

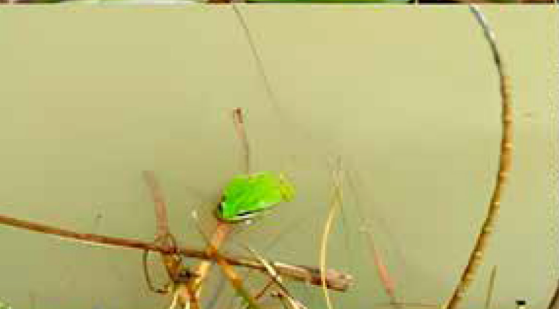
Necton II - anfibios, reptiles y aves acuáticas



Mónica Cristina
Rodríguez Palacio

Roberto
Tenorio Mendoza

Janet Elizabeth
Osnaya Becerril



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

Dr. José Antonio De los Reyes Heredia
Rector General

Dra. Norma Rondero López
Secretaria General

UNIDAD IZTAPALAPA

Dra. Verónica Medina Bañuelos
Rectora de la Unidad

Dr. Javier Rodríguez Lagunas
Secretario de la Unidad

Dr. José Luis Gómez Olivares
Director de la División de C.B.S.

Dr. Juan José Ambriz García
Coordinador de Extensión Universitaria

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

Primera Impresión 2024

ISBN: 978-607-28-3334-0

UNIVERSIDAD AUTONOMA METROPOLITANA
UNIDAD IZTAPALAPA

Av. Ferrocarril San Rafael Atlixco, Núm. 186 Col. Leyes de Reforma 1a. Sección
Alcaldía Iztapalapa C.P. 09310, CDMX. Tel.: 58044600

Impreso y hecho en México/*Printed in Mexico*

Índice

Prefacio.....	5
Introducción	7
Medidas de seguridad.....	9
Práctica 1. Sistemática y Biogeografía.....	11
Ejercicio I. Categorías taxonómicas.....	11
Ejercicio II. Construcción de un fenograma de similitud (relación de parentesco).....	13
Ejercicio III. Criterio de áreas de distribución.....	16
Ejercicio IV. Determinación de áreas de endemismo.....	17
Práctica 2. Trabajo de campo. Métodos de recolección de ejemplares.....	21
Práctica 3. Revisión de ejemplares vivos de anfibios y reptiles.....	29
Práctica 4. Morfología y determinación de las familias del Orden Anura (ranas y sapos).....	35
Práctica 5. Morfología y determinación de larvas de anfibios (renacuajos y ajolotes).....	39
Práctica 6. Morfología y determinación de las familias del Orden Testudines (tortugas) y Crocodylia (Cocodrilos).....	43
Práctica 7. Etapas de desarrollo embrionario de las familias del Orden Testudines (tortugas).....	47
Práctica 8. Morfología y determinación de las familias del Orden Squamata (Lacertilia).....	51
Práctica 9. Morfología y determinación de las familias del Orden Squamata (Serpentes).....	55
Práctica 10. Aves, Morfología característica de aves acuáticas.....	59
Práctica 11. Observación de aves en campo.....	63
Práctica 12. Observación e identificación de aves playeras.....	67
Glosario.....	71
Anexos.....	75

Prefacio

El presente manual de laboratorio de Necton II, es una herramienta básica, técnica y de aprendizaje sobre los métodos de observación, colecta y estudio de tres grandes grupos de organismos: anfibios, reptiles y aves. Este manual es un apoyo a estudiantes de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud, particularmente a las UEA Necton II, Diversidad Biológica II y Fundamentos de Sistemática, Evolución y Biogeografía pertenecientes al plan de estudio de la Licenciatura en Hidrobiología y a la UEA Morfología de Vertebrados perteneciente al plan de estudio de la Licenciatura en Biología.

Este material servirá como guía para que los estudiantes interesados en los vertebrados acuáticos puedan desarrollar adecuadamente sus prácticas de laboratorio ya que, en cada una, se señalan las características básicas y estructuras que deben conocer, apoyados con diferentes esquemas para que posteriormente, puedan determinar a los ejemplares hasta el nivel de género y especie. Además, se anexa una práctica de renacuajos y ajolotes, organismos que a veces no se toman en cuenta en los manuales, sin embargo, son muy importantes dentro de los ecosistemas acuáticos.

Los autores de este manual llevamos algunos años estudiando a estos maravillosos organismos, enfocándonos en anfibios y su dieta a base de microalgas en diferentes estadios durante su fase larvaria; historia natural, diversidad y distribución tanto de anfibios como de reptiles y observación de aves acuáticas en diferentes regiones, cuya presencia ha servido como indicadora de ecosistemas en buen estado. Lo que ha llevado a desarrollar investigación enfocada en la conservación de los recursos.

Las actividades prácticas presentadas en este manual están diseñadas para un proceso de aprendizaje gradual que va de la mano con las clases teóricas, iniciando con ejercicios prácticos de biogeografía y sistemática, los detalles del trabajo de campo, abarca metodologías para colecta, conservación, observación y estudio.

Introducción

En biología, una tarea fundamental es el trabajo que se realiza en campo, es decir, salir y adentrarse en la naturaleza con la finalidad de aplicar una metodología establecida y así obtener información, como: datos, ejemplares, muestras o en su caso realizar experimentos donde el estudiante o investigador puede comprender las interacciones que ocurren en las comunidades biológicas y además dar a conocer la importancia de la conservación del medio ambiente (Acosta *et al.*, 2017).

Con una adecuada colecta de ejemplares se puede obtener información sobre una determinada especie que se requiera estudiar y así, conocer aspectos biológicos básicos o características que nos ayuden a comprender más sobre su relación con el medio. Además, la colecta de ejemplares puede encaminarse a otros rubros, como: conformar y organizar una colección biológica, juntar material de docencia para la realización de prácticas de laboratorio o para la realización de estudios o experimentos, con respecto por ejemplo a su comportamiento, reproducción, alimentación y crecimiento o algún otro aspecto biológico relevante (Altamirano-Álvarez *et al.*, 2016).

En el caso de la fauna esta se puede dividir en dos grupos básicos: organismos terrestres y acuáticos. Los primeros, se clasifican de acuerdo con el microhabitat que ocupan, por ejemplo, organismos terrestres los que habitan sobre el suelo; sobre y entre rocas; debajo de troncos; arborícolas sobre arbustos o el dosel de los árboles; fosoriales los que viven dentro de madrigueras. Por otro lado, los organismos acuáticos pueden clasificarse de acuerdo con el lugar que ocupan en la columna de agua desde la superficie hasta el fondo y si estos se desplazan activamente en ella por sus propios medios o se dejan llevar por la corriente del agua y se dividen en: neuston, plancton, necton y bentos (Smith y Smith, 2007). En cuyo caso, este manual de prácticas se enfocará en el estudio de organismos nectónicos (es decir, los que nadan) particularmente los anfibios, reptiles y aves acuáticas.

Para el estudio de estos grupos podemos trabajar en ambientes lénticos (cuerpos de agua sin un afluente) y lóticos (cuerpos de agua que llevan una corriente en una sola dirección) (García *et al.*, 2016) donde quedarían incluidos: charcas o pozas temporales generadas por la lluvia, estanques, lagunas o lagos, humedales, arroyos y ríos los cuales pueden variar en tamaño, profundidad y pendiente (Figura 1) así como en sus propiedades físicas como temperatura, pH, salinidad, conductividad, turbidez, entre otros. También en ambientes marinos y zonas costeras donde podemos observar una gran diversidad de reptiles y aves migratorias.



Figura 1. Diferentes cuerpos de agua lénticos que pueden albergar organismos nectónicos. A) estanque, B) poza temporal generada por la lluvia y C) laguna cubierta por lirio acuático.

El material necesario para coleccionar renacuajos; ranas; ajolotes y salamandras; tortugas y serpientes no venenosas es muy variado (Figura 2) sin embargo, un mismo instrumento puede tener diferentes usos por ejemplo la red de cuchara se puede utilizar para atrapar renacuajos, ranas, ajolotes y salamandras e incluso también tortugas acuáticas y en otros casos, el uso del gancho herpetológico que es exclusivo para serpientes sin embargo, también puede servir para revisar entre la vegetación o debajo troncos podridos o remover rocas y de esta manera, evitar accidentes por ejemplo, al meter la mano directamente dentro de cavidades o madrigueras donde se corre el riesgo de recibir una mordedura de serpiente (Jiménez-Velázquez *et al.*, 2012).



Figura 2. Material utilizado para la captura de anfibios y reptiles por mencionar solo algunos: sacos de lona, redes de cuchara, gancho herpetológico, pinzas, aguja, lupa, frascos, redecilla, franela, etiquetas y marcador de tinta permanente.

Por otro lado, el material necesario para observación de aves es similar al que ocupa un buen fotógrafo naturalista: binoculares, cámaras fotográficas de alto alcance, cámara filmadora, GPS y diferentes guías de identificación (Figura 3). Para esto debemos considerar que algunas de ellas estarán escondidas en los árboles, sobrevolando a lo alto, anidando entre los manglares, o en la zona rocosa. Muchas son especies migratorias que recorren grandes distancias haciendo varias paradas para obtener alimento, descansar y proseguir su viaje, por lo que la observación se debe realizar con el mínimo de interacción para no causar perturbación (Olmo-Linares, 2013).



Figura 3. Material utilizado para la observación de aves acuáticas.

Por lo anterior, el objetivo de este manual es proporcionar una herramienta que brinde el apoyo conceptual y práctico necesario para quienes decidan adentrarse en el estudio de anfibios, reptiles y aves acuáticas en la UEA de Necton II. Además, de servir como un material de referencia para otras asignaturas que traten o incluyan en su programa de estudios a estos grupos de vertebrados.

Bibliografía

- Acosta, S., A. Fuenmayor y A. Sánchez. 2017. El trabajo de campo como estrategia didáctica para el aprendizaje de la zoología. *Omnia*, año 23, 1: 59-78.
- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco-López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles Métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- García, M., A. Vera, C. Joao-Benetti y L. Blanco. 2016. Identificación y clasificación de los microhábitats de agua dulce. *Acta Zoológica Mexicana*, 32 (1): 12-31.
- Jiménez-Velázquez, G., J.A. Sandoval-Quintero y N. Trigo-Boix. 2012. *Guía teórica y metodológica para el conocimiento y manejo de la herpetofauna*. Manual No 35. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. México. 102 pp.
- Olmo-Linares, G. 2013. *Aves comunes de la Ciudad de México*. Bruja de Monte. WWF. México. 144 pp.
- Smith, T.M. y R.L. Smith. 2007. *Ecología*. Pearson Addison Wesley. Madrid, España. 720 pp.

Medidas de Seguridad

En campo

1. Trabajar en pareja o por equipos, nunca una sola persona.
2. Deberán utilizar zapatos antiderrapantes tipo bota, llevar guantes de carnaza, ropa de algodón y de protección (camisa y pantalón largo), gorra o sombrero y bloqueador solar. Siempre llevar agua para beber.
3. Chalecos salvavidas y cuerdas de seguridad, dependiendo el sitio de muestreo.
4. Se deberá conocer no solo el hábitat sino también, las posturas defensivas que pudieran mostrar los organismos.
5. En caso de tener éxito al capturar ejemplares, los que hayan sido colectados serán tratados según las normas de ética vigentes. Ya sea para fijación o para mantener en cautiverio (el menor tiempo posible).
6. Los ejemplares serán transportados al laboratorio con alimento, espacio y agua necesarios, para provocar el menor estrés posible.
7. En el caso de especies endémicas, en peligro o en listas de protección, se deberá contar con permiso de colecta.

En laboratorio

1. Deberán utilizar batas de algodón en cada sesión de laboratorio, zapatos cerrados y cabello recogido. Sobre las mesas de trabajo solo debe haber libreta o bitácora de trabajo y el material correspondiente de la práctica.
2. El uso de celulares está limitado para tomar fotografías de los ejemplares.
3. No se permite consumir alimentos, ni bebidas, ni fumar.
4. Se deberá llegar puntual a las sesiones de laboratorio con una tolerancia máxima de 10 minutos.
5. Antes y después de la sesión de laboratorio deberán lavarse las manos y dejar el lugar limpio y ordenado.
6. Lo(a)s alumno(a)s serán responsables del cuidado de los ejemplares vivos que se lleguen a utilizar.
7. Lavar la cristalería utilizada preferentemente con ácido clorhídrico al 4%, jabón libre de fosfatos y abundante agua destilada.
8. Utilizar guantes para la manipulación de organismos vivos y fijos.
9. En caso de que se requiera aplicar la eutanasia a un organismo, se seguirán las indicaciones del profesor(a) o el procedimiento indicado en este manual, siguiendo las normas de ética vigentes.
10. Si se rompe algún instrumento, deberá colocarse en un contenedor rotulado para este fin y todos los residuos provenientes de las prácticas, como alcoholes, fijadores, deberán almacenarse en recipientes rotulados para que posteriormente el profesor a cargo lo disponga llenando los formatos del código para el manejo de residuos peligrosos CRETIB según los procedimientos establecidos en la Universidad.

Práctica 1

Sistemática y Biogeografía

La biodiversidad se puede definir como la variedad y variabilidad de los seres vivos y de los sistemas ecológicos que ellos constituyen. Actualmente vivimos una reducción de la biodiversidad a nivel de genes, organismos y ecosistemas. Esto es tan preocupante que se considera que la biodiversidad se enfrenta a una crisis (Pérez-García, 2020). Dentro de la Biología, encontramos dos disciplinas estrechamente vinculadas entre sí, la Sistemática y la Biogeografía que tienen un papel fundamental para la biodiversidad (Wilson, 1994).

La sistemática es la disciplina que se encarga de clasificar, describir y nombrar a los organismos y constituye una herramienta básica en la búsqueda de soluciones, pues necesitamos conocer la biodiversidad para poder tomar decisiones acerca de su conservación. El componente evolutivo de la biodiversidad es también fundamental para evaluar prioridades de conservación. Para el estudio de la sistemática se han desarrollado algunos índices que miden la información filogenética de los taxones utilizando cladogramas y que permiten asignar a los taxones un valor de conservación, y a estos índices se les puede agregar información biogeográfica (Simonetti y Dirzo, 2011).

La biogeografía, es la ciencia encargada de estudiar los patrones de distribución de las especies en una determinada región y los cambios que han ocurrido a lo largo del tiempo. Provee la información espacial necesaria sobre las relaciones entre áreas determinadas y además, aplica metodologías que pueden ser utilizadas en la priorización de áreas de conservación (Zunino y Zullini, 2016).

Para el estudio de los organismos nectónicos, estas dos disciplinas proporcionan herramientas de gran utilidad.

Objetivos

Conocer algunos métodos y herramientas utilizados en sistemática y biogeografía, que servirán para la aplicación de algunos conceptos básicos y que son parte del temario de la UEA Necton II.

Objetivos particulares

Conocer las diferentes categorías taxonómicas que componen la clasificación de un organismo, en zoología.

Aprender a construir un cladograma, con base en caracteres morfológicos de organismos hipotéticos.

Aprender a describir el tamaño del área de distribución de un organismo.

Aprender a determinar áreas de endemismo y establecer una breve hipótesis biogeográfica.

Ejercicio I. Categorías taxonómicas

Elija tres especies relacionadas al curso (anfibios, reptiles, aves) e investigue cada una de las categorías taxonómicas que a continuación se mencionan.

Reino:

Subreino:

Infrareino:

Phylum:

Subphylum:

Infraphylum:

Superclase:

Clase:

Subclase:

Infraclasse:

Superorden:

Orden:

Familia:

Género:

Especie:

A manera de ficha técnica colocar la información taxonómica y así mismo anexar:

Una fotografía del ejemplar

Hábitat

Distribución

Importancia ecológica y si es posible económica

Revisar si se encuentra en la Lista Roja de Especies Amenazadas UICN (Unión internacional para la conservación de la Naturaleza), la cual es un sistema de clasificación y listado de estado de conservación de acuerdo con las categorías de riesgo de extinción de las especies (IUCN, 2024).

Puede consultar libros o bases de datos en línea, recuerde citar adecuadamente cada una de las fuentes consultadas.

Cuestionario

¿Qué es el sistema de clasificación biológica?

De los organismos que usted utilizo en este ejercicio:

¿Encontró la clasificación completa de cada uno?, en caso de que no ¿a qué cree que se deba?

Bibliografía

IUCN: The IUCN Red List of Threatened Species. 2024. Versión 2024. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org>. Accesado: 1 de julio del 2024.

Simonetti, J.A. y R. Dirzo. 2011. *Sistemática y biogeografía en la conservación de la biodiversidad: ejemplos de América del Sur austral*. Editorial Universitaria. Santiago de Chile, Chile. 196 pp.

Pérez-García, J.N. 2020. Causas de la pérdida global de biodiversidad. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias*, 32: 183-198.

Wilson, E.O. 1994, *La diversidad de la vida*. Grijalbo. Barcelona, España. 410 pp.

Zunino, M. y A. Zullini. 2016. *Biogeografía la dimensión espacial de la evolución*. Fondo de Cultura Económica. Ciudad de México, México. 359 pp.

Ejemplo de la ficha para cada ejemplar

Ajolote mexicano: *Ambystoma mexicanum*



Categorías taxonómicas

Reino: Animalia
 Subreino: Eumetazoa
 Phylum: Cordata
 Subphylum: Vertebrata
 Clase: Amphibia
 Orden: Caudata
 Familia: Ambystomatidae
 Género: Ambystoma

Hábitat: Cuerpos de agua permanentes, principalmente ríos.

Distribución: Eje Neovolcánico transversal, es endémico del Valle de México.

Importancia ecológica: Son indicadores de cuerpos de agua limpios y con poca perturbación.

Estado de conservación IUNC (2024): En peligro crítico.

Ejercicio II. Construcción de un fenograma de similitud (relación de parentesco)

En sistemática una herramienta utilizada para conocer las relaciones de parentesco entre los organismos, es a través de un dendrograma de similitud conocido como fenograma, un diagrama en forma de árbol cuyas ramas muestran esa relación de parentesco y se expresan en proporción de similitud entre los organismos (Castillo-Cerón y Goyenechea, 2017).

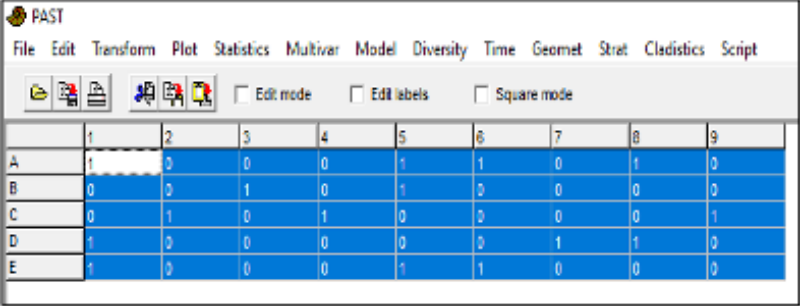
En la construcción de un fenograma, se utilizan los índices de similitud que permiten comparar información de dos muestras (o más) y así conocer su semejanza. La información que utilizan estos índices puede ser binaria (0 y 1) que se obtiene de la presencia o ausencia de los caracteres propios de las especies o incluso mediante grandes cantidades de datos obtenidos de secuencias de ADN. Por ejemplo, para los datos binarios, la presencia de branquias se marca con un 1 y su ausencia con un 0 (Cuevas-Cardona, 2017).

Observe la Figura 4 de los organismos hipotéticos y considere a cada uno como una especie y obtenga en total entre 12 y 15 caracteres, su estado y haga una lista. Después coloque esa información en la Tabla I, en las columnas van las especies y en las filas los caracteres. Recuerde que la ausencia de un carácter = 0 y la presencia = 1.

Posteriormente, la matriz binaria de los datos de presencia-ausencia la puede colocar en el software PAST (Hammer *et al.*, 2001) y construir el fenograma con la función de análisis multivariado utilizando el índice de similitud Manhattan (Morrone, 2013), con el cual los grupos obtenidos entre más se alejen del cero, la diferencia será mayor.

Procedimiento usando el software PAST

1. Se construye la matriz en el software PAST, colocando los diferentes caracteres en las columnas y los organismos hipotéticos en las filas. Se selecciona toda la matriz (Figura 1).



	1	2	3	4	5	6	7	8	9
A	1	0	0	0	1	1	0	1	0
B	0	0	1	0	1	0	0	0	0
C	0	1	0	1	0	0	0	0	1
D	1	0	0	0	0	0	1	1	0
E	1	0	0	0	1	1	0	0	0

Figura 1. Matriz de información de los caracteres de los organismos hipotéticos.

- Se selecciona la opción de análisis multivariado del menú “Multivar”. Del menú que se despliega a continuación, seleccionar la opción “Cluster analysis” (Figura 2).

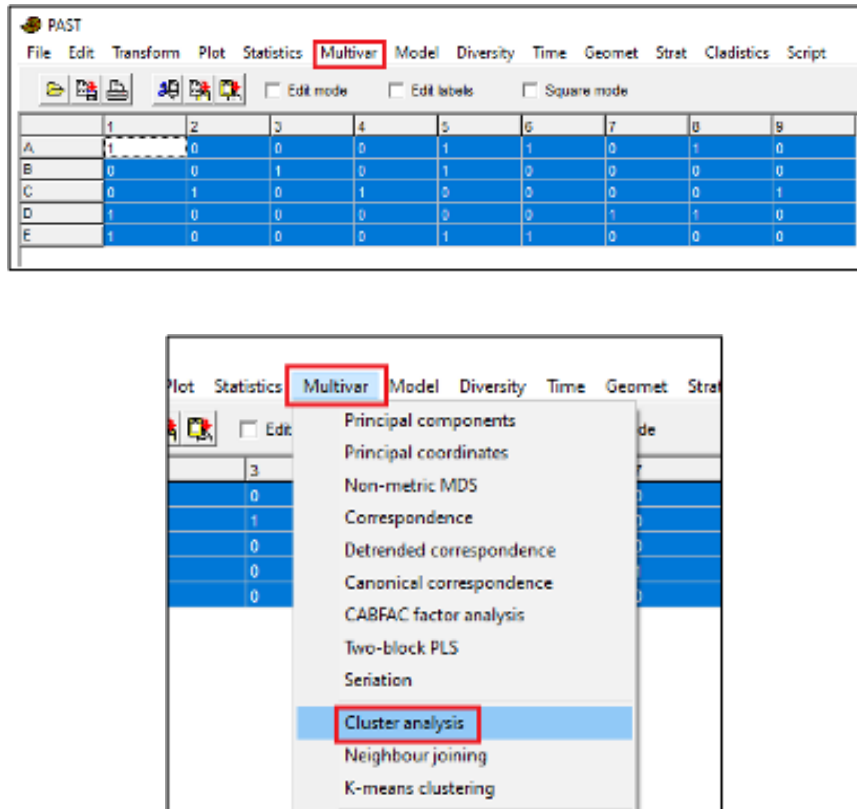


Figura 2. Pasos a seguir para realizar el análisis de cluster.

- Finalmente se obtendrá el análisis de cluster, se selecciona la opción como medida de distancia el algoritmo “Manhattan”. La robustez del análisis realizado se puede medir mediante el coeficiente de correlación (Figura 3).

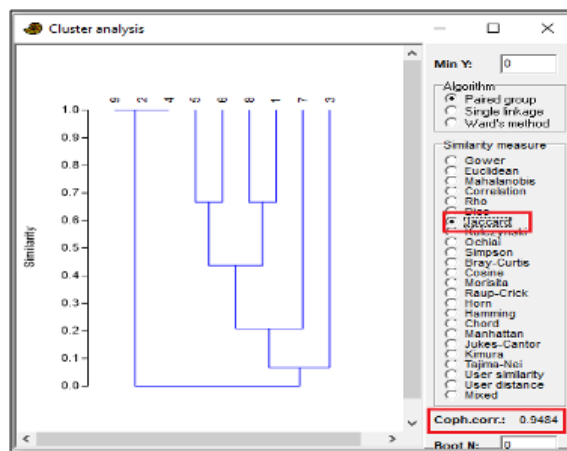


Figura 3. Análisis de cluster para analizar la semejanza entre los organismos.

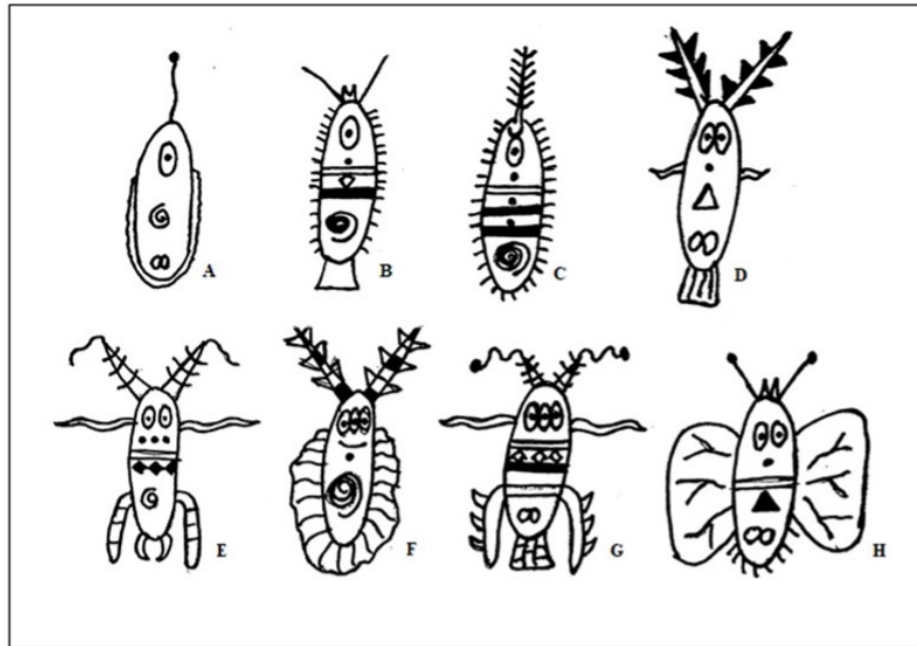


Figura 4. organismos hipotéticos.

Tabla I. Características de los organismos hipotéticos.

Especies	Caracteres					
	1	2	3	4	5	6
A						
B						
D						
E						
F						
G						
H						

Cuestionario

De acuerdo con su cladograma y al índice de similitud o distancia:

¿Cuántos grupos diferentes obtuvo?

¿Cuál es el carácter más importante en la separación de sus especies?

¿Es suficiente la separación de las especies con base en los caracteres morfológicos?, en caso de que no ¿qué otros caracteres utilizarían para separar a sus especies?

Bibliografía

Castillo-Cerón, J.M. y I. Goyenechea. 2017. Conceptos básicos en sistemática filogenética: los deuterostomados como ejemplo. pp. 136-145. En: Contreras-ramos, A., C. Cuevas-Cardona, I. Goyenechea y U. Iturbe (Eds.) *La sistemática base del conocimiento de la biodiversidad*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Hidalgo, México. 154 pp.

Cuevas-Cardona, C. 2017. En búsqueda de los caracteres apropiados para hacer clasificaciones. pp. 41-46. En: Contreras-ramos, A., C. Cuevas-Cardona, I. Goyenechea y U. Iturbe (Eds.) *La sistemática base del conocimiento de la biodiversidad*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Hidalgo, México. 154 pp.

Hammer, Ø., D.A.T. Harper y P.D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for education and data analysis. *Paleontología Electrónica* 4(1): 9.

Morrone, J.J. 2013. *Sistemática Fundamentos, métodos, aplicaciones*. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 501 pp.

Ejercicio III. Criterio de áreas de distribución

El área de distribución de una especie se define como el espacio que reúne todas las condiciones necesarias para que una especie pueda sobrevivir, desarrollarse y realizar todas sus actividades y ésta compuesto por factores abióticos (temperatura, pH, salinidad, etc.) y bióticos (depredadores, presas y competidores) (Soberón *et al.*, 2017).

El tamaño del área de distribución puede establecerse con base en el criterio de Sánchez *et al.* (2007) en el que de acuerdo con diferentes condiciones se puede determinar si la distribución de una especie es amplia, media o restringida (endémica).

Entonces, con base en el criterio de amplia distribución (Sánchez *et al.*, 2007), se elegirán 4 especies (anfibios, reptiles o aves) y que cada una, cumpla con los diferentes criterios (ver ejemplo, Figura 1) es decir, tener una especie de muy amplia distribución, una de amplia (media) distribución, una restringida y por último muy restringida (endémica) La información de cada especie debe ser reflejada en un mapa de México, preferentemente con escala (Figura 2).

Ejemplo

Se va a aplicar el criterio del tamaño del área de distribución para una especie de anfibio, cuya distribución sea amplia o intermedia (categoría tres).

De acuerdo con Sánchez *et al.* (2007), este criterio abarca a todas aquellas especies cuya distribución sea mayor al 15% del territorio mexicano, pero no rebasa el 40%. El 15% del territorio mexicano equivale aproximadamente a 300 mil Km². Es posible establecer el criterio, con base en el número y tamaño de los estados o las provincias biogeográficas que abarca la distribución de una especie.

Procedemos a buscar la información sobre distribución de especies de anfibios en el sitio AmphibiaWeb (2023) o la IUCN (2023).

Entonces, al buscar la distribución referente a diversas especies de anfibios, el mapa (Figura 1) muestra la distribución de la rana arborícola de montaña *Dryophytes eximius* y de acuerdo al criterio aplicado, su distribución es amplia o intermedia.



