



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CHETUMAL

Departamento de Ingeniería Química y Bioquímica



Licenciatura en Biología

LBIO-2003-233

MANUAL DE PRÁCTICAS: “MANEJO DE FAUNA SILVESTRE”



Biol. José Luis Martínez Lorenzo

Agosto, 2020

AGRADECIMIENTOS.

El presente manual de prácticas se realizó durante el período Sabático Agosto 2019 - Agosto 2020, con la finalidad de contar con una herramienta de apoyo para los alumnos de la materia de “Manejo de Fauna Silvestre” que se imparte en la Licenciatura en Biología del Instituto Tecnológico de Chetumal.

Agradecer al Tecnológico Nacional de México por el apoyo que nos brinda a los docentes de contar con un tiempo dedicado a actualizar los conocimientos de nuestro quehacer diario en la docencia, al Instituto Tecnológico de Chetumal y de manera muy especial a su director Ing. Mario Vicente González Robles por su apoyo siempre incondicional, al personal administrativo que nos orienta y apoya en el seguimiento de la convocatoria y también de manera muy especial a mis compañeros maestros que imparten clase en la Licenciatura en Biología, por compartir sus experiencias en la integración del presente manual.

CONTENIDO.

Práctica 1	
Técnicas de captura y manejo de anuros	6
Práctica 2	
Manual de métodos de captura para la familia Lacertidae	16
Práctica 3	
Contención y manipulación de mamíferos pequeños mediante trampas tomahawk	25
Práctica 4	
Fototrampeo de mamíferos de talla mediana y grande	43
Práctica 5	
Técnica de transectos para registro de encuentros visuales en anfibios	54
Práctica 6	
Manipulación y técnicas de captura de ofidios no venenosos.....	61
Práctica 7	
Identificación y evaluación de restos de pelaje de mamíferos pequeños.....	70
Práctica 8	
Métodos de contención física para el manejo de mamíferos en zoológicos	85
Práctica 9	
Técnicas de taxidermias para colecciones y museos para mamíferos	96
Práctica 10	
Diseción de aves para la colecta científica.....	114
Práctica 11	
Métodos de manejo y captura para aves con redes de niebla	131
Práctica 12	
Técnicas para el marcaje por banda o anillamiento en aves	139
Práctica 13	
Monitoreo de aves mediante conteo por puntos	151
Práctica 14	
Identificación de mamíferos mediante la colecta de huellas	159
Práctica 15	
Identificación de mamíferos en base a excretas	168
Práctica 16	
Identificación de anfibios a través de la vocalización	178

PRESENTACIÓN.

El presente manual se elaboró con el análisis de recopilaciones bibliografías y la experiencia de maestros que imparten la materia de Manejo de Fauna Silvestre en el Instituto Tecnológico de Chetumal, fue diseñado para alumnos de licenciatura que se encuentran cursando la materia de Manejo de Fauna Silvestre, como una guía de trabajo de laboratorio y de campo que refuerce los conocimientos teóricos de la materia en el aula.

Se abordan practicas de campo y laboratorio que van desde el conocimiento y la importancia de la fauna en México, Usos de la Fauna, Legislación, monitoreo, manejo y conservación de la fauna, Zoológicos y ecoturismo.

Las prácticas fueron diseñadas tomando en cuenta el entorno de desarrollo profesional del Instituto Tecnológico de Chetumal, así como la disposición de los materiales para su desarrollo. De la misma forma en el diseño de las prácticas se considera la participación activa de los estudiantes en donde desarrollen la creatividad, la capacidad de observación, la capacidad de síntesis pero sobre todo la capacidad de comprensión y la obtención de conocimiento significativo.

La diversidad biológica en que se ubica nuestro Tecnológico es sumamente diversa, por lo que en el manual se abordan aspectos importantes de cada clase de organismo que conforman la fauna silvestre, como son su importancia económica, social y ecológica, que van desde la importancia de la fauna en sus comunidades, el monitoreo, técnicas de captura y preparación de ejemplares entre otros aspectos.

Se plantean 16 prácticas de las cuales el profesor escogerá de acuerdo a su experiencia las que se puedan desarrollarse en función del tiempo.

NORMAS GENERALES DEL LABORATORIO.

