

Manual de
**prácticas
biológicas**
de laboratorio y campo

- III -



Fabio G. Cupul Magaña
Ubaldo Sebastián Flores Guerrero
(coordinadores)

Universidad de Guadalajara

Manual de prácticas biológicas de laboratorio y campo III

Universidad de Guadalajara

Itzcóatl Tonatiuh Bravo Padilla

Rector general

Miguel Ángel Navarro Navarro

Vicerrector ejecutivo

José Alfredo Peña Ramos

Secretario general

Centro Universitario de la Costa

Marco Antonio Cortés Guardado

Rector

Remberto Castro Castañeda

Secretario académico

Gloria Angélica Hernández Obledo

Secretaria administrativa

Manual de prácticas biológicas de laboratorio y campo III

FABIO G. CUPUL MAGAÑA
UBALDO SEBASTIÁN FLORES GUERRERO
(Coordinadores)



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

2015

Foto portada: Aleksandr Ivánovich Oparin, en su primera visita a México (1975), con Juan Luis Cifuentes Lemus en la Facultad de Ciencias de la UNAM (cortesía Juan Luis Cifuentes Lemus)

Primera edición, 2015

D.R. © 2015, Universidad de Guadalajara
Centro Universitario de la Costa
Av. Universidad 203, Delegación Ixtapa
48280 Puerto Vallarta, Jalisco

ISBN: 978-607-742-267-9

Impreso y hecho en México
Printed and made in Mexico

Contenido

Presentación	7
Práctica 1. Trabajo de campo con artrópodos	9
<i>José Luis Navarrete-Heredia, Georgina Adriana Quiroz-Rocha, Ana Laura González-Hernández y Pablo Antonio Martínez-Rodríguez</i>	
Práctica 2. Historia de la biología	23
<i>Juan Luis Cifuentes-Lemus, Georgina Adriana Quiroz-Rocha y José Luis Navarrete-Heredia</i>	
Práctica 3. Diario de campo	33
<i>José Luis Navarrete-Heredia y Pablo Antonio Martínez-Rodríguez</i>	
Práctica 4. Ecosistemas costeros: playas arenosas	39
<i>Pedro Medina-Rosas</i>	
Práctica 5. Ejercicio de diseños experimentales en la investigación biológica: mortalidad en alevines de carpa koi (<i>Cyprinus carpio</i> var. <i>haematopterus</i>) en distintas densidades.	47
<i>Julia Alexandra González-Padilla, Omar Alejandro Peña-Almaraz, Krihsna Daniela Carolina Joya-Guerrero y Liza Danielle Kelly-Gutiérrez</i>	
Práctica 6. Preparación y conservación de especímenes de aves para colección científica o didáctica	59
<i>Rosío Teresita Amparán-Salido</i>	
Sección de prácticas y actividades de cordados	
<i>Margarito Mora-Núñez</i> 79	
Actividad 1. Cordados: características fundamentales	81
Actividad 2. Cordados: características primarias y secundarias	81
Actividad 3. Cordados: clasificación.	82
Actividad 4. Hemicordados: Enteropneusta	83
Actividad 5. Hemicordados: regiones corporales	83
Actividad 6. Protocordados: distribución	84
Actividad 7. Urocordados: anatomía	85
Práctica 1. Caracterización morfológica y anatómica de urocordados	87

Actividad 8. Vertebrados: derivados tegumentarios.	90
Actividad 9. Vertebrados: endoesqueleto	91
Actividad 10. Encéfalo: regiones y vesículas	92
Actividad 11. Ojo de los vertebrados: partes constitutivas	93
Actividad 12. Corazón: número de cámaras y circulación	93
Actividad 13. Agnatos: morfología y taxonomía	95
Actividad 14. Peces: tipos de escamas	96
Actividad 15. Vertebrados pisciformes: características morfológicas	97
Actividad 16. Vertebrados pisciformes: formas corporales	98
Actividad 17. Condrictios: anatomía	99
Actividad 18. Condrictios: taxonomía	100
Práctica 2. Estudio morfométrico y sistemático de condrictios.	101
Práctica 3. Morfología y anatomía de actinopterigios	107
Práctica 4. Determinación taxonómica de actinopterigios	III
Actividad 19. Acanthodia y Placodermi: taxonomía	117
Actividad 20. Sarcopterigios: taxonomía	117
Actividad 21. Anfibios: taxonomía	118
Práctica 5. Estudio morfométrico y sistemático de anfibios	119
Actividad 22. Reptiles: mitología y realidad	123
Actividad 23. Reptiles: taxonomía	125
Práctica 6. Morfología y taxonomía de reptiles	127
Actividad 24. Aves: adaptaciones al vuelo	133
Actividad 25. Aves: plumaje	134
Actividad 26. Aves: taxonomía	136
Actividad 27. Sinápsidos: taxonomía	139
Actividad 28. Mamíferos: anatomía	140
Actividad 29. Mamíferos: fórmulas dentarias.	141
Actividad 30. Mamíferos: tipos de cuernos	142
Actividad 31. Mamíferos: taxonomía	143
Actividad 32. Animales domésticos: taxonomía	145
Actividad 33. Vertebrados: extremos	146
Práctica de campo: visita guiada al zoológico	147
1. Actividad complementaria: origen biogeográfico.	155
2. Actividad complementaria: integración	156
Bibliografía	157

Presentación¹

El *Manual de prácticas biológicas de laboratorio y campo III* es una herramienta académica para apoyar la formación profesional de los estudiantes de los cursos impartidos en la carrera de Biología del Centro Universitario de la Costa, de la Universidad de Guadalajara (UdeG); sin embargo, lo anterior no limita su uso en otros centros de la Red Universitaria de la UdeG o en instituciones educativas dentro y fuera del estado de Jalisco. Este tercer volumen, en el que participaron 12 autores, incluye seis prácticas de laboratorio y campo de artrópodos, historia de la biología, ecosistemas costeros, diseños experimentales en la investigación biológica y taxidermia (aves). Además, contiene una sección especial de la materia de cordados, preparada por el maestro Margarito Mora-Núñez, que consta de seis prácticas de laboratorio, 35 actividades y una práctica de campo. Finalmente, se agradece el apoyo y gestión del Departamento de Ciencias Biológicas y de la División y Secretaría de Ciencias Biológicas y de la Salud del Centro Universitario de la Costa.

1. Nota: las ilustraciones de las prácticas y actividades de la sección de la materia de cordados fueron redibujados por el segundo coordinador del manual; salvo que se mencione lo contrario. Las figuras restantes las redibujó el primer coordinador del manual.

Práctica 1

Trabajo de campo con artrópodos

**José Luis Navarrete-Heredia
Georgina Adriana Quiroz-Rocha
Ana Laura González-Hernández
Pablo Antonio Martínez-Rodríguez**

Introducción

Para conocer a un grupo biológico, cualquiera que éste sea (artrópodos, mamíferos, aves, plantas, hongos), es indispensable realizar actividades de campo para conocer diversos aspectos de su biología. En este contexto, la formación de un biólogo carece de sentido si no se tiene un acercamiento directo con la diversidad en su hábitat natural.

Siendo los artrópodos el grupo con mayor número de especies, para tener una idea general de su diversidad específica, de su variación en formas, coloración, comportamiento y biología en general, se plantea la realización de una práctica de campo en diferentes localidades con la finalidad de conocer algunos de los muchos ensambles de artrópodos que existen en el estado de Jalisco.

Como parte de las actividades se realizará una colecta de especímenes para su posterior revisión en el laboratorio. Si bien existe una marcada tendencia a considerar como inadecuada la colecta de organismos, al respecto se puede comentar lo siguiente:

La colecta de individuos por sí misma no es inadecuada. Lo inadecuado es realizar una colecta indiscriminada de individuos. Lo inadecuado es no colocar los datos de colecta a las muestras. Lo inadecuado es carecer de un objetivo para la realización de la colecta. No estamos a favor de coleccionar por

colectar. Existen animales en los que esto es innecesario; por ejemplo, en muchos grupos de aves o de mamíferos; no así en muchos grupos de artrópodos. Por ello, para tener un mejor conocimiento de los artrópodos es indispensable conocerlos en vivo y examinarlos con detalle bajo el microscopio. Finalmente, no es nuestra intención generar un debate sobre las necesidades de colectar insectos. A todos aquéllos interesados en conocer detalles más puntuales sobre estos tópicos, les recomendamos el trabajo de Pohl (2009).

Objetivos

1. El alumno conocerá y manejará algunas técnicas de colecta para diferentes grupos de artrópodos, tanto terrestres como acuáticos (dulceacuícolas y marinos).
2. Conocerá técnicas particulares para el estudio de microartrópodos de hojarasca.

Material

Es importante que el profesor o el alumno tengan conocimientos previos sobre métodos de colecta de artrópodos. Se recomienda para ello la consulta de obras especializadas sobre el tema, como por ejemplo: Márquez-Luna (2005). En este trabajo se presentan detalles sobre la elaboración de algunos materiales, particularmente, las redes. Véanse también las imágenes anexas.

- Red aérea.
- Red de golpeo.
- Red acuática.
- Pinzas de punta fina.
- Pinzas largas.
- Lupa.
- Frascos de diferentes tamaños. Se recomienda que los frascos sean de diferentes tamaños (frascos de plástico son aconsejables).
- Pincel.
- Cernidor.
- Mantel de 50 cm², de preferencia blanco (los manteles para mesa son adecuados).

- Frasco grande de vidrio o de plástico para la elaboración de una cámara letal. Es más recomendable el frasco de plástico. Los envases para yogurt de un litro son ideales.
- Papel sanitario o absorbente. No utilizar algodón.
- Libreta de campo.
- Etiquetas para rotular muestras.
- Plumón indeleble de punto fino. Los de la marca Staedtler pigmenter liner 0.05 son muy recomendables. Lápiz de grafito también es de utilidad.
- Alcohol al 70%. Se recomienda para un viaje largo al menos 1.5 litros de alcohol. Para preparar el alcohol se puede utilizar alcohol al 96%. En este caso para preparar un litro se ponen 700 ml de alcohol al 96% y se le agregan 260 ml de agua.

Desarrollo

La salida de campo puede realizarse durante un día o bien en una excursión un tanto más larga para visitar localidades con diferentes condiciones ambientales (cuatro días son óptimos). Las localidades las elige el profesor en función de los objetivos específicos que tenga para la práctica. Se recomienda que se visiten localidades con ambientes marinos, dulceacuícolas, con bosque tropical caducifolio y bosques templados (bosque de encino, bosque de encino pino o bosque mesófilo).

1. En cada una de las localidades visitadas realizar una colecta general de artrópodos. No colecte más de tres ejemplares del mismo tipo. Seguramente algunos de sus compañeros de otros equipos encontrarán algo similar. Evite coleccionar estados inmaduros; si lo hace, que sea bajo la orientación de su profesor para elegir muestras específicas.
2. En cada una de las localidades es importante escribir en su libreta de campo (de manera personal) los datos de la localidad: estado, municipio, localidad lo más preciso posible, coordenadas, altitud, fecha, observaciones de la localidad.
3. Cada una de las muestras debe contener los datos de colecta: estado, municipio, localidad lo más preciso posible, coordenadas, altitud, fecha, nombre del colector, microhábitat, observaciones. Es muy recomendable que todas estas anotaciones estén además en su diario de campo. Algunos

colectores acostumbran poner número de colecta a cada una de sus muestras; si así lo considera, puede utilizar este sistema.

4. Para insectos voladores (mariposas, avispas, escarabajos, libélulas, etc.) utilice la red aérea.
5. Para coleccionar sobre la vegetación utilice la red de golpeo. Solicite a su profesor las indicaciones para realizar esta actividad.
6. En ríos, arroyos o cuerpos de agua estancados utilice la red acuática.
7. En alguna de las localidades, elegir un sitio con abundante hojarasca. Con ayuda del cernidor elegir una muestra. Cernir la hojarasca. Colocar la muestra obtenida sobre el mantel de plástico y con ayuda de pinzas y del pincel tomar los ejemplares obtenidos y colocarlos en un frasco (toda la muestra).
8. De ser posible, realizar una colecta nocturna. En el texto comentado arriba se mencionan los materiales necesarios y las indicaciones para realizar esta actividad. Las muestras obtenidas durante esta actividad tienen que rotularse indicando que proceden de una trampa de luz.
9. En el laboratorio, separar cada una de las muestras en frascos independientes y anexar la etiqueta de determinación, por lo menos a nivel de orden o familia. Para el trabajo de determinación de sus especímenes puede utilizar las claves anexas.
10. Si el tiempo y las condiciones lo hacen posible, montar ejemplares de insectos en alfileres entomológicos.
11. El material debe entregarse etiquetado y determinado al menos al nivel de orden.

Nota importante: el profesor debe indicar a los alumnos en dónde se deben colocar los artrópodos colectados, ya sea en cámara letal o bien en frascos con alcohol.

Agradecimientos

A la doctora Gabriela Castaño-Meneses por sus comentarios y observaciones a las claves dicotómicas.

Clave para los *Subphyla* de *Arthropoda*

- 1a. Organismos fósiles; cuerpo dividido en tres regiones: cefalón, soma y pigidio *Subphylum Trilobita*
- 1b. Organismos actuales; cuerpo dividido en dos o tres regiones, pero nunca con cefalón, soma o pigidio 2

- 2a. Con antenas 3
- 2b. Sin antenas 5

- 3a. Con dos pares de antenas *Subphylum Crustacea*
- 3b. Con un par de antenas 4

- 4a. Con seis patas *Subphylum Hexapoda* (la mayor parte)
- 4b. Con más de seis patas *Subphylum Myriapoda*

- 5a. Con seis patas *Subphylum Hexapoda* (en parte: clase Protura)
- 5b. Con ocho o 10 patas *Subphylum Chelicerata*

Clave para los órdenes de *Arachnida* y *Acarida*

- 1. Cuerpo dividido en un prosoma y opistosoma; quelíceros y pedipalpos no reunidos en una estructura especial para la alimentación (gnatosoma), talla moderada a grande... Clase *Arachnida* 2
 - Cuerpo con prosoma y opistosoma con frecuencia fusionados en un idiosoma; quelíceros y pedipalpos reunidos en un gnatosoma, generalmente pequeños 1-2 mm Clase *Acarida*
- 2. Pedipalpos en forma de verdaderas pinzas 3
 - Pedipalpos de forma diferente, pero nunca en forma de verdaderas pinzas 4
- 3. Cuerpo con peines ventrales en el mesosoma *Scorpionida*
 - Cuerpo sin peines en el opistosoma *Pseudoscorpionida*
- 4. Opistosoma sin segmentación visible, con hileras posteriores (excepcionalmente pueden presentar opistosoma segmentado pero si es así, presentan hileras) *Araneae*
 - Opistosoma con segmentación visible, sin hileras 5

5. Cuerpo corto, ovalado, cuadrangular o piriforme, de talla mediana (0.2 a 1 cm); prosoma unido al opistosoma sin estrechamiento (pedicelo), con dos ojos tuberculados *Opilionida*
 - Cuerpo alargado con estrechamiento entre prosoma y opistosoma, ojos nunca tuberculados 6
6. Opistosoma con un flagelo posterior que puede ser largo o corto 7
 - Opistosoma sin flagelo posterior 9
7. De talla grande (más de dos cm), prosoma no dividido, último segmento opistosomal con flagelo largo y delgado; primer par de patas, anteniformes *Uropygi*
 - De talla pequeña (hasta 7 mm); prosoma dividido en tres partes: propeltidio, mesopeltidio y metapeltidio; pedipalpos delgados 8
8. Último segmento opistosomal con flagelo corto y ancho; quelíceros pequeños, de color castaño *Schizomida*
 - Último segmento opistosomal con flagelo muy largo, quelíceros grandes y fuertes; cuerpo blanco *Palpigradi*
9. Parte anterior del prosoma con un cúculus que cubre las partes bucales; máximo 5 mm de longitud *Ricinulei*
 - Parte anterior del prosoma sin cúculus; cuerpo grande más de 5 mm 10
10. Pedipalpos prensiles, con espinas muy desarrolladas; prosoma con forma de corazón invertido; propatas anteniformes *Amblypygi*
 - Pedipalpos no prensiles, alargados, sin espinas; prosoma nunca con forma de corazón; propatas normales, nunca anteniformes *Solifugae*

Clave para los principales grupos de *Hexapoda*

1. Sin alas o con presencia de botones alares 2
 - Con alas (bien desarrolladas o truncadas) 24
2. Sedentarios incapaces de locomoción; cuerpo en forma de escama, como agalla o gorgojo y cubierto por una secreción de cera (hembras de muchos *Coccidae*) *Hemiptera*
 - No sedentarios, con cabeza distinguible y patas articuladas 3
3. Partes bucales adaptadas para morder y masticar 4
 - Partes bucales adaptadas para picar y/o chupar 19
4. Sin antenas; translúcidos; de tamaño pequeño Clase *Protura*
 - Con antenas; coloración variable; tamaño variable 5

5. Aparato bucal no visible externamente (piezas bucales retraídas en la cabeza)..... 6
 - Aparato bucal visible externamente 9
6. Cuerpo cubierto con escamas 7
 - Cuerpo nunca cubierto con escamas..... Clase *Diplura*
7. Abdomen compuesto de no más de seis segmentos; usualmente provisto de un aparato brincador cerca del extremo caudal; primer segmento abdominal con un apéndice furcado en la cara ventral.....Clase *Collembola*
 - Abdomen compuesto por 10-11 segmentos; el abdomen puede terminar en apéndices caudales largos, inmóviles 8
8. Ojos muy juntos en la parte dorsal *Archeognatha*
 - Ojos separados en la parte dorsal *Thysanura*
9. Abdomen terminado en un par de apéndices móviles en forma de pinza ..
 - *Dermaptera*
 - Abdomen diferente al anterior10
10. Cabeza prolongada en un pico (rostro), partes bucales masticadoras localizadas en su extremo (*Boreidae*)..... *Mecoptera*
 - Cabeza no prolongada en un pico en forma de trompa 11
11. Insectos pequeños, parecidos a piojos, aplanados o no, blandos o duros... 12
 - No parecidos a piojos, ni marcadamente aplanados, exoesqueleto bien diferenciado 13
12. Antenas de no más de cinco artejos; parásitos de aves y mamíferos
 - *Phthiraptera*
 - Antenas con más de cinco artejos; nunca parásitos *Psocoptera*
13. Abdomen agudamente constreñido en la base..... *Hymenoptera*
 - Abdomen no muy constreñido en la base, unido ampliamente al tórax
 -14
14. Con tres tarsómeros; primer protarsómero muy agrandado e inflado.....
 - *Embioptera*
 - Con tres a cinco tarsómeros, primer protarsómero no agrandado ni inflado 15
15. Insectos sociales que viven en colonias, por lo general de color pálido; generalmente ciegos “*Isoptera*”
 - Insectos no sociales ni viviendo en colonias (pueden ser gregarios pero nunca diferenciados en castas)16

16. Metapatas adaptadas para saltar, con el fémur muy desarrollado *Orthoptera*
- Metapatas no adaptadas para saltar, fémur nunca tan desarrollado17
17. Pronoto muy desarrollado, en forma de disco, generalmente cubre la cabeza en su parte dorsal *Blattodea*
- Pronoto desarrollado o reducido pero nunca en forma de disco 18
18. Pronoto alargado, muy desarrollado; propatas prensiles *Mantodea*
- Pronoto corto, inconspicuo; propatas nunca prensiles *Phasmatodea*
19. Partes bucales consistentes en una proboscis enrollada debajo de la cabeza; cuerpo más o menos cubierto con sedas largas o escamas; alas escamosas *Lepidoptera*
- Partes bucales nunca enrolladas, cuerpo carente de sedas largas o escamas; si tiene alas, nunca escamosas..... 20
20. Cuerpo comprimido lateralmente; patas casi siempre largas y adaptadas para correr y brincar (pulgas) *Siphonaptera*
- Cuerpo no muy comprimido; patas adaptadas para caminar o correr, pero no para saltar..... 21
21. Partes bucales consistentes en un pico articulado *Hemiptera*
- Partes bucales consistentes en un pico no articulado, blando o córneo (raras veces el pico puede no existir) 22
22. Tarsos con un artejo apical terminado en un agrandamiento en forma de ampolla; uñas bien definidas ausentes; partes bucales formando un pico triangular o cónico, no articulado..... *Thysanoptera*
- Tarsos no como arriba, con uñas bien definidas.....23
23. Antenas localizadas en fosetas, no visibles desde la superficie dorsal, tarsos con dos uñas..... *Diptera*
- Antenas expuestas, no en fosetas, claramente visibles por arriba, tarsos con una sola uña (piojos chupadores) *Phthiraptera*
24. Con dos alas.....25
- Con cuatro alas 27
25. Abdomen con filamentos caudales largos, partes bucales vestigiales 26
- Abdomen sin filamentos caudales; partes bucales generalmente bien desarrolladas para picar, lamer o chupar *Diptera*
26. Alas con venación muy marcada (algunas efímeras) *Ephemeroptera*
- Alas con venación escasa (machos de Coccidae) *Hemiptera*

27. Alas anteriores y posteriores de textura similar, con frecuencia membranosas 28
- Alas anteriores y posteriores con diferente textura, regularmente las metatorácicas membranosas 45
28. Alas cubiertas con escamas; aparato bucal consistente en un tubo enrollado debajo de la cabeza y apto para chupar (espiritrompa) *Lepidoptera*
- Alas no cubiertas por escamas; aparato bucal nunca formando una espiritrompa 29
29. Alas largas y estrechas con sólo una o dos venas o ninguna, con flecos; último artejo de los tarsos en forma de ampolla *Thysanoptera*
- Alas no como las anteriores, último artejo de los tarsos sin ampollas 30
30. Partes bucales formando un pico articulado adaptado para picar y chupar *Hemiptera*
- Partes bucales no formando un pico 31
31. Alas con venación abundante (formando una malla conspicua) 32
- Alas con venación moderada, nunca formando una malla 39
32. Tarsos con menos de cinco artejos 33
- Tarsos con cinco artejos 37
33. Antenas cortas, setiformes 34
- Antenas largas, no setiformes 35
34. Alas anteriores y posteriores de tamaño casi igual o alas posteriores más grandes; tarsos triarticulados *Odonata*
- Alas anteriores más grandes que las posteriores; tarsos tetrarticulados *Ephemeroptera*
35. Tarsos con cuatro artejos; alas de igual tamaño *Isoptera*
- Tarsos con dos o tres artejos; alas generalmente de tamaño diferente ... 36
36. Alas posteriores más pequeñas que las anteriores *Psocoptera*
- Alas posteriores tan grandes o más grandes que las anteriores *Plecoptera*
37. Abdomen con filamentos caudales largos, filiformes, multiarticulados *Ephemeroptera*
- Abdomen sin filamentos caudales multiarticulados 38
38. Cabeza prolongada, en forma de pico (rostro), con partes bucales en el extremo *Mecoptera*
- Cabeza no prolongada en forma de pico o rostro, partes bucales normales *Neuroptera*

39. Primer protarsómero muy hinchado y agrandado *Embioptera*
- Primer protarsómero no agrandado..... 40
40. Tarsos con dos o tres artejos.....41
- Tarsos con cuatro a cinco artejos..... 43
41. Alas posteriores iguales o más grandes que las anteriores..... *Plecoptera*
- Alas posteriores más pequeñas que las anteriores 42
42. Insectos pequeños, de menos de 3 mm de largo; cercos cortos; insectos raros, blanco *Zoraptera*
- Insectos mayores de 3 mm; sin cercos; comunes *Psocoptera*
43. Abdomen con filamentos caudales largos, multiarticulados
..... *Ephemeroptera*
- Abdomen sin filamentos caudales largos 44
44. Alas anteriores más grandes que las posteriores, sin cubierta de sedas, claras y membranosas; alas posteriores con pocas venas..... *Hymenoptera*
- Alas anteriores no más grandes que las posteriores, alas anteriores por lo general cubiertas de sedas y no transparentes; alas posteriores con venación no reducida *Trichoptera*
45. Alas anteriores reducidas a apéndices delgados, claviformes (balancines), insectos pequeños por lo general sobre otros insectos..... *Strepsiptera*
- Alas anteriores desarrolladas..... 46
46. Alas anteriores córneas o duras (élitros; ocasionalmente suaves, pero nunca con venación), cubriendo parcial o por completo el abdomen..... 47
- Alas anteriores nunca completamente córneas (ocasionalmente pueden estar parcialmente esclerosadas en la parte basal y la parte apical membranosa: hemiélitros), cubriendo parcial o completamente el abdomen, si dan la apariencia de ser esclerosadas por completo, presentan venación (tegminas)..... 48
47. Abdomen con un par de pinzas en la parte final; élitros nunca cubriendo por completo el abdomen *Dermaptera*
- Abdomen sin un par de pinzas en la parte final; élitros generalmente cubriendo por completo el abdomen, si los élitros son truncados (cortos), nunca presentan pinzas *Coleoptera*
48. Aparato bucal picador (articulado o no), alas anteriores membranosas o hemiélitros *Hemiptera*
- Aparato bucal masticador, alas anteriores levemente esclerosadas, con venación (tegminas)..... 49

49. Metapatatas adaptadas para saltar, con el fémur muy desarrollado..... *Orthoptera*
- Metapatatas no adaptadas para saltar, fémur nunca tan desarrollado 50
50. Pronoto muy desarrollado, en forma de disco, generalmente cubre la cabeza en su parte dorsal *Blattodea*
- Pronoto desarrollado o reducido pero nunca en forma de disco 51
51. Pronoto alargado, muy desarrollado; propatas prensiles *Mantodea*
- Pronoto corto, inconspicuo; propatas nunca prensiles *Phasmatodea*

Bibliografía recomendada y referencias

- Coronado-Gutiérrez, L. 1964. *Mi cuaderno de trabajo de sexto año: Estudio de la naturaleza*. Comisión Nacional de los Libros de Texto Gratuito, Secretaría de Educación Pública, México, DF.
- Gaviño, G., C. Juárez, y H.H. Figueroa. (1977). *Técnicas selectas de laboratorio y de campo*. Limusa, México, DF.
- Llorente, J., A. Garcés, T. Pulido e I. Luna (Trads.). 1985. *Manual de recolección y preparación de animales*. Facultad de Ciencias, UNAM, México, DF.
- Márquez-Luna, J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* (37): 385-408.
- Martín, J.E. (Comp.). (1977). *The insects and arachnids of Canada*. Part 1. Collecting, preparing and preserving insects, mites and spiders. Kromar Printing Ltd., Quebec. Disponible en: [//escsec.ca/aafcmonographs/insects_and_arachnids_part_1_eng.pdf](http://escsec.ca/aafcmonographs/insects_and_arachnids_part_1_eng.pdf)
- Morón, M.A. y R. Terrón. (1988). *Entomología práctica*. Instituto de Ecología, A. C., México, DF.
- Pohl, G.R. (2009). Why we kill bugs – The case for collecting insects. *Newsletter of the Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods)* 28(1): 10-17.

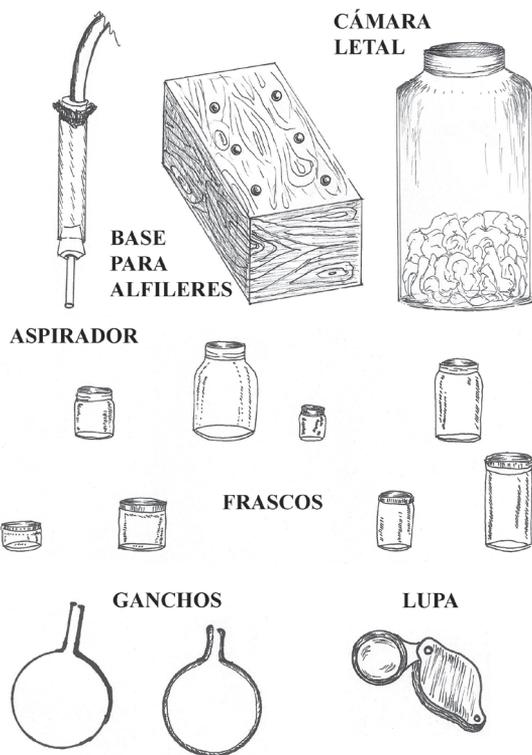


Figura 1. Materiales para el trabajo con artrópodos. Ilustraciones redibujadas de Coronado-Gutiérrez (1964).

