El riego y la fertilización afectan algunos parámetros de calidad en los frutos del zapote mamey (Vallejo-Pérez *et al*., 2009). Al evaluar, el riego tradicional (cada 10 d) y el riego controlado a 20 milibares (mb), determinaron que los árboles irrigados con mayor frecuencia (20 mb) produjeron frutos con mayor brillo (L*) en la madurez comercial y mayor contenido de carotenoides en la pulpa en la madurez de consumo (Vallejo-Pérez *et al*., 2009).

Estos mismos autores determinaron que la aplicación al suelo de 1.5 a 2 kg de N-P-K es adecuada para obtener frutos de calidad, ya que aumenta la luminosidad y causa un color más cercano al rojo; y en general observaron que la concentración de carotenoides y pérdida de peso en postcosecha es menor cuando se fertilizan los árboles de zapote mamey, comparado con árboles sin fertilizar.

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

El fruto de zapote mamey se cosecha en madurez fisiológica, y el índice de cosecha generalmente utilizado es quitar una pequeña sección de la cáscara en el ápice y base del fruto y si la pulpa tiene un color

salmón, naranja o rojo, está listo para su cosecha y alcanzará la madurez de consumo (Alia-Tejacal *et al*., 2007; Figura 3 A).

En México, debido a que la altura de algunos árboles es superior a los 10 ó 15 m, es necesario subir a los árboles y con ayuda de una garrocha con canastilla para realizar la cosecha (Figura 3 B). Se han propuesto algunos índices de cosecha objetivos como son contenido de sólidos solubles totales (entre 10.2 y 13.7 °Brix) (Díaz-Pérez *et al*., 2002) el color de la pulpa, el contenido de sólidos solubles totales, en conjunto con el contenido de azúcares totales, días después de la floración (400 d) (Villanueva-Arce *et al*., 2000).

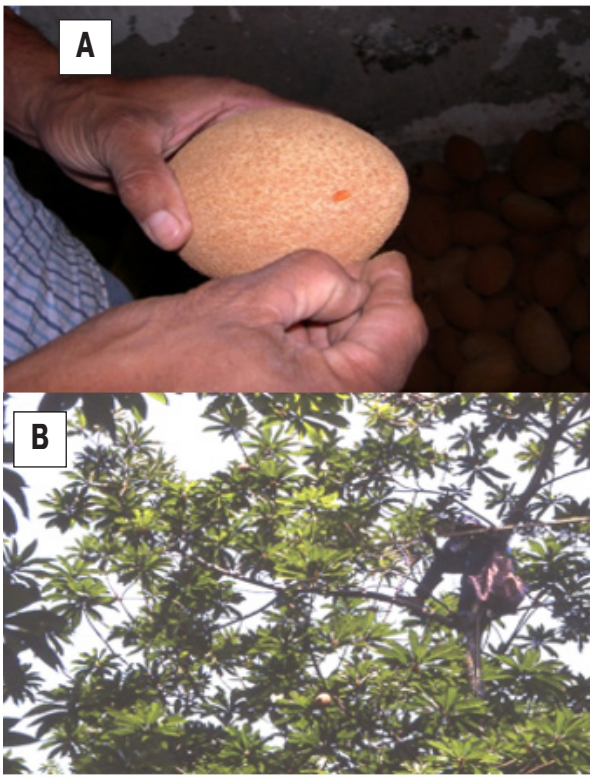


Figura 3. Índice de cosecha del zapote mamey (A) y cosecha del zapote mamey en Morelos, México (B).

Sin embargo, debido a la heterogeneidad de los árboles existentes es necesario validarlos en selecciones o variedades en diferentes localidades, además de realizar evaluaciones desde el cuajado del fruto hasta la cosecha, de variables destructivas y no destructivas que ayuden a sugerir el mejor índice de cosecha.

La calidad del zapote mamey es variable, debido a que la mayoría de la superficie cultivada es a pie franco y en menor proporción variedades injertadas. Actualmente, se carece de una norma de calidad debido a la dificultad para definir parámetros exactos y confiables, principalmente a consecuencia de la heterogeneidad de los frutos (Espinosa *et al*., 2017).

Sin embargo, Espinosa *et al*. (2017) y Laínez-Loyo *et al*. (2020) indican que las características deseables de los frutos de mamey son: color de la pulpa (rojos intensos), contenido de fibra (sin fibra), forma y tamaño del fruto (elípticas y redondas), preferentemente con pesos entre los 300 y 600 g; número de semillas por fruto (preferentemente con una semilla), y nulo porcentaje de viviparidad (germinación de semillas dentro del fruto).

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

7.1 Maduración

Alia-Tejacal *et al*. (2007) y Yahia y Gutiérrez-Orozco (2011) describen el proceso de maduración y algunos factores que afectan la calidad del zapote mamey, por lo que en esta sección se mencionará brevemente aspectos importantes de estos temas; además de presentarse información reciente y datos de algunas variables que no se han considerado en dichas revisiones.

El fruto de zapote mamey, una vez cosechado, alcanza la madurez de consumo entre 3 y 10 d, en dependencia de la temperatura (Díaz-Pérez *et al*. 2002). Durante la maduración aumenta la producción de etileno y la velocidad de respiración, por lo que se considera un fruto climatérico; aunado a esto el fruto presenta gran pérdida de peso

debido a la transpiración, alcanzado hasta 16 % después de 10 d (Figura 4 A). Durante la maduración el color de la pulpa cambia de un rojo tendiente al naranja luminoso y puro (h= 45, C*=43, L*= 55) a un color rojo opaco (h= 40, C*=30, L*= 60) (Figura 2 B).

La acidez titulable y firmeza del fruto disminuyen significativamente después de 4 d de cosechados; en tanto que los sólidos soluble totales se incrementan significativamente mayores de 25 °Brix después de 8 d (Figura 4 C). El incremento de los sólidos solubles se atribuye a los azúcares: sacarosa, glucosa y fructosa, quienes alcanzan sus máximos valores de concentración a los 8 d de cosechados, y posteriormente disminuyen drásticamente (Figura 4 D).

El contenido de fenoles y flavonoides disminuyen durante la maduración, en tanto que los carotenoides alcanzan un máximo de concentración a los 4 d después de la cosecha, coincidiendo con el máximo climatérico, aunque posteriormente disminuyen (Figura 4 E). Finalmente, la actividad antioxidante evaluada por tres métodos: radical libre 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH), ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin-6- sulfonico) (ABTS) y poder antioxidante reductor del hierro (FRAP), muestran un comportamiento muy similar, ya que alcanza una actividad máxima a los 4 d de cosecha, coincidiendo con el climaterio, y el mayor contenido de fenoles, flavonoides y carotenoides, posteriormente, en el postclimaterio y senescencia disminuyen significativamente (Figura 4 F).

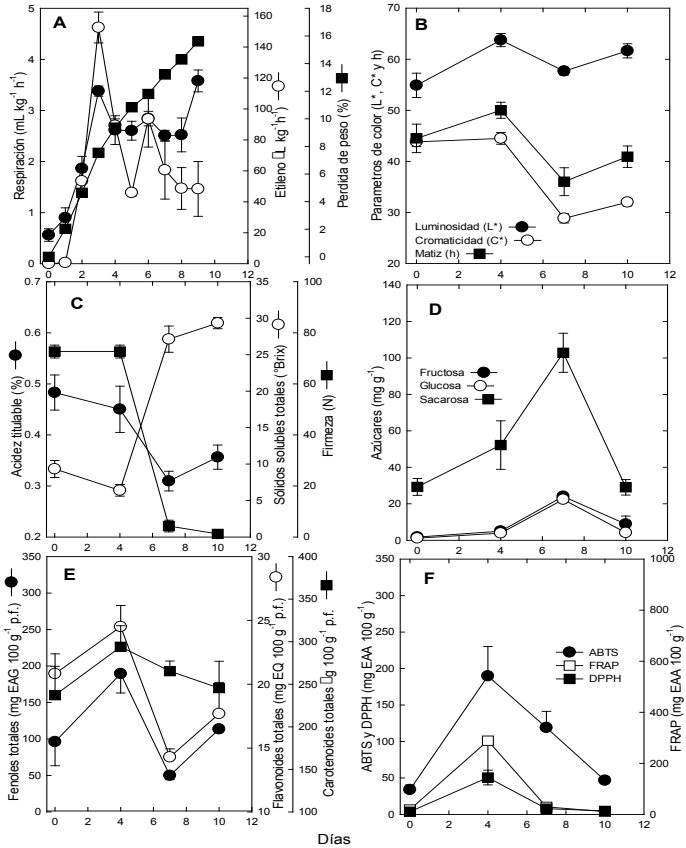


Figura 4. Cambios físicos, químicos y fisiológicos en frutos de zapote mamey cosechados en madurez fisiológica; A, transpiración; B, color de pulpa; C, acidez titulable y sólidos solubles titulables; D, contenido de azúcares; E, contenido de fenoles y flavonoides; F, actividad antioxidante evaluada por los métodos de ABTS, FRAP y DPPH. EAG: Equivalentes de ácido galico; EQ: Equivalentes de quercetina y EAA: Equivalentes de ácido ascórbico. Cada punto representa la media de 4 a 10 observaciones y su error estándar.

7.2 Temperatura y humedad relativa

La temperatura y la humedad relativa son los principales factores que afectan la calidad en el fruto de zapote mamey. Díaz-Pérez *et al*. (2002) determinaron que la velocidad de maduración y el tiempo para alcan-

zar la etapa de madurez de consumo se incrementa con el incremento de la temperatura, así los frutos madurados a 28, 25, 20, 15 y 10 °C maduraron a los 3.5, 5, 7, 15 y 30 d después de la cosecha; el modelo $y= 0.11x^2 – 5.55x + 74.5$, es factible utilizarlo si se conoce la cantidad de sólidos solubles totales inicial y la temperatura de almacenamiento para determinar el tiempo para alcanzar la etapa de madurez de consumo.