Reglamento general de los laboratorios

1. Después de 10 minutos de iniciada la sesión, no se permitirá el acceso al laboratorio.
2. Se deberá traer el manual de prácticas de la materia correspondiente para realizar las prácticas sin duda alguna, de igual forma las prácticas deberán ser revisadas por los alumnos con anticipación para aclarar dudas previas a las actividades.
3. La entrega de material se realizará durante los primeros 15 minutos de iniciada la sesión.
4. Todo tipo de material que se solicite se hará bajo la firma del vale con sus respectivas especificaciones.
5. Durante el desarrollo de la práctica deberán usar bata blanca, limpia y abotonada, solo se la podrán quitar al término de la sesión.
6. Siga cuidadosamente las instrucciones del profesor.
7. Los objetos personales y mochilas deberán colocarse en el área anunciada para dichos materiales.
8. Queda estrictamente prohibido comer, fumar o beber en el laboratorio habiendo o no actividades dentro del mismo.
9. Durante la sesión de laboratorio no se permitirá el acceso a personas ajenas.
10. En caso de accidentes (quemaduras, cortaduras, intoxicaciones) avise inmediatamente al profesor o a la persona encargada al momento.

I.- PRÁCTICA 1.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

TÉCNICAS DE CAPTURA Y MANEJO DE ANUROS.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Capacidad de los estudiantes para el control de la toma de decisiones en metodologías o situaciones dadas.
- Capacidad del desarrollo de la comprensión del funcionamiento espacial y temporal de los especímenes.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Habilidad de trabajo en equipo.
- Capacidad de manejar situaciones de estrés.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Las técnicas de captura mencionadas aquí se hacen con el fin de tener mejores resultados y eficiencia a la hora de capturar anfibios, los cuales son muy diversos, estos métodos se adecuan a las condiciones del ambiente en el lugar que se encuentren estos organismos. La captura de anuros, así como su manejo, sirve para tener un mejor conocimiento de ellos, tales como su número de individuos, así como sus características particulares, su identificación, su fisiología y sobre todo un mejor trato a la hora de atraparlos, para evitar en lo menor posible el estrés o maltrato del ejemplar.

El grupo de anfibios ha sido uno de los menos estudiados a nivel nacional y también en la península de Yucatán. Una gran parte del ciclo de vida de los anfibios y en especial de los anuros, está relacionada con el agua como un requisito indispensable para su reproducción (etapas de huevo y larvaria) y

algunas especies de los géneros *Hyla* y *Leptodactylus* requieren de los cuerpos de agua durante toda su vida; sin embargo, otras especies como *Bufo marinus* y *B. valliceps* suelen observarse más frecuentemente en ambientes terrestres de selvas sin cuerpos de agua permanentes, pero con la necesaria condición de una elevada humedad en la condición ambiental ya que sin este factor la supervivencia de los organismos sería nula (Chablé - Santos, s.f.).

A la hora de capturar anuros de cualquier tipo, se debe tener en cuenta algunas características importantes, como cuáles son los lugares que frecuentan o a qué horarios del día estos organismos presentan mayor actividad y así como las épocas de año en que son más frecuentes. La mayoría de los anfibios muestran actividad máxima después de la puesta de sol, lo cual su búsqueda a esta hora resulta bastante efectiva y al depender los anfibios de ambientes húmedos, la mayoría de las especies de ranas, sapos y salamandras viven asociados a cuerpos de agua, permanentes y temporales, donde pueden ser observados y capturados (Gallina- Tessaro y López Gonzales, 2011).

Se recopilará información de manuales y cualquier otra fuente de información para obtener y adaptar técnicas de captura a las posibilidades del alumno o interesado en estos ejemplares, estas técnicas pueden ser directas o indirectas, así como dar ciertas recomendaciones como la obtención más económica del material y hacer más accesible esta práctica.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

1.1 Fauna silvestre.

1.4 Importancia de la fauna silvestre en México.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Se debe evitar el contacto directo con el espécimen, con ayuda de guantes, y bolsas o contenedores de plásticos para trasladar a los anuros.
- Utilizar lentes de protección, ya que el contacto directo de los fluidos de anuros con los ojos puede ser dañino.
- Llevar a campo la ropa adecuada, como botas, pantalón y camisa de manga larga.
- Evitar la manipulación excesiva del individuo, para evitar el estrés.
- Deberá evitarse el escurrimiento de orina, heces, o cualquier otra sustancia durante el transporte y manipulación de los anuros ya que algunos de sus fluidos suelen ser tóxicos.
- Las trampas colocadas deben estar limpias y lavadas con agua solamente.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPO



- Red de mano.
- GPS.
- Guantes.
- Lentes de seguridad.
- Bolsas/contenedores de plástico.
- Trampas de foso-cerco (estacas de madera, lona plástica, cubeta).
- Linternas.
- Vernier/cinta métrica.
- Botas de campo.
- Cebo (insectos).
- Ropa segura (pantalón y camisa de manga larga).
- Libreta de campo.

