

Práctica Pecuaria

Pablo Gustavo
Damián Matsumura

Carlos Manuel
Romero Ramírez

Ernesto
Rodríguez Tobón



Práctica Pecuaria

Pablo Gustavo **Damián Matsumura**

Carlos Manuel **Romero Ramírez**

Ernesto **Rodríguez Tobón**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA UNIDAD IZTAPALAPA

RECTOR GENERAL

Dr. José Antonio de los Reyes Heredia

SECRETARIA GENERAL

Dra. Norma Rondero López

UNIDAD IZTAPALAPA

RECTORA

Dra. Verónica Medina Bañuelos

SECRETARIO

Dr. Javier Rodríguez Laguna

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE C. B. S.

Dr. José Luis Gómez Olivares

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE BIOTECNOLOGÍA

Dr. Francisco Cruz Sosa

COORDINADOR DE EXTENSIÓN UNIVERSITARIA

Dr. Rodolfo Palma Rojo

JEFE DE LA SECCIÓN DE PRODUCCIÓN EDITORIAL

Adrian Felipe Valencia Llamas

Primera edición 2023

ISBN: 978-607-28-3077-6

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. Tel.: 5804 4600

Impreso y hecho en México/*Printed in Mexico*

Índice

Introducción	5
Práctica 1. Uso de Microscopios: Óptico y Estereoscópico	7
Práctica 2. Morfofisiología de los Peces Óseos	15
Práctica 3. Morfofisiología de Anfibios y Reptiles	21
Práctica 4. Morfofisiología de las Aves	29
Práctica 5. Morfofisiología de Mamíferos	37
Práctica 6. Aparato Digestivo de Vertebrados	45
Práctica 7. Aparato Reproductor de Vertebrados	51
Práctica 8. Procesos Reproductivos	59
Práctica 9. Desarrollo Embrionario del Pollo (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	71

Introducción

El Plan de Estudios (PE) de la Licenciatura en Producción Animal (LPA) está diseñado de tal manera que las Unidades de Enseñanza Aprendizaje (UEA) disciplinarias se ofrecen de forma únicamente teórica y en cada nivel se ofrece una UEA práctica que pretende revisar y unificar brindando experiencias y, en la medida de lo posible, habilidades relacionadas con las UEA teóricas de ese nivel. Así, el PE de la LPA contempla nueve prácticas trimestrales divididas en tres niveles: Práctica Pecuaria I, II y III, en donde el alumno se introduce al conocimiento del animal; Práctica Agropecuaria I, II y III, donde se revisa la relación del animal con su entorno agrícola; y finalmente Práctica Agrosocial I, II y III, en donde se integran las interrelaciones humanas con la actividad agropecuaria.

A la fecha (2023) no se han propuesto manuales de prácticas para estas asignaturas prácticas y el **Manual de Laboratorio de la UEA Práctica Pecuaria I** es el primero para esta UEA. Es una buena coincidencia que pertenezca a la primera de la serie de prácticas que se ofrecen en la LPA y, de esta forma, deberán surgir los manuales de las prácticas consecuentes. También es importante resaltar la participación de profesores de distintas disciplinas en la ordenación y redacción del presente Manual, mostrando la conveniente participación de diferentes conocimientos profesionales en la orientación de la LPA, lo que resulta en el enriquecimiento de conocimientos, habilidades y aptitudes hacia la formación integral y multidisciplinaria del alumnado.

Este Manual abarca completamente el contenido del programa de estudios de la **UEA Práctica Pecuaria I (2321053)**, por lo que incluye algunos aspectos indispensables para abordar las prácticas o situar al alumno en un marco referencial más biológico y no solo como productor de especies domésticas, descontextualizadas de una historia evolutiva y de domesticación. Por este motivo, la primera práctica se refiere al uso adecuado de los microscopios ópticos y estereoscópicos, los cuales serán las principales herramientas en las prácticas subsecuentes. El resto de las prácticas propuestas se complementa con el contenido del programa de estudios de la UEA Morfofisiología del Animal Productivo (2321056) y es principalmente una introducción práctica a la anatomía de los diferentes ordenes de vertebrados. En cada una de las prácticas se revisan las principales características distintivas de cada orden y sus principales familias, en particular las que albergan a las especies de uso doméstico, lo cual se revisa en la UEA Origen y Domesticación de las Especies para la Producción Animal (2321050), que se encuentra situada en el primer trimestre del PE de la LPA.

El presente **“Manual de Laboratorio de la UEA Práctica Pecuaria I”** comprende 9 sesiones de laboratorio donde el alumnado adquiere habilidades y destrezas que les servirán para su desarrollo profesional. La primera práctica, “Uso de microscopios óptico u estereoscópico” se incluyó para homogeneizar los conocimientos sobre el correcto uso de estos instrumentos y debido a que en las demás prácticas se utilizan. En las siguientes 4 prácticas se revisa la morfofisiología de los principales grupos de vertebrados de interés pecuario, incluyendo los peces óseos, anfibios y reptiles, aves y mamíferos. En las prácticas 6 y 7 se analiza la morfofisiología de los aparatos digestivo y reproductor de manera comparada entre los distintos vertebrados, con especial énfasis en animales de interés productivo. En la práctica 8 se revisan los procesos reproductivos como parte complementaria de la morfofisiología del aparato reproductor, especialmente gametos masculinos y femeninos de mamíferos. Finalmente, en la última práctica propuesta se recapitula el proceso filogenético de los vertebrados en la ontogenia del desarrollo embrionario del pollo.

Cada práctica contiene los siguientes elementos: **“Objetivo”** donde se enuncia lo que se espera que el alumnado adquiera después de realizar cada una. Se enlistan los **“Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar”** con la finalidad de facilitar su solitud al inicio de la práctica, tanto para el personal que lo prepara, como para el alumnado. Se presenta una **“Introducción”** con la información mínima necesaria para entender los conceptos teóricos de cada práctica. Se resaltan algunas ideas que son preguntadas en el examen que se aplica antes de iniciar cada sesión. En la sección **“Procedimiento Práctico”** se enlistan las indicaciones que se deben seguir para la realización de la parte experimental. La penúltima sección **“Instrucciones para el registro de resultados”** se divide en 2 partes, la **“Descripción de lo observado”** que permite al alumnado realizar descripciones gráficas de aspectos que se consideran importantes para alcanzar el objetivo de la práctica y corresponde a la mitad del puntaje del reporte; la otra mitad de la calificación corresponde al **“Cuestionario”**, que consta de 5 preguntas y que deben de investigar para resolverlas. Finalmente, en cada práctica se enlista la **“Bibliografía”** de cada práctica que es utilizada, así como ligas (URL) de material complementario que incluye el acceso al material audiovisual como videos, imágenes y páginas web de interés, pero que no se incluyen en la Introducción.

Práctica 1

Uso de Microscopios: Óptico y Estereoscópico

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado será capaz de seleccionar adecuadamente el tipo de microscopio (estereoscópico u óptico) para cada tipo de muestra y manejarlos con destreza para observar estructuras anatómicas de diferentes especies animales.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Material de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección, 2 pinzas de disección y 1 pinza hemostática recta.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- 2 portaobjetos y 2 cubreobjetos
- Bolsa para desechos (responsabilidad de los miembros del equipo).
- Muestras diversas proporcionadas por el alumnado y el profesorado, de preferencia de origen animal. Sugerencias: escamas, plumas, piel, uñas, pelo, cabello, sangre, cerilla, etc.
- Guantes de látex (OPCIONAL)

NOTA: Para todas las prácticas, los desechos biológicos (cadáveres, órganos o sus fluidos) se deberán manejar como residuos biológico-infecciosos y deben ser eliminados de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002: <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/087ecolssa.html>

Introducción

En el curso de Práctica Pecuaria I se analizarán las estructuras morfológicas de diferentes especies de interés pecuario con la finalidad de asociarlas con su función y con características particulares de la producción animal. Debido a que es necesario observar las estructuras tanto macroscópicas, a simple vista, como microscópicas, mediante el uso de los microscopios estereoscópico y óptico, lo ideal es que el alumnado conozca bien el uso de ambos equipos para tener una mejor comprensión de las estructuras observadas. Por esta razón es conveniente que el alumnado tenga la capacidad de seleccionar adecuadamente el instrumento requerido de acuerdo con el tipo de muestra.

Los microscopios son instrumentos de precisión que permiten observar objetos y estructuras que a simple vista no es posible (Rogers *et al.* 2000). La palabra **microscopio** tiene su origen en el latín que se divide en micro (*mikros* = pequeño) y -scopio (*skopein* = observar), es decir instrumento para observar lo pequeño (Anders 2022a).

En la presente práctica se utilizarán 2 tipos de microscopios: el **estereoscópico** (*stereos* = dos; *skopein* = observar) que literalmente significa observar con ambos ojos (Anders 2022b) y el óptico. Con el primero se pueden observar muestras grandes, se generan imágenes en 3 dimensiones y se amplifican las imágenes hasta 80 veces (80X; se dice “ochenta por”). Con el microscopio óptico las muestras deben ser muy pequeñas para permitir que pase la luz a través de ellas, las cuales se observan en 2 dimensiones y se pueden amplificar hasta 1,000 veces (1000X; se dice “mil por”).

Los microscopios estereoscópicos permiten captar las imágenes de la muestra a través de dos lentes distintas, una para cada ojo, por lo que la combinación de imágenes produce un efecto en tercera dimensión (3D).

A continuación se describen las partes de las cuales consta el microscopio estereoscópico que se usará en las prácticas:



Figura 1. Microscopio estereoscópico (binocular) de la marca Novel, modelo NSZ-405. Vista frontal (izquierda), vista posterior (centro) y lateral (derecha). En las imágenes posterior y lateral se puede observar una estructura negra al final de la columna o brazo, que es utilizada para tomar el microscopio. Laboratorios Divisionales de Docencia, Ciencias Biológicas y de la Salud (CBS). Edificio AS, Unidad Iztapalapa, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Ciudad de México.

En la parte superior del microscopio están los oculares (negro, “donde se ponen los ojos”; rojo y azul). Los botones laterales grandes (negros) que están en la columna permiten el enfoque grueso, mientras que los botones pequeños (azules) permite el enfoque fino de la muestra. El lente objetivo se encuentra en el tubo central, justo arriba de donde se coloca la muestra, en la base (círculos concéntricos). Es importante señalar que las muestras se deben colocar sobre una caja de Petri o un portaobjetos, no deben colocarse directamente sobre la lámpara. Para iluminar las muestras, cuentan con 2 lámparas led de 2 watts, una en la parte inferior (círculo brillante) y otra en la parte superior. Cada lámpara es controlada por los botones que se encuentran en la base.



Figura 2. Iluminaciones de los microscopios estereoscópicos Novel, Modelo NSZ-405. Iluminación (lámpara) inferior encendida (ON; izquierda) y lámpara superior encendida (ON; derecha), las cuales se controlan de manera independiente con los botones que se encuentran en la parte inferior trasera de la base. Laboratorios Divisionales de Docencia, Ciencias Biológicas y de la Salud (CBS). Edificio AS, Unidad Iztapalapa, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Ciudad de México.

Los microscopios estereoscópicos no cuentan con otras partes como condensador o diafragma, por lo que su uso es muy sencillo y también se les denomina **microscopios de disección**. Se emplean para amplificar todo tipo de objetos en su estado natural ("**muestra en fresco**"), sin necesidad de fijarlos o teñirlos. Una limitante es que son de baja "resolución", es decir su poder de amplificación es bajo.

Para determinar el **poder de amplificación** se debe multiplicar el aumento que tiene el lente de los oculares (se señala en el borde), que puede ir de 5X a 20X, por el aumento que tiene el lente del objetivo (2X o 4X). Por lo tanto, si el aumento del ocular es de 10X y el del objetivo es de 4X, la amplificación final es de 40X.

También es importante entender el término "**resolución**", el cual se define como "medida de la capacidad del microscopio para separar los diferentes puntos de una imagen" (Riley 2008). La vista en el humano es de 0.2 mm (2 décimas de milímetro o 200 μm micrómetros; μ =letra griega "mu"), lo que significa que si dos puntos están más cercanos, los veremos como uno solo (Locquin y Langeron 2014).



Figura 3. Microscopio óptico (binocular) de la marca Carl Zeiss, modelo NSZ-405. Vista frontal (izquierda), vista posterior (centro) y lateral (derecha). Los oculares se sitúan en la parte posterior y la muestra se pone sobre la platina, que se encuentra en la parte frontal. Laboratorios Divisionales de Docencia, Ciencias Biológicas y de la Salud (CBS). Edificio AS, Unidad Iztapalapa, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Ciudad de México.

A diferencia de los microscopios estereoscópicos que presentan sólo un poder de amplificación por equipo, los microscopios ópticos (también llamados de campo claro) tienen la capacidad de modificar su resolución debido a que tienen varios objetivos intercambiables, colocados en el "revolver", con diferentes poderes de amplificación, usualmente 5X, 10X, 40X, 100X. Si la amplificación de los oculares es de 10X, la amplificación es de 50X, 100X, 400X y 1000X respectivamente. Al objetivo de 1000X se le denomina de inmersión debido a que se requiere de aceite de inmersión para eliminar el aire entre el lente objetivo y la muestra, permitiendo mayor resolución. En caso de que no se utilice el aceite, la muestra se observa "borrosa". Los demás objetivos se denominan "secos".

Siempre se inicia enfocando con el objetivo de menor aumento (5X) y se centra la muestra en el lugar de interés. Se van cambiando los objetivos hasta que se logra la mejor observación posible, de acuerdo con lo que se quiere ver.

Es importante señalar que la imagen que se observa a través de los oculares es una imagen virtual, debido a que se encuentra invertida, por lo que el movimiento de la muestra debe ser en dirección contraria a donde se quiere observar, es decir derecha ↔ izquierda; arriba ↔ abajo (Maier *et al.* 2018).

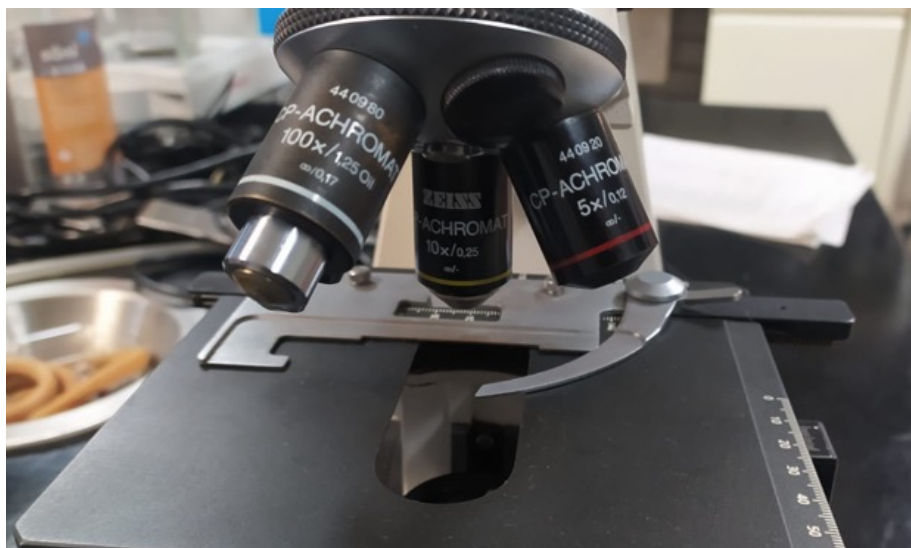


Figura 4. Lentes objetivos del microscopio óptico, modelo NSZ-405 de la marca Carl Zeiss. Los lentes se encuentran en el “revolver”, arriba de la platina. Al frente se observa el objetivo de 100X (aro gris; OIL), el de 5X (aro rojo) y atrás el de 10X (aro amarillo). No se puede observar el objetivo de 40X (aro azul). Los lentes objetivos se mueven en forma rotatoria. En la parte posterior de la platina se observan las pinzas que permiten sujetar la muestra. Laboratorios Divisionales de Docencia, Ciencias Biológicas y de la Salud (CBS). Edificio AS, Unidad Iztapalapa, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Ciudad de México.

Uno de los dispositivos característicos de los microscopios ópticos es el condensador, el cual está compuesto de lentes que permiten regular la intensidad de la luz con la finalidad de mejorar el contraste de la imagen.

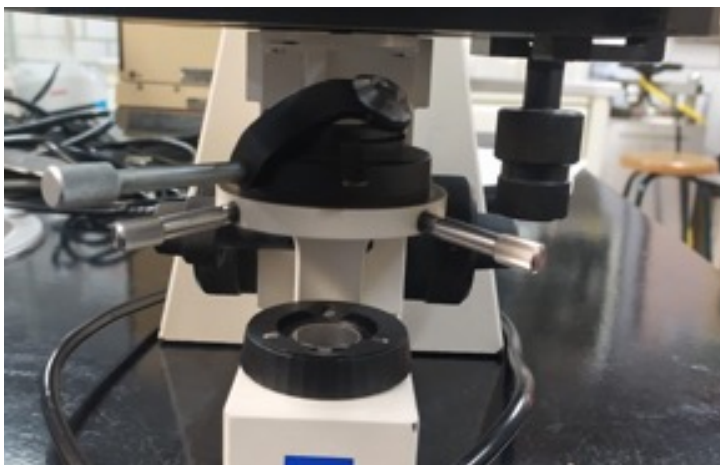


Figura 5. Condensador del microscopio óptico, modelo NSZ-405 de la marca Carl Zeiss. El condensador se encuentra en la parte media, debajo de la platina (donde se coloca la muestra) y arriba de la lámpara. Los tornillos laterales permiten el centrado para alinear la iluminación. Laboratorios Divisionales de Docencia, Ciencias Biológicas y de la Salud (CBS). Edificio AS, Unidad Iztapalapa, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), Ciudad de México.

En el microscopio óptico se deben alinear las lentes, por lo que es recomendable realizar la **iluminación de Köhler** (se pronuncia "Keler") en la cual se proporciona una iluminación uniforme a la muestra, además de que aumenta la resolución y el contraste de la muestra (Bellinger 2016). En las siguientes ligas podrás ver un vídeo de cómo se realiza (<https://tv.ujaen.es/video/5cbe1c2b8f42088c1d8b4587>) y los 6 pasos que se deben seguir (<https://www.olympus-lifescience.com/es/discovery/how-to-align-khler-illumination-in-6-simple-steps/>) (Alvarenga 2022).

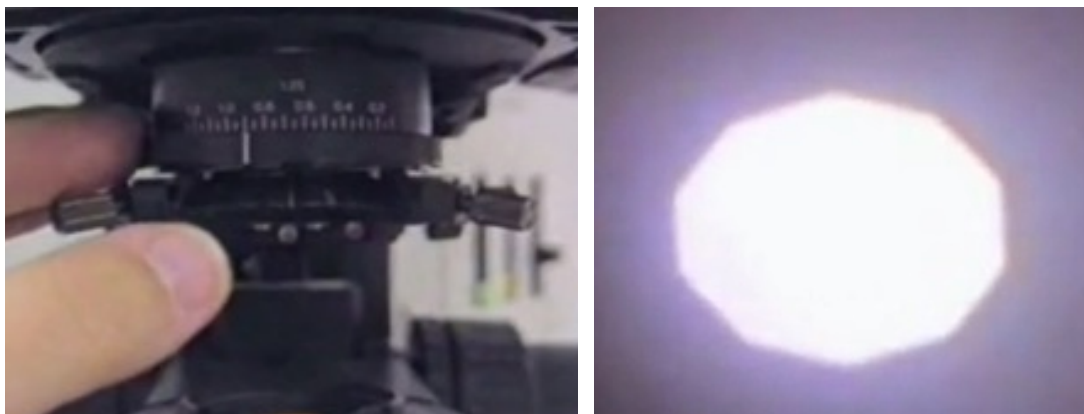


Figura 6. Iluminación de Köhler, se realiza moviendo el condensador del microscopio óptico, modelo NSZ-405 de la marca Carl Zeiss. Se debe cerrar el diafragma de la fuente de luz (base del microscopio) y mover los tornillos del condensador para centrar la figura geométrica, que pueden ser hexágonos, octágonos o decágonos (<https://tv.ujaen.es/video/5cbe1c2b8f42088c1d8b4587>).

En la siguiente página encuentras un simulador para que practiques cómo realizar la iluminación de Köhler. Puedes seleccionar el tipo de muestra, enfocar y cambiar la iluminación: <https://www.microscopyu.com/tutorials/kohler>.

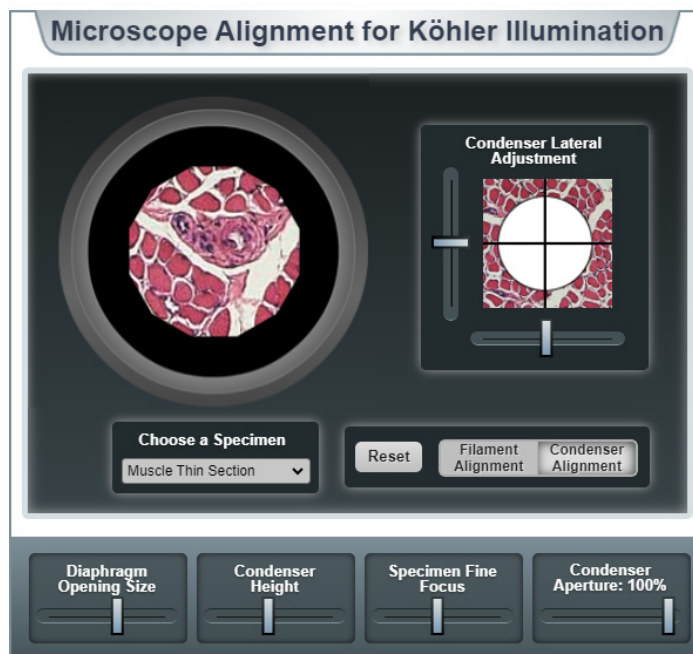


Figura 7. Simulador para realizar la iluminación de Köhler. (<https://www.microscopyu.com/tutorials/kohler>).

Indicaciones importantes sobre el uso de los microscopios:

1. Para transportar los microscopios se deben sostener de sus bases, poniendo la palma de la mano dominante abajo y con la otra se sujeta el brazo.
2. La limpieza de los lentes (objetivos y oculares) se debe hacer con papel seda (solicitarlo). No utilizar otro material porque se rayarán.
3. Antes de observar las muestras, suba el o los objetivos con el tornillo macrométrico (más grande o externo), ponga la muestra en la platina y después baje lentamente. En el caso del microscopio óptico, inicie con el objetivo de menor aumento.
4. Nunca ponga la muestra cuando el microscopio óptico esté con el objetivo de mayor aumento en posición de observación ni permita que el lente del objetivo esté en contacto con la muestra.
5. Se debe mantener seca y limpia la platina del microscopio, por lo que si se ensucia se debe limpiar con un pañuelo o toalla desechable.
6. Usa ambas manos para mover los tornillos y abra ambos ojos para observar mejor la muestra; no cierre uno porque pierde la visión global.
7. En el microscopio óptico, cuando cambie de lentes vaya en orden de menor a mayor. Gracias al sistema parafocal del microscopio óptico, una vez que se enfoca en 4X ya no se requiere ajustar el tornillo macrométrico en los siguientes objetivos y sólo se debe enfocar utilizando el tornillo micrométrico para ajustar la nitidez de la imagen.
8. Cuida que el cable no esté suelto y se pueda caer el microscopio al jalarlo accidentalmente.
9. Procura que las lámparas de los microscopios no se encuentren encendidas por mucho tiempo, si no se están usando.
10. En caso de que los microscopios no funcionen adecuadamente, notifique a los profesores de inmediato después de recibirlo.
11. Al entregar los microscopios asegúrese que los lentes (ocular y objetivos) estén limpios, no dejes las laminillas en las platinas y procura que el objetivo de menor aumento esté en posición de observar.

Procedimiento Práctico

1. Tan pronto se llegue al laboratorio hay que solicitar, por equipo de 2 a 3 integrantes, el material enlistado en la primera página de este documento. Al recibirlo se debe verificar que esté completo, no esté roto y que los microscopios enciendan las lámparas.
2. Antes de comenzar la práctica se aplicará un examen.
3. Mientras uno de los miembros del equipo revisa las partes del microscopio estereoscópico y analiza las muestras, los otros realizan la iluminación de Köhler en el microscopio óptico. Este procedimiento se realizará en cada práctica, por lo que se recomienda que todos los integrantes del equipo lo sepan realizar.
4. Los miembros del equipo intercambian los microscopios utilizados.
5. En caso necesario, corta las muestras sobre la charola de disección utilizando el bisturí o la aguja de disección y las pinzas, para sujetar la muestra.
6. Si se utilizan portaobjetos para ver las muestras, lo mejor es poner encima el cubreobjeto, procurando que quede plano o, de lo contrario, se romperá si se presiona.
7. En el microscopio óptico, cambia de objetivos del más bajo al más alto. Recuerda que en el objetivo de inmersión se requiere usar aceite.
8. Utilizando un teléfono celular toma fotografías de las muestras observadas en ambos microscopios. No olvides anotar el tipo de muestra y la amplificación.
9. Busca en el internet las características de las muestras observadas y compáralas con las imágenes vistas en los microscopios.

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado

1. Incluye al menos 3 muestras diferentes, 2 proporcionadas por el alumnado y 1 por los profesores, con 2 aumentos diferentes cada una.
2. En el pie de figura de cada una describe lo observado en las muestras del punto anterior, señalando el microscopio utilizado la magnificación (aumento del objetivo por aumento del ocular) de cada una de las microfotografías.
3. Explica de qué podrían servir las características microscópicas de las muestras para la investigación en animales o para la producción pecuaria.
4. Reflexiona si consideras posible que los teléfonos celulares puedan sustituir a los microscopios y qué características deben tener para poder hacerlo.
5. Incluye la bibliografía consultada.

Cuestionario

1. Menciona y describe brevemente dos técnicas útiles en la producción animal en donde se utilizan microscopios ópticos.
2. Realiza un cuadro comparativo, donde se mencionen 3 semejanzas y 3 diferencias entre células animales y vegetales que se puedan observar con ayuda de los microscopios.
3. Explica las características que deben tener las muestras para ser observadas en cada uno de los microscopios utilizados (óptico y estereoscópico).
4. ¿Cuáles son las células animales más grandes y las más pequeñas? Menciona los tamaños de cada una de ellas y en qué unidades se expresan.
5. ¿Para qué sirve la iluminación de Köhler en el microscopio óptico y qué sucedería si no se realiza?