Las bajas temperaturas incrementan la vida postcosecha de los frutos de zapote mamey. Sin embargo, existen umbrales de tiempo y temperatura para no ocasionar daños por frío en el fruto, considerando también la etapa de maduración del fruto. Así, Téllez *et al*. (2009) reportan que frutos de zapote mamey mantenidos a 10 °C por 21 d mostraron síntomas de daños por frío una vez transferidos a temperatura ambiente (23 ± 2 °C). Gómez-Jaimes *et al*. (2009) almacenaron frutos de zapote mamey a 10 °C por 13, 18 y 24 d y determinaron que los frutos no disminuyeron su firmeza, los parámetros de luminosidad y cromaticidad, y no incrementaron su contenido de sólidos solubles totales debido a que la temperatura ocasionó daños por frío.

Vázquez-Martínez *et al*. (2015) almacenaron frutos de zapote mamey entre 7 y 28 d a 10 °C, estos frutos maduraron entre 5 y 7.6 d sin afectarse ningún parámetro de calidad evaluado, excepción de los azúcares reductores (glucosa y fructosa) los cuales se mantuvieron en niveles similares a los frutos en madurez fisiológica, afectando la dulzura del fruto. Pérez-Tello *et al*. (2009) almacenaron frutos de zapote mamey a 2 y 10 °C, y detectaron daños por frío después de 10 d en estas temperaturas, asociándose con una disminución en la concentración de sacarosa.

Finalmente, Pachuqueño-Campos *et al*. (2010) al almacenar frutos de zapote mamey entre 7 y 21 °C a 10 °C detectaron un incremento significativo en la respiración, pero no observaron daños visuales una vez madurados a temperatura ambiente. Considerando lo anterior, el umbral para ocasionar daño a la calidad de los frutos de zapote mamey es una temperatura de 10 °C por 13-14 d, ya que a 21 d los síntomas de daños por frío son evidentes a nivel fisiológico o visual.

El zapote mamey presenta una gran pérdida de agua durante la maduración, principalmente debido a la transpiración del fruto. Se ha reportado entre 7.8 y 27 % de pérdida de peso con humedad relativa de 60 a 90 % (Cuadro 2). Aunque el efecto de la pérdida de peso en la parte externa del fruto es poco notable debido a su epidermis rugosa, el principal aspecto de calidad que se afecta es la pulpa, ya que puede tornarse opaca y muy suave (Alia *et al*., 2007). Aún se necesita un estudio preciso del efecto de la humedad relativa en más parámetros de calidad del zapote mamey.

Cuadro 2. Pérdida de peso de frutos de zapote mamey en diferentes temperaturas y HR.

Pérdida de peso (%)	Días de evaluación	Temperatura y HR	Referencia
27.0	25	20 °C, 80-90 %	Pérez-Tello *et al*., 2009
11.9	7	25 °C, 80 %	Gómes-Jaimes *et al*., 2009
7.8	6	20 °C, 60 %	Pachuqueño-Campos *et al*., 2010
6.8	8	24 °C, 70 %	Álvarez-Vargas *et al*., 2012

7.3 Daños mecánicos

Durante la cosecha, selección y comercialización, los frutos de zapote mamey sufren daños mecánicos, principalmente por impacto y compresión. Por lo que el estudio de las propiedades mecánicas del fruto y las respuestas fisiológicas al daño mecánico, son elementos básicos para el diseño de tecnologías que aminoren los daños. Hernández *et al*. (2008) evaluaron el efecto de las caídas de los frutos de zapote mamey en madurez fisiológica, entre 0 y 1.8 m sobre una superficie de concreto, durante distintas épocas del año; determinando que caídas mayores a 0.6 m ocasionan una mayor respiración y producción de etileno, y también mayor pérdida de peso y oscurecimiento de la pulpa.

Gómes-Jaimes *et al*. (2012) evaluaron diferentes métodos de cosecha y empaque en frutos de zapote mamey, y determinaron que el deterioro del fruto se asoció con el grado de golpeo al bajarlo del árbol y el rozamiento ocurrido en el empaque, el lanzar los frutos al suelo y empacarlos a granel ocasionó el mayor deterioro, la firmeza, el brillo,

la actividad de pectinmetil esterasa y los sólidos solubles totales fueron afectados por el daño mecánico.

El daño mecánico por compresión también se ha evaluado en el zapote mamey. Pérez *et al*. (2009) evaluaron diferentes niveles de compresión (elástico, biocedencia y ruptura) en frutos de mamey con forma redonda o lanceolada y determinaron que la respiración y producción de etileno se incrementaron significativamente en los frutos donde se aplicó la compresión al punto de biocedencia; y las pérdidas de peso fueron mayores independientemente de la forma y nivel de compresión; los sólidos solubles totales y firmeza disminuyeron rápidamente como una respuesta a la compresión.

Pérez-López *et al*. (2017) al analizar algunos cambios bioquímicos en frutos de zapote mamey de forma lanceolada y redonda, determinaron que los frutos de forma lanceolada son los más susceptibles al daño por compresión axial, ya que los valores de luminosidad, cromaticidad, matiz, firmeza y fenoles totales son menores, en tanto que la proteína soluble y la actividad enzimática de polifenoloxidasa y peroxidasa son significativamente mayores; mientras que el daño por compresión al punto de biocendencia aceleró el proceso de maduración, afectando la calidad del fruto. En conclusión, la forma del fruto y el nivel de compresión afectan la calidad del fruto, aunque es necesario realizar mayores estudios en variedades o selecciones.

7.4 Oscurecimiento

Durante la maduración, los frutos de zapote mamey presentan un oscurecimiento gradual en la pulpa, asociado a un incremento en la actividad de polifenol oxidasa (PFO) y disminución del contenido de fenoles totales (Alia-Tejacal *et al*., 2007). Torres-Rodríguez *et al*. (2011) indican que durante la maduración del zapote mamey la catequina es un fenol que se incrementa.

Palma-Orozco *et al*. (2011) aislaron y caracterizaron la PFO del fruto de zapote mamey, determinando la presencia de dos isoenzimas; pero solo una pudo ser estudiada, ya que la segunda se degradó en 24 h. La enzima caracterizada tuvo un peso molecular entre 16.1 y 18 kD, el

mejor pH para la actividad fue de 7 y su mayor actividad fue a los 35 °C, los mejores sustratos fueron Piragalol y 4-metilcatecol; además de que el ácido ascórbico y el metabisulfito de sodio fueron los mejores inhibidores de la actividad de esta enzima; la enzima fue inestable ya que después de 15 d a 4 °C la mayoría de su actividad disminuyó.

Se ha demostrado que la enzima PPO puede ser inactivada por tratamientos de microondas: 937 W por 165 s, sin dañar los cromoplastos, por lo que el color, olor y sabor se mantiene (Palma-Orozco *et al*., 2012).

7.5 Enfermedades postcosecha

En frutos maduros de zapote mamey se ha detectado la presencia de *Botryodiplodia theobromae* y *Pestalotia* spp. por lo que se consideran los principales problemas en postcosecha de este fruto (Alia-Tejacal *et al*., 2007). Martínez *et al*. (2008) determinaron durante dos años que la incidencia de *B. theobromae* en 272 frutos de zapote mamey en madurez de consumo fue de 51.1 y 44.8 % y la severidad entre 21.38 y 17.41 % (daño desde el pedúnculo hasta la mitad de la semilla), indicando que la presencia de este hongo es importante al ocasionar daño significativo a la calidad al presentarse en madurez de consumo y directamente con el consumidor.

Gómes-Jaimes *et al*. (2009) evaluaron la presencia de *Lasiodiplodia theobromae* y *Pestalotiopsis paeoniicola* en frutos de zapote mamey a temperatura ambiente, y almacenados a 10, 13 y 15 °C, las pudriciones causadas por estos hongos se observaron con la presencia de micelio blanco en la base del pedúnculo y se creció en todo el fruto, con mayor presencia entre la pulpa y la cáscara; al madurar los frutos y entrar en senescencia, la pulpa se tornó negra y se desarrolló una pudrición total.

Al disminuir la temperatura de almacenamiento la presencia de las pudriciones es menor, ya que a 10 °C la pudrición de frutos fue de 10 %, a 13 °C de 10 a 30 %, a 15 °C de 10 a 50 % y 25 °C de 100 °C, una vez madurados a temperatura ambiente (Gómez-Jaimes *et al*., 2009). El control de este patógeno no se ha evaluado en el fruto; pero se han

realizado pruebas en injertos de zapote mamey donde el lavado y tratamiento químico con tiabendazol abatió la incidencia en 81 % (Tovar *et al*., 2013).

8. Tecnologías para la conservación

8.1 Refrigeración

Alia-Tejacal *et al*. (2007) indican que la temperatura óptima del zapote mamey es entre 10 y 15 °C. Martínez *et al*. (2006) almacenaron frutos de zapote mamey en madurez fisiológica a 12 °C y 95 % de HR entre 14 y 35 d para posteriormente madurarlos a 30 ± 2 °C; 80 % HR en Tabasco, México; el experimento se realizó en dos fechas: abril y mayo. Los resultados indicaron que los frutos maduraron 4 ó 1 d después de salir del almacenamiento, la maduración fue normal con incremento de azúcares, respiración y producción de etileno, y sin presencia de daños por frío; por lo que se concluyó que la vida postcosecha del fruto se incrementó por más de 28 d.