Figura 1. Distribución de *D. eximius* en México.



Figura 2. Mapa de la República Mexicana para establecer el criterio área de distribución de diferentes especies.

Cuestionario

De las cuatro categorías para establecer áreas de distribución, ¿cuál le resultó más difícil de establecer?

¿Qué método propondría para establecer áreas de distribución para diferentes especies?: una especie endémica, una con distribución intermedia y una con amplia distribución.

Bibliografía

AmphibiaWeb: Information on amphibian biology and conservation. 2024. Berkeley, California: AmphibiaWeb. Disponible en: <http://amphibiaweb.org>. Accesado: 24 de enero de 2024.

IUCN: The IUCN Red List of Threatened Species. 2024. Version 2024. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org>. Accesado: 9 de enero del 2024.

Sánchez, O., R. Medellín, A. Aldama, B. Goetts, J. Soberón y M. Tambutti. 2007. *Método de evaluación del riesgo de extinción de las especies silvestres en México*. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Instituto de Ecología, A.C. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. 170 pp.

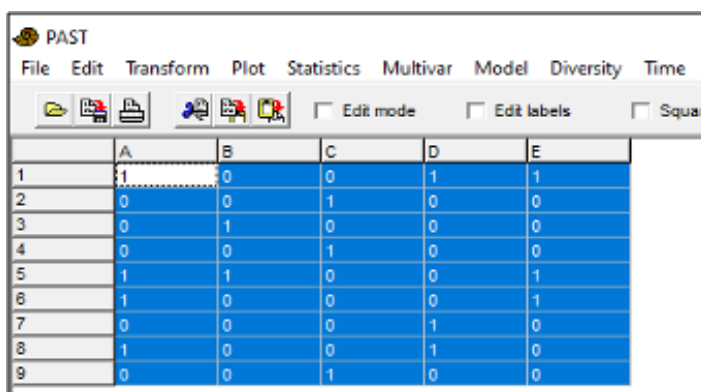
Soberón, J., L. Osorio-Olvera y T. Peterson. 2017. Diferencias conceptuales entre modelación de nichos y modelación de áreas de distribución. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88:437-441.

Ejercicio IV. Determinación de áreas de endemismo

La Tabla I contiene datos de presencia-ausencia de especies de anfibios. Primero, investigue cómo se define un área de endemismo, puede consultar a Morrone (2011) y Morrone y Escalante (2016). Después, elabore un cladograma con la información de la Tabla I y la ayuda del software PAST (Hammer *et al.*, 2001). Ponga atención en los cuadrantes que se agruparon con el cladograma y posteriormente ubíquelos en el mapa cuadrulado (Figura 4) y cada uno, será señalado con un color distinto. Proponga una hipótesis biogeográfica.

Procedimiento usando el software PAST

1. Se siguen los mismos pasos que en el ejercicio II. También se construye la matriz, sin embargo, aquí se coloca la presencia de las especies en las columnas y los cuadrantes del mapa en las filas. Posteriormente se selecciona la matriz completa (Figura 1).



	A	B	C	D	E
1	1	0	0	1	1
2	0	0	1	0	0
3	0	1	0	0	0
4	0	0	1	0	0
5	1	1	0	0	1
6	1	0	0	0	1
7	0	0	0	1	0
8	1	0	0	1	0
9	0	0	1	0	0

Figura 1. Matriz de información de los caracteres de presencia-ausencia.

- Se selecciona la opción de análisis multivariado del menú "Multivar". Del menú que se despliega a continuación, seleccionar la opción "Cluster analysis" (Figura 2).

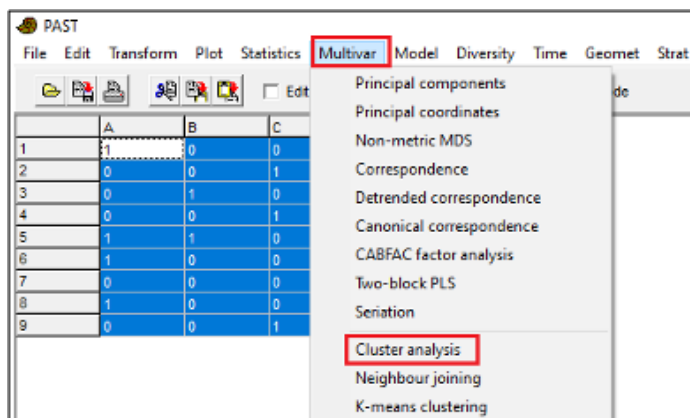


Figura 2. Pasos a seguir para realizar el análisis de cluster.

- Finalmente se obtendrá el análisis de cluster, se selecciona la opción como medida de similitud el índice de "Jaccard". La robustez del análisis realizado se puede medir mediante el coeficiente de correlación (Figura 3).

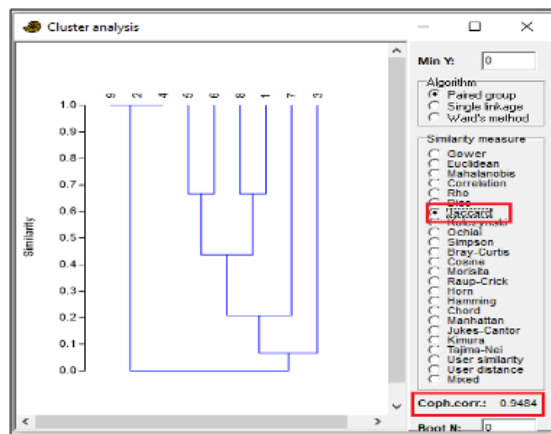


Figura 3. Análisis de cluster para determinar áreas de endemismo.

Tabla I. Presencia-ausencia de anfibios

Cuadrantes	Especies de anfibios					
	1	2	3	4	5	AE
1	0	1	1	1	0	0
2	0	0	1	0	1	0
3	1	0	0	0	0	0
4	0	1	0	1	0	0
5	1	1	1	0	0	0
6	0	0	0	0	1	0
7	0	0	1	0	1	0
8	1	0	0	0	0	0
9	1	0	0	0	0	0
10	1	0	1	0	0	0
11	1	1	0	0	0	0
12	0	0	0	1	1	0
13	0	0	1	0	0	0
14	0	1	1	0	0	0
15	0	1	0	1	0	0

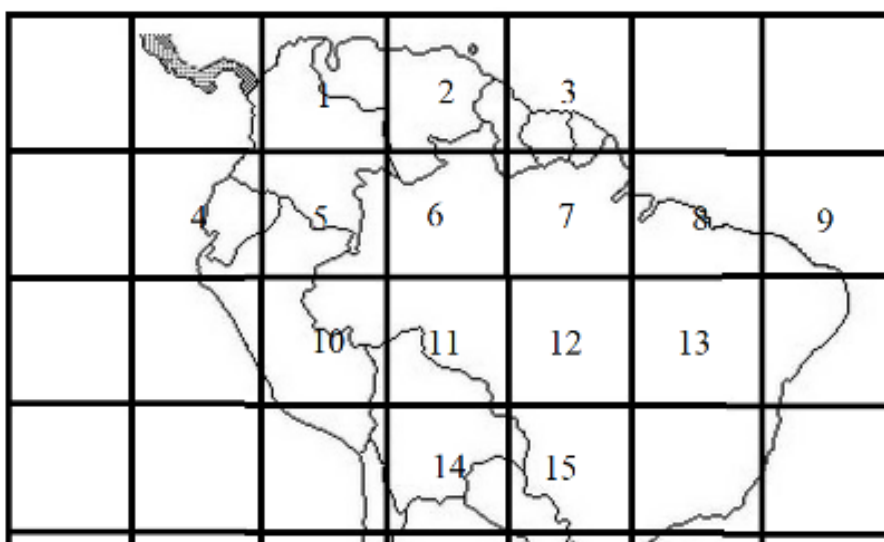


Figura 4. Mapa de Sudamérica cuadrículado para aplicar un análisis de área de endemismo.

Cuestionario

¿Es lo mismo endemismo y área de endemismo?

Si pudiera replicar este ejercicio, ¿qué otros organismos y región del mundo utilizaría para establecer una hipótesis biogeográfica?

Bibliografía

Hammer, Ø., D.A.T. Harper y P.D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for education and data analysis. *Paleontología Electrónica* 4(1): 9.

Morrone J.J. 2011. *Sistemática, biogeografía y evolución los patrones de la biodiversidad en tiempo-espacio*. Las Prensas de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México, México. 124 pp.

Morrone, J.J. y T. Escalante. 2016. *Introducción a la Biogeografía*. Las Prensas de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México, México. 315 pp.

Práctica 2

Trabajo de campo

Métodos de recolección de ejemplares de anfibios y reptiles

La salida de campo se realizará bajo la dirección y supervisión del profesor(a) de la UEA con los permisos correspondientes.

El grupo deberá seguir las recomendaciones que se indican en el manual para el trabajo de campo, más las que el profesor(a) considere pertinentes.

Captura dentro del cuerpo de agua

Una vez que se encuentren en el lugar de colecta se procede a tomar las coordenadas geográficas y a describir sus características físicas como la forma, presencia de vegetación (Granados-Sánchez y Tapia-Vargas, 2002) o tipo de sustrato, posteriormente medir el cuerpo de agua (ancho, largo y profundidad) (Figura 1-A), también variables fisicoquímicas como temperatura, pH, oxígeno disuelto y conductividad.

Luego de esto, se deberá aproximar con cautela (ya que estos animales se esconden rápidamente) y tener la red de cuchara en mano para atraparlos sobre la superficie del agua, si se sumergen se debe meter la red dentro del agua (Figura 1-B) y capturar a los que se sumerjan, estén entre rocas, la vegetación o en el sustrato del fondo (Altamirano-Álvarez *et al.*, 2016).

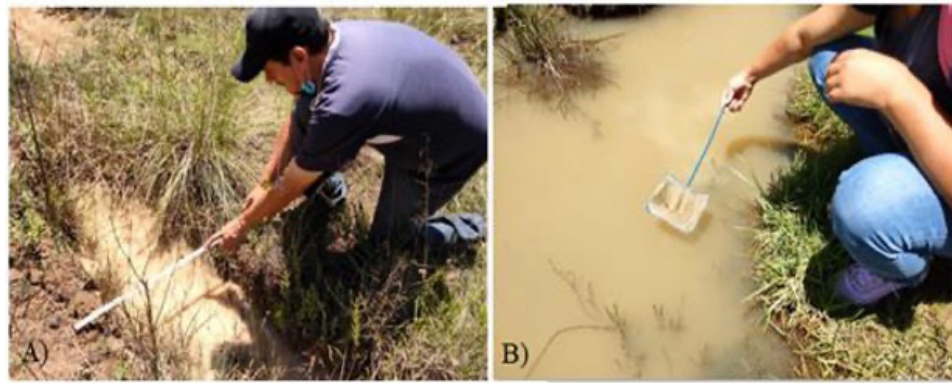


Figura 1. A) medición de una charca generada por la lluvia; B) captura de organismos nectónicos con la red de cuchara.

Para los anuros adultos, en el día estos suelen estar escondidos entre la vegetación que rodea al cuerpo de agua (Figura 1-A) y suelen de vez en cuando entrar al agua para ingerir un poco o encontrar refugio. Por la noche, los anuros muestran un poco más de actividad, ya que, si es época de reproducción, los machos suelen congregarse en los cuerpos de agua para emitir su canto y atraer a las hembras para realizar el amplexo. En este caso, se debe alumbrar el cuerpo de agua para encontrar a los organismos y proceder a capturarlos con la red de cuchara (Figura 1-B).

En el caso de las tortugas acuáticas, no suele ser muy difícil atraparlas, si están presentes en el cuerpo de agua, estas pueden encontrarse nadando en la columna de agua o sobre la superficie tomando un poco de aire o incluso descansando sobre rocas a la orilla para recibir luz solar, donde pueden ser colectadas directamente con la mano (aunque suelen morder) o utilizar la red. En caso de que logren huir y sumergirse, solo hay que esperar a que estas salgan de nuevo a respirar a la superficie (Figura 2-C).

Captura sobre el sustrato o la vegetación

Aunque el objetivo de este manual son los organismos nectónicos, algunos de ellos suelen alejarse un poco de los cuerpos de agua para dedicarse a otras actividades como la búsqueda de alimento o refugio, por lo que cambia el método de captura. Por lo general, se traza un recorrido o transecto lineal en el cual se revisan todos los microhabitat posibles que estos organismos suelen ocupar, por ejemplo: sobre el suelo y debajo de troncos y rocas; entre arbustos; a la orilla y dentro de charcos, incluso debajo de desperdicios o basura (Figura 2-D, E y F) (Tenorio-Mendoza, 2016).

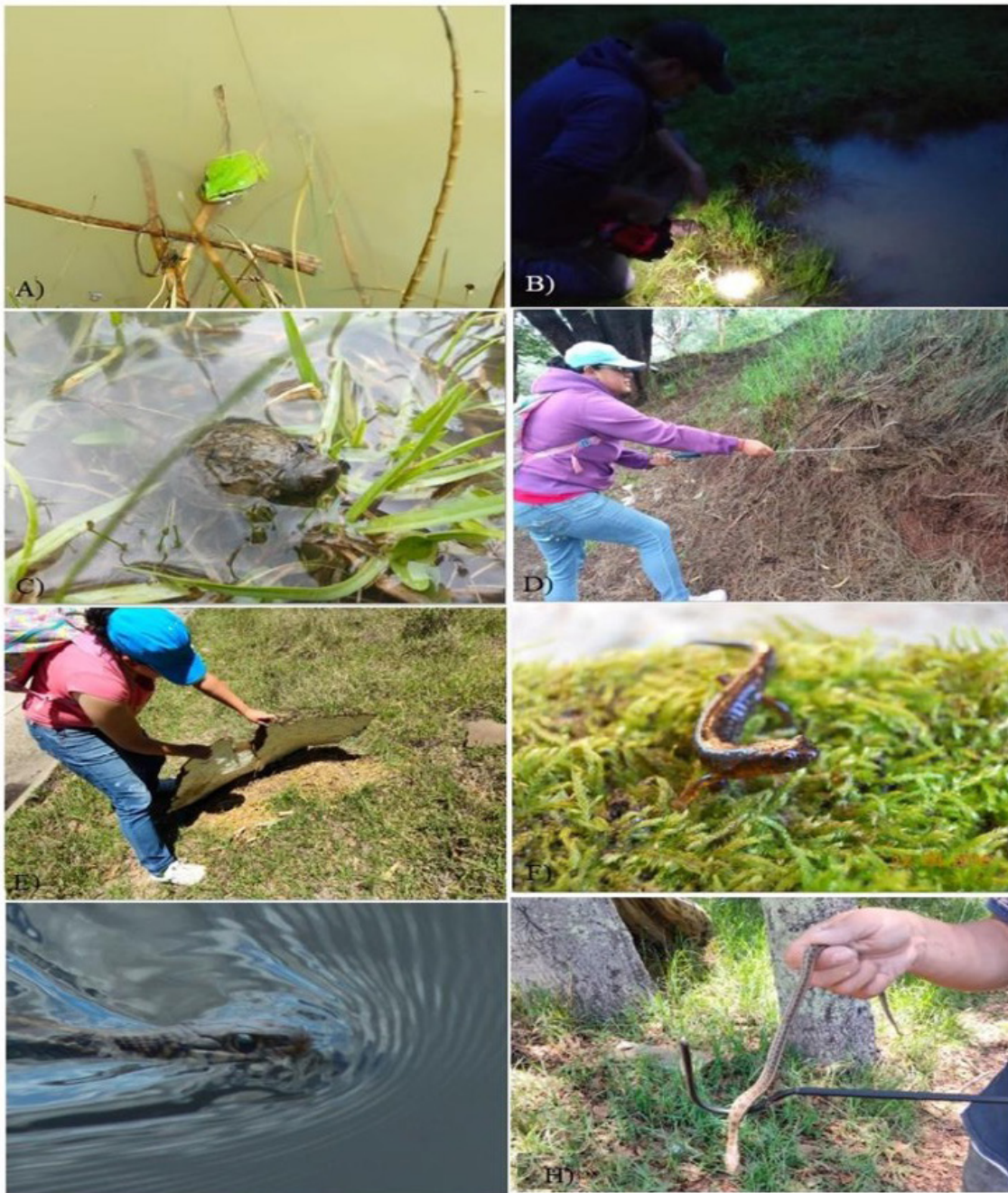


Figura 2. A) Un anuro a la orilla de una poza temporal, B) Muestreo nocturno para localizar organismos neotónicos, C) Una cría de tortuga *Kinosternon* saliendo a tomar aire para respirar, D) y E) Búsqueda de ejemplares entre la hojarasca y desperdicios, F) Una salamandra encontrada sobre el musgo, G) y H) Culebra de agua *Thamnophis* sobre la superficie del agua y otro ejemplar, sostenido con el gancho herpetológico. (Fotografías de Martínez-Mendizábal J.M., Osnaya-Becerril J.E. y Tenorio-Mendoza R.).

Cuando un organismo es avistado o detectado, se puede utilizar de nuevo la red de cuchara para capturar anuros de la familia Ranidae o capturarlos directamente con la mano como sapos de la familia Bufonidae o excavadores de la familia Scaphiropodidae o incluso también salamandras y lagartijas. Cabe mencionar, que el lugar preciso donde el animal fue visto por primera vez se le considera como microhabitat (Heyer *et al.*, 2001), lo cual es importante para la complementar la información del registro del ejemplar.

El profesor(a) considerará si se recolectarán lagartijas, ya que es difícil tener acceso a material biológico de organismos grandes, como las iguanas marinas del género *Amblyrhynchus* pero es válido realizar una práctica de lagartijas para conocer el patrón corporal básico de estos animales y sus características.

Captura de Serpientes no venenosas

Las serpientes y culebras no venenosas por ejemplo del género *Thamnophis* al momento de ser avistadas, no se deben perder de vista ya que si están cerca o dentro de un cuerpo de agua suelen nadar rápidamente (Figura 2-G) sobre la superficie y esconderse entre la vegetación. Para su captura, se puede utilizar el gancho herpetológico (no es difícil, pero si no se tiene experiencia, debe hacerlo el profesor o técnico capturista) (Figura 2-H) y en caso de que el animal se esconda entre la vegetación esta se puede revisar usando guantes de carnaza o el mismo gancho (Jiménez-Velázquez *et al.*, 2012).

Objetivo general

Conocer diferentes métodos y técnicas de recolección de ejemplares, según el hábitat.

Objetivos particulares

- Colectar organismos vivos para su identificación en laboratorio y posterior liberación.
- Colectar organismos y aprender la forma correcta de fijación para su preservación y posterior identificación.

Materiales

- Sacos de tela de manta de diferentes longitudes.
- Peceras o recipientes de plástico con tapa hermética.
- Redes de cuchara.
- Gancho herpetológico.
- Pinzas.
- Aguja.
- Lupa.
- Frascos.
- Franela.
- Guantes.
- Libreta.
- Etiquetas en papel albanene.
- Lápiz del No 2.
- Marcador de tinta permanente.
- Formaldehído al 10 %.
- Jeringas de 3 y 0.5 mL.
- Hielera.
- Hielo seco.

Manejo de los ejemplares

En el caso de colecta de ranas, sapos, salamandras terrestres, lagartijas y culebras se debe guardar cada ejemplar en sacos hechos de tela de manta con diferentes dimensiones, los cuales llevan una cinta o lazo para poder cerrar la bolsa con un nudo y permanezcan seguros, de esta manera el animal no podrá escapar, solo se debe tener en cuenta que el animal este en el fondo del saco ya que, de lo contrario se corre el riesgo de que animal sea ahorcado al momento de hacer el nudo y cerrarlo.

En cualquier caso, se debe colocar un poco de sustrato en el fondo como musgo, hojarasca o sustrato preparado (para terrarios) con un poco de humedad (Figura 3-A), así los animales tienen un refugio provisional con el que se disminuye el estrés y también evitar que se deshidraten, procurando que, estos no se expongan a la luz solar directa durante su traslado.

Para renacuajos, ajolotes y tortugas acuáticas, estos se deben trasladar en frascos de boca ancha o peceras de plástico con tapa con diferentes tamaños, así los animales van más seguros hasta su traslado al laboratorio (Altamirano-Álvarez *et al.*, 2016). Se recomienda ocupar agua del mismo hábitat y colocar vegetación sin mucho sedimento del fondo ya que la materia orgánica contenida en este se descompone rápidamente y se agota el poco suministro de oxígeno disponible, lo que afecta la supervivencia de los ejemplares. También es conveniente evitar la colecta en exceso de invertebrados como las pulgas de agua (*Daphnia*), larvas de mosco (Diptera) o de libélula (Odonata) ya que pueden dañar a los renacuajos al alimentarse de ellos por ser carnívoras. Al depositar un poco de vegetación, los renacuajos se alimentarán de esta, ya que los ejemplares que tengan una dieta omnívora también suelen comerse a sus cogenere más pequeños.

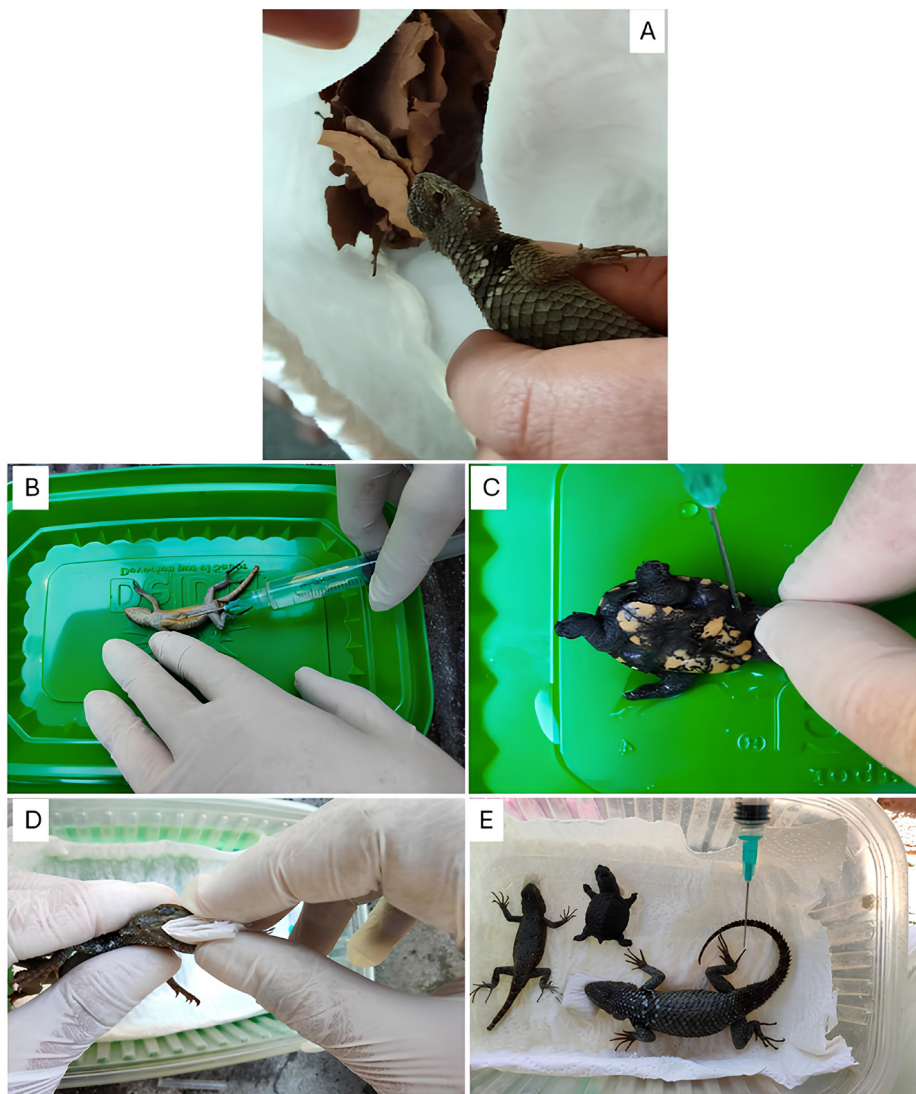


Figura 3. A) Colecta de un ejemplar de *Sceloporus* en un saco, se observa al fondo la hojarasca, B) y C) Inyección de formol al 10% a un ejemplar de *Sceloporus* y tortuga acuática *Kinosternon*, D) Colocación de un pedazo de papel en la boca de un ejemplar para mantener la boca abierta durante el proceso de fijación y E) Diferentes ejemplares fijados en posición de “descanso”. (Fotografías de Osnaya-Becerril J.E.).

Para el mantenimiento de los ejemplares vivos, al llegar al laboratorio se deben colocar en peceras seguras, procurar revisar que tengan alimento y agua limpia, la cual debe cambiarse por lo menos cada 24 horas y si así lo requirieran, mantenerlos con oxígeno a través de una bomba de aire para acuarios. Manipular con guantes.

Estos organismos que se colectaron y mantuvieron vivos, se pueden regresar a la naturaleza sino se va a trabajar más con ellos o si solo se requirió para una práctica o tomas biométricas, sin embargo, cada organismo debe ser regresado en el mismo sitio que se encontró originalmente y debe estar perfectamente sano.

Fijación y preparación del material

Cuando la investigación lo requiera se fijará un número mínimo representativo de los ejemplares que se colecten en campo.

En el caso de los renacuajos al ser organismos muy frágiles, si mueren en el trayecto sin ser fijados se descomponen rápidamente o se desprenden estructuras esenciales para la determinación como el aparato bucal, las aletas o incluso la cola (Osnaya-Becerril, 2017). Por lo que, para una correcta identificación y preservación los renacuajos colectados en campo se deben preparar *in situ* y etiquetarse con todos los datos mostrados en la Figura 4.

Etiqueta de colecta no.:	Fecha:
Localidad:	
Municipio y Estado:	
Coordenadas:	
Ejemplar:	
Nombre científico o género:	
Nombre común:	
Cuerpo de agua:	
Estadio de vida:	
No. De individuos:	
Nombre del colector:	

Figura 4. Ejemplo de una etiqueta que reúne todos los datos obtenidos en campo.

Para realizar la fijación y que los organismos mueran rápidamente sin sufrimiento, se propone el método descrito por Casas-Andreu *et al.* (1991) que consiste en bajar la temperatura hasta congelar los ejemplares en un lapso entre 15 y 20 horas, sin embargo, este proceso puede ser más prolongado dependiendo del tamaño de los ejemplares.

Con ello, los animales quedan inertes en un profundo sueño y mueren durante el proceso de congelación. Al sacar a los ejemplares del congelador debe asegurarse de que están muertos, posteriormente estos se deben colocar sobre una charola con agua para que se descongelen y también limpiar y quitar cualquier resto de suciedad que haya quedado por ejemplo del sustrato. Después, cada ejemplar será colocado en una charola ya sea de plástico o metal y se procederá a inyectar una solución de formaldehído (formol) al 10% (Figura 3-B y C) en diferentes puntos de la región ventral del cuerpo de acuerdo con la ilustración mostrada en Figura 5. Este proceso se puede realizar con jeringas de 3ml y/o jeringas para insulina de 0.5ml.

Después de inyectar formol, cada ejemplar se coloca dentro de un recipiente de plástico grande en el que previamente, el fondo se cubrió con una toalla de papel y cada uno será acomodado de manera que tenga una pose lo más natural posible o en “descanso” teniendo la precaución de que los dedos de los miembros anteriores y posteriores queden totalmente separados y extendidos; además, se debe colocar un pedazo de algodón o papel dentro de la boca para que al fijar el ejemplar quede con la boca abierta permanentemente y se puedan revisar estructuras como la lengua y los dientes (Figura 3-D y E), ya que son caracteres que las claves de determinación toman en cuenta (Casas-Andreu *et al.*, 1991).

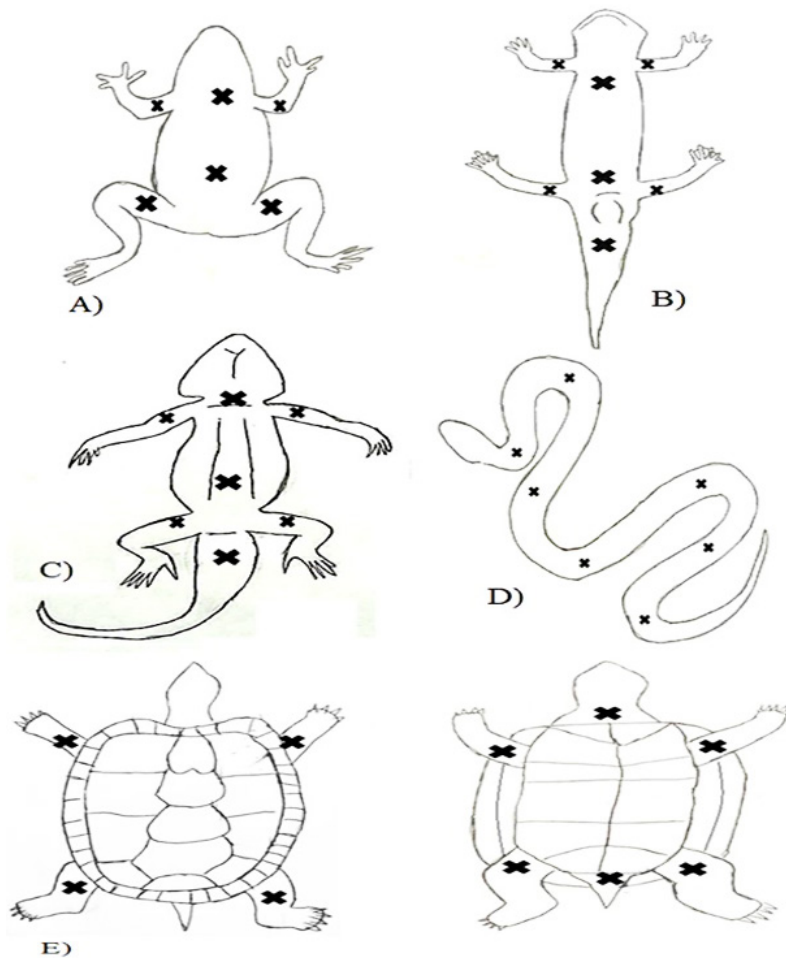


Figura 5. Esquemas de la región ventral de diferentes organismos donde cada cruz, muestra los puntos donde se debe inyectar el formol. A) Anuro, B) Caudado, C) Lagartija, D) Serpiente y E) Tortuga acuática.