Bibliografía de la Práctica 1

- Alvarenga L (2022) ¿Cómo alinear la iluminación Köhler en seis sencillos pasos? <https://www.olympus-lifescience.com/es/discovery/how-to-align-khler-illumination-in-6-simple-steps/>.
- Anders V (2022a) MICROSCOPIO. Etimologías de Chile - Diccionario que explica el origen de las palabras. <http://etimologias.dechile.net/?microscopio>.
- Anders V (2022b) ESTEREOSCOPIO, radicación. Etimologías de Chile - Diccionario que explica el origen de las palabras. <http://etimologias.dechile.net/?estereoscopio>.
- Bellinger R (2016) Aprovechar al máximo la iluminación Köhler. <https://www.olympus-ims.com/es/insight/making-the-most-of-kohler-illumination/>.
- Locquin M, Langeron M (2014) Handbook of Microscopy. Elsevier Science: Kent.
- Maier A, Steidl S, Christlein V, Hornegger J, Eds. (2018) Medical imaging systems: an introductory guide. Springer Open: Cham).

Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002: Protección ambiental - Salud ambiental - Residuos peligrosos biológico-infecciosos - Clasificación y especificaciones de manejo. <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/087ecolssa.html>

Riley (2008) Microscopía Básica: una destreza importante para fitopatólogos. Plant Health Instructor. doi:10.1094/PHI-I-2008-0715-01.

Rogers K, Lane K, Bines G, Bull P (2000) 'El gran libro del microscopio. Usborne EDC: London, Tulsa, Okla.

Libros, revistas, vídeos y páginas web

Aprovechar al máximo la iluminación de Köhler. <https://www.olympus-ims.com/es/insight/making-the-most-of-kohler-illumination/>

El Espermatozoide. Universidad Autónoma Benito Juárez de Oaxaca (UABJO). <http://www.uabjo.mx/media/1/2019/10/RarioVol-1No3.pdf>

El Gran libro del Microscopio (PDF) https://kupdf.net/queue/ciencia-el-gran-libro-del-microscopio_5c19e585e2b6f5bc2679f08d_pdf?queue_id=-1&x=1665698169&z=MTQ4LjIwNi41MC4xNjk=

Manejo del microscopio. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo (UAEH), México. <https://www.uaeh.edu.mx/scige/boletin/prepa4/n9/p1.html>

Manejo del microscopio - Procedimiento practico. Universidad de Nariño (UDENAR), Colombia (Vídeo). <https://www.youtube.com/watch?v=Fz8HiC2kyg4>

Manejo y Uso del Microscopio. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), México (Vídeo). <https://www.youtube.com/watch?v=grfZZoRA24c>

Microscopía Básica, Una Destreza Importante para Fitopatólogos (Español) <https://www.apsnet.org/edcenter/disimpactmngmnt/labexercises/Microscopio/Pages/default.aspx>

Práctica 2

Morfofisiología de los Peces Óseos

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado será capaz de relacionar las estructuras anatómicas con su fisiología, en diferentes especies de peces de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Cada equipo llevará al laboratorio un pez óseo, de preferencia con vísceras.
- Estuche de disección. Al menos las siguientes piezas: tijeras, bisturí con hoja, aguja de disección, 2 pinzas de disección.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- 2 Portaobjetos y 2 cubreobjetos
- Bolsa para desechos (responsabilidad de los miembros del equipo).
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

Recientemente, la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) reportó que la extensión de las costas de México aumentó en 680 kilómetros. Se consideraba que medían 14,339 Km, pero la nueva cartografía indica que suman 15,019 kilómetros (<http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/>); (Cruz-Bustamante 2019), de los cuales más de 11 mil son utilizados para la pesca. Ésta es una de las principales actividades económicas de relevancia nacional que se realizan en los litorales mexicanos, ya que cada año se capturan más de 2 millones de toneladas de peces, ubicándonos en la posición 17 en producción pesquera en el mundo. Nuestro País cuenta con el 12% de la biodiversidad mundial, ya que en los mares mexicanos habitan más de 2,000 especies endémicas. (Torres-Orozco Bermeo and Kobelkowsky D. 1991; Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca 2019).

Los peces cartilaginosos o **Elasmobranquios** (*élasma* = láminas; *branki* = branquias) presentan hendiduras branquiales laminares al descubierto y a este grupo pertenecen el tiburón y el cazón. El esqueleto de los peces cartilaginosos es de cartílago, en lugar de hueso, mientras que la superficie de la piel está tapizada por denticulos dérmicos, en lugar de escamas, lo que proporciona la gran aspereza al tacto ('Elasmobranchii' 2022).

Los principales peces óseos u **Osteíctios** (*ósteon* = hueso; *ichthus* = peces) capturados en México son: la sardina, la mojarra y el atún, debido a que son los más conocidos y los que más se consumen. También son muy populares el huachinango, el mero y la carpa (Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca 2019; 'Osteichthyes' 2022). Los osteíctios son vertebrados con esqueleto interno óseo, las branquias están dentro de una cámara branquial (cubiertas por un opérculo) con una sola abertura a cada lado. La vejiga natatoria les sirve para flotar y desplazarse verticalmente, aunque en algunos peces óseos esta estructura se ha transformado en un pulmón, estos grupos son mutuamente excluyentes (Ecología Azul 2013).

Debido a la abundancia del producto, los peces son comercializados frescos y sin vísceras, sin presentar algún procesamiento ni generar valores agregados. Por tal motivo, es de gran importancia la presentación del producto de buena calidad e inocuo para el consumo humano en el mercado, especialmente porque éste es uno de los productos más perecederos que se conoce (Shawyer y Medina-Pizzali 2005). Por esta razón es importante conocer la morfofisiología de los peces de importancia económica en nuestra región, con la finalidad de orientar a la gente sobre el consumo de pescado.



Figura 1. Peces conservados sobre hielo. La importancia de la pesca en México y en la alimentación.
(Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural 2020)

Los peces óseos son vertebrados de vida acuática, es decir que presenta un eje esquelético dorsal llamado **columna vertebral**, formada por huesos cortos articulados (vértebras) que le permiten moverse de manera ondulante. El movimiento es debido a una fuerte musculatura que les facilita moverse por el agua, que es más densa que el aire. Tienen formas aerodinámicas y sus tamaños varían enormemente incluso dentro de un mismo orden (Recio 2016). Los peces tienen el **cuerpo dividido en 3 partes: cabeza, tronco y aleta caudal (cola)**, donde la mayoría presenta compresión lateral (aplanado) para ofrecer menos resistencia al desplazarse por el agua (Ecología Azul 2013). Por esta forma, los **ojos** suelen estar ubicados en posición lateral o dorsal, proporcionándoles una visión monocular. En la cabeza pueden tener otras estructuras como **bigotes o barbas**, los cuales son órganos sensoriales que le permiten encontrar alimentos, funcionando como estructuras tanto gustativas como táctiles. El gusto también está presente en botones insertados en la boca, incluso en el esófago o la laringe, mientras que el olfato está localizado en fosas homónimas (Recio 2016).

Los peces óseos presentan **escamas** que se encuentran “imbricadas”, semejando las tejas de los techos. En la parte anterolateral de la cabeza se pueden distinguir los **opérculos**, los cuales son las “tapaderas” de las cámaras donde se encuentran las **branquias**. El agua entra por la boca y sale por las hendiduras operculares, al paso por las branquias el oxígeno disuelto en el agua difunde hacia los capilares branquiales, a pesar de que en el agua es mucho menor la concentración de oxígeno que en el aire, el enorme flujo de agua circulante y la cercanía de los capilares permite una oxigenación adecuada en los peces. (‘Osteichthyes’ 2022).

A cada lado del cuerpo de los peces están las **líneas laterales**, las cuales son órganos sensoriales que les permiten detectar el movimiento a través de las vibraciones del agua circundante. Por lo general, los osteíctios presentan 2 aletas pectorales y 2 aletas abdominales, una dorsal, una anal y la caudal que es la que utilizan para impulsarse por el agua. El **corazón** es ventral y está detrás de las branquias. A diferencia de otros grupos de vertebrados más evolucionados, donde el corazón presenta 3 o 4 cavidades, el de los peces es lineal y con **2 cavidades verdaderas** (aurícula y ventrículo), precedida de un seno venoso que es donde ingresa la sangre que ha circulado por el cuerpo. Una serie de válvulas unidireccionales entre las cámaras impide el flujo sanguíneo en sentido inverso y permite que vaya hacia las branquias para oxigenarse y distribuirse posteriormente por todo el cuerpo (Planelló-Carro 2021).

Los peces presentan una **vejiga natatoria**, debajo de la columna vertebral, que interviene en la flotabilidad. Debido a que los peces óseos tienen un peso específico (densidad, tomando en cuenta la gravedad de la tierra) ligeramente menor del agua, la vejiga natatoria es capaz de controlar la flotabilidad neutral del pez en el agua, mediante el llenado o vaciado de aire, como un “globo flotador”, de manera análoga como lo hacen el submarino o el globo aerostático, de acuerdo con el Principio de Arquímedes (Carrasquer Zamora *et al.* 2013). Existen diferencias del tamaño de las vejigas natatorias entre peces de agua dulce y salada, siendo ligeramente más grande en la de los primeros debido a que el agua de mar tiene mayor densidad que la dulce (‘Vejiga natatoria’ 2022) justo bajo la columna vertebral. Los peces óseos tienen un peso específico ligeramente por encima del agua. La

vejiga natatoria controla la flotabilidad neutral del pez en el agua, sin la necesidad de un esfuerzo muscular.[cita requerida]La mayoría de los peces óseos poseen una vejiga natatoria, sin embargo existen excepciones como algunos peces bentónicos que no se beneficiaran de una flotabilidad neutral. Muchos peces predadores tampoco la tienen y les da la ventaja de poderse mover rápidamente en diferentes profundidades, mientras peces con la vejiga natatoria son limitados a cierta profundidad en el agua. Ejemplo típico de estos predadores son los elasmobranchii (tiburones y rayas).

Las **gónadas** son dos órganos alargados dispuestos dorsalmente con respecto al tubo digestivo. La mayoría de los peces ponen huevos (ovíparos), los cuales son fertilizados en el agua. En los machos, los espermatozoides (gametos masculinos) son producidos en los testículos y transportados a la vejiga urinaria y salen a través del poro genital. En las hembras, los ovocitos (gametos femeninos) son producidos en los ovarios, pasan por los oviductos y salen por el poro genital (Fonseca Guerrero 2016).

Procedimiento Práctico

1. Antes de la disección, tómale fotografías a los peces que hayan traído los demás equipos y recopila la siguiente información:
 - A) Precio, por kilo, del pescado que llevaron a la práctica.
 - B) Peso aproximado de cada ejemplar.
 - C) Nombre científico del pez llevado a la práctica.
 - D) Características que se tomaron en cuenta para determinar la compra.
2. Coloca el pez en la charola de disección. Obsérvalo y trata de reconocer las partes más importantes de su morfología externa (tamaño, forma, color, piel, etc.) y las principales estructuras que son más evidentes (línea lateral, aleta caudal, aletas dorsal, pectoral y pélvica, opérculo, etc.). Tómale fotografías (con el celular) para el reporte. Comparar la anatomía de su ejemplar con imágenes del internet (sugerencias de URL al final del documento)
3. Toma una escama, colócala sobre el microscopio óptico y obsérvala para correlacionar la morfología con su función.



Figura 2. Escamas de la trucha arcoíris. Se señala la línea lateral y una ampliación de una escama (Bioinnova)
<https://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-oncorhynchus-mykiss/>

4. Corta el opérculo y observa en el interior las branquias. Extrae los arcos branquiales para realizar una observación en el microscopio estereoscópico y la sangre en el óptico.



Arcos branquiales

Figura 3. Disección de las branquias y los arcos branquiales de un pez óseo. IES Abastos, Valencia.

https://www.mclibre.org/otros/daniel_tomas/laboratorio/Pez/pez.html

- Coloca el ejemplar de lado y realiza un corte en uno de los costados, cortando la aleta pectoral, desde el arranque de dicha aleta y siguiendo la línea inferior, corta hasta la altura del ano (situado delante de la aleta anal). Realiza ahora un corte vertical hasta llegar arriba de la línea lateral. Corta después paralelamente al primer corte hasta llegar a la altura de la base de la aleta pectoral. Termina realizando un corte vertical. Retira el trozo de musculatura y quedarán a la vista las vísceras del pez. Ubica la vejiga natatoria y asíciala con su función. Ubica los demás órganos, incluyendo el corazón, hígado estómago e intestinos.

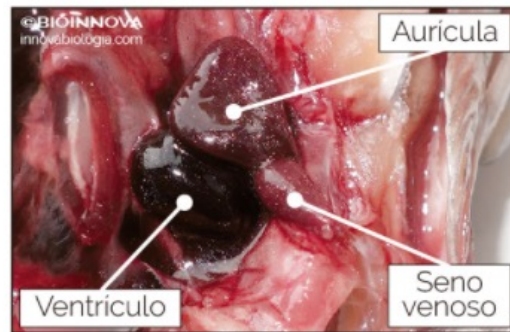


Figura 4. Corazón de trucha arcoíris. Se señalan las 2 cavidades (aurícula y ventrículo) así como el seno venoso.

<https://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-oncorhynchus-mykiss/>

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado

- Con base en la información recopilada a la hora de la práctica, responde las siguientes preguntas: A) ¿Cuál es el precio, por kilo, de los pescados que se llevaron a la práctica? B) ¿Cuáles de ellos se cultivan? C) ¿Cuál es el peso aproximado de cada uno de los ejemplares? D) ¿Cuáles son los nombres científicos de cada uno de ellos? E) ¿Cuáles son las características que se tomaron en cuenta para determinar cuál pescado comprar?
- Describe la morfología externa del pescado y señala que ventajas o desventajas tiene su forma en la preservación del ejemplar, sin que se descomponga, ya sea en refrigeración o congelación. Puedes incluir todas las fotos que consideres conveniente para ilustrar la respuesta.
- Describe uno de los órganos internos que más haya llamado la atención. Asocia la morfología con su función. Puedes incluir todas las fotos que consideres conveniente para ilustrar la respuesta.
- Reflexiona de qué manera se puede incrementar el consumo de pescado en México y, en particular, en tu comunidad.
- Incluye la bibliografía consultada.

Cuestionario

1. Menciona y explica al menos 3 factores que influyen sobre la tasa de deterioro de los peces frescos.
2. ¿De qué manera afectan las características de los pescados (forma, tamaño, tipo de piel y contenido de grasa) sobre la tasa de deterioro?
3. De acuerdo con tu experiencia, cuáles son las 3 especies de peces más vendidas, las 3 de menor costo y las 3 de mayor costo?
4. ¿Cuál es la forma general de los peces óseos y qué ventajas le confiere a cada especie su forma?
5. Describe cuál es el mecanismo por el cual los peces óseos toman el oxígeno.

Bibliografía de la Práctica 2

- Carrasquer Zamora J, Ponz Miranda A, Álvarez Sevilla MV, Lázaro Peinado C, Bujeda Gómez J (2013) La transposición didáctica del funcionamiento hidrostático de un órgano complejo: la vejiga natatoria de los peces. *Didáctica de Las Ciencias Experimentales y Sociales*. doi:10.7203/dces.273005.
- Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca (CONAPESCA) (2019) La pesca mexicana, una actividad inmensa como el mar. gob.mx. <http://www.gob.mx/conapesca/articulos/la-pesca-mexicana-una-actividad-inmensa-como-el-mar-227722?idiom=es>.
- Cruz-Bustamante A (2019) Nuevo cálculo revela que México tiene más costas de lo que se creía. <https://www.cronica.com.mx/>. https://www.cronica.com.mx/notas-nuevo_calculo_revela_que_mexico_tiene_mas_costas_de_lo_que_se_creia-1138495-2019.
- Ecología Azul E (2013) Peces óseos (Osteictios). *Ecología Azul*. <https://ecologiaazul.com/peces-de-galicia/peces-oseos-osteictios/>.
- Elasmobranchii (2022) Wikipedia, la enciclopedia libre. <https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Elasmobranchii&oldid=140973398>.
- Fonseca Guerrero JM (2016) Sistema reproductivo de los peces, principales órganos. *Animales y biología*. <https://animalesbiologia.com/noticias/sistema-reproductivo-de-los-peces>.
- Osteichthyes (2022) Wikipedia, la enciclopedia libre. <https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Osteichthyes&oldid=146521048>.
- Planelló-Carro R (2021) Anatomía comparada del corazón de vertebrados-BIOINNOVA. <https://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-comparada-del-corazon-y-los-sistemas-circulatorios/>.
- Recio CG (2016) Anatomía general de un pez. *Animales y biología*. <https://animalesbiologia.com/noticias/anatomia-de-un-pez>.
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) (2020) La importancia de la pesca en México y en la alimentación. gob.mx. <http://www.gob.mx/agricultura/articulos/la-importancia-de-la-pesca-en-mexico-y-en-la-alimentacion>.
- Shawyer M, Medina-Pizzali AF (2005) El uso de hielo en pequeñas embarcaciones de pesca. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), Documento Técnico de Pesca 436. Roma Italia.
- Torres-Orozco Bermeo RE, Kobelkowsky D. A (1991) 'Los peces de México. AGT Editor: México, D.F.
- Vejiga natatoria (2022) Wikipedia, la enciclopedia libre. https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Vejiga_natatoria&oldid=143123253.

Libros, revistas, vídeos y páginas web

Bioinnova. Anatomía de un vertebrado: Trucha arcoíris <https://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-oncorhynchus-mykiss/>

Mancini MA. Introducción a la Biología de los peces. Facultad de Agronomía y Veterinaria de la Universidad Nacional de Río Cuarto (FAV-UNRC), Córdoba, Argentina. https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_peces/piscicultura/07-introduccion_biologia_peces.pdf

Norma NOM-087-ECOL-1995. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4884397&fecha=07/11/1995#gsc.tab=0

Pascual Trillo JA. Material para prácticas de zoología. <http://japt.es/animalia/claves/diseccion%20pez%20oseo.pdf>

Tomás Daniel. IES Abastos, Valencia. Disección de un Pez Óseo. https://www.mclibre.org/otros/daniel_tomas/laboratorio/Pez/pez.html

Práctica 3

Morfofisiología de Anfibios y Reptiles

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado será capaz de relacionar las estructuras anatómicas con su fisiología, en diferentes grupos de anfibios y reptiles de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Preparaciones de diferentes tejidos de ejemplares de anfibios.
- Modelo anatómico de la rana.
- En caso de conseguirse algún ejemplar, se hará la disección.
- Estuche de disección. Al menos las siguientes piezas: tijeras, bisturí con hoja, aguja de disección, 2 pinzas de disección.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- 2 Portaobjetos y 2 cubreobjetos
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico (responsabilidad de los miembros del equipo).
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

Los **anfibios** (ἀμφί [*anfi*] “de uno y otro lado” y βίος [*bios*] “vida”; que vive en dos elementos) son vertebrados de **vida acuática y terrestre**, presentan una primera etapa larvaria que se desarrolla en medio acuático y en su fase adulta se desenvuelven en el medio terrestre. Una característica que los distingue de otros vertebrados es que tienen la **piel desnuda**, es decir sin escamas, plumas o pelo, parte del intercambio gaseoso de los anfibios se realiza por la piel, por lo que debe estar húmeda para facilitar ese intercambio en el medio terrestre (Jimeno and Blasco 2013).

Su cuerpo, durante la etapa larvaria, está adaptado para desenvolverse en el agua, por lo que cuentan con branquias. El cambio a la etapa adulta se llama metamorfosis (μετα [*meta*] “cambio” y μορφή [*morfé*] “forma”, cambio de forma), donde las branquias involucionan y se desarrollan pulmones entre muchos otros cambios tanto morfológicos como fisiológicos y bioquímicos.

El **metabolismo del nitrógeno** es una de las adaptaciones importantes, aunque no evidentes, de la vida fuera del agua. En el estado larvario, los anfibios excretan el nitrógeno en forma de **amoniaco**, a través de las branquias, al igual que los peces óseos. Esto es debido a que debe ser expulsado inmediatamente y disuelto en agua, de lo contrario el animal moriría. En el estado adulto, algunos anfibios excretan **ácido úrico**, al igual que los reptiles (excepto las tortugas) y las aves, el cual se excreta en forma sólida, evitando la pérdida de agua. La mayoría de los anfibios de vida adulta excretan el nitrógeno en forma de **urea**, igual que los peces cartilaginosos, algunas tortugas y todos los mamíferos. Los organismos que excretan **amoniaco** se les denomina **amionotélicos** (ammonio “amonio” y τελικός [*telikós*] “final”). Los que excretan **ácido úrico** son **uricotélicos** y los que excretamos **urea** somos **ureotélicos** (Pérez 2018).

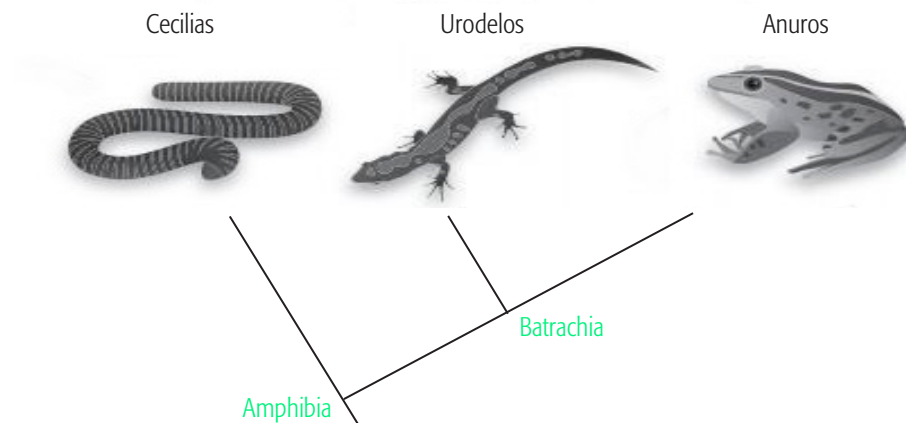


Figura 1. Tipos de anfibios. Anuros (Ranas) o sin cola en estado adulto. Urodelos (Caudata), con cola en estado adulto. Ápodos o Cecílias (Gymnophiona), anfibios sin patas. (González 2022)

En la mayoría de los anfibios se desarrollan las extremidades (excepto en lo ápodos) y también ocurren cambios en el metabolismo que les permite sobrevivir al ambiente terrestre. Los anfibios se dividen en tres órdenes: 1) **anuros** (α privativa “sin” y ούρά [ourá] “cola”) carecen de cola en estado adulto; 2) **urodelos** (ούρά [ourá] “cola” y δηλος [delos] “evidente o visible”) con cola, como las salamandras y los ajolotes; 3) **ápodos** (α privativa “sin” y [pous] “pies”) no desarrollan pies en alguna etapa de vida, también llamados cecílias o del orden Gymnophiona. Los **ápodos** perdieron las extremidades en el proceso evolutivo y presentan generalmente un cuerpo anillado.

Los **anuros incluyen ranas y sapos**, la principal diferencia entre ellos está en su piel, ambos tienen glándulas mucosas que les permiten mantener húmeda la piel lo que a su vez les permite respirar a través de ella, pero los sapos además tienen glándulas que excretan sustancias tóxicas que en algunos casos pueden ser altamente venenosas. El cuerpo de los sapos es más corto y redondeado, mientras que el de las ranas es alargado. Las ranas no se alejan de las fuentes de agua porque son más dependientes de la humedad, mientras que los sapos pueden vivir largos periodos de tiempo de forma terrestre, ya que su organismo tiene un mayor control para retener el agua en sus cuerpos (Acosta 2020).

Anuros: Ranas y sapos

- El sapo tiene las patas mas cortas que la rana
- El sapo tiene verrugas y la rana la piel lisa
- Las ranas son mas alargadas que los sapos
- Las ranas viven mas en el agua y los sapos más en la tierra



Figura 2. Diferencias entre sapos y ranas. Elaboración propia.

La transición al medio terrestre está acompañada del desarrollo de órganos más especializados en los anfibios, tales como riñones, vejiga, páncreas diferenciado del hígado, pulmones y un **corazón con 3 cavidades musculares, dos aurículas y un ventrículo**. En los reptiles se conserva el corazón tricavitario, excepto en los cocodrilos donde se presentan cuatro cavidades (Cortés Bravo 2018).

Anuros

(Ranas y sapos)
Ovípara, salvo excepciones
(Ej. género *Ascaphus*).
Fecundación externa.



Caudados

(Salamandras y tritones)
Ovíparas, ovovivíparas
o vivíparas. Fecundación interna
(en el 90% de los casos).



© reproduccionde.com

Gymnophyona

(Cecillias)
Ovíparas, ovovivíparas
o vivíparas. Fecundación interna.



Figura 3. Reproducción de los anfibios. Diferencias entre los 3 grupos de anfibios: **Anuros** (ranas y sapos), **Urodelos** (caudados) y **Ápodos** (Gymnophyona o cecilias) (Gómez 2021).

Los **reptiles** (del latín *reptilis* "arrastrarse") pertenecen un grupo de animales vertebrados amniotas provistos de escamas epidérmicas de queratina. Se trata de una clase propia de la taxonomía tradicional, pero de acuerdo con la sistemática cladística actual, es un grupo parafilético, es decir, que no incluye a todos los descendientes del ancestro común, ya que deja fuera a las aves y los mamíferos, por lo que no tiene valor filogenético desde el punto de vista de la biología evolutiva.

Lo que entendemos por reptiles incluye iguanas, serpientes tortugas y cocodrilos.

En el mundo existen 9,547 especies de reptiles, de las cuales, 864 se encuentran **en México, lo que coloca a nuestro país en el segundo lugar a nivel mundial en su diversidad**, sólo superado por Australia (PROFEPA 2020a). Mientras que en los anfibios México ocupa el quinto lugar (SEMARNAT 2017).



Lagartija espinosa *Sceloporus*



(*Phrynosoma cornutum*)



Rhinoclemmys



Cincuate (*Pituophis deppei*)

Figura 4. Diferentes reptiles del altiplano mexicano. Elaboración propia.

La Rana en la Producción Animal

Una de las ranas más grandes del género es la **Rana Toro Americana o Rana catesbeiana** (*Lithobates catesbeianus*), la cual mide en promedio de 9 a 15 cm de largo desde el hocico hasta la cloaca, pero pueden llegar a medir hasta 46 cm y pesar 0.7 Kg, siendo las hembras más grandes que los machos. En los machos adultos, la parte superior del abdomen se vuelve amarillenta temporalmente a medida que se acerca la madurez sexual. Tanto las extremidades anteriores como las posteriores poseen redes de natación interdigitales. El dimorfismo sexual está presente en esta especie, aunque solo es notorio cuando se alcanza la etapa previa a la del adulto ('Ficha informativa de la Rana Toro' 2022).