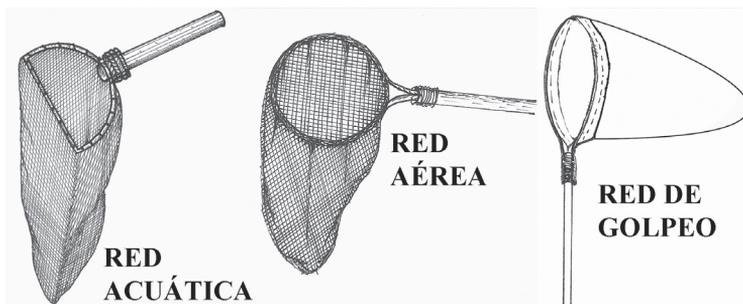


Figura 2. Tipos de redes para recolecta de artrópodos. Ilustraciones redibujadas de Coronado-Gutiérrez (1964).

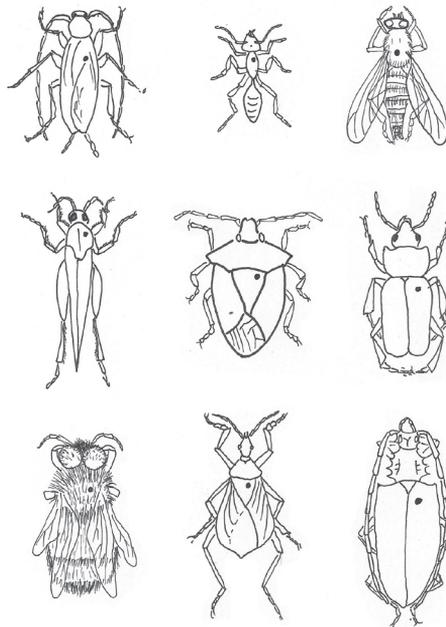


Figura 3. Posición correcta del alfiler sobre el cuerpo de un artrópodo (observar el punto negro sobre el cuerpo). Ilustraciones redibujadas de Coronado-Gutiérrez (1964).

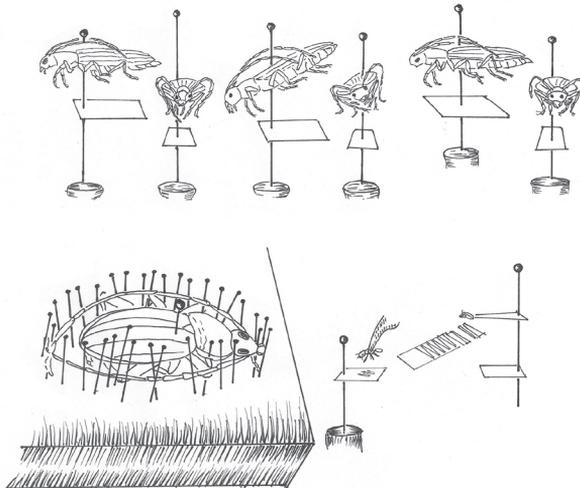


Figura 4. Montaje de artrópodos con alfileres. Ilustraciones redibujadas de Coronado-Gutiérrez (1964).

Práctica 2

Historia de la biología

Juan Luis Cifuentes-Lemus
Georgina Adriana Quiroz-Rocha
José Luis Navarrete-Heredia

Introducción

Conocer la historia de la biología es indispensable para la formación de cualquier profesionista de la biología. Conocer nuestro pasado nos permite comprender nuestro presente, situación necesaria para generar el conocimiento imperioso para preservar y utilizar, de manera apropiada, nuestra biodiversidad (patrimonio natural) a todas sus escalas: genética, específica y ecológica.

La historia de la biología en México ha sido un tema abordado por diferentes estudiosos pero aún es incompleta. Aunque existen muchas interrogantes por resolver, creemos que es urgente solventar la necesidad ineludible de rescatar y valorar los documentos y personajes que han cimentado nuestra profesión. Mucho del conocimiento de nuestros *sabios* es parte de nuestra “historia secreta”, como lo han denominado Azuela y Guevara Fefer (1998), aunque más bien debemos considerarlo como parte de nuestra “historia olvidada”.

Entre los textos generales que incluyen información sobre la historia de la biología en México podemos mencionar los trabajos de Enrique Beltrán: *Medio siglo de recuerdos de un biólogo mexicano* (Beltrán, 1977) y *Una contribución de México a la biología: pasado, presente y futuro* (Beltrán, 1982). Este último libro formó parte de la *Serie de fascículos modulares de la biología para la enseñanza media* que editaba el Consejo Nacional para la Enseñanza de la Biología, A. C., a través de la editorial CECSA (Compañía Editorial Continen-

tal S. A. de C. V.). La Coordinación General estuvo a cargo del doctor Alfredo Barrera Marín. Lamentablemente el libro ha dejado de imprimirse y sólo es posible su consulta en algunas bibliotecas.

Textos más generales incluyen a la biología como parte de la historia de la ciencia en México, tal es el caso de los trabajos publicados por Elías Trabulse sobre la *Historia de la ciencia en México desde el siglo XVI al siglo XIX* (Trabulse, 1983, 1984, 1985a, 1985b, 1989), su versión abreviada (Trabulse, 1994), Bravo Ugarte (1967) o el de Todd *et al.* (2009). Entre las obras más generales sobre historia de la biología se recomienda: Llorente *et al.* (2008), *Fundamentos históricos de la biología*; Singer (1947), *Historia de la biología*, o Janh *et al.* (1990), *Historia de la biología: teorías, métodos, instituciones y biografías breves*. Una obra más general y que ha sido lectura obligada de muchas generaciones de biólogos por la presentación de varios eventos históricos de la biología es *Cazadores de microbios* de Paul de Kruif. Es un libro fácil de conseguir por la cantidad de versiones que se han publicado en nuestro país. Por ello omitimos una referencia en específico.

Con el paso de los años se han publicado varias contribuciones específicas sobre el tema: botánica (Dávila Aranda y Germán Ramírez, 1991), Zoología (Brailovsky y Gómez Varela, 1993), entomología (Barrera, 1995; Michán y Llorente Bousquets, 2002), importancia e impacto de las revistas mexicanas (Beltrán, 1942, 1948), importancia e historia de algunas instituciones (Beltrán, 1969; Hoffmann *et al.*, 1993; Ortega *et al.*, 1996), profesionalización de la biología y sus controversias (Cuevas Cardona y Ledesma Mateos, 2006), construcción de la biología a nivel regional (García Corzo, 2009), entre otros. De manera particular, la obra de Hoffmann *et al.* (1993) detalla la historia del Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias, de la UNAM. La lista puede continuar, pero ofrecer un panorama detallado de la historia de la biología va más allá de los objetivos de esta actividad. Para los interesados, se les recomienda consultar los libros del doctor Enrique Beltrán mencionado párrafos arriba y consultar los trabajos que se incluyen en la bibliografía recomendada y referencias.

Objetivos

1. El alumno conocerá algunos aspectos de la historia de la biología en México.
2. Conocerá las contribuciones a la biología de algunos naturalistas del siglo XIX en México y en Jalisco.

3. Conocerá las contribuciones a la biología de algunos biólogos del siglo xx.
4. Conocerá las contribuciones a la biología de algunos profesores de su Centro Universitario.

Material

Páginas electrónicas:

- Gallica (<http://gallica.bnf.fr/>).
- Internet Archive (<https://archive.org/>).
- Biodiversity Heritage Library (<http://www.biodiversitylibrary.org/>).
- Darwin Online (<http://darwin-online.org.uk/>).
- Wallace Online (<http://wallace-online.org/>).
- Anales del Museo Nacional de México (<http://www.mna.inah.gob.mx/anales.html>).
- Biblioteca Universitaria.
- Biblioteca Regional.

Desarrollo

Nota importante: el desarrollo de esta práctica no necesariamente tiene que concluirse en una sesión. El profesor puede adaptarla a las necesidades particulares de una u otra materia, pero se recomienda que forme parte de las actividades integrales de al menos las materias básicas de la carrera de biología.

1. Revisa el cuadro anexo y elige al menos dos instancias (personajes o instituciones) para localizar información más detallada sobre ellas. Elaborar una breve descripción o biografía de lo elegido.
2. De tu área de interés en biología o de la materia respectiva, elige dos personajes del siglo xix y dos del siglo xx en México que hayan realizado actividades destacadas en ese campo de estudio. Si tu interés es la botánica, elige a botánicos; si tu interés es zoología, elige a zoólogos, pero es muy recomendable que sean lo más cercano a tu grupo de interés: micólogos, pteridólogos, entomólogos, mastozoólogos, entre otros.
3. Realiza una búsqueda de trabajos clásicos en biología en cada una de las páginas mencionadas arriba. En lo posible descarga el documento elegido. De preferencia elige un libro clásico de biología, por ejemplo *El origen*

de las especies de Darwin o *Filosofía zoológica* de Lamarck, entre otros, además de trabajos mexicanos realizados entre 1869-1929.

4. En las páginas Internet Archive o Biodiversity Heritage Library localiza el volumen uno de la revista *La Naturaleza* que publicó la Sociedad Mexicana de Historia Natural en 1869. Lee detenidamente la presentación que se hace respecto de los objetivos de dicha publicación.
5. Siguiendo el mismo formato, incrementa la información del anexo ampliándolo hasta el año actual. Comparte con tus compañeros y profesor los datos para generar un solo apéndice por grupo.
6. En una cartulina y con base en la información del apéndice generado, elige 10 eventos relevantes de la historia de la biología en México y complétalo con información relevante de 10 eventos de la biología a nivel mundial.

Questionario

1. ¿Cuál es la diferencia entre historia natural y biología?
2. Con los autores elegidos en el punto 2 del desarrollo, reconstruye una línea del tiempo indicando: año, contribución a la biología, contexto histórico.
3. Escribe tu reflexión sobre la presentación de la revista *La Naturaleza*.
4. Elabora una breve biografía de: Alfredo Dugés, Alfonso L. Herrera, José Ramírez, Manuel Urbina, Jesús Díaz de León y José María Velasco.
5. De los profesores de tu Centro Universitario elige a tres de ellos estrechamente relacionados con tu área de interés. Realiza una entrevista y construye su biografía. Menciona el impacto de sus trabajos para la historia de la biología.
6. Menciona al menos cinco instituciones actuales que realicen actividades biológicas en el país.
7. ¿A quién se considera como el padre de la biología en México? Consulta al menos cinco de sus obras y elabora la referencia.
8. ¿A qué rama de la biología pertenecen las siguientes especialidades; qué organismos estudian? Y nombra algún investigador destacado, que se ocupe de estudiar estos seres; así como la institución donde llevan a cabo esta actividad.

* Protozoología

* Helmintología

* Malacología

- *Carcinología
 - *Aracnología
 - *Acarología
 - *Entomología
 - *Ictiología
 - *Herpetología
 - *Ornitología
 - *Mastozoología
9. ¿A qué rama de la biología pertenecen las siguientes especialidades; qué organismos estudian? Y nombra algún investigador destacado que se ocupe de estudiar estos seres; así como la institución donde llevan a cabo esta actividad.
- *Ficología
 - *Pteridología
 - *Micología
 - *Fanerogamia
 - *Cactología
 - *Fotogeografía
 - *Urticultura
10. Investiga sobre la obra de los siguientes académicos importantes en el desarrollo de la biología en México.
- *Alfonso L. Herrera
 - *Enrique Beltrán
 - *Isaac Ochoterena
 - *Helia Bravo Hollis
 - *Anita Hoffmann
 - *Luz María Villareal de Puga
 - *Rafael Martín del Campo
 - *Alfredo Dugés
 - *Eduardo Caballero y Caballero
 - *Enrique Rioja lo Bianco
 - *Faustino Miranda
 - *Maximino Martínez
 - *Amelia Samano Bishop
 - *Cándido Bolívar
 - *Miguel Álvarez del Toro
 - *Eduardo Aguirre Pequeño

Bibliografía recomendada y referencias

- Azueta, L.F. y R. Guevara Fefer. 1998. La ciencia en México en el siglo XIX: Una aproximación historiográfica. *Asclepio*, 2: 77-105.
- Barrera, A. 1955. Ensayo sobre el desarrollo histórico de la entomología en México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Entomología* 1(1-2): 23-38.
- Beltrán, E. 1942. La "Gaceta Médica de México" 1865-1941, y sus aportaciones al conocimiento de la zoología. *Gaceta Médica de México* 72: 580-590.
- Beltrán, E. 1948. "La Naturaleza", periódico científico de la Sociedad Mexicana de Historia Natural. 1869-1914: Reseña bibliográfica e índice general. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 9(1-2): 145-174.
- Beltrán, E. 1969. La Dirección de Estudios Biológicos de la Secretaría de Fomento y el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma. *Anales de la Sociedad Mexicana de Historia de la Ciencia y de la Biotecnología* 1: 105-141.
- Beltrán, E. 1977. *Medio siglo de recuerdos de un biólogo mexicano*. Sociedad Mexicana de Historia Natural, México, DF.
- Beltrán, E. 1982. *Contribución de México a la biología: Pasado, presente y futuro*. CECSA, México, DF.
- Brailovsky, H. y B. Gómez Varela. 1993. *Colecciones biológicas nacionales del Instituto de Biología: Colecciones zoológicas*. Instituto de Biología, UNAM, México, DF.
- Bravo Ugarte, J. 1967. *La ciencia en México*. Editorial Jus, México, DF.
- Cuevas Cardona, C. e I. Ledesma Mateos. 2006. Alfonso L. Herrera: Controversias y debates durante el inicio de la biología en México. *Historia Mexicana* 55(3): 973-1013.
- Dávila Aranda, P.D. y M.T. Germán Ramírez. 1991. *Colecciones biológicas nacionales del Instituto de Biología: Herbario Nacional de México*. Instituto de Biología, UNAM, México, DF.
- García Corzo, R.B. 2009. *La construcción de las ciencias biológicas en Guadalajara (1840-1925)*. Universidad de Guadalajara, Guadalajara, Jalisco.
- Hoffmann, A., J.L. Cifuentes y J. Llorente. 1993. *Historia del Departamento de Biología de la Facultad de Ciencias UNAM. En conmemoración del Cincuentenario de su fundación (1939-1989)*. Prensa de Ciencias, UNAM, México.
- Jan, I., R. Löther y K. Senglaub. 1990. *Historia de la biología: Teorías, métodos, instituciones y biografías breves*. Labor, Barcelona.
- León Rábago, D. 1997. *Compilación histórica de la Universidad de Guanajuato: Los tesoros de la Universidad*. Universidad de Guanajuato, Guanajuato.
- Llorente, J., R. Ruiz, G. Zamudio y R. Noguera. 2007. *Fundamentos históricos de la biología*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, DF.
- Michán, L. y J. Llorente-Bousquets. 2002. 1. Hacia una historia de la entomología en México. pp. 3-52. En: Llorente Bousquets, J. y J.J. Morrone (Eds.), *Taxonomía*,

- biodiversidad y biogeografía de los artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. III. Universidad Nacional Autónoma de México, México, DF.
- Ortega, M.M., J.L. Godínez y G. Vilaclara. 1996. *Relación histórica de los antecedentes y origen del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México*. Instituto de Biología, UNAM, México, DF.
- Singer, C. 1947. *Historia de la biología*. Espasa Calpe, Buenos Aires.
- Todd, L.E., C. González Canseco y C. González Morantes. 2009. *Breve historia de la ciencia en México*. Cecyte, NL, Monterrey, Nuevo León.
- Trabulse, E. 1983. *Historia de la ciencia en México: Estudios y textos siglo XVI*. Conacyt, Fondo de Cultura Económica, México, DF.
- Trabulse, E. 1984. *Historia de la ciencia en México: Estudios y textos siglo XVII*. Conacyt, Fondo de Cultura Económica, México, DF.
- Trabulse, E. 1985a. *Historia de la ciencia en México: Estudios y textos siglo XVIII*. Conacyt, Fondo de Cultura Económica, México, DF.
- Trabulse, E. 1985b. *Historia de la ciencia en México: Estudios y textos siglo XIX*. Conacyt, Fondo de Cultura Económica, México, DF.
- Trabulse, E. 1989. *Historia de la ciencia en México: Apéndices e índices*. Conacyt, Fondo de Cultura Económica, México, DF.
- Trabulse, E. 1994. *Historia de la ciencia en México: Versión abreviada*. Fondo de Cultura Económica, México, DF.

Eventos relevantes de la biología en México (en itálicas el nombre de algunas publicaciones) (1854-1939). Fuentes: Beltrán (1982), y Ortega et al. (1996), Hoffmann et al. (1997) y León Rábago (1997)

- 1854- Comisión Científica del Valle de México.
- 1861- Comisión para el Estudio Hidrológico del Valle de México.
- 1862- 30 de junio, ocho de la noche, “millones de insectos conocidos con el nombre de grillos, descendieron sobre la ciudad de Guanajuato, llenando las calles y habitaciones”.
- 1864- Comisión Científica de Pachuca.
- 1867- Escuela Nacional Preparatoria.
- 1868- Creación de la Sociedad Mexicana de Historia Natural (SMHN).
- 1869-1912- *La Naturaleza*, publicación de la SMHN.
- 1871- Aparece la primera parte de Zoología dentro de la serie *La Ciencia Recreativa* de José Joaquín Arriaga.
- 1873- Aparece la primera parte de Zoología (Entomología) dentro de la serie *La Ciencia Recreativa* de José Joaquín Arriaga.

- 1876- Comisión Geográfica Exploradora.
- 1878- Publicación del libro *Programa de un curso de Zoología* por Alfredo Dugès.
- 1883- José Ramírez publica el trabajo *Tipos, clases y órdenes de la Zoología de C. Claus y tablas de clasificación tomadas de las obras de H. Sicard y G. Carlet*.
- 1883- Comisión Científica Mexicana.
- 1884- Publicación y actualización del libro de Alfredo Dugès como *Elementos de Zoología*.
- 1884- Creación de la Sociedad Científica Antonio Alzate.
- 1885- Publicación de *Tratado de geología* de Mariano de la Barcena.
- 1885- Decreto para la creación de la Escuela Normal de Profesores.
- 1887- Inauguración de la Escuela Normal de Profesores.
- 1888-1915- Creación del Instituto Médico Nacional (IMN).
- 1889- Exposición Universal de París.
- 1889- Publicación de la obra *Nociones de botánica* de Nicolás León.
- 1890-1913- *Anales del Instituto Médico Nacional*, publicación del IMN.
- 1893- Creación del Museo de Tacubaya.
- 1893- Publicación de *Datos para la zoología médica mexicana* de Jesús Sánchez.
- 1895- Muere Eugenio Romain Delscautz Dugès en Morelia (24 de febrero).
- 1895- Creación del Museo Patológico.
- 1895- Publicación de la obra *Biblioteca Botánica Mexicana* de Nicolás León.
- 1898- Publicación de la obra *Zoología agrícola mexicana: con multitud de figuras y un apéndice que contiene los conocimientos relativos a la manera de combatir la plaga de los insectos y un formulario medicinal* de Román Ramírez.
- 1899- Publicación de la obra *Nociones de botánica* de Jesús Díaz de León.
- 1900-1907- Comisión de Parasitología Agrícola de la Secretaría de Fomento.
- 1900-1905- *Boletín de la Comisión de Parasitología Agrícola*.
- 1901- Escuela Normal y de Altos Estudios, fundada por Justo Sierra.
- 1901- Carlos Hoffmann llega a México.
- 1902-1906- Primera Cátedra de Biología General, impartida por Alfonso L. Herrera en la Escuela Normal.
- 1904- *Nociones de biología* de Alfonso L. Herrera.
- 1906- Luis Murillo publica su libro *Guía para la colección de cuadros "Animales Mexicanos"*.

- 1907- Comisión Exploradora de la Fauna y Flora Nacionales.
- 1909- Creación del Museo Nacional de Historia Natural.
- 1910- Universidad Nacional de México, Escuela Nacional de Altos Estudios (ENAE).
- 1911- Karl Friedrich Reiche se incorpora a la ENAE para impartir la clase de Botánica.
- 1912- Primer Congreso Científico Mexicano, idea de Alfonso L. Herrera.
- 1915- Dirección de Estudios Biológicos (DEB), Secretaría de Agricultura y Fomento. Director: Alfonso L. Herrera. Integrado por el Instituto de Biología General y Médica, el Museo Nacional de Historia Natural y el Departamento de Exploración de Flora y Fauna.
- 1918- Publicación de *Lecturas botánicas* por Karl Friedrich Reiche.
- 1920- Fundación de la Sociedad Mexicana de Biología (SMB).
- 1920- *Revista de la Sociedad Mexicana de Biología*, publicación de la SMB.
- 1921- Anselmo S. Núñez publica su libro *Zoología: curso de zoología biológica, filosófica y pedagógica*.
- 1921- Isaac Ochoterena ingresa como profesor de Biología a la Escuela Nacional Preparatoria. Es responsable del Gabinete de Historia Natural.
- 1922- Creación del Jardín Botánico por la DEB.
- 1922- Publicación del libro *Lecciones de biología* por Isaac Ochoterena.
- 1923- Creación del Zoológico por la DEB.
- 1924- Publicación de la obra *La vegetación de los alrededores de la capital de México* por Karl Friedrich Reiche.
- 1924- Publicación de las *Nociones de ciencias naturales: Zoología* por Alfonso L. Herrera.
- 1925- Creación de la Facultad de Filosofía y Letras.
- 1926- Publicación de *Conocimiento de la Naturaleza: Primer año* por Toribio Velasco.
- 1926- Creación de la Estación de Biología Marina en Veracruz por la DEB.
- 1926- 6 de diciembre, titulación de Enrique Beltrán.
- 1926- Se publica el libro *Microbe Hunters* de Paul de Kruif, una lectura clásica para estudiantes de biología.
- 1928- Publicación de *Lecturas biológicas* por Karl Friedrich Reiche.
- 1929- Creación del Instituto de Biología, formado a partir de la DEB con la incorporación del Instituto de Biología General y Médica y el Museo Nacional de Historia Natural). El Jardín Botánico y el Parque Zoológico.

gico permanecen separados. La Estación de Biología Marina del Golfo desapareció y hasta el año 1973 se forma el Centro de Ciencias del Mar y Limnología en la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). Isaac Ochoterena fue el primer director. Permaneció en el puesto de 1929 a 1946.

1937- Publicación del libro *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas* de Maximino Martínez.

1938- Creación de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional.

1939- Creación del Departamento de Biología de la UNAM.

Práctica 3

Diario de campo

José Luis Navarrete-Heredia
Pablo Antonio Martínez-Rodríguez

Introducción

Es bien conocido para la mayoría de los biólogos el viaje que realizó Charles Darwin a bordo del *H.M.S. Beagle* (His/Her Majesty's Ship) y que años más tarde sus observaciones fueron de gran utilidad para la construcción de sus grandes obras. Pero como él, muchos otros naturalistas también realizaron expediciones a lugares remotos. Podemos mencionar por ejemplo a Alfred Russel Wallace, Henry Walter Bates o Alexander von Humboldt, por citar a algunos de los más conocidos. Entre ellos, así como en muchos de los exploradores, una costumbre común fue el uso de sus cuadernos de notas en los que escribían sus observaciones.

El cuaderno o libreta de notas, diario de campo o cuaderno o libreta de campo es y debe ser una herramienta indispensable para el trabajo del biólogo, independientemente de la línea de investigación a la que se dedique. Aunque es fácil asociar el cuaderno o libreta a trabajos de botánica, zoología o ecología, éste también es indispensable para el trabajo en laboratorio, ya sea de manera personal o bien de una bitácora general. La función principal de esta herramienta es que sirve para hacer las anotaciones de campo o laboratorio que forman parte de la investigación que está en proceso.

Para el trabajo de campo es importante incluir: fecha, localidad del trabajo de campo (incluyendo país, estado, municipio y localidad precisa), coordenadas, actividades realizadas, tipo de colecta, lista de participantes, condiciones

climáticas, observaciones personales y hallazgos representativos. Se pueden incluir observaciones sobre el estado de perturbación de la localidad, observaciones sobre otros grupos biológicos adicionales al grupo de estudio (por ejemplo, vegetación), modificaciones a una técnica de muestreo, observaciones sobre comportamiento, interacciones (por ejemplo, depredación, polinización, alimentación, entre otros), notas sobre pérdida de trampas o daño de ejemplares, nombres comunes que dan los lugareños a ciertas especies, usos o aplicaciones (por ejemplo, en la alimentación o especies medicinales) y creencias. También puede realizar ilustraciones o esquemas. En caso de utilizar una cámara, en el diario de campo se pueden escribir datos sobre las imágenes realizadas. Recuerde, toda esta información será de utilidad para nuestro trabajo en el laboratorio. Y si parte de nuestro trabajo tiene que ver con colecciones, todos estos datos serán de utilidad al momento de realizar el trabajo de determinación. Nuestras reflexiones y grandes ideas regularmente llegan sin avisar; el diario de campo es nuestro gran auxiliar.

La bitácora de laboratorio es una herramienta imprescindible para el investigador que busca la mayor confiabilidad de sus resultados. En ella se anota todo lo relacionado con el experimento que se esté llevando a cabo; desde la fecha de inicio del procedimiento y los materiales que se utilizarán, reactivos, medios de cultivo, cepas de estudio, procedimiento general del experimento, actividades independientes o pasos del mismo, tiempos que se sometió al objeto de estudio a determinado proceso, quién o quiénes son los responsables de los procedimientos y/o preparación de los medios de cultivo, entre otros. Siempre tratando de ser lo más detallados y precisos al momento de hacer las anotaciones, indicando las posibles modificaciones, intencionales o imprevistas, que se hayan hecho al procedimiento. Las anotaciones pueden ir acompañadas de esquemas o ilustraciones que nos permitan comprender mejor las actividades realizadas. Esto con la finalidad de poder reconocer todas las variables del experimento y que el mismo pueda llegar a ser reproducido con posterioridad, para confirmar o poner a prueba los resultados.

La bitácora también permite al investigador identificar posibles fallas o errores en determinados pasos y modificarlos, sin necesidad de repetir todo el procedimiento para encontrar el fallo, siendo muy importante marcar las fechas en que se hace determinado proceso, actividad, cambio de medio de cultivo, añadidura de nutrientes o reactivos, entre otros. El trabajo de laboratorio requiere un control de las condiciones y variables lo más riguroso posible, para lo cual llevar un registro de las mismas es muy importante.

Algo a considerar es que la bitácora, al tener este papel preponderante en la realización de cualquier experimento, no puede ni debe ser removida del laboratorio, para evitar posibles retrasos o errores al no contar con los datos precisos que en ella se han depositado; en algunos casos, a lo largo de varios años de investigación.

Tanto para el trabajo de campo como de laboratorio no hay que dejar cabos sueltos ni dejar a la memoria lo que es posible que sea de utilidad en un futuro cercano. Una de las fallas más recurrentes de no utilizar una libreta de campo es que después tenemos serios problemas con los especímenes que se colectan en campo. ¿De dónde fueron? ¿Quién los colectó? ¿Cuándo fue? En el laboratorio, ¿cuánto le pusimos de una sustancia? ¿Cuánto tiempo se dejó hirviendo? Evitemos estas situaciones. Recuerde: lo que uno escriba en su libreta, se convertirá finalmente en un verdadero diario de campo o de laboratorio. Los libros clásicos de grandes exploradores; por ejemplo, *El diario del viaje de un naturalista alrededor del mundo* de Charles Darwin o el *Viaje al Archipiélago Malayo* de Alfred Russel Wallace y muchos otros más, no hubieran sido posibles si en ellos no se tuvieran las notas en sus *Diarios de campo*.

Objetivos

1. Al finalizar esta práctica, el alumno contará con su diario de campo.
2. Aprender a registrar observaciones y datos para una investigación.

Material

- Libreta de tránsito o similar de pasta dura y tamaño portátil.
- Plumón indeleble e insoluble de punto fino (005).
- Lápiz de grafito.
- Bolsa resellable (*ziplock*) adaptada al tamaño de la libreta.
- Liga ancha de hule.