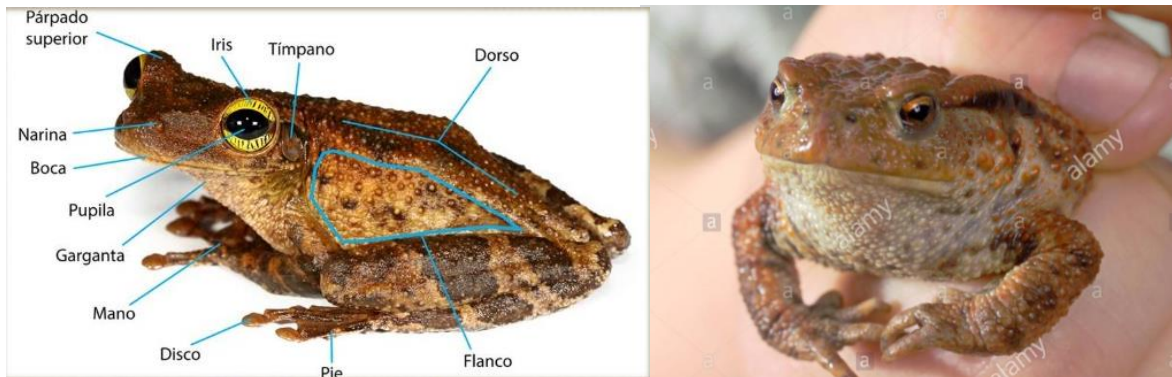
VIII.- METODOLOGÍA.

Figura 1. Colecta nocturna de ranas y sapos (Tomado de casas-andrade *et.al.*, 1991).

Captura directa: Para la captura de adultos y larvas de anfibios resulta útil una red de mano de madera o metal. Las colectas se sugieren hacer de forma nocturna ya que son muy productivas en época de reproducción durante la temporada de lluvias, ya que los machos tienen cantos característicos que permiten detectarlos en esa temporada. Pequeñas ranas de hojarasca se pueden capturar levantando troncos podridos, rocas y removiendo hojarasca acumulada en el suelo, capturando los ejemplares con la mano (fig. 1).

Figura 2. Morfología externa de los anuros (A). Como sujetar anuros (B).

Los alumnos, durante la temporada de lluvias, alrededor de las 21:00 horas, salen a campo, cerca de lugares con cuerpos de agua, con sus redes de mano, linternas, y la vestimenta adecuada (botas, ropa que cubra su cuerpo), intentando realizar una captura de manera directa con redes de mano, buscando a sus alrededores, debajo de piedras u hojarasca, o guiándose con el canto que emiten; una vez localizados los ejemplares, se procede a capturarlos con la red,