Los primeros intentos documentados de cultivar la rana toro se remontan a finales del siglo XIX en Estados Unidos. A fines de la década de 1930, las ranas toro se introdujeron en Brasil y se estableció la primera granja de ranas fuera de los Estados Unidos. En México, las **ranas toro se consideraron una especie alternativa potencial para la acuicultura** en la década de 1960. La primera granja se estableció con el objetivo de satisfacer la creciente demanda de ranas vivas en los Estados Unidos. La granja tenía instalaciones de cría, crianza y engorde de renacuajos y finalmente se convirtió en una extensa instalación de producción de renacuajos para repoblar cuerpos de agua naturales que luego se convirtieron en zonas de pesca de ranas.

El Centro de Investigaciones y Estudios Avanzados (Cinvestav), del Instituto Politécnico Nacional de México, sentó las bases para el desarrollo de un sistema de cultivo de tipo inundado que actualmente se encuentra en uso comercial en varias regiones de México y América Central.

Procedimiento Práctico

1. Observa las Figuras 6 y 7 para conocer la anatomía externa e interna de las ranas. También observa el modelo anatómico del laboratorio.



Figura 5. Anatomía externa de una rana y sus principales características. (Jimeno and Blasco 2013)

<http://www.aula2005.com/html/cn1eso/18peixosiamfibis/18peixosamfibis2es.htm>

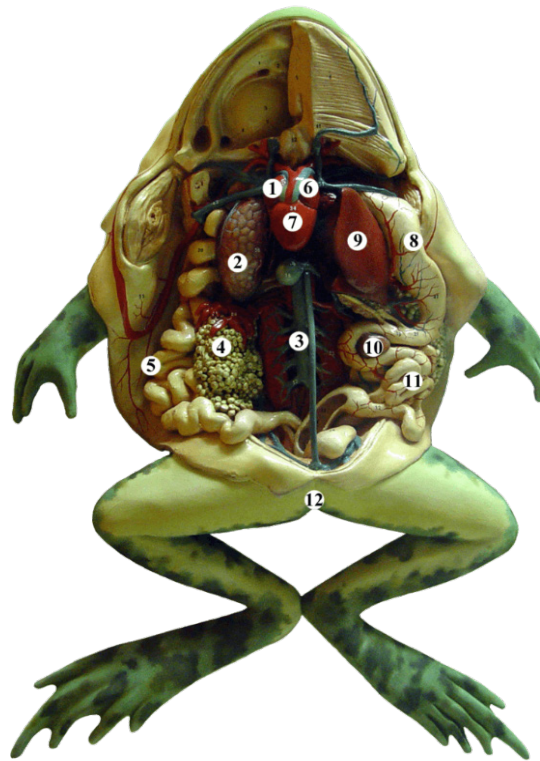


Figura 6. Modelo anatómico de una rana disecada: 1 Aurícula derecha, 2 Pulmones, 3 Aorta, 4 Masa de huevos, 5 Colon, 6 Aurícula izquierda, 7 Ventrículo, 8 Estómago, 9 Hígado, 10 Vesícula biliar, 11 Intestino delgado, 12 Cloaca.

https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/28/Frog_anatomy_tags.PNG/1280px-Frog_anatomy_tags.PNG

2. Revisa la siguiente página web sobre cómo disecar una rana: <https://es.wikihow.com/disecar-una-rana>.
 - A) Coloca la rana en la bandeja de disección con la región ventral (abdomen) hacia arriba.
 - B) Identifica el sexo de la rana. La manera más sencilla de identificar la diferencia entre los machos y las hembras es revisar las patas frontales, ya que las de los machos tienen la almohadilla del pulgar más gorda y el pulgar se ve protuberante y más gordo que los dedos delgados de la rana hembra.
 - C) Examina la cabeza. Los ojos y la delgada membrana nictitante que los cubre para que pueda ver bajo el agua son lo más importante y quizás lo más sencillo por identificar en la cabeza de la rana. Las narices externas, que se usan para respirar, son protuberantes y se ubican por sobre la abertura de la boca.
 - D) Examina la parte interior de la boca. El esófago se conecta al estómago, y la glotis, que se conecta a los pulmones. La lengua, que es bastante grande y elástica.
 - E) La cloaca está entre las piernas traseras de la rana.
 - F) El hígado es el órgano más grande del cuerpo de la rana y el más sencillo de ubicar.
 - G) El corazón tiene una forma triangular y está justo encima del hígado. Se compone de dos aurículas (derecha e izquierda) en la parte superior y un ventrículo (inferior). El cono arterioso es el vaso grande que sale del corazón y que bombea sangre por el cuerpo de la rana.
 - H) Los pulmones de la rana son bastante pequeños, tienen forma de frijoles y una textura esponjosa.
 - I) El esófago es el tubo que va desde la boca de la rana hasta el estómago. Abre la boca de la rana y encuentra el esófago. Luego, tócalo ligeramente con la sonda para revisar a dónde lleva. Sigue el tubo para encontrar el estómago y comenzar a examinar el tracto digestivo

- J) En las ranas, el sistema genital y el excretor están conectados. Los riñones son como órganos planos en forma de frijoles, que pueden hallarse básicamente en la misma posición que en el cuerpo humano hacia la espalda baja, cerca de la columna vertebral.
 - K) Encuentra los genitales. Pueden verse muy similares, por un fenómeno conocido como “oviductos vestigiales” en las ranas macho. La mejor manera de diferenciarlos es buscar los testículos que están encima de los riñones, son pálidos y redondos. En las hembras, los oviductos son pequeños y a los lados de los riñones.
 - L) La vejiga es un saco con aspecto vacío en la cavidad inferior del cuerpo, que almacena la orina y la expulsa del cuerpo de la rana a través de la cloaca, la cual sirve para expulsar los desechos y el semen, que contienen los espermatozoides.
3. Observa en el microscopio óptico, a 10X y 40X (objetivo), alguna de las preparaciones de los siguientes tejidos:
- Cartílago
 - Epitelio columnar
 - Epitelio escamoso
 - Hígado
 - Hueso
 - Músculo estriado
 - Músculo liso
 - Sangre.
4. Observa en el microscopio estereoscópico las siguientes estructuras de las lagartijas proporcionadas por lo profesores:
- Pulmón
 - Estómago
 - Bazo
 - Riñón
 - Corazón
 - Tracto reproductor (hembra y macho)

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado

1. Describe al menos 2 estructuras externas que están presentes en los anfibios, reptiles o ambos y que están ausentes en los peces. Discute su función y la ventaja adaptativa.
2. Describe al menos 2 estructuras internas que están presentes en los anfibios, reptiles o ambos y que están ausentes en los peces. Discute su función y la ventaja adaptativa.
3. Reflexiona sobre las ventajas y desventajas que tiene el realizar autopsias de organismos vivos como las ranas y qué opciones se tienen. Sustenta tu respuesta con algún artículo o página web.
4. Describe la estructura de una de las preparaciones observadas en el microscopio óptico y una de las observadas en el microscopio estereoscópico. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o EndNote).

Cuestionario

1. ¿Qué anfibios y reptiles (uno de cada uno) son consumidos en México?
2. ¿Dónde se pueden comprar/consumir anfibios y reptiles (uno de cada uno) y cuánto cuesta el platillo o el kilogramo?
3. ¿Qué anfibios son utilizados en la medicina tradicional y cómo se emplean?
4. ¿Cuáles son las principales adaptaciones que se presentaron en los anfibios y reptiles que les permite tener una vida terrestre?
5. ¿Cuál es la principal razón, desde el punto de vista fisiológico, por la cual los anfibios están en peligro de extinción?

Bibliografía de la Práctica 3

- Acosta MB (2020) Diferencia entre Sapo y Rana. *ecologiaverde.com*. <https://www.ecologiaverde.com/diferencia-entre-sapo-y-rana-2772.html>.
- Cortés Bravo E (2018) Generalidades del Sistema Cardiovascular de Reptiles. Asociación Veterinaria de Reptiles y Anfibios. <https://www.veterinariareptilesyanfibios.com/generalidades-del-sistema-cardiovascular-de-reptiles/>.
- Estudio de las especies de reptiles del mundo en peligro de extinción (2022) La Vanguardia. <https://www.lavanguardia.com/natural/20220427/8225746/21-especies-reptiles-mundo-peligro-extincion.html>.
- Ficha informativa de la Rana Toro (2022) National Geographic. <https://www.nationalgeographicla.com/ficha-animales/rana-toro>.
- Flores-Nava A (2009) Rana catesbeiana (rana toro). Cultured Aquatic Species. FAO. https://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/aquaculture/CulturedSpecies/file/es/es_americanbullfrog.htm.
- Gómez CFL (2021) Reproducción de los anfibios, ranas, salamandras y cecilias. ReproducciónDe. <https://reproduccionde.com/animalia/reproduccion-de-los-anfibios/>.
- González A (2022) ¿Qué son los anfibios? La guía de consulta rápida. Bicheando.net Herpetología para todos. <https://bicheando.net/2022/02/que-son-los-anfibios-super-guia-de-consulta-rapida-2022/>.
- Jimeno A, Blasco A (2013) Pescados y Anfibios. REINO METAZOO III. VERTEBRADOS I (Peces y Anfibios). <http://www.aula2005.com/html/cn1eso/18peixosiamfibis/18peixosamfibis2es.htm>.
- Pérez JI (2018) Formas moleculares de excreción de restos nitrogenados. Cuaderno de Cultura Científica. <https://culturacientifica.com/2018/09/24/formas-moleculares-de-excrecion-de-restos-nitrogenados/>.
- PROFEPA (2020) Presencia de Reptiles en México. Reptiles en México. <http://www.gob.mx/profepa/articulos/presencia-de-reptiles-en-mexico?idiom=es>.
- SEMARNAT (2017) Con alrededor de 360 especies, México es quinto lugar en diversidad de anfibios. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. <http://www.gob.mx/semarnat/articulos/con-alrededor-de-360-especies-mexico-es-quinto-lugar-en-diversidad-de-anfibios>.

Libros, revistas, vídeos y páginas web

Anatomía de la rana (etiquetada) <https://es.dreamstime.com/stock-de-ilustraci%C3%B3n-anatom%C3%ADa-de-la-rana-etiquetada-image46887652>.

Cómo disecar una rana, con imágenes. <https://es.wikihow.com/disecar-una-rana>

Espinosa-Andrade SR. Prácticas de laboratorio de biología animal avanzada. Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias UASLP, México. <https://www.studocu.com/pe/document/universidad-tecnologica-del-peru/dispositivos-y-circuitos-electronicos/santiago-espinosa-guiade-laboratorios-animal-avanzada/35555725>.

Modelo anatómico de una rana. https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/28/Frog_anatomy_tags.PNG/1280px-Frog_anatomy_tags.PNG

Rana artificial reemplazará ranas reales para disección en las clases. <https://diario-digital.com/2019/11/22/rana-artificial-reemplazara-ranas-reales-para-disseccion-en-las-classes/>

Ranas, sapos y tritones: los últimos anfibios. 01/06/2015 david lópez bosch <https://allyouneedisbiology.wordpress.com/2015/06/01/lisamfibios/>

Práctica 4

Morfofisiología de las Aves

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado será capaz de relacionar las estructuras anatómicas con su fisiología, en el pollo doméstico (*Gallus gallus domesticus*) como modelo de ave de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Cada equipo llevará al laboratorio un pollo entero, con vísceras.
- Estuche de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección, 2 pinzas de disección y 1 pinza hemostática recta.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Un recipiente con agua jabonosa
- Un vaso de precipitados de 500 mL
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico (responsabilidad del equipo).
- Bolsa para guardar comida (parte comestible del pollo)
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

La transición de la vida acuática a la terrestre y posteriormente la capacidad de volar han sido dos eventos que han requerido de cambios estructurales en la morfofisiología de los animales. En el caso de las aves, una de las características más evidentes es su **capacidad de volar**, aunque no todas lo pueden hacer (pingüinos, avestruces, kiwis, etc.). Para poder volar, el organismo de las aves ha experimentado cambios que les ha permitido **colonizar hábitats con menor competencia** y esto ha favorecido una **enorme diversificación**.

Entre las principales adaptaciones que se han presentado en las aves está la generación de un cuerpo aerodinámico que incluye la transformación de las extremidades anteriores en alas, potentes músculos pectorales, así como el desarrollo de huesos huecos y ligeros que se conectan con un poderoso sistema respiratorio (PazoDeVilane 2022; '10 Características de las Aves' 2022).

La piel de las aves está recubierta de plumas en casi toda la superficie, ya que es muy delgada, seca y de color blanco amarillento, con escasos vasos y terminaciones nerviosas. El **tono amarillo en la piel de los pollos** se debe a diferentes factores como la raza o los alimentos que consumen, ya que se agregan pigmentos naturales a la comida durante su crianza, como la flor de cempasúchil. El color de la piel de los pollos depende de las preferencias o tradiciones de cada región en México, ya que en el norte y sur del país se prefiere el pollo blanco; en el centro del país, incluyendo la Ciudad de México, lo prefieren color amarillo. De acuerdo con el distribuidor de pollo Bachoco "En ambos casos son igual de saludables y nutritivos" (Bachoco 2019). La piel de las aves **carece de glándulas sebáceas y sudoríparas**, es delgada en todas las zonas pobladas de plumas, pero se condensa y cornifica (transformación a tejido córneo, queratinizado) en ciertos lugares para dar lugar al pico, las uñas o garras, el espolón y las escamas de las patas, estas últimas similares a las que recubren el cuerpo de los reptiles. Algunas aves presentan **carúnculas** (carnosidades en la cabeza) que sirven de diferenciación y atractivo sexual (Gil Cano y Ramírez Zarzoza 2008).

Las **plumas se forman a partir de la epidermis**, la cual contiene gran cantidad de queratina (proteína) y minerales. Sus principales funciones son: 1) control de la temperatura corporal; 2) dan fuerza aerodinámica durante el vuelo; 3) permite el camuflaje, la comunicación entre individuos y el cortejo. En el adulto se describen tres tipos principales:

- A) **Plumas de revestimiento**: se subdividen en: coperteras, remeras y timoneras.
- B) **Plumones**: son más pequeñas que las anteriores y contienen pequeños gránulos de queratina que favorecen la limpieza de todo el plumaje.
- C) **Filoplumas o plumas rudimentarias**: se relacionan con la propiocepción, es decir la capacidad de sentir la posición relativa de las partes corporales.

Una pluma típica consta de un eje o mástil, que se divide en cañón o cálamo (cubierto con barbas sedosas e hipopluma) y raquis, este último está cubierto de barbas y barbillas paralelas que constituyen el estandarte. En su extremo el cañón muestra el ombligo, donde se inserta la pluma a la piel (Gil Cano y Ramírez Zarzoza 2008).

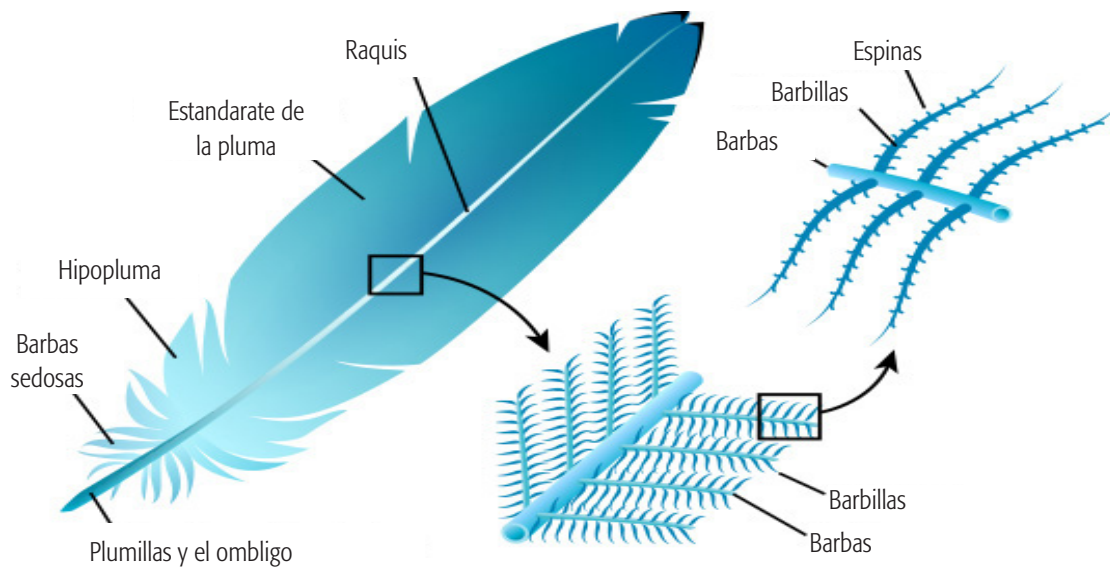


Figura 1. Anatomía de las plumas. Las principales estructuras son: raquis y estandarte, más el cañón recubierto de barbas sedosas e hipopluma. En el extremo de inserción se encuentra el ombligo. En el estandarte hay barbas, barbillas y espinas y barbillas que ayudan a darle forma a la pluma. <https://askabiologist.asu.edu/explore/biologia-de-las-plumas>

Los movimientos de las plumas se realizan gracias a los **músculos lisos** (involuntarios) y, principalmente, **los músculos esqueléticos** (voluntarios). En las aves, estos últimos poseen **mayor cantidad de miocitos** o células musculares que en los mamíferos, pero **menos tejido conectivo** y la grasa intramuscular es más escasa, por lo que el color del músculo depende de la región corporal y la especie. En aves voladoras la musculatura pectoral es muy roja, indicativo del gran número de **fibras musculares ricas en mioglobina** (proteína que transporta oxígeno en el músculo) lo que refleja que el **metabolismo está basado en la respiración aeróbica**; mientras que en las aves no voladoras las fibras son pálidas debido a que hay mayor cantidad de fibras musculares blancas, asociadas con el **metabolismo anaerobio**, con base en la **glucólisis**, que es el rompimiento de una molécula de glucosa para formar 2 de piruvato, en ausencia de oxígeno (Butler 2016; Jenni-Eiermann 2017).

Los músculos pectorales, llamados comúnmente "pechuga", están formados de dos grandes músculos, uno superficial o pectoral torácico y otro profundo. El primero se origina en la quilla del esternón, que está compuesto de cartílago, mientras que el pectoral profundo está cubierto por el superficial y actúa como elevador del ala durante el vuelo. Los músculos del tronco tienen menor importancia que los abdominales e intercostales estos último forman láminas delgadas (Gil Cano y Ramírez Zarzoza 2008; González y Barbeito 2014).

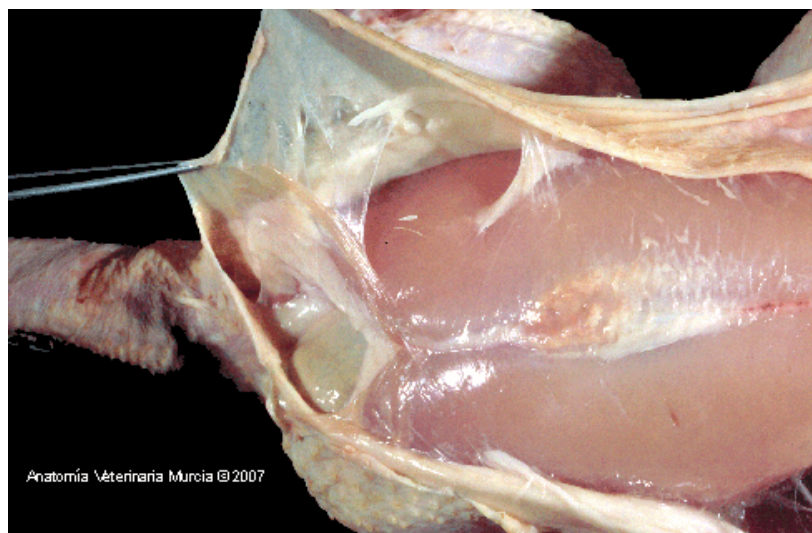


Figura 2. Piel y musculatura pectoral del pollo. La piel se adhiere al músculo a través de la dermis, que está formada de tejido conectivo. Los músculos pectorales están formados principalmente de fibras musculares blancas, con menor irrigación sanguínea y se asocian al metabolismo anaerobio.

<https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/Tegumento/Tegumento.html#>.

El esqueleto de las aves y de los reptiles tienen características en común; especialmente en la mandíbula, ya que está formada por varios huesos y existe un único hueso en el oído medio. De manera exclusiva para las aves, sus **huesos son notoriamente más livianos**, el **esternón** está muy desarrollado y es evidente la **prolongación en forma de quilla**, donde se insertan los músculos del vuelo. Las vértebras de la cintura pélvica están fundidas formando un **hueso sacro fusionado** (sinsacro), así como también las últimas 6 vértebras caudales forman el pigóstilo.



Figura 3. Columna vertebral de las aves. Se divide en: cervical, torácica, lumbosacra o sinsacro y coccígea o pigóstilo.

<https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/Esqueleto/Esqueleto.html>.

Las patas presentan cuatro dígitos (en algunos casos 2 o 3), donde el dedo 1 está dirigido hacia atrás y falta el dedo 5 (González y Barbeito 2014).

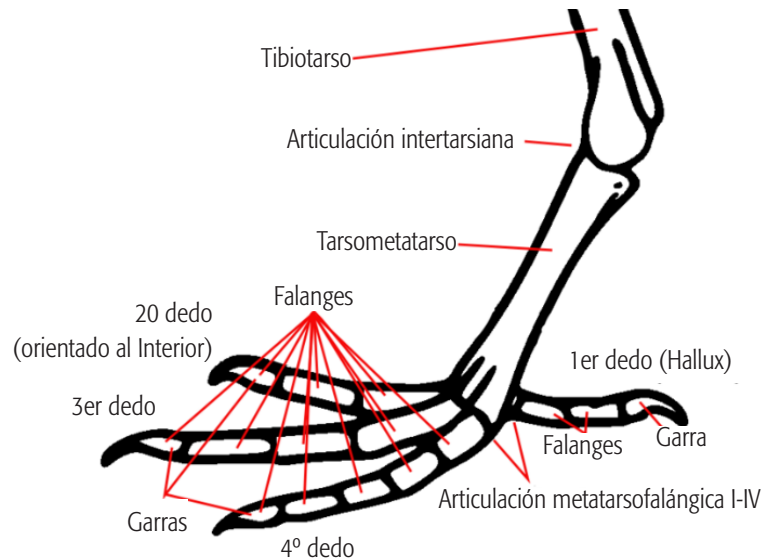


Figura 4. Esqueleto de la pata de pollo. Se observan los 4 dedos, con sus correspondientes falanges.

https://es.wikipedia.org/wiki/Tarsometatarso#/media/Archivo:VogelFussSkellet1_es.png

<https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/Esqueleto/Esqueleto.html>

La mayoría de los huesos de las aves son más ligeros que los de otras especies debido a que contienen aire en lugar de médula ósea, y están conectados con el sistema respiratorio, por lo que disminuye el peso corporal y ayuda a favorecer el vuelo. En el interior de los huesos largos hay una gran celda aérea y cuya entrada, en forma de agujero neumático o *foramen pneumaticum*, está en el extremo del hueso o epífisis distal.



Figura 5. Anatomía externa e interna del húmero de la gallina

<https://www.tri-tro.com/anatomia-de-la-gallina/esqueleto-gallina-sus-partes/>

El aire de la respiración de las aves se reparte entre los pulmones y las diversas cavidades óseas, para así mantener el metabolismo hiperoxigenado y poder remontar el vuelo durante periodos extensos (Gil Cano y Ramírez Zarzoza 2008).

Las aves **no tienen dientes**, muy poco sentido del gusto y del olfato, ya que se guían principalmente por formas y colores para seleccionar su comida; en algunos casos, por el sentido del tacto desarrollado en el pico. Su **corazón tiene cuatro cavidades** (dos aurículas y dos ventrículos), al igual que los mamíferos, y aparecen dos circuitos sanguíneos. El aparato excretor está formado por un par de **riñones**, encima del aparato digestivo. En el caso de las hembras de las gallináceas el ovario derecho se atrofia y solo el izquierdo es funcional.

El pollo es un ave del género *Gallus* y su nombre científico es *Gallus gallus domesticus*. Recibe distintos nombres si es macho (gallo), hembra (gallina) o las crías (pollos). Es una de las más numerosas especies del planeta, pues se calcula que supera los 33 mil millones de ejemplares y la mayoría se crían en Asia. Los gallos y gallinas son criados principalmente por su carne y por sus huevos, pero también se aprovechan sus plumas. En todo el mundo, se reconocen más de 1,600 razas de pollos y son el resultado de siglos de selección natural, cruzamiento y apareamiento al azar dentro de las parvadas (FAO 2022).



Figura 6. Diferentes razas de pollo (*Gallus gallus domesticus*). Diferentes colores, medidas, plumajes, etc. Subespecies de pollos: (1) Gallus galus Bankiva; (2) Malines; (3) Sapphire Gem; (4) Sebright bantam; (5) Silkie bantam; (6) Aseel; (7) Silver Laced Wyandottes. <http://www.blog.illustraciencia.info/2022/02/gallus-gallus-domesticus-marina-murante.html>

Los Estados Unidos de América son el mayor productor mundial de carne avícola, con el 17% de la producción mundial, seguido de China y el Brasil. El mayor productor mundial de huevos es China, con el 38% de la producción mundial, seguido de los Estados Unidos y la India con 7% cada uno. Asia es la mayor región productora de huevos, con más del 64% de la producción mundial. Para atender la creciente demanda, la producción mundial de carne avícola se incrementó considerablemente de 9 a 133 millones de toneladas, entre 1961 y 2020, mientras que la producción de huevos aumentó de 15 a 93 millones de toneladas en el mismo periodo. En 2020, la carne de origen avícola representó casi el 40% de la producción mundial de carne. En las últimas tres décadas, la producción mundial de huevos ha aumentado en 150%. Gran parte de este crecimiento se ha registrado en Asia, donde la producción casi se ha cuadruplicado (FAO 2022).

Procedimiento Práctico

1. Morfología externa.

- Coloca el pollo en la charola de disección.
- Observa su anatomía externa, especialmente en la piel, la cabeza (carúncula), el tronco (alas y torso), así como las extremidades (patas). Toma fotografías.
- Asocia las características detectadas con las funciones antes descritas.