Desarrollo

1. Con ayuda del plumón, colocar en la primera página de la libreta el nombre completo del propietario, incorporando al final correo electrónico y teléfono, para su posible contacto en caso de pérdida. Una de las frustraciones más grandes de un biólogo es perder su diario de campo (fig. 1).
2. A partir de este momento y para todas las actividades de laboratorio o campo que se realicen, es importante hacer anotaciones en el diario de campo.
3. Visita un zoológico o jardín botánico y escribe tus observaciones en el diario de campo.
4. Visita la página Darwin online (<http://darwin-online.org.uk/>) para conocer los diarios de campo de Darwin.
5. Visita a un profesor e invítalo a que puedas leer alguno de sus diarios de campo. En tu libreta escribe tus impresiones de esta actividad.
6. La libreta la puedes ajustar con la liga de hule y guardar en la bolsa *ziplock*. Es muy recomendable utilizar la bolsa en el trabajo de campo para evitar que se humedezca con el agua de lluvia, de cuerpos de agua o bien de la hojarasca húmeda.

Bibliografía recomendada

Gaviño de la Torre, G., J.C. Juárez López y H.H. Figueroa Tapia. 1985. *Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo*. Limusa, México, DF.

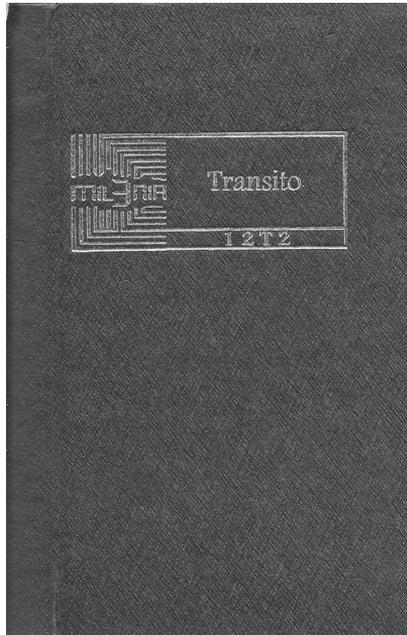


Figura 1. Portada de diario de campo.

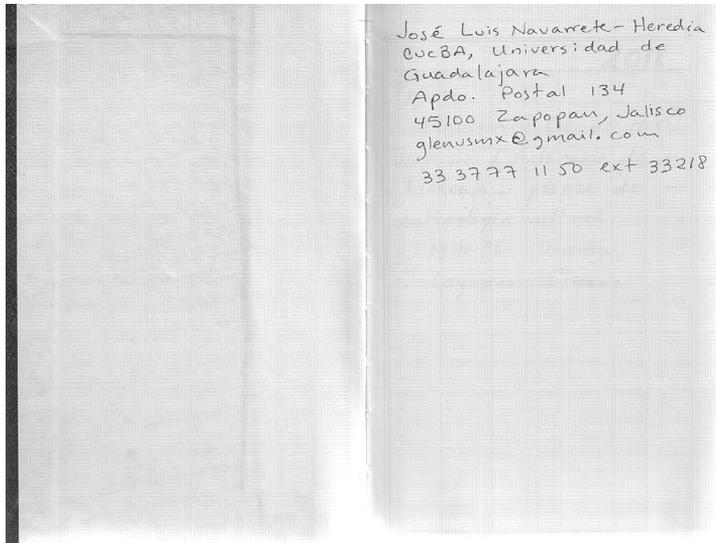


Figura 2. Detalle de datos personales.

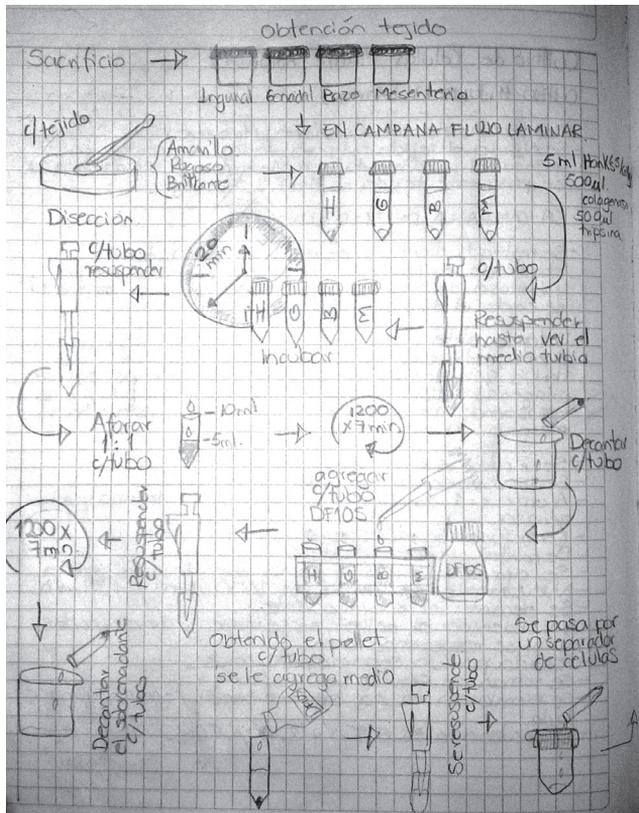


Figura 3. Bitácora de un laboratorio de biología experimental.
Fuente: reproducido con autorización de Gabriela Escobar Camberos.

Práctica 4

Ecosistemas costeros: playas arenosas

Pedro Medina-Rosas

Introducción

Las playas arenosas son ambientes costeros, caracterizados por granos de arena de diferente tamaño de grano, relacionado con determinada composición mineralógica, así como por un variable contenido material orgánico. Las playas arenosas constituyen zonas de transición entre el ambiente terrestre y el marino. Además, son importantes respecto a la recreación y el turismo, pero también son biológicamente relevantes por la diversidad y abundancia de los organismos que pueden contener.

Las playas se pueden extender más allá del nivel más alto de la marea, que en algunos lugares es de varios metros, y en otros es más breve, y se pueden dividir en varias zonas. La zona frontal de la playa se encuentra desde el nivel de marea baja hasta la parte más alta de la playa, que forma un escalón o berma, y en ella hay una comunidad de organismos característicos. La dinámica del sustrato y el régimen de olas, en conjunto con las mareas y corrientes, así como factores ambientales, determinan los organismos que viven adaptados a estas zonas altamente dinámicas. Una forma de clasificar las playas considera su tamaño de grano asociado a la pendiente del fondo y a la forma y distancia en que rompen las olas. Unas son disipativas, con extensas zonas de rompientes de olas sobre fondos planos y someros que tienen granos finos. Las otras son reflectivas, con playas más empinadas que tienen zonas de rompientes más cortas y los granos de arena son más gruesos. Cada una tendrá diferente di-

versidad de organismos, materia orgánica y, por lo tanto, diferentes valores de productividad.

Algunos organismos se han adaptado para moverse en el sustrato o para sobrevivir a los diferentes grados de humedad y cercanía al agua. A este tipo de organismos asociados a la arena se les conoce como psamófilos (*psammos* significa *arena* en griego). Aunque las playas arenosas pueden presentar poca diversidad de especies, comparadas con otras zonas como las rocosas o intermareales, algunas especies pueden ser muy abundantes, o incluso tener importancia económica. En las playas arenosas se pueden encontrar numerosos microorganismos, menores a 1 mm, principalmente del grupo de los protozoarios y especialmente ciliados, pero también macrofauna mayor a esa dimensión que puede incluir diferentes grupos de moluscos, artrópodos, equinodermos y poliquetos (algunos incluso de cierta importancia pesquera y que llegan a presentar altas abundancias en algunos sitios del mundo). Como viven en los espacios que existen entre los granos, se les conoce como organismos intersticiales.

La distribución vertical de estos organismos es de acuerdo con varios factores, que incluyen las propiedades mecánicas del sedimento (por la energía del oleaje y el tamaño de grano), el comportamiento del agua en los intersticios, así como con la disponibilidad de oxígeno y materia orgánica en la playa.

Objetivo

El objetivo general de la práctica es reconocer las características relevantes de diferentes playas arenosas de la Bahía de Banderas, en el Pacífico mexicano, en cuanto a la diversidad y abundancia de organismos, así como en las características de los granos de arena que las componen.

Los objetivos particulares son determinar la diversidad y abundancia de especies de invertebrados, tanto micro como macroorganismos, que se distribuyen en las playas arenosas de Bahía de Banderas, y comparar las características de los granos en cada una de ellas.

Material

Básico:

- Vestimenta de campo (pantalón, camisa manga larga, sombrero o gorra para protegerse del sol, zapatos de campo que se puedan mojar para caminar en la arena).
- Botella con agua potable.
- Libreta de campo y pluma.
- Papel y marcador permanente para las muestras.
- Cámara fotográfica.
- Guías y libros para identificar invertebrados marinos.
- Calendario de mareas (revisar el mes correspondiente a la práctica en los siguientes sitios: www.mareografico.unam.mx o predmar.cicese.mx/calmen.php).

**Para macrofauna:*

- Tamices de diferentes tamaños, al menos de 0.5, 1 y 2 mm de luz de malla.
- Cubeta para agua.
- Transecto de al menos 20 m.
- Pala de punta recta.
- Bolsas de plástico con sellos (*ziplock*).
- Formol al 4%.

**Para microfauna en la playa:*

- Tubo de PVC de 3 pulgadas de ancho y entre 20 y 30 cm de alto.
- Malla de mosquitero para cubrir un lado del tubo.
- Recipiente de plástico de 1 l, para agua de mar.
- Cuchara grande.
- Hielo.
- Bolsas de plástico con sellos (*ziplock*).
- Formol al 4%.
- Filtro de papel (para cafetera).

**Para microfauna en el laboratorio:*

- Microscopio estereoscópico.
- Cajas de Petri.

- Portaobjetos.
- Pipetas de plástico.

Desarrollo

1. Revisar el calendario de mareas para identificar los días en que la marea será amplia, de preferencia en días de mareas vivas, alrededor de las lunas nuevas o llenas. Consultar la práctica sobre zonas intermareales (*Manual de prácticas biológicas de laboratorio y campo II*, 2014) para un ejemplo de cómo utilizar los calendarios de marea.
2. Bahía de Banderas tiene una marea mixta, por lo que en un mismo día tiene dos mareas altas y dos bajas. Las características de la bahía son muy diferentes en la parte norte y la parte sur. En la parte norte de la bahía existen varias playas arenosas. La playa arenosa de Punta Mita, Nayarit, por la entrada del Anclote, presenta elementos interesantes para identificar especies de una zona intermareal del Pacífico mexicano. Las desembocaduras de ríos también proporcionan características únicas a las playas. En la bahía existen numerosos ríos que desembocan directamente al mar. Las playas del sur de la bahía tienen características diferentes porque son pequeñas, de bolsillo, y proporcionan hábitats diferentes para los organismos.
3. Una vez seleccionada la playa y la hora precisa para realizar el muestreo durante una marea baja, desde la zona de rompiente hasta la zona seca, trazar un transecto perpendicular a la costa mediante el uso de una cinta métrica. Medir su longitud y, posteriormente, calcular el área muestreada de las diferentes zonas que se pueden encontrar en el intermareal. Hay zonas que nunca están expuestas al aire, otras que sólo durante mareas extremadamente bajas pueden quedar expuestas, otras más que algunos días del mes están expuestas y, unas últimas, varias horas al día están expuestas al aire. En cada una de estas áreas pueden hallarse distintos organismos, por lo que es necesario examinar cuidadosamente el sustrato con el objetivo de determinar las distintas zonas del intermareal basados en las diferentes especies presentes en cada una de ellas.
4. Para la macrofauna, en cada zona identificada se deberá coleccionar una muestra con la pala de al menos un cuarto de metro cuadrado de superficie y 20 cm de profundidad. La muestra de arena se colocará en el tamiz y, con la ayuda de agua de mar, se cernirá para obtener los organismos que

queden retenidos en los diferentes tamices. Es necesario cuantificar los organismos e identificar cada especie encontrada. Si no es posible identificar en campo a las especies, se recomienda recolectar muestras en las bolsas y agregarles formol.

5. Para la microfauna, hay que agregar primero al recipiente un poco de agua de mar, usando el filtro para que el agua quede lo más limpia posible. Al tubo de PVC se le amarrará por un lado la malla con unas ligas, y se le agregará una muestra de arena de cada zona a estudiar, con la ayuda de la cuchara, y posteriormente se agregará hielo en la parte de arriba. Se introducirá el tubo con la muestra en el recipiente, cuidando que esté en contacto con el agua de mar filtrada. Los organismos bajarán y caerán al recipiente por la temperatura fría, a través de la malla de mosquitero, después de al menos 20 ó 30 minutos.
6. Posteriormente la muestra se transferirá a la bolsa de plástico.
7. En el laboratorio se observarán los diferentes organismos, principalmente protozoarios ciliados, utilizando un microscopio estereoscópico. Con la ayuda de unas pipetas de plástico se recolectarán muestras para observarlas mediante el uso de portaobjetos. Ésta es una modificación del método de Uhlig (1964) para extraer y observar ciliados de sedimentos y playas arenosas de ambientes marinos y estuarinos. La modificación implica el uso del hielo, ya que la temperatura acelera el movimiento de los microorganismos hacia abajo; ya que, aunque tengan geotropismo positivo, es más eficiente para la práctica. Se pueden tomar muestras de diferentes profundidades para ver las diferencias en los organismos.
8. Se requiere tomar nota de las especies de flora y fauna observadas en cada zona de los muestreos, para su identificación (de ser posible a nivel de especie), su distribución en las zonas del intermareal y su interacción biológica en este ambiente.
9. Durante la práctica es recomendable tomar registro fotográfico de las especies de flora y fauna observada, así como de las cuestiones relevantes a la práctica para ser consideradas en el reporte o informe.

Cuestionario

**Entregar un reporte o informe con una síntesis de la práctica, el cual deberá incluir los siguientes puntos:*

1. Bahía de Banderas. Describir la región y, en particular, hacer una descripción de los sitios visitados. Consultar información en publicaciones en revistas científicas. Describir las playas visitadas y considerar tamaños, longitud de playa, pendiente, características de los granos y organismos.
2. Explicar las mareas, ¿cómo es que suceden en el planeta y qué influencia tiene la Luna? ¿Cómo es la marea en Bahía de Banderas? Explicar su variación y límites. Comparar diferentes meses mediante el uso de los calendarios de mareas.
3. Para la macrofauna, por Phylum enlistar las especies observadas y recolectadas en los tamices. Describir las características observadas que permitan identificarlas así como la zona de la playa, el sitio particular donde fueron observadas (superficie de la arena, la distancia en centímetros a la que se encontraron de la superficie de arena, entre otros) y la interacción o asociación biológica que tenían con diferentes organismos, si es que existe.
4. Para la microfauna, por Phylum enlistar las especies observadas y recolectadas en los tubos con hielo. Describir las características observadas que permitan identificarlas así como la zona de la playa, el sitio particular donde fue observada (superficie de la arena, la distancia en centímetros a la que se encontraron de la superficie de arena, entre otros) y la interacción o asociación biológica que tenían con diferentes organismos, si es que existe.
5. Elaborar un mapa con la ubicación de cada especie hallada en las diferentes zonas. ¿En qué zonas se observaron más organismos? ¿En qué zona se observó mayor diversidad de especies? ¿Qué factores intervienen en la distribución de los organismos?
6. Enlistar y describir las aves observadas en la zona y sus características, dependiendo de si son permanentes o migratorias, y su comportamiento observado durante la práctica. Consultar Myska (2013).
7. Revisar otras publicaciones científicas sobre playas arenosas del Pacífico de México y de otros países para realizar comparaciones en cuanto a la riqueza de especies, abundancia y condiciones locales que afectan la diversidad.

8. ¿Cuál es la importancia ecológica de las playas arenosas y sus implicaciones ante el cambio climático? ¿Qué regiones del mundo son las más vulnerables? ¿Por qué? Reflexionar sobre esta situación.
9. Al final del reporte o informe incluir una conclusión del tema de las playas arenosas, con una reflexión sobre el tema a nivel mundial, nacional, regional, estatal y local. Mencionar también recomendaciones, comentarios, quejas sobre la práctica.
10. No olvidar anexar fotos relevantes de los sitios visitados y las especies observadas.

Bibliografía

- Brusca, C.R. 1980. *Common intertidal invertebrates of the Gulf of California*. University of Arizona Press, Estados Unidos.
- Brusca, C.R. y G.J. Brusca. 2003. *Invertebrates*. Segunda edición. Sinauer Associates, Estados Unidos.
- Carlton, J.T. 2007. *The Light and Smith Manual: Intertidal invertebrates from central California to Oregon*. University of California Press, Estados Unidos.
- McLachlan, A. y A.C. Brown. 2006. *The ecology of sandy shores*. Segunda edición. Academic Press, Estados Unidos.
- Myska, P. 2013. *Guía de campo de anfibios, reptiles, aves y mamíferos de México occidental*. Viva Natura, México.
- Uhlig, G. 1964. Eine einfache methode zur extraktion der vagilen, mesopsammalen mikrofauna. *Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen*, 11: 178-185.

Práctica 5

Ejercicio de diseños experimentales en la investigación biológica: mortalidad en alevines de carpa koi (*Cyprinus carpio* var. *haematopterus*) en distintas densidades

Julia Alexandra González-Padilla
Omar Alejandro Peña-Almaraz
Krihsna Daniela Carolina Joya-Guerrero
Liza Danielle Kelly-Gutiérrez

Introducción

La carpa común (*Cyprinus carpio*) es, posiblemente, una de las primeras especies dispersadas por el hombre. Se cree que es originaria del oriente de Asia y que se dispersó naturalmente por China y Siberia (Billard, 1999). El hábitat de la carpa es muy variado, ya que vive en las corrientes medias y bajas de los ríos, en áreas inundadas y en aguas confinadas poco profundas como lagos, meandros y embalses (FAO, 2003).

Es una de las principales especies de peces de ornato cultivadas en México (FAO, 2003). Son animales omnívoros que pueden comer insectos acuáticos, crustáceos, anélidos, moluscos, plantas acuáticas, algas y semillas (Horváth *et al.*, 2002).

Tolera un amplio rango de condiciones ambientales (Billard, 1999; Chatterjee *et al.*, 2004). Así, la tolerancia de temperatura es de entre 8 a 39° C, con óptimo entre 25 a 30° C (Chatterjee *et al.*, 2004; Timmons y Ebeling,

2007); la de oxígeno es menor a 5 mg/l (Horváth *et al.*, 2002); y la de pH oscila entre 5 a 9, con óptimo de 6 a 8 (Billard, 1999; Nelson, 2008).

La “siembra” de recién nacidos generalmente se realiza en estanques especializados a la intemperie, donde se colocan altas densidades de organismos durante los primeros 20 a 30 días. Bajo estas condiciones, la mortandad experimenta tasas muy elevadas porque es muy difícil controlar factores como enfermedades, depredadores, parásitos, entre otros (Flegler-Balon, 1989).

Al realizar la crianza en condiciones controladas en acuarios más reducidos y con la densidad correcta de organismos por pecera, es posible reducir la mortalidad entre los alevines. La anterior acción se realiza cuando se quiere tener un gran número de crías, genéticamente similares, que provengan de los mismos progenitores. Con esto se garantiza contar con ejemplares adecuados para la investigación, bioensayos o para las granjas de comercio con buen linaje, ya que estos peces resultan ser muy costosos.

En la larvicultura se presenta el canibalismo de tipo intracohorte o intercohorta, cuyas causas pueden ser endógenas y exógenas. Entre las causas endógenas se resalta la piscivoría, el cuidado parental y las diferencias de tamaño. Entre las causas exógenas se resalta la disponibilidad de alimento y la densidad poblacional (Atencio-García y Zaniboni-Filho, 2006).

Por otra parte, McCrimmon (1968) declaró que “las diferencias en el crecimiento individual entre los alevines, están influenciadas por el agua, la temperatura, la densidad de población y la disponibilidad de alimentos. Estas condiciones prevalecen hasta la décimo segunda semana de vida”. En *C. carpio* la densidad óptima de siembra se encuentra entre 100 a 400 alevines/m² y la tasa de sobrevivencia varía entre 40 a 70% (FAO, 2003).

La finalidad de esta práctica es determinar el índice de mortalidad de crías recién nacidas de carpa koi bajo en distintas densidades de siembra y durante dos semanas de desarrollado, experimentando con una cohorte de ejemplares de tres días de nacidos.

Objetivos

1. Determinar los índices de mortalidad de alevines para una densidad idónea recomendada de 50, así como con densidades de 25 y 100 alevines por pecera, respectivamente.
2. Comparar la mortalidad entre las distintas densidades utilizadas.

Material

- Estanque de desove.
- Nueve peceras con 35 l de agua.
- Nueve bombas de aireación.
- 525 alevines de *C. carpio* var. *haematopterus*.
- Microalgas (mezcla comercial de *Isochrysis* sp., *Pavlova* sp, *Thalassiosira* sp. y *Chaetoceros* sp.).
- Microgranulado NutripecMR harina de iniciación.
- Mallas de recolección.
- Pipeta.
- Agua reposada y declorada.
- Oxímetro.
- Potenciómetro.
- Mortero.

Desarrollo

1. Para la obtención de los alevines, con una pareja sexualmente madura de carpas koi, se utilizará el método de reproducción natural en una tina de desove.
2. Dos días posteriores a la eclosión, cada unidad experimental (alevines) se asignará aleatoriamente a cada pecera. Para establecer la densidad idónea de “siembra”, tomando en cuenta los datos proporcionados por la FAO (2003), se deberá realizar una conversión por volumen.
3. Las densidades de siembra por pecera serán de 25, 50 y 100 ejemplares (tres tratamientos). Los experimentos se realizarán con tres réplicas para cada tratamiento, siendo la densidad óptima la de 50 alevines.
4. Las peceras tendrán una medida de 51 cm de largo por 26 cm de ancho. Se distribuirán de manera aleatoria dentro del laboratorio; con iluminación, ventilación y temperatura similares para minimizar el efecto de variables externas. Se aplicará el mismo sistema de bombas de aireación para todas las peceras. No se utilizarán filtros para evitar la succión de los alevines. Se utilizará agua del sistema municipal, que se dejará reposar varios días para que el cloro se elimine (dechlorar).

5. Los peces se aclimatarán durante un día después de ser colocados en las peceras y, al siguiente día, se reemplazarán los individuos que hayan muerto por el estrés, traumatismos, manipulación, entre otros factores.
6. Tres días posteriores a su eclosión, los alevines deberán de alimentarse porque reabsorbieron su saco vitelino de reserva. A partir de este día se dará inicio al experimento (día 1).
7. Los alevines se alimentarán con microalgas (con una mezcla comercial de *Isochrysis* sp., *Pavlova* sp., *Thalassiosira* sp. y *Chaetoceros* sp.) durante los primeros dos días del iniciado del experimento (día 1 y día 2). Con una pipeta se les suministrará 1 ml al día. Transcurridos dos días, una vez al día se alimentarán con alimento microgranulado NutripecMR harina de iniciación, molida y tamizada, hasta terminar el experimento (del día 3 al día 14).
8. El método de alimentación será *ad libitum* con 0.2 gr de alimento por pecera, aumentando la cantidad conforme se requiera. Se realizarán sifoneos periódicos y cambios de agua cada cuatro días, dependiendo de la saturación de materia orgánica. El pH, oxígeno y temperatura de las peceras deberá registrarse diariamente.
9. El índice de mortalidad (variable respuesta) se calculará como porcentaje de mortalidad con el uso de la siguiente fórmula, donde TAIE es el total de alevines al inicio del experimento y TAFE es el total de alevines al final del experimento:

$$\text{Mortalidad (\%)} = [(TAIE - TAFE) / TAIE] \times 100\%$$

10. Adicionalmente se deberá registrar el peso inicial y final de los alevines para comparar el peso ganado por tratamiento.
11. El experimento se realizará durante 14 días.

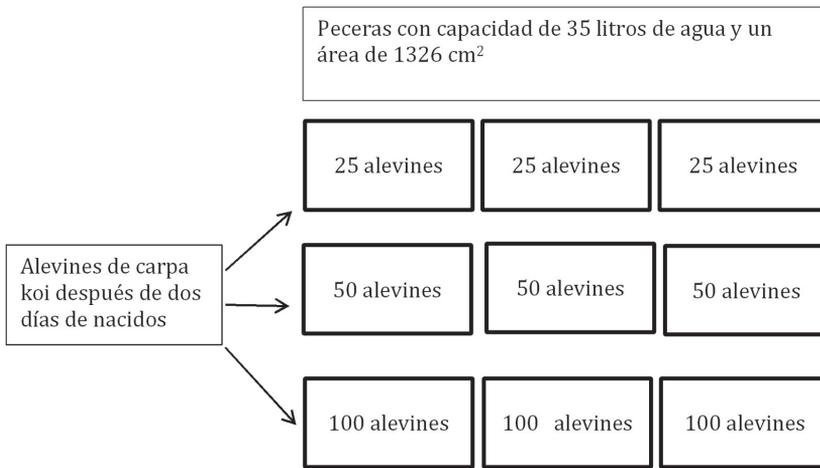


Figura 1. Esquema del diseño del experimento.

Procedimiento estadístico

El diseño completamente aleatorizado (DCA) es el más simple de todos los diseños que se utilizan para comparar tratamientos, dado que sólo considera dos fuentes de variabilidad: los tratamientos y el error aleatorio. Por tales razones, es común encontrar casos de uso y abuso de este diseño en situaciones en las que no era lo más adecuado, sobre todo porque se contaba con la presencia de otras fuentes importantes de variabilidad (factores de bloque, por ejemplo). Es por ello que al final se obtienen comparaciones burdas y no confiables de los tratamientos objeto del estudio.

Este diseño se llama aleatorizado porque todas las corridas experimentales se realizan en orden aleatorio completo, ya que al no haber bloques (generados por otro factor adicional al factor de interés), no existe ninguna restricción a la aleatorización. Más específicamente, si durante el estudio se hacen un total de N pruebas, éstas se corren al azar, de manera que los posibles efectos ambientales y temporales se irán repartiendo equitativamente entre los tratamientos (Gutiérrez-Pulido *et al.*, 2004).

Para el análisis de datos de este ejercicio se utilizó una Anova Kruskal-Wallis para tres o más muestras independientes (Zar, 1999), para determinar sobre la existencia de diferencias entre los tratamientos. Se utilizó este método

por tener pocos datos y sobre los cuales no se puede probar gaussianidad. Se utilizó un nivel de significancia del 0.05 en todas las pruebas estadísticas.

**Ejemplo del tratamiento estadístico de los datos:*

En el cuadro 1 se muestran los tratamientos con las peceras distribuidas al azar. En la columna final se presenta el porcentaje de mortalidad de alevines de las diferentes densidades de “siembra”. Por su parte, en el cuadro 2 se observan las ganancias en peso por tratamiento, las cuales se obtuvieron al promediar el peso inicial de 100 organismos y compararlos con el peso promedio por alevín de los individuos finales en cada pecera.

Cuadro 1
Resultados de mortalidad de alevines
de *Cyprinus carpio* var. *haematopterus*

<i>Tratamientos</i>	<i>Pecera</i>	<i>Núm. inicial de alevines</i>	<i>Núm. final de alevines</i>	<i>Núm. de muertos</i>	<i>Porcentaje de mortalidad</i>
Tratamiento 1	1	25	23	2	8%
	7	25	24	1	4%
	8	25	24	1	4%
Tratamiento 2	2	50	44	6	12%
	6	50	44	6	12%
	9	50	50	0	0%
Tratamiento 3	3	100	93	7	7%
	4	100	83	17	17%
	5	100	79	21	21%

Cuadro 2
Ganancia de peso en gramos al tomar como base el número de organismos al final del experimento

Peso inicial promedio por alevín 0.007g	Pecera	Peso final promedio/alevín	Diferencia de peso
	1	0.17g	0.163g
	7	0.18g	0.173g
	8	0.19g	0.183g
	2	0.08g	0.073g
	6	0.10g	0.093g
	9	0.12g	0.133g
	3	0.12g	0.113g
	4	0.07g	0.063g
	5	0.14g	0.133g

Análisis de datos de la mortalidad de alevines carpa koi

*Planteamiento de hipótesis:

- Ho: La mortalidad de alevines de carpa koi es igual en las tres densidades o tratamientos (25, 50 y 100 individuos).
- Ha: La mortalidad de alevines de carpa koi es diferente en al menos una de las tres densidades o tratamientos (25, 50 y 100 individuos).
- Estadístico de prueba:

$$H_{calculada} = \left[\left(\frac{12}{(N(N+1))} \right) \left(\sum \frac{R_j^2}{n_j} \right) \right] - (3(N+1)).$$

- Obtener la sumatoria de los rangos para cada muestra ($\sum R$): se enumeran todos los datos de menor a mayor, comenzando con el 1 y, en caso de que se repitan uno o más números, a cada dato se le asignará el rango promedio. Posteriormente se obtiene la sumatoria de los rangos para cada muestra.