Los ejemplares se dejan reposar en formol mínimo durante 24 horas, teniendo la precaución de revisarlos periódicamente ya que la solución de formol los puede quemar. Posteriormente, una vez que el material este completamente fijado se vuelven a enjuagar con agua corriente para lavar el exceso de formol y finalmente se almacenan en un frasco con una solución de alcohol al 70%.

NOTA: Para esta práctica se deberá entregar un reporte de la salida de campo, donde se indique: zona de estudio, antecedentes, introducción, metodología, estaciones o sitios muestreados, características de la zona de estudio, parámetros monitoreados, entre otros.

Y la identificación de los ejemplares se realizará en el transcurso del trimestre.

Cuestionario

¿Qué métodos sugeriría usted para la captura de organismos acuáticos sin dañarlos?

¿Por qué se debe mantener en sacos con sustrato a los anfibios y reptiles pequeños? ¿Propondría usted otro método de transporte?

¿Por qué se deben fijar los ejemplares con formol y como actúa esta sustancia dentro del cuerpo de los organismos sacrificados? Si fuera necesario. ¿Qué herramientas son utilizadas para capturar reptiles venenosos y qué medidas son las que debe tomar para su manejo?

Bibliografía

- Acosta, S., A. Fuenmayor y A. Sánchez. 2017. El trabajo de campo como estrategia didáctica para el aprendizaje de la zoología. *Omnia*, Año 23, 1: 59-78.
- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco-López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles Métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- Casas-Andreu, G., G. Valenzuela-López y A. Ramírez-Bautista. 1991. *Como hacer una colección de anfibios y reptiles*. Cuadernos del Instituto de Biología No. 10. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 68 pp.
- García, M., A. Vera, C. Joao-Benetti y L. Blanco. 2016. Identificación y clasificación de los microhábitats de agua dulce. *Acta Zoológica Mexicana*, 32 (1): 12-31.
- Granados-Sánchez, D. y R. Tapia-Vargas. 2002. *Comunidades vegetales*. Universidad Autónoma de Chapingo. Estado de México, México. 236 pp.
- Heyer, W.R., M.A. Donnelly, R.W. Mc Diarmid, L.C. Hayek y M.S. Foster. 2001. *Medición y monitoreo de la diversidad biológica. Métodos estandarizados para anfibios*. Editorial Universidad de La Patagonia. Argentina. 349 pp.
- Jiménez-Velázquez, G., J.A. Sandoval-Quintero y N. Trigo-Boix. 2012. *Guía teórica y metodológica para el conocimiento y manejo de la herpetofauna*. Manual No 35. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. México. 102 pp.
- Osnaya-Becerril, J.E. 2017. *Ecología alimentaria de Spea multiplicata (Anura: Scaphiropodidae) durante su desarrollo larvario*. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa. México. 120 pp.
- Tenorio-Mendoza, R. 2016. *Diversidad herpetofaunística del Área Natural Protegida "Cuenca Hidrográfica del Río Necaxa"*. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa. México. 120 pp.

Práctica 3

Revisión de ejemplares vivos de anfibios y reptiles

Los anfibios, son una de las cinco clases de vertebrados cuyo nombre significa doble vida, haciendo referencia a que la mayoría de las veces una parte de su ciclo de vida ocurre en el agua (fase larvaria) y la otra en tierra (fase adulta). Puede haber especies totalmente acuáticas y otras semiacuáticas que tienden a estar más tiempo en tierra, sin embargo, dependen del agua o de la humedad relativa del ambiente para sobrevivir. Son animales ectotermos, es decir que dependen de la energía solar para realizar sus actividades. Generalmente son especies diurnas y nocturnas (Duellman y Trueb, 1994).

Los anfibios se caracterizan por presentar una piel delgada, lisa y desnuda permeable al agua; cubierta por numerosas glándulas que pueden producir diferentes sustancias entre ellas cera, mucosidad y veneno. Respiran a través de la piel, branquias o pulmones. En el oído está presente un pequeño hueso denominado columela que sirve para percibir vibraciones sonoras. Su corazón consta de tres cámaras. Poseen dos cóndilos occipitales en la articulación del cráneo y sus dientes son de tipo pedicelado, con la única función de sujetar a sus presas (Vitt y Caldwell, 2009).

Otra característica notable es que el huevo de los anfibios no presenta una cubierta dura (cascarón) como la que aparece en los reptiles o aves, por lo que son susceptibles a la desecación y a los cambios en el ambiente. Pueden presentar dos ciclos de vida, uno directo que no incluye una larva acuática libre nadadora, sino que todo el desarrollo ocurre dentro del huevecillo en un ambiente húmedo. Una vez que ocurre la eclosión, sale un adulto en miniatura y en el otro, el indirecto en el que una larva acuática debe pasar por diversas etapas para crecer y desarrollarse hasta convertirse en un adulto, a través de un evento llamado metamorfosis (Wells, 2007).

Actualmente, los anfibios están representados por tres órdenes: el primero es el Orden Anura que incluye (Figura 1), ranas y sapos es decir anfibios que no presentan cola y se desplazan mediante saltos. El segundo grupo son los Caudados, organismos con cola y abarca ajolotes, salamandras, tritones y sirenas. Por último, está el Orden Gymnophiona o Apoda o Cecilias, que incluye a los anfibios que no presentan extremidades, con un cuerpo alargado en forma de gusano y rodeado con numerosos anillos queratinizados, además de ser ciegos. Los tres órdenes suman en total 8,749 especies a nivel mundial de las cuales, 425 se encuentran en México (AmphibiaWeb, 2024).

Los anfibios son un grupo exitoso, si bien tienen la limitante de estar arraigados a ambientes acuáticos o a zonas con una elevada humedad relativa, algunas especies han logrado sobrevivir en ambientes áridos. Han explotado diferentes modos de vida, es decir hay especies terrestres, acuáticas, arborícolas, excavadoras, etc.; además de mostrar numerosas estrategias reproductivas. La importancia de los anfibios radica en que son parte importante de la cadena trófica, ellos son alimento de otras clases de vertebrados como serpientes y aves y a su vez, son controladores poblacionales de animales que pueden portar enfermedades como mosquitos, moscas, cucarachas y roedores; además su presencia es un indicador de un ambiente en equilibrio y saludable (Wells, 2007).



Figura 1. Un anfibio caudado (salamandra, *Aquiloerycea* sp.).

Por otro lado, están los reptiles (Figura 2), la siguiente clase de vertebrados que procede a los anfibios, su nombre significa que reptan, haciendo referencia a su modo de locomoción ya que parece al desplazarse se arrastran por el sustrato como las serpientes y su cuerpo es apenas sostenido por sus cuatro extremidades. Al igual que los anfibios, también son animales ectotermos y dependen de la energía solar para realizar todas sus funciones, sin embargo, una diferencia notable es que no dependen de fuentes continuas de humedad para mantener un equilibrio hídrico interno estable (Pough *et al.*, 1998).



Figura 2. Reptil escamoso (lagartija, *Plestiodon lynxe*).

Los reptiles, se caracterizan por presentar una piel seca y cubierta de escamas queratinizadas y en algunos casos, están mezcladas con estructuras óseas denominadas osteodermos. Estas se encuentran dispuestas en capas las cuales se renuevan periódicamente al momento del crecimiento; la respiración por lo general ocurre por medio de pulmones sin embargo puede haber estructuras accesorias como la cloaca para realizar el intercambio gaseoso; al igual que en los anfibios, en el oído está presente un pequeño hueso denominado columela el cual transmite vibraciones sonoras y puede estar conectado o no a una membrana timpánica externa; por lo general el corazón consta de tres cámaras; poseen un solo cóndilo occipital en la articulación del cráneo, condición que es compartida con las aves; sus dientes solo sirven para sujetar y son de tres tipos: acrodontos, pleurodontos y tecodontos (Pough *et al.*, 1998).

El huevo en los reptiles presenta una cubierta dura protectora (cascarón) lo que les permitió independizarse del medio acuático y en el interior tres capas embrionarias que protegen al embrión: el amnios (que es responsable de brindar un ambiente húmedo), corion (función respiratoria) y alantoides (la alimentación y eliminación de sustancias de deshecho). Cabe mencionar también que hay especies de reptiles que son vivíparos (Vitt y Caldwell, 2014).

Actualmente, los reptiles están representados por cuatro órdenes: el primero es el Orden Testudines que incluye a todas las tortugas. El segundo grupo son los Squamata o escamosos que se divide en tres grupos: Lacertilia, Serpentes y Amphisbaena. El siguiente es el Orden Crocodilia en el que se incluyen cocodrilos, caimanes y gaviales. Por último, está el Orden Rhyncocephalia, que abarca un par de especies parecidas a iguanas llamadas Tuataras, restringidas a Nueva Zelanda y son consideradas como "fósiles vivientes". Los cuatro órdenes suman en total 12,162 especies de las cuales, 1,021 se encuentran en México (Uetz y Hosek, 2024).

Objetivo general

Conocer las principales características morfológicas de anfibios y reptiles a partir de ejemplares vivos.

Objetivos particulares

- Aprender a reconocer los principales caracteres morfológicos de anfibios y reptiles.
- Observar la coloración de diferentes ejemplares.
- Aprender a manipular adecuadamente ejemplares de anfibios y reptiles.
- Aprender a determinar el sexo de anfibios y reptiles con características morfológicas externas y coloración.
- Señalar las características que estos organismos pudieran presentar para nadar.

Materiales

Solicitar al Laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.
- Guantes de látex.

Por equipo

- Pecera una por mesa.
- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Escala hecha por los alumnos, para tener referencia del tamaño de los ejemplares en las fotografías, en su caso también puede usarse una moneda.
- Cámara fotográfica (puede ser la del celular).

Un ejemplar de anfibio o reptil por mesa o por equipo (de preferencia que sean todos distintos y en estado adulto, ninguno en estado larvario). El profesor(a) propondrá la dinámica a seguir, por ejemplo, el intercambio de ejemplares entre los equipos o la revisión de estos entre todos los alumnos.

Desarrollo de la práctica

Esta práctica, como ya se mencionó, se realizará con ejemplares vivos, si se van a utilizar ejemplares recién recolectados en campo, se deben sacar con cuidado de los sacos de manta o las peceras ya que suelen ser muy rápidos y podrían escapar; por lo que se pide a los estudiantes que trabajen lo más rápido posible para que estos no se estresen más de lo necesario (Altamirano-Álvarez *et al.*, 2016). Además, la manipulación de los ejemplares se debe hacer con seguridad y con ayuda del profesor(a). Se recomienda que las personas que sientan repulsión o miedo no participen en la manipulación de los ejemplares.

Primero se tomará al ejemplar de anfibio o reptil y se observarán las características que a continuación se mencionan (se pueden consultar los esquemas que vienen en los Anexos I, III y IV de este manual, el aprender a conocer diferentes estructuras puede servir de referencia para futuras prácticas). Además, de cada ejemplar se obtendrán las medidas morfométricas básicas como longitud total, longitud hocico-cloaca y longitud de la cola, para anuros se obtendrá la longitud de la tibia y para las tortugas el ancho del caparazón.

Revisión de ejemplares

Anfibios anuros (ranas y sapos)

1. La piel, si tiene una textura lisa, rugosa o intermedia.
2. La forma de la cabeza, si es redondeada o triangular o intermedia.
3. El cuerpo es robusto o esbelto.
4. El tímpano es muy notorio (del tamaño del ojo) o más pequeño.
5. La forma de la pupila, si es horizontal o vertical.
6. El color de la garganta o región gular, oscura o clara.
7. Miembros anteriores y posteriores con dedos rectos con punta redondeada, o con la punta modificada en forma de discos adhesivos y si los dedos van recubiertos por una membrana (membrana interdigital) y si esta cubre los dedos en su totalidad o solo cubren una parte de la longitud de los dedos (escotada).
8. Presencia de glándulas parótidas.
9. Presencia de pliegues longitudinales en el dorso.
10. Presencia de un espolón metatarsal.

Anfibios caudados (salamandras y ajolotes)

1. La presencia de branquias plumosas que salen a los lados de la cabeza.
2. Miembros anteriores palmeados o no.
3. La presencia de aletas dorsal y ventral en la región caudal.

Para reptiles, Testudines (tortugas)

1. El caparazón en general, si es duro o blando (cartilaginoso).
2. Se deben distinguir los escudos del caparazón y del plastrón, para el primero: escudos ventrales, costales, y marginales; para el plastrón los escudos de región: gular, humeral pectoral, abdominal, femoral y anal y la estructura llamada puente.
3. Señalar también la presencia del tímpano, forma de las patas (rectas o elefantinas o modificadas en aletas); si la cloaca presenta un abultamiento o no y si el plastrón es plano o cóncavo, observar el tamaño de las garras.

Squamata, Lacertilia (lagatijas)

1. Distinguir los diferentes tipos de escamas: cicloides, quilladas, granulares, cuadrangulares y rectangulares.
2. El cuerpo si es esbelto o robusto.
3. Si la cola es corta o tan larga como el cuerpo.
4. Presencia de poros femorales.
5. Si en los costados del cuerpo presenta, un pliegue de escamas granulares que divide la región dorsal y ventral del cuerpo.
6. La disposición de las escamas de la región ventral, exactamente en 8 hileras de escamas rectangulares o son más numerosas y con otro arreglo.
7. Dedos de los miembros anteriores y posteriores, uniformes con escamas formando laminillas.
8. Ornamentaciones, como un abanico gular, escamas de la línea vertebral agrandadas o una cresta en la cabeza.

Squamata (Serpientes)

1. Distinguir los diferentes tipos de escamas: cicloides, quilladas, granulares, cuadrangulares y rectangulares, o incluso modificadas en espinas.
2. Cabeza redondeada o triangular.
3. El tamaño del ojo, si es considerablemente grande o más pequeño.
4. La escama anal dividida o sencilla.
5. La dentición: aglifa, proteroglifa, opistoglifa o solenoglifa. En caso de no poder observarla, no se debe forzar el ejemplar, ya que este carácter será revisado posteriormente en la práctica exclusiva de serpientes con ejemplares preparados.

A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y con la información obtenida sobre sus características se elaborarán fichas (ver ejemplo) o cuadros comparativos.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves de Casas-Andreu y Mac Coy (1987) o de González-Hernández *et al.* (2021). Por lo menos para esta práctica se debe llegar al nivel taxonómico de familia, posteriormente en las siguientes prácticas y con la revisión de caracteres más precisos, se procederá a llegar a nivel de género y si es posible al de especie.

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivo, método, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas (incluir hábitat, tipo de alimento, depredadores, etc.), discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

Realice un cuadro comparativo de las diferencias entre anfibios y reptiles.

Investigue, ¿Cómo está compuesta la piel de los anfibios? y haga un esquema señalando las diferentes capas que la componen y la presencia de diferentes glándulas.

Investigue ¿Cómo está compuesta la piel de los reptiles? y haga un esquema señalando las diferentes capas que la componen. ¿Qué adaptaciones presentan anfibios y reptiles para poder habitar un ambiente acuático?

Bibliografía

- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles Métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- AmphibiaWeb: Information on amphibian biology and conservation. 2024. Berkeley. California. AmphibiaWeb. Disponible en: <http://amphibiaweb.org>. Accedido: 08 de julio de 2024.
- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Duellman, W.E. y L. Trueb. 1994. *Biology of amphibians*. McGraw-Hill. Oklahoma, Estados Unidos. 670 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- Pough, F.H., R.M. Andrews, J.E. Cadle, M.L. Crump, A.H. Savitzky y K.D. Wells. 1998. *Herpetology*. Prentice Hall. Nueva York, Estados Unidos. 577 pp.
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.
- Uetz, P. y J. Hosek (Eds.). The Reptile Database. <http://www.reptile-database.org>. Accedido: 08 de julio del 2024.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, Elsevier. San Diego, California, Estados Unidos. 697 pp.
- Wells, K.D. 2007. *The ecology and behavior of amphibians*. The University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 1400 pp.

Bibliografía complementaria

- Halliday, T. y K. Adler. 2007. *La gran enciclopedia de los anfibios y reptiles*. Editorial Libsa. Madrid, España. 240 pp.

Práctica 4

Morfología y determinación de las familias del Orden Anura (ranas y sapos)

El Orden Anura, abarca todas las especies de anfibios que no presentan cola, es decir ranas y sapos, también se conoce a este grupo como Orden Salientia que hace referencia a su modo de locomoción por medio de saltos (Figura 1). Algunas características que permiten distinguir a este grupo son: un cuerpo esbelto o robusto; ojos sobresalientes; piel lisa (ranas) o rugosa (sapos); algunas son venenosas y pueden producir sustancias tóxicas en todo el cuerpo en glándulas especializadas como los sapos o en pliegues transversales o sintetizarlo a partir del alimento (Dendrobatidae); costillas reducidas; llevan cuatro dedos en los miembros anteriores y cinco en las posteriores los cuales son muy largos para poder saltar y una característica única es la presencia de un hueso en la cadera llamado urostyle. Los Anuros se distribuyen en todo el mundo (excepto en los polos y algunos desiertos) y son el grupo más diverso con 54 familias, 455 géneros y 7,627 especies de las cuales 264 se encuentran en México (AmphibiaWeb, 2024).



Figura 1. Un ejemplar de un Bufonido (sapo marino, *Rhinella horribilis*).

Los Anuros, son un grupo de hábitos nocturnos y pueden ocupar diferentes microhábitat: terrestres, acuáticos, arborícolas, excavadores y cavernícolas (viven dentro de cuevas). Todos los miembros de este Orden son carnívoros, alimentándose de diversos tipos de animales invertebrados principalmente insectos e incluso también suelen ser caníbales. Por lo general, requieren un nivel alto de humedad relativa, algunas especies se han adaptado a sobrevivir en ambientes secos y solo están activos durante la época de lluvias, por lo que en comparación su distribución es más amplia que la de los Caudados; algunas otras especies son consideradas como invasoras como el caso de la rana toro (*Rana catesbeiana*) (Duellman y Trueb, 1994).

De las familias tratadas en esta práctica (por mencionar algunas), Craugastoridae es de las más complejas ya que muchas de las especies que comprende son semejantes entre sí (especies crípticas) pero se pueden distinguir por algunos caracteres muy puntuales como la forma de los dedos, almohadillas palmares, tamaño de la membrana interdigital y forma del hocico. Cabe mencionar que los miembros de esta familia tienen un desarrollo directo. La familia Hylidae es de las más diversas y reconocibles, aunque son de tamaño variable se caracterizan por presentar discos adhesivos en la punta de los dedos, los cuales le sirven para sujetarse y trepar árboles; sin embargo, también hay especies de hábitos terrestres. La familia Ranidae, que se conocen también como “ranas verdaderas” ya que su forma y anatomía es considerada como el patrón corporal básico de un anuro. Además, son especies acuáticas y semiacuáticas que presentan miembros traseros totalmente palmeados y su tamaño va desde los cinco cm hasta 30 cm en el caso de la rana toro. Muchas de las especies de estas tres familias son endémicas de México (Ramírez-Bautista *et al.*, 2014).

Algunas otras familias presentes en México corresponden a los sapos verdaderos (Bufonidae) que son organismos robustos, de gran tamaño, con piel rugosa y que llevan detrás de la cabeza un par de glándulas llamadas parótoides muy notorias que producen veneno. Por otra parte, está la familia de falsos sapos o excavadores (Scaphiropodiidae) llamados así porque también

presentan una piel rugosa, sin glándulas venenosas prominentes y en las patas traseras un par de espolones metatarsales que le sirven para excavar. Las especies de ambas familias de sapos verdaderos y excavadores son de amplia distribución, no restringida solamente a México.

Por último, la familia Centrolenidae, también conocidas como ranitas de cristal por su vientre translucido; algunas otras son especialistas como la familia Rhynophrynidae, que alberga una especie excavadora que se especializa en comer termitas. Por el contrario, también hay familias que son consideradas como invasoras como la familia Pipidae que es propia de Sudamérica y África, son un grupo muy voraz y poco a poco se ha ido extendiendo en los cuerpos de agua naturales, pero actualmente se desconoce el nivel de amenaza que su presencia pueda provocar (Ramírez-Bautista *et al.*, 2014; Lemos-Espinal y Dixon, 2016).

Objetivo general

Aprender a reconocer los caracteres que diferencian a las distintas familias del Orden Anura que se distribuyen en México y con base en ellos hacer la determinación taxonómica a nivel de género y si es posible hasta el de especie.

Objetivos particulares

- Conocer los caracteres que pueden presentarse en los Anuros y conocer las diferencias básicas entre ranas y sapos.
- Aprender a diferenciar cada una de las familias de anfibios Anuros que se distribuyen en México.
- Determinar los principales caracteres que determinan a cada una de las familias de Anuros que se distribuyen en México.
- Señalar las características que los Anuros presentan para nadar.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.
- Piseta con agua destilada.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios, ya que los ejemplares usados en la práctica están fijados con formol.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describa la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcionó (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo I de este manual).

1. Tomar cada ejemplar de rana o sapo con cuidado y con las pinzas colocarlo en una caja Petri, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado.
2. Tomar la regla y obtener de cada ejemplar las siguientes medidas básicas: longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC) y la longitud de la tibia (Lt).
3. Anotar cada medida de cada ejemplar en una hoja, además de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención.
4. Describir de cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas presentes en el Anexo I. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos. También puede apoyarse con sus apuntes o notas obtenidas durante la realización de la práctica uno.

Revisión de ejemplares

1. Forma del hocico y diga si es redondeado, moderado o triangular.
2. Si es un sapo, haga una descripción del ejemplar señalando: las crestas craneales, glándulas parótidas y describa la textura de la piel, puede incluirse un esquema.
3. En caso de ser una rana, describa la región dorsal, por ejemplo, la presencia de pliegues transversales o longitudinales y puede incluir esquemas también.
4. Revise las extremidades y diga cuál es la forma de la punta de los dedos: redondeados, discos adhesivos o rectos y cuál es el tamaño de la membrana interdigital, es decir si cubre totalmente o solo una parte el largo de los dedos (escotada).
5. Revise la palma de las manos y cuente el número de almohadillas o tubérculos palmares presentes, incluso la presencia de excrescencias nupciales.
6. Mencione si hay estructuras queratinizadas como espolones, uñas, espinas o cualquier ornamentación presente en el ejemplar ya sea en el cuerpo o en las extremidades.
7. Revise las pupilas, si es vertical u horizontal.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves de Casas-Andreu y Mac Coy (1987) o de González-Hernández *et al.* (2021).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

¿Explique de manera concreta la diferencia entre ranas y sapos?

Realice un cuadro comparativo y enliste cada familia de anfibios con sus respectivas características.

Los anuros producen a través de la piel numerosas sustancias, mencione 5 de ellas y su función, por ejemplo, para evitar depredadores o si tiene algún uso biomédico.

Mencione algunas adaptaciones de los anfibios al medio acuático e investigue ¿Cuál es la manera en que los anfibios pueden desplazarse en el agua (nadar)?

Bibliografía

- AmphibiaWeb: Information on amphibian biology and conservation. 2004. Berkeley, California: AmphibiaWeb. Disponible en: <http://amphibiaweb.org>. Accesado: 07 de enero de 2024.
- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Duellman, W.E. y L. Trueb. 1994. *Biology of amphibians*. McGraw-Hill. Oklahoma, Estados Unidos. 670 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- Lemos-Espinal, J.A. y J.R. Dixon. 2016. *Anfibios y reptiles de Hidalgo, México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México, México. 761 pp.
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.

Práctica 5

Morfología y determinación de larvas de anfibios (renacuajos y ajolotes)

Las larvas de anfibios pasan por diferentes etapas de desarrollo después de la eclosión del huevo y son muy diferentes a los adultos; por lo menos en los anuros, cuya fase larvaria puede durar unas semanas, meses o años. Comúnmente, se les conoce como renacuajos a las larvas de ranas y sapos y su única función es la alimentación constante por lo que se les conoce como “maquinas devoradoras”, mientras que el término ajolote se usa para denominar a las larvas de las salamandras de la familia Ambystomatidae, que son similares a los adultos con pocas modificaciones (Figura 1 A y B).

La mayoría, son funcionalmente dependientes de un medio acuático que puede brindar diversas aportaciones como alimento y refugio por lo que las larvas deben aprovechar estos elementos para desarrollarse y así completar su ciclo de vida, por lo tanto, están sujetas a diferentes presiones selectivas que los adultos. Durante esta etapa, renacuajos y ajolotes no se pueden reproducir; a excepción del *Ambystoma mexicanum*, quienes, a diferencia de otros miembros del mismo género, alcanzan la madurez sexual manteniendo sus caracteres larvarios, fenómeno conocido como paedomorfosis o neotenia (Wells, 2007).

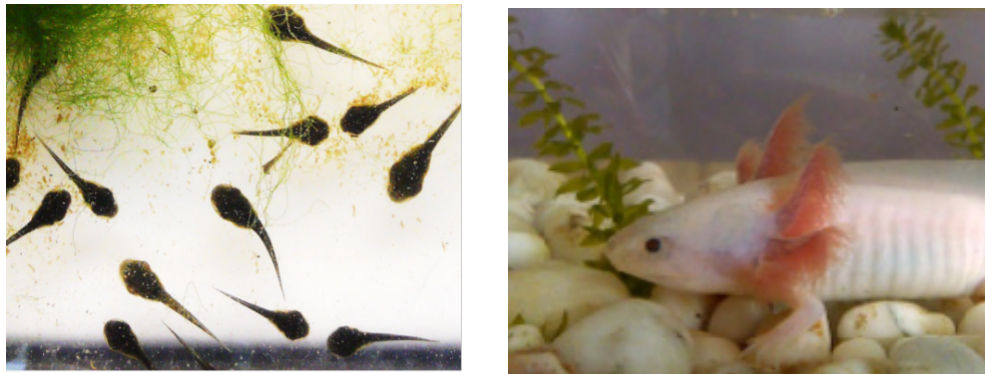


Figura 1. A) Un grupo de renacuajos y B) un ajolote, *A. mexicanum*, variedad leucística.

Los hábitats de las larvas de anfibios son tan diversos, así como sus estilos de vida y formas, pero se pueden clasificar en dos tipos: loticos (arroyos y ríos) y lenticos (estanques, lagos, charcos, zanjas en las carreteras o cualquier objeto que pueda almacenar agua de lluvia). En estos sitios, las larvas deben obtener los nutrientes suficientes para crecer y desarrollarse en el menor tiempo posible; sobre todo en hábitats efímeros en el que el tiempo es un factor en contra (hidroperíodo). Por lo que deben obtener su alimento de cualquier fuente que esté disponible en su medio. En cambio, en los ajolotes su estadio larvario suele ser más largo, incluso durar hasta varios años y mantendrán una dieta carnívora, similar a los adultos (Wells, 2007).

Los renacuajos tienen formas corporales muy diversas, esto dependerá del hábitat que ocupen pero la forma general se caracteriza por presentar un cuerpo deprimido, de forma oval, una cola larga con aletas ventral y dorsal, con ojos dorsales sin párpados, narinas anchas, presencia de un espiráculo, branquias internas y una boca terminal muy especializada compuesta por un pico corneo y varias hileras de dientes compuestas de queratina, con papilas marginales y algunos con presencia de barbas y lo más característico, es un intestino en forma de espiral que puede llegar a ser dos veces más grande que el largo del cuerpo (Duellman y Trueb, 1994).

Los ajolotes, son muy similares a los adultos y se caracterizan por la presencia de patas delanteras y traseras funcionales, con ojos sin párpados, un esqueleto compuesto principalmente por cartílago, aleta caudal aplanada, tres pares de branquias externas sobresalientes, hendiduras branquiales abiertas, un intestino más largo que los adultos, pero no como el de los renacuajos (Harris, 1999).

Los renacuajos consumen una amplia variedad de tipos de alimento, entre los que se han reportado: arena, detritus, virus, bacterias, protozoarios, microalgas (diatomeas, cianobacterias y euglenidos), fragmentos de plantas, granos de polen, hongos diversos tipos de animales invertebrados (anélidos, cladóceros, copépodos, gastrotricos, insectos, nematodos, rotíferos y tardi-

grados), así como huevecillos de rana y otros renacuajos. Aunque su dieta es muy diversa, aún se desconoce su papel dentro de una comunidad y las interacciones que tienen dentro de sus hábitats y pueden ser una fuente de alimento básica para aves y mamíferos (Altig *et al.*, 2007; Echeverría *et al.*, 2007; Rossa-Feres *et al.*, 2004).