2. Observación microscópica de las plumas.

- Toma varias plumas de diferentes partes del cuerpo y obsérvalas en el microscopio estereoscópico. Toma fotografías.
- Toma una pluma ramera y desprende las barbas, pasando la pluma entre los dedos índice y pulgar en dirección al ombligo o cañón. Vuelve a unir las barbas llevando los dedos en dirección contraria. ¿Por qué se pueden volver a unir las barbas?
- Toma una pluma de tamaño pequeño y deposítala en la parte central del portaobjetos.
- Agrega una gota de agua, pon el cubreobjetos y observa las estructuras microscópicas usando los objetivos de 5X, 10 y 40X. Toma fotografías.

3. Morfología interna.

- Humedece con una franela mojada la parte ventral del ejemplar.
- En caso de que tenga plumas, humedece el plumaje con agua jabonosa.
- Con las tijeras, haz un corte de la piel desde el cuello hasta la cola para exponer el tejido muscular.
- Siguiendo el mismo plano ventral se sigue separando el tejido muscular hasta llegar al hueso.
- Realiza un corte por debajo del extremo del esternón, hacia ambos lados, hasta el nivel de la inserción de las alas. Sujeta el tronco vertebral y levanta el esternón con los músculos pectorales para que queden al descubierto las vísceras.
- Examina y corta el corazón para identificar las cavidades que tiene, observando cuidadosamente las diferencias entre los ventrículos izquierdo y el derecho.
- Saca los pulmones y colócalos en el vaso de precipitados, que contenga agua sin jabón, para observar lo que sucede.
- Diseca el aparato digestivo, poniendo atención especial en la molleja o ventrículo para asociarla con su función.

4. Frotis de sangre.

- Toma una gota de sangre del corazón y ponla en el portaobjetos. Con el cubreobjetos desliza la gota para realiza un “frotis sanguíneo” y observarlo en el microscopio, en los aumentos de 10X y 40X. En caso de que sea posible, también observa en 100X.

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Describe el pico y las patas para asociar sus características con el tipo de vida (alimentación y movimiento) que tienen los pollos. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
2. Describe las estructuras de las plumas y señala las ventajas adaptativas que proporcionan. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.

3. Describe la anatomía del corazón y asócialo con alguna ventaja adaptativa a su estilo de vida. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
4. Describe la estructura del aparato digestivo del pollo, señala las partes, las diferencias y similitudes con el de los reptiles. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o End-Note).

Cuestionario

1. ¿A que corresponde la carúncula del pollo, cómo la tiene desarrollada y por qué?
2. ¿Qué precio tiene el kilogramo de pollo entero, de pechuga, muslos, alas y patas, en la región donde vives?
3. ¿Por qué las gallinas no vuelan si son aves?
4. ¿Cuáles son las principales adaptaciones que se presentaron en las aves que les permite volar?
5. ¿Cómo son los eritrocitos de las aves en comparación con otras especies?

Bibliografía de la Práctica 4

- 10 Características de las Aves. (2022). Enciclopedia Humanidades. <https://humanidades.com/aves/>
- Bachoco. (2019). El pollo es saludable, blanco o amarillo. Bachoco. Contigo todos los días. <https://bachoco.com.mx/el-pollo-es-saludable-blanco-o-amarillo/>
- Butler, P. J. (2016). The physiological basis of bird flight. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences, 371(1704), 20150384. <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0384>
- FAO, O. N. U. (2022). Pollos: Producción y productos avícolas. Producción y productos avícolas. <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/poultry-species/chickens/es/>
- Gil Cano, F., Ramírez Zarzoza, G. (2008). Anatomía específica de aves: Aspectos funcionales y clínicos. Anatomía Interactiva de las Aves. <https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/indexc.htm>
- González, N., Barbeito, C. (2014). Histología de las Aves. Editorial de la Universidad de la Plata. Universidad Nacional de La Plata. <https://pdfs.semanticscholar.org/f25a/0d159dded03521125dfebb674f12cb43be5b.pdf>
- Jenni-Eiermann, S. (2017). Energy metabolism during endurance flight and the post-flight recovery phase. Journal of Comparative Physiology. A, Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology, 203(6-7), 431-438. <https://doi.org/10.1007/s00359-017-1150-3>
- PazoDeVilane. (2022). Partes de una gallina: Todo sobre la anatomía de las gallinas. Pazo de Vilane. <https://pazodevilane.com/es/cronicas-gallinero/partes-gallina/>

Imágenes y páginas web

- Practica de disección de Pollo (Blog): <http://cpo-b2-403-e2-p1.blogspot.com/p/httpsplus.html>
- Kazilek C.J. Biología de las plumas. Ask a Biologist. Arizona State University: <https://askabiologist.asu.edu/explore/biologia-de-las-plumas>.
- Ubicación del tarsometatarso en la pata de una paloma. Commons Wikimedia. https://es.wikipedia.org/wiki/Tarsometatarso#/media/Archivo:VogelFussSkellet1_es.png
- Experto anima. Curiosidades. ¿Por qué las gallinas no vuelan? <https://www.expertoanimal.com/por-que-las-gallinas-no-vuelan-24508.html>

Durante, Marina. Gallus gallus domesticus. <http://www.blog.illustraciencia.info/2022/02/gallus-gallus-domesticus-marina-murante.html>

Manual de Avicultura 2º año. Ciclo Básico Agrario, Versión Preliminar. Sitio Argentino de Producción Animal. https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_aves/produccion_avicola/106-MANUAL_DE_AVICULTURA.pdf

Esqueleto Gallina: sus partes. Gallina Castellana Negra. <https://www.tri-tro.com/anatomia-de-la-gallina/esqueleto-gallina-sus-partes/>

Esqueleto de las aves. Anatomía interactiva de las aves. Murcia, España: <https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/Esqueleto/Esqueleto.html>

Tegumento de las aves. Anatomía interactiva de las aves. Murcia, España: <https://www.um.es/anatvet-interactivo/interactividad/aaves/Tegumento/Tegumento.html#>

Práctica 5

Morfofisiología de Mamíferos

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado será capaz de relacionar las estructuras anatómicas con su fisiología, en diferentes especies de mamíferos de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Un conejo entero, con vísceras, por equipo.
- Estuche de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección, 2 pinzas de disección y 1 pinza hemostática recta.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Un recipiente con agua jabonosa
- Un vaso de precipitados de 500 mL
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico (responsabilidad del equipo).
- Bolsa para guardar comida (parte comestible del conejo)
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

Los **mamíferos** (del latín *mamma* = pecho materno o glándula mamaria; *ferre* = llevar) es un grupo de vertebrados que tienen el **cuerpo cubierto de pelo** (aunque puede estar reducido o transformado en otras estructuras), presentan glándulas sudoríparas y sebáceas, la mayoría nacen del vientre materno (**vivíparos**), alimentan a sus crías con leche secretada por las **glándulas mamarias**. Otras características importantes son: animales **endotermos** (; ἔνδον [*endon*] = dentro y θερμη [*thermē*] = calor) denominados “de sangre caliente”, ya que se activan mecanismos de autorregulación dinámica de **homeostasis** (ὁμός [*homos*] = semejante y στασις [*stasis*] = estabilidad) que les permite aumentar o disminuir la temperatura corporal para mantenerla constante (**homeotermos**), en respuesta a los cambios de la temperatura ambiente.



Figura 1. Principales características de los mamíferos en diferentes ambientes.

<https://cuadrocomparativo.org/cuadros-sinopticos-sobre-mamiferos-caracteristicas-y-grupos/>

En este grupo aparece el **diafragma**, un músculo que divide la cavidad torácica de la abdominal, y participa en la respiración haciendo más eficiente la succión del aire.

Al igual que en las aves, el **corazón de los mamíferos presenta cuatro cavidades**, y la circulación presenta dos circuitos uno de baja presión en donde la sangre se oxigena en los pulmones y otro de alta presión en donde la sangre lleva el oxígeno a los tejidos. En los mamíferos los **eritrocitos pierden sus núcleos** cuando maduran, con excepción de los camélidos (Díaz Aros 2014; Planelló-Carro 2021).

En el mundo existen más de 5,420 especies conocidas de mamíferos; México cuenta con el 10% del total de estas especies, del cual 30% son endémicas, lo que lo ubica en el tercer lugar mundial en mamíferos con 564, detrás de Brasil (648) e Indonesia (670). Los estados con mayor diversidad son Oaxaca, Veracruz y Chiapas. (Sánchez-Cordero *et al.* 2014; PROFEPA 2020b).

Los mamíferos han poblado prácticamente todos los hábitats en la tierra, desde los desiertos al ártico, desde las costas a la alta montaña, el medio marino y algunos viven de manera muy íntima con aguas dulces. Esto ha sido posible gracias a su capacidad de mantener una homeostasis de manera independiente y a su enorme capacidad de adaptación que incluye volar, nadar, correr, caminar, saltar y trepar. También presentan grandes capacidades de aprendizaje debido a que su **volumen encefálico** es mayor que el de otras clases de vertebrados; además, puede tener dietas muy variadas, lo que favorece para adaptarse mejor al medio (National Geographic 2022).

Según el tipo de alimentación, los mamíferos se clasifican en herbívoros (se alimentan de plantas), carnívoros (comen carne animal) y omnívoros (consumen tanto de carne como vegetales), en donde se encuentran los humanos y algunos primates también los hay insectívoros, piscívoros, hematófagos, fructívoros (Barcelona Zoo 2022).

Otra característica evolutiva importante es el desarrollo del **oído medio** de los mamíferos, ya que hace aproximadamente 200 millones de años tenían la mandíbula inferior formada por varios huesos, de manera semejante a la de algunos reptiles, pero la evolución favoreció para que estos huesos se movieran al oído medio para formar el martillo y el yunque, por lo que se tuvo que formar una nueva articulación en la mandíbula y las piezas dentales se diferenciaron y especializaron para cada tipo de alimentación omnívora (Gaetano y Abdala 2015; Agencia EFE 2022) although it has only been cursorily studied. Here we thoroughly analyze the stapedial anatomy of several basal cynodonts in a phylogenetic framework. Our study shows that the stapedial anatomy is more variable than previously thought. The morphological variation of the stapes led to the recognition of 11 phylogenetic characters that

were included in a total evidence data matrix centered in the analysis of gomphodont cynodonts. Stapes morphology does not provide evidence to suggest a direct connection between the stapes and a postquadrate tympanic membrane (if present).

La principal orden de mamíferos donde se encuentran organismos de importancia pecuaria es la de los **artiodáctilos** (del griego **άρτιος** [ártios] = par y **δάκτυλος** [dáktylos] = dedo). Su nombre la reciben debido a que sus extremidades terminan en un número par de dedos y, por lo general, apoyan en el suelo por lo menos dos. En este orden se encuentran la gran mayoría de herbívoros terrestres y comprenden 10 familias de organismos terrestres, entre las que se destacan los camellos, las llamas, los cerdos, las vacas y toros, las cabras, las ovejas, los hipopótamos, los antílopes, los ciervos, las jirafas, los búfalos, los jabalíes, etc., así como 12 familias de artiodáctilos acuáticos, como las ballenas, los delfines, las orcas, los cachalotes, las marsopas, entre otros (Animal Diversity Web 2012; 'Artiodactyla' 2022). Dentro de este orden, la familia Bovidae (bóvidos) es la más importante y diversa, ya que comprende especies como bisontes, búfalos, antílopes, ovejas, cabras, y vacas (PROFEPA 2020b).

Mamíferos de México			
Terrestres	Acuáticos	Amenazados	
<ul style="list-style-type: none"> • 11 órdenes. • 37 familias. • Más de 500 especies. 	<ul style="list-style-type: none"> • 3 órdenes. • 11 familias. • Más de 50 especies. 	<ul style="list-style-type: none"> • Al menos 125 especies se encuentran dentro de alguna categoría de amenaza. 	
<ul style="list-style-type: none"> • Ardillas. • Perros de las praderas (Cynomys spp.). • Metoritos {Microtus spp.}. • Murciélagos. • Tlaluachas. • lagomorfos. • Armadillos. • Osos hormigueros. • Ciervos. • Pecaris. • Bisonte. • Lobo mexicano. • Coyotes. • Ocelotes. • Jaguares. • Zorros. • Oso pardo. • Oso negro. • Monos aulladores. • Monos arañas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Rorcuales. • Ballena gris. • Ballena azul. • Ballena jorobada. • Orcas. • Pseudorcas. • Delfines. • Cachalotes. • Vaquita marina. • Nutrias de mar. • Manatí del Caribe. • Lobos marinos. 	<ul style="list-style-type: none"> • Vaquita marina. • Foca monje del Caribe. • Musaraña de orejas pequeñas. • Conejo de San José. • Mono aullador de Yucatán. • Pecarí barbiblanco. • Perros de las praderas. • Jaguar. • Comadreja. • Manatí del Caribe. 	
			

www.paradals-sphynx.com

Figura 2. Biodiversidad de los mamíferos de México.

<https://animalesbiologia.com/mamiferos/informacion-clase-mammalia/mamiferos-de-mexico>

En la mayoría de las especies de bóvidos se presentan **cuernos**, que son prolongaciones óseas del cráneo y están recubiertos por una estructura córnea de **queratina** (del griego **κερατίνη** [keratinē] = córnea o cuerno), son huecos, se mantienen toda la vida y se presentan tanto en las hembras como los machos. Otras estructuras semejantes a los cuernos son las **astas** que se encuentran en los **ciervos** (orden artiodactyla, familia Cervidae), son sólidas, se recambian anualmente y sólo se presentan en los machos en casi todas las especies.

En relación con el aparato digestivo, **todos los bóvidos son rumiantes** lo cual es debido a que su estómago presenta cuatro compartimentos en la etapa adulta: **rumen** (panza), **retículo** (redecilla), **omaso** (librillo) y **abomaso** (cuajar), no poseen caninos ni incisivos superiores y **todos son herbívoros**. En las etapas infantiles sólo se alimentan de leche materna, por lo que el único compartimento desarrollado es el abomaso (en esta etapa no se les considera rumiantes) hasta aproximadamente entre uno y tres meses de edad (según la especie), cuando ya tienen en funcionamiento sus cuatro compartimentos (Fails *et al.* 2018; 'Bovidae' 2022) las cabras, las ovejas y los toros, así como otros animales semejantes[2]. Todos ellos tienen como característica en común una alimentación estrictamente herbívora. En muchas especies de bóvidos, pero no todas, tanto las hembras como los machos presentan unas protuberancias óseas (cuernos). Debido a la estructura del aparato digestivo, la forma que digieren el alimento es en dos etapas: primero lo consumen y luego realizan la **rumia**, es decir regurgitan el alimento que ya se encontraba en el rumen para desmenuzar, agregar saliva y mejorar la absorción y digestión del alimento. A pesar de que los camélidos realizan la rumia, no se les considera como rumiantes sino **pseudorrumiantes** debido a que sólo poseen tres compartimentos, en vez de cuatro, y su dentición muestra rastros de incisivos superiores (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera 2017).

Procedimiento Práctico

1. Morfología externa.

- Coloca el conejo (*Oryctolagus cuniculus*) en la charola de disección, con el dorso hacia abajo.
- Obsérvalo y trata de reconocer las partes más importantes de su anatomía externa.
- Toma fotografías a la cabeza, el hocico (dientes y lengua), las patas delanteras y traseras con la finalidad de determinar el tipo de alimentación y forma de vida.

2. Morfología interna.

- Agrega agua jabonosa en la piel del abdomen, con la finalidad de evitar que el pelo se desprenda y disperse.
- Con las tijeras, realiza un corte longitudinal de la piel y cortes transversales como se observan en la Figura 3.

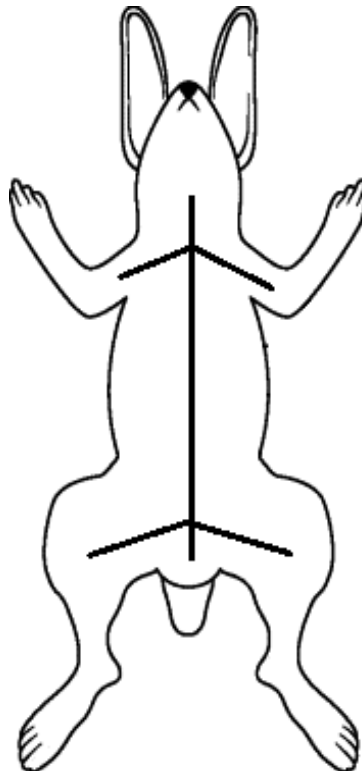


Figura 3. Líneas de disección del conejo. Las líneas en el abdomen representan dónde se deben realizar los cortes de la piel, utilizando las tijeras. Modificado de: (Ogay et al 2008).

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2005290109600273?via%3Dihub>

- Desprende la piel hacia los costados hasta donde sea posible y quedarán al descubierto las vísceras de la región abdominal.
 - Identifica el diafragma que divide la región abdominal de la torácica y despréndelo con cuidado. Haz dos cortes paralelos en las costillas a los costados del esternón y despréndelo quedaran al descubierto los órganos de la cavidad torácica.
 - Reconoce los órganos de la cavidad abdominal. En primer plano se encuentra el hígado, estómago, bazo, intestino y vejiga urinaria. En segundo plano, riñones y órganos genitales. Figura 4.
 - Toma los pulmones y colócalos en el vaso de precipitados con agua. Observa y explica lo que ocurre.
 - Diseca el corazón y determina cuantas cavidades musculares tiene y observa las diferencias que hay entre los ventrículos izquierdo y derecho.
 - Extrae completo el sistema digestivo y compáralo con el del pollo. Observa cuántos estómagos tiene.
3. Frotis de sangre.
- Toma una gota de sangre del corazón y ponla en el portaobjetos.
 - Con el cubreobjetos desliza la gota para realiza un “frotis sanguíneo” y obsérvalo en el microscopio, en los aumentos de 10X y 40X.
 - En caso de que sea posible, también observa en 100X.
4. Observación microscópica del pelo.
- Toma pelo y ponlo en el portaobjetos.
 - Agrega una gota de agua para que se mantenga adherido y coloca el cubreobjetos.
 - Observa en el microscopio, en los aumentos de 10X y 40X.
 - En caso de que sea posible, también observa en 100X.
 - Compara su estructura con las imágenes microscópicas de las plumas de las aves.
 - Toma un cabello (humano) y también obsérvalo para compararlos.

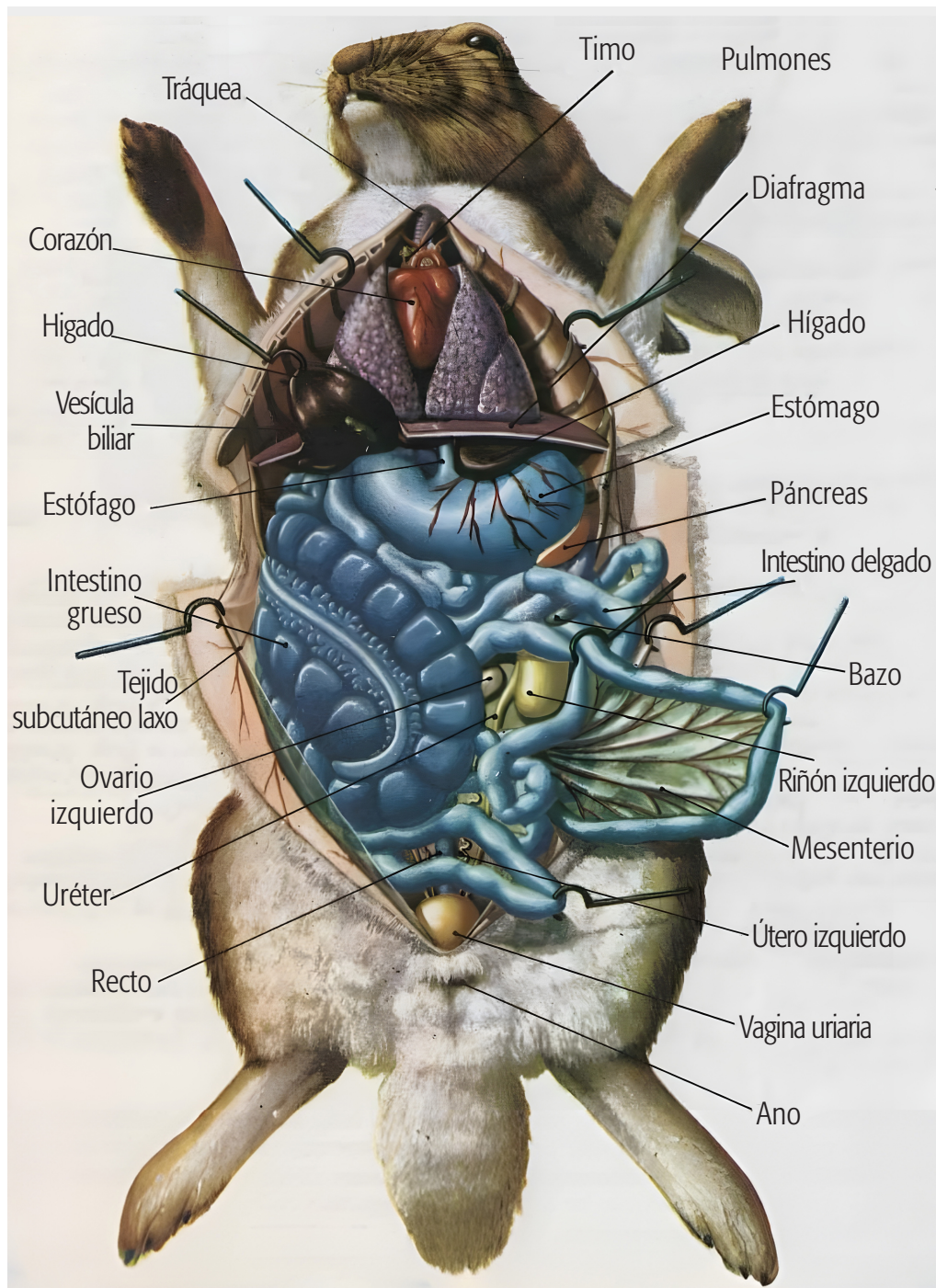


Figura 4. Principales estructuras de la anatomía del conejo. Anatomía de *Oryctolagus cuniculus*, conejo hembra. Tomado de Valeria Falcón, @estudianvet. <https://www.facebook.com/estudianvet/photos/a.129259145455333/144185913962656/>

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Describe el hocico (dientes y lengua) y las patas (delanteras y traseras). Asocia sus características con el tipo de vida (alimentación y movimiento) que tienen los conejos. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una, en su caso.
2. Señala cuántos dientes, en total tiene en la cavidad bucal e investiga cómo se denomina al espacio en el cual no hay dientes. Compara con lo reportado en las páginas web y no olvides incluir las citas y las referencias.
3. Describe al menos dos características que le proporcionen alguna ventaja adaptativa a los conejos, en comparación con otros vertebrados.
4. Describe la estructura del aparato digestivo del conejo, señala las partes, las diferencias y similitudes con el de los pollos. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o End-Note).

Cuestionario

1. ¿A qué parte de la res corresponde la “arrachera” y cómo se hizo popular su consumo?
2. ¿Qué precio tiene el kilogramo de conejo y dónde lo puedes comprar cerca de donde vives?
3. ¿Cuáles son las principales diferencias estructurales entre conejos y liebres, incluyendo sus nombres científicos?
4. ¿Cómo se postula que se transformó la mandíbula de los reptiles en el oído medio de los mamíferos?
5. ¿Cómo surge la creencia de que la pata de conejo es de “buena suerte” y qué opinas/opinan al respecto?

Bibliografía de la Práctica 5

- Agencia EFE. (2022). La evolución del oído, clave en la aparición de animales de sangre caliente. SWI swissinfo.ch. https://www.swissinfo.ch/spa/investigaci%C3%B3n-paleontolog%C3%ADa_la-evoluci%C3%B3n-del-o%C3%ADdo--clave-en-la-aparici%C3%B3n-de-animales-de-sangre-caliente/47768304
- Animal Diversity Web. (2012). Artiodactyla. University of Michigan Museum of Zoology. <https://web.archive.org/web/20120714072316/http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Artiodactyla.html>
- Artiodactyla. (2022). En Wikipedia, la enciclopedia libre. <https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Artiodactyla&oldid=147294569>
- Barcelona Zoo. (2022). Mamíferos. Animales Zoológico de Barcelona. <https://www.zoobarcelona.cat/es/animales/mamiferos>
- Bovidae. (2022). En Wikipedia, la enciclopedia libre. <https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Bovidae&oldid=146724800>
- Díaz Aros, R. (2014). Evolución del Corazón en los Vertebrados. Asociación Paleontológica Alcoyana “Isurus”, 7(1), 14.
- Fails, A. D., Magee, C., Frandson, R. D. (2018). Anatomy and physiology of farm animals (Eighth edition). Wiley/Blackwell.
- Gaetano, L. C., Abdala, F. (2015). The Stapes of Gomphodont Cynodonts: Insights into the Middle Ear Structure of Non-Mammaliaform Cynodonts. PloS One, 10(7), e0131174. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0131174>
- Hernández Rivero AJ, Ilaraza Pérez CI, Chaparro Madriz AI, Castellano Sáez EE, Imery Patiño GA, Cantele Prieto HE, Troconis Troconis E. (2012). El conejo como modelo experimental de entrenamiento en cirugía laparoscópica pediátrica. Archivos Venezolanos de Puericultura y Pediatría, 75(1), 6-10.
- National Geographic. (2022). Mamíferos: Características y fotos. www.nationalgeographic.com.es. <https://www.nationalgeographic.com.es/animales/mamiferos>.
- Ogay V, Kim MS, Seok HJ, Choi CJ, Soh KS. (2008). Catecholamine-storing cells at acupuncture points of rabbits. J Acupunct Meridian Stud. 1(2):83-90. doi: 10.1016/S2005-2901(09)60027-3.

- Planelló-Carro, R. (2021). Anatomía comparada del corazón de vertebrados-BIOINNOVA. <https://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-comparada-del-corazon-y-los-sistemas-circulatorios/>
- PROFEPA. (2020). Mamíferos en México (Primera parte). gob.mx. <http://www.gob.mx/profepa/articulos/mamiferos-en-mexico-primer-parte?idiom=es>.
- Sánchez-Cordero, V., Botello, F., Flores-Martínez, J. J., Gómez-Rodríguez, R. A., Guevara, L., Gutiérrez-Granados, G., Rodríguez-Moreno, Á. (2014). Biodiversidad de Chordata (Mammalia) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 496-504. <https://doi.org/10.7550/rmb.31688>.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2017). Rumiantes: Los que sí clasifican. gob.mx. <http://www.gob.mx/siap/articulos/rumiantes-los-que-si-clasifican>.