Cuadro 3
Rangos de porcentaje de mortalidad por tratamiento

Tratamientos	Pecera	Porcentaje de mortalidad	Rango	ΣR
Tratamiento 1	1	8%	5	10
	7	4%	2.5	
	8	4%	2.5	
Tratamiento 2	2	12%	6.5	14
	6	12%	6.5	
	9	0%	1	
Tratamiento 3	3	7%	4	21
	4	17%	8	
	5	21%	9	

- Valores calculados del estadístico de prueba H:

$$H \text{ calculada} = \left[\left(\frac{12}{9(10)} \right) \left(\frac{10^2}{3} + \frac{14^2}{3} + \frac{21^2}{3} \right) \right] - (3(10))$$

$$H \text{ calculada} = \left[\left(\frac{12}{90} \right) (33.333 + 65.333 + 147) \right] - 30$$

$$H \text{ calculada} = [(0.1333)(245.666)] - 30 = 2.67$$

- Valores críticos o de tablas:

H con α y $n_1, n_2, n_3, \dots, n_n$

Para este caso; $\alpha = 0.05$ y $n_1 = 3, n_2 = 3, n_3 = 3$, por lo que el valor de tablas es 5.60.

Nota: si $k \geq 3$ y $n \geq 5 \rightarrow H_{\text{crítica}}$ se aproxima a χ^2 con a y $k-1$ grados de libertad.

- Zona de contraste (fig. 2):

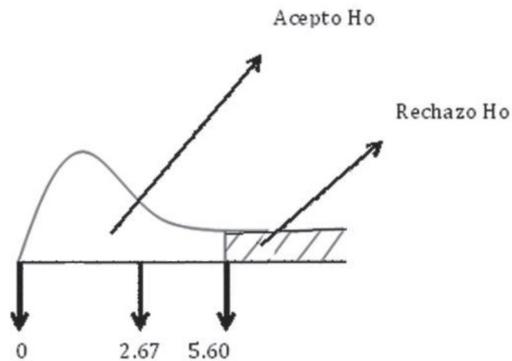


Figura 2. Zonas de rechazo y aceptación de la hipótesis nula o Ho.

Conclusión:

Con 95% de confianza se concluye que no hay diferencias significativas entre los tratamientos; por lo tanto, la mortalidad de alevines carpa koi entre las tres densidades (25, 50 y 100 individuos por pecera) es igual.

Análisis estadístico de la ganancia de peso de los alevines

*Planteamiento de hipótesis:

- Ho: La ganancia de peso por alevín es igual en las tres densidades o tratamientos (25, 50 y 100 individuos).
- Ha: La ganancia de peso por alevín es diferente en al menos una de las tres densidades o tratamientos (25, 50 y 100 individuos).
- Estadístico de prueba:

$$H_{calculada} = \left[\left(\frac{12}{(N(N+1))} \right) \left(\sum \frac{R_j^2}{n_j} \right) \right] - (3(N+1)).$$

Cuadro 4
Rangos de porcentaje de mortalidad por tratamiento

<i>Densidades</i>						
25 <i>organismos</i>	<i>Rango</i>	50 <i>organismos</i>	<i>Rango</i>	100 <i>organismos</i>	<i>Rango</i>	ΣR
0.163 g	7	0.073 g	2	0.113 g	4.5	24
0.173 g	8	0.093 g	3	0.063 g	1	9.5
0.183 g	9	0.113 g	4.5	0.133 g	6	11.5

- Valores calculados del estadístico de prueba H:

$$H \text{ calculada} = \left[\left(\frac{12}{9(10)} \right) \left(\frac{24^2}{3} + \frac{9.5^2}{3} + \frac{11.5^2}{3} \right) \right] - (3(10))$$

$$H \text{ calculada} = \left[\left(\frac{12}{90} \right) (192 + 30.08 + 44.08) \right] - 30$$

$$H \text{ calculada} = [(0.1333)(266.16)] - 30 = 5.39$$

- Valores críticos o de tablas:

$$H \text{ con } \alpha \text{ y } n_1, n_2, n_3, \dots, n_n$$

Para este caso; $\alpha = 0.05$ y $n_1 = 3, n_2 = 3, n_3 = 3$, por lo que el valor de tablas es 5.60.

Nota: si $k \geq 3$ y $n \geq 5 \rightarrow H_{\text{critica}}$ se aproxima a χ^2 con α y $k-1$ grados de libertad.

- Zona de contraste (fig. 3):

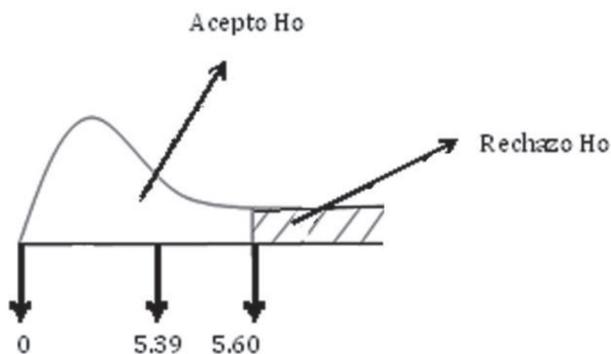


Figura 3. Zonas de rechazo y aceptación de la hipótesis nula o H_0 .

- Conclusión:

Con 95% de confianza se concluye que la ganancia de peso por alevín es igual en las tres densidades o tratamientos (25, 50 y 100 individuos por pecera).

Bibliografía

- Atencio-García, V. y E. Zaniboni-Filho. 2006. El canibalismo en la larvicultura de peces. *Revista MVZ Córdoba* 11(2): 9-19.
- Billard, R. 1999. *Carp: Biology and culture*. INRA, París.
- Chatterjee, A., S. Manush y T. Mukherjee. 2004. Thermal tolerance and oxygen-consumption of *Labeo rohita* and *Cyprinus carpio* early fingerlings acclimated to three different temperatures. *Journal of Thermal Biology* 29: 265-270.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2003. *Programa de información de especies acuáticas Cyprinus carpio (Linnaeus, 1758)*. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Cyprinus_carpio/es
- Flegler-Balon, C. 1989. Direct and indirect development in fishes —examples of alternativelife-history styles (pp. 71-100). En: Bruton, M.N. (Ed.), *Alternative life-history styles of animals*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.
- Gutiérrez-Pulido, H. y R. Vara-Salazar. 2004. *Análisis y diseño de experimentos*. McGraw-Hill, México.
- Horváth, L., G. Tamas y C. Seagrave. 2002. *Carp and pond fish culture*. Fishing News Books-Blackwell Scientific, Inglaterra.
- McCrimmon, H.R. 1968. Carp in Canada. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada* 165: 1-93.

- Meade, J. 1985. Allowable ammonia for fish culture. *The Progressive Fish-Culturist* 47(3): 135-145.
- Nelson, R.L. 2008. *Aquaponic food production: Raising fish and plants for food and profit*. Nelson and Pade, Inc., Estados Unidos.
- Timmons, M.B. y J.M. Ebeling. 2007. *Recirculation aquaculture*. NCRA Publication, Estados Unidos.
- Zar, H. J. 1999. *Biostatistical Analysis*. Prentice Hall, New Jersey.

Práctica 6

Preparación y conservación de especímenes de aves para colección científica o didáctica

Rosío Teresita Amparán-Salido

Introducción

Actualmente la taxidermia es reconocida como el arte de disecar (*dermis* = piel y *taxis* = acondicionamiento) para conservar y mantener ejemplares de aves con apariencia real (taxidermia artística). También este arte incluye a los ejemplares comprimidos (las llamadas pieles que pueden ser de aves y mamíferos, principalmente) para ser almacenados en charolas de gavetas especiales (conocida como taxidermia científica) y que ocupen poco espacio. Esta última acción consiste en preparar las pieles de las aves, dándole al cuerpo un aspecto alargado, con la cabeza hacia atrás, las alas recogidas sobre el cuerpo y las patas estiradas y cruzadas encima de la cola. En esta posición es posible observar diferentes características de tipo taxonómico: patrones de plumaje, coloración, formas, color de pico y extremidades, así como registro de medidas morfológicas cada vez que se requiera.

La técnica de la taxidermia facilita el estudio, exposición y conservación de la diversidad de aves de diferentes lugares. Desde el siglo pasado y con el creciente interés de preservar valiosos especímenes para su estudio, la taxidermia (tanto la científica como la artística) ha avanzado en estas últimas décadas, obteniendo un alto grado de perfeccionamiento en los métodos y materiales empleados.

En esta práctica se presenta el procedimiento de la taxidermia en aves como una técnica para la preparación de material biológico; además, destaca su importancia porque permite generación de información de calidad para el conocimiento de la diversidad de aves; la cual debe ser utilizada en la conformación de una colección científica o didáctica.

Objetivos

General:

El alumno conocerá el procedimiento de la taxidermia en aves para la correcta preparación y preservación de especímenes destinados para colección científica o didáctica, así como la importancia de la taxidermia para la conservación de las aves silvestres.

Específicos:

1. Distinguir los métodos de preservación y conservación de las pieles de aves silvestres.
2. Realizar el procedimiento de la taxidermia mediante la práctica manual para la preparación de especímenes de aves.
3. Reconocer que de la taxidermia de aves se obtiene material biológico (especímenes, contenido de estómagos, ectoparásitos, endoparásitos, entre otros) para, posteriormente, realizar diversos estudios.
4. Identificar a la taxidermia como un medio que genera información de calidad para el conocimiento de la diversidad y conservación de aves silvestres.

Tratamiento preliminar para la taxidermia del espécimen

Debe considerarse el deterioro que puede presentar el plumaje del ave que se pretende preparar en taxidermia y, de ser requerido, reparar el daño inmediatamente. La muerte de las aves puede deberse a diferentes causas: naturales, accidentadas o recolectadas después de su deceso (proporcionadas por zoológicos y otros establecimientos que posean ejemplares silvestres en cautiverio). De esta manera, se reconoce que los ejemplares no han sido capturados especialmente para ser preparados en taxidermia, sino que se presenta la posibili-

dad de aprovechar este valioso material biológico para la investigación y como material educativo o didáctico.

El espécimen debe revisarse detenidamente buscando la presencia de heridas y, de encontrarlas, deberán ser tratadas inmediatamente con algodón para impedir que la sangre manche el plumaje. En algunas especies hay que revisar y limpiar el pico, eliminando todo lo que pueda tener dentro al introducir algodón humedecido con alcohol o con alguna otra sustancia antiséptica. Lo anterior es importante tomarlo en cuenta para las aves de rapiña, pues es común que regurgiten los alimentos inmediatamente después de su muerte. En aves acuáticas es indispensable limpiar con mucho cuidado el pico, el buche y el esófago. Para la limpieza del buche se debe abrir el pico y extraer con una pinza todo lo que ahí se encuentre. La limpieza de otras especies de aves debe realizarse de la siguiente manera: a) colocar la cabeza hacia abajo tomando al ejemplar de las extremidades; b) oprimirle el pecho desde abajo hasta llegar al pico, ya que de esta forma se obliga a los alimentos a salir por el pico. Es importante tener cuidado de no desordenar las plumas.

Es aconsejable obturar con algodón los orificios nasales o narinas y la cloaca, este último para impedir la salida de excrementos que pueden manchar el plumaje. Debe tenerse cuidado de no doblar las plumas de la cola, pues es muy difícil volverlas a su estado natural.

Es muy importante realizar anotaciones de los datos de recolecta del ejemplar (ficha de datos): localidad, municipio, estado, altitud, coordenadas, fecha, forma de captura del espécimen, especie, sexo del espécimen, edad (cría, juvenil, adulto) y otras características sobresalientes (fig. 1).

Variables biológicas a registrar:

- *El peso* del espécimen se obtiene cuando recién murió. Si se ha congelado, se registra hasta que recupere su elasticidad o se haya descongelado completamente. Se debe medir en gramos y, cuando sea posible, en décimas de gramo. Es importante determinar el tiempo transcurrido, en horas o días, desde la muerte del ejemplar.
- *La edad* del espécimen (cría, juvenil, subadulto o adulto).
- *El sexo* del espécimen (hembra, macho o indeterminado).
- *La osificación del cráneo*. Un cráneo bien osificados se observará opaco, con puntuaciones o con una red ósea claramente visible. Esta condición generalmente se presenta en los adultos (excepto en pájaros carpinteros);

en cambio, si el ave es joven, presentará áreas sin osificar transparentes llamadas “ventanillas”.

- *El porcentaje y ubicación de la muda, tanto ventral como dorsalmente.* Se deberán registrar las áreas y la intensidad de la muda. Esto se observa fácilmente al percibir puntos negros debajo de la piel, los cuales corresponden a la base de la pluma (cálamo) cuando está por desprenderse. Deberá anotarse la zona de muda y su abundancia, tanto en la parte ventral como dorsal del ejemplar.
- *La cantidad de grasa debajo de la piel de un ave aporta información sobre su capacidad para volar o migrar, su ciclo de vida, entre otros.* Se deberá registrar el porcentaje y la ubicación de la grasa, tanto en la zona ventral como dorsal.
- *Colecta de ectoparásitos del plumaje.* Éstos se fijarán en alcohol al 70%. Se deberán anotar los datos sobre la especie de ave en donde se encontraron, la zona del cuerpo de donde se extrajeron, fecha de recolecta, entre otros.

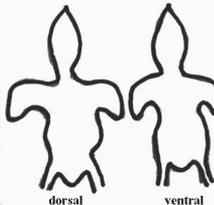
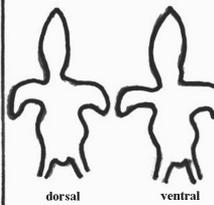
Localidad:		País y estado:		Municipio:		Altitud:	
Especie:				Sexo: hembra, macho, indeterminado			
Tipo de asociación vegetal en la que fue encontrado:							
Edad: cria _____ juvenil _____ subadulto _____ adulto _____	long. total:		cuerda ala:		peso:		
	tarso:		cola:		long. alar:		
	largo pico:		ancho pico:		alto pico:		
	Grasa		Muda		Osificación cráneo		
Coloración de: pico _____ ojos _____ cavidad bucal _____ patas _____ otros _____		 dorsal ventral		 dorsal ventral			
Ectoparásitos: nada _____ moscas _____ otros _____ ácaros _____ no identificados _____				Observaciones:			

Figura 1. Ejemplo de una ficha de recolecta de datos.

Variables morfométricas a registrar (fig. 2):

- *La longitud total se registra colocando al espécimen de espaldas sobre una regla graduada (con escala en milímetros) para medir la distancia que hay*

desde la punta del pico hasta la pluma más larga de la cola. Se recomienda poner el ave de espalda sobre la regla, con la cabeza ligeramente doblada (para que el pico se encuentre levemente paralelo a la regla y sin estirar el cuello más allá de la posición natural), para que el cuerpo alcance su longitud máxima sin ser forzado.

- *La longitud de la cola* se mide por la parte dorsal, desde la base de la cola (el pigóstilo) hasta donde terminan las plumas de la cola (rectrices) o a la punta de la pluma más larga de la cola cuando permanece cerrada. Cuando se toma esta medida es importante anotar el grado de desgaste de las plumas (ya que esto afectará el largo total de la cola, dato que puede tener una variación considerable).
- *La envergadura* corresponde a la distancia entre las plumas primarias más largas del ala derecha y del ala izquierda. Se mide colocando al espécimen de espalda sobre una regla y extendiendo las alas al máximo, hasta donde sea posible. Evitar lastimar al ave.
- *La cuerda alar* se toma desde la articulación del ala a la pluma primaria más larga. Evitar aplanar el ala.
- *La longitud del tarso o tarso-metatarso* se mide desde la parte media posterior de la articulación entre la tibia y metatarso, hasta el borde inferior de la última escama frontal no dividida. Esta escama se encuentra entre la unión del metatarso con la base del dedo medio frontal.
- *El largo del pico* se registra, en línea recta, desde la parte media del borde anterior del nostrilo (fosas nasales o narinas) hasta el borde anterior externo de la maxila.
- *El alto del pico* se mide desde la parte media del borde anterior del nostrilo (fosas nasales o narinas) hasta el borde posterior de la base del pico.
- *El ancho del pico* se toma en la parte superior, a un lado del nostrilo, en la base del pico y del lado derecho al izquierdo.

Consideraciones importantes antes de realizar la taxidermia:

Cuando sea necesario sacrificar al ave se le colocará en una superficie plana, con el vientre hacia arriba. El ejemplar se sujetará utilizando los dedos índices, medios y pulgares de las manos y, con ellos, hasta que el ave deje de respirar (esperar unos cuantos minutos), se oprimirán fuertemente los costados del cuerpo a la altura de la inserción de las alas. Una vez muerta, se le introducirá una bolita de algodón en el pico y otra en la cloaca, para evitar la salida de flui-

dos corporales. No se recomienda iniciar la taxidermia de un ave recién muerta, sino hasta que hayan transcurrido entre tres y cuatro horas de su muerte, ya que se requiere que la sangre de todo el cuerpo haya coagulado (en el proceso de la taxidermia la sangre densa es más adecuada, lo cual se da con la coagulación).

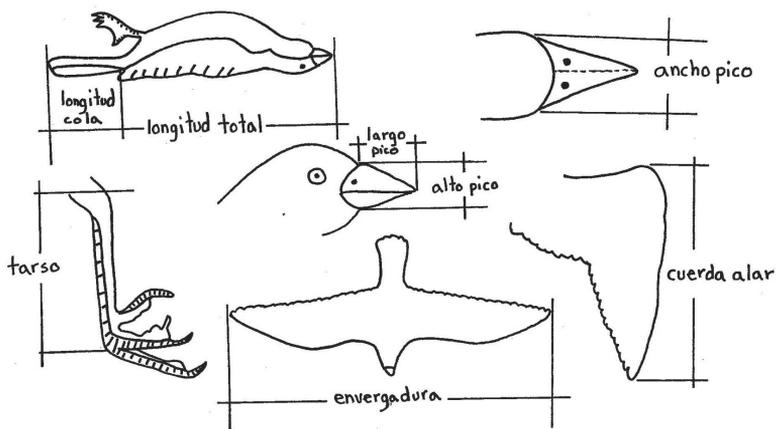


Figura 2. Morfometría básica del cuerpo de un ave.

En caso de que el ejemplar haya sido sacrificado días antes, éste se colocará en un cono o cucurucho de papel periódico (fig. 3). Se conservará en una bolsa de plástico y se pondrá en el refrigerador o congelador. El tiempo de descomposición del ejemplar es variable, ya que depende de cada especie, del estado en el que se encuentre el ejemplar y de las condiciones climáticas del sitio. Se puede considerar un límite de 24 a 36 horas antes de que el espécimen sea inadecuado para la taxidermia. Sin embargo, si éste es refrigerado, el plazo puede prolongarse por mucho más tiempo y aún más si es congelado.

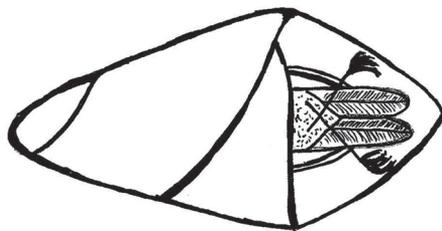


Figura 3. Forma de guardar a un espécimen después de sacrificado.

Cuando el espécimen se encuentre congelado, se debe descongelar por completo hasta que el cuerpo se encuentre blando y presente la elasticidad adecuada (cinco a seis horas). Si el ejemplar es de gran tamaño, se recomienda sacarlo del congelador la noche anterior.

Para determinar si el espécimen se encuentra en condiciones de ser destinado a la taxidermia, se tira de las plumas del abdomen. Si se desprenden fácilmente o si la piel se descama, entonces ya no es idóneo para la taxidermia.

Para adquirir destreza en el arte de la taxidermia se requiere de mucha práctica; es por esto que durante las primeras lecciones es recomendable utilizar aves de corral (como gallinas o codornices) para evitar arriesgar especímenes importantes y únicos. Las palomas y especies afines no son aptas para las primeras lecciones, ya que tienen la piel del abdomen muy delicada y fácilmente puede rasgarse, con lo que se produce la pérdida del ejemplar.

Fijación y conservación en líquido para especímenes de tamaño pequeño:

Cuando se tienen aves de especies muy pequeñas (como colibríes), éstas presentan mucha dificultad para ser preparadas mediante taxidermia. Se conservan en alcohol al 70% o el cuerpo se seca sin quitarles la piel (inyectándoles previamente formol al 10%). Antes de fijarlas se lavan con jabón neutro para desprenderles las burbujas de aire aprisionadas entre las plumas, así como la grasa. Una vez lavados y enjuagados, el formol penetrará más fácilmente.

Los especímenes destinados para estudios anatómicos o taxonómicos deben fijarse con una solución de formol al 10% (o poco menos), inyectándolos en la cavidad del cuerpo y en todos los tejidos. Después que el espécimen ha permanecido entre 24 a 48 horas en la solución de formol, se debe cambiar a una solución de alcohol al 70%, lavándolo primero por lo menos durante 12 horas con agua corriente para liberar a los tejidos del exceso de formol. De esta manera puede ser conservado indefinidamente en alcohol al 70%.

Otro método de conservación de aves es a través del untado de la piel con jabón arsenical, en lugar de utilizar bórax.

Mezclas para ayudar a la preservar de partes de los especímenes para preparar en taxidermia:

- a. Tejidos que no se pueden retirar durante el proceso de taxidermia. La mezcla de 20 gr de creolina con 200 ml de agua destilada puede inyectarse en las regiones del cuerpo donde quedan tejidos que no han podido ser re-

tirados con el bisturí o las pinzas. De manera alternativa, se puede emplear la naftalina disuelta en alcohol al 70% y mezclada con jabón neutro.

- b. El pico y ano muy sucios del espécimen a preparar en taxidermia. Se limpian las zonas muy bien y se impregnan con taponetes de algodón con una solución de 30 gr de ácido fénico mezclada con 1 l de agua destilada. Esta solución protege al espécimen de la acción nociva de los insectos.

Materiales requeridos para el proceso de taxidermia

- Ejemplar muerto de ave (de preferencia una codorniz o especie similar).
- Algodón absorbente.
- Estopa limpia para rellenar los especímenes de tamaño grande.
- Una caja de palitos de madera cilíndricos de varios tamaños.
- Una bolsa de palitos aplicadores (cotonetes).
- Una regla graduada en milímetros de 30 cm de longitud.
- Una cinta métrica graduada en milímetros de 2 m de longitud.
- Etiquetas ya impresas con los datos de la institución (de 4x3 cm, atado en un extremo con un hilo de algodón).
- Un carrete de hilo grueso y resistente de algodón de color blanco, negro y beige.
- Agujas para costura de varios tamaños.
- Un par de agujas curvas para sutura.
- Una caja de alfileres con cabecita.
- Guantes desechables de hule.
- Tubos con alcohol al 70% para la colecta de ectoparásitos.
- Un pincel chico para manipular los ectoparásitos.
- Un cepillo suave o mediano de dientes, pinceles o cepillitos suaves para alisar y limpiar las plumas del espécimen.
- Una jeringa desechable de 3 cm³.
- Un rollo de alambre galvanizado.
- Aserrín bien molido (grosor muy fino).
- Bórax.
- Formol al 10%.
- Papel periódico.
- Papel para secar humedad.

Equipo requerido para la preparación de taxidermia:

- Charola de disección.
- Lupa de mano con aumentos de 10x a 25x.
- Microscopio estereoscópico.
- Estuche de disección básico o los siguientes instrumentos: bisturí de hoja intercambiable, paquete de hojas para bisturí, navaja para rasurar, tijeras grandes, tijeras medianas o chicas con puntas agudas, pinzas medianas o largas y pinzas pequeñas de puntas lisas.

Procedimiento de la taxidermia

1. Después de tomar los datos de las características importantes del espécimen, se acondiciona la mesa de trabajo acomodando algunas hojas de papel periódico o papel secante sobre una charola de disección para evitar que el ejemplar se ensucie de sangre y grasa. Se debe poner al alcance el equipo de disección, un recipiente con bórax y otro con aserrín molido para ir cubriendo y secando el interior de la piel que se va descubriendo.
2. El espécimen se coloca con el vientre hacia arriba, aquí se encuentra un área desnuda donde no se insertan plumas (llamada apteria). Descúbrala colocando hacia los lados las plumas que la cubren (fig. 4). El algodón que tiene en el pico y ano o cloaca, sustitúyalo por un algodón absorbente nuevo.

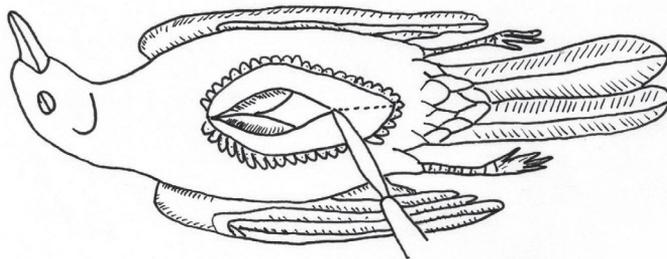


Figura 4. Inicio de la taxidermia en un ave.

3. Ya separadas las plumas en esa área y con la navaja para rasurar o el bisturí, se practica una incisión desde la parte media del esternón (hueso central del pecho), hasta el borde del ano, cortando con cuidado sólo la piel del-

gada sin llegar al músculo. Se empieza a separar a cada lado la piel. Si se llegara a cortar el músculo abdominal, puede aparecer la masa intestinal con sangre, dificultando bastante el trabajo y ensuciando el plumaje. Para evitar lo anterior se deberá cubrir inmediatamente con aserrín. Con las pinzas finas levante la piel desprendiéndola de los músculos y vaya agregando bórax, en pequeñas cantidades, para facilitar la preparación.

4. Desprenda la piel de la parte inferior del abdomen por los lados hasta localizar los músculos de las piernas. Tome una pierna, recorra la piel y empiece a descubrir el músculo. Doble la pata empujándola hacia fuera; de esta manera asomarán los músculos de la rodilla. Con las tijeras corte la articulación (es decir, entre la pierna y la rodilla) y empuje la pierna hacia adentro (fig. 5). El hueso de la pierna (tibia-tarso) asomará. Empiece a cortar y desechar el músculo. Deje limpio el hueso hasta poco antes de los dedos.
5. Cubra el hueso (tibia-tarso) con bórax y envuelva con algodón, imitando la forma y el volumen de la masa muscular retirada. Regrese la piel de la pierna a su posición original. Realice lo mismo con la otra pierna.

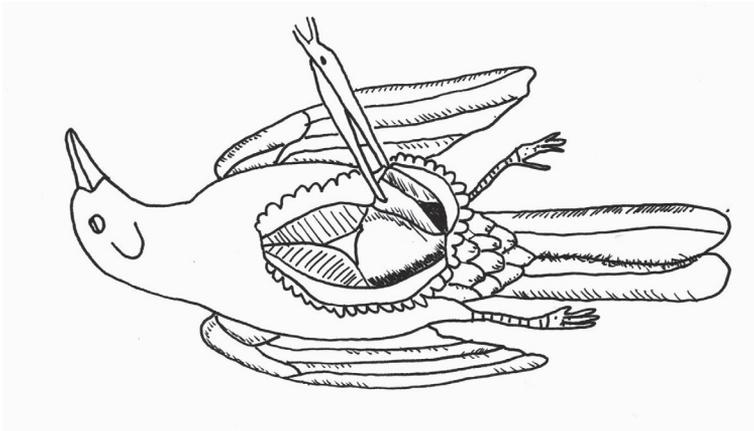


Figura 5. Corte de la pierna en la articulación de la rodilla.

6. Los cortes se continúan realizando con cuidado para no rasgar la piel, desprendiéndola poco a poco hasta alcanzar la base de la cola. Se procurará pasar las pinzas por detrás de la región caudal. Con el pulgar y el índice de una de las manos, se sostendrán las partes laterales de la base de la cola, mientras que con la otra mano se utilizarán las tijeras para cortar la parte

ósea donde se insertan las plumas de la cola. Se recomienda poner mucha atención para no cortar la cola (fig. 6). Para evitar esto, se hace el corte hasta donde se obstaculiza por las vértebras caudales y la inserción de las plumas (este movimiento es muy delicado). Al cortar, se oirá un ruido característico. Inmediatamente ponga algodón absorbente sobre el extremo del tubo digestivo que ha sido cortado y cubra con bórax.