La maduración de los frutos fue más avanzada en mayo que los de abril. Gómes-Jaimes *et al*. (2009) almacenaron frutos de zapote mamey a 10, 13 y 15 °C por 13, 18 y 24 d y al salir de dicha condición evaluaron la calidad de los frutos, sus resultados sugieren que la mejor temperatura de almacenamiento fue a 13 °C ya que los frutos mostraron firmeza, color, sólidos solubles totales y acidez, así como pérdida de peso en fruto similares a los frutos testigo en madurez de consumo. Los resultados anteriores sugieren que las temperaturas de almacenamiento de zapote mamey son entre 12 y 13 °C.

8.2 Atmósferas controladas y modificadas

Ramos-Ramírez *et al*. (2009) evaluaron el efecto de diferentes películas plásticas en la maduración de frutos de zapote mamey a temperatura ambiente (25.5 °C y 29 % HR), estas retrasan el proceso de maduración, al evitar la pérdida de peso, retrasar el ablandamiento de la pulpa, la acumulación de sólidos solubles y azúcares totales, aunque no afectó la acidez, pH, color, fenoles y carotenoides totales; la película plástica

KleenPack® retrasó la maduración en 3 o 4 d comparado con frutos testigo, que maduraron en 8 d.

Pachuqueño-Campos *et al*. (2010) almacenaron frutos de zapote mamey a 10 °C entre 7 y 21 d con y sin películas plásticas, para posteriormente al salir del almacenamiento evaluar la calidad de los frutos, observando que la combinación de la atmosfera modificada y la refrigeración retrasaron el proceso de maduración, ya que favoreció una disminución en la pérdida de peso, firmeza, parámetros de color y azúcares totales. El almacenamiento de frutos de zapote mamey a 10 °C por 21 d con película plástica incrementó su vida útil en 27 d considerando el periodo de maduración.

Por su parte, Martínez *et al*. (2008) evaluaron condiciones de atmósferas modificadas en frutos de zapote mamey, para ello colocaron los frutos en madurez fisiológica en concentraciones porcentuales de O_2/CO_2: 5/2, 5/4 y aire (testigo) a 12 °C y 95 % de HR entre 7 y 28 d para posteriormente evaluar la maduración a 28 °C y 80 % HR. Los resultados indican que el almacenamiento en esas condiciones incrementó la vida útil de los frutos, ya que después de los periodos de almacenamiento se consiguió mantener la condición fisiológica en estado preclimatérico, el mejor tratamiento fue el mantener los frutos en 5/2 ya que mantuvieron la capacidad de desarrollar sus características organolépticas adecuadas.

8.3 Etileno

Uno de los principales problemas es la heterogeneidad de la maduración de frutos de zapote mamey debido a que la gran mayoría de la producción es de árboles criollos, por lo que para homogenizar este proceso se ha intentado aplicar etefón. Así, Álvarez-Vargas *et al*. (2012) aplicaron etefón en dosis de 100 o 500 mg/L antes de almacenar los frutos entre 7 y 28 d a 10 °C y posteriormente madurarlos a 24 °C y 50-60 HR, adicionalmente colocaron frutos sin aplicar etefón en las mismas condiciones observándose nulo efecto. Sin embargo, todos los frutos después del almacenamiento por más de 21 d mostraron síntomas de daños por frío.

Téllez *et al*. (2009) almacenaron fruto de zapote mamey a 10 °C y 80-90 % HR entre 7 y 21 d, previa aplicación de 1-MCP en dosis de 600 y 900 nL/L, y adicionalmente un grupo de frutos testigo, y se evaluaron durante la maduración a 23 °C y 50-60 de HR. Los resultados indican que los frutos almacenados por siete y 10 d a 10 °C la aplicación de 1-MCP retrasó en 1 y 6 d al compararlos con los frutos testigo, sin afectar las características de calidad; en tanto que los frutos almacenados por 21 d a 10 °C el 1-MCP favoreció los síntomas de daño por frío, que fueron: manchado y áreas acuosas en la pulpa, lignificación y endurecimiento de haces vasculares y ablandamiento irregular de los frutos.

9. Composición nutricional, compuestos funcionales y volátiles

El zapote mamey es un fruto con alto contenido de vitaminas y minerales, con gran contenido de carotenoides, minerales como el calcio y potasio; y gran contenido energético debido a su alto contenido de sólidos solubles totales (hasta 32 %) (Alia-Tejacal *et al*., 2007). Recientemente, Pérez *et al*. (2014) destacan el contenido de fibra y el ácido ascórbico en su composición (Cuadro 3).

Cuadro 3. Contenido nutricional de pulpa de zapote mamey.

Componente	Pulpa de mamey (75 g)
Energía (Kcal)	52
Proteína (g)	1.3
Lípidos (g)	0.5
Hidratos de carbono (g)	12.2
Fibra (g)	3.4
Vitamina A (mg RE)	45.8
Ácido ascórbico (mg)	17.3
Hierro NO HEM (mg)	1.8

RE = Equivalente de retinol; NO HEM = No hemínico

La gran aportación de carotenoides en la pulpa del fruto de zapote mamey ha originado el interés por conocer más acerca de estos pig-

mentos, es así, que en la última década se han realizado estudios donde se ha determinado que la concentración de carotenoides totales es de 230 ± 35.2 µg/g en zapote mamey de Panamá (Murillo *et al*., 2010) y entre 11.2 y 361.2 µg/g en frutos de zapote mamey en México (Yahia *et al*., 2011; Moo-Huchin *et al*., 2014; González-Peña *et al*., 2021).

En los frutos de zapote mamey de Panamá se han identificado hasta 34 carotenoides siendo los principales cryptocapsina, sapotexantina y capsantina 5,6 epóxido (Murillo *et al*., 2011; Murillo *et al*., 2016), en tanto que, en los frutos de zapote mamey en México, en general los principales carotenoides son el b-caroteno, luteína y violaxantina (Yahia *et al*., 2011). Murillo *et al*. (2010) indican que los frutos de zapote mamey no contienen luteína o zeaxantina.

Las diferencias en las concentraciones y tipos de carotenoides se pueden atribuir a la etapa donde se realizó la evaluación y al origen de las muestras. La bioaccesibilidad de los carotenoides (*k*-carotenoides) de los frutos de zapote mamey es alta y se ha reportado la presencia de sapotexantina en la sangre después de su consumo (Chacón-Ordoñez *et al*., 2016; Chacón-Ordoñez *et al*., 2017). Considerando lo anterior, es altamente recomendable consumir el fruto de zapote mamey, ya que aporta gran cantidad de carotenoides que pueden ser precursor de vitamina A y como antioxidante de especies reactivas de oxígeno (Murillo *et al*., 2010; Yahia *et al*., 2011). González-Peña *et al*. (2021) determinaron menor estrés y mayor sobrevivencia en un ensayo *in vivo* con nematodos, al aplicar extractos de carotenoides de frutos de zapote mamey.

El fruto del zapote mamey también aporta fenoles, importantes durante el proceso de maduración, ya que afectan la calidad del fruto y también porque son considerados como antioxidantes cuando se consumen. En estudios recientes se ha reportado que el contenido de fenoles totales es desde 0.234 mg/g (Torres-Rodríguez *et al*., 2011), 0.255 mg/g (Yahia *et al*., 2011), 0.142 mg/g (Moo-Huchin *et al*., 2014), 0.49 mg/g (Mejía *et al*., 2020). Se han identificado fenoles como ácido gálico, galocatequina 3-galato, epicatequina, catequina, acido *p*-hidroxibenxoico, ácido protocatecuico, ácido siríngico y *p*-cumárico (Torres-Rodríguez *et*

al., 2011; Yahia *et al*., 2011). Torres-Rodríguez *et al*., (2019) indican que el fruto de zapote mamey contiene 124.8 mg/100 g de proantocianidinas.

La actividad antioxidante evaluada indica valores de 12.9 mg/mL (Torres-Rodríguez *et al*. 2011), entre 79.29 y 82.01 mg EAA/100 g (Yahia *et al*., 2011), 393.81 µmol/100 g (Moo-Huchin *et al*., 2014), 136-549.1 mmol/100 g (Mejía *et al*., 2020). El contenido de fenoles y la actividad antioxidante determinada en los frutos de zapote mamey es bajo comparado con otros frutos (Yahia *et al*., 2011; Moo-Huchin *et al*., 2014), pero su efecto sinérgico con otras moléculas puede ser importante cuando se consume el fruto; además no se ha evaluado la actividad antioxidante debido a los carotenoides, por lo que es necesario estos trabajos de investigaciones en el futuro.

La pulpa del zapote mamey es dulce y agradable en madurez de consumo con un sabor a almendra o calabaza (Pino *et al*., 2006; Paull y Duarte, 2012). Además, de los ácidos orgánicos y azúcares, los volátiles que produce el fruto contribuyen a ese sabor. Pino *et al*. (2006) obtuvieron mediante extracción con solventes y destilación de vapor simultanea 6.5 mg/kg de volátiles, en frutos en madurez de consumo provenientes de Yucatán, México, la mayor proporción fueron aldehídos alifáticos saturados e insaturados y alcoholes con esqueletos de seis carbonos, donde el benzaldehído, el hexanal y el ácido hexadecanoico fueron los de mayor proporción.

Recientemente, Rodríguez *et al*. (2018) en frutos de mamey en madurez de consumo provenientes de Panamá determinaron la presencia de 21 volátiles, mediante microextracción de fase sólida del espacio de cabeza donde predominaron terpenoides (cedrol, azuleno, b-ionone, naftaleno, a-pineno y b-cardineno) y esteres (metil oleto, metil isomiristato y metil miristato). Finalmente, Martín y Osorio (2019) en Colombia, extrajeron volátiles de frutos de zapote mamey en madurez de consumo (pH= 5.5, Sólidos solubles totales= 5.8 °Brix) y determinaron 18 regiones activas de aroma asociadas a dulce, frutal, floral, verde, almendra y fermentos, atribuidos a b-damasceno, feraneol, linaolol, (Z)-3-hexanal, benzaldehído y 3 metil butanal.