Imágenes, videos y páginas web

- Anatomía de *Oryctolagus cuniculus*, conejo hembra. Tomado de Valeria Falcón, @estudianvet. <https://www.facebook.com/estudianvet/photos/a.129259145455333/144185913962656/>
- Animales y Biología. Mamíferos de México, un país con gran biodiversidad: <https://animalesbiologia.com/mamiferos/informacion-clase-mammalia/mamiferos-de-mexico>.
- Cuadros sinópticos sobre mamíferos: Características y grupos: <https://cuadrocomparativo.org/cuadros-sinopticos-sobre-mamiferos-caracteristicas-y-grupos/>.
- Esquema de disección del conejo (modificado). https://www.researchgate.net/figure/Schematic-illustration-of-the-location-of-the-Conception-Vessel-CV-meridian-and_fig4_45199033
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2005290109600273?via%3Dihub>
- Garduño Cruces EA. Disección de un conejo e identificación de órganos. <https://www.academia.edu/41378096/Disecccion-de-un-conejo-e-identificacion-de-organos>.
- Vídeo de la "Disección completa de conejo". IES Río verde. <https://www.youtube.com/watch?v=F8Pop1S-iY>.

Práctica 6

Aparato Digestivo de Vertebrados

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado sea capaz de relacionar las estructuras anatómicas del aparato digestivo en vertebrados con sus principales funciones, haciendo énfasis en especies de mamíferos de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Tracto digestivo de rumiante (llevado por los profesores)
- Estuche de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección, 2 pinzas de disección y 1 pinza hemostática recta.
- Charola de disección
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Un recipiente con agua jabonosa
- Un vaso de precipitados de 500 mL
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico (responsabilidad del equipo).
- Bolsa para guardar comida (parte comestible del rumen)
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

La diferencia entre **sistemas** (del griego σύστημα [*systema*] = conjunto). y **aparatos** (del latín *apparatus* = disponer o preparar) puede ser confusa y ambigua, ya que estos términos se pueden utilizar de manera indistinta para designar al “conjunto de órganos que contribuyen a realizar una función general común” (Rosell Puig *et al.* 2004).

Por definición, en Biología un **sistema** “es un conjunto de órganos ordenados que están relacionados e interactúan entre sí para cumplir una determinada función fisiológica”; está compuesto por órganos homogéneos o semejantes en estructura y origen, ya que en su estructura predomina un mismo tipo de tejido originado de una determinada hoja germinativa”. En esta definición se incluyen los sistemas óseo, muscular y nervioso. Por otro lado, un **aparato** se define como “conjunto de elementos que son heterogéneos y diferentes entre sí en estructura y origen, donde los elementos no son órganos sino sistemas y, por ende, varias funciones específicas de cada aparato, por lo que tiene un rango superior a la de cualquier sistema (Equipo editorial Etecé 2021). En este concepto se incluyen los **aparatos digestivo**, locomotor, respiratorio, urinario, genital, endocrino y circulatorio (Rosell Puig *et al.* 2004). Otros autores consideran las semejanzas de la estructura con base en un plan estructural común, su origen único a partir del endodermo y lo denominan sistema digestivo, como en idioma inglés (Cordido Carballido 2005; Jones *et al.* 2012; Kobelkowsky y Rojas-Ruiz 2017; Megías *et al.* 2022).

En general, el aparato digestivo presenta **4 funciones: ingestión, digestión, absorción y excreción** (Jones *et al.* 2012). Entre animales invertebrados y vertebrados existen diferencias notables, ya que en los vertebrados está más evolucionado por lo que está formado por un tubo hueco, con musculatura lisa que permite la peristalsis y, por tanto, la digestión de alimentos de gran tamaño (**macrofagia**), que recorre el organismo en dirección longitudinal debido a que está abierto en sus extremos denominados boca y ano. En contraste, muchos invertebrados presentan un aparato digestivo incompleto, donde el único orificio tiene las funciones de boca y ano.

La estructura general del aparato digestivo de los mamíferos comprende las siguientes zonas: cefálica (digestión mecánica), del tronco (digestión química) y caudal (desecho de heces), además de las glándulas anexas, principalmente el hígado y el páncreas. Las principales partes del digestivo de los vertebrados que están en la zona cefálica son: cavidad bucal, faringe, esófago. Las secciones que están en la zona del tronco son: estómago e intestinos delgado y grueso, mientras que en la zona caudal se encuentra el recto y la cloaca (del latín *cloāca* = desagüe) o ano (Megías *et al.* 2022).

El aparato digestivo de las distintas especies es muy semejante en sus formas. La primera parte más ensanchada sirve para la digestión (estómago) y la segunda porción en forma de tubo fino y alargado para la absorción (intestino). Este último segmento se especializó para que la absorción de nutrientes sea más eficiente, por lo que **la forma de tubo y la formación de invaginaciones incrementó notablemente la superficie de absorción**, ya que la presencia de vellosidades y microvellosidades **aumenta hasta 1,000 veces** en comparación con una superficie lisa, haciendo que la eficiencia de absorción de lípidos y proteínas sea superior al 95% (Open Course Ware 2017).

Aparato digestivo de rumiantes

La mayoría de los animales carecen de enzimas capaces de atacar la celulosa, por eso motivo los herbívoros presentan un **tracto digestivo ensanchado**, donde las condiciones son favorables para el mantenimiento de una flora bacteriana, la cual es capaz de atacar la celulosa. En el cerdo, caballo y conejo, esta porción ensanchada está situada en la última porción del intestino grueso; sin embargo, en esta porción la capacidad de absorción de los productos finales de la digestión es mucho menor. En el caso de los **rumiantes**, esta porción se halla en la primera parte del tracto digestivo, antes del estómago, permitiendo que los productos de la acción de bacterias, hongos y protozoarios sean completamente absorbidos por el animal, por lo que los hace especialmente aptos para **alimentarse con forrajes de baja calidad, con alto contenido de celulosa** e inutilizables por otras especies. Los rumiantes no requieren alimentos que podrían ser utilizados directamente por el hombre, como sucede con los cerdos y las aves y en consecuencia pueden ocupar un lugar importante ante una mayor demanda de alimentos (García-Tobar y Ginguins 1969; Jones *et al.* 2012; Gutiérrez-Borroto 2015).

La **lengua de los rumiantes** es especialmente larga y cubierta por diferentes tipos de papilas que le dan una marcada aspereza y la convierten en el principal órgano de aprehensión, rodeando el pasto y llevándolo a la boca. La **dentadura de los rumiantes** carece de caninos e incisivos en el maxilar superior, los cuales están reemplazados por una almohadilla carnosa, por lo que el bocado es ligeramente masticado, mientras el animal sigue comiendo. Cuando se ha formado un bolo de aproximadamente 100 gramos, incluyendo la saliva, éste es deglutido. Los rumiantes poseen distintos tipos de glándulas que se clasifican según el tipo de secreción en 1) **saliva mucígena** (polisacáridos) que humedece el bolo, facilita la masticación y permite la deglución; 2) **saliva alcalina**, que mantiene el pH del rumen en la neutralidad y evita la acidez estomacal.

El estómago de los rumiantes comienza en el extremo del esófago (cardias) y termina en el duodeno (píloro). Está dividido en **cuatro compartimentos** denominados **rumen, retículo o redecilla, omaso o librillo y abomaso, cuajar o estómago verdadero**. El rumen es el de mayor volumen (capacidad de más de 200 litros en vacunos) tiene una membrana mucosa recubierta por un epitelio escamoso, estratificado y está rodeado por una capa muscular, la que produce las contracciones. La redecilla está separada del rumen por el pliegue rumino-reticular y la mucosa de este compartimento presenta pliegues de 1 cm de altura que dan origen a celdas poligonales en la característica forma de panal.

La **rumia es la función característica del rumiante** y consiste en la regurgitación de la digesta del retículo a la boca. El estímulo para iniciar la rumia es el contacto de partículas gruesas en la pared ruminal; se produce una contracción del retículo que precede las contracciones del ciclo de mezcla y eleva el material por encima del nivel del cardias; este se abre y el alimento es absorbido por una presión negativa, similar a la del eructo. Se regurgita un bolo de aproximadamente 130 g con cierta cantidad de líquido. La **“remasticación”** dura de 25 a 60 segundos y consiste en 30 a 80 movimientos de mandíbula. El tiempo total dedicado a la rumia depende del tipo de dieta, siendo muy pequeño en dieta con gran contenido de grano y mayor tratándose de alimentos con mucha fibra.

El rumen proporciona una cavidad adecuada para que los microorganismos ruminales (bacterias, hongos y protozoarios) puedan realizar su actividad fermentativa, ya que la cantidad de oxígeno es baja (hipoxia) o nula (anóxica). Estos microorganismos tienen las enzimas que pueden romper (hidrolizar) la celulosa, hemicelulosa y pectina de los alimentos vegetales en ácidos grasos de bajo peso molecular (volátiles), aminoácidos y el amoníaco producido por la degradación de las proteínas (Fegasacruz 2022; Megías *et al.* 2022).

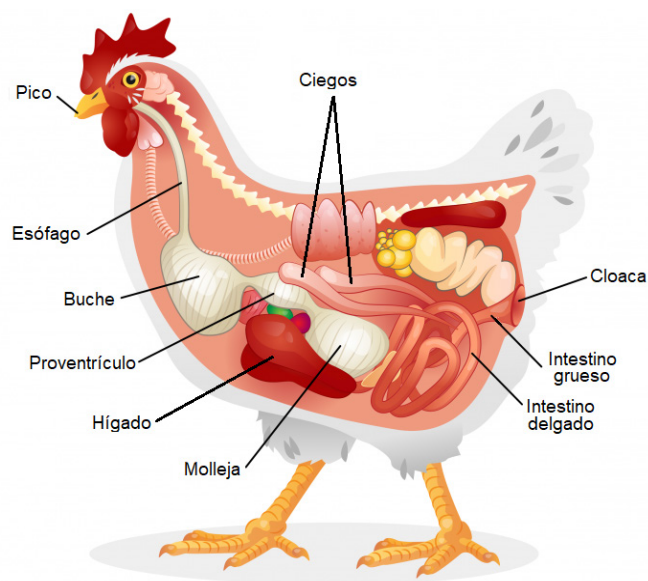


Figura 1. Aparato digestivo de las aves (*Gallus*). Traducido al español de: How Animals Digest Their Food (2021), Let's Talk Science. <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food> (VectorMine via iStockphoto).

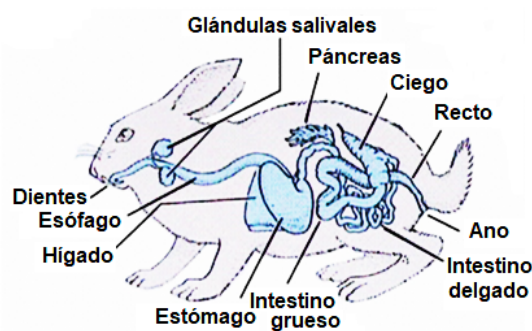


Figura 2. Aparato digestivo del conejo. Traducido al español de: How Animals Digest Their Food (2021). <https://www.guyhowto.com/digestive-system-of-rabbit/>

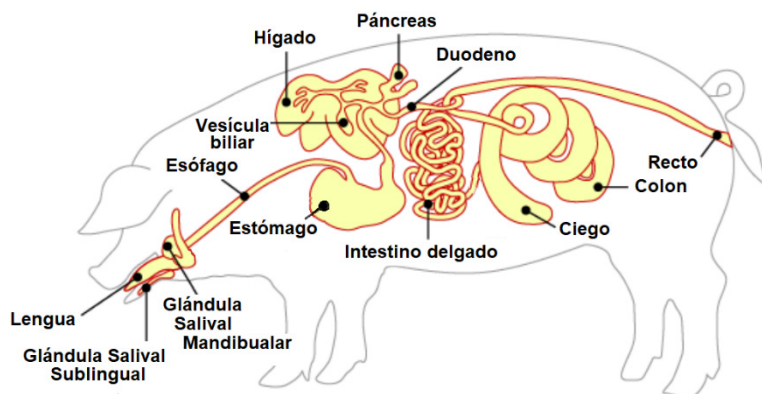


Figura 3. Aparato digestivo del cerdo. Traducido al español de: Introduction to Feeding Swine. https://courses.ecampus.oregonstate.edu/ans312/ten/swine_1_trans.htm

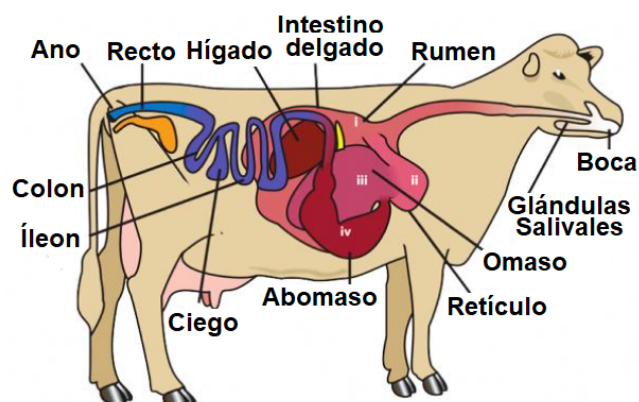


Figura 4. Aparato digestivo de la vaca. Traducido al español de: William Considine, Farmer writes_ruminating on ruminants (2014). <https://www.farmersjournal.ie/farmer-writes-ruminating-on-ruminants-164180>

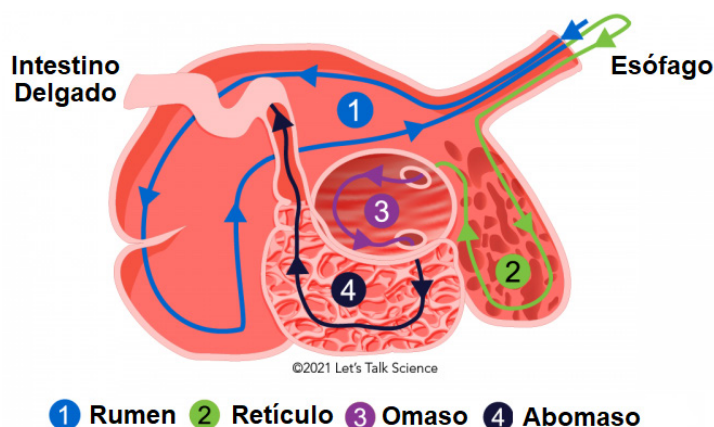


Figura 5. Movimiento del alimento en el aparato digestivo de rumiantes.

Traducido al español de: How Animals Digest Their Food, Let's Talk Science (2021). <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food> (VectorMine via iStockphoto).

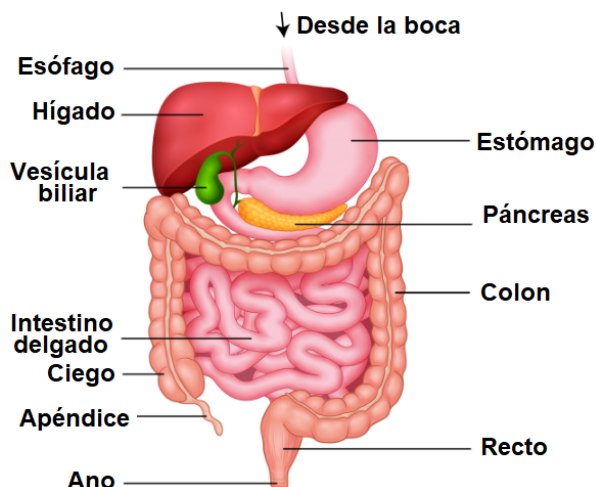


Figura 6. Aparato digestivo humano. Traducido al español de: How Animals Digest Their Food, Let's Talk Science (2021). <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food> (VectorMine via iStockphoto).

Procedimiento Práctico

1. Coloca el rumen en la charola de disección. Obsérvalo y trata de reconocer las partes más importantes de su anatomía externa y relacionalas con su función.
2. Discute con tus compañeros de equipo la diferencia entre animales monogástricos y rumiantes.
3. Con las tijeras corta cada uno de los compartimentos y observa en el microscopio estereoscópico el endotelio que recubre a cada uno. Toma fotografías.
4. Recorta con las tijeras un pequeño trozo (2x2 cm aproximadamente) y obsérvalo al microscopio estereoscópico. Fotografía lo observado.
5. Observación microscópica de diferentes tipos de epitelios.
 - Observa en el microscopio óptico las muestras que los profesores darán sobre los diferentes tipos de epitelios. Utiliza los aumentos de 10X, 40X y 100X.
 - Describe las características de cada una y asocia su estructura con la función.

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Con base en las microfotografías obtenidas, describe los diferentes tipos de epitelios que observaste de los distintos compartimentos y explica su función. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una, en su caso.
2. Realiza un esquema de cómo se realiza el tránsito del alimento por los diferentes compartimentos y describe los cambios que consideres más importantes.
3. Selecciona dos ejemplos de organismos rumiantes, distintos a los bovinos, y realiza un cuadro comparativo del sistema digestivo (semejanzas y diferencias) entre los 3, es decir, del bovino y los otros 2 que seleccionaste. No olvides incluir las citas y las referencias.
4. Realiza un cuadro comparativo (semejanzas y diferencias) de los aparatos digestivos del conejo y del bovino. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o End-Note).

Cuestionario

1. ¿A que corresponde el buche en los tacos de carnitas?
2. ¿A que corresponde el callo, el panal y el libro cuando comes pancita?
3. ¿Cómo es el ciego de los rumiantes?
4. ¿Qué diferencia hay entre la molleja de un caldo de gallina y la molleja de unos tacos de cabeza de res?
5. Explica fisiológicamente cómo funciona el tracto digestivo de los bovinos y por qué se relaciona con el cambio climático, apóyate en esquemas de libros o artículos recientes.

Bibliografía de la Práctica 6

- Cordido Carballido, F. (2005). Fisiología y fisiopatología de la nutrición. Universidad de Coruña.
- Equipo editorial Etecé. (2021). Sistema en Biología. - Concepto y sistemas del cuerpo humano. <https://concepto.de/sistema-en-biologia/>
- Fegasacruz. (2022). El rumen, motor de la digestión en los bovinos. Fegasacruz. <https://fegasacruz.org/el-rumen-motor-de-la-digestion-en-los-bovinos/>
- García-Tobar, J., Ginguins, M. (1969). Anatomía y Fisiología del Aparato Digestivo de los Rumiantes. Sitio Argentino de Producción Animal, 12(1). https://www.produccion-animal.com.ar/informacion_tecnica/manejo_del_alimento/02-anatomia_fisiologia_digestivo.pdf
- Gutiérrez-Borroto, O. (2015). Ruminant digestive physiology as research subject at the Instituto de. Cuban Journal of Agricultural Science, 49(2), 10.
- Jones, T. C., Mohr, U., Hunt, R. D. (Eds.). (2012). Digestive System.
- Kobelkowsky, A., Rojas-Ruiz, M. I. (2017). Anatomía comparada del sistema digestivo de los lenguados *Syacium papillosum* y *Syacium gunteri* (Pleuronectiformes: Paralichthyidae). Revista de biología marina y oceanografía, 52(2), 255-273. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572017000200006>
- Megías, M., Molist, P., Pombal, M. (2022). Sistema digestivo. Atlas de Histología Vegetal y Animal. Atlas de histología vegetal y animal. https://mmegias.webs.uvigo.es/2-organos-a/guiada_o_a_08digestivo.php
- Open Course Ware. (2017). Digestión y absorción. <https://ocw.unican.es/mod/page/view.php?id=571>
- Roa, I., Meruane, M. (2012). Desarrollo del Aparato Digestivo. International Journal of Morphology, 30(4), 1285-1294. <https://doi.org/10.4067/S0717-95022012000400006>
- Rosell Puig, W., González Fano, B., Cué Mourellos, C., Dovale Borjas, C. (2004). Organización de los sistemas orgánicos del cuerpo humano para facilitar su estudio. Educación Médica Superior, 18(3), 1-1.

Imágenes y páginas web

- Aparato digestivo del cerdo: anatomía y funciones. <https://www.elsitioporcino.com/articles/2513/sistema-digestivo-del-cerdo-anatomia-y-funciones/>
- Aparato digestivo del cerdo. Introduction to Feeding Swine. https://courses.ecampus.oregonstate.edu/ans312/ten/swine_1_trans.htm
- Aparato digestivo del conejo <https://www.lifeder.com/aparato-digestivo-conejo/>
- Aparato digestivo del conejo. <https://www.guyhowto.com/digestive-system-of-rabbit/>
- Aparato digestivo de la gallina. <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food>
- Aparato digestivo del humano. <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food>
- Aparato digestivo de la vaca. <https://www.farmersjournal.ie/farmer-writes-ruminating-on-ruminants-164180>
- Marulanda JF. Sistema digestivo de las aves, características, órganos y glándulas. <https://animalesbiologia.com/aves/anatomia-de-las-aves/sistema-digestivo-de-las-aves>
- Movimiento del alimento en el aparato digestivo de rumiantes. <https://letstalkscience.ca/educational-resources/backgrounders/how-animals-digest-their-food>

Práctica 7

Aparato Reproductor de Vertebrados

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado sea capaz de relacionar las estructuras anatómicas del aparato reproductor en vertebrados con sus principales funciones, haciendo énfasis en especies de mamíferos de interés pecuario.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Tractos reproductores masculino, femenino o ambos (llevado por los profesores)
- Estuche de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección, 2 pinzas de disección y 1 pinza hemostática recta.
- Charola de disección
- Microscopio estereoscópico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Un recipiente con agua jabonosa
- Un vaso de precipitados de 500 mL
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico (responsabilidad del equipo).
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

El desarrollo del aparato reproductor está condicionado principalmente por el **sexo genético o cromosómico**; sin embargo, otros factores como el ambiente endocrino también pueden determinar el **sexo gonadal**. En el caso de los primeros vertebrados como los peces, algunos anfibios y reptiles el desarrollo hacia el sexo masculino o femenino puede estar influenciado por factores externos como la temperatura, el fotoperiodo, la salinidad e incluso la demografía, es decir el número de individuos (Piferrer *et al.* 2005; Baroiller *et al.* 2009; Fritz *et al.* 2019) pH and hypoxia have also been shown to influence the sex ratio of fish species from very divergent orders. Differential growth or developmental rate is suggested to influence sex differentiation in sea bass. Studies in most fish species used domestic strains reared under controlled conditions. In tilapia and sea bass, domestic stocks and field-collected populations showed similar patterns of thermosensitivity under controlled conditions. Genetic variability of thermosensitivity is seen between populations but also between families within the same population. Furthermore, in the Nile tilapia progeny testing of wild male breeders has strongly suggested the existence of XX males in 2 different natural populations. Tilapia and Atlantic silverside studies have shown that temperature sensitivity is a heritable trait which can respond to directional (tilapia. Inclusive, en algunas especies de peces y anfibios puede ocurrir la **reversión sexual** (Ortega-Recalde *et al.* 2020; Ruiz-García *et al.* 2021)

En los mamíferos, un ambiente libre de hormonas y en ausencia de gónadas lleva a la formación de un aparato reproductor de hembra y la aparición de **andrógenos** (hormonas masculinas) conduce al **desarrollo de un aparato reproductor masculino** (Rey, 2001; Shah *et al.*, 2021).

En los siguientes párrafos se describen por separado las características morfofisiológicas de los tractos reproductores masculino y femenino, con especial énfasis en las estructuras más sobresalientes de cada uno.

Tracto Reproductor Masculino

El aparato reproductor masculino es el encargado de la producción y maduración de los **gametos** (del griego γαμετή [*gameté*] = esposa o esposo) masculinos o **espermatozoides** (del griego σπέρμα [*sperma*] = semilla y ζῷον [*zōion*] = animal). Embriológicamente, el aparato reproductor está relacionado con el tracto urinario, desarrollándose los túbulos y conductos de ambos de manera interdependiente. En el humano, la uretra es un pasaje común del sistema urinario y del aparato reproductor (Fails *et al.* 2018).

El aparato reproductor masculino de los mamíferos consta de dos **testículos** (del latín *testiculus* = testigo de la virilidad; diminutivo de *testis* = testigo) que están escrotados (del latín *scrotum* = bolsa de piel), así como los órganos accesorios que incluyen conductos espermáticos (epidídimo), las glándulas accesorias y el pene. En los testículos se lleva a cabo la producción de espermatozoides (**espermatogénesis**) y de hormonas esteroideas (**esteroidogénesis**), principalmente la testosterona. Así mismo, existen otras estructuras que ayudan al tracto reproductor masculino como son: las glándulas sexuales accesorias (glándulas ampulares, glándulas vesiculares, próstata y glándulas bulbouretrales), estas últimas estarán presentes o ausentes en las distintas especies de mamíferos (Fails *et al.* 2018).

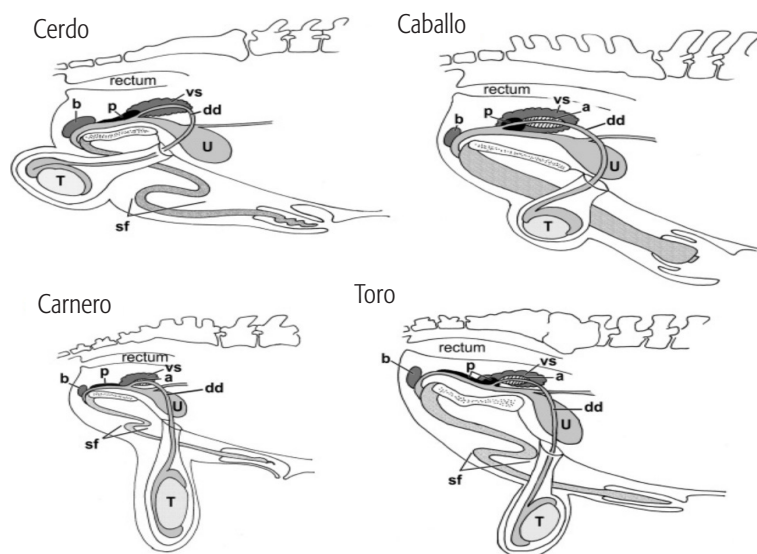


Figura 1. Esquema comparativo del aparato reproductor masculino en especies pecuarias (cerdo, caballo, carnero y toro). T, testículo; U, vejiga; dd, conducto deferente; a, ampolla; vs, glándula vesicular; p, próstata; b, glándula bulbouretral; sf, flexión sigmoidea (Fails *et al.* 2018).