7. En la base de la cola y pegada a la piel se encuentra una glándula productora de grasa; localízela y córtela con cuidado. Esta glándula debe quitarse para evitar que la piel entre en descomposición y se manche, también cubra con bórax.

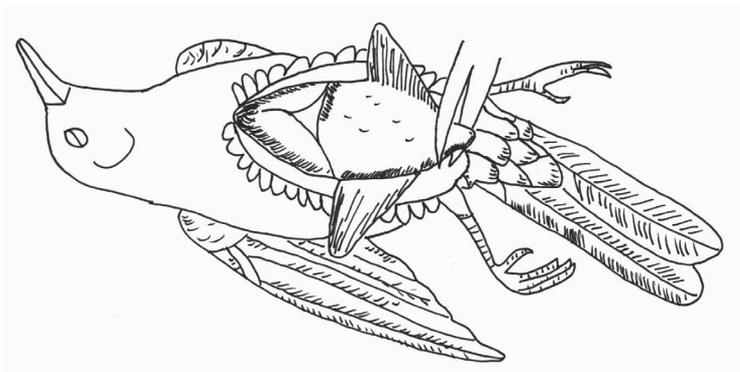


Figura 6. Corte de la región caudal y del final del tubo digestivo.

8. A continuación se trabajará con la región de las alas. Se sigue desprendiendo la piel por toda la rabadilla, la espalda y el pecho. Al llegar al cuello notará que a nivel de los hombros la piel se adhiere a las alas. Se prosigue desprendiendo la piel hasta exponer la musculatura del húmero. Se corta en la articulación entre el húmero y el cuerpo (fig. 7). Se retira la mayor parte del músculo del húmero, el radio y el cúbito. Sin embargo, en estas áreas queda parte de músculo, ya que en esta zona se insertan algunas de las plumas del ala (remeras secundarias). El desprendimiento de los músculos se dificulta.

Una vez limpios, regrese los huesos a su lugar. Si es muy poco el músculo retirado, no es necesario rellenar con algodón. En algunas aves grandes es necesario inyectar formol al 10% en las partes con músculo que no fue posible retirar. Generalmente el área de las alas no necesita rellenarse

con algodón, sólo en casos donde se retira mucha cantidad de músculo. Se debe continuar realizando la misma operación con la otra ala.

Con el hilo se unen por dentro las dos alas, en la articulación del húmero con el cúbito y el radio, dejando siempre entre ellas un pequeño espacio.

Unidas las alas y recogidos los tibio-tarsos, se continúa volteando la piel del ave con ayuda de los pulgares, índices y los dedos medios de las manos, hasta que aparezca el pico. Éste se sujeta para mayor apoyo en la operación. Si en el desarrollo de esta acción se reseca la piel, puede humedecerla con un algodón impregnado de agua, esto es para hacerla flexible y manejable.

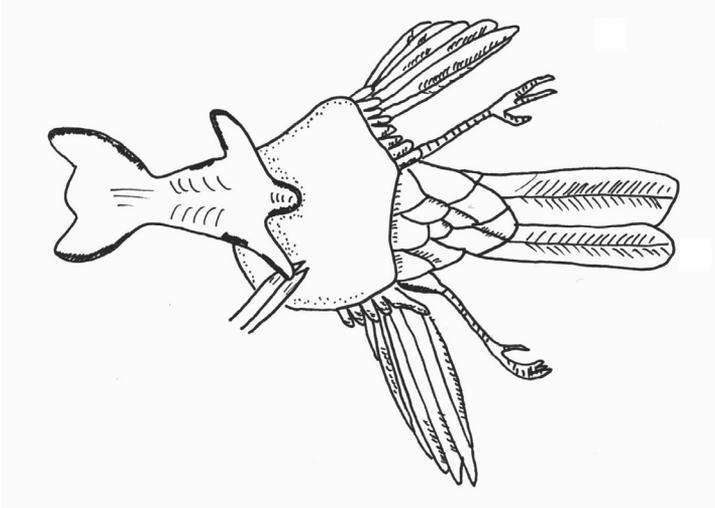


Figura 7. Corte en la articulación del húmero y el cuerpo.

9. Se prosigue desprendiendo la piel alrededor del cuello, jalando hacia el pico. Vaya descubriendo el cráneo poco a poco. A los lados del cráneo quedan adheridas dos franjas de piel en forma cónica. Jalándolas y con los dedos pegados al cráneo se pueden desprender. Si esto se dificulta, corte con el bisturí pegándolo al hueso del cráneo. Al cortar, quedarán descubiertos dos pequeños orificios, que son los oídos (figs. 8 y 9). Al aparecer la abertura del oído, la delgada membrana se separa con la uña.

Se continúa jalando la piel hacia el pico. Nuevamente la piel permanece adherida, pero ahora a los ojos. Usando el bisturí corte la fina membrana que protege a cada uno de los ojos, manteniendo la navaja pegada al ojo. Una vez descubiertos los orificios de los ojos no siga desprendiendo la piel. Con las pinzas pequeñas retire los ojos y limpie bien la cuenca ocular, cubra con bórax y rellene con una bolita de algodón de tamaño similar a los ojos extraídos (figs. 8 y 9).

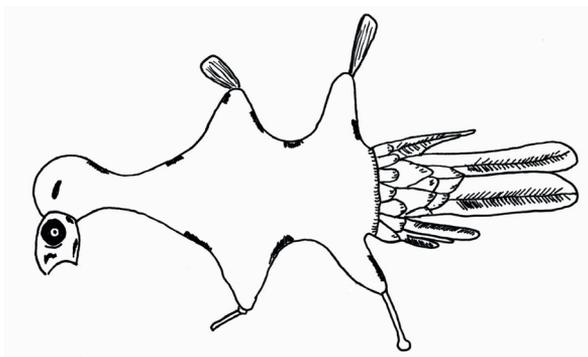


Figura 8. Piel volteada al reverso unida al cráneo.

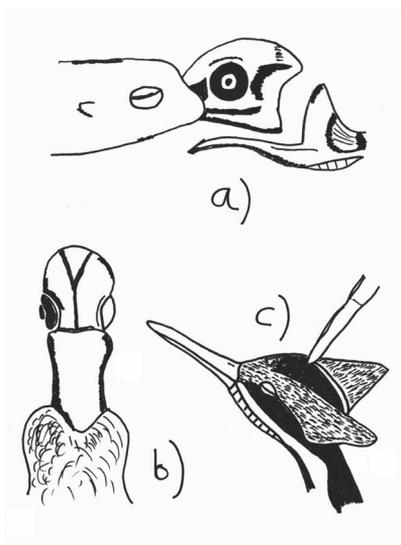


Figura 9. a) Desprendimiento de la piel de la cabeza. b) Retiro y sustitución del ojo por una bolita de algodón. c) Técnica para quitar la piel de la cabeza en los carpinteros.

10. Corte el cráneo transversalmente en su región occipital (fig. 10). El cuerpo quedará completamente desprendido de la piel. Limpie el cráneo y desprenda la masa encefálica introduciendo las tijeras pegadas al pico (por debajo), hasta cortar los huesos nasales. Corte también por dentro de los lados del cráneo metiendo la tijera junto a las mandíbulas. Después de estos tres cortes, jale el contenido cerebral y deje limpio el cráneo con ayuda de las tijeras y el algodón absorbente. Se cubre toda el área con bórax y se sustituye el cerebro por algodón limpio.

Se extrae la lengua por su base, así como la estructura ósea (hioides) que la acompaña. Se limpia la cavidad con tapones de algodón impregnados con solución (preparada con 30 gr de ácido fénico mezclada con 1 l de agua destilada). Secar, cubrir con bórax y poner algodón.

Ciertas aves (carpinteros grandes, algunos periquitos) tienen la cabeza muy voluminosa, lo cual dificulta o imposibilita que se regrese toda la piel por el angosto diámetro del pescuezo. En esos casos se hace una incisión longitudinal en la nuca para poder pasar fácilmente el cráneo (fig. 9). De igual forma, para preparar en taxidermia pieles de patos o de algunas aves grandes, deben hacerse algunas modificaciones; lo mismo que en aquellas aves que tienen una cabeza muy grande y el cráneo no se puede sacar por el cuello.

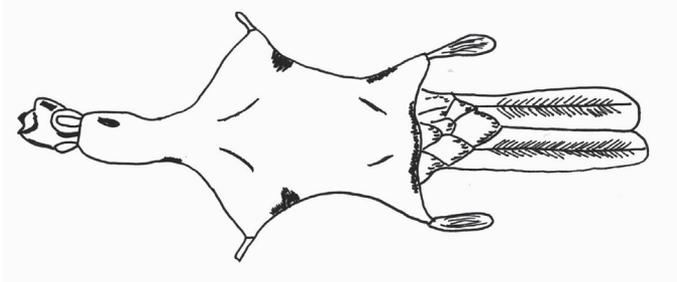


Figura 10. Corte transversal del cráneo y sutura de las alas a una distancia similar al ancho de la espalda.

11. Terminado lo anterior, el cuerpo del ave está completamente separado de la piel. Como resultado se tiene la piel con el plumaje. La masa del cuerpo completo con los músculos y órganos internos se deja de lado para ser revisado más tarde.

El plumaje del cuerpo y de las alas se acomoda con mucho cuidado con los dedos, abriendo y separando cada una de las plumas. Con las pinzas se realza el relleno de los ojos, ablandando el algodón que se ha dejado en las cavidades orbitales. Se endereza el pescuezo con las pinzas cerradas introducidas por dentro y se abren si hubiese necesidad. El pescuezo debe quedar estirado, por lo que un palito de madera de forma cilíndrica deberá extenderse desde la base del pico hasta la base de la cola. Se debe construir un cuerpo de algodón o estopa imitando el tamaño y ancho del cuello y del cuerpo (fig. 11). Con unas pinzas, tome fuertemente el algodón por el extremo y desplácelo a través del cuello (sobre el palito) hasta que se asome por el pico. Ahí retenga la punta, saque las pinzas y proceda a acomodar el plumaje de la cabeza, del cuello y, por último, del cuerpo.

Asegúrese de que las alas tomen una posición normal. Algunos investigadores prefieren formar todo el cuerpo alrededor del palito y luego meterlo para sujetar y amarrar las alas al palito. Para todas las maniobras señaladas, ayúdese con las pinzas de puntas lisas.

12. Con una aguja apropiada provista de su hilo, proceda a cerrar su espécimen. Para cerrar la cavidad de aves del tamaño de un cuervo o más grande, se utiliza hilo o cordón grueso. Comience a cerrar por uno de los extremos o por la parte superior de la incisión. Vaya acomodando el algodón. Meta la aguja desde la parte interna de la piel para que asome externamente y pásela en esta forma hacia uno y otro lado de toda la incisión, con puntadas grandes en forma transversal. A la par, se debe acomodar el algodón y las plumas. Cuando haya dado la última puntada en el extremo inferior (cerca del ano), jalar el hilo para cerrar la incisión por entero. Remate el hilo, corte y acomode las plumas sobre el vientre.

Se retiran los tendones de las patas de las aves grandes a través de una incisión practicada en el llamado “talón”. En las aves pequeñas no hay necesidad de retirar los tendones. El pico deberá cerrarse y ser amarrado con el hilo pasado con aguja por los orificios nasales (de narina a narina). Se arregla nuevamente el plumaje, acomodando las alas bien pegadas al cuerpo. Se le cruzan las patas una sobre la otra, sin que los dedos se entrelacen y se amarran en el lugar donde se cruzan (ahí mismo se amarra la etiqueta). Se deben abrir ligeramente las plumas de la cola (fig. 12).

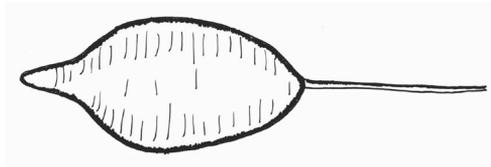


Figura 11. Palito de madera cilíndrico cubierto con algodón, el cual debe ser proporcional al cuerpo del ave extraído en la taxidermia.

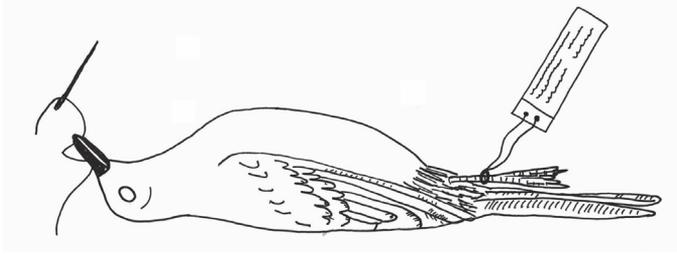


Figura 12. Al terminar el proceso, el pico se cierra con un hilo con aguja y pasándolo por los orificios nasales.

Las etiquetas usadas para los especímenes secos deberán ser de papel cartulina fino, de color blanco. El tamaño de la etiqueta será de 8 cm de longitud por 2 cm de ancho, con dos perforaciones en el margen izquierdo; tendrán líneas transversales antes de las perforaciones. A través de las perforaciones pasará un hilo y se le hará un nudo a 15 mm de distancia del borde. Este nudo facilita la lectura de datos en ambos lados de la etiqueta y evita que éstas se maltraten, enreden y se dañe el espécimen (fig. 13).

Los especímenes conservados en líquido tendrán etiquetas hechas de material plástico, del mismo tamaño y formato al anterior. Todas las etiquetas deberán ser escritas con tinta indeleble.

13. El rotulado de las etiquetas deberá ser con letras mayúsculas y minúsculas. En el frente de la etiqueta se escribirá: institución a la que pertenece la colección, nombre científico del espécimen (escrito a lápiz #2), el sexo, la edad, la localidad, municipio, estado (área geográfica próxima), coordenadas, fecha de colecta, nombre del colector, número de catálogo de la colección, nombre de quien preparó el espécimen (fig. 12).

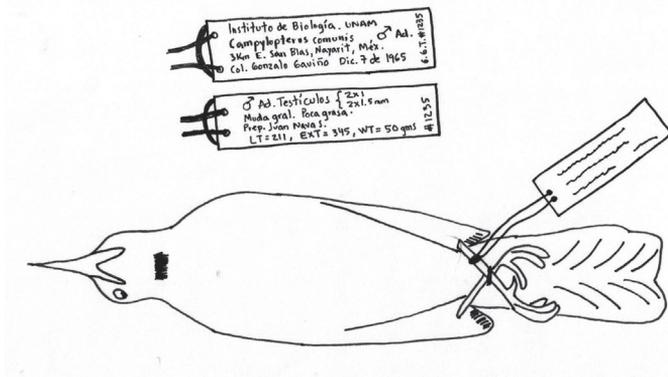


Figura 13. Piel de un espécimen para colección científica. Los rótulos (etiquetas) muestran los datos convenientes que se deben incluir.

Por otra parte, los datos que deben ir en el lado posterior de la etiqueta son: peso en gramos, medidas en milímetros (longitud total, longitud alar), datos sobre coloración de algunas partes que se decoloran, cantidad de grasa, muda, osificación del cráneo, contenido estomacal (tipo de elementos y cantidad), sexo y condiciones de las gónadas (tamaño en milímetros y coloración), nombre de quien preparó el espécimen, hábitat donde fue colectado, conducta, método de colecta y número del catálogo de campo del colector (fig. 12).

Se puede añadir una segunda etiqueta si no es posible registrar toda esta información en una sola etiqueta. Es recomendable seguir la secuencia de los datos mencionados anteriormente para facilitar el trabajo al catalogar los especímenes en serie.

14. Terminada la taxidermia, envuelva el espécimen con tiras muy delgadas de algodón para mantener el cuerpo y las plumas en posición hasta que se seque. Se deja secar en un lugar seguro durante varios días (se puede dejar secar al ambiente o en una estufa construida con focos). Si fue preparada para la colección científica de pieles, debe estar con el pescuezo estirado (no encogido), la cola un poco abierta y las alas bien pegadas al cuerpo. Posteriormente debe ser guardado en gavetas convenientemente diseñadas para tales fines (figs. 13 y 14).

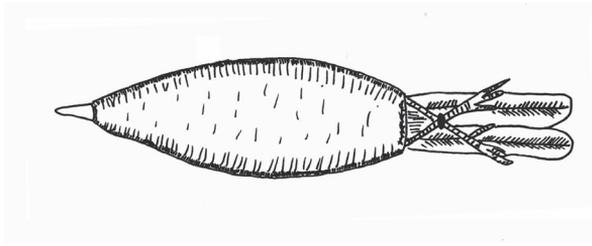


Figura 14. Especimen terminado y envuelto con tiras delgadas de algodón de la manera correcta.

Procedimiento posterior a la taxidermia

El cuerpo completo obtenido de la taxidermia, con los músculos y los órganos internos, es revisado para observar el sexo del espécimen. Para ello se realiza una incisión en el cuerpo a lo largo del abdomen del lado izquierdo. Se levantan las vísceras con ayuda de las pinzas. Ahí se pueden observar los órganos sexuales internos dispuestos en la línea media, encima de los riñones, que están unidos a la pared posterior abdominal. Con ayuda de la lupa será más fácil localizar y observar las gónadas.

Si el ejemplar es macho, se ven dispuestos simétricamente los dos testículos casi redondos y brillosos. Su tamaño varía mucho conforme la estación del año, siendo muy pequeños en la época no reproductiva y aumentando considerablemente su tamaño durante la época de celo (éstos deben medirse con un vernier o pie de rey). La hembra tiene un ovario, el izquierdo, que se presenta como un cuerpo irregular, formado de muchos óvulos de tamaño variable, que son futuros huevos. El desarrollo de los óvulos indicará si se trata de una hembra joven o adulta. Si es adulta, se tomará la medida del óvulo más desarrollado con un vernier o pie de rey.

Bibliografía

- Estrada-Botello, J. 2013. *Manual de prácticas de parasitología*. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma del Estado de México, México.
- Fair, J., E. Paul y J. Jones. 2010. *Guía para la utilización de aves silvestres en investigación*. Ornithological Council, Washington, DC.

- Giacchino A., J.I. Canale y Y. Gurovich. 2000. *Guía práctica para la preparación de ejemplares de museo y colecciones de estudio: Aves*. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires.
- González-Santoyo, S., F. Hernández-Valencia, A. Núñez-Garduño, M. Medina-Nava, R. Cancino-Murillo, J. Alvarado-Díaz, A. Lechuga, P. García-Garrido, A. Quijada-Mascareñas, X. Madrigal-Guridi y J.N. Valente-Morales. 2013. *Manual de prácticas de zoología III*. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Facultad de Biología, México.
- Montes, L.M. 1987. *Manual de taxidermia*. Editorial Albatros, Buenos Aires.
- Morganti, C. 1970. *Taxidermia, entomología y herbarios*. Editorial Hobby, Buenos Aires.
- Villaverde, A. y J. Pérez. 1958. *El arte de disecar (taxidermia)*. Zaragoza “La Editorial”, Buenos Aires.
- Ramos, M.A. 1980. *Manual de normas, procedimientos y prácticas curatoriales de la Colección Nacional de Aves del Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos (INIREB)*. INIREB, Xalapa.
- Salgado-Maldonado, G. 2007-2009. *Manual de prácticas de parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Sección de prácticas y actividades de cordados

Margarito Mora-Núñez

Presentación de la sección

El conocimiento de los cordados dentro de la Licenciatura en Biología es de medular importancia, ya que el biólogo, en su ejercicio profesional encontrará muchas situaciones relacionadas de una u otra forma con estos organismos, ya sea en la conservación de especies, en la producción de alimentos, en la investigación biomédica, entre otros.

Esta sección de “Prácticas y actividades de cordados” se elaboró como apoyo al curso de Cordados incluido dentro de la Licenciatura en Biología de la Universidad de Guadalajara. Contiene las prácticas que se desarrollan en el laboratorio, una actividad de campo consistente en una visita guiada a un zoológico y una serie de actividades complementarias. Las actividades están planteadas con el fin de que se refuercen los temas que tradicionalmente han presentado mayor dificultad de asimilación al alumno, como son la taxonomía de los grupos o el estudio de los protocordados (que en general son poco conocidos). También refuerzan lo que por falta de tiempo dentro del curso o ausencia de material biológico, no es posible revisar en el laboratorio.

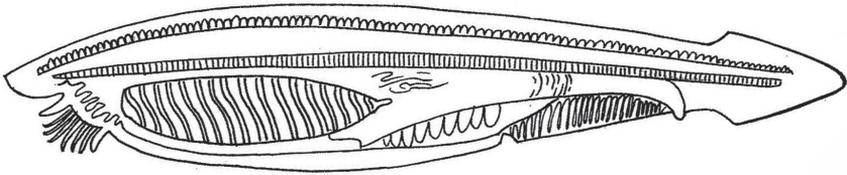
Las prácticas de laboratorio contempladas son de los siguientes grupos: protocordados, condrictios, actinopterigios, anfibios y reptiles. Las aves y los mamíferos se abordan de una manera diferente, con una visita al zoológico en donde se observarán en vivo diversos aspectos de reforzamiento del conocimiento.

La visita al zoológico se plantea como una práctica integradora en la que la observación de los organismos pueda reafirmar lo estudiado en el aula y el laboratorio. De esta manera, con la visita guiada por el profesor es posible ver, por ejemplo, derivados tegumentarios (escamas, plumaje, pelaje, caparzones, cuernos, entre otros), dimorfismo sexual, tamaño real de los vertebrados, características morfológicas de importancia taxonómica y algunos aspectos de comportamiento y conservación.

Los trabajos consultados como fuentes de información e imágenes (todas se redibujaron) fueron: Álvarez del Villar (1977), Aranda (2012), Boitani y Bartoli (1985), Bologna (1981), Casas y McCoy (1987), Ceballos y Oliva (2005), Cendrero (1972), Feldhamer *et al.* (2007), Frances (2007), Gill (2007), Halliday y Adler (2007), Harris (2009), Helfman *et al.* (2009), Hickman *et al.* (1991), Jessop (1991), Kardong (2007), Lagler *et al.* (1984), Lemos y Smith (2009), Liern *et al.* (2001), Lira *et al.* (1994), Miranda y Moreno (2011), Nelson (2006), Parker *et al.* (1991), Perrins (2006), Perrins y Elphick (2003), Romer y Parsons (1981), Vázquez *et al.* (1989), Vitt y Caldwell (2009), Young (1980) y Zhang (2011).

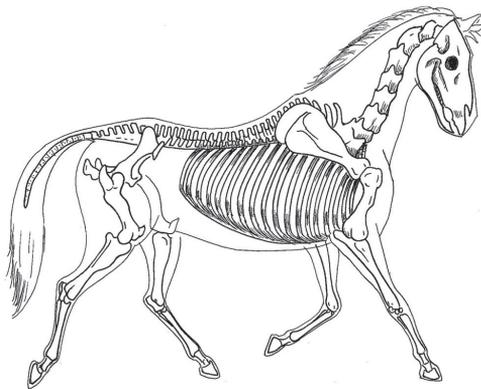
Actividad 1. Cordados: características fundamentales

El anfibio es considerado como el cordado tipo (o bien, protocordado con las características teóricas primigenias), pues presenta en estado adulto las cinco características fundamentales del *Phylum*. En el siguiente esquema de un anfibio, marca con color estas cinco características de la siguiente forma: notocordio (rojo), hendiduras faríngeas (azul), tubo neural dorsal (verde), endostilo (naranja) y cola post anal (amarillo).



Actividad 2. Cordados: características primarias y secundarias

En los siguientes esquemas ubica, anota y señala las características primarias y secundarias de los cordados, usando tinta negra para las primarias y tinta azul para las secundarias. Recuerda que algunas características sólo se presentan en estado embrionario.



Actividad 3. Cordados: clasificación

Anota sobre las líneas el *Subphylum* y la clase a la que pertenecen los siguientes ejemplares.

© Joan Escandell. Reproducidas con autorización como se establece en Handmade Illustration editado por Promopress



Tiburón

Subphylum: _____
Clase: _____



Lamprea

Subphylum: _____
Clase: _____



Pez bruja (Mixín)

Subphylum: _____
Clase: _____



Ascidia

Subphylum: _____
Clase: _____



Guacamaya

Subphylum: _____
Clase: _____



© Sapo

Subphylum: _____
Clase: _____



Doliolo

Subphylum: _____
Clase: _____



© Vaca

Subphylum: _____
Clase: _____



Pez globo

Subphylum: _____
Clase: _____



Celecanto

Subphylum: _____
Clase: _____



Serpiente de cascabel

Subphylum: _____
Clase: _____



Anfioxo

Subphylum: _____
Clase: _____

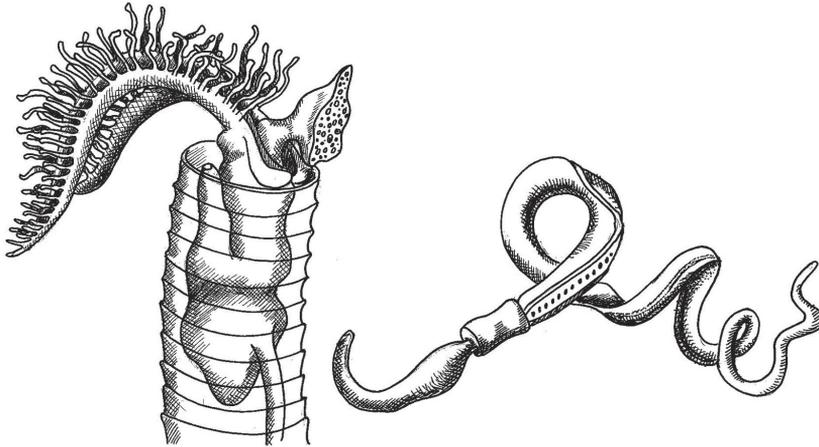
Actividad 4. Hemicordados: Enteropneusta

Ubica y anota en el gusano bellota las siguientes características: probóscide (prosoma), collar (mesosoma), tronco (metasoma), hendiduras faríngeas, ano y boca.



Actividad 5. Hemicordados: regiones corporales

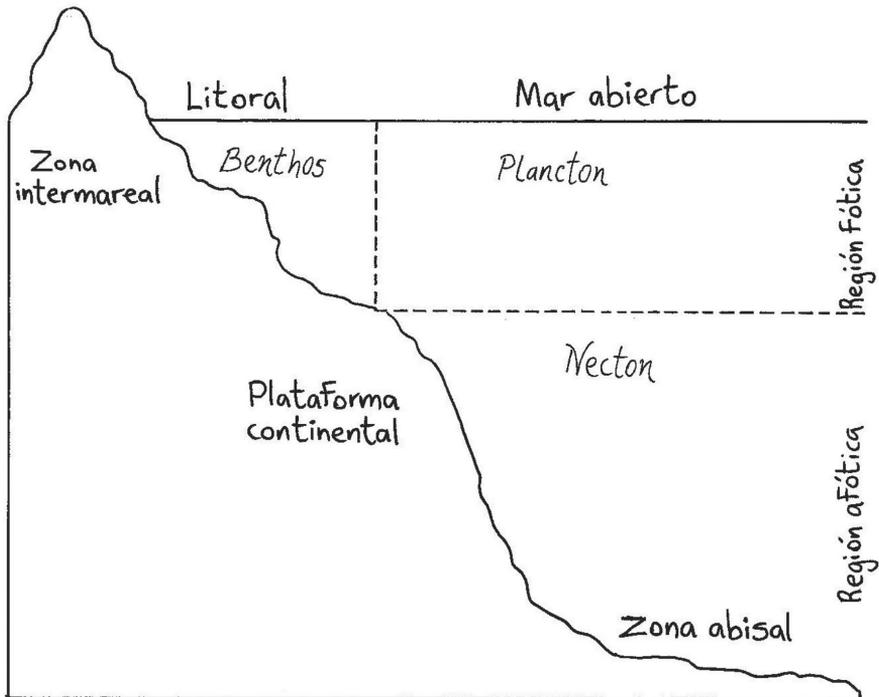
Aunque los enteropneustos y los pterobranquios son muy diferentes en su morfología, ambos se caracterizan por la división de su cuerpo en tres regiones. Estas regiones cumplen las mismas o diferentes funciones en unos y otros, pero es importante saber diferenciarlas. Ilumina en el enteropneusto y en el pterobranquio la probóscide (azul), collar (rojo) y tronco (verde).