La dieta de los ajolotes es principalmente carnívora similar a los adultos, son depredadores de una gran diversidad de invertebrados de agua dulce, zooplancton, renacuajos, pequeños peces e incluso pueden ser caníbales alimentándose de sus congéneres más pequeños (Altig *et al.*, 2007). El tamaño del alimento ingerido dependerá del tamaño del ajolote, es decir que entre más grande sea mayor será el número de sus presas. Forman una parte importante en la dinámica de la comunidad de invertebrados de cuerpos de agua dulce. Son depredadores pasivos ya que descansan en el fondo o en la columna de agua o escondidos entre las rocas o vegetación esperando sus presas, aunque también suelen cazar sus presas activamente y aumentan su actividad en la noche (Duellman y Trueb, 1994).

Objetivo general

Identificar y conocer cada parte de la anatomía externa de las larvas de anfibios (renacuajos y ajolotes) que se distribuyen en México, así como las etapas en que se encuentran de acuerdo con el índice de Gosner (1960) y Harrison (1969), respectivamente. Aprender a usar las claves taxonómicas para determinar los ejemplares hasta el nivel de género y si es posible hasta especie.

Objetivos particulares

- Aprender a usar las claves taxonómicas para determinar los ejemplares hasta el nivel de género y si es posible hasta especie.
- Conocer las diferentes regiones del cuerpo de un renacuajo, así como las diferentes estructuras que están presentes en él y los diferentes estados que puede presentar cada una.
- Conocer las diferentes etapas por las que pasa un renacuajo, mediante la utilización del índice de Gosner (1960) y para los ajolotes el índice de Harrison (1969).
- Señalar las características que los renacuajos y ajolotes presentan para nadar.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcionó (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo III de este manual):

1. Tomar cada larva con cuidado y delicadeza y con las pinzas colocarla en una caja Petri, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado.
2. Tomar la regla y obtener de cada ejemplar las siguientes medidas básicas: longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC), Longitud del cuerpo (LCo), Longitud de la cola (LCu), anchura interorbital (ANIN), ancho disco oral (ANHO).
3. Anotar cada medida de cada ejemplar en una hoja, además de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención.

- Después de tomar las medidas con ayuda del índice de Gosner (1960) y Harrison (1969) con el microscopio estereoscópico se identificará en qué etapa se encuentra cada larva de acuerdo con estos índices y anotarlo.
- Describir de cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas del Anexo III

Revisión de ejemplares

Renacuajos

- Dientes labiales presentes o ausentes.
- Disco oral emarginado o no emarginado.
- Papilas marginales completas alrededor del disco oral o con espacio dorsal o dorsal/ventral.
- Presencia de barbas labiales o ausentes.
- Ojos laterales o dorsales.
- Espiráculo (opérculo) dual, medioventral o sinistral.
- Cloaca medio ventral o dextral.
- Hilera de dientes completos o con espacio dorsal o ventral o dorsal/ventral.
- Contar hileras de dientes superior e inferior (NOTA: anotar el número de filas tanto superior e inferior con el número de espacios que tenga cada hilera de dientes).
- Pico queratinizado (este depende de la cantidad de queratina) poco, medio o completamente.
- Cúspide del pico queratinizado con 3 formas: redondeado, puntiagudo o aserrado.
- Extensión lateral del pico superior con 3 formas: largo, medio o corto.
- Musculatura de la cola puede ser: moteada, rayada, manchada o reticulada.
- Color del cuerpo (NOTA: en caso de que aún lo conserve, ya que el estar preservados en formol deteriora el color del ejemplar).
- Forma del cuerpo: oblongo (cuerpo más largo que ancho), vermiforme, globular, fusiforme o elíptico.

Ajolotes

- Con dientes vomerianos.
- Con o sin dientes paraesfenoides.
- Con dientes prevomerianos.
- Aleta dorsal corta no más allá de las extremidades posteriores o aleta dorsal larga que abarca varios surcos costales hasta miembros anteriores.
- Número de pliegues costales.
- Branquias plumosas cortas o largas.
- Extremidades largas o cortas.
- Membrana interdigital presente o ausente.
- Cabeza aplanada o robusta.
- Piel lisa o granulosa.
- Bulto carnoso detrás de la cloaca o sin bulto.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves para renacuajos de Altig (1987) y para ajolotes las claves de Harrison (1969). Se debe tener en cuenta que, para usar las claves de determinación, es indispensable conocer la región o el área de distribución donde fue colectado el ejemplar. Puede consultar también Duellman y Trueb (1994).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada. Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

Menciona la diferencia entre cuerpos lóticos y lénticos y las adaptaciones que presentan renacuajos y ajolotes para desplazarse dentro de estos hábitats.

¿Por qué cree que son importantes los renacuajos en su hábitat?

Menciona tres riesgos que enfrentan las larvas de anfibios en sus hábitats debido a la contaminación y el cambio climático.

¿Por qué los renacuajos deben alimentarse constantemente y a que se debe que estos presenten un estómago muy largo en comparación con las ranas o sapos adultos?

Explique cómo se lleva a cabo la respiración a través de las branquias plumosas en los caudados?

Investigue ¿qué es la neotenia y si se presenta en todas las especies de ajolotes? y si esta puede verse afectada con respecto a la pérdida del hábitat?

Investigue cuántas especies de ajolotes existen en México, su distribución y que tipo de hábitats ocupan?

Bibliografía

Altig, R. 1987. Key to the anuran tadpoles of Mexico. *The Southwestern Naturalist*, 32 Vol (1): 75-84.

Altig, R., M. Whiles y C.L. Taylor. 2007. What tadpoles really eat? Assessing the trophic status of an understudied and imperiled group of consumers in freshwaters habitats. *Freshwater biology*, 52 (2): 386-395.

Duellman, W.E. y L. Trueb. 1994. *Biology of amphibians*. McGraw-Hill. Oklahoma, Estados Unidos. 670 pp.

Echeverría, D.D., A.V. Volpedo y V.I. Mascitti. 207. Diet of tadpoles from a pond in Iguazu National Park, Argentina. *Gayana*, 71(1): 8-14.

Gosner, K.L. 1960. A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. *Herpetologica*, 16: 183-190.

Harris, R.N. 1999. *The anuran tadpole: evolution and maintenance*. pp. 279-294. En: McDiarmid, R.W. y R. Altig (Eds.). *Tadpoles: the biology of anuran larvae*. University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 458 pp.

Harrison, R.G. 1969. Harrison stages and description of the normal development of the spotted salamander, *Ambystoma punctatum* (Linn.). pp 44-66. En: Harrison, R.G. (Ed.). *Organization and development of the embryo*. Yale University Press. New Haven, Estados Unidos. 320 pp.

Rossa-Feres, D. de C., J. Jim y M. Goncalves-Fonseca. 2004. Diets of tadpoles from a temporary pond in southeastern Brazil (amphibia, anura). *Revista Brasileira de Zoologia*, 21(4): 745-754.

Wells, K.D. 2007. *The ecology and behavior of amphibians*. The University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 1400 pp.

Práctica 6

Morfología y determinación de las familias del Orden Testudines (tortugas) y Crocodilia (Cocodrilos)

El Orden Testudines, abarca todas las tortugas y son separadas en un sentido ecológico por su modo de locomoción y el tipo de hábitat que ocupan en: terrestres, acuáticas y marinas. Las tortugas se caracterizan por presentar una estructura única entre los vertebrados llamada caparazón, dividido en dos grandes regiones: el carapacho o caparazón (parte dorsal) que está compuesto de huesos que nacen de la dermis y están fusionados a las costillas y vertebras y está reforzado por escudos epidérmicos; la otra parte, el plastrón (parte ventral) está compuesto por huesos de las cinturas pélvicas y escapular y costillas abdominales (estructura denominada gastralia) (Vitt y Caldwell, 2009) (Figura 1).

El carapacho y plastrón están unidos entre sí por extensiones óseas del plastrón. Otras características presentes en este Orden son: en la cabeza, el cráneo es una estructura sólida sin aberturas temporales y un pico corneo queratinizado; miembros modificados según su hábitat, es decir, miembros elefantinos (tortugas terrestres), patas palmeadas (tortugas acuáticas) y aletas o paletas (tortugas marinas); la respiración se lleva a cabo mediante pulmones, pero también se produce por el cuello o la cloaca. Su tamaño es muy variado, ya que pueden llegar a medir desde 5 cm hasta 2 metros. Todas las tortugas son ovíparas. Actualmente existen 15 familias y 361 especies, distribuidas por todo el mundo excepto en los polos (Pough et al., 1998).



Figura 1. Tortugas japonesas (*Trachemys scripta elegans*) tomando el sol.

Por otro lado, el Orden Crocodilia que es un grupo muy antiguo y que actualmente está representado por cocodrilos (Figura 2), caimanes y gaviales y están relacionados con dinosaurios, Pterosaurios (reptiles voladores) y aves dentro de un gran grupo llamado Archosauria. Las especies incluidas en este Orden son muy reconocibles y se distinguen por una cabeza grande y que está perfectamente diseñada para asechar a sus presas cuando el animal se encuentra sumergido; el hocico puede ser largo, corto o esbelto; el cuerpo por lo general es de gran tamaño, de hasta 6 metros de largo y está sostenido por cuatro extremidades, además está cubierto por escamas gruesas mezcladas con estructuras óseas llamadas osteodermos; cola larga; paladar óseo secundario; un corazón con cuatro cámaras, condición única entre los reptiles y es compartida con las aves. Al igual que las tortugas, son ovíparas. Este Orden, se distribuye en zonas tropicales y actualmente están representados por cuatro familias y 26 especies (Pough et al., 1998).

Objetivo general

Reconocer los caracteres que diferencian a las diferentes familias de Tortugas y Cocodrilos que se distribuyen en México y con base en ellos hacer la determinación taxonómica al nivel de familias, géneros y si es posible de especies para ambos grupos.

Objetivos particulares

- Conocer los caracteres que pueden presentarse en las tortugas y cocodrilos, de las familias que se distribuyen en México.
- Conocer la estructura del caparazón y plastrón presente en las tortugas.
- Conocer la estructura de los osteodermos, presente en los cocodrilos.
- Señalar las características que tortugas y cocodrilos presentan para nadar.



Figura 2. Un cocodrilo de pantano en descanso (*Crocodylus moreletii*) (Fotografía de Cruz-Martínez C.J.).

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcione (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo IV de este manual):

1. Tomar cada ejemplar de tortuga y cocodrilo con cuidado y con las pinzas colocarlo en una caja Petri, o charola de disección, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado.
2. Tomar la regla y obtener de cada ejemplar las siguientes medidas básicas: longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC), en el caso de las tortugas, también el ancho del caparazón y observar que forma tiene.
3. Anotar cada medida tomada de cada ejemplar en una hoja, además de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención.
4. Describir cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas que se presentan en el Anexo IV. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos. También puede apoyarse con sus apuntes o notas obtenidas durante la realización de la práctica uno.

Revisión de ejemplares

Tortugas

1. Observe el caparazón y señale su textura si es dura o suave (cartilaginosa) y posteriormente, distinga los escudos: nual, vertebrales, costales, y marginales. En caso de tener una tortuga marina diga si este se divide en tres surcos o no.

2. Observe el plastrón y distinga los escudos: gulares, humerales, pectorales, abdominales, femorales y anales, además de la estructura llamada puente, y en su caso si el plastrón es móvil, señalar la bisagra(s). También mencionar si es cóncavo o plano.
3. Revise los miembros anteriores y posteriores y diga si son: elefantinos, palmeados (también se les conoce como elefantinos palmeados) o aletas o paletas. También observe el tamaño de las garras, que puede ser un carácter para determinar el sexo del ejemplar.
4. Observe la cabeza: diga si el hocico es largo (muy pronunciado) o corto, la presencia o ausencia de la membrana timpánica y la disposición de las escamas del rostro.

Cocodrilos

1. La textura y disposición de los osteodermos. Realice un esquema con la regionalización de los osteodermos a lo largo del cuerpo.
2. Revise la cabeza del ejemplar y señale: la posición de los ojos con respecto a las narinas. También los dientes y determinar de qué tipo son.
3. Revise los miembros anteriores y posteriores y señale el número de dedos y la presencia de la membrana interdigital.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves de Casas-Andreu y Mac Coy (1987); Díaz-Gamboa *et al.* (2020) y González-Hernández *et al.* (2021).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

Mencione las características que presentan tortugas y cocodrilos para adaptarse al medio acuático.

Investigue como se clasifican los amniotas con base en la ausencia o presencia de las fosetas temporales y ¿dónde quedan incluidas tortugas y cocodrilos?

Elabore un esquema de los huesos que componen al carapacho y plastrón.

Investigue ¿qué es el paladar secundario en los cocodrilos y cuál es su función?

Investigue ¿Cómo es el corazón de los cocodrilos y que es el foramen de Panizza?

Bibliografía

- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Díaz-Gamboa, L., D. May-Herrera, A. Gallardo-Torres, R. Cedeño-Vázquez, V. González-Sánchez, X. Chiappa-Carrara y C. Yáñez-Arenas. 2020. Catálogo de reptiles de la península de Yucatán. Universidad Nacional Autónoma de México. Escuela Nacional de Estudios Superiores Unidad Mérida. Yucatán, México. 313 pp.
- González-Hernández, A.J. X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. México. 63 pp.
- Pough, F.H., R.M. Andrews, J.E. Cadle, M.L. Crump, A.H. Savitzky y K.D. Wells. 1998. *Herpetology*. Prentice Hall. Nueva York, Estados Unidos. 577 pp.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, Elsevier. San Diego, California, Estados Unidos. 697 pp.

Práctica 7

Etapas de desarrollo embrionario de las familias del Orden Testudines (tortugas)

En los últimos años las poblaciones de tortugas marinas están siendo diezmadas, debido principalmente a factores antropogénicos, como la sobrepesca, pesca incidental, destrucción de hábitat y contaminación. Debido a esto todas las especies de tortugas marinas están amenazadas o en peligro de extinción y se encuentran incluidas en el apéndice I de los Acuerdos de la Convención Internacional para el Comercio de Especies de Flora y Fauna Silvestre Amenazada (CITES) y la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2019; Bárcenas-Ibarra y Maldonado-Gasca, 2009).

La recuperación de estas especies marinas depende, en gran medida, del éxito de incubación de sus huevos en las diferentes playas de anidación. Este proceso de incubación puede ser afectado por la manipulación de los huevos durante el traslado y siembra en los corrales o viveros de incubación. Así mismo existen factores genéticos, fisiológicos, físicos, químicos, edafológicos, etc. que afectan el proceso de eclosión de las crías y algunos de estos factores pueden ser la causa de la aparición de ciertos tipos de malformaciones (Bárcenas-Ibarra y Maldonado-Gasca, 2009).

Es importante conocer las etapas de desarrollo embrionario para analizar los huevos no eclosionados de tortugas marinas o dulceacuícolas y poder determinar causas o deformaciones que impidieron la eclosión (Figura 1).

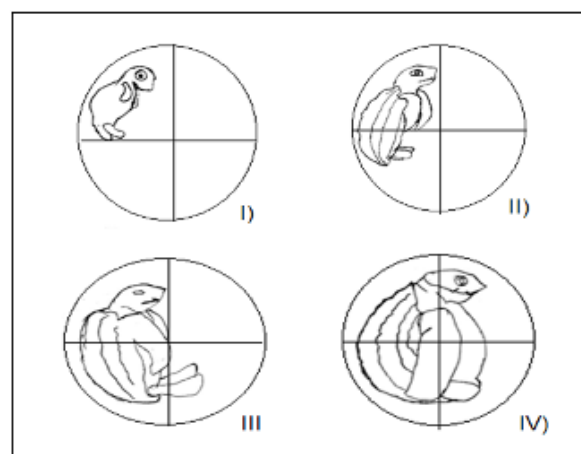


Figura 1. Estadios de desarrollo de los embriones de tortuga durante el proceso de incubación. I) Embrión cubre de 0 a 25 % de la cavidad amniótica del huevo; II) cubre del 26% al 50%; III) del 51% al 75% y del 76% al 100%. Basado en Chacón *et al.* (2007).

Objetivo general

Reconocer las etapas de desarrollo embrionario de las tortugas y detectar anomalías que impidieron la eclosión.

Objetivos particulares

Reconocer diferentes anomalías que se pueden presentar en los embriones de tortugas marinas o dulceacuícolas.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma y tamaño del huevo si este se encuentra aún entero.

Describe la forma y tamaño del embrión compare con el esquema de la Figura 1.

Describe si existen anomalías en el desarrollo, apoyarse en el Anexo V.

Describe anomalías diferentes a las que aparecen en el Anexo V.

1. Tomar cada huevo y/o embrión con cuidado y con las pinzas colocarlo en una caja Petri, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado.
2. Tomar la cinta métrica y obtener medidas básicas: longitud total (LT), Ancho (A).
3. Anotar cada medida tomada de cada ejemplar en una hoja y la presencia o ausencia de anomalías.
4. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos.
5. Se elaborará una tabla en Excel (Tabla 1) para indicar la etapa en el que se encuentra el embrión.

Tabla 1. Descripción de los ejemplares

Ejemplar	Especie	Estadio	Etapas	Medidas	Peso	Observaciones	Fotografía
1				--	--	Anormalidades, indica si se conservó o no	Número de fotografías para cada ejemplar

Además de la Figura 1, para determinar en qué etapa de desarrollo están los huevos colectados haremos uso de la clave dicotómica y las definiciones de desarrollo de Miller (1985). DT (tiempo de desarrollo) = tiempo desde la oviposición hasta el nacimiento.

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

¿Por qué es importante conocer las etapas de desarrollo embrionario de las tortugas?

Investigue y explique ¿Qué tipo de contaminantes pueden ocasionar malformaciones en los embriones de las tortugas?

¿Mencione las características adaptativas de las tortugas marinas para ocupar ese modo de vida?

¿Qué especies de tortugas marinas llegan a anidar en playas mexicanas?

¿Cuánto tiempo tarda en eclosionar un huevo de tortuga y cómo influye la temperatura de incubación en el desarrollo de los organismos?

Bibliografía

- Bárcenas-Ibarra, A. y A. Maldonado-Gasca. 2009. Malformations in embryos and neonates of Olive Ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*) in Nuevo Vallarta, Nayarit, México. *Veterinaria México*, 40 (4); 371-380.
- Carswell, L.P. y T.E. Lewis. 2002. *Embryo and hatchling abnormalities in loggerhead sea turtles on St. Vincent Island, Florida*. pp. 185-186. En: Seminoff, J.A., (Ed.). *Proceedings of the twenty-second annual symposium on sea turtle biology and conservation*. Miami, Florida, Estados Unidos. 309 pp.
- Chacón, D., J. Sánchez, J. Calvo y J. Ash. 2007. Manual para el manejo y la conservación de las tortugas marinas en Costa Rica; con énfasis en la operación de proyectos en playa y viveros. Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC). Ministerio de Medio Ambiente y Energía (MINAE). Gobierno de Costa Rica. San José, Costa Rica. 103 pp.
- Galván-Piña, V.H. 1991. *Estudio de la mortalidad embrionaria de Lepidochelys olivacea en nidos incubados seminaturalmente en el Playón de Mismaloya, Jalisco, México*. Tesis de licenciatura. Universidad de Guadalajara. Zapopan, Jalisco, México: 74 pp.
- Miller, J.D. 1985. *Embryology of marine turtles*. pp. 269-328. En: Gans, C., R.G. Northcutt y P. Ulinsky (Eds.). *Biology of the Reptilia*. Vol. 14 Wiley-Interscience. Nueva York, Estados Unidos. 328 pp.
- Miller, J.D., J.A. Mortimer y C.J. Limpus. 2017. A field key to the developmental stages of marine turtles (Cheloniidae) with notes on the development of Dermochelys. *Chelonian Conservation and Biology*, 16 (2): 111-122.
- SEMARNAT. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. 2019. Modificación del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-59 SEMARNAT-210, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres- Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de septiembre de 2010.
- Sparling, D.W., G. Linder, C.A. Bishop y S.K. Krest. 2010. *Ecotoxicology of amphibians and reptiles*. SETAC Press. Pensacola, Florida, Estados Unidos. 944 pp.

Práctica 8

Morfología y determinación de las familias del Orden Squamata (Lacertilia)

El Orden Squamata, cuyo nombre hace referencia a las escamas que cubren su cuerpo está compuesto por tres subórdenes: Amphisbenida (lagartos topo), Serpentes (serpientes) y Lacertilia (lagartijas). Este último grupo, es el más diverso y conspicuo, abarca especies de diferentes tamaños desde pequeños Anolis de 5 cm hasta especies grandes como los Varanos, por ejemplo, el dragón de Komodo que puede medir más de dos metros de largo. Esta variedad ha permitido que sean organismos con una amplia distribución y por tanto pueden encontrarse en ambientes tropicales, desérticos y templados (Ramírez-Bautista *et al.*, 2014) (Figura 1).



Figura 1. Una lagartija, falso escorpión (*Barisia imbricata*).

Los miembros de este suborden pueden presentar un cuerpo largo o corto, esbelto o robusto; con cuatro extremidades o ninguna y si están presentes llevan cinco dedos en cada una; la cola puede ser larga o corta que en algunos casos puede ser prensil también; presencia de párpados (característica que permite distinguir una lagartija sin extremidades de una serpiente) y la presencia de un ojo pinneal para detectar cambios de luz (Pough *et al.*, 1998). Este grupo se distribuye por todo el mundo con excepción de los polos y es el grupo más diverso dentro de los reptiles con 31 familias, 2500 géneros y 7,310 especies, de las cuales 465 se encuentran en México (Uetz y Hosek, 2024).

El único lagarto ligado completamente al medio acuático es la iguana de las islas Galápagos (*Amblyrhynchus cristatus*) una especie endémica propia de estas islas, capaz de bucear por periodos prolongados en busca de alimento, cuyo cuerpo y mecanismos fisiológicos están completamente adaptados al ambiente marino (Llerena *et al.*, 2004).

Objetivo general

Reconocer los caracteres que diferencian a las diferentes familias de lagartijas que se distribuyen en México y con base en ellos, hacer la determinación taxonómica al nivel de familias, géneros y si es posible al de especies.

Objetivos particulares

- Conocer los diferentes caracteres que pueden presentarse en las lagartijas.
- Aprender a diferenciar cada una de las familias (o alguna de ellas) de lagartijas que se distribuyen en México.
- Señalar las características que podrían presentar las lagartijas para nadar.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.

- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcionó (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo III de este manual):

1. Tomar cada ejemplar de lagartija con cuidado y con las pinzas colocarlo en una caja Petri, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado.
2. Tomar la regla y obtener de cada ejemplar las siguientes medidas básicas: longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC).
3. Anotar cada medida tomada de cada ejemplar en una hoja, además la presencia de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención deben ser tomadas en cuenta ya que la diversidad de este grupo es muy amplia y podría darse el caso de que haya estructuras muy puntuales o específicas que no estén incluidas la lista de caracteres a revisar.
4. Describir cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas que se presentan en el Anexo III. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos.

Revisión de ejemplares

1. Observe el cuerpo y diga si el ejemplar es esbelto o delgado.
2. Revise las escamas del cuerpo y decir si son: granulares, cicloides, quilladas, cuadrangulares o rectangulares o en su caso si están modificadas en espinas.
3. Revise las escamas de la cabeza y señalar las siguientes: nasal, frontal, rostral y loreal; mental o mentonal; prefrontales; pre y post-oculares; infra y supralabiales y escudos geniales de la región gular.
4. La longitud de la cola y señalar si esta es más corta que el cuerpo o lo rebasa totalmente.
5. Los siguientes caracteres para revisar, podrán ayudarle a determinar el nivel de familia más fácilmente.
6. Presencia de ojo pinneal, además de poros femorales.
7. Las escamas de la región ventral son cuadrangulares.
8. Las escamas de la región ventral son rectangulares y están dispuestas en ocho hileras.
9. Las escamas son cicloides, además está presente un pliegue granular que divide la región dorsal y ventral del cuerpo.
10. Presencia de un abanico gular bien desarrollado.
11. Presencia de escamas largas y sobresalientes a lo largo de la línea vertebral.
12. En los dedos, presencia de numerosas laminillas.
13. En caso, de que algún carácter no se encuentre en el apéndice de esquemas, puede guiarse con los esquemas que vienen en las referencias bibliográficas.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves de Casas-Andrew y Mac Coy (1987) o de González-Hernández et al. (2021).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

De acuerdo con la clasificación de los amniotas, ¿dónde se ubica el suborden Squamata?

Investigue y explique cómo es el movimiento que las lagartijas realizan al desplazarse?

Alguna de las características que usted observó durante la práctica, ¿cree que pueda servir para nadar y por qué?

Mencione las características adaptativas de las iguanas marinas (*Amblyrhynchus*) para ocupar ese modo de vida, así como:

¿Cuántas especies de iguanas marinas hay, cuál es su distribución, alimentación, reproducción y como es el mecanismo de las glándulas de la sal?

Bibliografía

Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.

Díaz-Gamboa, L., D. May-Herrera, A. Gallardo-Torres, R. Cedeño-Vázquez, V. González-Sánchez, X. Chiappa-Carrara y C. Yáñez-Arenas. 2020. *Catálogo de reptiles de la península de Yucatán*. Universidad Nacional Autónoma de México. Escuela Nacional de Estudios Superiores Unidad Mérida. Yucatán, México. 313 pp.

González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.

Llerena, A.C., H. Márquez, L. Snell y A. Jaramillo. 2004. Abundancia de *Amblyrhynchus cristatus* en el Niño (97-98) y la Niña (01-02) en Santa Cruz, Galápagos. *Ecología Aplicada*, 3: 87-98.

Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.

Uetz, P. y J. Hosek (Eds.). The Reptile Database. <http://www.reptile-database.org>. Accesado: 26 de enero de 2024.

Práctica 9

Morfología y determinación de las familias del Orden Squamata (Serpentes)

El siguiente suborden dentro de los escamosos corresponde a las serpientes llamado Serpentes u Ophidia (Figura 1). Este gran grupo se distingue por la ausencia de extremidades y un cuerpo alargado, aunque hay especies que presentan miembros vestigiales también llamados espolones. Abarca especies de distintos tamaños desde culebrillas ciegas de unos cuantos centímetros hasta boas o anacondas de hasta 5 metros de longitud.

Además de la ausencia de extremidades otras características que distinguen a este grupo son: un cráneo poco osificado, es decir, que tiene pocos huesos y la mandíbula es flexible para ingerir pesas grandes; la columna está compuesta por numerosas vertebras y cada una lleva un par de costillas flexibles; el ojo está cubierto por una escama transparente llamada especulo, además no tienen parpados. En cuanto a la anatomía interna, la disposición de los órganos no es igual a la de otros reptiles, sino que los órganos ubicados en el lado izquierdo son más grandes en comparación con el lado derecho como el pulmón o riñón (Vitt y Caldwell, 2009).



Figura 1. Una serpiente o culebra de agua (*Thamnophis scalaris*).

Por su dentición, las serpientes pueden separarse en cuatro grupos (Anexo III): aglifa es decir aquellas especies que no presentan colmillos y está presente en serpientes de gran tamaño como boas, anacondas, pitones y numerosas culebras; la opistoglifa, es decir que hay colmillos presentes, pero se encuentran en la parte media de la boca y se presenta en serpientes conocidas como bejuquillos, que si bien pueden inyectar veneno que sirve para inmoviliza presas, este no es letal. La siguiente es la de tipo proteroglifa, en la que los colmillos están ubicados en la parte delantera de la boca, pero no son móviles y se presenta en coralillos, cobras, mamba negra y serpientes marinas. Por último, la dentición solenoglifa en la que los colmillos también están en la parte frontal de la boca, pero son móviles y retractiles, se presenta en víboras de cascabel, nauyacas, boca de algodón, cabeza de cobre y mano de piedra (Ramírez-Bautista *et al.*, 2014).

Las serpientes son un grupo igual de diverso que las lagartijas, encontrándose en todos los ambientes con excepción de zonas polares. Además, algunas serpientes también han logrado colonizar los mares como las serpientes marinas del género *Hydrophis* que está perfectamente adaptada para vivir en el océano. Actualmente, las serpientes se dividen en 30 familias, 1800 géneros y 4038 especies, de las cuales 448 se encuentran en México (Uetz y Hosek, 2024).

Objetivo general

Reconocer los caracteres que diferencian a las diferentes familias de serpientes que se distribuyen en México y con base en ellos, hacer la determinación taxonómica al nivel de familias, géneros y si es posible de especies.

Objetivos particulares

- Conocer los diferentes caracteres que pueden presentarse en las serpientes.
- Aprenda a diferenciar cada una de las familias (o alguna de ellas) de serpientes que se distribuyen en México.
- Señalar las características que podrían presentar las serpientes para nadar.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex en caso de ser necesarios.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcionó (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo III de este manual):

1. Tomar cada ejemplar de serpiente con cuidado y con las pinzas colocarlo en una caja Petri, con una pequeña cantidad de agua para mantenerlo hidratado. Recuerde, tener cuidado al revisar las estructuras dentales ya suelen ser muy frágiles, se desprenden con facilidad y pueden acumular veneno.
2. Tomar la regla y obtener de cada ejemplar las siguientes medidas básicas: longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC).
3. Anotar cada medida tomada de cada ejemplar en una hoja, además la presencia de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención deben ser tomadas en cuenta ya que la diversidad de este grupo es muy amplia y podría darse el caso de que haya estructuras muy puntuales o específicas que no estén incluidas la lista de caracteres a revisar.
4. Describir de cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas que se presentan en el Anexo III. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos.