Epidídimo

Es un ducto contorneado que se localiza junto a cada uno de los testículos y donde se desarrolla la **maduración espermática**, así como también se **almacenan los espermatozoides**. Presenta 3 zonas: cabeza, cuerpo y cola, donde esta última se convierte en el conducto deferente y se incorpora al cordón espermático del testículo para llevar el semen hacia el pene, pasando por la uretra (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Glándulas accesorias

Las glándulas accesorias incluyen a las vesículas o glándulas seminales, la próstata y las glándulas bulbouretrales o de Cowper. En conjunto, producen el plasma seminal, la parte líquida del eyaculado (semen), que lubrica el sistema de conductos de la uretra, transportan y nutren a los espermatozoides hasta que salen por el pene y funciona como coagulante después de la eyaculación. Para llevar a cabo su función, presentan una capa de músculo liso que facilita la secreción del semen durante la eyaculación. La uretra también se considera parte del sistema urinario. Las glándulas seminales y la próstata producen el mayor porcentaje del volumen del líquido seminal, mientras que las glándulas de Cowper secreta sustancias que neutralizan la orina y lubrica la uretra antes de la eyaculación.

Pene

El órgano sexual masculino posee dos porciones: el tronco o tallo y el glande o cabeza. El tronco es la parte principal del pene, está rodeado por tejido eréctil (cuerpo esponjoso) y dos porciones de cuerpos cavernosos, lo que le permite expandirse y contraerse. El glande es la punta, donde se encuentra una abertura por la cual sale el semen y la orina (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Tracto Reproductor Femenino

El aparato reproductor femenino de los mamíferos es el encargado de producir a los **ovocitos** (del latín *ovum* = huevo y *cyte* = célula), proporcionando el entorno adecuado para el desarrollo y crecimiento del embrión. Los órganos reproductores femeninos incluyen dos ovarios, dos oviductos, el útero, la vagina (del latín *vagina* = vaina) y la vulva (del latín *volva* = envoltura). Es el encargado de la producción y maduración de los **óvulos** o **gametos femeninos** (Fails *et al.* 2018).

Ovarios

En las gónadas femeninas se lleva a cabo el desarrollo de los folículos (foliculogénesis) y la producción de hormonas esteroideas (esteroidogénesis). La forma del ovario varía entre especies, están compuestas por una corteza y una médula. Las hembras de los equinos son únicas debido a que la médula y la corteza tienen una localización inversa al resto de los mamíferos, ya que durante el séptimo mes del desarrollo embrionario el ovario se voltea y queda en el interior la corteza (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Folículos ováricos

En la corteza de los ovarios se encuentran los folículos, las cuales son estructuras esféricas rodeadas por una membrana semi-transparente. En el interior de los folículos se encuentran los ovocitos, los cuales maduran hasta el momento de la ovulación. En la vaca el tamaño de los folículos es de 2 a 2.5 cm y se clasifican de acuerdo con su tamaño: por ejemplo, F5 se denomina a los que tienen diámetro aproximado de 5 mm y F10 cuando son de 10 mm. Otra forma de clasificación es utiliza la nomenclatura de “folículos primarios o preantrales”, los que tienen diámetro menor de 4 mm, “folículos secundarios o antrales”, cuando son de 4 a 9 mm de diámetro y “folículos terciarios o de Graaf” cuando son mayores de 9 mm. El número de folículos que maduran depende de las especies: en la vaca y la yegua generalmente madura sólo uno en cada ciclo, mientras que en la cerda pueden ser de 10 a 20, dependiendo de varios factores como la alimentación, el medio ambiente y la estación del año (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Oviductos

Los oviductos son las estructuras tubulares donde se lleva a cabo la fertilización y conectan cada ovario con el útero. El extremo cercano al ovario presenta forma de embudo que lo rodea para captar al óvulo y se denomina infundíbulo, el cual presenta la fimbria que permite la atracción del gameto al ampulla. La parte del oviducto más cercana al cuerno uterino es el istmo, el cual se conecta con el cuerno por la unión útero tubárica (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Útero

El útero es el órgano donde se lleva a cabo el desarrollo embrionario (gestación). En las especies domésticas se encuentra dividido en dos cuernos (bicornuales) y un cuerpo. La unión que presentan los cuernos uterinos entre sí depende de las especies, por lo que se clasifican en: 1) **úteros con fusión intercornual alta**, presentes en la yegua, donde los cuernos son cortos y el útero grande. 2) **úteros con fusión intercornual moderada**, propios de los rumiantes, en los que los cuernos tienen una longitud media. 3) **úteros con fusión intercornual baja**, propios de la cerda, ya que los cuernos son largos y el cuerpo uterino es corto (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

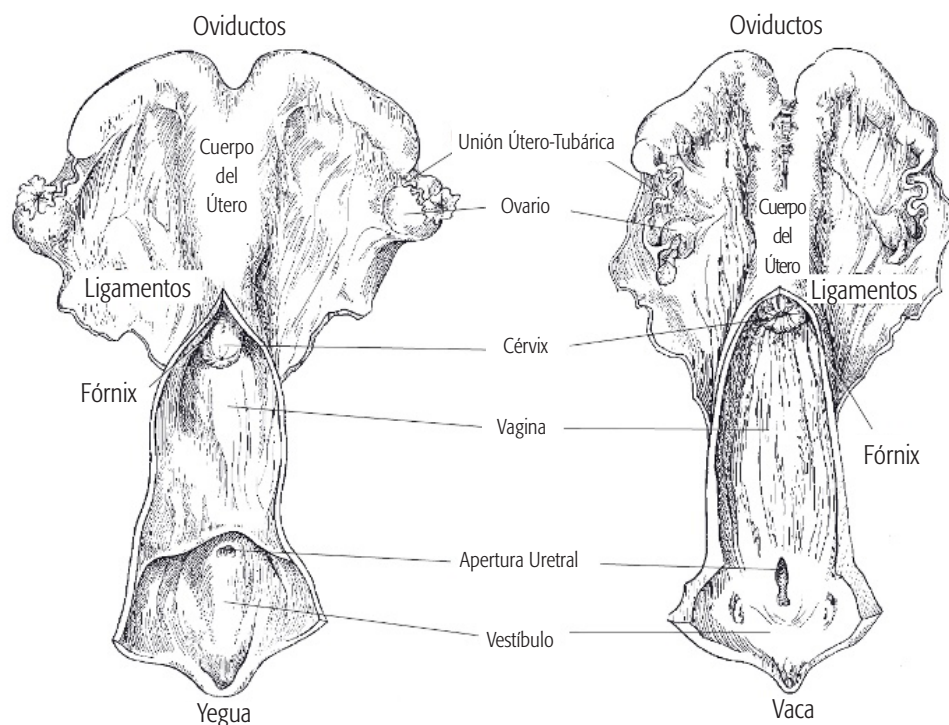


Figura 2. Esquema comparativo del aparato reproductor femenino en la yegua y la vaca
(Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

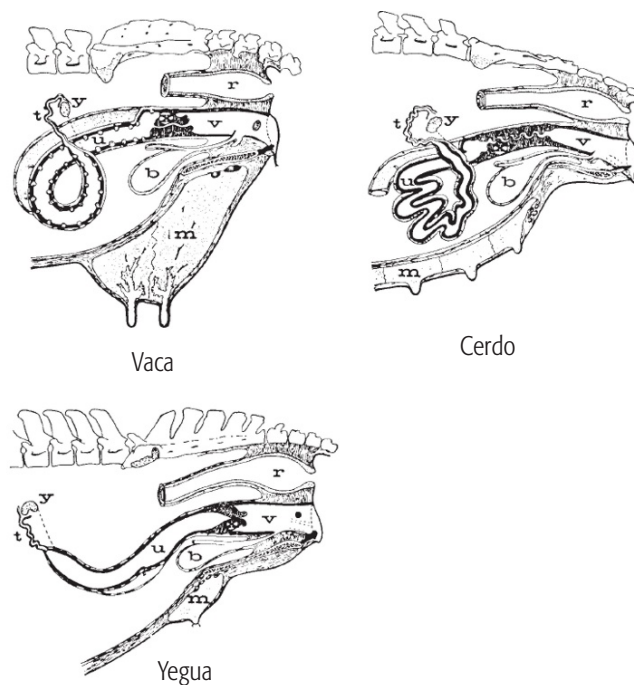


Figura 3. Esquema comparativo del aparato reproductor femenino en distintas especies pecuarias (vaca, cerdo y yegua).
b, vejiga; m, glándula mamaria; r, recto; t, oviducto; u, útero; v, vagina; x, cuello uterino; y, ovario
(Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Órgano	Bovino	Ovino	Equino	Porcino	Canino	Felino
Forma del Ovario	Ovoide: semeja una almendra	Ovoide	Arriñonada con fosa de ovulación	Racimo de uvas	Como un frijol	Ovoide: cubierta parcialmente por la bolsa ovárica
Peso de los Ovarios	10 a 20	3 a 4	40 a 80	3 a 7	1.5	0.2
Número de folículos que maduran	1 a 2	1 a 4	1 a 2	10 a 25	3 a 20	3 a 7
Bolsa ovárica	Ancha y abierta	Ancha y abierta	Angosta con una hendidura sobre la fosa de ovulación	Bien desarrollada, encierra al ovario completamente	Cubre completamente los ovarios	Cubre completamente los ovarios
Longitud del oviducto (cm)	25	1 a 19	20 a 30	15 a 30	---	5 a 6
Tipo de útero	Bicomual de fusión moderada	Bicornual de fusión moderada	Bicornual de fusión alta	Bicornual de fusión baja	Bicornual de fusión baja	Bicornual de fusión baja
Longitud de cuernos (cm)	35 a 40	10 a 12	15 a 25	40 a 65	4 a 10	10
Longitud de cuerpo (cm)	2 a 4	1 a 2	15 a 20	5	2 a 5	2
Características de cérvix	Muy prominente 3 a 4 anillos	Muy prominente 5 a 7 anillos	Pliegues longitudinales	En forma de tirabuzón	Forma de papila que protruye hacia la vagina	
Longitud de cérvix (cm)	8 a 10	4 a 10	7 a 8	10	1.5 a 2	----
Longitud de la vagina (cm)	25 a 30	10 a 4	20 a 35	10 a 15	10 a 15	2
Diámetro de los Foliculos (mm)	12 a 19	5 a 10	25 a 70	8 a 12	6	0.5
Diámetro del cuerpo Lúteo (mm)	20 a 25	9	10 a 25	10 a 15	---	4.5

Tabla 1. Cuadro comparativo de las características principales de estructuras del aparato reproductor de las hembras en diferentes especies domésticas (Porras Almeraya y Páramo Ramírez 2009).

Procedimiento Práctico

- Coloca el tracto reproductor (hembra o macho) en la charola de disección.
- Identifica como está conformado el aparato reproductor.
- Toma fotografías de los distintos órganos del aparato reproductor.
- Todas las disecciones que realices, debes observarlas en el microscopio estereoscópico. Recuerda que debes reportar las fotos indicando en que aumento estas observando.

Morfología del macho.

- Corta el testículo y separa las diferentes capas que lo cubren e identifica las estructuras adyacentes.
- Identifica el epidídimo y secciónalo en cabeza, cuerpo y cola.
- Comparar los diferentes tipos de pene que existen (fibroelásticos y vasculares), al momento de la disección identifica en el cuerpo peneano la parte ventral a la uretra peneana, el cuerpo esponjoso y los cuerpos cavernosos.

Morfología de la hembra.

- Identifica la posición de las distintas estructuras que forman parte del aparato reproductor.
- Identifica qué tipo de útero estamos viendo.
- Identifica los ovarios, las distintas capas que los conforman (corteza y médula) y las estructuras ováricas.
- Discute en qué etapa del ciclo estral se puede encontrar y por qué.

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Describe el útero del ejemplar observado y menciona sus características en comparación con otras especies de mamíferos. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una, en su caso.
2. Describe los diferentes tipos de penes del ejemplar observado y menciona sus características en comparación con otras especies de mamíferos. Compara lo observado con lo reportado en las páginas web y no olvides incluir las citas y las referencias.
3. Describe al menos dos características de fertilización interna que les proporcionen ventajas reproductivas y adaptativas, en comparación con las especies que presentan fertilización externa.
4. Describe la anatomía externa del ovario y de los cortes realizados. Recuerda incluir las imágenes y los aumentos de cada una.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o EndNote).

Cuestionario

1. ¿Cuáles son las principales formas de úteros que presentan los mamíferos y señala sus características?
2. Realiza un cuadro comparativo de los diferentes tipos de penes en mamíferos de importancia zootécnica (al menos 3) y en la última columna describe su importancia.
3. ¿Cuál es el mecanismo mediante el cual las hormonas femeninas (estrógenos y progesterona) regulan el ciclo estral en mamíferos?
4. ¿Cuál es la importancia de la placenta en la reproducción animal y qué tipos de placentas existen?
5. ¿A qué estructuras corresponden la “nana”, el “nenepil”, las “criadillas” y el “viril” en la gastronomía mexicana y de qué animales se consume?

Bibliografía de la Práctica 7

- Baroiller, J. F., D'Cotta, H., Saillant, E. (2009). Environmental effects on fish sex determination and differentiation. *Sexual Development: Genetics, Molecular Biology, Evolution, Endocrinology, Embryology, and Pathology of Sex Determination and Differentiation*, 3(2-3), 118-135. <https://doi.org/10.1159/000223077>
- Fails, A. D., Magee, C., Frandson, R. D. (2018). *Anatomy and physiology of farm animals* (Eighth edition). Wiley/Blackwell.
- Fritz, W. F., Sena, L. S., Becker, S. E., Katz, L. S. (2019). Differential effects of androgens, estrogens and socio-sexual context on sexual behaviors in the castrated male goat. *Hormones and Behavior*, 109, 10-17. <https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2019.01.008>
- Jennings, R., Premnandan, C. (2017). Male accessory sex glands: Vol. Chapter 12: Male Reproductive System. Pressbooks. The Ohio State University. <https://ohiostate.pressbooks.pub/vethisto/chapter/12-male-accessory-sex-glands/>
- Ortega-Recalde, O., Goikoetxea, A., Hore, T. A., Todd, E. V., Gemmell, N. J. (2020). The Genetics and Epigenetics of Sex Change in Fish. *Annual Review of Animal Biosciences*, 8, 47-69. <https://doi.org/10.1146/annurev-animal-021419-083634>
- Piferrer, F., Blázquez, M., Navarro, L., González, A. (2005). Genetic, endocrine, and environmental components of sex determination and differentiation in the European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *General and Comparative Endocrinology*, 142(1-2), 102-110. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2005.02.011>
- Porras Almeraya, A. I., Páramo Ramírez, R. M. (2009). *Manual de Prácticas de Reproducción Animal* (1.a ed.). FMVZ UNAM. https://fmvz.unam.mx/fmvz/licenciatura/coepa/archivos/manuales_2013/Manual%20de%20Practicas%20de%20Reproduccion%20Animal.pdf
- Rey, R. (2001). Diferenciación sexual embrio-fetal: De las moléculas a la anatomía. *Revista Chilena de Anatomía*, 19(1), 75-82. <https://doi.org/10.4067/S0716-98682001000100012>
- Ruiz-García, A., Roco, Á. S., Bullejos, M. (2021). Sex Differentiation in Amphibians: Effect of Temperature and Its Influence on Sex Reversal. *Sexual Development: Genetics, Molecular Biology, Evolution, Endocrinology, Embryology, and Pathology of Sex Determination and Differentiation*, 15(1-3), 157-167. <https://doi.org/10.1159/000515220>
- Shah, W., Khan, R., Shah, B., Khan, A., Dil, S., Liu, W., Wen, J., Jiang, X. (2021). The Molecular Mechanism of Sex Hormones on Sertoli Cell Development and Proliferation. *Frontiers in Endocrinology*, 12, 648141. <https://doi.org/10.3389/fendo.2021.648141>

Imágenes, vídeos y páginas web

Aparato reproductor del macho y hembra comparado (vídeo) https://www.youtube.com/watch?v=_DI3nwlB0SU

Aparatos reproductores, Reproducción animal. Plan Ceibal. https://rea.ceibal.edu.uy/elp/reproduccion-animal/aparatos_reproductores.html

Fundamentos Zootécnicos: Reproducción y selección animal. <https://sabiduriaenlahistoria.wordpress.com/2016/05/17/tema-4-fundamentos-zootecnicos/>

Segundo Práctico: Aparato Reproductor de la hembra; Parte 1 (Vídeo) <https://www.youtube.com/watch?v=TenVmTe3p7E>

Segundo Práctico: Aparato Reproductor de la hembra; Parte 2 (Vídeo) <https://www.youtube.com/watch?v=nyo7tffE9iw>

Práctica 8

Procesos Reproductivos

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado sea capaz de entender los ciclos reproductivos femeninos (menstrual o estral) y el análisis del semen en mamíferos, incluyendo el humano.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Muestras de espermatozoides u óvulos (llevado por los profesores)
- Microscopio óptico
- Microscopio de contraste de fases
- Pipeta Pasteur con bulbo
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Cámara de Neubauer o hemocitómetro
- Franela, y papel higiénico (responsabilidad del equipo)
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

A) Reproducción Femenina. Ciclo menstrual (humanos)

Para que el útero de las mujeres en edad fértil pueda prepararse cada mes para el embarazo, se deben presentar una serie de cambios fisiológicos que inician desde el primer día de la **menstruación** (del latín *mensis/mene* = luna o ciclo lunar; ya que se produce aproximadamente cada 28 días lo que coincide con el mes lunar) hasta el día previo del siguiente. Estos cambios van emparejados con la **ovogénesis** o desarrollo de los óvulos, la **foliculogénesis** o maduración de los folículos de los ovarios, el acondicionamiento del útero para albergar un embrión y los mecanismos de regulación hormonal del eje hipotálamo-hipófisis-ovario. Todos estos acontecimientos tienen como fin último que los óvulos sean fecundados y dar lugar a un nuevo ser (Zanin *et al.* 2011; Mihm *et al.* 2011).

La **menarquia** (del griego *μήνός* [*menos*] = mes, y *ἀρχή* [*arkhe*] = principio) o primera menstruación se presenta durante la **pubertad** (del latín *pubere* = joven; pubis con vello) y constituye el primer sangrado vaginal, de naturaleza menstrual, en una mujer. Este sangrado se debe a que en el útero se desprende el tejido de recubrimiento del útero, el cual está altamente vascularizado. El volumen de sangre que sale a través de la vagina es de 35 mL, pero varía en cada persona y puede ir desde 10 y hasta más de 80 mL. El tiempo que duran los periodos menstruales van de tres a cinco días, aunque este rango es variable entre dos y más de siete días. Los ciclos menstruales tienden a acortarse y a volverse más regulares a mayor edad (Clínica-Mayo 2019; Salamonsen 2021).

El ciclo menstrual incluye tres fases: la preovulación, la ovulación y la postovulación. La primera fase también se denomina **fase folicular**, es cuando los folículos que contienen a los óvulos maduran gracias al estímulo de la **hormona estimulante de los folículos (FSH)** proveniente de los gonadotropos de la adenohipófisis, glándula que se encuentra en la base del cerebro. En respuesta a este estímulo, las células de la granulosa de los folículos ováricos producen los **estrógenos** (del griego *οἶστρος* [*oistros*] = tábano o calor y *γενής* [*genes*] = nacimiento), que incluyen al estradiol, la estrona y el estriol. Los estrógenos son hormonas esteroideas de naturaleza lipídica que facilitan la maduración de los óvulos, inducen el engrosamiento del útero y estimulan la proliferación de los ductos lácteos presentes en las glándulas mamarias. En un ciclo “regular”, la fase folicular se presenta

entre los días 6 y 13 del ciclo (tomando como día 1 el primer día de la menstruación) y su longitud pueden variar entre mujeres o incluso en la misma mujer, debido a factores que incluyen la pérdida de peso, el estrés emocional, infecciones, el exceso de ejercicio, la dieta (Vigil *et al.* 2022) e inclusive por el virus SARS-CoV2, causante de la enfermedad COVID-19 (Lebar *et al.* 2022).

Como se observa en la Figura 1, la ovulación se presenta en el día 14 de un ciclo “regular”, cuando el óvulo alcanza su maduración y es expulsado del folículo de uno de los ovarios hasta el útero, a través de una de las trompas de Falopio.

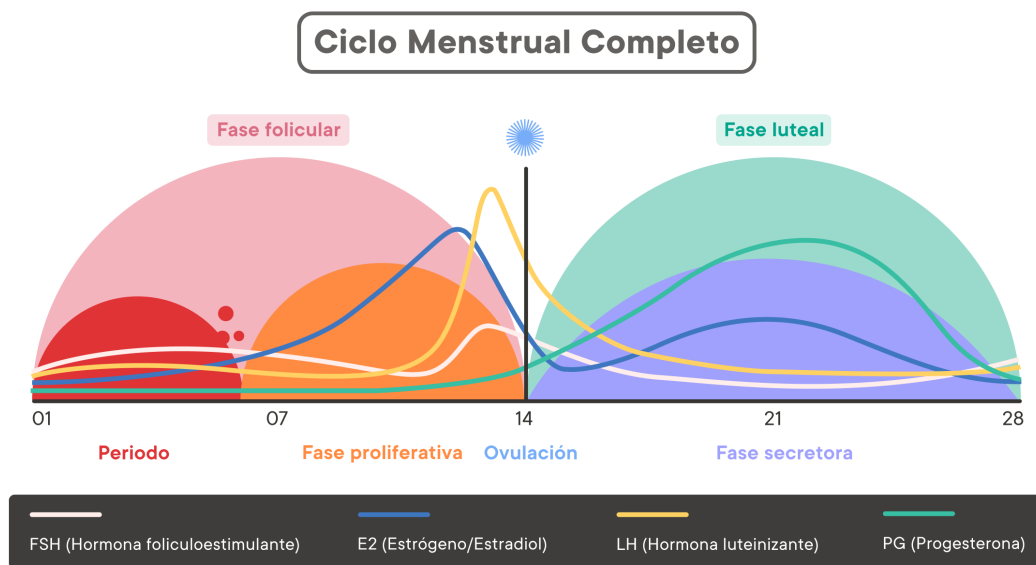


Figura 1. Ciclo menstrual en humanos. Se observan 3 fases: preovulatoria (proliferativa o folicular), la ovulación en el día 14 y la fase postovulatoria (secretora o lútea) así como el incremento de las hormonas peptídicas (FSH y LH) de la hipófisis, como de las hormonas esteroides (estrógenos y progesterona) en el ovario). Tomado de <https://helloclue.com/es/articulos/ciclo-a-z/el-ciclo-menstrual-mas-que-solo-tu-periodo/>.

Este proceso se debe al incremento en la concentración de la **hormona luteinizante (LH)**. Los tres días que preceden a la ovulación y dos después de ésta es el periodo más fértil de las mujeres. La tercera fase es la postovulatoria o **fase lútea** que se presenta inmediatamente después de la ovulación y cuando se incrementa la síntesis de la hormona esteroide **progesterona**, en el **cuerpo lúteo**, la cual induce cambios en el endometrio uterino para hacerlo receptivo al cigoto (griego ζυγωτός [zygōtós] = unido), en caso de que el óvulo sea fecundado por un espermatozoide. La progesterona también inhibe la síntesis de FSH y LH para evitar que inicie otro ciclo menstrual durante un embarazo. Cuando no se produce la fecundación, el óvulo es expulsado junto con el sangrado menstrual. La duración de esta fase es de aproximadamente 14 días hasta que se presenta el sangrado menstrual que es considerado el día 1 del siguiente ciclo (Mihm *et al.* 2011; Cuidate-Plus 2015; Clínica-Mayo 2019).

B) Reproducción Femenina. Ciclo estral en bovinos

Al igual que los humanos, las vacas son **organismos poliéstricos** debido a que presentan múltiples ciclos estrales y durante todo el año. El primer ciclo se presenta aproximadamente a los 12 meses de edad, pero depende del peso, la raza y la alimentación principalmente. La duración de los ciclos estrales varía entre 17 y 25 días, siendo de 21 días en promedio. Como se observa en la Figura 2, el ciclo estral en bovinos inicia con el evento que es más evidente, el estro (“calor” o “celo”) que corresponde al día 0, donde suceden eventos semejantes al ciclo menstrual en humanos y cuya finalidad es la gestación. El ciclo estral se puede interrumpir de manera natural debido al embarazo o la lactación, denominados **anestros fisiológicos**, o por infecciones en el sistema reproductor, la persistencia anormal del cuerpo lúteo (recordemos que es donde se produce progesterona y bloquea la secreción de LH y FSH), la desnutrición y respuestas de estrés, ocasionando **anestros patológicos** (Guáqueta 2009; Hernández Cerón 2016).

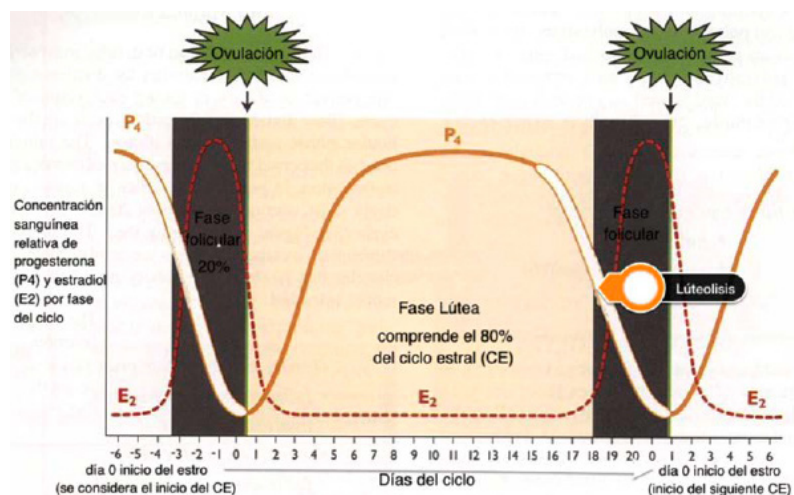


Figura 2. Ciclo estral (CE) en bovinos. Se observan dos fases foliculares (franjas oscuras) a los lados de una fase lútea (franja clara al centro) en un ciclo estral modelo. La ovulación se presenta en el día "0". Tomado de <https://bmeditores.mx/ganaderia/el-ciclo-estral-bovino-2163/> Modificado de (Senger 2005).