Actividad 6. Protocordados: distribución

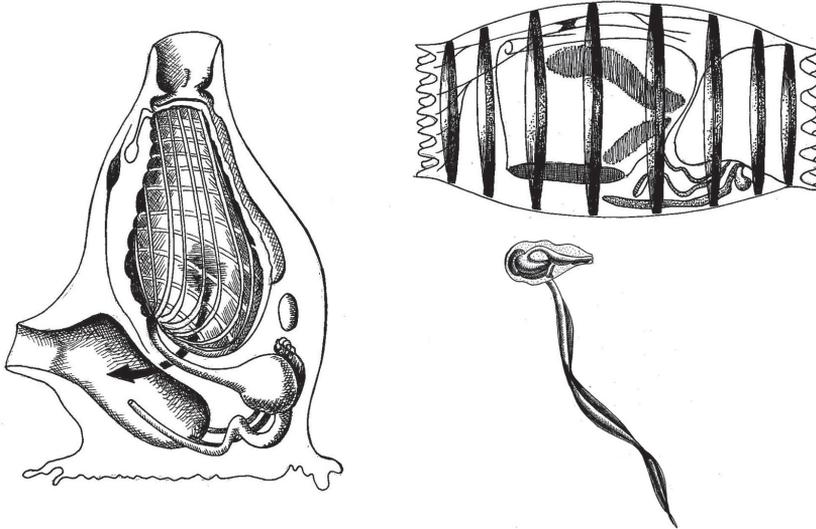
Los protocordados son exclusivamente marinos; sin embargo, es posible encontrarlos en muy diversos sitios dentro del medio oceánico. En el siguiente perfil del relieve y zonas submarinas, ubica con puntos de color los lugares en donde puedes encontrar y coleccionar los siguientes organismos: ascidias (rojo), salpas (verde), gusanos bellota (azul), anfioxos (amarillo) y pterobranquios (negro). Usa los mismos colores para indicar la correspondencia en cada cuadro.

- [] Enteropneusta
- [] Pterobranchia
- [] Ascideacea
- [] Thaliacea
- [] Amphioxi



Actividad 7. Urocordados: anatomía

Los ascidiáceos, taliáceos y larváceos presentan una morfología claramente diferenciada; sin embargo, tienen un arreglo anatómico que nos permite encontrar relaciones entre ellos. Ilumina en los esquemas lo siguiente: endostilo (rojo), ganglios nerviosos y nervios (verde), corazón (azul) y musculatura (naranja). De igual manera dibuja una flecha de entrada en el sífon oral y una de salida en el atrial. Indica con nombres las siguientes estructuras: túnica, manto, hendiduras faríngeas, cavidad faríngea, cavidad atrial, estómago, intestino y ano.



Práctica 1

Caracterización morfológica y anatómica de urocordados

Objetivos

1. Observar las principales características morfológicas de urocordados.
2. Ubicar los órganos internos de dos ejemplares de tunicados.
3. Determinar a nivel de orden los ejemplares observados.

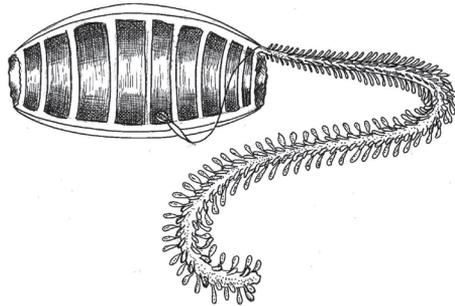
Material

- Ejemplares de tunicados.
- Microscopio estereoscópico.
- Aguja de disección.
- Pinzas de disección.
- Caja de Petri.

Actividades

1. Con ayuda del microscopio estereoscópico observa cuidadosamente los ejemplares de tunicados. En primer lugar ubica el sifón oral y el atrial. De igual forma ubica la cavidad faríngea, las hendiduras, el endostilo y el tubo digestivo.
2. En los cuadros 1 y 2 elabora esquemas sencillos de los ejemplares observados donde ubiques los caracteres morfológicos y órganos internos que

te sea posible reconocer. Anota también la determinación taxonómica de *Subphylum* hasta orden.



Cuadro 1

Subphylum:

Clase:

Orden:

Cuadro 2

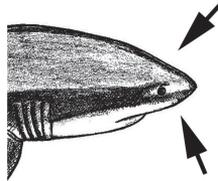
Subphylum:
Clase:
Orden:

Actividad 8. Vertebrados: derivados tegumentarios

El tegumento de los vertebrados, además de servir como protección física del organismo, presenta una serie de derivados cuyas funciones son de muy diversa índole. Estos derivados se dividen en dos grupos de acuerdo con la parte del tegumento del que se originan: dérmicos y epidérmicos. Anota dentro del paréntesis una (E) si el esquema muestra un derivado epidérmico y una (D) si es un derivado dérmico del tegumento de los vertebrados.



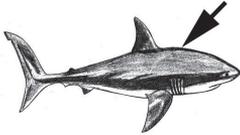
- Pelo
- Cuernos (funda)



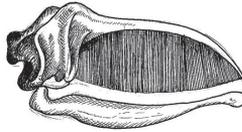
- Órganos de percepción eléctrica



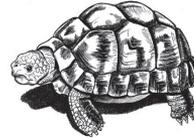
- Escamas de ave
- Uñas



- Escamas de pez



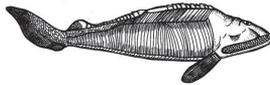
- Barbas de ballena



- Caparazón de tortuga
- proteína
- hueso



- Glándulas sudoríparas
- Astas (parte ósea)



- Coraza ósea de ostracodermo



- Caparazón gliptodonte
- proteína
- hueso



- Pluma



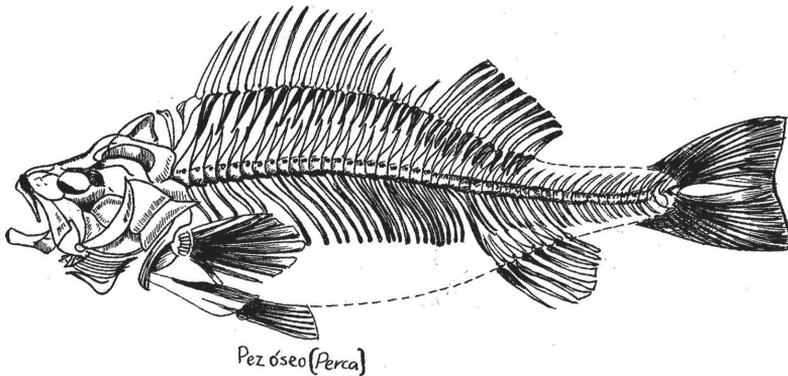
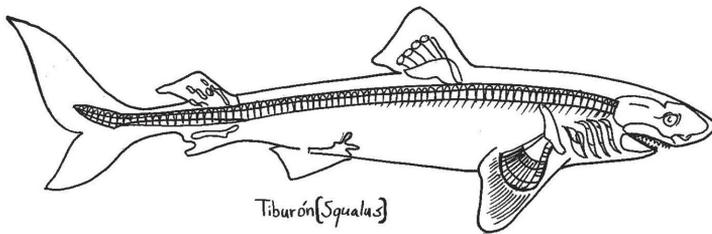
- Escama de reptil
- Cascabel

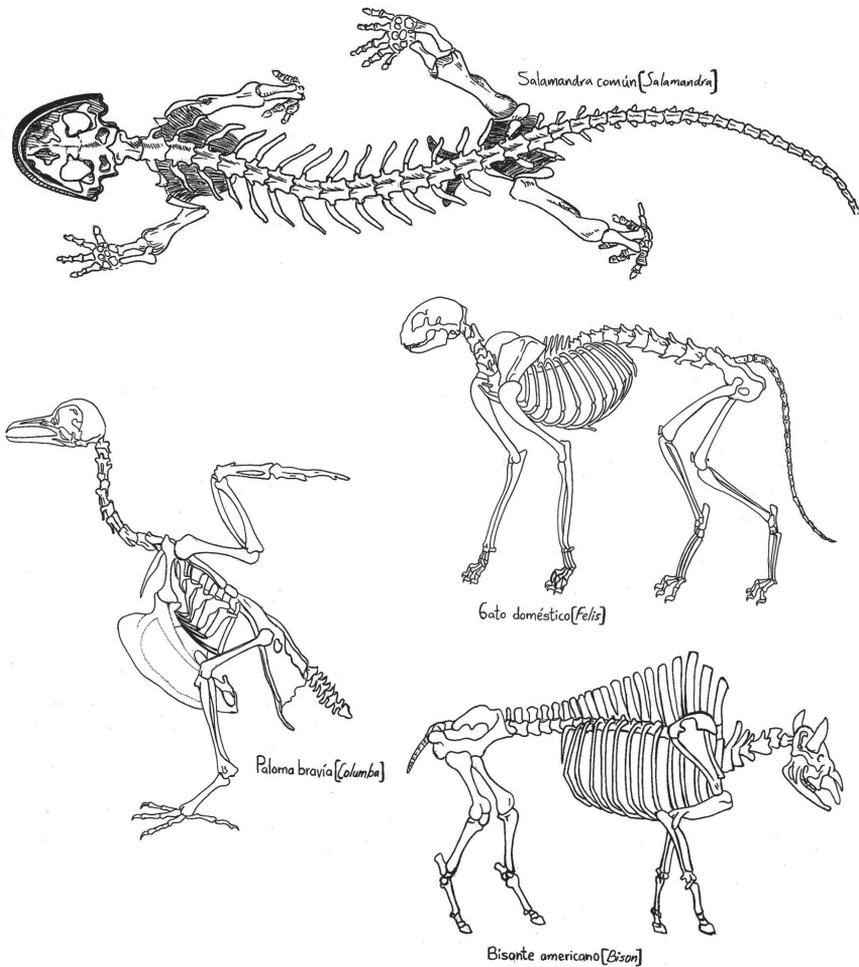


- Cuerno de rinoceronte

Actividad 9. Vertebrados: endoesqueleto

Los vertebrados se caracterizan por poseer un endoesqueleto que puede ser fundamentalmente cartilaginoso u óseo (teniendo normalmente elementos de ambos). Este esqueleto se divide en dos de acuerdo con el origen embriológico: esqueleto somático y esqueleto visceral. El somático, a su vez se divide en axial y apendicular. Para ubicar y comparar el esqueleto de distintos vertebrados, marca de color rojo la parte axial y de color azul la parte apendicular, correspondientes al endoesqueleto somático; y de color verde el esqueleto visceral. De igual forma señala el cráneo y la parte precaudal y caudal de la columna vertebral si se trata de un vertebrado pisciforme; y el cráneo y las regiones cervical, torácica, lumbar, sacra y caudal si se trata de un tetrápodo.





Actividad 10. Encéfalo: regiones y vesículas

En la figura 1 se muestra la disposición de las regiones y vesículas del encéfalo en el desarrollo embrionario de cualquier vertebrado. La actividad consiste en ubicar tales vesículas en el encéfalo de un organismo adulto, en este caso un ganso (*Anser*). Ilumina, en la figura 2, las cinco vesículas que lo componen: telencéfalo (azul), diencefalo (rojo), mesencéfalo (amarillo), metencéfalo (verde) y mielencéfalo (naranja). De igual forma, marca con líneas las tres

regiones que agrupan a las cinco vesículas antes mencionadas: procencéfalo, mesencéfalo y rombencéfalo.

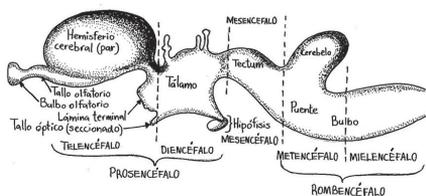


Figura 1

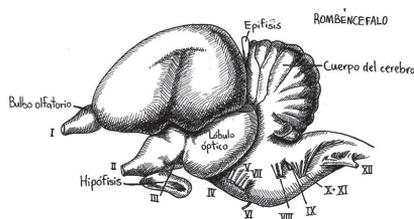
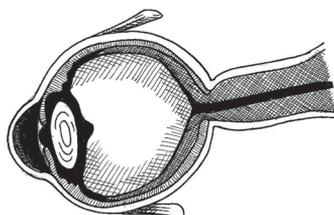


Figura 2

Actividad 11. Ojo de los vertebrados: partes constitutivas

El ojo de los vertebrados es la estructura visual más especializada y compleja del reino animal, comparable únicamente con los ojos de los cefalópodos. Se desarrolla a partir del sistema nervioso, lo que proporciona grandes ventajas para la transmisión de impulsos y formación de imágenes. En el siguiente esquema anota y ubica con líneas las siguientes partes: retina, humor vítreo, pupila, iris, cristalino, nervio óptico, punto ciego y humor acuoso.



Actividad 12. Corazón: número de cámaras y circulación

Dentro de la evolución de los vertebrados, el corazón se ha hecho más complejo pasando de dos a tres y cuatro cámaras. También el circuito circulatorio se ha modificado, pasando de ser simple (cuando la sangre sale del corazón a oxigenarse y de ahí se distribuye al cuerpo), a ser doble (cuando la sangre se oxigena y vuelve al corazón antes de ir al resto del cuerpo). Anota dentro del primer paréntesis el número de cavidades que presenta el corazón de los

siguientes ejemplares y, en el segundo paréntesis, una (S) si tiene circulación simple y una (D) si tiene circulación doble.



pinguino

() ()



rana

() ()



trucha

() ()



rinoceronte

() ()



pez ángel

() ()



caimán

() ()



castor

() ()



tiburón blanco

() ()



colibrí

() ()



canguro

() ()



serpiente

() ()



camaleón

() ()



pez payaso

() ()



ballena jorobada

() ()



pelicano

() ()

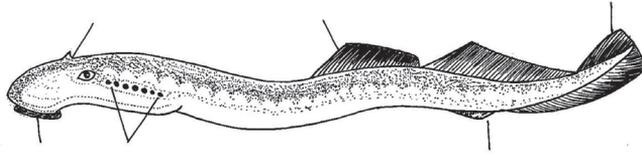


tiburón ballena

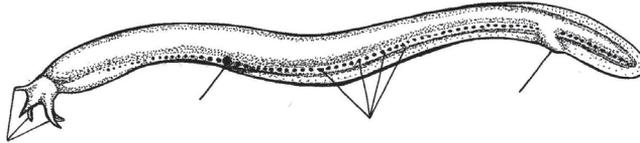
() ()

Actividad 13. Agnatos: morfología y taxonomía

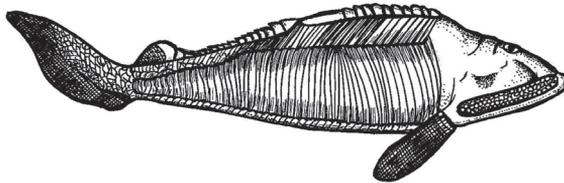
Los agnatos son los vertebrados más primitivos y hoy sólo viven dos de las tres clases conocidas. En los dos primeros esquemas (lamprea y pez bruja) señala las siguientes características según las presenten o no: boca con ventosa, aberturas branquiales separadas (al exterior), abertura branquial única (al exterior), ano, tentáculos orales, cloaca, aleta dorsal, aleta caudal, ojo y ojo pineal. Incluye también, para todos los ejemplares, la determinación taxonómica.



Subphylum:
Superclase:
Clase:



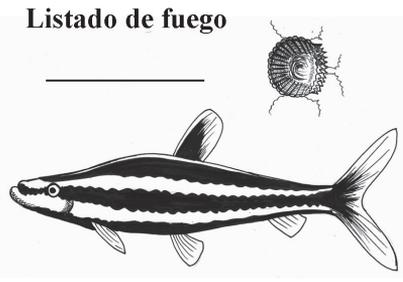
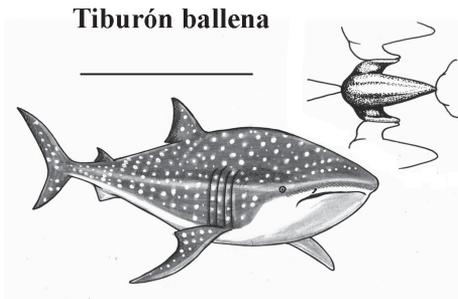
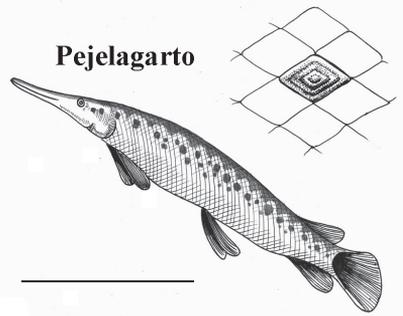
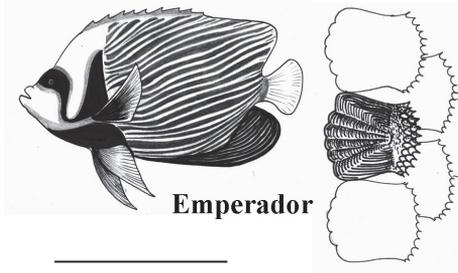
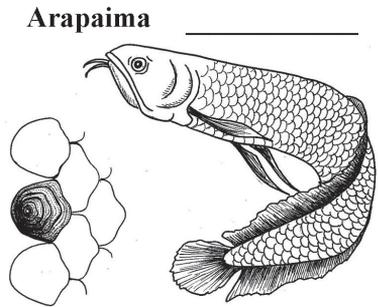
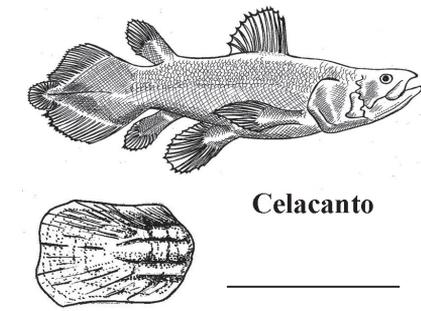
Subphylum:
Superclase:
Clase:



Subphylum:
Superclase:
Clase:

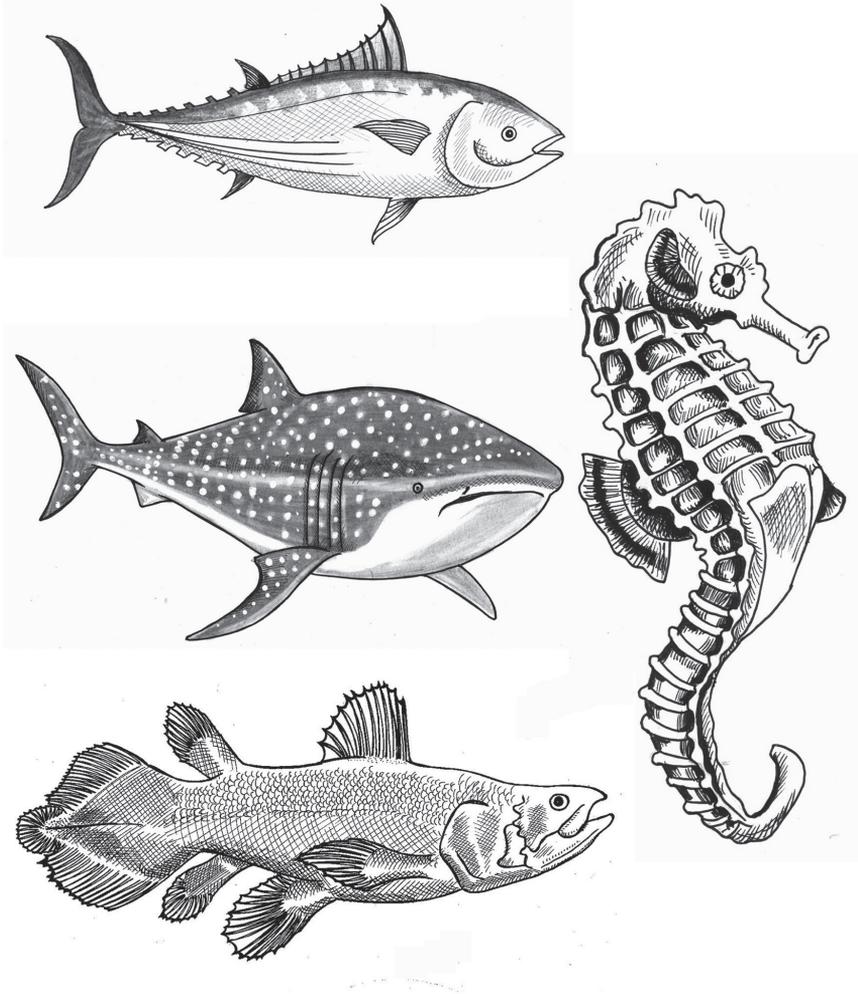
Actividad 14. Peces: tipos de escamas

Anota sobre la línea el tipo de escama que presenta cada uno de los ejemplares representados. Para guiarte, observa las escamas que se muestran junto a cada pez.



Actividad 15. Vertebrados pisciformes: características morfológicas

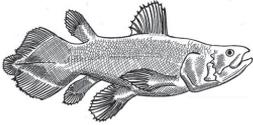
Ubica y señala en los ejemplos (según las presenten o no) las siguientes características morfológicas: aleta caudal, aleta anal, aleta dorsal, aleta pectoral, aleta pélvica, hendiduras branquiales, opérculo y línea lateral.

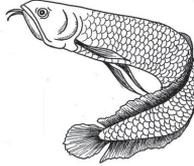


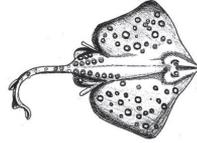
Actividad 16. Vertebrados pisciformes: formas corporales

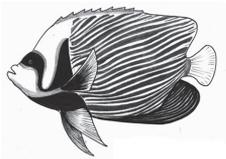
Los peces presentan una forma corporal de acuerdo con el hábitat o hábitos de desplazamiento en el medio acuático. Anota sobre la línea el tipo de cuerpo que presenta cada ejemplar que se presenta aquí.

© Joan Escandell. Reproducidas con autorización como se establece en Handmade Illustration editado por Promopress

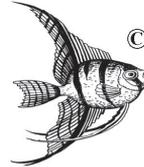


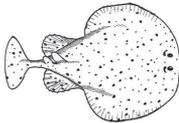


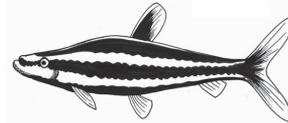




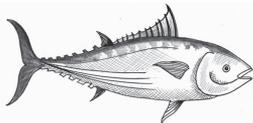


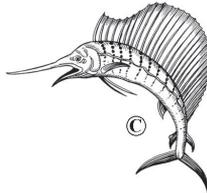








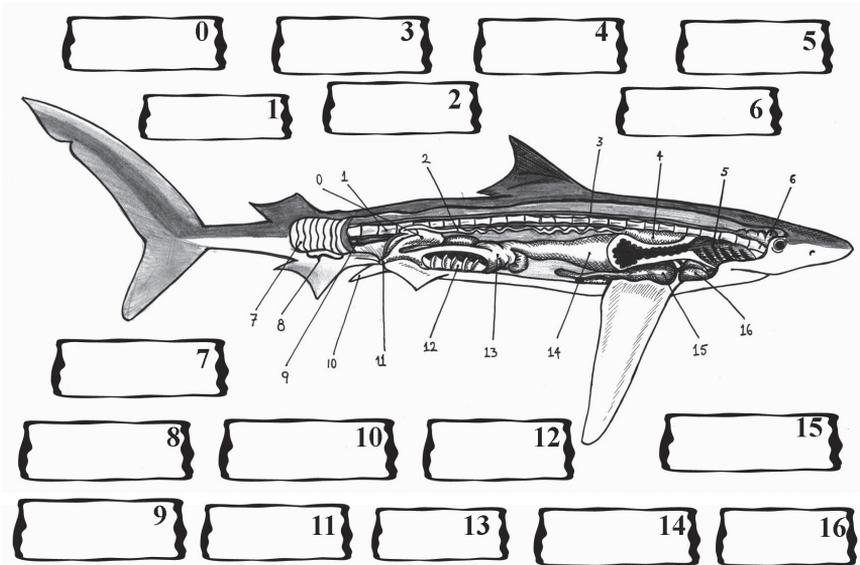






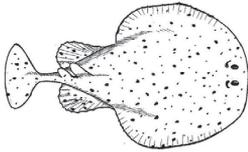
Actividad 17. Condriktios: anatomía

Señala en el esquema las siguientes características anatómicas: hígado, válvula espiralada, encéfalo, intestino, corazón, faringe, testículo, riñón, glándula rectal, estómago, gonopterigio, columna vertebral, miótomo y miosepto.



Actividad 18. Condrictios: taxonomía

Anota sobre las líneas la clase, subclase, infraclase y orden al que pertenecen los siguientes ejemplares, de acuerdo con la clasificación adoptada en el curso:

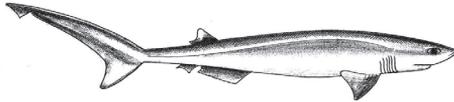


Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____

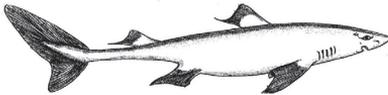


Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____

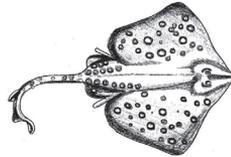


Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____

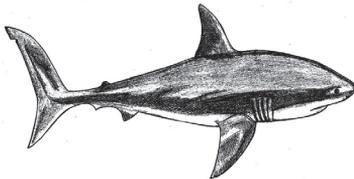


Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____



Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____



Clase: _____

Subclase: _____

Infraclase: _____

Orden: _____

Práctica 2

Estudio morfométrico y sistemático de condriktios

Objetivos

1. Realizar un estudio morfométrico de un ejemplar de condriktio.
2. Reconocer la morfología de las escamas placoideas.
3. Ubicar las principales características morfológicas de los condriktios.
4. Determinar taxonómicamente varios ejemplares de condriktios al nivel de subclase, infraclase y orden.

Material

- Ejemplares de condriktios.
- Vernier, regla, flexómetro.
- Microscopio estereoscópico.
- Guías de determinación taxonómica.

Actividades

1. Con ayuda del microscopio estereoscópico observa el tegumento de un tiburón. En el cuadro 1 dibuja la estructura y disposición de las escamas placoideas. Incluye todos los detalles que sea posible observar.
2. Localiza, en un ejemplar de tiburón y uno de raya, las estructuras siguientes: narinas, espiráculos, línea lateral, ámpulas de Lorenzini, aletas dorsales, pectorales, pélvicas, anales, gonopterigios y espinas o aguijones (en

- caso de poseerlos). Dibuja, con todas las características indicadas, el tiburón en el cuadro 2 y la raya en el cuadro 3.
3. Realiza un estudio morfométrico a un tiburón de acuerdo con las medidas que se muestran en las figuras 1, 2 y 3. En el cuadro 4 anota las medidas que obtengas en las líneas dispuestas antes de cada inciso y determina el ejemplar desde clase hasta orden.
 4. En los cuadros 6, 7 y 8, dibuja otros tres ejemplares y acompaña los esquemas con la determinación taxonómica hasta orden, como se muestra en el cuadro 5. De ser posible, y con la ayuda de guías taxonómicas, determínalos al nivel de familia o género. Los ejemplares deberán ser de órdenes distintos. Reporta también el sexo al que pertenecen.