10. Importancia económica

El SIAP (2019) reporta una superficie de 1617.66 ha de zapote mamey establecidas en México, de las cuales se cosechan 1416.90 con un rendimiento promedio nacional de 14.21 t/ha, lo que genera una producción de 20,128.38 t a nivel nacional y que representa 111,862.91 miles de pesos. México es el principal productor de esta especie a nivel mundial (Martínez-Castillo *et al*. 2019).

En los mercados y supermercados de México, este fruto está incrementando su presencia; llegando a tener precios de 20 a 30 pesos el kg de fruta fresca. Pocos estudios de la cadena de comercialización y de valor agregado del producto se han realizado, sin embargo, existen proyectos exitosos como el Huertas Magaña (www.huertasmagana.com.mx), que pueden ser modelo de seguimiento en la producción y comercialización de este fruto.

11. Usos potenciales

El fruto de zapote mamey presenta algunos usos potenciales debido a que la semilla del fruto contiene aceites y la harina que se puede obtener de ella puede contener algunos compuestos importantes para la industria. Moo-Huchin *et al*. (2013) determinaron que principalmente está constituido de ácido oleico (60.32 %) y esteárico (25.95 %), y que es fuente potencial para la nutrición humana y el desarrollo de productos terapéuticos para disminuir los niveles de colesterol y lipoproteínas de baja densidad.

Por otra parte, Laiz-Saldaña *et al*. (2009) realizaron una transesterificación alcalina del aceite obtenido de la semilla del zapote mamey para elaborar un biodisel, obteniendo un biocombustible con un grado de conversión de 88 %, el biodisel estuvo compuesto de ácido oleico, esteárico y palmítico; sin embargo, aún es necesario realizar más estudios para su posible utilización comercial.

A partir de la harina desgrasada de la semilla de mamey, se puede obtener un aislado proteico de alta pureza que puede utilizarse como ingredientes en productos cárnicos o panadería (Bernardino-Nicanor

et al., 2014). Juárez-Barrientos *et al*. (2011) han determinado que de los residuos lignocelulósicos del zapote mamey se puede obtener derivados de carboximetilcelulosa, inicialmente los tratamientos térmico-alcalino-oxidativo permite obtener residuos con celulosa de hasta 90 % y posteriormente la carboximetilcelulosa obtenida es similar a los comerciales de grado alimenticio con una pureza de 99.5 %.

Recientemente, Prabhu *et al*. (2018) evaluaron extractos acuosos de hojas del árbol de zapote mamey contra líneas celulares de cáncer de mama *in vitro*, obteniendo alta actividad citotóxica, atribuida a la presencia de fitoquímicos y alta actividad antioxidante; por lo que se debe considerar en tratamientos anticancerígenos.

12. Conclusiones

El fruto del zapote mamey es altamente apreciado por sus características organolépticas, se tienen avances importantes en el conocimiento de su fisiología, bioquímica, el uso de tecnologías de conservación, propiedades nutricionales, funcionales; así como de usos potenciales. Sin embargo, aún se carecen de variedades que tengan la estabilidad para desarrollarse en diferentes ambientes de cultivo, sin afectar su calidad y rendimiento. Es necesario utilizar la gran diversidad con la que se cuenta en México para el desarrollo de este cultivo.

13. Bibliografía

Aguilar, C.C., V. A. González H., J. A. Mora A., A. Villegas M. 2015. Estudio fenológico en zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] *In*: Guerrero, México. Tropical and Subtropical Agroecosystems 18: 71-79.

Alia-Tejacal, I., Villanueva-Arce, R., Pelayo-Zaldívar C., Colinas-León M.T., López-Martínez V., Bautista-Baños S. 2007. Postharvest physiology and technology of sapote mamey fruit (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn). Postharvest Biology and Technology 45: 285-297. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2006.12.024

Alia-Tejacal, I., V. López-Martínez, M. Andrade-Rodríguez, C. M. Acosta-Durán, M. T. Colinas-León, S. Bautista-Baños. 2008. Contribuciones al conocimiento del zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] en Morelos, México. *In*: El zapote mamey en México avances de investigación. Alia, T. I., A. Villegas M., V. López M., M. Andrade R., C. M. Acosta D., O. G. Villegas T., D. Guillén S. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. pp: 79-92.

Álvarez-Vargas, J.E., S. H. Chávez-Franco, I. Alia-Tejacal, D. Nieto-Ángel, S. Valle-Guadarrama. 2012. Efecto del ácido 2-cloroetil fosfónico sobre la maduración de frutos de zapote mamey. Revista Chapingo Serie Horticultura 18(3), 357-370. https://doi: 10.5154/r.rchsh.2011.03.015

Aranguren, M.G., J. Pérez R. 2018. El mamey colorado (*Pouteria sapota* Jacq): Generalidades y aspectos de su cultivo. Ministerio de la Agricultura, Instituto de Investigaciones en Fruticultura. Jagüey Grande, Cuba. 29 p.

Azurdia, C., E. Martínez, H. Ayala, L. Mejía, B. Nufio. 1997a. Zapote, *Pouteria sapota*, Injerto, *Pouteria viridis* dos entidades taxonómicas de Sapotaceae. Ciencia y Tecnología 2(1), 27-33.

Azurdia, C., E. Martínez, H. Ayala, V. Martínez. 1997b. Sapotáceas del Sur-Occidente de Guatemala. Ciencia y Tecnología 2(1), 35-55.

Balerdi, C. F., P. E. Shaw. 1998. Sapodilla, sapote and related fruit. pp:78-136. *In*: Tropical and Subtropical Fruits. Shaw, P.E., H. T. Chan, S. Nagy (eds.). AGSCIENCE, Auburndale, Florida, USA.

Bayuelo-Jiménez, J.S., N. Rivera A., I. Ochoa. 2017. Sapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacquin) H. E Moore & Stearn]: A potential fruit crop for subtropical regions of Michoacan, Mexico. Can. J. Plant Sci. 87, 537-544. https://doi.org/10.4141/P06-028

Bernardino-Nicanor, A., C. H. Bravo-Delgado, G. Vivar-Vera, C. E. Martínez-Sánchez, A. Pérez-Silva, J. Rodríguez-Miranda, M. A. Vicar-Vera. 2014. Preparation, composition, and functional properties of a protein isolate from a defatted mamey sapote (*Pouteria sapota*) seed meal. CyTA-Journal of Food 12(2): 176-182 https://doi.org/10.1080/19476337.2013.810674.

Chacón-Ordoñez, T., P. Esquivel, V. M. Jiménez, R. Carle, R. M. Schweiggert. 2016. Deposition form and bioaccessibbility of keto-carotenids from mamey sapote (*Pouteria sapota*), red bell pepper (*Capsicum annuum*), and sockeye salmon (*Oncorhynchus nerka*) filet. Journal of Agriculture and Food Chemistry 64(9), 1989-1998. https://doi: 10.1021/acs.jafc.5b06039.

Chacón-Ordoñez, T., R. M. Schweiggert, A. Bosy-Westphal, V. M. Jimenez, R. Carle, P. Esquivel. 2017. Carotenoides and carotenoid esters of Orange- and yellow-fleshed mamey sapote (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn) fruit and their postprandial absorption in humans. Food Chemistry 221: 673-682. https://doi: 10.1016/j.foodchem.2016.11.120.

Cituk, D. E. C., J. M. Tun S., V. Reyes O., Canche B. T., A. Chacón C., C. Magaña R. 2008. El cultivo y diagnóstico nutricional del mamey en Yucatán. *In*: El zapote mamey en México avances de investigación. Alia, T. I., A. Villegas M., V. López M., M. Andrade R., C. M. Acosta D., O. G. Villegas T., D. Guillén S. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. pp: 93-102.

Davenport, T. L., J. T. O´Neal. 2000. Flowering and fruit set of mamey sapote [*Calocarpum sapota* (Jacq.) Merr.] cv. Magaña in South Florida. Scientia Horticulturae 83(1), 61-70. https://doi.org/10.1016/S0304-4238(99)00063-1.

Díaz, J. M., J. Hernández R., K. Garci U., E. Sauri D., E. Canul T., L. Vargas V., S. González N., A. Centurión Y. 2008. *In*: El zapote mamey en México avances de investigación. Alia, T. I., A. Villegas M., V. López M., M. Andrade R., C. M. Acosta D., O. G. Villegas T., D. Guillén S. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. pp: 167-177.

Díaz-Pérez, J. C., S. Bautista, R. Villanueva, R. López-Gómez. 2002. Modeling the ripening of sapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore and Stearn) fruit at various temperatures. Postharvest Biology and Technology 28, 199-202. https://doi.org/10.1016/S0925-5214(02)00123-0.

Domínguez, B., A. Martínez M., I. Alia-Tejacal. 2010. Caracterización de la maduración en ecotipos de zapote mamey (*Pouteria sapota*). Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha 11(2), 122-129.

Espinosa-Zaragoza, S., A. Villegas-Monter, C. Saucedo-Veloz, J. Corrales-García, C- H. Avendaño A., I. Alia-Tejacal. 2016. Características de calidad de zapote mamey (*Pouteria sapota* Jacq.) seleccionado en Alpoyeca, Guerrero, México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 7(4): 953-959. https://doi.org/10.29312/remexca.v7i4.280.

Espinosa, Z. S., J. M. Villarreal F., A. Villegas M., A. Mora A., C. Rui B. 2017. El zapote mamey. *In*: Coss, M. E. F, C. Ruiz B., J. L. Moreno M. (eds.). Frutas del Trópico. UNACH.

Gaona-García, A., J. E. Álvarez-Vargas, I. Alia-Tejacal, V. López-Martínez, C. M. Acosta-Durán. 2004. El cultivo del zapote mamey (*Pouteria sapota*) en la región suroeste del Estado de Morelos. Investigación Agropecuaria 2, 14-19.