El ciclo estral en bovinos consta de dos fases: la folicular, también llamada fase estrogénica, así como la fase lútea o progestacional. La regresión del cuerpo lúteo (luteólisis) se presenta durante la primera fase, por lo que inicia finaliza con la ovulación. Su duración de la fase lútea es de 4 días, lo que representa el 20% del ciclo, y es donde se maduran los folículos ováricos. La acción del estradiol es fundamental y por ello se denomina estrogénica (Guáqueta 2009). Por otro lado, la fase lútea corresponde al 80% del ciclo e inicia con la ovulación, seguida de la formación del cuerpo lúteo, el cual secreta grandes cantidades de progesterona y favorece el desarrollo de los folículos, mientras que las concentraciones de estradiol son bajas. Estas fases se pueden subdividir en **proestro y estro**, dentro de la fase folicular y la ovulación, así como **metaestro** (también llamada "diestro I") y **diestro** (también llamada "diestro II"), en la fase lútea una vez que ha ocurrido la ovulación (Figura 3).

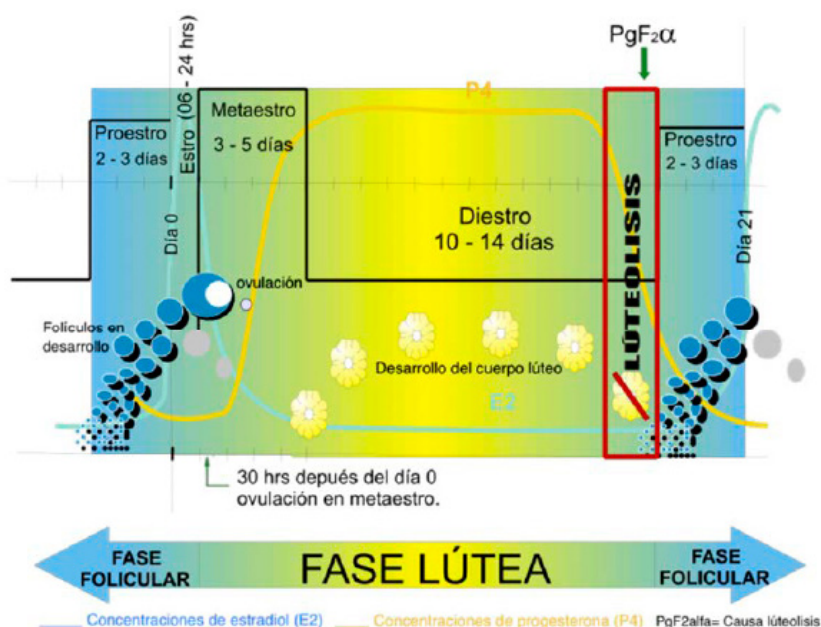


Figura 3. Fases del ciclo estral bovino. Subdivisión de la fase folicular (proestro y estro) y la fase lútea (metaestro y diestro) en un ciclo estral modelo. Tomado de <https://bmeditores.mx/ganaderia/el-ciclo-estral-bovino-2163/>

La fase del **estro** (calor o celo) se caracteriza por un periodo de receptividad sexual, es decir que la monta y el apareamiento son permitidas por las hembras. Esta fase es la más evidente debido a la conducta observada y, por ende, se le considera el día 0 del ciclo. Su duración es de 15 h, en promedio, con un rango de 6 a 24 h. En esta etapa se observa el incremento en la concentración de LH, de 2 a 6 horas después de iniciado el estro y de 28 a 30 horas antes de la ovulación. El **estradiol** domina durante esta etapa y sus efectos se pueden observar porque provoca la turgencia del útero, los edemas de los genitales externos y la producción del moco cervical. Al entrar en estro, lo primero que se observa en las vacas es la **receptibilidad sexual**, caracterizado por la inquietud, el nerviosismo, la fonación (expresiones vocales) y el comportamiento de querer monta a otras vacas. Este comportamiento se asocia con el incremento de estradiol en sangre (Miura 2019) and its dominant follicle (DF. Conforme pasa el tiempo, la receptibilidad sexual aumenta y acepta la monta del macho en la postura denominada **lordosis**, que se caracteriza por el arqueado del dorso en preparación para la monta, y puede ser usado para diagnosticar el momento adecuado para la inseminación artificial o la monta natural (Reith y Hoy 2018; Binelli *et al.* 2018).

En la fase del **metaestro** ya no se presenta receptividad sexual, debido a que las concentraciones de estradiol bajan. Esta fase tiene una duración de 3 a 5 días y ocurre la ovulación entre 28 y 30 horas después del día 0. En esta etapa se forma el cuerpo hemorrágico y hay una transformación en el folículo llamada luteinización, es entonces cuando el cuerpo lúteo secreta altas concentraciones de progesterona en el suero, debido al estímulo de la LH. La etapa más larga es la del **diestro**, ya que su duración es de 10 a 14 días, tiempo en el cual las concentraciones de progesterona son altas para preparar el útero para una posible gestación. La última etapa del ciclo es el **proestro**, el cual comienza cuando las concentraciones de progesterona disminuyen como resultado de la regresión del CL y termina al comienzo del estro. La duración de esta etapa está determinada por el grado de desarrollo en el que se encuentre el folículo dominante, la cual tiene un rango de 2-3 días, el final de esta etapa coincide con el inicio de la receptibilidad sexual, es decir el estro con lo que se cierra el ciclo (Guáqueta 2009; Hernández Cerón 2016).

C) Reproducción Masculina. Análisis del líquido seminal

El análisis del **semen** (del latín *seminis* = semilla) se realiza para evaluar la fertilidad de los varones con la finalidad de diagnosticar la cantidad y calidad de los espermatozoides que se asocian con la infertilidad masculina (López García *et al.* 2012; Baskaran *et al.* 2021) o para determinar la capacidad fertilizante de los machos de las especies pecuarias, particularmente de la industria bovina (Hidalgo Ordóñez *et al.* 2005). Estas pruebas se realizan a partir del semen que es eyaculado, el cual contiene espermatozoides y secreciones provenientes de las glándulas sexuales accesorias, principalmente la próstata y las vesículas seminales, con contribuciones menores de las glándulas bulbouretrales o “de Cowper (Ramm 2020).

Durante la **cópula** (del latín *copula* = lazo/unión) o relaciones sexuales, el semen que contiene los espermatozoides entra en contacto con el moco cervical de la vagina y estos llegan hasta el útero donde se lleva a cabo la fecundación. En el laboratorio el semen se obtiene por **masturbación** (del latín *masturbari* o *manu turbare* = turbar con la mano) o por coitos en vaginas artificiales. La calidad del semen para su análisis depende de factores que tienen que controlarse a la hora de la obtención de la muestra como el tiempo de abstinencia (Hanson *et al.* 2018) y la secuencia de eyaculación (Björndahl and Kvist 2003; Ananthathmakula and Winuthayanon 2020), el uso de sustancias que dañan los espermatozoides (detergentes o espermicidas), el transporte inadecuado de la muestra (tiempo y temperatura), entre otros (Baskaran *et al.*, 2021; López García *et al.*, 2012).

Con base en la Sexta Edición del Manual de la OMS (WHO 2021), los resultados en las mediciones de laboratorio de andrología (humana) dependerán de:

- Recolección correcta de la muestra. Durante la eyaculación, las primeras fracciones de semen que se expulsan son principalmente fluidos prostáticos ricos en espermatozoides, mientras que las fracciones posteriores contienen principalmente fluido vesicular. Por lo tanto, perder la primera porción de la eyaculación puede afectar los resultados del análisis seminal (Baskaran *et al.*, 2021; López García *et al.*, 2012).
- Número y concentración de espermatozoides. El volumen del eyaculado no es una medida directa del número total de espermatozoides, el cual se determina por su concentración en relación con el volumen de semen (Hanson *et al.*, 2018).

En el **análisis seminal** se deben cuantificar tanto las **características macroscópicas como microscópicas**. Entre las primeras se encuentran la licuefacción de la muestra, su viscosidad, apariencia, volumen y pH. Las características microscópicas incluyen movilidad, vitalidad y el número total de espermatozoides, así como (López García *et al.*, 2012; WHO, 2021) y la presencia de posibles malformaciones (Lehti y Sironen 2017).

D) Reproducción Masculina. Evaluación macroscópica de muestras seminales.

Licuefacción. Es un parámetro seminal macroscópico importante, ya que el semen humano debe volverse más líquido (licuarse) después de 15-20 minutos a partir de la eyaculación, con lo cual se vuelve menos compacto gracias a la acción de las proteasas (enzimas) presentes en el líquido seminal (Ananthakumara y Winuthayanon 2020). Cuando se eyacula, el semen se transforma en una masa semisólida coagulada, donde se pueden encontrar hilos de moco y cuerpos gelatinosos o grumos, pero después de algunos minutos se licúa y homogeniza a temperatura ambiente. Este parámetro no tiene importancia clínica, pero dificultan el análisis ya que se puede obstruir la punta de la micropipeta o impedir la colocación del cubreobjetos sobre el portaobjetos. La determinación de la licuefacción se realiza mediante una simple observación visual y para que se considere una muestra normal debe estar homogénea, sin grumos ni coágulos. En caso de duda la muestra se puede observar en el microscopio, donde no deben aparecer espermatozoides conglomerados ni con manchas que se asocian con grumos de grasa. Se considera anormal cuando no ocurre en 60 minutos, por lo que hay que recurrir a algún método para licuarla, lo cual puede ser mediante calor o agitación, lo que permitirá obtener resultados confiables.

Viscosidad. El semen humano recién eyaculado es ligeramente viscoso y por ello es pegajoso. Para evaluar este parámetro macroscópico se pueden utilizar dos métodos: el más recomendable, debido a su practicidad es el que consiste en colectar la muestra mediante una pipeta Pasteur y posteriormente se dejan caer las gotas lentamente, tratando de evitar la formación de filamentos. El otro método es a través de introducir una varilla de vidrio (el semen se adhiere al vidrio), esperando que se forme un hilillo menor o igual a 2 cm. En caso de que el hilo sobrepase este parámetro, la muestra se desecha.

Apariencia. A simple vista, el semen humano tiene color blanquecino, gris opalescente o ligeramente amarillo. Cuando tiene aspecto traslúcido se considera que tiene baja concentración de espermatozoides, pero si su color es marrón-pardo o rojo se asocia con la presencia de sangre en tracto genital. El color verde puede ser un síntoma de algún tipo de infección, acompañado de olor a putrefacción cuando presenta bacterias. El color amarillento es indicativo de ictericia, presencia de altas concentraciones de las vitaminas A o C, como la presencia de altos niveles de flavoproteínas oxidadas, procedentes de vesículas seminales, lo cual se asocia con una elevada abstinencia, o ser indicativo de leucospermia (leucocitos en el semen).

Volumen. Este parámetro es indicativo de la cantidad de semen eyaculado. En humanos se considera **hipospermia** cuando el volumen es menor de 1.5 mL y, si no hay eyaculación se denomina **aspermia**. Para la medida del volumen el manual de la OMS nos describe dos métodos (WHO 2021). Se asume que la densidad de la muestra de semen tiene un valor de 1, por lo que la masa es igual al volumen y entonces un gramo de semen corresponde a 1 mL. por lo que se determina por su peso. La otra opción es midiendo directamente el volumen con una micropipeta.

Parámetro de pH. A través del pH se determina el balance entre las diferentes secreciones de las glándulas accesorias, ya que cuando es alcalino se asocia con mayor secreción de las vesículas seminales y, por el contrario, cuando es ácido se asocia con mayor secreción de la próstata. El pH de 7.2 es el parámetro aceptado por la OMS (WHO 2021), por lo que al ser diferente se puede asociar con mal funcionamiento de las glándulas seminales o con infecciones genitourinarias.

E) Reproducción Masculina. Evaluación microscópica de muestras seminales.

Movilidad. La clasificación de los tipos de movilidad que introduce la Sexta Edición del Manual de la OMS, publicado en 2021, ha supuesto un gran cambio con relación a manuales anteriores. El Manual más actual establece el límite inferior de referencia para la movilidad total en 40% (38%-42%), y para la movilidad progresiva 32% (31%-34%) y se unificaron criterios quedando de la siguiente manera (WHO 2021):

- Tipos A y B. Espermatozoides con movilidad progresiva (PR).
- Tipo C. Espermatozoides con movilidad no progresiva (NP).
- Tipo D. Espermatozoides inmóviles (IM).

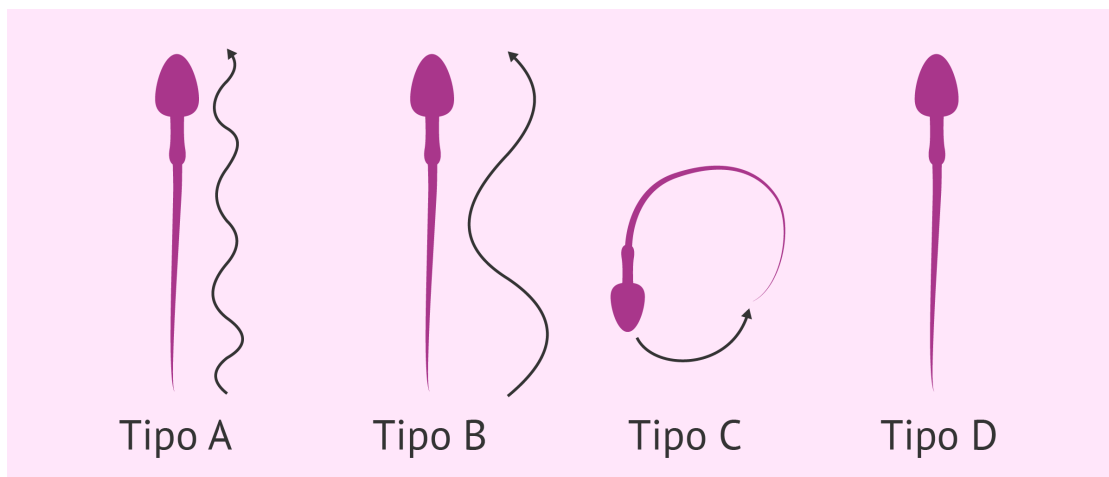


Figura 4. Tipos de movilidad de los espermatozoides. Tipo A: movilidad progresiva, rápida y rectilínea.
Tipo B: movilidad progresiva, pero lenta. Tipo C: los espermatozoides se mueven, pero no avanzan de manera progresiva.
Tipo D: espermatozoides inmóviles. Tomado de <https://www.reproduccionasistida.org/analisis-de-la-movilidad-de-los-espermatozoides/tipos-de-movilidad-espermatologica/>

Vitalidad. Los colorantes “vital” determinan la integridad de la membrana plasmática, mientras que la prueba hipo osmótica analiza su funcionalidad. Se ha demostrado que no existe una gran diferencia entre una prueba que utiliza colorantes en comparación con la prueba hipo osmótica, ya que ambas evalúan la funcionalidad de la membrana plasmática de los espermatozoides, demostrando si están vivos o muertos. Por lo tanto, un espermatozoide vivo no se tiñe con el colorante (Figuras 5C) debido a que éste no ingresa, mientras que los espermatozoides muertos se tiñen intensamente (Figura 5A). En caso de que los espermatozoides estén ligeramente teñidos (Figura 5B) no se contabilizan.

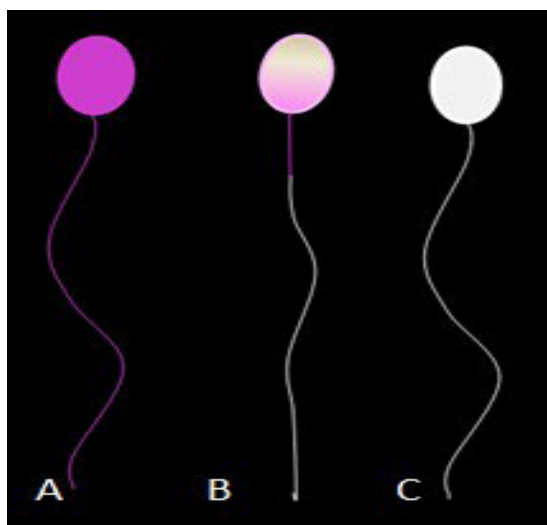


Figura 5. Tinciones de los espermatozoides. A) Espermatozoide muerto, altamente teñido; B) Espermatozoide en proceso de muerte, ligeramente teñido; C) Espermatozoide vivo, sin teñir (WHO 2021).

Conteo espermático. Para la realización del conteo, debemos realizar previamente un montaje de muestra similar al que hicimos en movilidad: Colocar con la micropipeta 10 μ L de muestra en un portaobjetos, cubrir muestra con un cubreobjetos, dejar en reposo 1 min a 37°C y observar a 40X en microscopio óptico o de contraste de fases.

La dilución se realizará dependiendo de la concentración de la muestra seminal inicial, ya que es común que se pueda presentar una concentración muy elevada de espermatozoides, por lo que se recomienda que la dilución sea de 1 en 50.

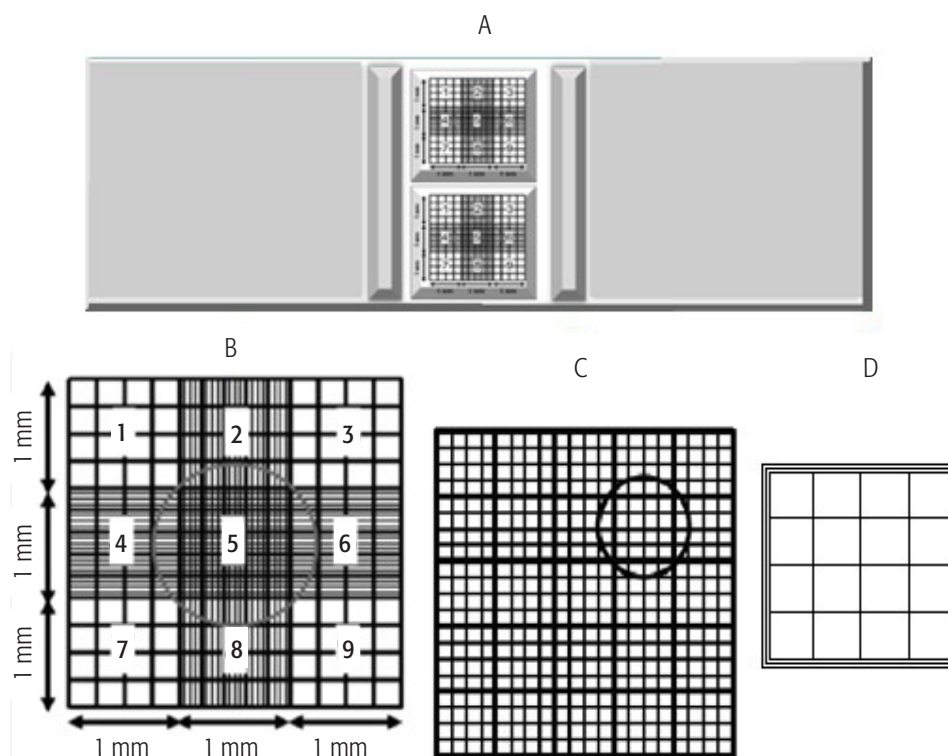


Figura 6. Cámara Neubauer. A) Subcámaras superior e inferior; B) Cada subcámara contiene 9 rejillas; C) Cada rejilla está formada por 25 cuadrados "grandes"; D) Cada cuadrado "grande" se divide en 16 cuadrados "pequeños" (WHO 2021).

La mejor opción para contabilizar los espermatozoides, de acuerdo con la OMS, es la Neubauer mejorada (*improved*), la cual está dividida en dos subcámaras, lo que nos va a permitir que el conteo sea más confiable.

Cada subcámara tiene 9 rejillas, lo que equivale a un volumen de 100 nL (nanolitros), por lo que el volumen total es de 900 nL. Cada rejilla contiene una cuadrícula "grandes" que está agrupada en filas y, a su vez, cada uno de los cuadros está dividido por tres líneas para formar cuadros "pequeños". En la Figura 6B se encuentra la zona 5 al centro de cada subcámara, la cual presenta 25 cuadros grandes y cada uno 16 cuadros pequeños.

Con la finalidad de calcular los volúmenes totales se utiliza las siguientes fórmulas:

Base = Lado x Lado, donde la base corresponde a 1 mm^2 ($1 \text{ mm} \times 1 \text{ mm}$).

Volumen = Base x Altura, donde éste corresponde a 0.1 mm^3 o 100 nL ($1 \text{ mm}^2 \times 0.1 \text{ mm}$).

Procedimiento Práctico

Movilidad.

- Colocar con la micropipeta 10 μL de muestra en un portaobjetos
- Cubrir muestra con un cubreobjetos
- Dejar en reposo 1 min a 37°C
- Observar a 40X en microscopio óptico o de contraste de fases.
- Identificar los distintos tipos de movilidad.

- Contar al menos 100 células

Vitalidad.

- Colocar con la micropipeta 5 μ L de muestra y 5 μ L de Eosina Nigrosina en un portaobjetos.
- Realizar extensión (Figura 7).
- Dejar en reposo hasta secar a 37°C
- Observar a 40X en microscopio óptico o de contraste de fases.
- Identificar vivos y muertos.
- Contar al menos 100 células

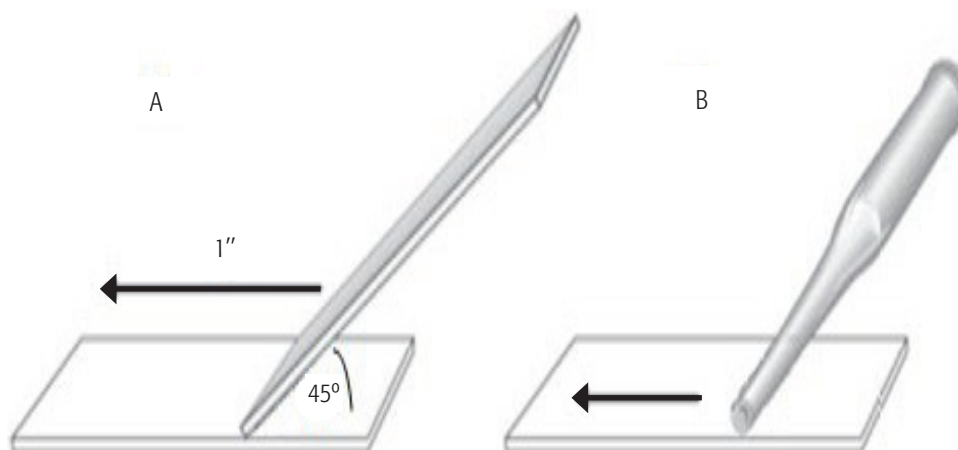


Figura 7. Técnica para realizar la extensión de la muestra sobre el portaobjetos (frotis). A) Para muestras con viscosidad fisiológica se utiliza otro portaobjetos colocado en un ángulo de 45° para el arrastre de una gota sobre el segundo portaobjetos. B) para muestras viscosas se emplea una pipeta Pasteur de vidrio (WHO 2021).

Conteo espermático.

- Colocar con la micropipeta 10 μ L de la dilución en cada lado de la cámara.
- Dejar 10 minutos reposar la cámara
- Contar en la rejilla 5 hasta 200 espermatozoides (en cada lado de la cámara)
- Contar siempre filas completas.

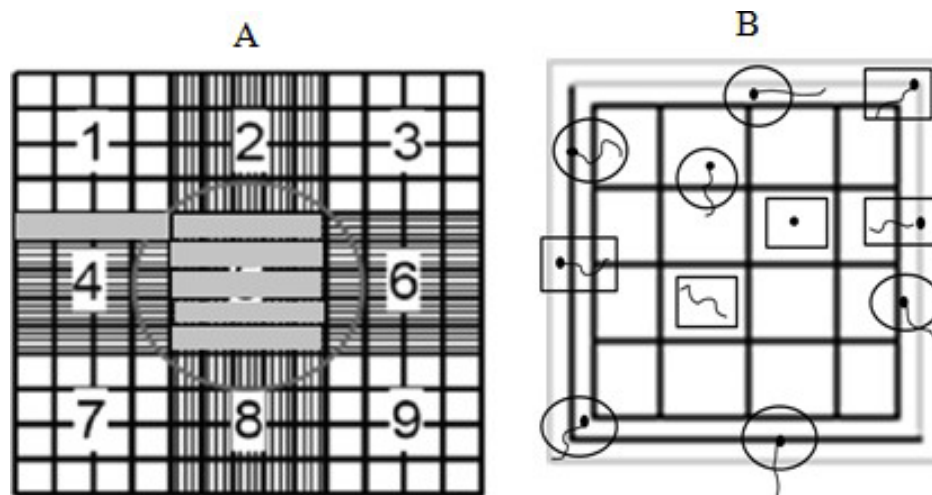


Figura 8. Conteo en la cámara de Neubauer. A) En la zona 5 el conteo debe realizarse en las 5 filas completas. Se contabilizan las demás zonas (1-4, 6-9) de ser necesario. B) Conteo recomendable de espermatozoides en uno de los cuadrados grandes. Los círculos que rodean a los espermatozoides representan los que sí se contabilizan, mientras que los rectángulos los que no se cuentan (WHO 2021).

Realizar el cálculo de la concentración con la siguiente Tabla (López García *et al.* 2012):

MUESTRA		10 µl semen	50 µl semen + 950 µl dil. Wigman			
			1ª Dilución	2ª Dilución	3ª Dilución	4ª Dilución
RECUENTO		170 spz/campo				
1º	1ª Sub-cámara		205			
	2ª Sub-cámara			253		
	Suma		458			
	Diferencia		48			
	Valoración		No válido			
2ª	1ª Sub-cámara				215	
	2ª Sub-cámara					232
	Suma				447	
	Diferencia				17	
	Valoración				Valido	
Cálculo			C = (Nº spz/nº filas) x (1/20 µl) x Factor dilución. c = (447/5) x (1/20) x 20 = 89 millones spz / ml			

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Describe al menos 3 características macroscópicas de la muestra de semen (licuefacción de la muestra, su viscosidad, apariencia, volumen o pH). Compara tus resultados con los esperados para la especie de la muestra que se te proporcionó.
2. Describe el parámetro de movilidad y describe a cuál de los 4 tipos es la que más se presenta en la muestra observada.
3. Describe cómo se lleva a cabo el conteo espermático y explica qué ventaja tienen el usar la cámara de Neubauer para tal efecto. Recuerda incluir las imágenes y el aumento utilizado.
4. Escribe, paso a paso, la forma en la cual realizaste la determinación de la concentración de espermatozoides, tomando en cuenta el volumen de la muestra observado y el factor de dilución.
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o EndNote).

Cuestionario

1. ¿Cómo se determina el hecho de que una vaca, borrega o cabra esté en celo (estro) y para qué es útil esta información?
2. Realiza un cuadro comparativo de las principales formas de los espermatozoides de cerdos, borregos, toros, cabras y humanos. En la última columna describe la concentración de espermatozoides reportada para cada especie.
3. ¿Cuáles son los mejores métodos para congelar (criopreservar) **espermatozoides** de especies pecuarias?
4. ¿Cuáles son los mejores métodos para congelar (criopreservar) **óvulos** de especies pecuarias?
5. ¿Qué parámetros se utilizan para diagnosticar la infertilidad de un organismo masculino?