Revisión de ejemplares

1. La dentición, si es: Aglifa, Opostoglifa, Proteroglifa o Solenoglifa.
2. Las escamas del cuerpo en la región dorsal son lisas o quilladas, el tamaño puede ser variable.
3. Las escamas del cuerpo en la región ventral son longitudinales o transversales.
4. Revise las escamas de la cabeza y señalar las siguientes: nasal, frontal, rostral y loreal; mental o mentonal; prefrontales; pre y post-oculares; infra y supralabiales y escudos geniales de la región gular. Además de señalar las fosetas termo-receptoras en caso de estar presentes.
5. Contar el número de escamas de la región dorsal (se cuentan en diagonal o en forma de zig-zag).
6. Contar el número de escamas de la región ventral (se cuentan una por una hasta llegar a la cloaca).
7. Escama anal o cloacal sencilla (una sola o dividida).
8. Número de las escamas subcaudales (posteriores a la cloaca).
9. Si los hubiera, la presencia de espolones a la altura de la cloaca.
10. Si estuviera presente, la cola termina en aleta caudal, para nadar.
11. En caso, de que algún carácter no se encuentre en el apéndice de esquemas, puede guiarse con los esquemas que vienen en las referencias bibliográficas.

Posteriormente, usando la información de los caracteres de cada ejemplar, se procederá a revisar cada uno con las claves de determinación taxonómica utilizando las claves de Casas-Andreu y Mac Coy (1987) o de González-Hernández *et al.* (2021).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

¿Cuáles son las formas en que se desplazan las serpientes, y cuál de ellas sería el más eficaz para desplazarse en el agua?

Mencione las características adaptativas de las serpientes marinas (*Hydrophys*) para ocupar ese modo de vida, así como: ¿Cuántas especies hay y cuál es su distribución, alimentación, reproducción, tipo de veneno y como es el mecanismo de las glándulas de la sal?

Bibliografía

- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- Pough, F.H., R.M. Andrews, J.E. Cadle, M.L. Crump, A.H. Savitzky y K.D. Wells. 1998. *Herpetology*. Prentice Hall. Nueva York, Estados Unidos. 577 pp.
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.
- Uetz, P. y J. Hosek (Eds.). The Reptile Database. <http://www.reptile-database.org>. Accesado: 26 de enero de 2024.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, Elsevier. San Diego, California, Estados Unidos. 697 pp.

Práctica 10

Aves, Morfología características de aves acuáticas

Existen hoy cerca de 8,500 especies de aves, frente a sólo 4,000 de mamíferos. La clasificación de las aves es una temática compleja y discutible ya que durante siglos los científicos usaron las características físicas internas y externas para clasificarlas, agrupándolas de acuerdo con su estructura esquelética, la forma del pico, el tamaño, color y otros rasgos visibles, hoy día además de lo anterior se anexa el conocimiento de los estudios de ADN, que apoyan y ayudan a lograr un conocimiento más claro sobre su desarrollo y parentesco entre especies (Grant, 2010).

Las aves están perfectamente adaptadas a todo tipo de ambientes, algunas pasan mucho tiempo en el agua o viven en latitudes muy frías, y el plumaje consiste en una capa muy densa con propiedades resistentes al agua que se impregnan con una sustancia oleosa producida en las glándulas uropigiales, localizadas en la base de la cola. Algunos pingüinos y proceláridos mantienen el calor corporal con una capa de grasa interna bajo la piel (Löfgren, 1984).

En cuanto a la reproducción casi el 95% de las aves marinas han adoptado el sistema de reproducción colonial, en algunas especies la nidificación incluye sólo unas pocas parejas, como sucede con ciertas gaviotas, charranes o el Cormorán no volador de las Galápagos (*Phalacrocorax harrisi*). Cuando el alimento es abundante y se encuentra fácilmente disponible, se pueden formar colonias de hasta 10 millones de parejas, como sucede en la Antártida con el Pingüino Barbijo (*Pygoscelis antarctica*) (Furness y Monaghan, 1987).

Entre los variados tipos de alimentos destacan los crustáceos, como los eufasiáidos (como el krill), los cefalópodos, los peces sobre todo en aves marinas en aguas neríticas y zonas de surgencias. Destacan las familias *Cupleidae* (arenques, sardinas, boquerones, etc.), *Ammodytidae*, *Gadidae* (bacalao) (Furness y Monaghan, 1987).

Las aves hoy día están amenazadas debido principalmente a la pérdida del hábitat, la deforestación, la desaparición de cuerpos de agua, cuerpos de agua contaminados, el desecamiento de los lagos, las plantaciones de árboles no nativos y el avance de los desarrollos urbanos e industriales. Estas pérdidas son particularmente serias en las islas, donde las poblaciones de aves son a menudo más pequeñas y frágiles. El cambio climático debido al calentamiento global causa entre otras cosas la interrupción de los ciclos reproductivos de muchas especies y forjan a otras a cambiar sus hábitos migratorios (Figura 1) (Hickman *et al.*, 2013).

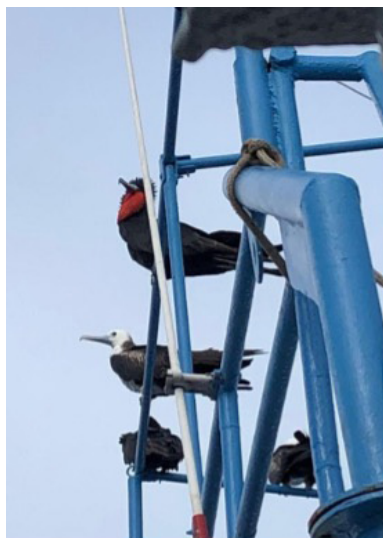


Figura 1. Aves acuáticas perchando sobre la estructura de un barco (Fotografía de Cruz-Martínez C.J.).

Objetivo general

Observar y diferenciar las características básicas para la identificación de aves a nivel familia.

Objetivos particulares

- Aprender a diferenciar cada una de las familias (o alguna de ellas) de aves que se distribuyen en México.
- Conocer las diferencias en los huesos de un mamífero y de un ave.
- Identificar y reconocer los diferentes tipos de plumas.

Materiales

Solicitar al laboratorista

- Microscopio estereoscópico o lupa.
- Aguja de disección.
- Pinzas.
- Caja(s) Petri.
- Charola de disección.

Por equipo

- Un trapo o franela limpios.
- Regla o cinta métrica.
- Guantes de látex.
- Plumas de aves.
- Cartulina color contrastante.
- Pegamento.
- Diferentes huesos de aves y mamíferos.
- Navaja o cuchillo.

El material biológico que será utilizado en esta práctica será proporcionado por el profesor(a). El hueso de ave está a cargo del alumno(s).

Desarrollo de la práctica

Describe la forma del cuerpo y revise las estructuras que a continuación se mencionan en cada ejemplar que se le proporcionó (recuerde que los esquemas de apoyo están en el Anexo VI de este manual):

1. Tomar cada ejemplar de ave con cuidado y con las pinzas colocarlo en una charola de disección.
2. Anotar de cada ejemplar en una hoja, la presencia de estructuras sobresalientes, notorias o que llamen su atención deben ser tomadas en cuenta ya que la diversidad de este grupo es muy amplia, tener especial detalle en la coloración de las estructuras y de las plumas.
3. Describir de cada ejemplar su anatomía externa y anotarlo de acuerdo con los esquemas que se presentan en el Anexo VI. A cada ejemplar revisado, se le tomará una fotografía con su respectiva escala y la información obtenida sobre sus características, se elaborarán fichas o cuadros comparativos.
4. Tomar los datos merísticos: longitud alar o envergadura, longitud del pico, longitud del tarso, longitud del cuerpo, longitud de la cola, longitud total (Figura 2).

Revisión de ejemplares

Aves

1. Revisar de cada ejemplar: Tipo de pico, patrones de plumaje, patrones de cabeza, diseños de cola, modificaciones morfológicas, tipos de tarso, tipos de patas, tipos de cola y tipos de plumas (Anexo VI).
2. Describir la forma del cuerpo y revisar las estructuras de cada ejemplar que se le proporcionó utilizando los esquemas de apoyo del Anexo VI de este manual. Identificar a que familia pertenece siguiendo las claves y si es posible llegar a género y especie.

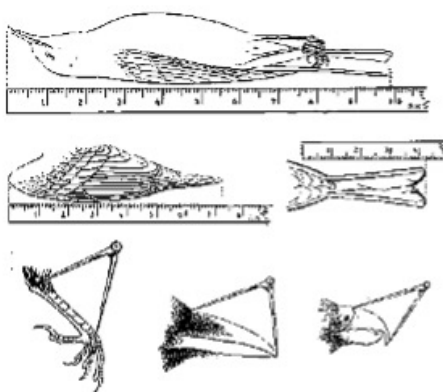


Figura 2. Esquema demostrativo de como tomar los datos merísticos (tomado y modificado de Baldwin *et al.*, 1931).

Plumas

1. Para el estudio de las plumas, estas se acomodarán siguiendo el esquema de desarrollo (Figura 3):

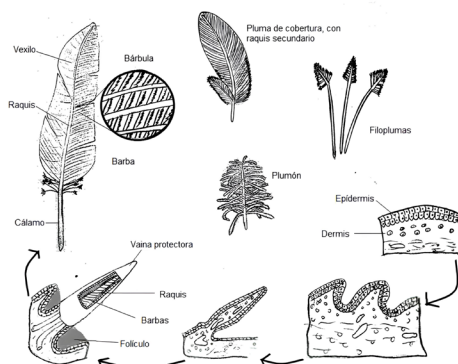


Figura 3. Esquema demostrativo del desarrollo de las plumas (Basado en Hickman *et al.*, 2013).

2. En el esquema se muestran los estadios sucesivos de una pluma. La pluma crece a partir de una elevación epidérmica superpuesta a una papila dérmica que la nutre. En vez de aplanarse igual que una escama, la pluma se enrolla como un cilindro o esbozo de pluma que se hunde en un folículo plumoso a partir cual crecerá. Durante el crecimiento en el folículo se acumulan pigmentos (lipocromos y melanina) a las células epidérmicas. Conforme la pluma se hace más grande y al final de su crecimiento, las barbas y el raquis blandos se endurecen por el depósito de queratina. La funda protectora se rasga, lo permite que salga el extremo de la pluma y se despliegan las barbas.
3. Se colocarán las plumas que consiguieron sobre una cartulina que haga contraste con el color de estas, y se esquematizará con ellas los estadios sucesivos de desarrollo de estas. Se tomarán fotografías de las plumas acomodadas en lo posible como el diagrama.
4. En los resultados se anotarán características de ornamentación y coloración. Y si se conoce a que ave pertenecían incluir descripción del organismo.

Huesos

1. Se tomará talla y peso de ambos huesos (ave y mamífero) y se hará la equivalencia entre ambos.
2. Se realizarán dos cortes uno longitudinal y otro transversal en ambos huesos para tomar detalles.
3. En el caso de aves observar las trabéculas de refuerzo y las oquedades que rempazan a la médula del hueso. Observar cómo los huesos neumatizados son notablemente más ligeros y fuertes (Figura 4).
4. En el caso de los huesos de mamífero observar grosor de los mismos y la médula. Se cortará el hueso de ave y de mamífero con ayuda de un cuchillo o cutter, se observará con la lupa y en el microscopio estereoscópico y se anotaran las características de cada uno.

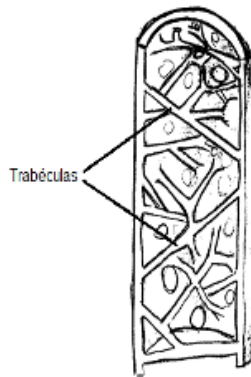


Figura 4. Estructura interna de los huesos en un ave. (Tomado de Hickman *et al.*, 2013).

NOTA: La práctica de laboratorio debe incluir introducción, objetivos, metodología, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de identificación y una descripción completa de las especies identificadas y su determinación, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

Mencione cinco características exclusivas presentes en las aves acuáticas.

¿Cuáles son las amenazas que enfrentan las aves acuáticas al cambio de hábitat y que daños a corto y largo plazo pueden afectar su supervivencia?

¿Cuántas especies de aves acuáticas son endémicas de México, donde se encuentran y porque son importantes en su hábitat?

¿Qué herramientas y métodos particulares son utilizados para la observación e identificación de aves en zonas de difícil acceso?

Bibliografía

- Baldwin, S. Prentiss, Harry C. Oberholser y Leonar G. Worley. 1932. Medidas de pájaros. *Publicaciones Científicas del Museo de Historia Natural de Cleveland* 2: 1-165.
- Cramp, S. y K.E.L. Simmons. 1980. *The Birds of the Western Palearctic*. Vol. II. Oxford University Press. Inglaterra. 1832 pp.
- Del Hoyo, J., A. Elliot y J. Sargatal (Eds.). 1992. *Handbook of the Birds of the World*. Vol. 1. Lynx Editions. Australia. 696 pp.
- Furness, R.W. y P. Monaghan. 1987. *Seabird Ecology*. Springer. Nueva York, Estados Unidos. 165 pp.
- Grant, P.J. 2010. *Gulls. A Guide to Identification*. Bloomsbury. Montgomery, Estados Unidos. 352 pp.
- Harrison, P. 1983. *Seabirds, an identification guide*. Croom-Helm. Claremont, Sudáfrica. 438 pp.
- Harrison, P. 1996. *Seabirds of the World. A photographic Guide*. Christopher Helm. Princeton University Press. Estados Unidos. 317 pp.
- Hickman Jr., C.P., L.S. Roberts, L. Keen, Susan, A. Larson, H.I' Anson y D.J. Eisenhour. 2013. *Principios Integrales de Zoología*. Mc Graw Hill. Madrid, España. 917 pp.
- Löfgren, L. 1984. *Ocean Birds. Their breeding, biology and behaviour*. Croom and Helm. Beckenham. 240 pp.
- Schneider, E. A. y J. Burger. 2001. *Biology of marine birds*. CRC Press. Florida, Estados Unidos. 740 pp.
- Tuck, G. y H. Heinzel. 1980. *Guía de Campo de las aves marinas de España y del Mundo*. Ed. Omega. Barcelona, España. 340 pp.

Práctica 11

Observación de aves en campo

Las aves, son los vertebrados más conocidos del mundo, debido a su cuerpo cubierto de plumas que pueden mostrar diversos colores, melodiosos cantos e incluso son de tamaño variable; además de un pico diseñado para consumir diferentes alimentos y ser los únicos vertebrados capaces de volar además de los murciélagos. Con alrededor de 12 mil especies y apenas superados por los peces, son el segundo grupo de vertebrados con mayor riqueza de especies, sin embargo, se estima que la cifra total ronda las 20 mil especies (Hickman *et al.*, 2013).

Es posible encontrar aves en todos los ecosistemas del planeta, desde bosques, selvas e incluso desiertos y zonas polares. Algunas son residentes, es decir que pueden vivir en algún lugar específico; sin embargo, puede tener una gran extensión. Por otro lado, otras realizan migraciones de varios kilómetros de distancia, por lo que es inminente que numerosas especies sean observadas en las ciudades o zonas urbanas y que dentro de ellas puedan establecerse de manera permanente o puedan ser observadas durante una larga temporada (Sibley, 2003; Olmo-Linares, 2009).

Actualmente, no solo el biólogo o investigador se dedican a la observación de aves, sino que es una actividad que ha llamado la atención de numerosas personas alrededor del mundo debido a la enorme riqueza de especies que este grupo representa, además del equipo que se requiere (por ejemplo, binoculares) que es de fácil acceso. Sin embargo, se requiere tener cierta disciplina al realizar esta actividad: como estar atento, en silencio, buena capacidad de observación y tener siempre respeto a la actividad que las aves realicen al momento de la observación.

Objetivo

Aprender los elementos básicos para observar aves en campo.

Objetivo Particular

- Conocer la técnica adecuada para el manejo de los binoculares.
- Reconocer las características típicas de las aves como la coloración o incluso el canto.
- Aprenda a utilizar guías de campo regionales para la identificación de aves en campo.

Materiales

- Binoculares.
- Libreta y lápiz.
- Cámara digital (o la del celular).
- GPS (opcional).
- Bolsa de plástico para recolectar plumas.

Diferentes guías de identificación regionales (CDMX o de México) algunas pueden ser descargadas de la red de manera gratuita:

https://www.paismaravillas.mx/assets/pdf/guia_aves_comunes.pdf;

https://www.biodiversidad.gob.mx/media/1/ciencia-ciudadana/documentos/mp_observacion_aves.pdf.

<https://fcu.uaq.mx/pdfs/avescadereyta.pdf>

Se deben seguir en todo momento las indicaciones del profesor(a).

Desarrollo de la práctica

1. Se realizará una visita a un parque, se recomienda que si el sitio de estudio está compuesto solo por árboles la práctica se realice en un horario entre 7:00 y 10:00 Am; sin embargo, si cuenta con algún cuerpo de agua la actividad de las aves es mayor y pueden avistarse diferentes especies en diferentes horarios.
2. Dependiendo del número de estudiantes que conformen el grupo, se podrán hacer equipos de 2 a un máximo de 4 personas, siempre y cuando tengan al menos 2 binoculares para poder observar y su respectiva guía de identificación.

3. Si el profesor lo considera, se debe hacer una descripción del parque y las especies arbóreas o arbustivas que lo componen, así como su georreferenciación. La observación de las aves (se recomienda) debe hacerse por lo menos a 10 m de distancia para no perturbarlas o asustarlas e interrumpir su actividad.
4. Los equipos formados podrán permanecer juntos o dispersarse un poco siempre y cuando permanezcan en silencio y alerta al momento que comience el primer avistamiento. Todos los equipos deben tener un punto fijo de observación (Figura 1). La información de cada avistamiento podrá anotarse en la libreta de campo o como el ejemplo mostrado en la tabla I. En el que se considere: número de registro, nombre científico, nombre común, hora, si es residente o migratoria, conducta (actividad que realiza al momento de ser avistada), sexo (macho y hembra).



Figura 1. Observación de aves en campo, realizado por lo menos a 10 m de los árboles donde hay actividad.

Tabla I. Datos obtenidos en la práctica de observación de aves.

Número de registro	Nombre de la especie	Nombre común	Hora	Residente o migratoria	Sexo
1					
2					
3					
4					
5					

NOTA: El reporte de la práctica de campo debe incluir introducción, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de observación y una descripción completa, así como la identificación de los ejemplares con los que se trabajó durante la práctica, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

Mencione en que horarios del día son adecuados para la observación de aves y ¿por qué solo se pueden observar en esos momentos del día?

Busque que páginas web existen para la identificación del canto de aves y ¿cómo pondría el uso de esta información para la identificación adecuada de aves en el sitio de muestreo?

¿Cuáles son las herramientas y métodos que se utilizan para la observación de aves? ¿Qué recomendaciones se deben tomar para no perturbar a las aves en los sitios de descanso, alimentación o apareamiento?

Haga un cuadro comparativo de los diferentes tipos de nidos que utilizan las aves y ¿qué estrategia de cuidado parental presentan?

Bibliografía

Hickman Jr., C.P., L.S. Roberts, L. Keen, Susan, A. Larson, H.I' Anson y D.J. Eisenhour. 2013. *Principios Integrales de Zoología*. Mc Graw Hill. Madrid, España. 917 pp.

Iniciativa para la Conservación de las Aves de América del Norte (nabci) México. 2022. *Guía de buenas prácticas para la observación de aves*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). Ciudad de México, México. 30 pp.

Olmo-Linares, G. 2005. *Aves comunes de la Ciudad de México*. Bruja de Monte. WWF. México. 144 pp.

Olmo-Linares, G. 2009. *Manual para principiantes en la observación de aves "pajareando"*. Bruja de monte. Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad. Ciudad de México, México. 105 pp.

Sibley, D.A. 2003. *The Sibley field guide to birds of Western North America*. Chanticleer Inc. Nueva York, Estados Unidos. 471 pp.

Práctica 12

Observación e identificación de aves playeras

Las aves playeras tienen adaptaciones especiales para vivir en espacios abiertos y casi siempre cerca del agua. Muchas son migratorias. Las que anidan en México llegan a formar algunas de las bandadas más grandes de aves migratorias que hay en todas las especies de vertebrados (Figura 1) (Furness y Monaghan, 1987).



Figura 1. Ejemplos de aves playeras, playerito occidental (*Calidris mauri*).

La playa es una superficie terrestre que enfrenta períodos secos, húmedos y de inundación regulares e irregulares; es un rango fluctuante de salinidad; y sufre la erosión causada por el viento y el agua. Las aves playeras son un grupo de aves especiales que se han adaptado a vivir en este ambiente. Por su hábito de caminar sobre el agua y el lodo con sus delgadas patas, particularmente durante sus espectaculares migraciones, les llaman a estas aves “zancudas” o “vadeadoras”. Cada primavera y otoño, enormes bandadas de aves playeras se mueven como “enjambres” a lo largo de las costas en grandes migraciones (Margalef, 1967).

Además de sus migraciones, sus estilos de vida incluyen conductas elaboradas como cortejos para la formación de la pareja. Existen alrededor de 214 especies de aves playeras en el mundo. Casi 80 de estas se encuentran en forma regular en Norteamérica incluyendo México, 75 especies se reproducen en la región Holártica, o sea en la región del ártico de Norteamérica (Neártica) o en el norte de Europa y Rusia (Paleártica) (Cramp y Simmons, 1980; Peterson y Chalif, 1994).

Se caracterizan por su postura pues se paran de forma erguida (figura 2) con sus largas patas. Algunas vadean, para encontrar su alimento, tienen largos picos que usan para buscar entre el lodo y el agua, pequeños animales, además tienen largas y fuertes alas puntiagudas y vuelan con gran velocidad. Su tamaño generalmente es pequeño (Enticott y Tripling, 1997).

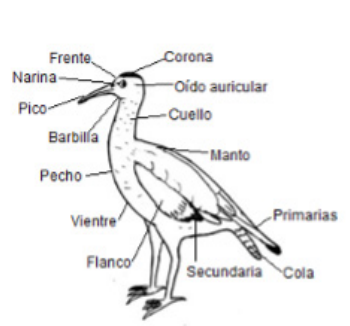


Figura 2. Morfología de una ave playera de pie, en posición erguida.

Son generalmente color café jaspeado, rojizo y blanco en la espalda. Algunas tienen parches blancos y negros en la cabeza, el pecho o el vientre. Su coloración le sirve de camuflaje ya que se confunden muy bien entre la arena, los lodos y los pastizales en donde se alimentan y descansan. Tienen colores más oscuros en la espalda que en el vientre. Esta doble coloración es una adaptación similar a la que tienen muchos peces, así cuando a las aves se les observa desde abajo a contraluz, su coloración es clara y pasa inadvertida a los potenciales depredadores. Cuando un depredador en vuelo observa a una playera desde arriba, la espalda oscura se confunde con la playa o la planicie fangosa (Kimball *et al.*, 1987).

Otra adaptación distintiva es su postura en una sola pata cuando descansan. El poner una pata y el pico bajo las plumas del cuerpo les ayuda a conservar calor, algo muy importante cuando baja la temperatura en las áreas abiertas de sus hábitats (Tuck y Heinzel, 1980).

La mayoría de las playeras migran largas distancias entre sus hogares de verano e invierno. Ellas dependen al menos de tres hábitats distintos: el de reproducción, el de hibernación y los sitios de paso a lo largo de las rutas migratorias (Margalef, 1967).

Dependen de los humedales para obtener su alimento. Mientras invernan y migran, se alimentan de pequeñas almejas, caracoles, moscas y gusanos de la arena, en el lodo y arena en las orillas del agua. El tamaño y forma del pico, así como la coloración, es una adaptación al ambiente del ave playera. Las que tienen picos cortos comen animales que se encuentran muy cerca de la superficie, aquellas con picos más largos pueden alcanzar animales que se encuentran enterrados en los lodos (Margalef, 1967).

Las aves playeras contribuyen en el mantenimiento de ecosistemas saludables, el excremento, el guano, fertiliza el suelo donde ellas se alimentan y por donde vuelan y ayuda a crecer al fitoplancton que forma la base de la cadena alimenticia. Además, como dependen de los humedales, son buenos indicadores de la salud de estos lugares. La salud de una especie indicadora le informa a los biólogos sobre el estado en que se encuentran los otros organismos que conforman ese hábitat. Si hay algún cambio en la población de una especie de ave playera, posiblemente la población de gusanos de los cuales se alimenta también ha cambiado. Un cambio en las condiciones de una especie playera puede permitirnos llegar a la hipótesis que otras aves playeras que usan los mismos recursos, pueden ser afectadas de forma similar (Enticott y Tripling, 1997).

Claves para identificación en campo

1. Fijarse en el tamaño. Las playeras grandes son del tamaño de una paloma doméstica. Las pequeñas son del tamaño de un gorrión.
2. Observar el color de las plumas. Si tiene parches distintivos de colores blanco, rojizo o negro. Si tiene manchas o rayas en el pecho.
3. Forma del pico, si es largo o corto, recto o curvo, hacia arriba o hacia abajo, color del pico
4. Color de las patas.
5. Cuando las aves vuelan si se ven rayas en las alas o patrones en la cola como marcas distintivas.
6. Observar su conducta. Si estas toman su comida de la superficie o meten el pico para buscarla en el lodo.
7. Si está sola o forma parte de pequeños grupos o de una bandada grande.

Objetivos

Aprender a identificar las aves playeras mediante la observación, descripción y comportamiento de las mismas.

Desarrollo de la práctica

1. Leer los cuatro perfiles de aves playeras que anidan en el Ártico que son comúnmente observadas en Alaska y en Noreste del Pacífico (Anexo VII).
2. Una vez leído los ensayos acerca de las aves playeras, llenar los cuadros de la siguiente tabla haciendo comparaciones directas sobre los aspectos que son iguales y los que no lo son.
3. Llenar la hoja de trabajo y realizar una discusión en equipo acerca de la información que hay sobre las especies.
4. No hacer simples listados bajo cada rubro. Anotar cuáles son las similitudes que hay entre las especies y cuáles son las diferencias.
5. Reducir el número de variables lo menor posible.
6. (Si únicamente tenemos el color de la cabeza de un ave, el color de la cola de otra y el color del ala de otra tercera, realmente no sabemos si las tres aves son idénticas o si son diferentes).

NOTA: El reporte de la práctica de campo debe incluir introducción, metas alcanzadas, dificultades en el proceso de observación y una descripción completa, así como la identificación de los ejemplares con los que se trabajó durante la práctica, discusión y literatura citada.

Recuerde que cada uno de sus argumentos debe llevar citas bibliográficas.

Cuestionario

¿Cuáles son las rutas migratorias que utilizan las aves costeras?

	Descripción física	Alimentación	Migración	Comportamiento de apareamiento	Lo más interesante de esta especie
<i>Calidris mauri</i> Playerito Occidental					
<i>Calidris alpina</i> Playero Dorsirojo					
<i>Limnodropus</i> spp. Costurero Marino					
<i>Pluvialis squatarola</i> Chorlo gris					

¿En qué época del año se pueden observar y en que playas mexicanas son utilizadas para la reproducción y anidación?

Mencione las causas que hacen migrar a las aves de su hábitat y ¿qué daños a corto y largo plazo ocasiona el cambio climático?

¿Qué especies son exclusivas de las playas mexicanas y si presentan migración a otras regiones?

¿Cuántas especies de aves costeras son endémicas de México y en que categoría de conservación se encuentran? ¿Cuáles son sus principales amenazas?

Bibliografía

- Enticott, J. y D. Tripling. 1997. *Sea birds of the world*. Stackpole Books. New Holland (Publishers). Reino Unido, Inglaterra. 234 pp.
- Furness, R.W. y P. Monaghan. 1987. *Seabird Ecology*. Springer. Nueva York, Estados Unidos. 165 pp.
- Grant, P.J. 2010. *Gulls. A Guide to Identification*. Bloomsbury. Montgomery, Estados Unidos. 352 pp.
- Harrison, P. 1983. *Seabirds, an identification guide*. Croom-Helm. Claremont, Sudáfrica. 438 pp.
- Harrison, P. 1996. *Seabirds of the World. A photographic Guide*. Christopher Helm. Princeton University Press. Estados Unidos. 317 pp.
- Hickman Jr., C.P., L.S. Roberts, L. Keen, Susan, A. Larson, H.I' Anson y D.J. Eisenhour. 2013. *Principios Integrales de Zoología*. Mc Graw Hill. Madrid, España. 917 pp.
- Kimball, L., L. Garret. y K. Kaufman. 1987. *The Audubon Society Book of Water Birds*. Harry. N. Abrams, Inc. Publishers. Nueva York, Estados Unidos. 252 pp.
- Löfgren, L. 1984. *Ocean Birds. Their breeding, biology and behaviour*. Croom and Helm. Beckenham. 240 pp.
- Margalef, R., 1967. *Ecología marina*. Fundación La Salle de Ciencias Naturales. Fondo de Cultura Científica. Venezuela. 532 pp.
- Peterson, R.T. y E.L. Chalif., 1994. *Aves de México. Guía de Campo*. 2ª ED. Editorial Diana. S.A. de C.V. México. 473 pp.
- Schreider, E.A. y J. Burger. 2001. *Biology of marine birds*. CRC Press. Florida, Estados Unidos. 740 pp.
- Tuck, G. y H. Heinzel. 1980. *Guía de campo de las aves marinas de España y del Mundo*. Ed. Omega. Barcelona, España. 340 pp.