Gaona-García, A., I. Alia-Tejacal, V. López-Martínez, M. Andrade-Rodríguez, M. T. Colinas-León, O. Villegas-Torres. 2008. Caracterización de frutos de zapote mamey (*Pouteria sapota*) en el suroeste del estado de Morelos. Revista Chapingo Serie Horticultura 14(1), 41-47. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2006.02.013.

García-Villanueva, E., M. Cautelán E., L. Domínguez-Ordoñez. 2007. Mamey (*Pouteria sapota*), evidencias anatómicas acerca del tipo de fruto e implicaciones fisiológicas. *In*: Memorias XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. Amador, R. M. D., J. A. Zegbe D., L. R. Reveles T., J. Mena C., A. Serna P. (eds.). Zacatecas, México. pp: 90-91.

Goenaga, R., D. Jenkins. 2012. Yield and fruit quality of mamey sapote cultivars grown at two locations in Puerto Rico. HortTechnology 22(2): 263-267. https://doi.org/10.21273/HORTTECH.22.2.263

Gómes-Jaimes, R., D. Nieto-Ángel, D. Téliz-Ortiz, J.A. Mora-Aguilera, M. T. Martínez-Damián, M. Vargas-Hernández. 2009. Evaluación de la calidad e incidencia de hongos en frutos refrigerados de zapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore and Stearn. Agrociencia 43, 37-48.

Gómes-Jaimes, R., D. Nieto-Ángel, D. Téliz-Ortiz, J.A. Mora-Aguilera, C. Nava-Díaz, M.T. Martínez-Damián, M. Vargas-Hernández. 2012. Manejo postcosecha de zapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore and Stearn y su impacto en la calidad de la fruta. Revista Chapingo Serie Horticultura 18(2), 253-262. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.02.002.

González-Peña, M.A., Lozada-Ramírez, J.D., Ortega-Regules, A.E. 2021. Carotenoids from mamey (*Pouteria sapota*) and carrot (*Daucus carota*) increase the oxidative stress resistance of *Caenorhabditis elegans*. Biochemistry and Biophysics Reports 26. https://doi.org/10.1016/j.bbrep.2021.100989.

Hernández, M.M., A. Martínez M., I. Alia T., L. U. Hernández H., R: Osorio O., M. T: Colinas L., V. López M., S. Bautista B., S. Valle G. 2008. Estrés por impacto en frutos de zapote mamey (*Pouteria sapota*) durante el manejo postcosecha. Revista Fitotecnia Mexicana 31(3), 61-66.

Juárez-Barrientos, J. M., E. de J. Ramírez R., E. Ramírez F., L.G. Ramón C., J. Rodríguez M. 2011. Aplicación y comparación de pretratamientos totalmente libres de cloro en residuos de piña (*Annanas comosus*) y zapote mamey (*Pouteria sapota*) para la obtención de carboximetilcelulosa. Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos 2(1), 108-126.

Laínez-Loyo, E., Olvera-Hernández, J.I., Guerrero-Rodríguez, J. de D., Acevez-Ruíz, E., Álvarez-Calderón, N.M., Andrade.Navia, J.M. 2020. Production and marketing of mamey Alpoyeca, Guerrero: opinión of producers. Revista Mexicana ciencias Agrícolas 11(3), 365-647. https://doi.org/10.29312/remexca.v11i3.2086.

Laiz-Saldaña, J.C., Tovar-Miranda, R., Durán-de-Bazúa, M.C., Solís-Fuentes, J.A. 2009. Aprovechamiento de residuos industriales: producción de biodisel por transesterificación alcalina de aceite crudo de “almendras” de zapote mamey (*Pouteria sapota*). Tecnología, Ciencia, Educación 24(1), 48-56.

Martín, D.A., & Osorio, C. 2019. Identification of aroma-active volatile compounds in *Pouteria sapota* fruit by aroma extraction dilution analyses (AEDA). Quim. Nova 42(6), 607-610.

Martínez, A. M., I. Alia T., M. T. Colinas L. 2006. Refrigeración de frutos de zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] cosechados en diferentes fechas en Tabasco México. Revista Fitotecnia Mexicana 29 (Núm. Especial 2), 51-57.

Martínez, A. M., L.U. Hernández H., R. Osorio O., I. Alia T., V. López M., S. Bautista B., D. Guillén S. 2008. Incidencia y severidad de *Botryodiplodia theobromae* en frutos de zapote mamey en Jalpa de Méndez, Tabasco, México. Revista UDO Agrícola 8(1), 29.32.

Martínez, M.A., I. Alia T., S. Valle G., M. T. Colinas L., V. López M., S. Bautista B., M. Andrade R., O. G. Villegas T., D. Guillén S. 2008. Comportamiento de fruto de zapote mamey (*Pouteria sapota*) en atmósferas con bajo O_2 y moderado CO_2. Revista Fitotecnia Mexicana 31(3), 53-59.

Martínez-Castillo, J., Blancarte-Jasso, N.H., Chepe-Cruz, G., Nah-Chan, N.G., Ortiz-García, M.M., Arias, R.S. 2019. Structure and genetic diversity in wild and cultivated populations of zapote mamey *(Pouteria sapota*, Sapotaceae) from southeastern Mexico: its putative domestication center. Tree Genetics & Genomes 15, 61. https://doi.org/10.1007/s11295-019-1368-z

Mejía, N.M., Castro, J.P., Ocampo, Y.C., Salas, R.D., Delporte, C.L., Franco, L.A. 2020. Evaluation of antioxidant potential and total phenolic content of exotic fruits grown in Colombia. Journal of Applied Pharmaceutical Science 10(9), 50-58. https://doi.org/10.7324/JAPS.2020.10906.

Moo-Huchin, V., I. Estrada-Mota, R. Estrada L., L. F. Cuevas-Glory, E. Sauri-Duch. 2013. Chemical composition of crude oil from the seeds of pumpkin (*Cucurbita* spp.) and mamey sapota (*Pouteria sapota* Jacq.) grown inYucatán, México. CyTA-Journal of Food 11(4), 324-327. https://doi.org/10.1080/19476337.2012.761652.

Moo-Huchin, V.M., I. Estrada-Mota, R. Estrada-León, L. Cuevas-Glory, E. Ortiz-Vázquez, M. de L. Vargas y Vargas, D. Betancur-Ancona, E. Sauri-Duch. 2014. Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatán, Mexico. Food Chemistry 152, 508-515. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.013.

Morton, J. 2013. Fruits of Warm Climates. Echo Points Books. 505 p.

Murillo, E., J. Meléndez-Martínez, F. Portugal. 2010. Screening of vegetables and fruits from Panama for rich sources of lutein and zeaxanthim. Food Chemistry 122, 167-172. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.02.034.

Murillo, E., R. McLean, G. Britton, A. Agóes, V. Nagy, J. Deli. 2011. Sapotexanthin, an A-provitamin carotenoid from red mamey (*Pouteria sapota*). Journal of Natural Products 74, 283-285. https://doi.org/10.1021/np1006982.

Murillo, E., E. Turcsi, I. Szabo, Y. Mosquera, A. Agócs, V. Nagy, G. Guylas, J. Deli. 2016. Carotenoid composition of the fruit of red mamey (*Pouteria sapota*). Journal of Agricultural and Food Chemistry 64(38), 7148-7155. https://doi.org/10.1021/acs.jafc.6b03146.

Nascimento, V. E., A B. G. Martins, R. H., Hojo. 2008. Physical and chemical characterization of mamey sapota fruits. Revista Brasileira de Fruticultura 30(4), 953-957.

Núñez-Colín, C.A., I. Alia-Tejacal, J.M. Villarreal-Fuentes, D. Escobedo-López, J.R. Rodríguez-Núñez, V. Peña-Caballero. 2017. Distribution eco-climatic characterization and potential cultivation zones of mamey sapote in México. Revista Chapingo Serie Horticultura 23(2), 75-88. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2016.05.014.

Pachuqueño-Campos, E., I. Alia-Tejacal, G. A. Pérez-Arias, M. Andrade R., S. Valle-Guadarrama, S. Bautista-Baños, A. Martínez M., J. M. Villarreal-Fuentes, J. N. Pérez-Quintanilla. 2010. Atmósferas modificadas y refrigeración en frutos de zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn]. Ingeniería Agrícola y Biosistemas 2(1), 21-27. https://doi.org/10.5154/r.inagbi.2010.08.011.

Palma-Orozco, G., A. Ortiz-Moreno, L. Dorantes-Álvarez, J. G. Sampedro, H. Nájera. 2011. Purification and partial biochemical characterization of polyphenol oxidase from mamey (*Pouteria sapota*). Phytochemistry 762, 82-88. https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2010.10.011.

Palma-Orozco, G., J.G. Sampedro, A. Ortiz-Moreno, H. Nájera. 2012. *In situ* inactivation of polyphenol oxidase in mamey fruit (*Pouteria sapota*) by microwave treatment. Journal of Food Science 77(4), C359-C365. https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02632.x.

Paull, R.E., O. Duarte. 2012. Tropical Fruits. V. 2. CABI. Wallingford, Oxfordshire, UK. 371 p.

Patiño, V. M. R 2002. Historia y Dispersión de los Frutales Nativos del Neotrópico. CIAT. Cali, Colombia, 655 p.

Pennington, T. D., J. Sarukhán. 2005. Árboles tropicales de México: Manual para la identificación de las principales especies. UNAM-Fondo de Cultura Económica. 523 p.

Pérez, A. L., C. A. Villaseñor P., A. C. Vázquez, D. M. Rangel F., I. Alia T., M. T. Colinas l. 2009. Comportamiento mecánico y fisiológico de frutos de zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] bajo compresión. Ingeniería Agrícola y Biosistemas 1(2), 119-125. https://doi.org/10.5154/r.inagbi.2010.02.002.