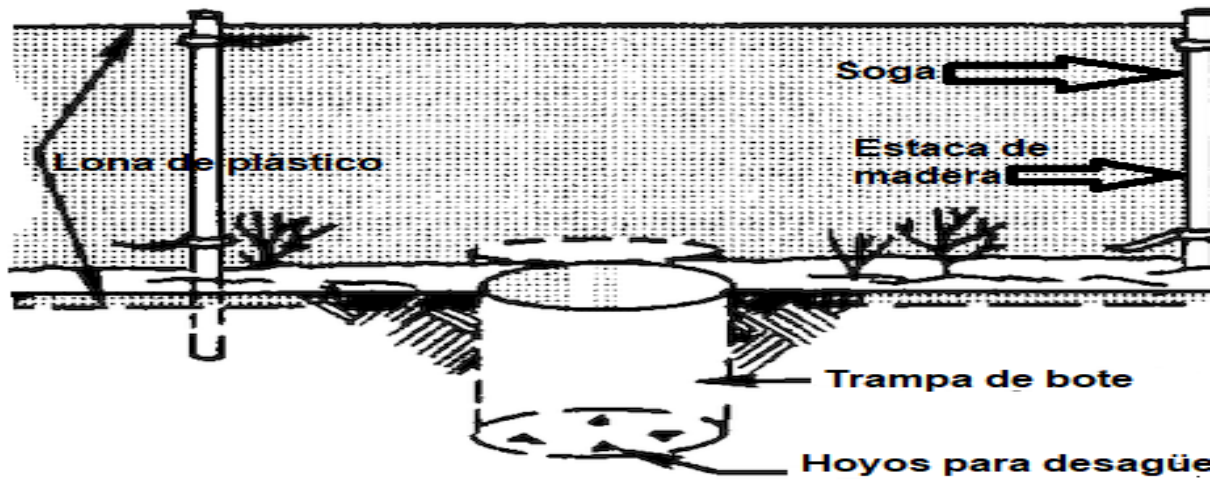


procurando no lastimar a los ejemplares; sujetando a los individuos con guantes, ya que el sudor de las manos puede afectar la respiración de éste, aparte de que puede ser peligroso para el colector, de manera que se sugiere agarrarlo por el

dorso, colocando los dedos debajo de las patas anteriores (fig. 2). Ya capturados se anota en la libreta de campo los datos correspondientes (Fecha, hora, lugar, nombre de colector, si se puede identificar en el sitio se anotará el nombre de la especie), para posteriormente depositarlos en los contenedores de plástico o bolsas, una vez hecha esta acción se procede a liberarlo en sus respectivos hábitats.

Captura indirecta: Trampas de foso-cerco: han sido ampliamente utilizadas en inventarios de herpetofauna, debido a su efectividad en la captura de reptiles y anfibios, que difícilmente se pueden capturar con otros métodos. Se han probado diferentes materiales con la finalidad de facilitar su instalación y disminuir costos (Gallina-Tessaro y López-González,2011).

Se procede a colocar la trampa de foso-cerco en los alrededores de cuerpos de agua, en donde en una cubeta plástica con una capacidad de 5 a 20 litros (por ejemplo, garrafón de agua que no utilicen cortado por la mitad) se elaboran unos hoyos en la base, posteriormente se procede a cavar un hoyo en el suelo de aproximadamente el volumen de la cubeta. Una vez elaborado el hoyo, se coloca la cubeta sobre este y después se coloca un cerco a la mitad del hoyo elaborado, de manera que lo atraviese, el material del cerco puede ser elaborado con una lona de plástico o lamina de aluminio, se recomienda que la longitud del cerco no sea mayor de 10 metros sujeta a estacas de madera enterradas 10cm en el suelo, y con al menos 50cm o 1m sobre el suelo, amarradas a estas con sogas, de modo que quede firme (figura 3). Se recomienda colocar tres trampas alrededor del cuerpo de agua (Figura 4.). Posteriormente se coloca algún tipo de cebo cerca de la trampa para atraer a los individuos como insectos (moscas); se espera 1 o 2 horas para ver si cae algún tipo de anuro, si es el caso, se procede a sacar a los individuos con las sugerencias antes mencionadas, tomar sus datos y liberarlos en su hábitat, sino se captura a ningún individuo se procede a retirar la trampa. Este



tipo de trampa, para tener buenos resultados de captura, se sugiere dejarlas y revisarlas uno o dos días después de su colocación.



Figura 3. Trampa de foso-cerco

Fig.4. Ubicación de trampas de foso alrededor de cuerpo de agua

Por último y como recomendación, como ya se había mencionado anteriormente, los organismos recolectados se depositan en bolsas o contenedores de plástico, o sacos de lona delgada para ser transportados, cuidando que contengan humedad suficiente para evitar que se deshidraten y mueran. Para evitar daños a los individuos, conviene depositarlos en bolsas o contenedores por separado de acuerdo con el sitio de captura y la especie.

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

Abordar temas sobre los hábitos y características principales de los anuros, y métodos de captura más comunes.

Utilizar recursos múltiples (materiales diversos como redes, trampas elaboradas de manera manual).

Poner a los alumnos en situaciones similares a las de campo, para que ponga en práctica todo lo aprendido en la parte teórica.

Utilizar ejemplares para la parte práctica del curso.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno realizará un reporte de campo iniciando con la ubicación con el GPS del sitio de muestreo, de la misma forma se tomarán los datos como fecha, hora, nombre del lugar de colecta, nombre del colector, si es posible se identificará la especie en su sitio y realizará una descripción del hábitat para su posterior liberación.

Realizarás comentarios de su experiencia en el uso de las diferentes metodologías de captura y discutirá sus resultados.

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

Chablé Santos, J. (2010). Anfibios. In: Centro de Investigación Científica de Yucatán, ed., *Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán*, 1st ed. Yucatán México: Durán García y Méndez González, pp.258 y 259.