<p>Cuadro 1 Escamas placoideas</p>	<p>Cuadro 3 Morfología de una raya</p>
<p>Cuadro 2 Morfología de un tiburón</p>	

Cuadro 4

Clase:

Subclase:

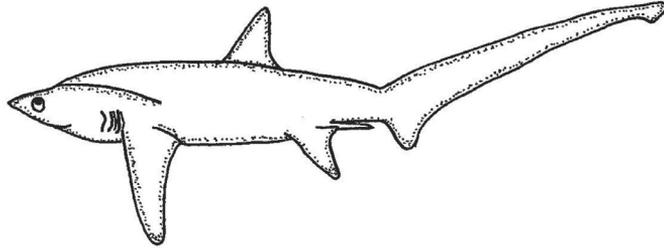
Infraclase:

Orden:

Medidas (en milímetros):

- _____ 1. Longitud total.
- _____ 2. Longitud precaudal.
- _____ 3. Punta del hocico al origen de la segunda aleta dorsal.
- _____ 4. Punta del hocico al origen de la primera aleta dorsal.
- _____ 5. Longitud del margen anterior de la primera aleta dorsal.
- _____ 6. Longitud del margen posterior de la primera aleta dorsal.
- _____ 7. Altura de la primera aleta dorsal.
- _____ 8. Longitud del margen anterior de la segunda aleta dorsal.
- _____ 9. Longitud del margen posterior de la segunda aleta dorsal.
- _____ 10. Altura de la segunda aleta dorsal.
- _____ 11. Longitud del margen anterior de la aleta pectoral.
- _____ 12. Longitud del margen posterior de la aleta pectoral.
- _____ 13. Altura de la aleta pectoral.
- _____ 14. Longitud del margen anterior de la aleta pélvica.
- _____ 15. Longitud del margen posterior de la aleta pélvica.
- _____ 16. Altura de la aleta pélvica.
- _____ 17. Longitud del margen anterior de la aleta anal.
- _____ 18. Longitud del margen posterior de la aleta anal.
- _____ 19. Altura de la aleta anal.
- _____ 20. Longitud del margen superior de la aleta caudal.
- _____ 21. Longitud del margen posterior de la aleta caudal.
- _____ 22. Longitud del margen inferoposterior de la aleta caudal.
- _____ 23. Longitud del margen medio posterior de la aleta caudal.
- _____ 24. Longitud del margen posterior del lóbulo inferior de la aleta caudal.
- _____ 25. Longitud del margen anterior del lóbulo inferior de la aleta caudal.
- _____ 26. Longitud preorbital.
- _____ 27. Longitud internarinal.
- _____ 28. Longitud preoral.
- _____ 29. Longitud prebranquial.
- _____ 30. Longitud prenarinal.
- _____ 31. Ancho de la boca.
- _____ 32. Altura de la boca.
- _____ 33. Diámetro del ojo.
- _____ 34. Longitud interna del gonopterigio izquierdo.
- _____ 35. Longitud externa del gonopterigio izquierdo.
- _____ 36. Longitud interna del gonopterigio derecho.
- _____ 37. Longitud externa del gonopterigio derecho.

Cuadro 5



Clase: Condrictios
Subclase: Elasmobranquis
Infraclasse: Euseláceos
Orden: Lamniformes

Tibirón zorro
Alopias

Cuadro 6

Clase:
Subclase:
Infraclasse:
Orden:

Cuadro 7

Clase:
Subclase:
Infraclase:
Orden:

Cuadro 8

Clase:
Subclase:
Infraclase:
Orden:

Figura 1

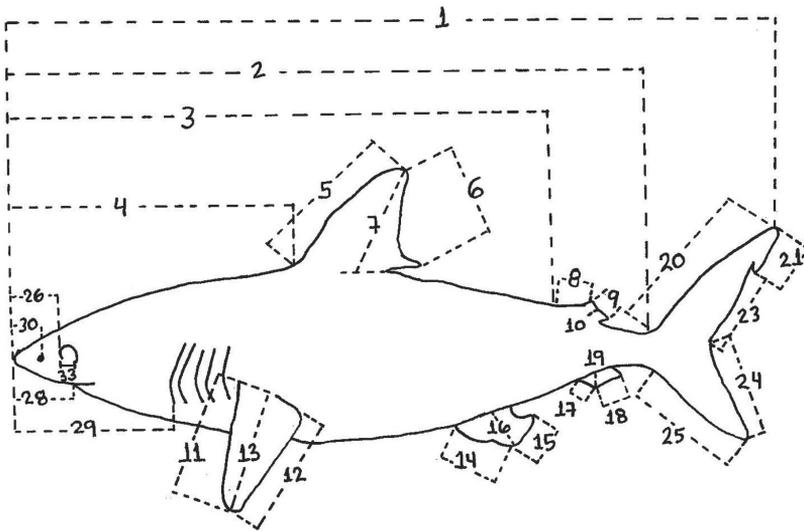


Figura 2

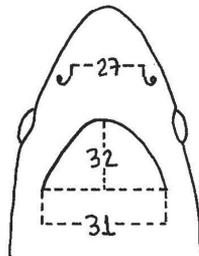
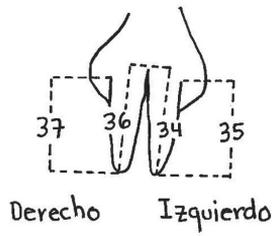


Figura 3



Práctica 3

Morfología y anatomía de actinopterigios

Objetivos

1. Ubicar y reconocer las principales características morfológicas de un pez óseo.
2. Realizar la disección a un ejemplar de pez óseo y ubicar en él los principales órganos internos.

Material

- Ejemplar de osteictio en fresco.
- Estuche de disección.
- Charola de disección.

Actividades

Caracterización morfológica:

1. Ubica en el ejemplar las características morfológicas observables basándose en las figuras 1 y 2.
2. En el cuadro 1 realiza un esquema del ejemplar observado y anota junto a él todas las características que fue posible identificar.

Disección:

1. Realiza un corte al ejemplar como se indica en la figura 3. Una vez retirada la parte cortada, ubica el tubo digestivo y con sumo cuidado extiéndelo fuera del pez.

2. Con la ayuda de la figura 4, reconoce los órganos internos (digestivos, respiratorios, circulatorios y urogenitales).
3. Retira el tegumento de la zona caudal hasta dejar al descubierto la musculatura. Observa su disposición en el cuerpo del pez y compárala con la figura 5.
4. En el cuadro 2 elabora un segundo esquema del ejemplar en donde se muestren los órganos observados y reconocidos, así como la musculatura axial presente en la cola.

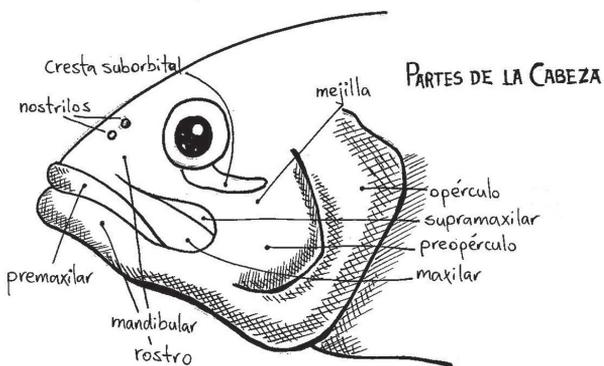
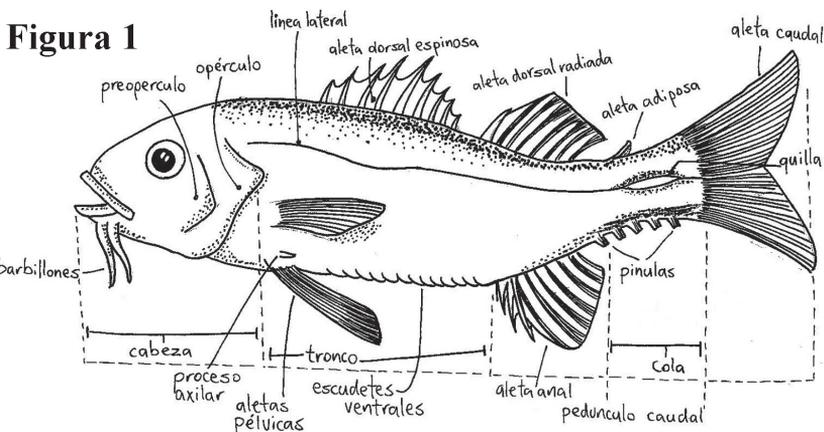


Figura 3

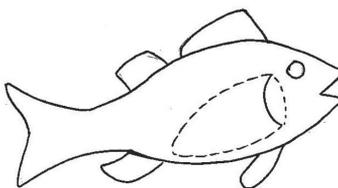


Figura 4

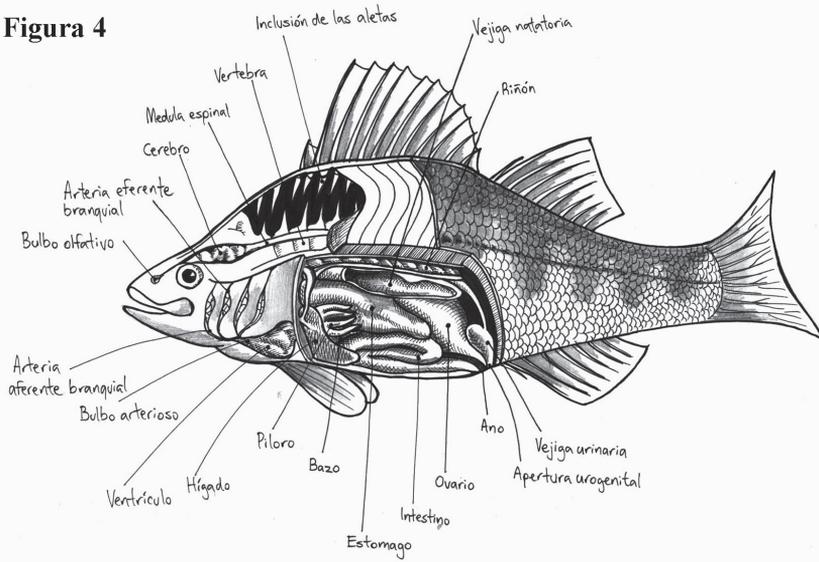
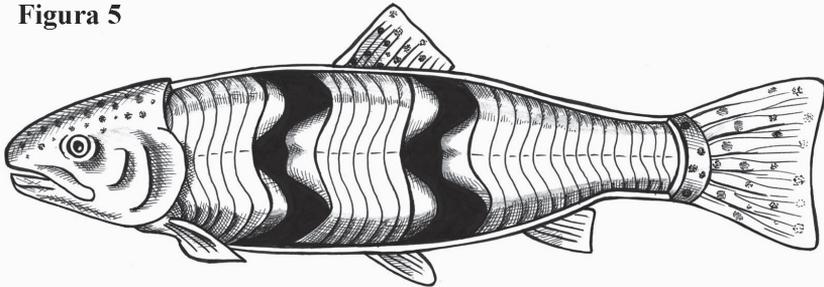


Figura 5



Cuadro 1
Morfología de actinopterio

Cuadro 2
Anatomía de un actinopterio

Práctica 4

Determinación taxonómica de actinopterigios

Objetivos

1. Localizar las principales características morfológicas de diferentes grupos de actinopterigios.
2. Determinar taxonómicamente los ejemplares al nivel de subclase, división (en su caso) y orden.

Material

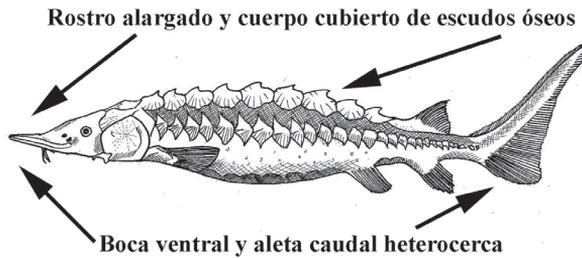
- Ejemplares de peces óseos.
- Pinzas.
- Caja de Petri.
- Charola de disección.
- Guías de determinación taxonómica de peces.

Actividades

1. Determina en cada ejemplar los siguientes aspectos: forma del cuerpo, tipo de escama, tipo de aleta caudal, posición de las aletas pélvicas y tipo de línea lateral de acuerdo con el cuadro de características morfológicas.
2. Con la ayuda de las claves taxonómicas determina cada ejemplar al nivel de orden.
3. En los cuadros 1 al 6 elabora un esquema sencillo de cada ejemplar e indica en él las características morfológicas que permitieron reconocer el orden.

al que pertenecen. Anota bajo cada esquema las observaciones anteriores como se muestra en la figura 1. Los ejemplares que dibujes y determines deberán ser de diferentes órdenes.

Figura 1



Forma del cuerpo: fusiforme

Tipo de escamas: escudos óseos y piel desnuda

Posición de la boca: inferior

Tipo de aleta caudal: heterocerca

Tipo de línea lateral: normal

Posición de aletas pélvicas: abdominal

Orden: Acipenseriformes

Clase: Actinoptergios

Subclase: Condrosteos

Cuadro I. Orden:

Forma del cuerpo:

Tipo de escama:

Posición de la boca:

Tipo de aleta caudal:

Tipo de línea lateral:

Posición de las aletas pélvicas:

Clase:

Subclase:

División:

Cuadro 2. Orden:

Forma del cuerpo:
Tipo de escama:
Posición de la boca:
Tipo de aleta caudal:
Tipo de línea lateral:
Posición de las aletas pélvicas:

Clase:
Subclase:
División:

Cuadro 3. Orden:

Forma del cuerpo:
Tipo de escama:
Posición de la boca:
Tipo de aleta caudal:
Tipo de línea lateral:
Posición de las aletas pélvicas:

Clase:
Subclase:
División:

Cuadro 4. Orden:

Forma del cuerpo:
Tipo de escama:
Posición de la boca:
Tipo de aleta caudal:
Tipo de línea lateral:
Posición de las aletas pélvicas:

Clase:
Subclase:
División:

Cuadro 5. Orden:

Forma del cuerpo:
Tipo de escama:
Posición de la boca:
Tipo de aleta caudal:
Tipo de línea lateral:
Posición de las aletas pélvicas:

Clase:
Subclase:
División:

Cuadro 6. Orden:

Forma del cuerpo:

Tipo de escama:

Posición de la boca:

Tipo de aleta caudal:

Tipo de línea lateral:

Posición de las aletas pélvicas:

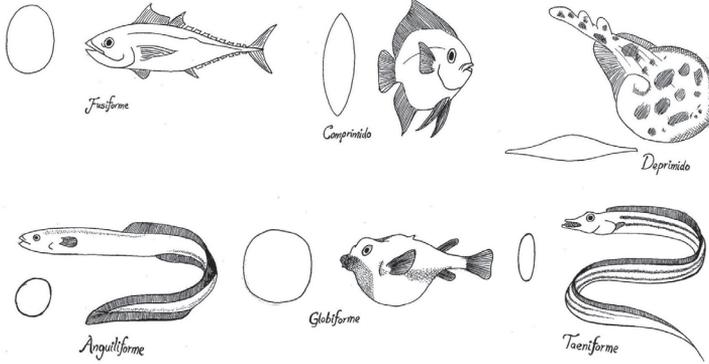
Clase:

Subclase:

División:

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE ACTINOPTERIGIOS

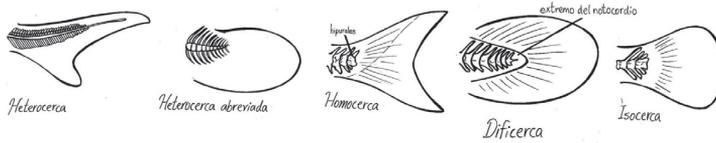
1. Formas del cuerpo



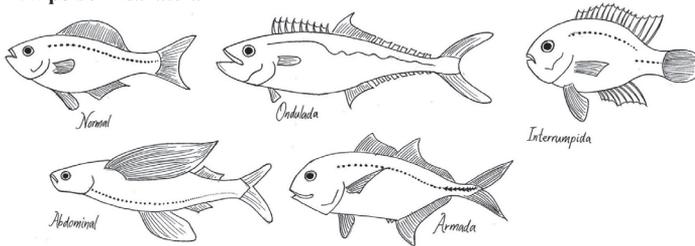
2. Posición de la boca



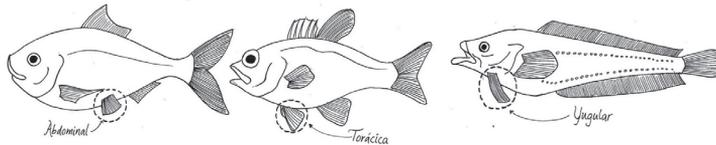
3. Tipo de aleta caudal



4. Tipo de línea lateral

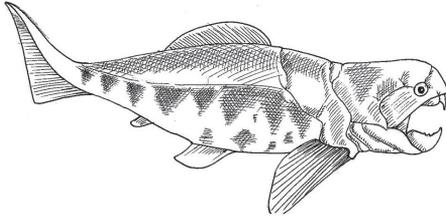


5. Posición de aletas pélvicas

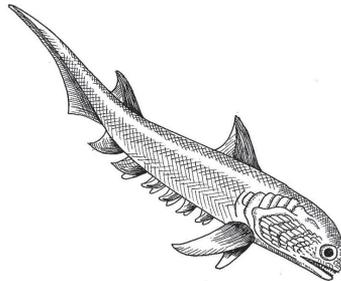


Actividad 19. Acanthodia y Placodermi: taxonomía

Anota sobre las líneas los nombres de la superclase y la clase de los siguientes vertebrados pisciformes fósiles. Observa muy bien sus características morfológicas.



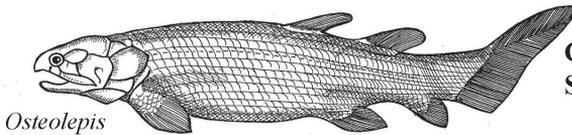
Superclase: _____
Clase: _____



Superclase: _____
Clase: _____

Actividad 20. Sarcopterigios: taxonomía

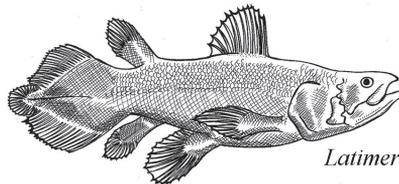
Anota sobre las líneas los nombres de la clase y la subclase de los siguientes vertebrados pisciformes de aletas lobuladas.



Osteolepis

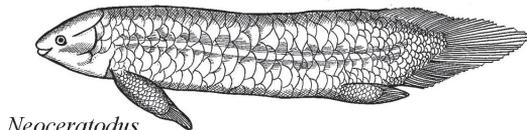
Clase: _____
Subclase: _____

Clase: _____
Subclase: _____



Latimeria

Clase: _____
Subclase: _____



Neoceratodus

Actividad 21. Anfibios: taxonomía

Los anfibios actuales se agrupan en tres órdenes muy fáciles de reconocer; sin embargo, se conocen otros siete órdenes extintos que fueron especialmente abundantes en la segunda mitad de la Era Paleozoica. Anota sobre las líneas el nombre del orden al que pertenece cada ejemplar ilustrado aquí.



Triturus



Lithobates



Siren



Necturus



Caecilia



Ambystoma



Agalychnis



Salamandra



Dendrobates



Shiphonops



Pipa



Anaxyrus

Práctica 5

Estudio morfométrico y sistemático de anfibios

Objetivos

1. Desarrollar un estudio morfométrico de un ejemplar de anuro.
2. Determinar taxonómicamente varios ejemplares de anfibios al nivel de familia y género.

Material

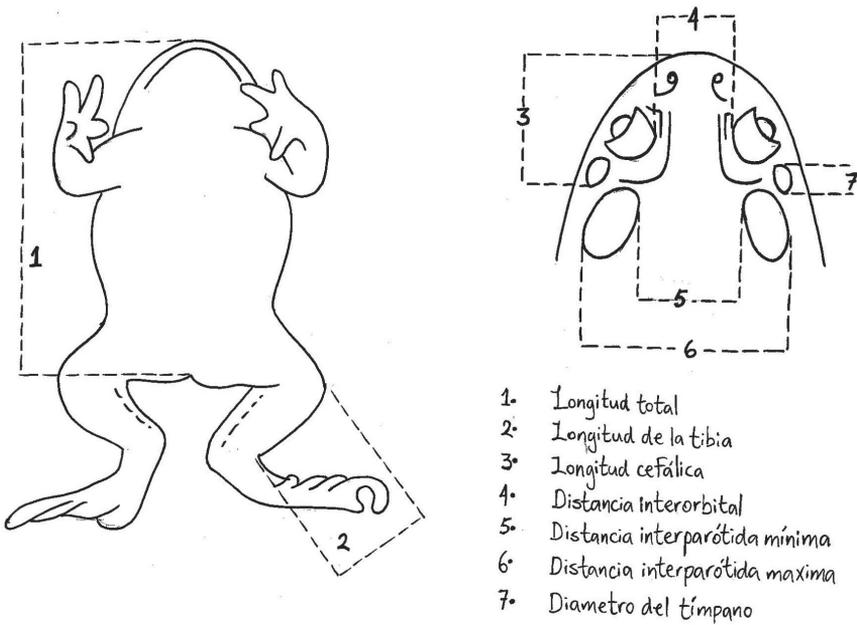
- Ejemplares de anfibios.
- Vernier, regla.
- Pinzas.
- Microscopio estereoscópico.
- Guías de determinación taxonómica para anfibios.

Actividades

1. Realiza un estudio morfométrico de un ejemplar de anuro como se muestra en las figuras 2 y 3. Anota las medidas en las líneas.
2. Elabora un esquema de cada ejemplar que se te proporcionó en los cuadros 1 al 5 y anota al lado la clasificación desde clase hasta género (para lo que utilizarás las claves taxonómicas). Indica en el ejemplar las características morfológicas que permitieron reconocer el taxón al que pertenecen, tal como se muestra en la figura 1.

Figura 1 (cortesía Kriton Kunz)

Clase: Amphibia
Subclase: Lissamphibia
Orden: Anura
Familia: Dendrobatidae
Género: *Dendrobates*



Cuadro 1

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Cuadro 2

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Cuadro 3

Clase:

Subclase:

Orden:

Familia:

Género:

Cuadro 4

Clase:

Subclase:

Orden:

Familia:

Género:

Cuadro 5

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Actividad 22. Reptiles: mitología y realidad

Los reptiles han impactado de manera importante el desarrollo de diversas culturas humanas. Son considerados desde seres divinos hasta creaciones demoniacas. En nuestro medio existe un sinnúmero de mitos y creencias acerca de estos interesantes vertebrados. La actividad consiste, por un lado, en investigar algunos de estos mitos y, por otro, desmentir estas falacias con argumentos reales, que tengan que ver con su auténtica fisiología, anatomía y etología. Con esta información llena el cuadro siguiente.

Mitos	Argumentos para desmentirlos
Mito 1 (ejemplo) Las serpientes venenosas, cuando van a beber, sacan sus glándulas venenosas y las depositan en una roca. Cuando terminan de beber vuelven a colocárselas.	Las glándulas venenosas están firmemente sujetas a la musculatura de la cabeza, por lo que no se pueden desprender; además, si esto fuera posible, al momento de estar bebiendo habría mucho riesgo de que sus glándulas se perdieran o fueran depredadas.
Mito 2	

Mitos	Argumentos para desmentirlos
Mito 3	
Mito 4	
Mito 5	
Mito 6	
Mito 7	
Mito 8	
Mito 9	
Mito 10	

Actividad 23. Reptiles: taxonomía

Los reptiles actuales se agrupan en cuatro órdenes, aunque su diversidad actual sólo es un pequeño porcentaje de la impresionante cantidad de especies que han pisado la Tierra. De hecho, fueron los vertebrados dominantes durante toda la Era Mesozoica (248 a 65 millones de años antes de la actualidad). Anota sobre las líneas el nombre del orden al que pertenece cada ejemplar ilustrado aquí.



Spinosaurus+



Geochelone



Chamaeleo



Triceratops +



Phrynosoma



Corythosaurus+



Pteranodon+



Hydrophis



Seismosaurus +



Tarentola



Plesiosaurus +



Sceloporus



Arizona



Ichthyosaurus+



Tyrannosaurus+



Sphenodon



Varanus



Sauropelta+



Nothosaurus+



Henodus +



Lepidochelys



Iguana



Crotalus



Melanosuchus



Pareiasaurus+



Deinonychus+



Mixosaurus +



Quetzalcoatlus+



Pseudemys



Brachiosaurus+



Kronosaurus+

Crocodylus



Caiman



Gopherus



Elamosaurus+



Naja

Práctica 6

Morfología y taxonomía de reptiles

Objetivos

1. Ubicar las escamas cefálicas y su nomenclatura en un ejemplar de ofidio.
2. Ubicar los escudos del espaldar y plastrón de un quelonio y su nomenclatura.
3. Reconocer los tipos de cuerpo que presentan los reptiles.
4. Determinar taxonómicamente varios ejemplares de reptiles al nivel de familia y género.

Material

- Ejemplares de reptiles.
- Microscopio estereoscópico.
- Pinzas.
- Guías de determinación taxonómica.

Actividades

1. En un ejemplar de ofidio, ubica las escamas cefálicas con ayuda de la figura 1. Reconoce las equivalencias y diferencias con el esquema.
2. En un ejemplar de quelonio, ubica los diferentes escudos de acuerdo con lo que se muestra en las figuras 2 y 3.
3. En los cuadros 1, 2 y 3, dibuja un ejemplar de cada forma corporal básica que presentan los reptiles. Puedes consultar la figura 4 para reconocer las

formas de cuerpo. Incluye, como se pide, la determinación taxonómica hasta género con la ayuda de las claves de determinación.

4. Determina otros cuatro ejemplares al nivel de familia y género y llena con los datos los cuadros 5 a 8. Para reconocer los tipos de escamas consulta la figura 5. Señala sobre los dibujos las características que permitieron determinar el ejemplar hasta género. Incluye observaciones que te parezcan importantes en los ejemplares, tal como se muestra en el cuadro 4.

Figura 1 Escamas cefálicas de un ofidio

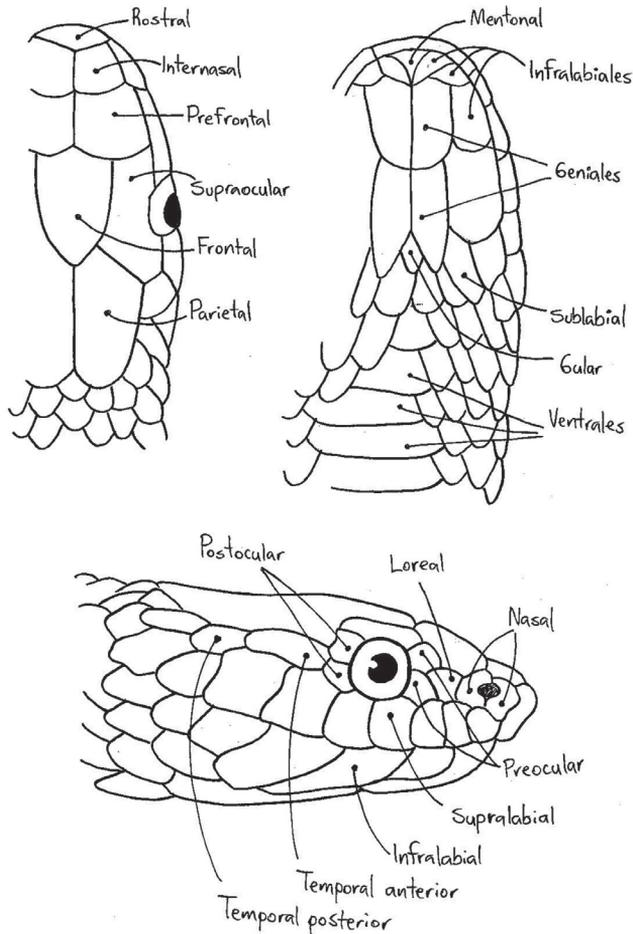


Figura 2
Espaldar

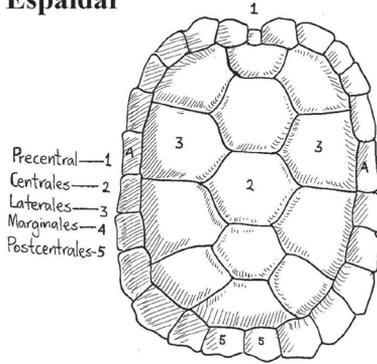


Figura 3
Plastrón

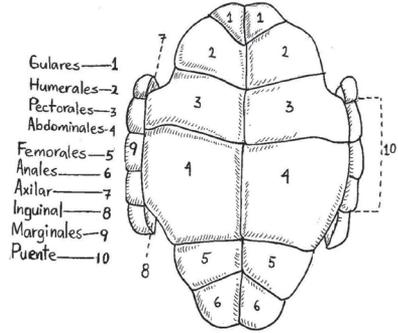
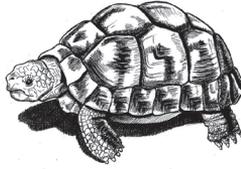


Figura 4 Formas corporales en reptiles



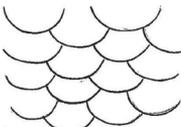
Lacertiforme



Queloniforme



Ofidioforme



Cicloides

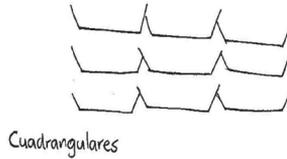
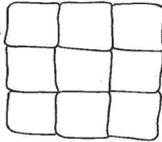


Aquilladas punteadas



Granulares

Figura 5
Tipos de escamas en reptiles



Cuadrangulares

Cuadro 1
Cuerpo lacertiforme

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Cuadro 2
Cuerpo queloniforme

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Cuadro 3
Cuerpo ofidioforme

Clase:
Subclase:
Orden:
Familia:
Género:

Cuadro 4

Forma corporal: ofidioforme.	Clase: Reptilia.
Escamas: granulosas.	Orden: Squamata.
Coloración: verde claro.	Familia: Iguanidae.
	Género: <i>Iguana</i> .