Pérez, A. B. L., B. Palacios G., L. Castro B., I. Flores G. 2014. Sistema mexicano de alimentos equivalentes. Fomento de Nutrición y Salud A.C. México, D.F. 164 p.

Pérez-López, A., Alia-Tejacal I., Cano-Vázquez, A., Rangel-Fajardo, D.M., Valle-Guadarrama, S., Villaseñor-Pérez, C. A., López-Blancas, E., Pérez-Arias, G.A. 2017. Color and oxidative stress in the maturation of sapote mamey (*Pouteria sapota*) previous mechanical compression. Revista Bio ciencias 4(3), 189-201.

Pérez-Tello, G. O., M. A. Martínez-Téllez, I. Vargas-Arispuro, G. A. González-Aguilar. 2009. Chilling injury in mamey sapote fruit (*Pouteria sapota*): biochemical and physiological responses. American Journal of Agricultural and Biological Sciences 4(2), 137-145.

Pickersgill, B. 2016. Domestication of plants in Mesoamerica: An archaeological review with somo ethnobotanical interpretations. *In*: Ethnobotany of Mexico. Interactions of People and Plants in Mesoamérica. Lira, R., A. Casas, J. Blancas (Eds.). Springer. pp: 207-231.

Pino, J.A., Morbot, R., Sauri, E., Zumarraga, C. 2006. Volatile components of sapote [*Pouteria sapota* (Jacq.) H.E. Moore et Stearn] fruit. J. Essent. Oil. Res. 18, 22-23. https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699375.

Pinto, R. M., L. R. Nakamura, T. G. Ramíres, A. A. López B., C. T. Dos Santos D. 2016. Genotype selection of *Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn, under a multivariate framework. Acta Agronomica 65(3), 312-317.

Prabhu, D. S., A Panneer S., V. Devi R. 2018. Effective anti-cancer property of *Pouteria sapota* lea fon breas cancer cell lines. Biochemistry and Biophysics Reports 15, 39-44. https://doi.org/10.1016/j.bbrep.2018.06.004.

Ramos-Ramírez, F.X., I Alia-Tejacal, V. López-Martínez, M. T. Colinas-León, C. M. Acosta-Durán, A. Tapia-Delgado, O. Villegas-Torres. 2009. Almacenamiento de frutos de zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] en atmósfera modificada. Revista Chapingo Serie Horticultura 15 (1), 17-23. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.15.003.

Ricker, M. 2000. Enriquecimiento de la selva con árboles nativos: un análisis de costo beneficio con tres especies en los Tuxtlas, Veracruz. *In*: El sector forestal en México. Escalante R., F. Aroche. Facultad de Economía, Universidad Nacional autónoma de México. México, D.F. pp: 85-113.

Rodríguez, C., Durant-Archibol, A.A., santana, A., Murillo, E., Franco, A.C.M. 2018. Analysis of the volatile components of *Pouteria sapota* (sapote mamey) fruit by HS-SPME-GC-MS. Natural Product Communications 13(8): 1027-1030. https://doi.org/10.1177/1934578X1801300826.

Sandoval, E. M., E. Nieto A., I. Alia T., V. López M., M. T. Colinas L., A. Martínez M., C. M. Acosta D., M. Andrade R., O. Villegas T., D. Guillén S. 2006. Crecimiento del fruto de zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn] en Morelos, México. Revista Fitotecnia Mexicana 29(Núm. Especial 2): 59-62.

SIAP. 2019. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Cierre Agrícola 1980-2018. En Linea: https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/. Consultado el 10 de diciembre de 2019.

Téllez, P.P., V. C. Saucedo, G.M.L. Arévalo, G. S. Valle. 2009. Maduración de frutos de mamey (*Pouteria sapota* Jacq.) tratados con 1-metilciclopropeno y refrigeración. CyTA Journal Food 7(1), 45-51.

Torres-Rodríguez, A., Y. Salinas-Moreno, S. Valle-Guadarrama, I. Alia-Tejacal. 2011. Soluble phenols and antioxidant activity in mamey sapote (*Pouteria sapota*) fruits in postharvest. Food Research International 44(7), 1956-1961. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.04.045.

Torres-Rodríguez, A., Salinas-Moreno, Y., Valle-Guadarrama, S., Soto-Hernández, R. M., Alia-Tejacal, I. 2019. Proanthocyanidins and enzymatic activity in mamey sapote (*Pouteria sapota*) fruit during ripening. Revista Bio Ciencias 6 e565. https://doi.org/10.15741/revbio.06. e565.

Tovar, P. J. M., J.A. Mora A., C Nava D., D. Téliz O., Á. Villegas M., S. G. Leyva M. 2013. Control of *Lasiodiplodia theobromae*, the causal agent dieback of sapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore and Stearn] grafts in México. Revista Fitotecnia Mexicana 36(3), 233-238.

Vallejo-Pérez, M. R., D. Nieto-Ángel, M. T. Martínez-Damián, J.A. Mora-Aguilera, D. Téliz-Ortiz, C. Nava-Díaz. 2009. El riego y fertilización en la calidad postcosecha del zapote mamey [*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn]. Revista Chapingo Serie Horticultura 15 (1), 91-100. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2009.02.002.

VanDerWaker, A. 2005. Field cultivation and tree management in tropical agricultura: a view from Gulf Coastal Mexico. World Archaeology 37(2), 275-289. https://doi.org/10.1080/00438240500095298.

Vázquez-Martínez, B., I. Alia-Tejacal, D. Guillén-Sánchez, P. Juárez-López, M. Andrade-Rodríguez, O. G. Villegas-Torres, A. Martínez-Morales. 2015. Efecto de la baja temperatura en el metabolismo de carbohidratos y calidad de frutos de zapote mamey (*Pouteria sapota* [Jacq.] H. E. Moore & Stearn). Acta Agrícola y Pecuaria 1 (2): 70-77.

Villanueva-Arce, R., S. Evangelista-Lozano, M. L. Arenas-Ocampo, J. C. Díaz-Pérez, S. Bautista-Baños. 2000. Cambios bioquímicos y físicos durante el desarrollo y postcosecha del mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn). Revista Chapingo Serie Horticultura 6(1), 63-72. https://doi.org/10.5154/r.rchsh.1998.10.070.

Villarreal-Fuentes, J. M., I. Alia-Tejacal, E. Hernández, C. Pelayo-Zaldívar, O. Franco-Mora. 2015. Caracterización postcosecha de selecciones de zapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn) procedentes del Soconusco, Chiapas. Ecosistemas y Recursos Agropecuarios 2(5): 217-224.

Villegas-Monter, A., A. Mora-Aguilera. 2008. Propagación de zapote mamey (*Pouteria sapota* (Jacq.) H. E. Moore & Stearn). *In*: El zapote mamey en México avances de investigación. Alia, T. I., A. Villegas M., V. López M., M. Andrade R., C. M. Acosta D., O. G. Villegas T., D. Guillén S. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. pp: 1-16.

Yahia, E. M., F. Gutiérrez-Orozco. 2011. Mamey sapote (*Pouteria sapota* Jacq. H. E. Moore & Stearn) *In*: Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits. Woodhead Publishing. pp: 482-491.

Yahia, E. M., F. Gutiérrez-Orozco, C. Arvizu-de León. 2011. Phytochemical and antioxidant characterization of mamey (*Pouteria sapota* Jacq. H. E. Moore & Starn) fruit. Food Research International 49: 2175-2181. https://doi.org/doi:10.1016/j.foodres.2010.11.029.

Yahia, E. M., A. Gardea-Béjar, J. J. Ornelas-Paz, I. O. Maya-Meraz, J. Rodríguez-Roque, C- Ríos-Velasco, J. Ornelas-Paz, M. A. Salas-Marina. 2019. Preharvest factors affecting postharvest quality. *In*: Postharvest technology of perishable horticultural commodities. Yahia, E. M. (ed.). Woodhead Publishing. pp: 99-128. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813276-0.00004-3.

ZAPOTE NEGRO (*Diospyros digyna* Jacq.)

José Orlando Jiménez Zurita[1], Rosendo Balois Morales[1], Guillermo Berumen Varela[1], Verónica Alhelí Ochoa Jiménez[1]

1. Introducción

El zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq.) es un fruto nativo del sur de México y Centroamérica y aunque a veces se cree que pertenece a la familia de las Sapotaceae debido a su nombre común, sin embargo, este pertenece a la familia Ebenaceae, tal como el persimonio (*Diospyros kaki*) y el ébano (*Diospyros ebenum*) (Martín *et al*., 1987; Arellano-Gómez *et al*., 2005; Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

En México, este frutal se encuentra en distintas zonas tropicales y subtropicales. La producción de zapote negro para el 2018 fue de 16 t, registrando un valor total de 72 millones de pesos; dentro de los principales estados productores se encuentran Campeche, Veracruz, Yucatán y Oaxaca (SIAP, 2019). Es una fruta climatérica y es ampliamente aceptada en los mercados regionales debido a sus características organolépticas. Tiene un excelente potencial de comercialización como fruta exótica, sin embargo, a pesar de esto, la información sobre

[1] Unidad de Tecnología de Alimentos-Secretaría de Investigación y Posgrado, Universidad Autónoma de Nayarit. Ciudad de la Cultura S/N. C.P. 63000. Tepic, Nayarit, México.

su biología y fisiología postcosecha necesarias para establecer condiciones óptimas de almacenamiento y transporte es limitada (Arellano-Gómez, 2005; Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

2. Origen

El zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq.) pertenece a la familia Ebenaceae. Es un árbol frutal de clima tropical originario de México y de las regiones superiores del Amazonas de Brasil, Perú y Ecuador. Se ha introducido y cultivado en otros lugares del trópico, incluido el Caribe, el Sudeste Asiático y Australia (Small, 2012; Lim, 2012).