Gallina-Tessaro, S. y C. López González. (2011). Manual de técnicas del estudio de la fauna. Universidad Autónoma de Querétaro. México. Pp.61-85.

Diario Oficial de la Federación de México. (2010). NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, 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. Recuperado el 28 de mayo del 2019 de página web: https://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/3552/1/nom-059-semarnat-2010__30-dic-2010.pdf

I. PRÁCTICA 2.

II. NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“MANUAL DE MÉTODOS DE CAPTURA (CAPTURA DIRECTA, CAPTURA CON LAZO Y CAPTURA CON LIGAS), PARA LA FAMILIA LACERTIDAE”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Eficacia para identificar un problema y los datos pertenecientes con la metodología de la práctica a desarrollar.
- Capacidad para emprender acciones de forma liberada con el objeto de lograr un beneficio.
- Capacidad para tomar decisiones que aseguren el control sobre métodos, personas y situaciones
- Capacidad para permanecer eficaz dentro de un medio cambiante, así como a la hora de enfrentarse con la captura de los organismos de acuerdo con la metodología.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Los reptiles se han reconocido como grupo desde 1768, sin embargo, en las últimas 2 décadas se tiene conciencia de que no forman un grupo natural. En este sentido los cocodrilos comparten varias sin apomorfías con las aves que no presentan otros reptiles. No obstante, se ha definido a los reptiles vivientes como amniotas; con carencia de glándulas en el tegumento y poca vascularización; con escamas o placas epidérmicas; en algunas especies con osteodermos; con garras en los dedos, generalmente pentadáctilos; con 4 extremidades, aunque algunos

grupos presentan reducción o pérdida de las mismas, algunas familias de lagartijas, la gran mayoría de las anfibias y las serpientes; sin paladar secundario, excepto en cocodrilos; con un cóndilo occipital; con atlas y axis; presencia de caja torácica, puede estar modificada en tortugas; con fecundación interna, órganos copuladores, excepto en tuataras; con corazón tri-cavitario, excepto en cocodrilos (Vitt y Caldwell, 2009).

Hay un total de seis subórdenes de lagartos con 3.000 especies reconocidas. Dada la gran variedad existente, resulta muy difícil agruparlos. Desde el punto de vista de su alimentación, los grupos más comunes son los siguientes: Insectívoros: Camaleón, anolis, escinco; carnívoros: geckos; herbívoros: iguana; omnívoros: iguana.

Los lagartos, al igual que las serpientes, tienen órganos copulatorios pareados llamados "hemipenes". Algunas especies son partenogénicas. Muchas especies tienen capacidad para regenerar la cola, por lo que no deben sujetarse nunca por ella. Tienen, escamas y placas que recubren sus cuerpos, las cuales permiten que no se deshidraten en tierra y cambian constantemente de piel.

Squamata: Orden de reptiles caracterizados por presentar el cuerpo cubierto de escamas y mudar la piel periódicamente. Son conocidos popularmente como lagartos, lagartijas y serpientes, y están representados ampliamente en la fauna de la Península Ibérica y Baleares, debido a su especial situación geográfica e historia geológica. Otras características que distinguen este orden del resto de los reptiles son presentar un órgano vomeronasal abierto al techo de la boca, y separado de la cavidad nasal, y un hueso cuadrado móvil. En nuestra fauna el orden Squamata está representado por nueve familias (Cabellos-Cano *et al*, 2013).

La presente práctica tiene como objetivo conocer y aplicar los diferentes métodos de captura para las iguanas o lagartijas de igual forma saber manipular a los organismos esto con el fin de realizar inventarios o estudios poblacionales en futuros estudios.

V.- RELACIÓN CON LOS TEMAS Y SUBTEMAS.

1.1 Fauna silvestre.

1.4 Importancia de la fauna.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

2.3 Obtención de muestras biológicas.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

Llevar como una medida indispensable de higiene guantes de látex y gel antibacterial antes y después de manipular a los organismos, esto con el fin de evitar el contagio de algunos patógenos como hongos y bacterias etc.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Guantes de látex.
- Cuerda para sujetar de 5mm de grosor y 1m de largo.
- Ligas de goma.
- Pecera de 20Litros para colocar a los organismos.
- Gel antibacterial.
- Pecera portátil de plástico para el traslado de los organismos.

VIII.- METODOLOGÍA.

1.- Captura directa

Para la salida de captura de los Lacértidos, se utilizará una pecera de plástico portátil para el traslado de los organismos, con capacidad de 5 litros.