Observaciones: prolongaciones dorsales a manera de sierra, cola larga y delgada.

Cuadro 5

Forma corporal:	Clase:
Escamas:	Orden:
Coloración:	Familia:
	Género:

Observaciones:

<p>Cuadro 6</p> <p>Forma corporal: Escamas: Coloración:</p> <p>Observaciones:</p>	<p>Clase: Orden: Familia: Género:</p>
<p>Cuadro 7</p> <p>Forma corporal: Escamas: Coloración:</p> <p>Observaciones:</p>	<p>Clase: Orden: Familia: Género:</p>
<p>Cuadro 8</p> <p>Forma corporal: Escamas: Coloración:</p> <p>Observaciones:</p>	<p>Clase: Orden: Familia: Género:</p>

Actividad 24. Aves: adaptaciones al vuelo

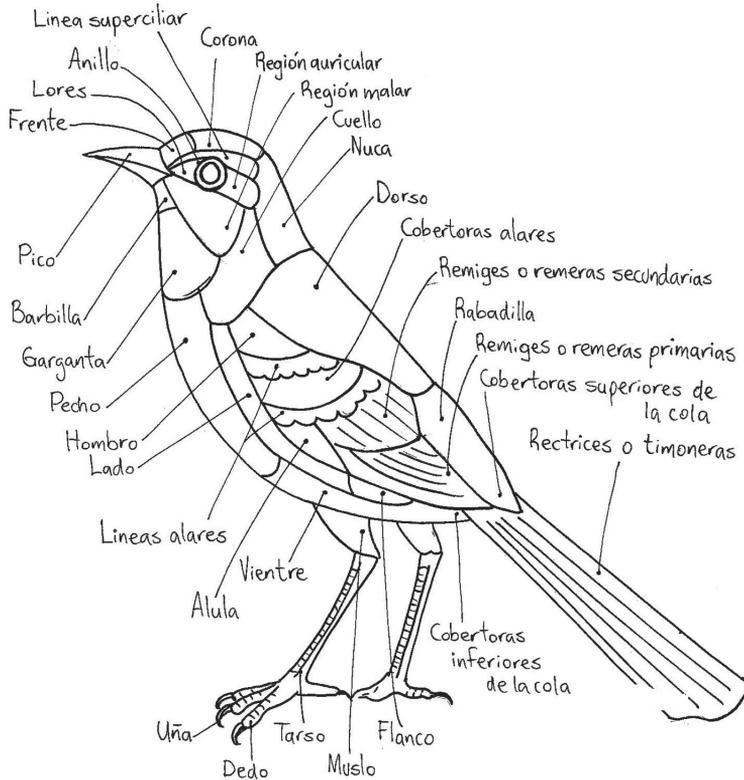
Las aves son diseños biológicos para volar, aunque no todas ellas lo hagan. Presentan en cada uno de sus sistemas alguna adaptación que les permita volar o simplemente aligerar peso. En el siguiente cuadro anota las adaptaciones que presentan para este fin en cada sistema.

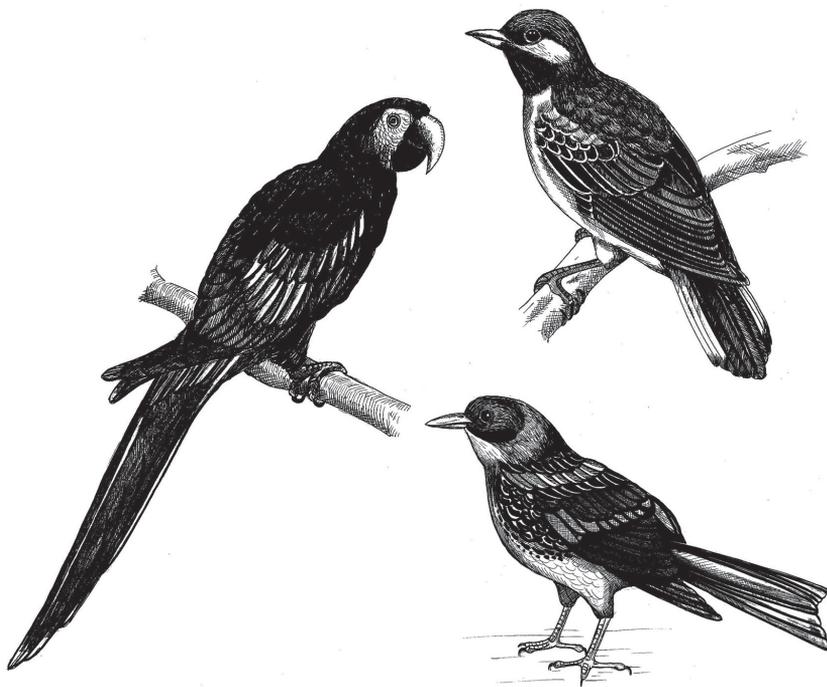
	Adaptaciones para volar
Tegumento	
Endoesqueleto	
Sistema digestivo	
Sistema circulatorio	
Sistema respiratorio	
Sistema urogenital	
Sistema nervioso	
Órganos de los sentidos	

Actividad 25. Aves: plumaje

Las aves presentan diferentes regiones en su plumaje en cuanto a su coloración y textura de las plumas. En la figura 1 se muestran estas zonas en un ave ficticia. La actividad consiste en reconocer y señalar las regiones que presenta el plumaje del resto de ejemplares.

Figura 1





Actividad 26. Aves: taxonomía

Las aves presentan una enorme diversidad actualmente; de hecho, es la clase más grande en cuanto al número de especies dentro de los tetrápodos, conociéndose alrededor de 10,000. Anota sobre la línea el nombre del orden al que pertenecen los siguientes ejemplares.



Grus



Apteryx



Egretta



Archilocus



Passer



Alcedo



Pelecanus



Aquila



Tyto



Geocoeyx



Phoenicopterus



Melanerpes



Dromaius



Phalacrocorax



Larus



Vireo



Aratinga



Branta



Coturnix



Gavia



Gallus



Numenius



Podiceps



Arenaria



Fratercula



Buceros



Cardinalis



Spheniscus



Diomedea



Sthrutio



Pharomachrus



Balearica



Rhea



Ara



Vultur



Bubo



Caprimulgus



Anas



Columba



Rhampastus



Meleagris



Polyboros



Lophortyx



Sarcorhamphus



Eudocimus



Amazona



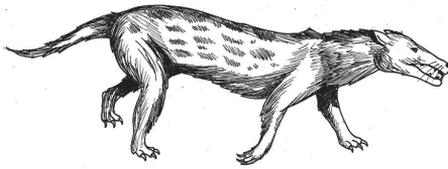
Aptenodytes



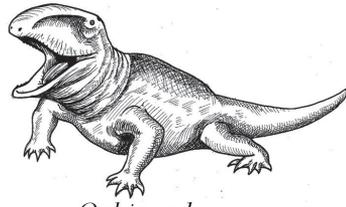
Cygnus

Actividad 27. Sinápsidos: taxonomía

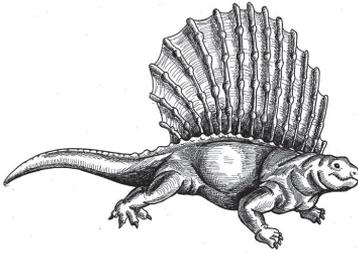
Los sinápsidos son considerados como un grupo de transición entre los primeros amniotas y los mamíferos. Habitaron la Tierra desde el Carbonífero superior hasta el Triásico. Su taxonomía es muy sencilla, pues la clase sólo incluye a dos órdenes: *Pelycosauria* y *Therapsida*. Anota sobre las líneas el nombre del orden al que pertenece cada ejemplar mostrado aquí.



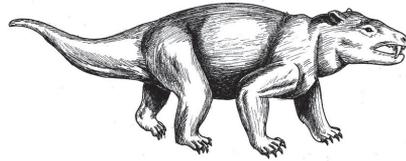
Massetognathus



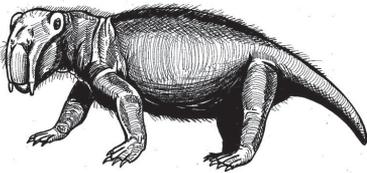
Ophiacodon



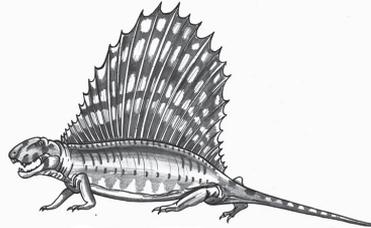
Edaphosaurus



Cynognathus



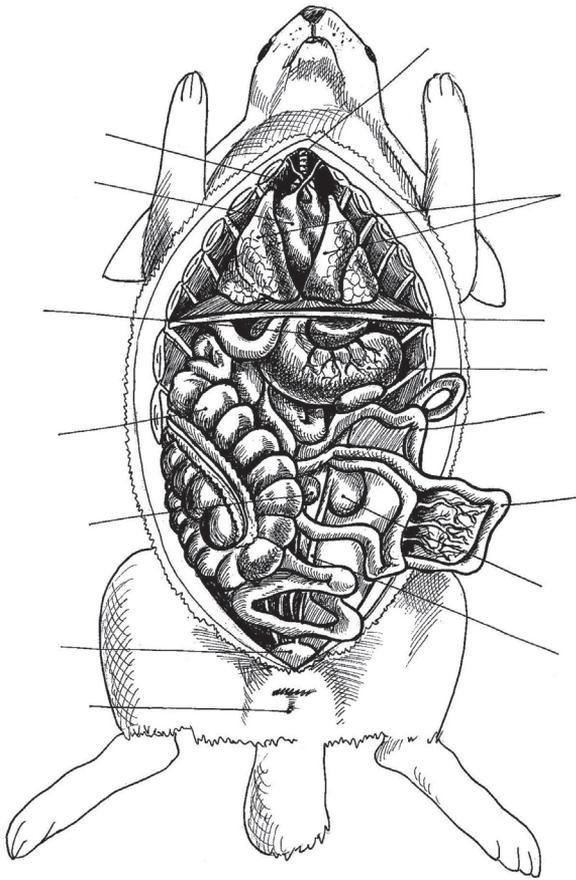
Lystrosaurus



Dimetrodon

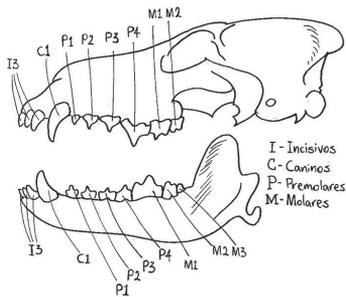
Actividad 28. Mamíferos: anatomía

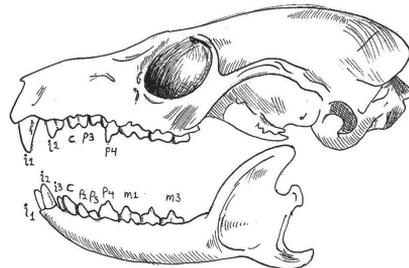
En términos generales los mamíferos somos muy similares en cuanto a la presencia y posición de los órganos internos. Un conejo es un buen modelo anatómico para la clase *Mammalia*. En el siguiente esquema ubica y anota las siguientes características anatómicas: tráquea, uréter, ano, intestino delgado, estómago, vejiga urinaria, ovario, hígado, intestino grueso, riñón, timo, corazón, pulmones, diafragma y páncreas.

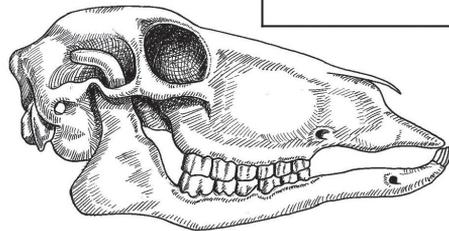


Actividad 29. Mamíferos: fórmulas dentarias

Una de las características que hacen particulares a los mamíferos es la heterodoncia, es decir, la diferenciación en tipos de dientes. Gracias a esto es posible establecer fórmulas dentarias que nos indiquen la cantidad y posición de cada uno de los cuatro tipos: incisivos, caninos, premolares y molares. Elabora la fórmula dentaria de cada uno de los siguientes ejemplares y anótala dentro del cuadro; no olvides incluir la cantidad total de piezas.

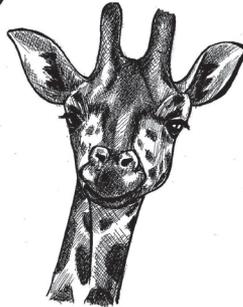






Actividad 30. Mamíferos: tipos de cuernos

La piel de los mamíferos presenta una gran diversidad de derivados tegumentarios: pelo, glándulas sudoríparas, glándulas mamarias, cuernos, astas, entre otros. Los cuernos prestan diversas utilidades para sus portadores, desde defensa hasta símbolo de dominio social. La actividad consiste en reconocer y anotar sobre la línea los tipos de cuernos que presentan los siguientes ejemplares.



Actividad 31. Mamíferos: taxonomía

Se conocen alrededor de 4,500 especies de mamíferos agrupados en 24 órdenes actuales. Casi la mitad de esta cantidad corresponde a especies de roedores y una cuarta parte a murciélagos. Anota sobre la línea el orden al que pertenecen los siguientes ejemplares de mamíferos.



Antilocapra



Eschrichtius



Ornithorhynchus



Zalophus



Panthera



Dasyurus



Diceros



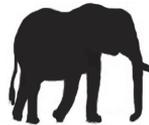
Trichechus



Hippopotamus



Mustela



Loxodonta



Tamias



Phascolarctos



Desmodus



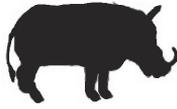
Gorilla



Rangifer



Canis



Phacochoerus



Dasyurus



Balaenoptera



Sorex



Ailuropoda



Bradypus



Lynx



Castor



Thylacinus



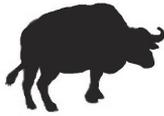
Lepus



Macropus



Acerodon



Syncerus



Cynomys



Equus



Didelphys



Tursiops



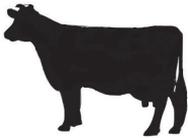
Lemur



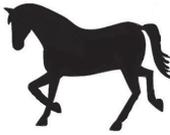
Manis

Actividad 32. Animales domésticos: taxonomía

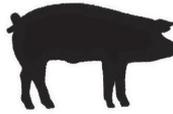
El humano está rodeado de cordados que de alguna u otra forma le resultan de utilidad, desde animales de carga hasta compañía. Para conocerlos mejor fue diseñada esta actividad, que consiste en ubicarlos en el orden al que pertenecen y con esto establecer las relaciones que tienen con el resto de los vertebrados. Anota en la línea que se encuentra bajo el esquema y el nombre científico el orden al que pertenecen.



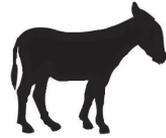
Bos taurus domestica



Equus ferus caballus



Sus scrofa domestica



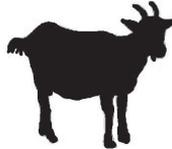
Equus africanus asinus



Meleagris gallopavo



Ovis orientalis aries



Capra aegagrus hircus



Gallus gallus domesticus



Oryctolagus cuniculus



Felis silvestris catus



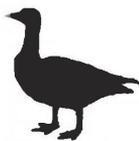
Anas platyrhynchos domesticus



Columba livia domestica



Canis lupus familiaris



Anser anser



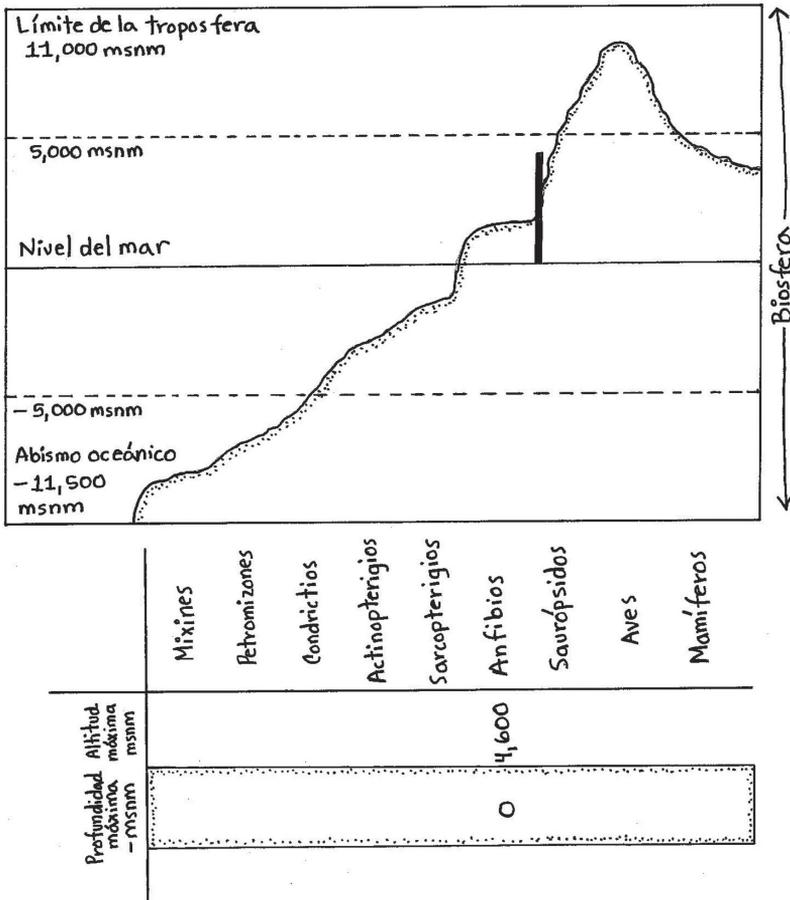
Mus musculus



Lama glama

Actividad 33. Vertebrados: extremos

Los vertebrados han conquistado algunos de los ambientes más inhóspitos de la Tierra y prácticamente habitan en la totalidad de la biosfera. Esta actividad final consiste en ubicar los rangos de amplitud que presentan las diferentes clases de vertebrados dentro de la biosfera. Indica, mediante una línea, la altitud y la profundidad máxima a la que podemos encontrar cada uno de los grupos indicados bajo el esquema. Se muestra el ejemplo de la clase *Amphibia*. De preferencia usa diferentes colores e indica en ambos extremos de la línea los metros sobre o debajo el nivel del mar.



Práctica de campo: visita guiada al zoológico



Foto cortesía: Fabio Cupul

Los zoológicos son lugares dedicados al mantenimiento y exhibición de animales vivos, normalmente provenientes de muchas regiones del mundo. Básicamente estas instituciones buscan cumplir cuatro funciones: entretenimiento, educación, investigación y conservación, aunque depende de cada uno el nivel de desarrollo de estas funciones.

Con el fin de observar y corroborar lo visto en clase, se efectuará una visita guiada al zoológico en la que se explicarán y repasarán aspectos sobre la morfología, fisiología, conducta y taxonomía de los animales presentes en el lugar. Las áreas que se visiten y la información que se vierta sobre cada especie estarán sujetas a lo que crea conveniente el profesor para el mejor aprovechamiento del curso.

El reporte de la práctica se efectuará conforme se desarrolle la visita; cada que se indique, los estudiantes anotarán datos básicos de las especies en el lugar correspondiente de los cuadros incluidos enseguida. El orden de los cuadros corresponde a la organización del curso y sólo se incluyen los órdenes que están presentes en el zoológico.

Rheiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Casuariformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Anseriformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Galliformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Phoenicopteriformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Columbiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Apodiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Gruiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Cuculiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Pelecaniformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Strigiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Accipitriformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Coraciiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Psittaciformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Piciformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Falconiformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Passeriformes

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Mammalia

Didelphimorphia

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Diprotodontia

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Proboscidea

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Cingulata

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Pilosa

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Chiroptera

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Rodentia

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Primates

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Lagomorpha

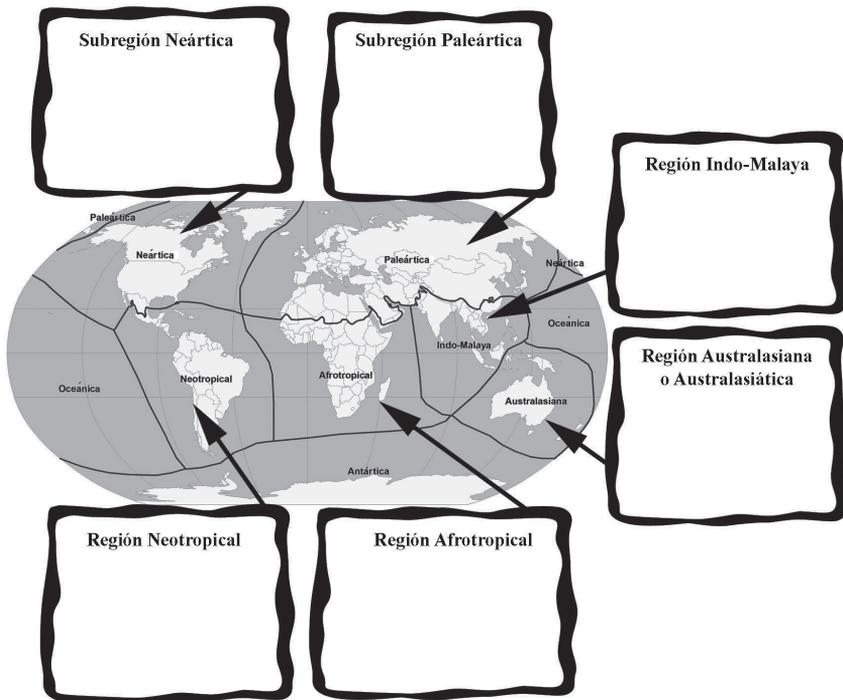
<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

Otros (no incluidos en los grupos anteriores)

<i>Nombre común</i>	<i>Género</i>	<i>Origen</i>

1. Actividad complementaria: origen biogeográfico

Llena cada cuadro siguiente con cinco especies de vertebrados presentes en el zoológico y que sean exclusivos de la región (o subregión) biogeográfica de que se trate. Utiliza su nombre común.



2. Actividad complementaria: integración

Llena el cuadro siguiente con el nombre común de dos especies presentes en el zoológico y que posean las características mencionadas en la primera columna.

<i>Característica</i>	<i>Especies que la presentan</i>	
Escamas epidérmicas		
Espaldar y plastrón		
Glándulas venenosas		
Huevo amniótico		
Filoplumas		
Plumón polvera		
Alas elípticas		
Glándulas sudoríparas		
Cuernos verdaderos		
Astas		
Herbívoros estrictos		
Carnívoros estrictos		
Omnívoros		
Desarrollo marsupial		
Visión binocular		
Manso prénsiles		

Bibliografía

- Álvarez del Villar, J. 1977. *Los cordados: Origen, evolución y hábitos de los vertebrados*. CECSA, México.
- Arandas S., J.M. 2012. *Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México*. Conabio, México.
- Boitani, L. y S. Bartoli. 1985. *Guía de mamíferos*. Grijalbo, España.
- Bologna, G. 1981. *Guía de aves*. Grijalbo, España.
- Casas A., G. y C.J. McCoy. 1987. *Anfibios y reptiles de México*. Limusa, México.
- Ceballos, G. y G. Oliva. (Coordinadores). 2005. *Los mamíferos silvestres de México*. Fondo de Cultura Económica, México.
- Cendrero, L. 1972. *Zoología hispanoamericana: Vertebrados*. Porrúa, México.
- Feldhamer, G.A., L.C. Drickamer, S.H. Vessey, J.F. Merrit y C. Krajewski. 2007. *Mammalogy: Adaptation, diversity and ecology*. Johns Hopkins, Estados Unidos.
- Frances, P. 2007. *Bird: The definitive visual guide*. DK, Estados Unidos.
- Gill, F.B. 2007. *Ornithology*. Freeman, Estados Unidos.
- Halliday, T.R. y K. Adler. 2007. *La gran enciclopedia de los anfibios y reptiles*. Libsa, España.
- Harris, T. 2009. *Complete birds of the World: Featuring every bird family worldwide*. National Geographic, Estados Unidos.
- Helfman, G.S., B.B. Collette, D.E. Farey y B.W. Bowen. *The diversity of fish: Biology evolution and ecology*. Wiley-Blackwell, Estados Unidos.
- Hickman, C.P.(Jr.), L.S. Roberts y F.M. Hickman. 2011. *Zoología: Principios integrales*. Editorial Interamericana/McGraw-Hill, España.
- Jessop, N.M. 1991. *Zoología: Vertebrados*. Editorial Interamericana/McGraw-Hill, España.
- Kardong, K.V. 2007. *Vertebrados: Anatomía comparada, función, evolución*. McGraw-Hill, España.
- Lagler, K.F., J.E. Bardach, R.R. Miller y D.R. May Passino. 1984. *Ictiología*. AGT Editor, S.A., México.
- Lemos E., J.A. y H. Smith. 2009. *Claves para los anfibios y reptiles de Sonora, Chihuahua y Coahuila, México*. UNAM/Conabio, México.

- Liem, K.F., W.E. Bemis, W. F. Walker y L. Grande. 2001. *Functional anatomy of the vertebrates: An evolutionary perspective*. Ed. Harcourt, Estados Unidos.
- Lira I, E., C. Mudespacher y B. García. 1994. *Theria: Diccionario de mamíferos*. AGT Editor, S.A., México.
- Miranda A., M. y M.A. Moreno S. 2011. *Manual de prácticas de Biología de Animales II*. Las prensas de Ciencias, México.
- Nelson, J.S. 2006. *Fishes of the world*. John Wiley & Sons, Estados Unidos.
- Parker, T.J., W.A. Haswell y J. Nadal. 1991. *Zoología: Cordados*. Reverté, S.A., España.
- Perrins, C. 2006. *La gran enciclopedia de las aves*. Diana, México.
- Perrins, C. M. y J. Elphick. 2003. *The complete encyclopedia of birds and bird migration*. Chartwell Books, Estados Unidos.
- Romer, A.S. y T.S. Parsons. 1981. *Anatomía comparada*. Editorial Interamericana, México.
- Vázquez, M.L., R. González, F. Rebón y M. Neri. 1989. *Guía de ilustraciones para apoyo didáctico en vertebrados*. UNAM, México.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology: An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, Estados Unidos.
- Young, J.Z. 1980. *La vida de los mamíferos: Anatomía y fisiología*. Omega, España.
- Zhang, Z.Q. 2011. *Animal Biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. Magnolia Press, Nueva Zelanda.

*Manual de prácticas biológicas
de laboratorio y campo III*
se terminó de imprimir en septiembre de 2015
en los talleres de Ediciones de la Noche
Madero 687, Zona Centro
Guadalajara, Jalisco.
El tiraje fue de 500 ejemplares.

www.edicionesdelanoche.com

El *Manual de prácticas biológicas de laboratorio y campo III* es una herramienta académica para apoyar la formación profesional de los estudiantes de los cursos impartidos en la carrera de Biología del Centro Universitario de la Costa, de la Universidad de Guadalajara (UdeG); sin embargo, lo anterior no limita su uso en otros centros de la Red Universitaria de la UdeG o en instituciones educativas dentro y fuera del estado de Jalisco.

Este tercer volumen, en el que participaron 12 autores, incluye seis prácticas de laboratorio y campo de artrópodos, historia de la biología, ecosistemas costeros, diseños experimentales en la investigación biológica y taxidermia (aves). Además, contiene una sección especial de la materia de cordados, que consta de seis prácticas de laboratorio, 35 actividades y una práctica de campo.



CUCOSTA
Centro Universitario de la Costa

ISBN: 978-607-742-267-9



9 786077 422679