En 1919 se propagó en el Sur de California y actualmente se cultiva en Florida Estados Unidos (Morton, 2004; Crane y Balerdi, 2005). En México se encuentra distribuido en ambas costas, desde Jalisco hasta Guerrero, Chiapas, Veracruz, Puebla, Tabasco, Campeche y Yucatán donde generalmente se encuentra como cultivo.

Su producción total es de aproximadamente 16 mil t, siendo Campeche el productor líder, seguido de Yucatán y Veracruz, cuenta con una enorme demanda gracias a sus propiedades culinarias y curativas (Miller *et al*., 1998; Yahia y Gutiérrez, 2011 SIAP, 2019). El nombre de zapote negro se deriva del náhuatl "tzapotl", también es conocido por los mayas como "tauch" (SAGARPA, 2019). En español se le conoce como sapote negro, zapote prieto, zapote de mico, matasano de mico y ébano, en inglés "black persimmon" o "chocolate pudding tree". No está relacionado con otros zapotes como *Pouteria sapota* (Jacq.) H.E. Moore & Stearn o *Casimiroa edulis* La Llave & Lex. (Duarte y Paull, 2015).

3. Aspectos botánicos

Dentro de la taxonomía y nomenclatura el zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq) presenta sinonimias tales como *Diospyros nigra* (J.F. Gmelin) Perrettet, *Diospyros obtusifolia* Humb. & Bonpl. ex. Willd. y *Diospyros ebenaster* Hiern (Janick y Paull, 2008).

3.1 Árbol

El árbol es perene con una copa amplia, el tronco de color negro y acanalado y llega que crecer hasta los 25 m de altura. En Florida se pueden encontrar ejemplares medianos de una altura entre los 7 y 9 m. Generalmente es dioico, pero ocasionalmente son árboles polígamos. El sexo del árbol no se puede distinguir hasta que la floración comience de 5 a 10 años de germinación de la semilla. Las hojas varían de 12 a 30 cm de largo y de 6 a 10 cm de ancho, con un color verde claro al emerger y un color verde profundo al madurar, son alternas, simples, coriáceas, elípticas-oblongas a oblongas-lanceoladas (Ledesma y Campbell, 2001; Crane y Balerdi, 2005; Lim, 2012) (Figura 1).

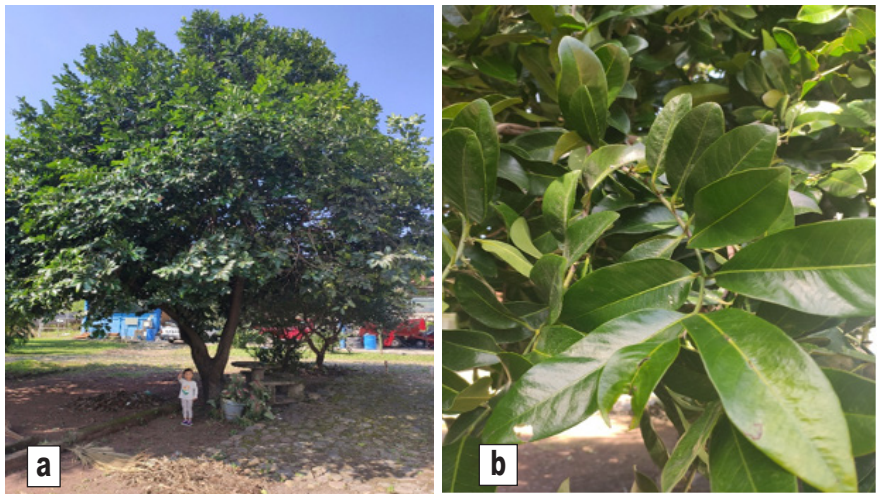


Figura 1. Árbol (a) y hojas (b) de zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq.) ubicado en la Unidad Académica de Agricultura de la Universidad Autónoma de Nayarit.

3.2 Flores

Las flores surgen en las axilas de las hojas y pueden ser hermafroditas (poseen partes de plantas masculinas y femeninas) o masculinas. Algunos árboles pueden producir solo flores masculinas. Las flores masculinas suelen estar en grupos de 3 a 7, y las flores femeninas suelen

ser solitarias. Las flores son blancas y tubulares, con un cáliz verde y un ovario de 8 a 12 carpelos. Los pétalos caen de 3 a 4 d después de la apertura de la flor, mientras que el cáliz es persistente y permanece con la fruta. En América Central, el árbol florece durante el último trimestre del año al comienzo de la estación seca (Janick y Paull, 2008; Duarte y Paull, 2015) (Figura 2).



Figura 2. Flores de zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq.).

3.3 El fruto

El fruto es una baya con forma esférica, además presenta un cáliz persistente de 7 a 12 cm de diámetro; cuando el fruto se encuentra en madurez fisiológica el epicarpio (cáscara) muestra un de color verde brillante y se encuentra adherido a la pulpa (Figura 3). La pulpa de los frutos inmaduros es de color amarillo-dorado y no es comestibles debido a su marcado sabor astringente; una vez que alcanza la madurez de consumo el mesocarpio (pulpa) se torna completamente suave y de color café a negro además de presentar un sabor dulce; el fruto suele contener de 6 a 10 semillas, las cuales se encuentran envueltas en una membrana transparente (Martín *et al*., 1987; Ledesma y Campbell, 2001; Morton, 2004; Arellano-Gómez *et al*., 2005; SIAP, 2019).

Generalmente y debido a sus características organolépticas los frutos se consumen frescos, sin embargo, la pulpa puede ser utilizada para la fabricación de helados y paletas, además de elaboración de conservas y rellenos en repostería (Miller *et al*., 1998).



Figura 3. Frutos inmaduros de zapote negro (*Diospyros digyna* Jacq.)

4. Crecimiento y desarrollo

El árbol está adaptado a una amplia gama de tipos de suelo y puede soportar la salinidad; se desarrolla en suelos de textura franca a arcillosa, fértiles, profundo y bien drenados, ricos en materia orgánica, pero también puede crecer en suelos poco profundos (Duarte y Paull, 2015; SIAP, 2019). El árbol se adapta a climas tropicales y subtropicales cálidos, con temperaturas medias anuales de 25 °C y mínimas anuales de 17 °C; se puede cultivar desde el nivel del mar hasta una altitud de aproximadamente 1800 msnm (Morton, 2004; Crane y Balerdi, 2005; Lim, 2012).

5. Factores precosecha que afectan la calidad

Muchos factores, especialmente las prácticas culturales y las condiciones ambientales, pueden influir en el desarrollo del zapote negro y, por lo tanto, influir en su calidad. Sin embargo, no se reporta información referente a los factores que pueden afectar la calidad de este frutal.

6. Madurez, calidad e índices de cosecha

El periodo transcurrido desde la aparición de la flor en antesis hasta la madurez total del fruto tiene una duración de aproximadamente 120 d (4 meses) (Duarte y Paull, 2015). En México, los frutos de zapote negro son cosechados usualmente durante el segundo semestre del año, principalmente entre los meses de agosto a enero.

Por otro lado, en Florida, Estados Unidos de América, la mayoría de los frutos maduran en diciembre, enero o febrero, aunque algunos árboles (usualmente los frutos más largos) son cosechados regularmente entre los meses de junio – agosto (Duarte y Paull, 2015). Sin embargo, es muy difícil detectar el cambio de color de los frutos maduros debido al color verde de su cáscara. Los frutos deben ser cosechados cuando se han desarrollado completamente pero aún no han madurado; esta difícil tarea conlleva a pérdidas postcosecha debido a la dehiscencia natural.

Cuando los frutos son cosechados completamente desarrollados (color verde brillante) éstos pueden madurar en 10 d a temperatura ambiente, por lo que ésta es la etapa de cosecha es idónea para su comercialización y distribución. Los frutos cosechados con un color verde-olivo madurarán en aproximadamente 2 – 6 d (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). Los frutos de zapote negro muestran un comportamiento del tipo climatérico, con un pico máximo de velocidad de respiración y producción de etileno a los 6 y 5 d, respectivamente después de la cosecha (Arellano-Gómez *et al*., 2005).

La firmeza de los frutos de zapote negro disminuye durante la maduración, ocasionando ablandamiento cuando el fruto está completamente maduro lo que dificulta su manejo y transportación (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

7. Factores postcosecha que afectan la calidad

Los principales factores que afectan la calidad de los frutos son la temperatura, daño físico, desórdenes fisiológicos y patológicos, así como las plagas. El zapote negro está adaptado principalmente a un

clima tropical con precipitaciones bien distribuidas y en áreas con estaciones húmedas y secas.

La temperatura a la cual se conservan los frutos de zapote negro oscila entre los 25 y 15 °C (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). Una vez que los frutos de zapote negro están completamente maduros, son propensos al daño físico debido a que son extremadamente blandos.

Además, los frutos son sensibles al frío ya que cuando son almacenados a 10 °C durante 10 - 15 d muestran una maduración atípica y la mayoría de los frutos almacenados entre 1 – 5 °C no maduran normalmente o bien, no maduran independientemente de la duración del almacenamiento (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011). Hasta la fecha, no se han reportado insectos o daños patológicos importantes en los frutos de zapote negro.

8. Tecnologías para la conservación

Existen pocos estudios respecto a las tecnologías de conservación del zapote negro. Cuando los frutos están maduros, éstos pueden ser almacenados en un refrigerador por varios días hasta su posterior uso, siendo la refrigeración la principal tecnología de conservación a nivel comercial.

Los frutos almacenados a 10 °C durante 7 d y después transferidos a una temperatura de 25 °C se conservan sin ningún daño. Las condiciones de almacenamiento con fines comerciales son a temperaturas que oscilan entre 13 a 15 °C y 85 – 90 % de humedad relativa, lo cual permitirá extender la vida de anaquel de los frutos de 2 – 3 semanas (Yahia y Gutiérrez-Orozco, 2011).