Glosario

Acrodontos: tipo de dentición, en el que los dientes están unidos al borde de la mandíbula superior.

Amniota: que el embrión se encuentra protegido dentro del huevo, por un medio acuoso. Condición que aparece en reptiles, aves y mamíferos.

Amplexo: abrazo con el que el macho se sujeta a la hembra durante la reproducción. La forma más común es inguinal (ingle) o axilar (axila).

Anfibio: que puede vivir tanto en tierra como en el agua.

Arborícola: que vive sobre árboles o arbustos.

Branquia: estructura involucrada en la respiración de un animal acuático, puede ser interna o externa.

Ciclo de vida: serie de cambios por los que atraviesa un animal durante su vida, regresando siempre al estado inicial.

Cóndilo occipital: estructura ubicada en la parte posterior del cráneo, que articula el cráneo con la columna vertebral.

Cloaca: abertura donde desembocan los sistemas reproductor, urinario y digestivo.

Desarrollo directo: paso directo del huevecillo al estado adulto, no hay una forma larvaria intermedia.

Desarrollo indirecto: tipo de desarrollo que involucra una etapa larvaria, después de la eclosión y antes de llegar al estado adulto.

Diente pedicelado: dientes, que están colocados sobre un pedúnculo delgado.

Dorsal: región de la espalda (o lomo).

Ectotermo: organismos que dependen de fuentes externas de calor para elevar su temperatura.

Endotermo: organismo que puede elevar su temperatura corporal, por metabolismo.

Escama: capa superior de la piel de los reptiles con forma de escudos y compuesta de queratina.

Foseta termoreceptora: estructura presente en serpientes, que contiene células que permiten detectar fuentes de calor.

Fosorial: que vive dentro de madrigueras.

Glándula: órgano que produce una o diferentes sustancias.

Larva: fase posterior al huevo y previa al estado adulto, el cual es alcanzado a través de un evento llamado metamorfosis.

Metamorfosis: etapa por la que pasa un animal para transformarse por ejemplo de larva a adulto.

Morfología: que estudia la forma y estructura de un animal o un organismo.

Osteodermo: capa ósea que se encuentra en la piel o escamas de algunos reptiles como los cocodrilos.

Paedomorfosis: mantenimiento del estadio larvario o solo algunas de características, sin embargo, se puede reproducir.

Pleurodontos: dientes que están unidos a la cara interna de la mandíbula.

Puente: segmento del caparazón que une el carapacho con el plastrón en una tortuga.

Renacuajo: larva de un anuro, ya sea rana o sapo.

Saxícola: que vive sobre paredes, grietas o amontonamientos rocosos.

Tecodonto: que lleva los dientes insertados en alveolos.

Terrestre: que vive principalmente sobre el suelo o el sustrato.

Ventral: lado opuesto de la región dorsal.

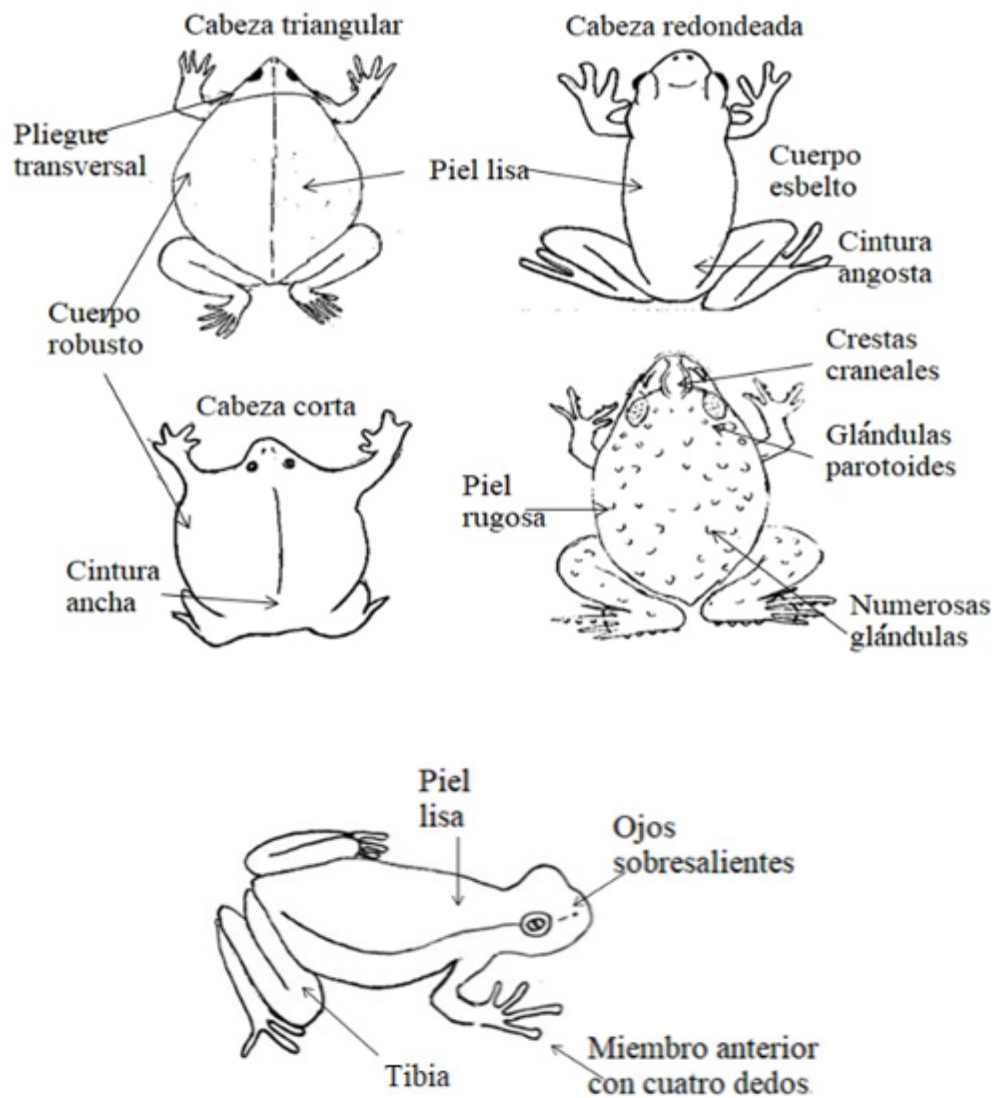


Anexos

Anexo I

Anfibios (adultos)

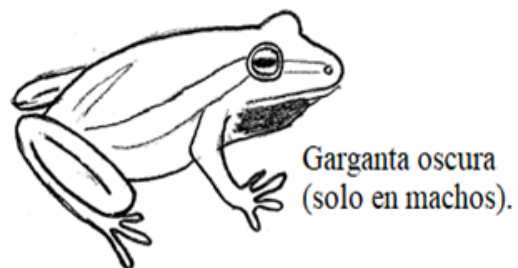
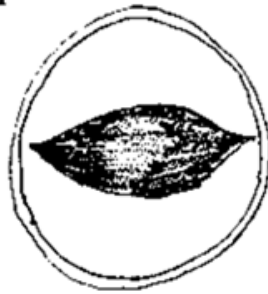
Forma del cuerpo:



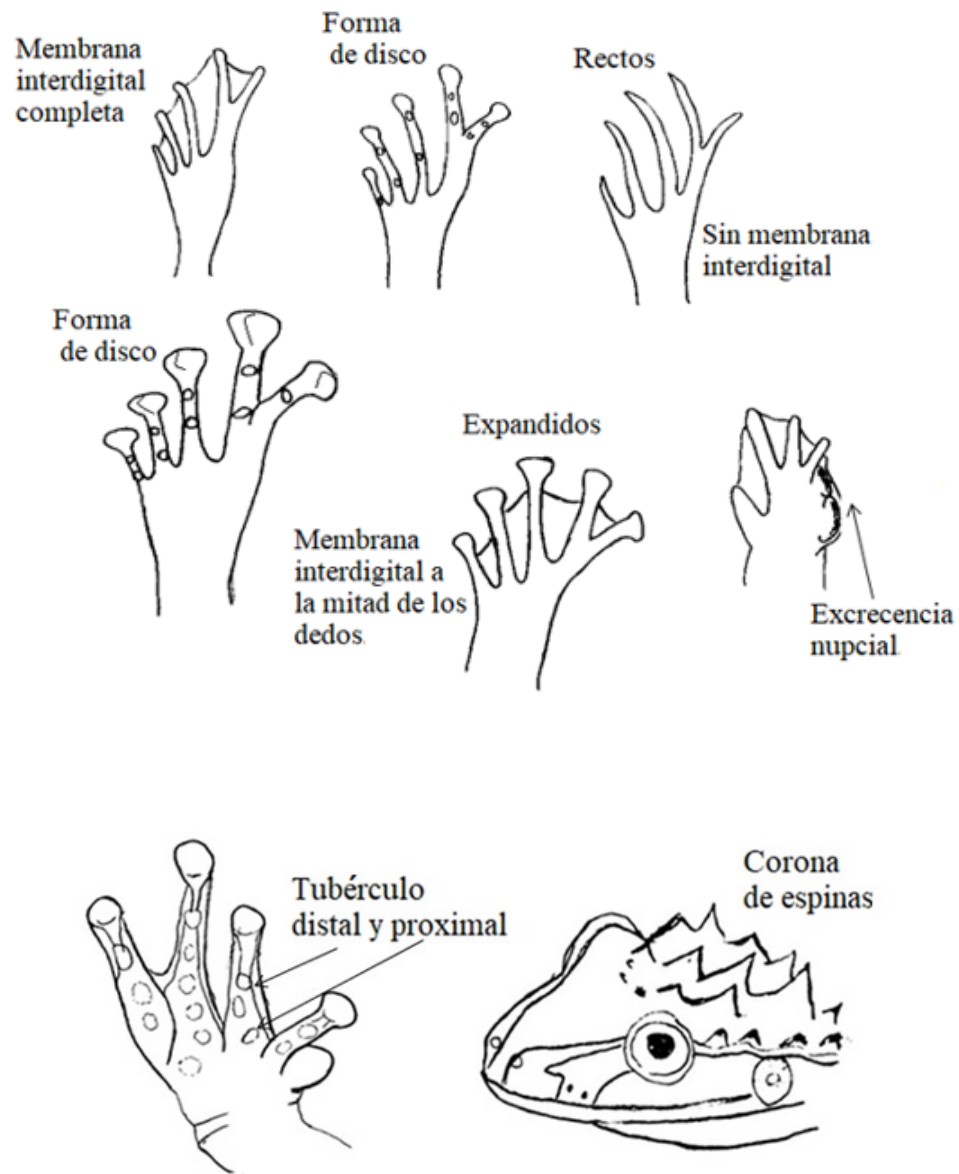
Estructuras de la cabeza y región dorsal

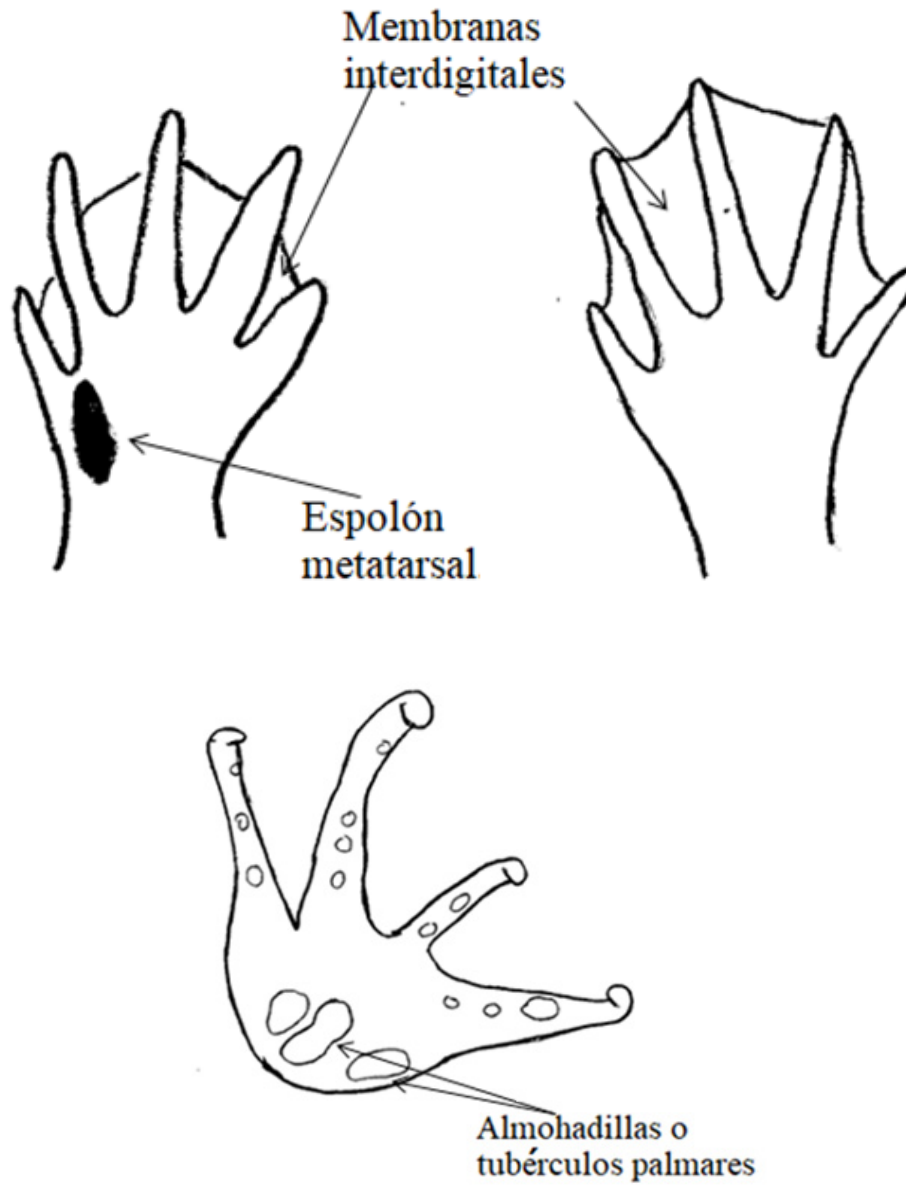


Pupila



Estructura de los dedos





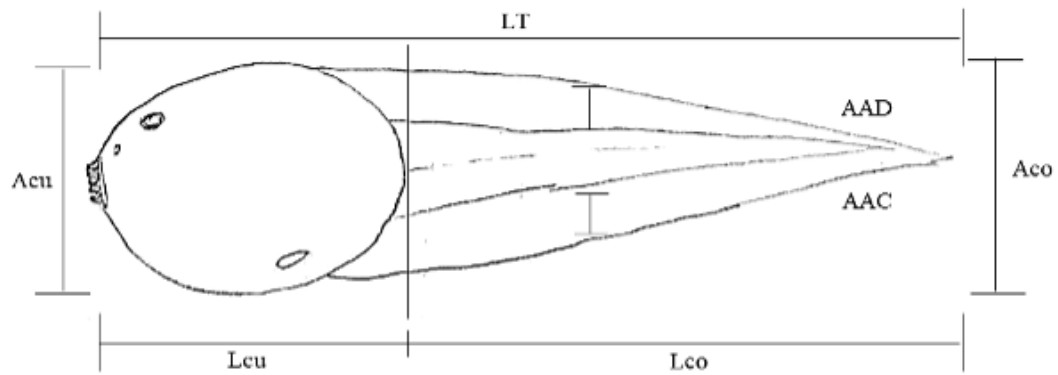
Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

- Altamirano-Álvarez, T.A. y M. Soriano-Sarabia. 2010. *Anfibios y reptiles. Especies de Alvarado, Veracruz, México*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 100 pp.
- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco-López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- Calderón-Mandujano, R.R., H. Bahena-Basave y S. Calme. 2008. *Anfibios y reptiles de la Reserva de la Biosfera de Sian Ka'an y zonas aledañas. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. ECOSUR. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. PNUD. Global Environment Facility. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. y Sian Ka'an reserva de la Biosfera. México*. 110 pp.
- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Duellman, W.E. 2020. *The amphibians and reptiles of Michoacán, México*. Lector House. Estados Unidos. 160 pp.
- Duellman, W.E. y L. Trueb. 1994. *Biology of amphibians*. McGraw-Hill. Oklahoma, Estados Unidos. 670 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- Lemos-Espinal, J.A. y J.R. Dixon. 2016. *Anfibios y reptiles de Hidalgo, México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México, México 761 pp.
- McPeak, R.H. 2000. *Amphibians and reptiles of Baja California*. Sea Challengers. Monterrey, California, Estados Unidos. 99 pp.
- Myska, P. 2013. *Anfibios, reptiles, aves y mamíferos de México occidental*. Viva Natura. Fundación Punta de Mita. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Iniciativa Bahía de Banderas. México. 300 pp.
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.
- Santiago-Pérez, A.L., M. Domínguez-Laso, V.C. Rosa-Espinoza y J.M. Rodríguez-Canseco. 2012. *Anfibios y reptiles de las montañas de Jalisco: Sierra de Quila*. Universidad de Guadalajara. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. COATZIN. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. México. 226 pp.
- Wells, K.D. 2007. *The ecology and behavior of amphibians*. University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 1400 pp.
- Woolrich-Piña, G.A., L. Oliver-López y J.A. Lemos-Espinal. 2005. *Anfibios y reptiles del Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla*. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 54 pp.

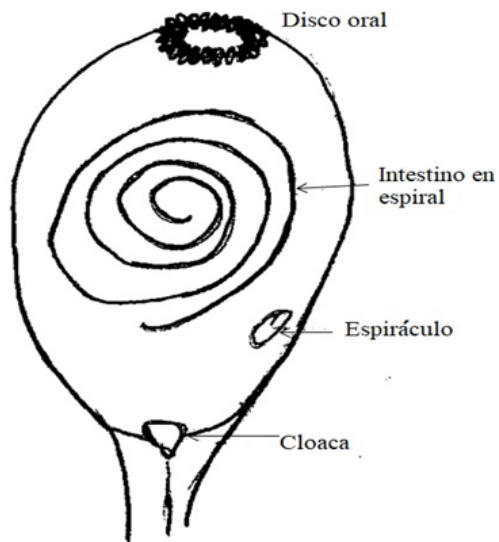
Anexo II

Larvas de anfibios (renacuajos)

Regiones del cuerpo de un renacuajo



Región ventral



Aparato bucal



Presencia de las
hileras de dientes



Sin dientes



Márgen
no emarginado



Emarginado



Pupilas
completas



Espacio dorsal



Espacio
dorsal/ventral

Partes del cuerpo



Presencia de
barbas



Sin barbas



Ojos laterales



Ojos dorsales



Espiráculo
dual o doble



Espiráculo
medio-ventral



Espiráculo
sinistral

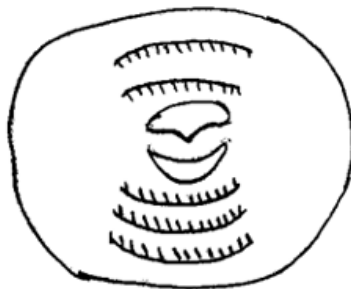


Cloaca en posición
medio-ventral



Cloaca en posición
dextral-ventral

Aparato bucal detallado



Hileras de dientes
completas



Hileras de dientes
separados

Tipos de bocas



Pico estrecho



Pico medio



Pico amplio



Cúspide-redondeado



Cúspide-puntiagudo



Aserrado



Pico superior con
extensión larga

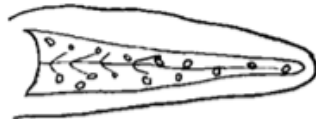


Pico superior con
extensión media



Pico superior con
extensión corta

Tipos de colas



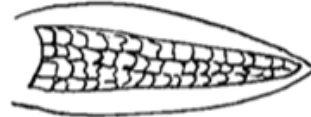
Moteada



Manchada

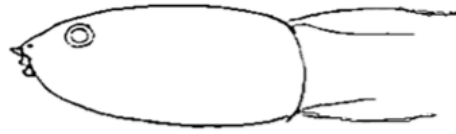


Rayada



Reticulada

Forma del cuerpo



Oblongo



Vermiforme



Globular



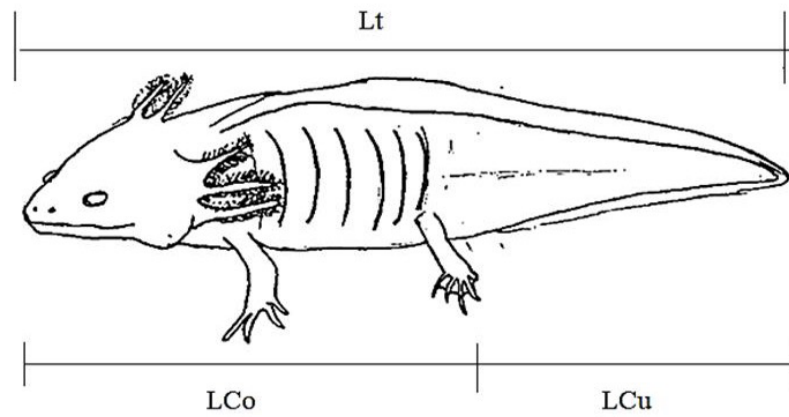
Fusiforme



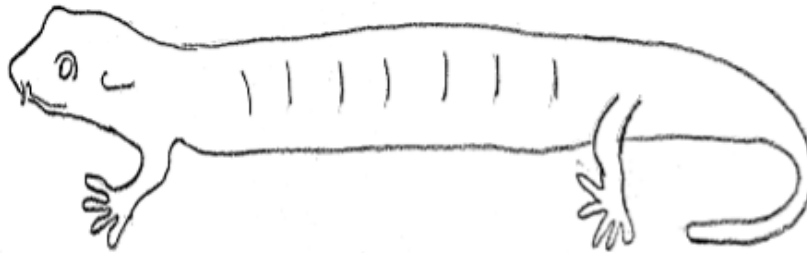
Elíptico

Larvas de anfibios cont. (ajolotes)

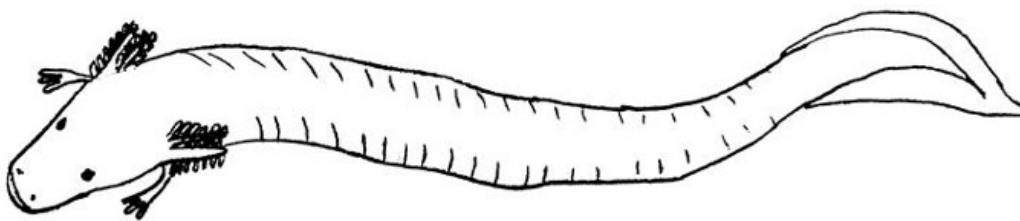
Regiones del cuerpo



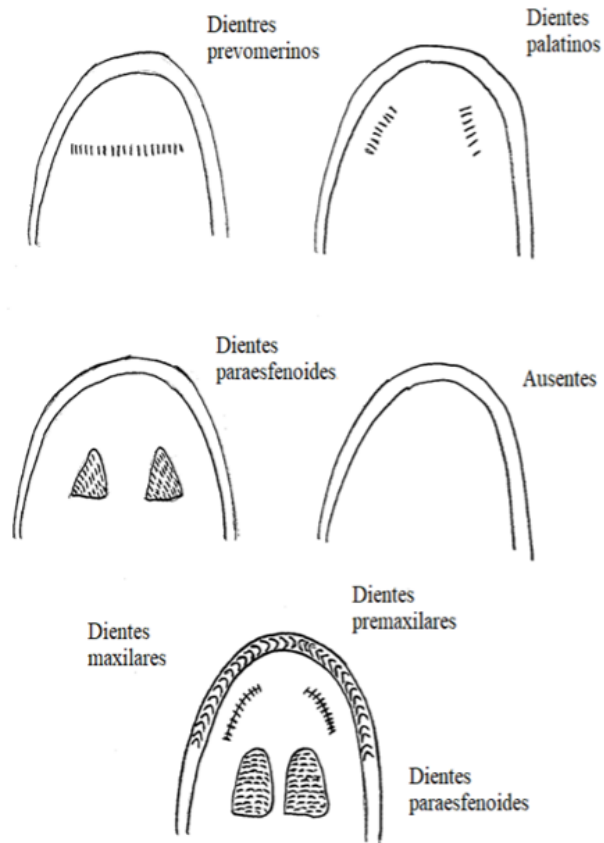
Ejemplar de salamandra (Plethodontidae)



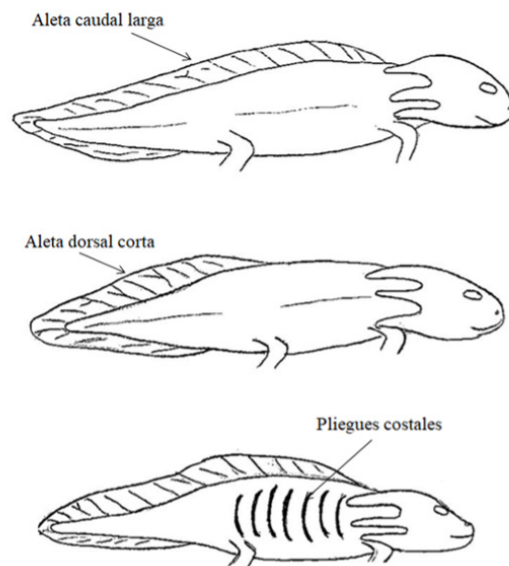
Ejemplar de sirénido (Sirenidae)



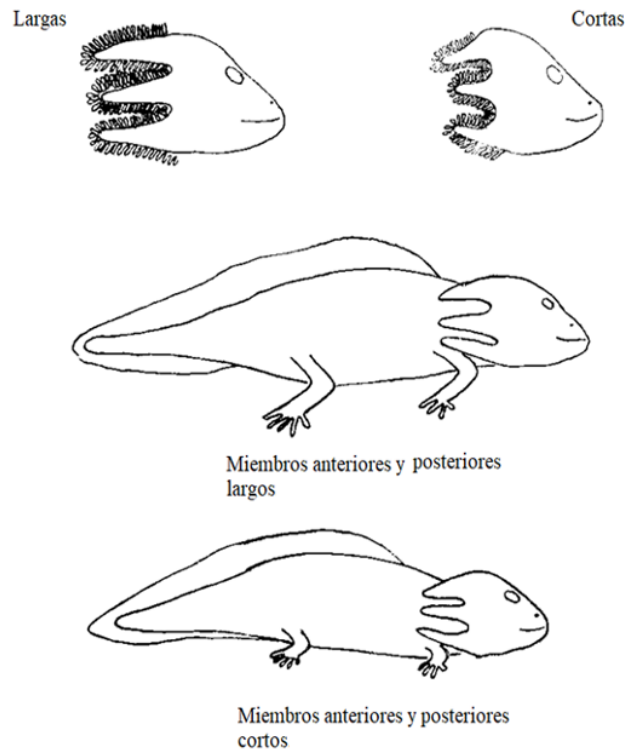
Dientes (paladar)



Partes del cuerpo



Branquias plumosas



Membrana interdigital



Cabeza

Robusta



Aplanada



Bulbo caroso en la cloaca

Ausente



Presente

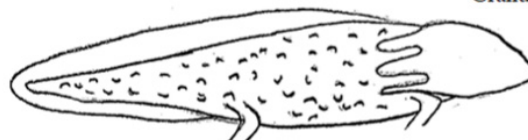


Textura de la piel

Lisa



Granulosa



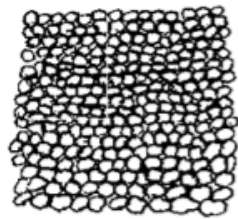
Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

- Altig, R. 1987. Key to the anuran tadpoles of México. *The Southwestern Naturalist*, 32 Vol. (1): 75-84.
- Altig, R. y R.W. McDiarmid. 1999. *Body plan: development and morphology*. pp. 24-51. En: McDiarmid, R.W. y R. Altig (Eds.). *Tadpoles: The Biology of Anuran Larvae*. University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 458 pp.
- Borges-Provete, D., M.V. Garey, Natacha V. Garey D. de Cerqueira Rossa-Feres. 2011. The tadpole of *Physalemus moreirare* (Anura, Leiuperidae). *Herpetologica*, 67 (3): 258-270.
- Duellman, W.E. 2020. *The amphibians and reptiles of Michoacán, México*. Lector House. 160 pp.
- Duellman, W.E. y L. Trueb. 1994. *Biology of amphibians*. McGraw-Hill. Oklahoma. Estados Unidos. 670 pp.
- Kolenc, F., C. Borteiro, L. Alcalde y D. Baldo. 2008. Comparative larval morphology of eight species of *Hypsiboas wagler* (Amphibia, Anura, Hylidae) from Argentina and Uruguay, with a review of the larvae of this genus. *Zootaxa*, 1927: 1-66.
- Lynch, J.D. y Ángela M. Suarez- Mayorga. 2011. Clave Ilustrada de los renacuajos en las tierras bajas al oriente de los Andes, con énfasis en Hylidae. *Caldasia*, 33 (1): 235-270.
- McDiarmid, R.W. y R. Altig. 1999. Introduction: the tadpole arena. pp.1-6. En: R.W. McDiarmid y R. Altig (Eds.). *Tadpoles: The Biology of Anuran Larvae*. University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 458 pp.
- McPeak, R.H. 2000. *Amphibians and reptiles of Baja California*. Sea Challengers. Monterrey, California, Estados Unidos. 99 pp.
- Oliver-López, L., G.A. Woolrich-Piña, J.A. Lemos-Espinal. 2009. *La familia Bufonidae en México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México, México. 139 pp.
- Santana-Annibale, F., V.T. Tsutae de Sousa, C.E. de Sousa, M.D. Venesky, D. de Cerqueira Rossa-Feres, R.J. Wassersug y F. Nomura. 2019. Smooth, striated, or rough: how substrate textures affect the feeding performance of tadpoles with different oral morphologies. *Zoomorphology*, 139: 97-110.
- Santana, D.J., F. de Medeiros-Magalhanes, V. de Avelar San Pedro y S. Mangia. 2016. Calls and tadpoles of the species of *Pseudis* (Anura, Hylidae, Pseudae). *Herpetological Journal*, 26: 141-150.
- Vassilieva, A.B., A. Sinev y A. Tiunob. 2017. Trophic segregation of anuran larvae in two temporary tropical ponds in southern Vietnam. *Herpetological Journal*, 27 (2): 217-229.
- Wells, K.D. 2007. *The ecology and behavior of amphibians*. University of Chicago Press. Chicago, Estados Unidos. 1400 pp.
- Woolrich-Piña, G.A., L. Oliver-López y J.A. Lemos-Espinal. 2005. *Anfibios y reptiles del Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla*. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 54 pp.