Bibliografía de la Práctica 8

- Ananthathmakula, P., & Winuthayanon, W. (2020). Mechanism of semen liquefaction and its potential for a novel non-hormonal contraception. *Biology of Reproduction*, 103(2), 411-426. <https://doi.org/10.1093/biolre/iaaa075>
- Baskaran, S., Finelli, R., Agarwal, A., & Henkel, R. (2021). Diagnostic value of routine semen analysis in clinical andrology. *Andrologia*, 53(2), e13614. <https://doi.org/10.1111/and.13614>
- Binelli, M., Gonella-Díaz, A. M., Mesquita, F. S., & Membrive, C. M. B. (2018). Sex Steroid-Mediated Control of Oviductal Function in Cattle. *Biology*, 7(1), 15. <https://doi.org/10.3390/biology7010015>
- Björndahl, L., & Kvist, U. (2003). Sequence of ejaculation affects the spermatozoon as a carrier and its message. *Reproductive Biomedicine Online*, 7(4), 440-448. [https://doi.org/10.1016/s1472-6483\(10\)61888-3](https://doi.org/10.1016/s1472-6483(10)61888-3)
- Clínica-Mayo. (2019). Ciclo menstrual: Qué es normal y qué no. Mayo Clinic. <https://www.mayoclinic.org/es-es/healthy-lifestyle/womens-health/in-depth/menstrual-cycle/art-20047186>
- Cuidate-Plus. (2015). Ciclo menstrual. CuidatePlus. <https://cuidateplus.marca.com/reproduccion/fertilidad/diccionario/ciclo-menstrual.html>
- Guáqueta, H. (2009). Ciclo Estral: Fisiología Básica Y Estrategias Para Mejorar La Detección De Celos. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 56(III), 163-183.
- Hanson, B. M., Aston, K. I., Jenkins, T. G., Carrell, D. T., & Hotaling, J. M. (2018). The impact of ejaculatory abstinence on semen analysis parameters: A systematic review. *Journal of Assisted Reproduction and Genetics*, 35(2), 213-220. <https://doi.org/10.1007/s10815-017-1086-0>

- Hernández Cerón, J. (2016). Fisiología Clínica de la Reproducción de Bovinos Lecheros (1.a ed.). Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. <https://doi.org/10.22201/fmvz.9786070286902e.2016>
- Hidalgo Ordóñez, C. O., Tamargo Miguel, C., & Díez Monforte, C. (2005). Análisis del semen bovino. Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario. Tecnología Agroalimentaria, 2(2). <http://www.serida.org/pdfs/1495.pdf> <https://www.vitafertilidad.com/blog/tratamientos-tecnicas/seminograma-consiste-analisis-semen.html>
- Lebar, V., Laganà, A. S., Chiantera, V., Kunič, T., & Lukanović, D. (2022). The Effect of COVID-19 on the Menstrual Cycle: A Systematic Review. Journal of Clinical Medicine, 11(13), 3800. <https://doi.org/10.3390/jcm11133800>
- Lehti, M. S., & Sironen, A. (2017). Formation and function of sperm tail structures in association with sperm motility defects. Biology of Reproduction, 97(4), 522-536. <https://doi.org/10.1093/biolre/iox096>
- López García, M. J., Urbano Felices, A., & Cárdenas Povedano, M. (2012). Manual de laboratorio para el análisis del semen (1st ed.). OmniaScience. <https://doi.org/10.3926/oss.5>
- Mihm, M., Gangooly, S., & Muttukrishna, S. (2011). The normal menstrual cycle in women. Animal Reproduction Science, 124(3-4), 229-236. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2010.08.030>
- Miura, R. (2019). Physiological characteristics and effects on fertility of the first follicular wave dominant follicle in cattle. The Journal of Reproduction and Development, 65(4), 289-295. <https://doi.org/10.1262/jrd.2019-027>
- Ramm, S. A. (2020). Seminal fluid and accessory male investment in sperm competition. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences, 375(1813), 20200068. <https://doi.org/10.1098/rstb.2020.0068>
- Reith, S., & Hoy, S. (2018). Review: Behavioral signs of estrus and the potential of fully automated systems for detection of estrus in dairy cattle. Animal: An International Journal of Animal Bioscience, 12(2), 398-407. <https://doi.org/10.1017/S1751731117001975>
- Salamonsen, L. A. (2021). Menstrual Fluid Factors Mediate Endometrial Repair. Frontiers in Reproductive Health, 3, 779979. <https://doi.org/10.3389/frph.2021.779979>
- Senger, P. L. (2005). Pathways to pregnancy and parturition (1st ed). Current Conceptions.
- Valverde, A., & Madrigal-Valverde, M. (2018). Sistemas de análisis computadorizado de semen en la reproducción animal. Agronomía Mesoamericana, 29(2), 469-484. <https://doi.org/10.15517/ma.v29i2.30613>
- Vigil, P., Meléndez, J., Petkovic, G., & Del Río, J. P. (2022). The importance of estradiol for body weight regulation in women. Frontiers in Endocrinology, 13, 951186. <https://doi.org/10.3389/fendo.2022.951186>
- WHO. (2021). WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen. <https://www.who.int/publications-detail-redirect/9789240030787>
- Zanin, L., Paez, A., Correa, C., & Bortoli, M. D. (2011). Ciclo menstrual: Sintomatología y regularidad del estilo de vida diario. Fundamentos en Humanidades, XII (24), 103-123.

Imágenes y páginas web

¿Qué es el ciclo menstrual? <https://hellocue.com/es/articulos/ciclo-a-z/el-ciclo-menstrual-mas-que-solo-tu-periodo/>

El ciclo estral bovino. <https://bmeditores.mx/ganaderia/el-ciclo-estral-bovino-2163/>

Reproducción asistida. Tipos de movilidad espermática. <https://www.reproduccionasistida.org/analisis-de-la-movilidad-de-los-espermatozoides/tipos-de-movilidad-espermatoca/>

Práctica 9

Desarrollo Embrionario del Pollo (*Gallus gallus domesticus*)

Objetivo

Al finalizar la práctica, el alumnado sea capaz de identificar las estructuras anatómicas que se forman en los diferentes estadios de desarrollo embrionario del pollo y correlacionarlas con el desarrollo ontológico en diferentes mamíferos.

Materiales, Reactivos y Equipos a Utilizar

- Todos los alumnos deben llevar bata.
- Huevos fertilizados con embriones de pollo de diferentes estadios de desarrollo.
- Estuche de disección: 1 tijeras, 1 bisturí con hoja, 1 aguja de disección y 2 pinzas de disección.
- Microscopio estereoscópico
- Portaobjetos y cubreobjetos
- 2 Cajas de Petri con tapa
- Bolsa para desechos, franela, papel higiénico y regla de 30 cm (responsabilidad del equipo).
- Guantes de látex (opcional)

Introducción

La reproducción sexual de los mamíferos está asociada con la evolución de las especies, lo que permite a los organismos adaptarse a los diversos ambientes terrestres y marinos del planeta, generando la diversidad biológica. La relación entre el desarrollo embrionario y la aparición de “novedades evolutivas” es un hecho ampliamente reconocido. Esta relación fue propuesta por el biólogo alemán Ernst Haeckel, en su “Teoría de la Recapitulación”, donde señala que el desarrollo embrionario de cada especie, es decir la ontogenia, refleja o “recapitula” el proceso evolutivo de esa especie, es decir la filogenia (Barnes 2014). Si bien esta teoría es rechazada por la Biología moderna, ya que no se pueden distinguir todas las características embrionarias de los ancestros evolutivos (por ejemplo, peces, anfibios, reptiles), se conservan estructuras con funciones semejantes.

El desarrollo embrionario de las aves comienza en el oviducto y el embrión se alimenta del material nutritivo almacenado dentro del huevo (donde pasa la mayor parte de su desarrollo), a diferencia de los mamíferos que se alimentan por aporte sanguíneo proveniente de la madre. El huevo de las aves está cubierto por una cascara porosa de carbonato de calcio, dentro de la cascara se desarrollan las tres membranas o anexos embrionarios: ectodermo, mesodermo y endodermo, a partir de los cuales se forma el amnios, el saco vitelino y el alantoides (López-Serna 2018; Rojas y Rodríguez 2018).

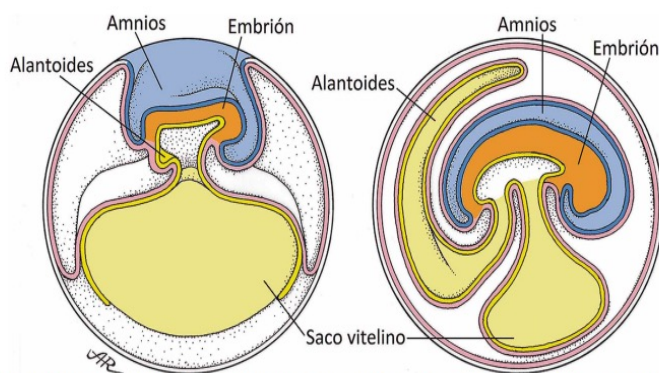


Figura 1. Anexos embrionarios en aves. En azul se representa la evolución del amnios, que se desarrolla a partir del ectodermo. En amarillo claro se observa el saco vitelino y alantoides, desarrollados a partir del endodermo. El embrión se representa en anaranjado. La membrana amniótica está revestida por el mesodermo o corion (rosado). El saco vitelino va reduciendo su tamaño a medida que avanza el desarrollo embrionario, mientras que el alantoides aumenta de tamaño
Modificado de: (Rojas y Rodríguez 2018)

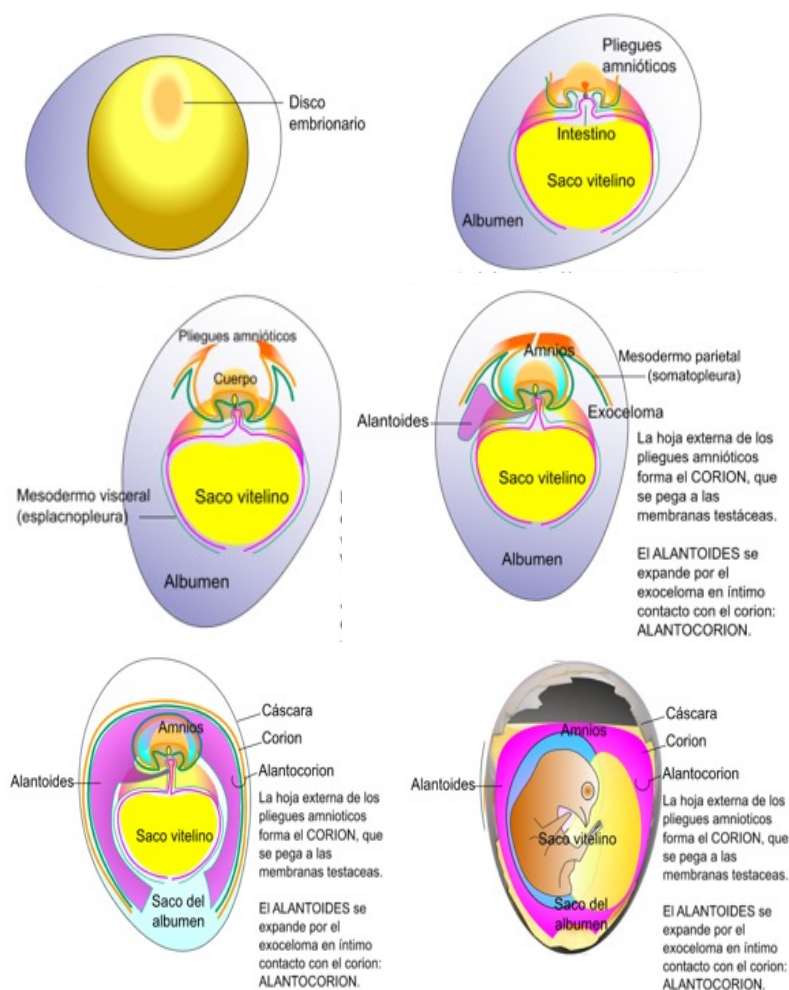


Figura 2. Imágenes tomadas del vídeo sobre el desarrollo embrionario del pollo. Membranas fetales en aves
(http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomia-y-anat-patologica/embriologia/MyWeb_e/membranas_fetales_en_aves.html).
(García-Monterde y Gil-Cano 2013; Membranas fetales en aves).

Estadios del desarrollo embrionario del pollo

Los tiempos del desarrollo embrionario en aves son: 21 días para pollos, 27-28 días para patos, pavos y gallinas de guinea, 29-30 días para ocas y 31-32 días para pato mular. Una vez fecundado el huevo –primer día–, la embriogénesis comienza y dura 5 días, después de los cuáles el embrión crece hasta completar la incubación. Durante los últimos 3 días los órganos se desarrollan y el pollo entra en su fase de maduración (Warin 2008; 2011; Alarcón-Alarcón *et al.* 2014; Arnaout *et al.* 2021).

Etapas	Evolución de peso en 24 h		Descripción del embrión
Día 1		0.2 mg	Reanudación de la multiplicación celular e intenso desarrollo embrionario
Día 2	x 15	3 mg	Aparición de la capa amniótica, el corazón late y comienza la circulación sanguínea
Día 3 brión	x 7	21 mg	El amnios rodea completamente el embrión, el cual se vuelve sobre su lado izquierdo
Día 4	x 2.5	52 mg	Pigmentación del huevo con brote de miembros embrionarios (piernas y alas)
Día 5	x 2.5	130 mg	Aparición de codos y rodillas (articulaciones)
Día 6	x 2	260 mg	Aparición de pico y dedos de extremidades superiores e inferiores, empieza el movimiento

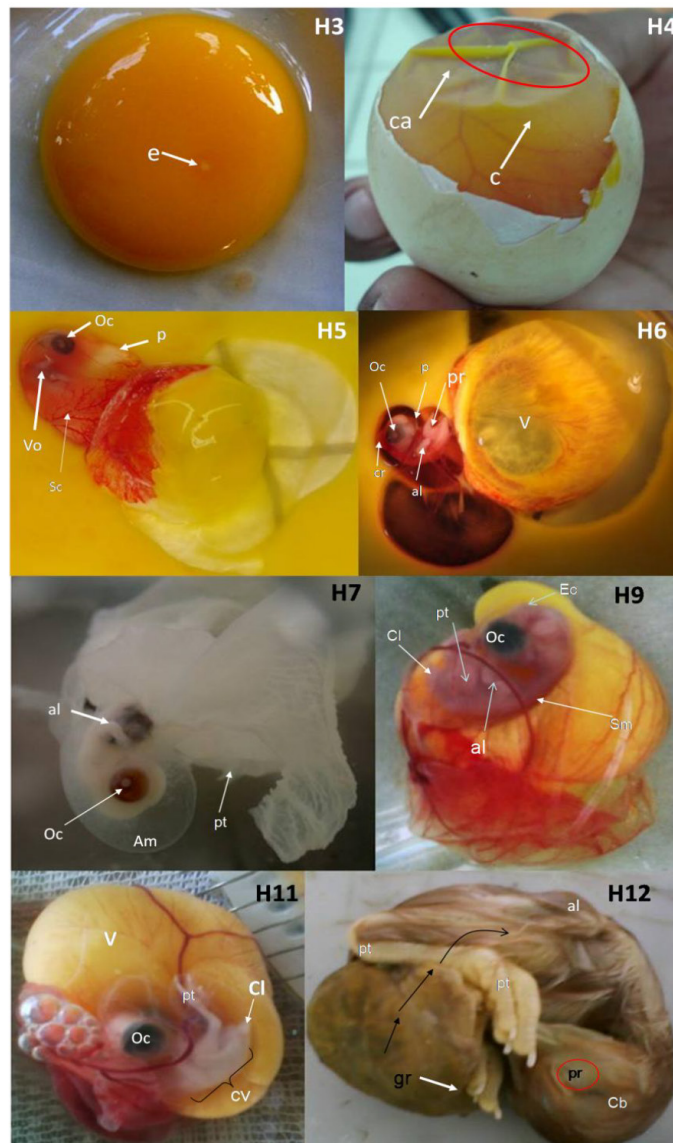
Tabla 1. Diferenciación embrionaria (1-6 días).

Etapas	Evolución de peso en 24 h		Descripción del embrión
Día 7	x 2	0.5 mg	Comienzo del desarrollo de la cabeza
Día 8	x 2	1 mg	Comienza la aparición de plumas, aparición de las mandíbulas superior e inferior del pico
Día 9	x 1.5	1.6 mg	Comienza a tomar forma de pájaro, abre la boca
Día 10	x 1.5	2.4 mg	Los dedos se separan, aparecen las uñas
Día 11	x 1.5	3.5 mg	Diferenciación de la cabeza, aparecen plumas y cola, forma del ojo
Día 12	x 1.4	5 mg	Ojos todavía cerrados y con forma elíptica
Día 13	x 1.4	7 mg	El embrión se empieza a cubrir, los ojos se abren
Día 14	x 1.4	9 mg	El embrión se línea
Día 15	x 1.3	12 mg	Aparece el intestino en el abdomen
Día 16	x 1.3	15 mg	Cuerpo cubierto con plumas

Tabla 2. Desarrollo de los órganos (7-16 días).

Etapas	Evolución de peso en 24 h		Descripción del embrión
Día 17	x 1,2	18 mg	Cabeza entre las piernas
Día 18	x 1,2	22 mg	Cabeza bajo el ala derecha
Día 19	x 1,2	26 mg	Desaparece el fluido amniótico, la mitad del vitelo ha desaparecido
Día 20	x 1,2	32 mg	Vitelo enteramente incluido en el embrión, el pico empieza a moverse
Día 21			Rotura de la cáscara eclosión

Tabla 3. Maduración y preparación para el nacimiento, días 17-21 (Alarcón-Alarcón *et al.* 2014)



- H3) Inicio de la organogénesis a las 48 horas de incubación.
- H4) La elipse representa el embrión dentro de los anexos embrionarios a los 3 días de la incubación.
- H5) Muestra el desarrollo embrionario a los 4 días de incubación.
- H6) Desarrollo del embrión a los 5 días de incubación.
- H7) Formación del embrión a los 7 días de incubación.
- H9) Embrión a los 10 días de incubación.
- H11) Desarrollo embrionario a los 17 días de incubación.
- H12) Embrión a los 20 días de incubación

Figura 3. Desarrollo embrionario a partir de la incubación. Las flechas indican la invaginación del vitelo hacia la cavidad abdominal. e: Embrión; ca: Cámara de aire; c: Corion; Oc: Ojo compuesto; Vo: Vesícula ótica; p: pico; Sc: Sistema circulatorio; cr: Cerebro; al: Ala; pr: Pierna; V: Vitelo; Am: Amnios; pt: Pata; Cl: Cloaca; Ec: Esbozo de la Cresta; Sm: Somitas; cv: Columna vertebral; pr: Párpado; Cb: Cabeza; gr: Garra. Se muestran diversos estadios de desarrollo embrionario con base en la clasificación propuesta por HH*. Referencia a los estadios de Hamburger y Hamilton, en 1951. (Hamburger y Hamilton 1992; Alarcón-Alarcón *et al.* 2014).

Producción de Carne y Huevo de pollo a nivel mundial

Los Estados Unidos son el mayor productor mundial de carne avícola, con el 17% de la producción mundial, seguido de China y el Brasil. Por otro lado, China es el mayor productor mundial de huevos, con el 38% de la producción mundial, seguida de los Estados Unidos y la India con un 7%. De igual manera, Asia es la mayor región productora de huevos, con más del 64% de la producción mundial (FAO 2023).

Respecto a México, en 2021, la unión nacional de avicultores reportó que México ocupa el 5to lugar en producción de pollo (3.8 millones de toneladas), detrás de países como Estados Unidos (20.3 millones de toneladas, China (14.7 millones de toneladas), Brasil (14.5 millones de toneladas) y Rusia (10.8 millones de toneladas). Al mismo tiempo, con 132.9 millones de cajas, México se ubica como el 5to productor de huevo a nivel mundial, después de China, con 136.4 millones, India con 270.2 millones y Estados Unidos de América, con 263.6 millones (UNA 2023). Finalmente, los Servicios de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), de la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural de México, informaron que nuestro país cerrará con un aproximado de 262 mil toneladas para el año 2022 (SIAP 2022).

Procedimiento Práctico

1. Selecciona uno de los huevos fertilizados y colócalo con el ápice hacia abajo, de tal manera que la cámara de aire quede hacia arriba.
2. Abre el huevo usando unas pinzas, golpeando el sitio donde está la cámara de aire y tómale una foto.
3. Rompe el cascarón con mucho cuidado para depositar el embrión en una caja de Petri.
4. Tómale fotos al desarrollo externo.
5. Mide la longitud del embrión con una regla graduada de 30 cm.
6. Realiza la disección (corte en la zona ventral) del embrión de pollo, haciendo énfasis en la organogénesis.
7. Extrae todos los órganos visibles, obsérvalos en el microscopio estereoscópico
8. Tómale fotografías a los embriones de los demás equipos.

Instrucciones para el registro de resultados

El reporte de la práctica se realizará por equipo, pero se entregará de manera individual.

El reporte de práctica consta de 2 partes, una descripción de lo observado y un cuestionario, como se observa en la siguiente página. La primera parte tiene un valor de 5 puntos, si están todas las respuestas. En la segunda parte, cada respuesta vale 1 punto.

Descripción de lo observado. Sustenta las respuestas con artículos y páginas web

1. Describe la posición en la cual se encuentra el embrión dentro del huevo. Recuerda incluir las imágenes que ilustran tu respuesta.
2. Realiza un esquema donde se ubican los principales anexos embrionarios del ejemplar observado y determina en qué día de desarrollo se encuentra. Compara lo observado con lo reportado en las páginas web y no olvides incluir las citas/referencias.
3. Describe las diferencias entre un huevo fértil y el que se utiliza para la alimentación.
4. Describe las principales estructuras que se observan y los órganos que formarán. Recuerda incluir las imágenes y que el aumento en el microscopio estereoscópico es de 40X (10 por 4X).
5. Incluye las citas y la bibliografía consultada. Utiliza un administrador de referencias (se recomienda Zotero, Mendeley o EndNote).

Cuestionario

1. ¿A qué estructura embriológica corresponde la yema de huevo y qué propiedades nutrimentales tiene?
2. ¿A qué corresponde la clara de huevo y qué propiedades nutrimentales tiene?
3. ¿Qué función tiene el saco vitelino en el desarrollo embrionario de aves y mamíferos?

4. ¿Cómo se puede determinar si un huevo es fresco o ya no es conveniente su consumo?
5. Menciona 3 usos de los embriones de pollo en ciencia y tecnología.

Bibliografía de la Práctica 9

- Alarcón-Alarcón AL, Contreras-Vega LA, Morales-Barragán AM, Peña-Mendoza M (2014) Estadios del desarrollo embrionario en un pollo criollo. <https://www.uv.mx/personal/idhernandez/files/2011/05/TRABAJO-FINAL-POLLOS.pdf>.
- Arnaout B, Lantigua KE, MacKenzie EM, McKinnell IW, Maddin HC (2021) Development of the chicken skull: A complement to the external staging table of Hamburger and Hamilton. *Anatomical Record* (Hoboken, NJ: 2007) 304, 2726–2740. doi:10.1002/ar.24603.
- Barnes EM (2014) Ernst Haeckel's Biogenetic Law (1866). *The Embryo Project Encyclopedia* 1, 1.
- FAO (2023) Producción y productos avícolas. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <https://www.fao.org/poultry-production-products/production/es/>.
- García-Monterde J, Gil-Cano F (2013) 'Embriología Veterinaria: un enfoque dinámico del desarrollo animal.' (Intermedica: Argentina) https://www.academia.edu/81240857/Embriologia_Veterinaria_Jose_Monterde_y?f_r=1265171.
- Hamburger V, Hamilton HL (1992) A series of normal stages in the development of the chick embryo. 1951. *Developmental Dynamics: An Official Publication of the American Association of Anatomists* 195, 231–272. doi:10.1002/aja.1001950404.
- López-Serna N (Ed) (2018) 'Anexos Embrionarios. En: Biología del desarrollo. Capítulo 10.' (McGraw-Hill Medica. AccessMedicina) <https://accessmedicina.mhmedical.com/content.aspx?bookid=1476§ionid=95223754>.
- Rojas M, Rodríguez Á (2018) Embryonic Annexes. *International Journal of Medical and Surgical Sciences* 1, 301–309. doi:10.32457/ijmss.2014.037.
- SIAP (2022) Huevo para plato. Dirección de Análisis Estratégico. Servicio de Información Alimentaria y Pesquera (SIAP). Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, Escenario mensual de productos agroalimentarios. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/784855/Huevo_Noviembre.pdf.
- UNA (2023) Situación de la Avicultura Mexicana Expectativas 2022. Unión Nacional de Avicultores (UNA). <https://una.org.mx/industria/>.
- Warin S (2008) El Desarrollo Embrionario. *Selecciones Avícolas. CEVA Santé Animale* 1, 39–40.
- Warin S (2011) Desarrollo embrionario, día a día. *El Sitio Avícola*. <https://www.elsitioavicola.com/articles/1950/desarrollo-embrionario-daa-a-daa/>.

Imágenes, videos y páginas web

- Desarrollo embrionario de un pollito desde el embrión hasta su eclosión (video). <https://www.youtube.com/watch?v=JsDcYiNJ02I&t=2s>
- Desarrollo embrionario día a día. *El sitio avícola*. <https://www.elsitioavicola.com/articles/1950/desarrollo-embrionario-daa-a-daa/>
- Desarrollo embrionario y nacimiento pollos (video). <https://www.youtube.com/watch?v=S1em3fbp2ss>
- Membranas fetales en aves. http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomia-y-anat-patologica/embriologia/MyWeb_e/membranas_fetales_en_aves.html

Práctica Pecuaria

Se terminó de imprimir en diciembre de 2023,
con un tiraje de 25 ejemplares, más sobrantes para reposición.



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

UNIDAD IZTAPALAPA

División de Ciencias Biológicas y de la Salud



Av. Ferrocarril San Rafael Atlixco, Núm. 186,
Col. Leyes de Reforma 1ª Sección, Alcaldía Iztapalapa
C.P. 09310, CDMX.

ISBN 978-607-28-3077-6



9 786072 830776 >