Aunque se han desarrollado tecnologías de conservación de los frutos como las atmósferas modificadas, ozono, radiofrecuencia, radiaciones, recubrimientos comestibles, etc., hasta la fecha se carece de estudios dónde estas tecnologías se apliquen a los frutos de zapote negro.

9. Composición nutricional y compuestos funcionales

El zapote contiene principalmente carbohidratos, alto contenido de minerales y ácido ascórbico, además de presentar un 7 % de azúcares (Geilfus, 1989; Miller *et al.*, 1998). En el cuadro 1, se presenta la composición nutrimental del zapote negro.

Cuadro 1. Composición nutrimental del zapote negro (100 g de peso fresco).

Compuesto	Valor aproximado
Agua	79.46–83.1 %
Proteína	0.62–0.69 g
Carbohidratos	12.85–15.11 g
Grasa	0.01 g
Cenizas	0.37–0.6 g
Calcio	22.0 mg
Fósforo	23.0 mg
Hierro	0.36 mg
Carotenoides totales	399.4 µg
β-caroteno	64.7 µg
Riboflavina	0.03 mg
Niacina	0.20 mg
Ácido ascórbico	24 mg
Vitamina E	2064 µg
Fenoles totales	247 mg

Fuente: Morton (2004).

Recientemente, se han reportado concentraciones de compuestos funcionales diferentes a las reportadas por Morton (2004), tales como vitamina C (59.52 mg de vitamina C/100 g.p.f), antocianinas (14.19 mg de antocianinas totales/100 g.p.f), fenoles (158.42 mg equivalentes de ácido gálico/100 g.p.f), flavonoides (376.04 mg equivalentes de quercetina/100 g.p.f) y carotenoides (7.99 mg de β-caroteno/100 g.p.f) (Moo-Huchin *et al.*, 2014).

10. Importancia económica

Los frutos de zapote negro son de importancia económica a nivel nacional. El árbol de zapote se da de forma nativa desde Jalisco hasta Chiapas, Veracruz y Yucatán. En México existen alrededor de 2,047 h de zapote negro, siendo las principales entidades productoras Campeche, Michoacán, Oaxaca, Veracruz, Yucatán y Chiapas (SIAP, 2019), destacando Oaxaca con el 66.7 % de la producción total de zapote negro.

De un árbol, se puede obtener un rendimiento de hasta 500 kg de pulpa. Sin embargo, no existen más datos económicos respecto al impacto que tienen dentro y fuera de México, aunque se está comenzado a cultivar en varias partes de Asia y Europa donde están surgiendo industrias alimentarias emergentes.

11. Usos potenciales

Los frutos de zapote negro se consumen en fresco, cuando está completamente maduro. La pulpa se utiliza como ingrediente en la elaboración de postres como helados, nieve, pays, malteadas, relleno en repostería y conservas (Miller *et al*., 1998). Asimismo, la pulpa puede mezclarse con jugo de limón, naranja, piña, vino o brandy para preparar bebidas.

En México, se puede elaborar un postre mezclando la pulpa con vino, canela y azúcar. En Centroamérica, se fabrica brandy a partir de las frutas de zapote negro fermentadas. En Filipinas, la pulpa con leche o jugo de naranja se sirve como postre. Las frutas inmaduras tienen un color de pulpa amarillo-dorado y no son comestibles por su sabor astringente, irritante y amargo. Debido a esto, en Filipinas se ha utilizado como veneno para peces. Además de los usos culinarios, el zapote negro posee usos medicinales (Niembro *et al*., 2010).

En Filipinas, se tritura la corteza y hoja de los árboles para ser aplicados como cataplasma y en Yucatán, la decocción de la hoja se utiliza como astringente y medicamente para reducir la fiebre y combatir enfermedades de la piel como la tiña y picaduras. Por otro lado, la made-

ra de los árboles de zapote negro puede ser utilizada en la fabricación de muebles (FIRCO, 2017).

12. Conclusiones

El zapote negro se caracteriza por presentar un comportamiento climatérico, además de que el manejo postcosecha no está definido, esto debido a la falta de trabajos de investigación referentes al tema. El fruto presenta potencial de comercialización ya que es un fruto exótico con excelentes propiedades organolépticas y puede ser utilizado en diferentes procesos industriales. El fruto se consume fresco, en conservas y otros productos procesados, teniendo así un valor agregado que ayudaría a la comercialización. Sin embargo, la información bioquímica, fisiología y de manejo postcosecha es limitada.

13. Bibliografía

Arellano-Gómez, L. A., Saucedo-Veloz C., Arévalo-Galarza, L., 2005. Cambios bioquímicos y fisiológicos durante la maduración del fruto de zapote negro (*Diospyros digyna* jacq). Agrociencia 39 (2), 173-181.

Crane, J. H. y Balerdi, C. F. 2005. Black Sapote Growing in the Florida Home Landscape. Horticultural Sciences Department, UF/IFAS Extension, University of Florida. 1-5.

Duarte, O. y Paull, R. E., 2015. Exotic Fruits and Nuts of the New World. CABI. Wallingford, RU. 332 p.

Fideicomiso de Riesgo Compartido (FIRCO). 2017. Zapote Negro, fruta mexicana con gran sabor y tradición popular. https://www.gob.mx/firco/articulos/zapote-negro-fruta-mexicana-con-gran-sabor-y-tradicion-popular?idiom=es#:~:text=Como%20uso%20adicional%20al%20fruto,de%20vitaminas%20A%20y%20C. Consultado el 11 de mayo de 2022.

Geilfus, F., 1989. El Árbol al Servicio del Agricultor Vol. 2. Guía de Especies. ENDA-Caribe y CATIE, Santo Domingo, República Dominicana, 778 pp.

Janick, J. y Paull, R. E., 2008 The Encyclopaedia of Fruit and Nuts. CABI Publishing Series, pp 993.

Ledesma, N. y Campbell, R. J., 2001. Review of cultivars and propagation of black sapote (*Diospyros digyna* Jacq.) in Southern Florida. Proceedings of InterAmerican Society for Tropical Horticulture. 45, 12–14.

Lim, T. K., 2012. Edible Medicinal and Non-Medicinal Plants: Volume 2, Fruits Volumen 2 de Edible Medicinal and Non-medicinal Plants. Springer Science & Business Media. 715 p.

Martín, F., Campbell, C. W., Ruberté, R. M., 1987. Perennial Edible Fruits of the Tropics. An inventory. Agricultural Research Service. USDA. Agriculture Handbook No. 642.

Miller, W. R., J. L. Sharp, E. Baldwin., 1998. Quality of irradiated and nonirradiated black sapote (*Diospyros digyna* Jacq.) after storage and ripening. Agricultural Research Service Tektran 110, 215-218.

Moo-Huchin, V.M., Estrada-Mota, I., Estrada-León, R., Cuevas-Glory, L., Ortiz-Vazquez, E., Vargas, M.L.V., Betancur-Ancona, D. y Sauri-Duch, E., 2014. Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. Food Chemistry. 152 (1), 508-515. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.013.

Morton, J. F. 2004. Fruits of Warm Climates. Publ. Miami, Fl. U.S.A. 416-418 p.

Niembro, A., Vázquez, M., y Sánchez, O., 2010. Árboles de Veracruz 100 especies para la reforestación estratégica. Secretaria de Educación. Gobierno del estado de Veracruz. Xalapa, Veracruz. https://www.sev.gob.mx/servicios/publicaciones/colec_veracruzsigloXXI/ArbolesVeracruz100especies.pdf. Consultado el 11 de mayo de 2022.

SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación) 2019. https://www.gob.mx/firco/es/articulos/zapote-negro-fruta-mexicana-con-gran-sabor-y-tradicion-popular?idiom=es. Consultado 03 de octubre de 2019.

SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2019. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/501163/Zapote_negro_compressed.pdf. Consultado el 23 de octubre de 2019.

Small, E. 2012. Top 100 Exotic Food Plants. 1st Edition. CRC Press. Boca Raton. 708 p.

Yahia, M. E. y Gutiérrez-Orozco, F. 2011. Black sapote (*Diospyros digyna* Jacq.): 244-251 p. En: Yahia, M. E. (ed.). Postharvest Biology and Technology of Fruits and Subtropical Fruits. Volume 2: Açai to Citrus. Woodhead Publishing. Philadelphia, USA. 515-532 p. https://doi.org/10.1533/9780857092762.244.

Postcosecha de Cultivos Nativos Mexicanos Subutilizados con Alto Potencial de Comercialización
se terminó de imprimir en diciembre de 2022,
en los talleres de DocuMaster, Av. Coyoacán 1450,
Col. Del Valle, Benito Juárez, C.P. 03220
La edición consta de 50 ejemplares
más sobrantes para reposición.

La diversidad genética de los granos, hortalizas y frutas que cultivamos y comemos a los que nos referimos como Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (RFAA), son los cimientos para la producción de alimentos, y la base biológica para la seguridad alimentaria, los medios de vida y el desarrollo económico de todos los países. Los RFAA son fundamentales para ayudar a los agricultores a adaptarse a los desafíos actuales y futuros, incluso a los efectos del cambio climático. Por todo esto, es esencial que conservemos esta diversidad y que aumentemos su utilización de manera sostenible y eficiente.Con este libro, deseamos compartir que, lejos de ser inaccesible, el conocimiento científico es simplemente una variante de la experiencia y el juicio normal y común, accesible para cualquier persona.

Publicaciones
cbs
División de Ciencias Biológicas y de la Salud

ISBN 978-607-28-2727-1

Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Iztapalapa
Av. Ferrocarril San Rafael Atlixco, Núm. 186,
Col. Leyes de Reforma 1a. Sección, Alcaldía Iztapalapa,
C.P. 09310, Ciudad de México.