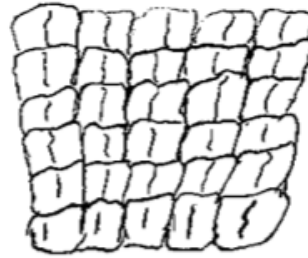
Anexo III

Reptiles, squamata (lagartijas)

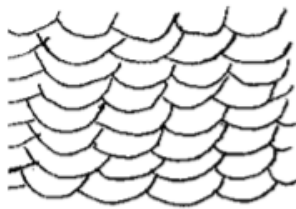
Tipos de escamas



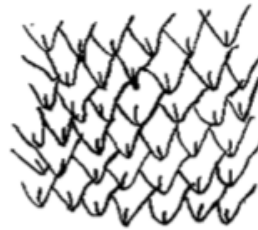
Granulares



Cuadrangulares



Cicloides



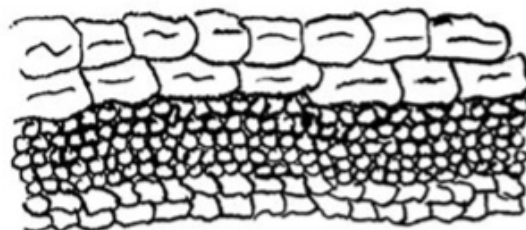
Quilladas

Disposición de algunas escamas del cuerpo



Región dorsal

Pliegue granular
poco desarrollado

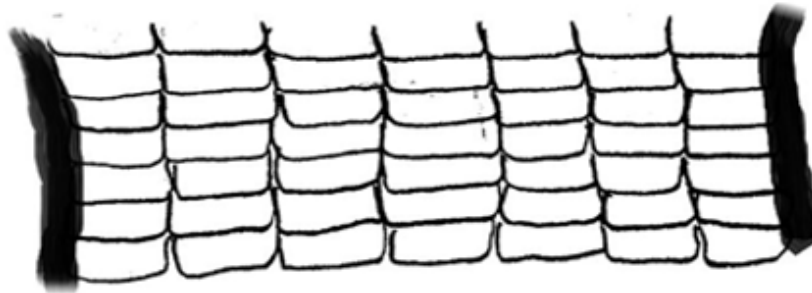


Región dorsal

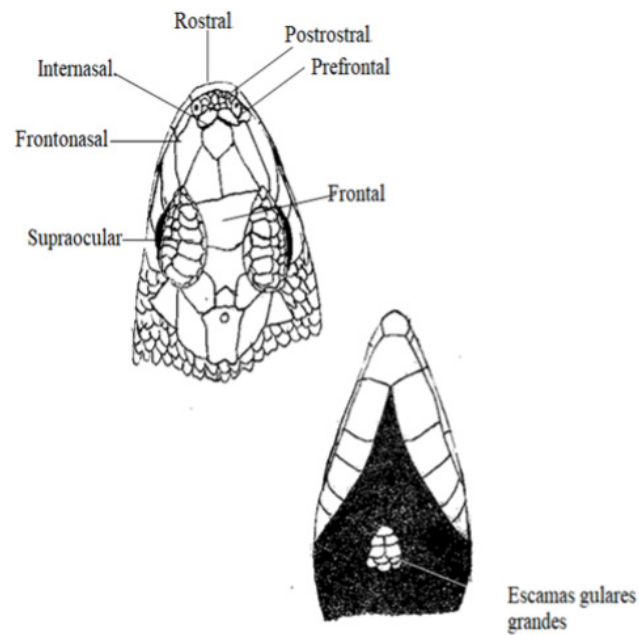
Pliegue granular
bien desarrollado

Región ventral

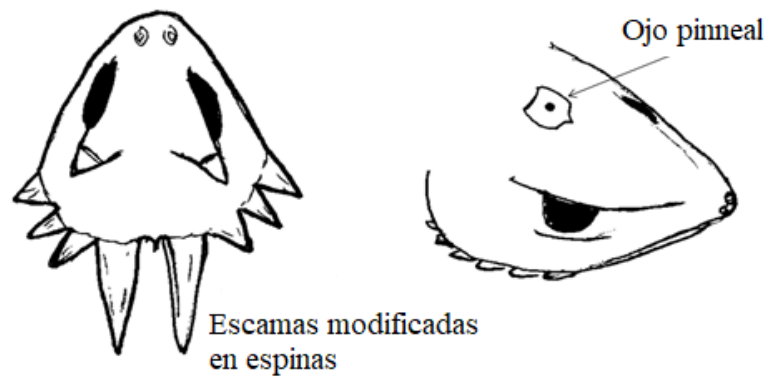
Disposición de las escamas ventrales en 7 hileras longitudinales.



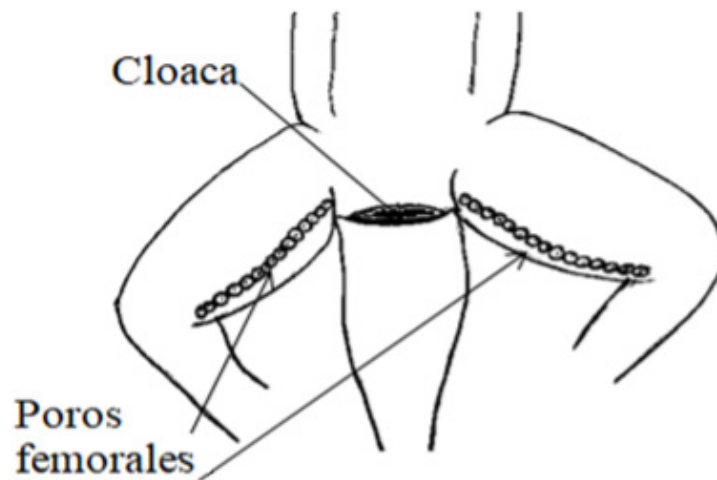
Escamas de la cabeza y región gular



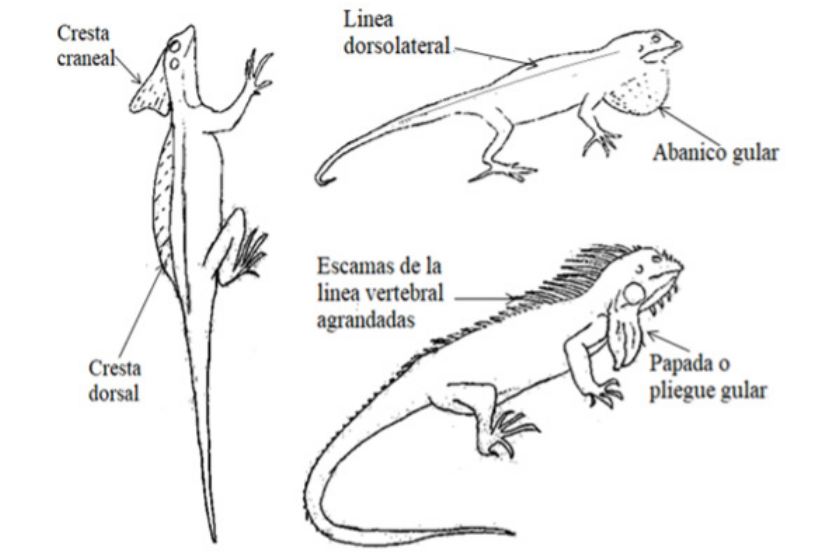
Modificación de algunas escamas de la cabeza y presencia de ojo pineal



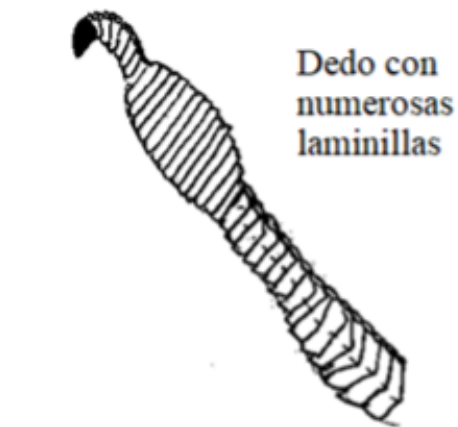
Poros femorales y cloaca



Algunas estructuras ornamentales



Dedos o falanges con modificaciones



Reptiles squamata cont. (serpientes)

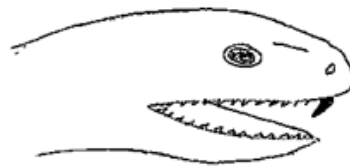
Dentición en serpientes



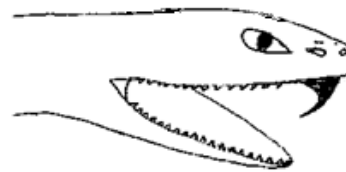
Aglifa



Opistoglifa



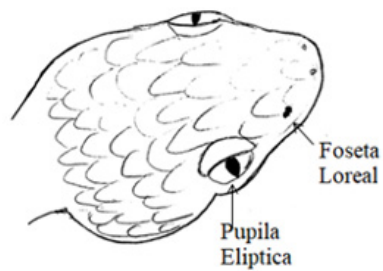
Proteroglifa



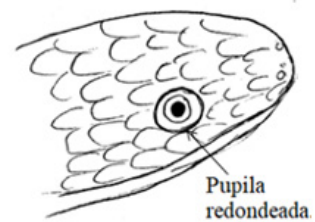
Solenoglifa

Forma de la cabeza

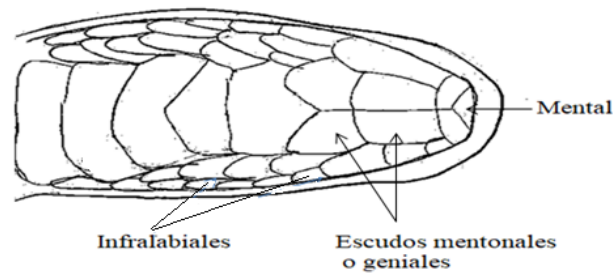
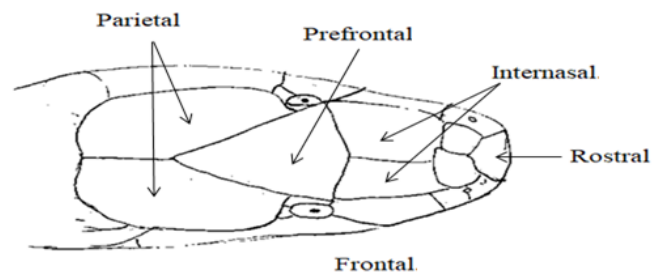
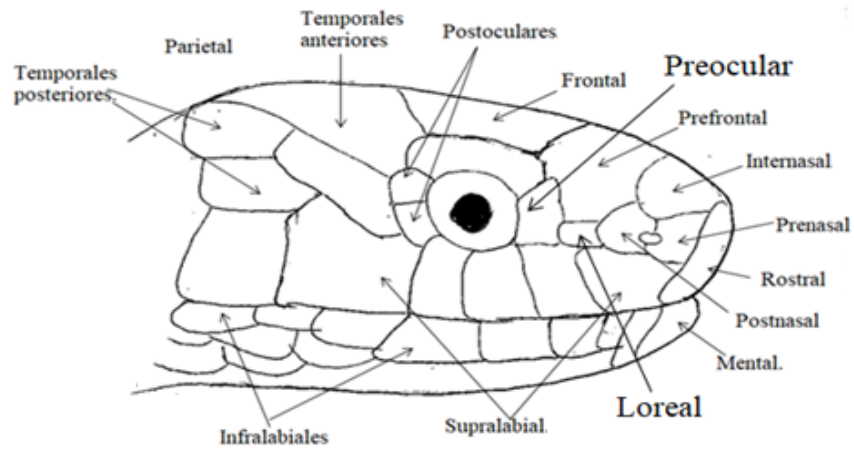
Cabeza triangular



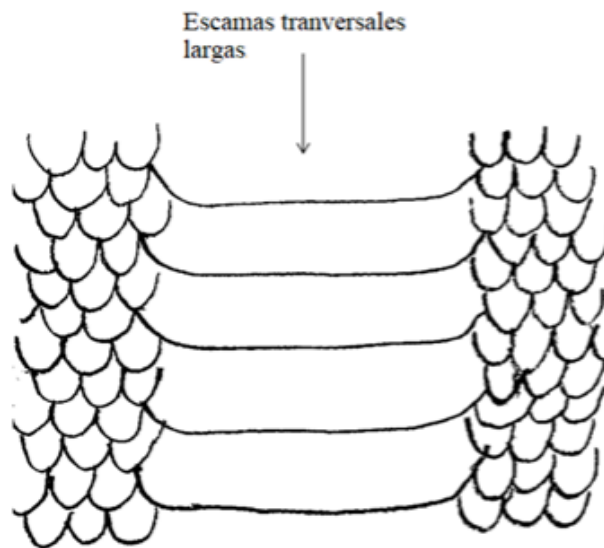
Cabeza redondeada



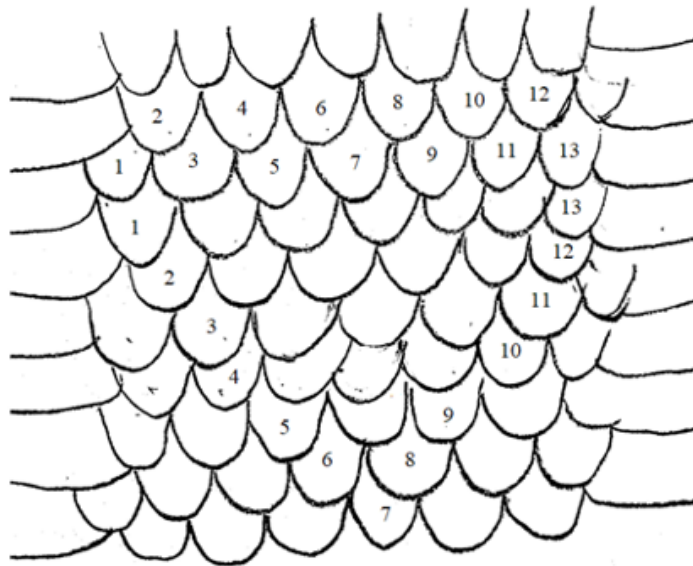
Escamas de la cabeza, rostro y región gular



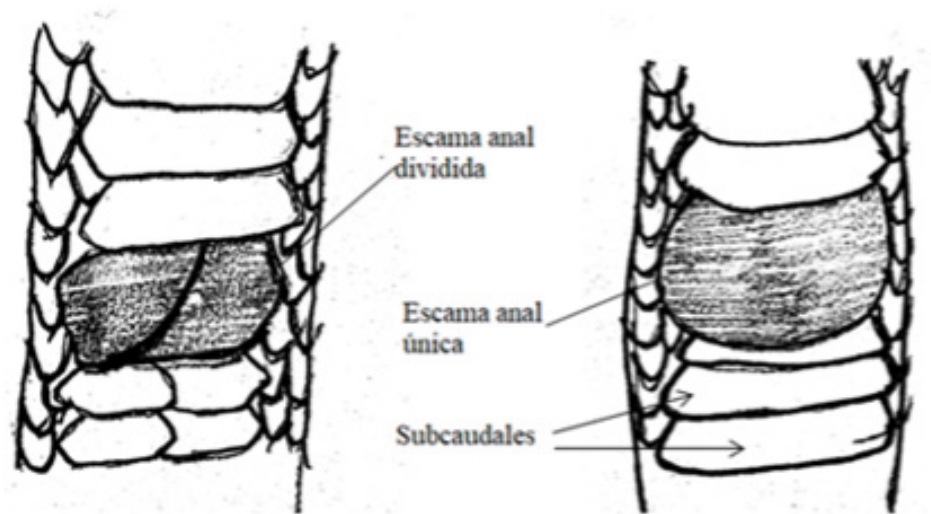
Disposición de las escamas ventrales



Forma de contar las escamas: en zig-zag o en forma de "v"



Forma de la escama anal o cloacal



Modificación de la región caudal



Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

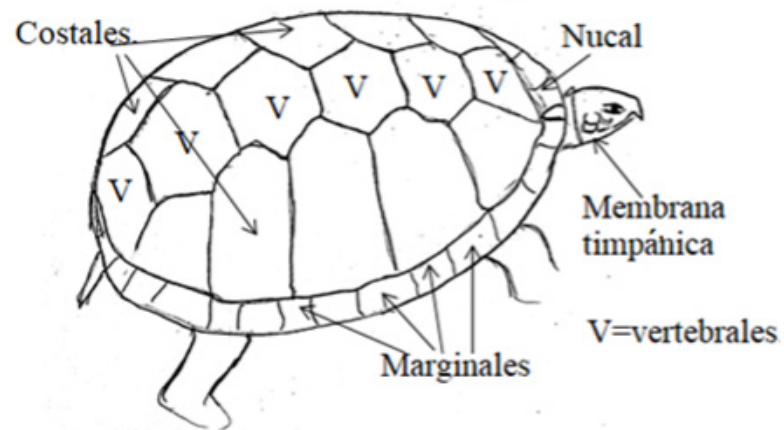
- Altamirano-Álvarez, T.A. y M. Soriano-Sarabia. 2010. *Anfibios y reptiles. Especies de Alvarado, Veracruz, México*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 100 pp.
- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco-López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- Calderón-Mandujano, R.R., H. Bahena- Basave y S. Calme. 2008. *Anfibios y reptiles de la Reserva de la Biosfera de Sian Ka'an y zonas aledañas*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. ECOSUR. Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología. PNUD. Global Environment Facility. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. y Sian Ka'an reserva de la Biosfera. México. 110 pp.
- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Díaz-Gamboa, L., D. May-Herrera, A. Gallardo-Torres, R. Cedeño-Vázquez, V. Gonzales-Sánchez, X. Chiappa-Carrara y C. Yañez-Arenas. 2020. *Catálogo de reptiles de la península de Yucatán*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 313 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- Jiménez-Velázquez, G., J.A. Sandoval-Quintero y N. Trigo-Boix. 2012. *Guía teórica y metodológica para el conocimiento y manejo de la herpetofauna*. Manual No 35. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. México. 102 pp.
- Lemos-Espinal, J.A. y J.R. Dixon. 2013. *Amphibians and reptiles of San Luis Potosí*. Texas A. and M. University. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 300 pp.
- McPeak, R.H. 2000. *Amphibians and reptiles of Baja California*. Sea Challengers. Monterrey California, Estados Unidos. 99 pp.
- Myska, P. 2013. *Anfibios, reptiles, aves y mamíferos de México occidental*. Viva Natura. Fundación Punta de Mita. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Iniciativa Bahía de Banderas. México. 300 pp.
- Pérez-Higareda, G., M.A. López-Luna y H.M. Smith. 2007. *Serpientes de la región de los Tuxtlas, Veracruz, México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 189 pp.
- Ramírez-Bautista, A. U. Hernández-Salinas, U.O. García-Vázquez, A. Leyte-Manrique y L. Canseco-Márquez. 2009. *Herpetofauna del Valle de México: diversidad y conservación*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. México. 213 pp.
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.
- Santiago-Pérez, A.L., M. Domínguez-Laso, V.C. Rosa-Espinoza y J.M. Rodríguez-Canseco. 2012. *Anfibios y reptiles de las montañas de Jalisco: Sierra de Quila*. Universidad de Guadalajara. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. COATZIN. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. México. 226 pp.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, ELSEVIER. San Diego, California, Estados Unidos. 697 pp.
- Woolrich-Piña, G.A., L. Oliver-López y J.A. Lemos-Espinal. 2005. *Anfibios y reptiles del Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla*. Universidad Nacional Autónoma de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 54 pp.

Anexo IV

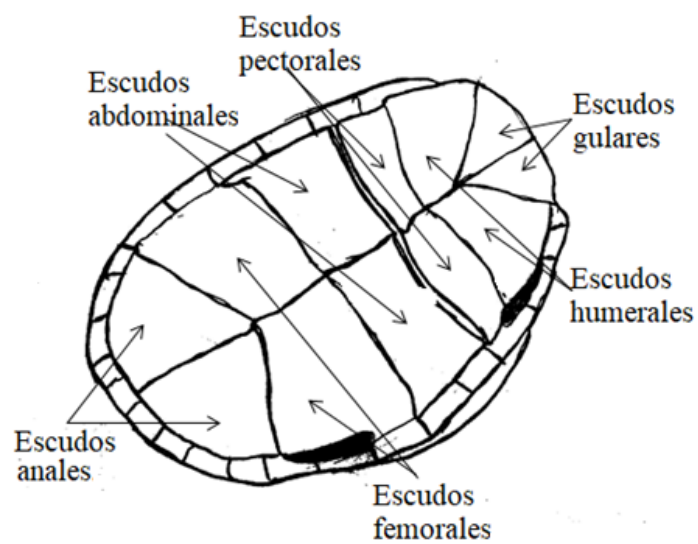
Testudines y Cocodrilia (tortugas y cocodrilos)

Regiones del caparazón y plastrón

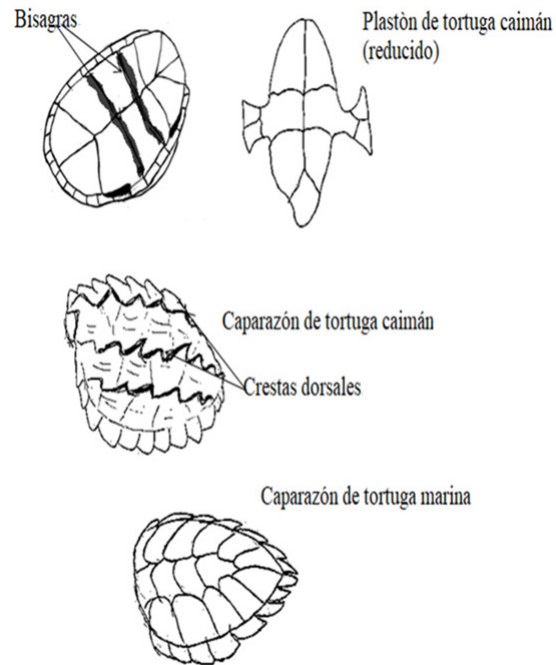
Caparazón o carapacho



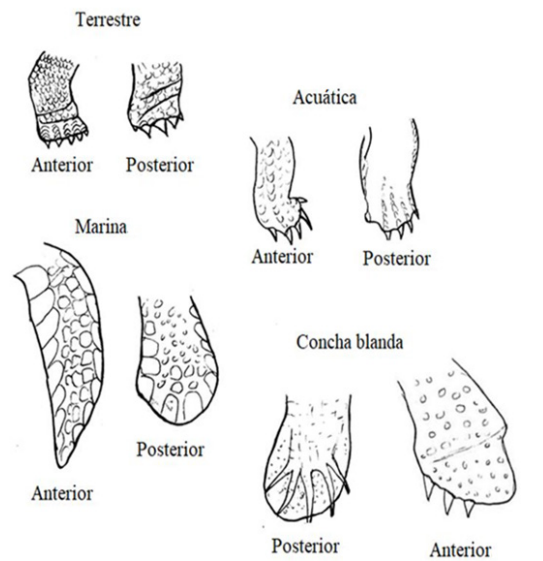
Plastrón



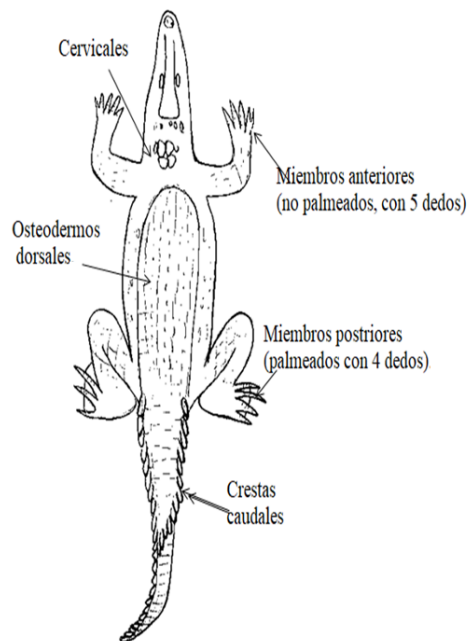
Algunas modificaciones del caparazón y plastrón



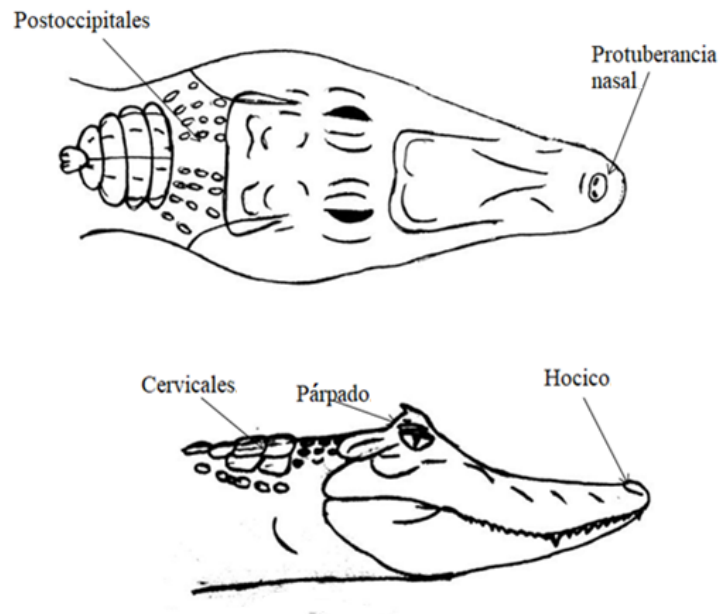
Miembros anteriores y posteriores de diferentes tortugas



Regiones del cuerpo en un cocodrilo



Cabeza



Diferencias en el rostro de *C. acutus* y *C. moreletii*



C. acutus



C. moreletii

Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

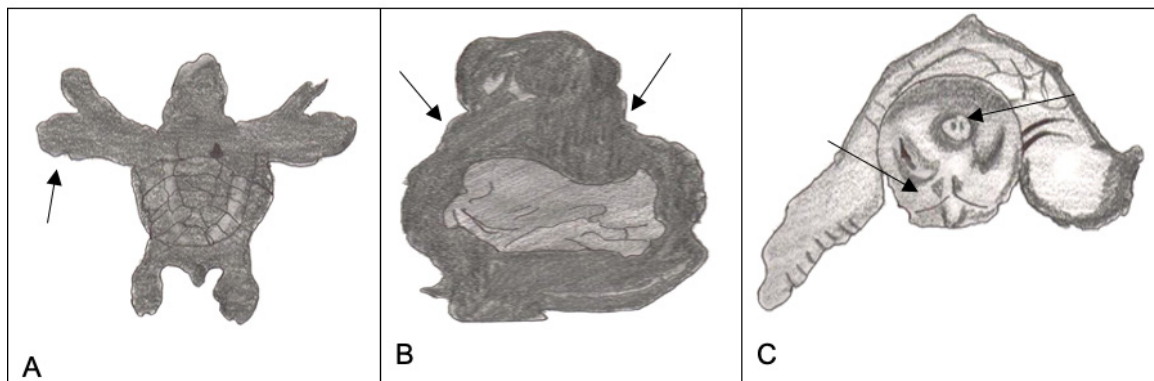
- Altamirano-Álvarez, T.A. y M. Soriano-Sarabia. 2010. *Anfibios y reptiles. Especies de Alvarado, Veracruz, México*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. 100 pp.
- Altamirano-Álvarez, T.A., M. Soriano-Sarabia y J. Franco-López. 2016. *Ecología de anfibios y reptiles métodos y técnicas para su estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Liga Mexicana de Fauna Silvestre. México. 100 pp.
- Animaldiversityweb. 2023. animal diversity, En: <https://animaldiversity.org/accounts/Emydidae/Chrysemys-picta>. Consultado: 20/julio/2023.
- Calderón-Mandujano, R.R., H. Bahena-Basave y S. Calme. 2008. *Anfibios y reptiles de la Reserva de la Biosfera de Sian Ka'an y zonas aledañas*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. ECOSUR. Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología. PNUD. Global Environment Facility. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. y Sian Ka'an Reserva de la Biosfera. México. 110 pp.
- Casas-Andreu, G. y C.J. Mac Coy. 1987. *Anfibios y reptiles de México Claves ilustradas para su identificación*. Limusa. Ciudad de México, México. 90 pp.
- Díaz-Gamboa, L., D. May-Herrera, A. Gallardo-Torres, R. Cedeño-Vázquez, V. Gonzales-Sánchez, X. Chiappa-Carrara y C. Yáñez-Arenas. 2020. *Catálogo de reptiles de la península de Yucatán*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 313 pp.
- González-Hernández, A.J.X., J.M. Garza-Castro y C.J. Balderas-Valdivia. 2021. *Manual de identificación de la herpetofauna de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 63 pp.
- McPeak, R.H. 2000. *Amphibians and reptiles of Baja California*. Sea Challengers. Monterrey, California, Estados Unidos. 99 pp.
- Myska, P. 2013. *Anfibios, reptiles, aves y mamíferos de México occidental*. Viva Natura. Fundación Punta de Mita. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Iniciativa Bahía de Banderas. México. 300 pp.
- NaturalistaColombia. 2023. Naturalista: una comunidad para naturalistas. Consultado: 20/julio/2023. En: <http://colombia.inaturalist.org/taxa/40019-Testudinidae>
- NaturalistaMéxico. 2023. Naturalista: una comunidad para naturalistas. Consultado: 20/julio/2023. En: <https://www.naturalista.mx/taxa/24451-Anotheca-spinosa>.
- NaturalistaMéxico. 2023. Naturalista: una comunidad para naturalistas. Consultado: 20/julio/2023. En: <https://www.naturalista.mx/taxa/39539-Tinychidae>.
- NaturalistaMéxico. 2023. Naturalista: una comunidad para naturalistas. Consultado: 20/julio/2023. En: <https://www.naturalista.mx/taxa/39680-Chelydridae>
- Ramírez-Bautista, A., U. Hernández-Salinas, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, D. Lara-Tufiño, I.G. Mayer-Goyenechea y J.M. Castillo-Cerón. 2014. *Los anfibios y reptiles de Hidalgo, México: diversidad, biogeografía y conservación*. Sociedad Herpetológica Mexicana A.C. Pachuca, Hidalgo, México. 387 pp.
- Sánchez-Herrera, O., G. López Segura-Jauregui, A. García-Naranjo y H. Benítez-Díaz. 2011. *Programa de monitoreo de cocodrilo de pantano (Crocodylus moreletti) México-Belice-Guatemala*. México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 270 pp.
- Sigler, L. 1997. Escutelación de *Crocodylus acutus* y *C. Moreletti* en México. En: *Memorias de la Cuarta Reunión Regional del grupo de especialistas en cocodrilos de UICN*, CRIA, SECOCOM, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tabasco, México. 193 pp.
- Vitt, L.J. y J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology. An introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press, Elsevier. San Diego, California, Estados Unidos. 697 pp.

Anexo V

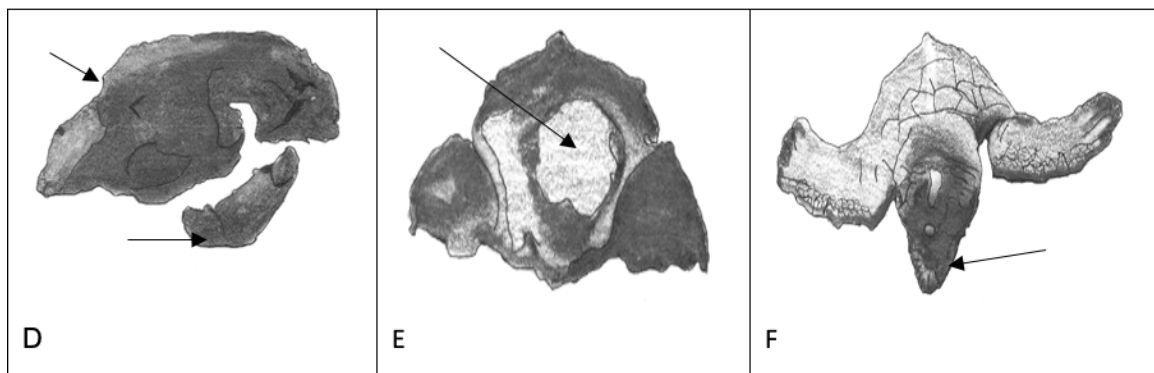
Malformaciones en embriones de tortugas

Malformaciones en embriones y neonatos de tortuga golfina (*Lepidochelys olivacea*).

Malformaciones en embriones y neonatos de tortuga golfina (*Lepidochelys olivacea*).



Neonato de tortugas golfina: A) bifurcación de aletas anteriores (flechas); B) biamelia anterior (ausencia de las dos aletas anteriores); C. Organismos albino (ausencia de pigmentación en la piel) y rinodermo (con dos narices y cuatro fosas nasales).



D) Gemelos desiguales de embriones de tortuga golfina que muestran tamaño y grado de desarrollo distintos. E) organismo con exencefalia (cerebro fuera del cráneo) F) Ejemplar albino, que exhibe: a) ciclopía (con un solo ojo) y b) arrinia (ausencia de nariz). Modificados de Bárcenas-Ibarra y Maldonado-Gasca (2009).

Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

Bárcenas-Ibarra, A. y A. Maldonado-Gasca. 2009. Malformations in embryos and neonates of Olive Ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*) in Nuevo Vallarta, Nayarit, México. *Veterinaria Mexicana*, 40 (4): 371-380.

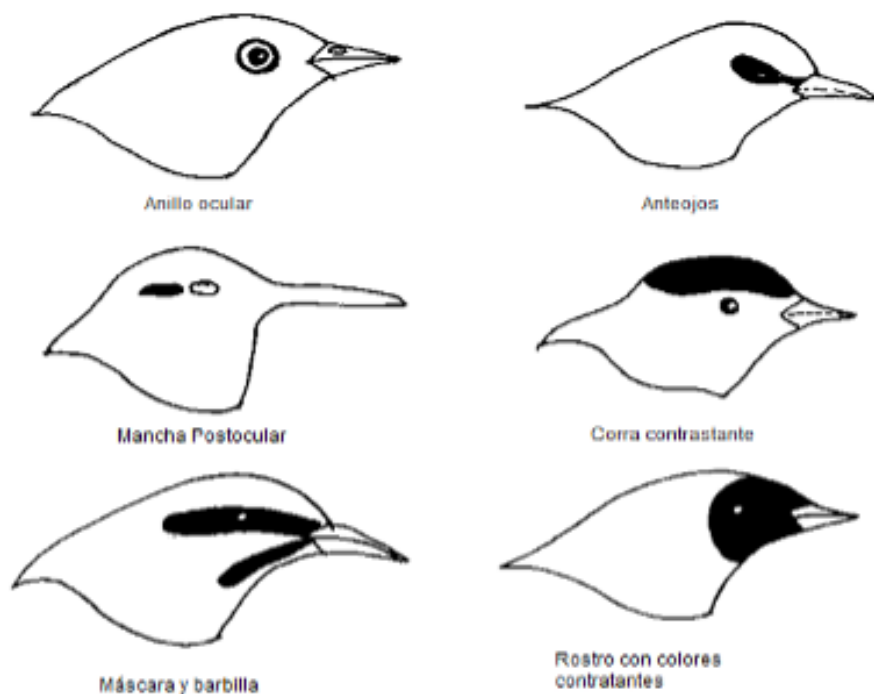
Anexo VI

Diferentes tipos de picos

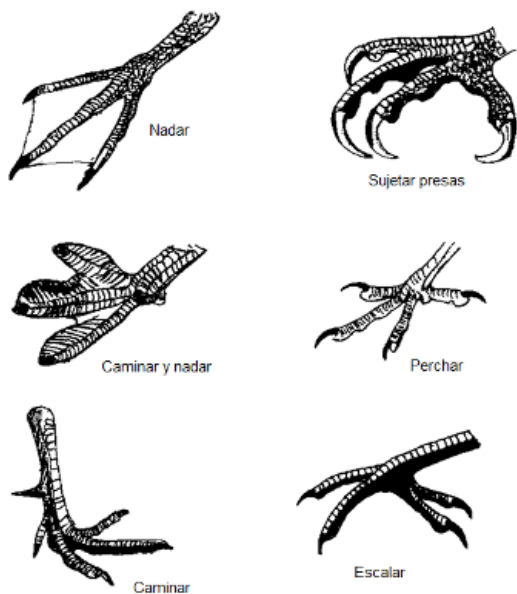


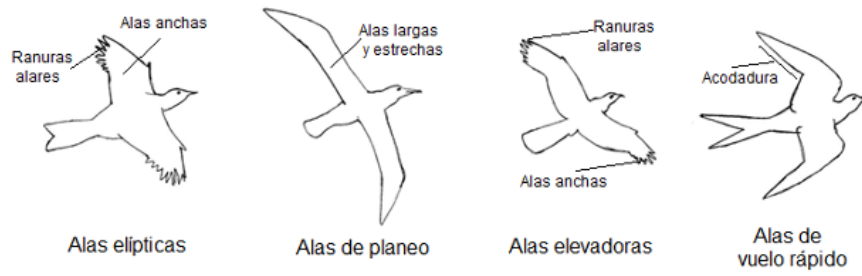
Patrones de la cabeza





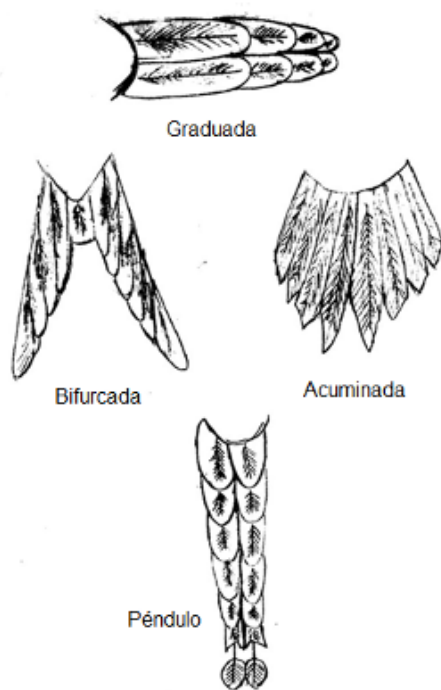
Tipos de patas y sus funciones



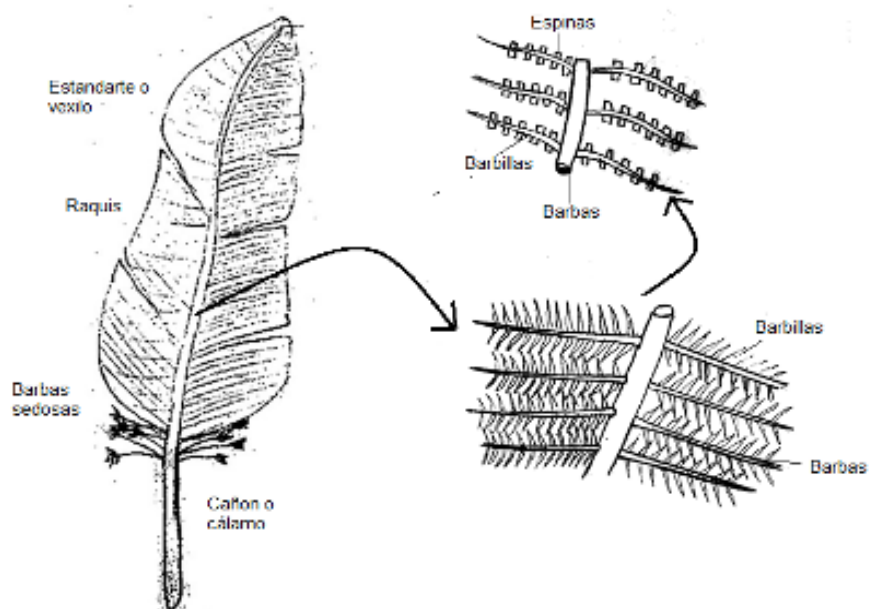


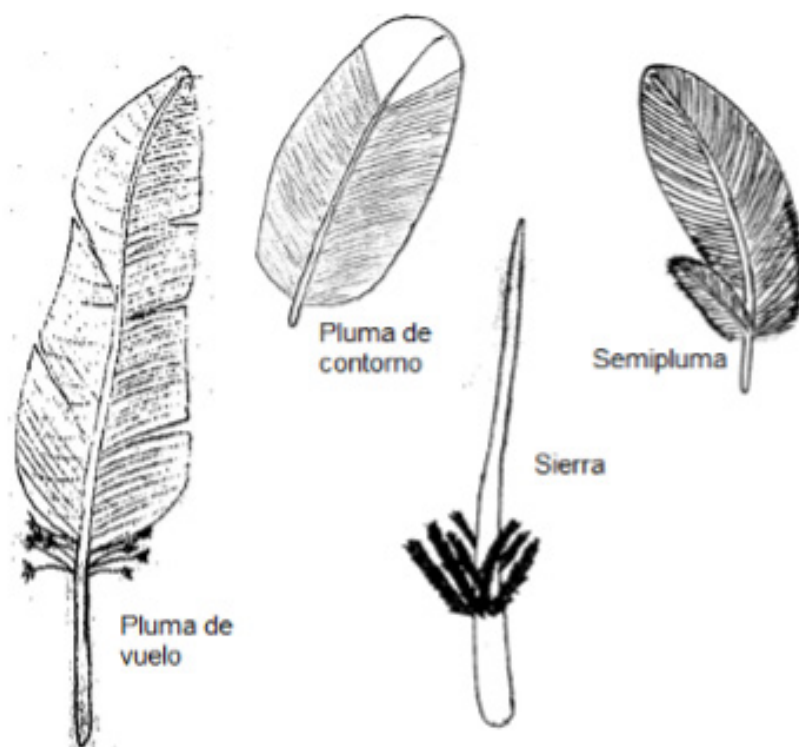
Tipos de colas





Plumas





Los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

Chiappe, L.M. 2007. *Glorified dinosaurs: The origin and early evolution of birds*. Wiley-Liss. University of New South Wales Press. Gales. 192 pp.

Ginn, H.B. y D.S. Melville. 1983. *Moult in birds*. British Trust for Ornithology. Cornell University. Inglaterra. 112 pp.

Hickman Jr., C.P., L.S. Roberts, L. Keen, Susan, A. Larson, H.I' Anson y D.J. Eisenhour. 2013. *Principios Integrales de Zoología*. Mc Graw Hill. Madrid, España. 917 pp.

Kardong, K. 2007. *Vertebrados: anatomía comparada, función y evolución*. Mc Graw-Hill, Interamericana. Madrid, España. 782 pp.

Kazilek, C.J. 2017. *Biología de las plumas*. Arizona State University School of Life Sciences ask a biologist. Disponible en: <https://askabiologist.asu.edu/explore/biologia-de-las-plumas>.

Perrins, C. 2011. *Enciclopedia completa de las aves*. Libsa. España 608 pp.

Pough, H., C.M. Janis y J.B. Heiser. 2013. *Vertebrate life*. Pearson Education Inc. Illinois, Estados Unidos. 656 pp.

Revista Reduca. Disponible en: www.reduca.org y www.revistareduca.es. Consultada: 25 de enero del 2024.

Senar, J.C. 2004. *Mucho más que plumas*. Monografies del Museu de Ciències Naturals, Institut de Cultura. Barcelona, España. 193 pp.

Anexo VII

Perfiles de Aves Playeras

Calidris mauri

Playerito Occidental



El Playerito Occidental es un ave playera muy pequeña que mide tan solo unos 16 cm. desde la *punta* del pico hasta la punta de la cola. Tiene manchitas de color café cobrizo en la cabeza y hombros y un color amarillo pálido en el abdomen. Puede observar manchas oscuras en forma de flechas en su pecho y costados. Se mimetiza muy bien con su medio ambiente. Tiene patas negras y sus dedos están ligeramente unidos por una membrana.

Su pico es delgado y negro con la punta ligeramente encorvada hacia abajo. Los machos y las hembras se parecen mucho, pero las hembras son un poco más robustas y tienen el pico más grande.

Durante el invierno se puede encontrar a los Playeritos Occidentales a lo largo de la costa que va desde California hasta el Perú. A principios de abril forman grandes bandadas y empiezan su larga migración hacia las zonas de reproducción en el extremo norte. Muchos vuelan al Noroeste de Alaska y algunos llegan a atravesar el mar del Estrecho de Bering hasta Rusia.



Vuelan a lo largo de la costa del Pacífico de Norte América, haciendo escalas para descansar y comer. Al buscar alimento el movimiento de su pico es tan rápido que ha sido comparado con el movimiento de las agujas de las máquinas de coser. Durante la migración de invierno, se puede encontrar a los Playeritos Occidentales por la costa, pero también suelen estar tierra adentro en los humedales.

El Playerito Occidental macho por lo general llega a la tundra, su lugar de reproducción, a mediados de mayo, unos días antes que la hembra. La tundra está dotada de muchos estanques y lagunas ya que el subsuelo congelado llamado permafrost, no permite que haya un buen drenaje.

El macho escoge un lugar adecuado para hacer su nido y lo defiende de otros machos interesados. Cuando llega la hembra, le ayuda al macho a construir un nido bajo y con pastos. Hacen sus nidos muy cercanos unos de otros en pequeños montículos de pasto en la tundra. El nido por lo regular está escondido detrás de algún arbusto pequeño. La hembra pone cuatro huevos moteados en el nido y los padres toman turnos para incubarlos. Los polluelos rompen el cascarón a los 21 días y están cubiertos con un plumaje suave y moteado y empiezan a buscar comida inmediatamente, generalmente insectos.

Estas aves tienen que estar muy alertas a los depredadores como las comadrejas y las gaviotas. Uno de los padres a veces pretende tener un ala rota y se arrastra alejándose del nido para distraer a un depredador. Otra defensa que tienen los polluelos es su instinto de quedarse inmóviles, perfectamente quietos, cada vez que escuchan el grito de alarma de alguno de sus padres. Al principio ambos padres atienden a los polluelos, pero la hembra se va unos días antes de que los polluelos estén listos para volar. El macho se queda con ellos hasta que puedan volar (hasta que tienen como unos 19 días de edad).

Las aves adultas se reúnen para empezar el largo viaje al sur a fines del mes de Julio. Los polluelos se quedan en la zona de anidación, alimentándose de insectos y ejercitando sus músculos de vuelo. A mediados de agosto también ellos están listos para formar grandes bandadas y volar hacia el sur a pasar el invierno.

Dependen de los humedales para su alimentación. En los últimos años, los humedales están siendo rellenados con grava y concreto para luego convertirse en estacionamientos, edificios o tierras de aprovechamiento agrícola o ganadero. Algunas ciudades de Estados Unidos, Canadá y México han adoptado leyes que protegen a los humedales de la destrucción o perturbación.

Calidris alpina

Playero Dorsirrojo



Playero Dorsirrojo en plumaje de apareamiento



Playero dorsirrojo en plumaje normal

Es muy pequeño como unos 20 cm. desde la punta del pico hasta la punta de la cola. Tiene en la espalda un plumaje moteado rojizo y con el pecho de color claro con rayas oscuras. Tiene las patas negras y el pico ligeramente curvo hacia abajo, también negro. El rasgo más distintivo del plumaje se puede ver durante la época de apareamiento o reproducción durante el verano, ya que es el único playerito, además del *Calidris ptilocnemis*, que tiene un parche negro en la región abdominal.

Durante la migración y el invierno, se alimentan a la orilla del agua sondeando con movimientos suaves y ágiles su pico en el lodo. Durante el invierno, viven a lo largo de la costa en climas cálidos del hemisferio norte. Esto incluye a California y México, pero se les puede encontrar por todo el mundo, incluyendo a Japón y Corea.

Los *Calidris alpina* tienen una distribución de reproducción circumpolar, que quiere decir que se les encuentra por todo el mundo en todas las regiones de tundra del norte. En abril y mayo, llegan a su lugar de reproducción en la tundra del norte de Alaska, Canadá, Escandinavia y Rusia. El macho lleva a cabo la canción del cortejo en el aire, para atraer a la hembra, y demarca su territorio de anidación. La pareja entonces construye un nido bajo, acolchado con pastos u hojas de sauce. La hembra pone 4 huevos verdosos con manchas verdes y cafés.

Los padres toman turnos para incubar los huevos durante 22 días. Mientras un padre está empollando el nido, el otro se alimenta en la cercanía. Las crías están listas para volar a los 20 días. Los adultos dejan a los críos y emprenden su vuelo hacia el sur a fines de julio a mediados de agosto. Las aves tardan más en llegar al sur, que lo que tardaron en su viaje al norte. Algunas permanecen en Alaska durante el invierno. Los *Calidris alpina* frecuentemente hacen paradas en los humedales, especialmente en las planicies fangosas de la costa o esteros para alimentarse.

Al igual que otras aves playeras, esta especie depende de humedales limpios y sanos para su sobrevivencia. La contaminación está matando la vida en algunos humedales. Los derrames de petróleo o hidrocarburos es uno de los tipos de contaminación que más afecta a los humedales. El petróleo es muy dañino para las aves de muchas maneras ya que mata a los pequeños animalillos de los cuales dependen para comer y si llega a cubrir el plumaje de las aves playeras, quitándoles su protección natural.

Limnodropus spp.

Costurero Marino



En general tienen un color cobrizo, con dorsos más oscuros y con motas marrón y el pecho y abdomen de color café-rojizo. Son más grandes que *Calidris mauri* y que *Calidris alpina*, tienen picos largos y negros como tijeras y las patas verdes.

Hay dos especies de costureros marinos en Norte América, el costurero marino de pico largo y el de pico corto. En el primero el pico además es más grueso que el del segundo. Son difíciles de diferenciar. Sus llamados, sin embargo, son muy diferentes. Sus cantos también son diferentes. Aunque generalmente los cantos de las aves se escuchan únicamente durante la época de apareamiento o en las zonas de reproducción, el canto del costurero de pico largo puede ser escuchado en cualquier época del año.

Los costureros marinos de la costa occidental del continente americano pasan el invierno en la costa que va desde California hasta el Perú. A principios de marzo empiezan a migrar en pequeños grupos hacia el norte. Durante el vuelo hacia el norte, los costureros llegan a viajar 4,023 km, cuando llegan a parar, los costureros migrantes utilizan una gran variedad de humedales costeros o de tierra adentro. Los costureros de pico corto prefieren el agua salada al agua dulce.

Durante la migración se alimentan de lombrices, almejas, caracoles y pulgas de playa. Los costureros se alimentan moviendo la cabeza de arriba hacia abajo, como máquinas de coser. Seguido meterán la cabeza entera bajo el agua. Los costureros anidan en hábitats abiertos a lo largo de las costas de Alaska y Rusia o bien tierra adentro en Canadá. Los nidos se pueden encontrar en la tundra del Ártico, pantanos pastosos y zonas lodosas.

El macho llega primero a la zona de anidación y escoge un buen lugar para hacer el nido. Marca su territorio y empieza a cortejar a la hembra, flotando en el aire por encima del lugar que escogió para construir el nido y entonando una canción (las diferentes especies de costureros marinos tienen una canción de cortejo particular). Una vez que logra conquistar a una hembra, esta le ayuda al macho a construir el nido en la tierra con pastos y musgo. Los nidos de los costureros marinos de pico largo suelen estar en lugares muy húmedos. La hembra pone entonces 4 huevecillos verdes con manchitas color marrón y durante 21 días tomarán turnos para incubar los huevos.



Tan pronto como los polluelos salen del huevo la hembra los deja. Ella pasa una temporada muy corta en el Ártico ya que regresa al sur a fines de junio, en cambio el macho se queda a cuidar a los polluelos. Al igual que otras aves playeras, los polluelos del costurero marino pueden caminar al nacer, pero no pueden volar sino hasta unas semanas después.

El macho protege a los polluelos de los depredadores y les enseña a buscar insectos, escarabajos y semillas de plantas acuáticas. Cuando tienen unos pocos días de nacidos, los polluelos empiezan a ejercitar los músculos de sus tiernas alas, estirándolas mientras caminan, luego empiezan a dar algunos pasos combinándolos con cortos vuelos mientras corren en busca de comida. Tan pronto como los polluelos aprenden a volar, el macho los agrupa con otros machos para empezar el vuelo hacia el sur. Los pájaros más jóvenes se quedan atrás practicando una o un par de semanas más sus técnicas de vuelo. Al igual que muchas aves playeras, los jóvenes costureros marinos se quedan atrás solos y tendrán que buscar su camino al sur por sí mismos.

Pluviales squatarola

Chorlo gris



En el pasado, los costureros marinos fueron fuertemente cazados y grandes números llegaron a satisfacer las demandas de los mercados de América del Norte. Actualmente, el gran peligro que tienen que enfrentar no es la caza sino la pérdida de los humedales de los cuales dependen para sobrevivir.

El Chorlo gris es un ave playera tímida. Cuando está con su plumaje de reproducción tiene manchas blancas y negras en el dorso, con la cara, el cuello y el pecho color negro. Hay un poco de blanco bajo la cola y una franja distintiva que baja a los lados del cuello. El negro de su región abdominal se extiende hasta la cara, opuesto al Chorlo Dorsirrojo. El lugar bajo el ala, junto al cuerpo siempre es negro. Las patas y el pico corto también son negros.

Los organismos que anidan en el Ártico pasan el invierno en los pastizales y playas a lo largo de la costa que va desde la Columbia Británica hasta Chile. Prefieren planicies lodosas, las costas lodosas, las playas y los bancos de arena, también le gusta los campos con pasto corto, especialmente los que están húmedos.

Se alimentan con las lombrices, gusanos y escarabajos que encuentran por allí. Al igual que otras aves playeras, los chorlos vuelan grandes distancias. A mediados de abril, los chorlos empiezan el largo vuelo hasta la zona de anidación en la tundra del norte. Vuelan en pequeños grupos junto con otras especies de aves playeras. Juntos emprenden el largo vuelo hasta la costa del océano ártico. El macho escoge un buen sitio para construir su nido en la tundra, en un montículo pastoso con buena vista y defiende su lugar, o territorio, de otros machos interesados. Luego corteja a la hembra con un corto vuelo en zig-zag o un vuelo tipo "mariposa".

Ambos padres construyen el nido juntos, el macho construye el armazón mientras que la hembra provee el acolchado con pastos o líquenes. La hembra pone 4 huevos color rosa, verde o marrón con manchas oscuras. Los padres toman turnos para la incubación de los huevos durante 23 días. Al igual que otras aves playeras, no deben ser disturbados mientras empollan los huevos pues de lo contrario abandonan el nido.



Plumaje de apareamiento



Plumaje normal

Los pájaros jóvenes comen mucho y crecen rápidamente en los largos días de luz del verano ártico. Ambos padres cuidan a los polluelos y les enseñan a cazar larvas de insectos y escarabajos. El largo vuelo hacia el sur comienza en el otoño, durante el mes de julio o agosto. Los adultos son los primeros en irse y tan pronto como los músculos de sus alas están lo suficientemente fuertes, los jóvenes emprenden el vuelo hacia el sur. Durante la larga migración otoñal, estas aves hacen paradas frecuentes en diferentes humedales para comer y descansar.

Los perfiles de las aves playeras y los esquemas de esta sección se realizaron tomando como guía la siguiente literatura consultada

- Enticott, J. y D. Tripling., 1997. *Sea birds of the world*. Stackpole Books. New Holland (Publishers). Reino Unido, Inglaterra. 234 pp.
- Furness, R.W. y P. Monaghan. 1987. *Seabird Ecology*. Springer. Nueva York, Estados Unidos. 165 pp.
- Grant, P.J. 2010. *Gulls. A Guide to Identification*. Bloomsbury. Montgomery, Estados Unidos. 352 pp.
- Harrison, P. 1983. *Seabirds, an identification guide*. Croom-Helm. Claremont, Sudáfrica. 438 pp.
- Harrison, P. 1996. *Seabirds of the World. A photographic Guide*. Christopher Helm. Princeton University Press. Estados Unidos. 317 pp.
- Hickman Jr., C.P., L.S. Roberts, L. Keen, Susan, A. Larson, H.I'. Anson y D.J. Eisenhour. 2013. *Principios Integrales de Zoología*. Mc Graw Hill. Madrid, España. 917 pp.
- Kimball, L., L. Garret. y K. Kaufman. 1987. *The Audubon Society Book of Water Birds*. Harry. N. Abrams, Inc. Publishers. Nueva York. 252 pp.
- Löfgren, L. 1984. *Ocean Birds. Their breeding, biology and behaviour*. Croom Helm. 240 pp.
- Margalef, R., 1967. *Ecología marina*. Fundación La Salle de Ciencias Naturales. Fondo de Cultura Científica, Venezuela. 532 pp.
- Peterson, R.T. y E.L. Chalif., 1994. *Aves de México. Guía de Campo*. 2ª ED. Editorial Diana., S.A. de C.V. México. 473 pp.
- Schreider, E.A. y J. Burger. 2001. *Biology of marine birds*. CRC Press. Florida, Estados Unidos. 740 pp.
- Tuck, G. y H. Heinzel. 1980. *Guía de Campo de las aves marinas de España y del Mundo*. Ed. Omega. Barcelona, España. 340 pp.



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

UNIDAD IZTAPALAPA

División de Ciencias Biológicas y de la Salud



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