Esta técnica se basa más que nada en la habilidad que se tiene para atrapar o sujetar de manera correcta al organismo de forma muy rápida y dependiendo de la tolerancia de la especie. Fig. 3 y 4.

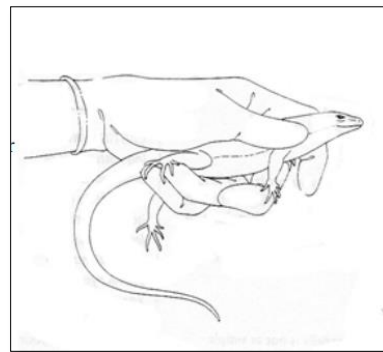


Fig. 3 y 4 Captura manual del organismo.

2.- Captura con lazo

El uso de una lanzada de cuerda delgada sujeta al extremo de una vara o de una caña de pescar es una técnica efectiva para atrapar por el cuello. Primero se coloca la cuerda de aproximadamente 2 metros de largo dentro del agujero en la punta de la vara de tal forma que quede en forma de gancho, pero con la cuerda. Se aproxima en donde se encuentre el organismo y lentamente se logra colocar en el orificio que se forma por la cuerda en la cabeza del organismo, posteriormente se tensa la cuerda de tal forma que quede atrapada del cuello. Fig. 5.

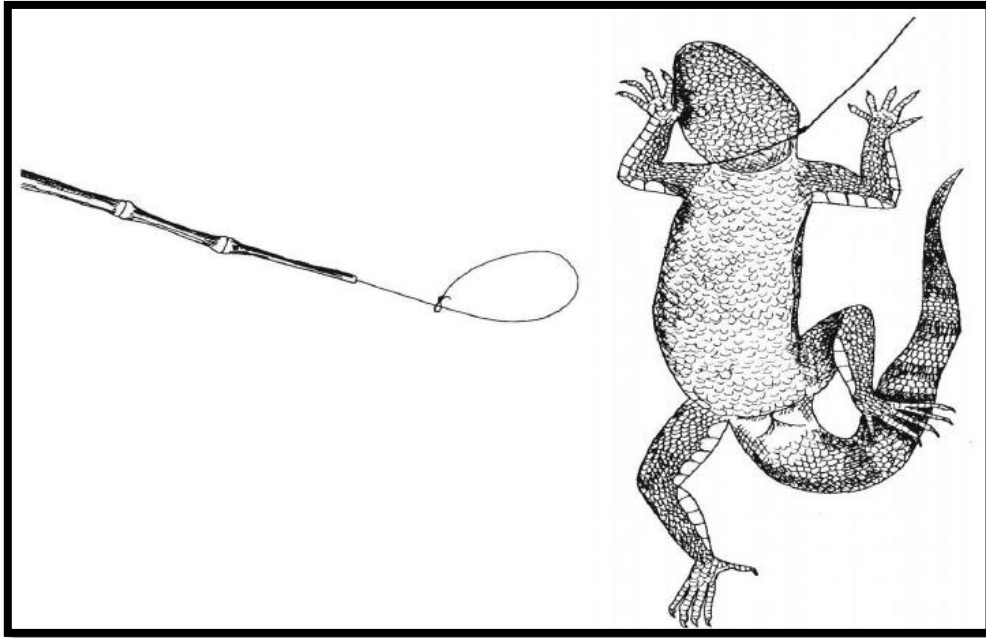


Fig. 5 Lazado del cuello a una lagartija y vara con cuerda para su captura.

3.- Captura con ligas

Este método consiste en anestesiarse o paralizar al organismo con un pequeño golpe arrojando una liga de hule dándole en el cuerpo. Esto si no se da el verdadero manejo o utilización se puede llegar a lesionar al organismo, es muy poco utilizado por su tendencia al daño, pero es efectivo. Fig. 6

Las lagartijas también se pueden capturar por medio de **ligas de hule** gruesas



Lanzándolas para **golpearlas** y producir una **inmovilización** temporal

Fig.6 Lanzamiento de liga para anestesiarse al organismo.

Identificación de los organismos

Para la determinación de los organismos se empleará la guía ilustrada de la Biodiversidad Virtual Claves de identificación para la familia Lacertidae en México, que muestra las características específicas de la familia Lacertidae, tales como: coloración, posición de las patas delanteras y traseras, formas peculiares de escamas, tipo de pupilas, entre otras.

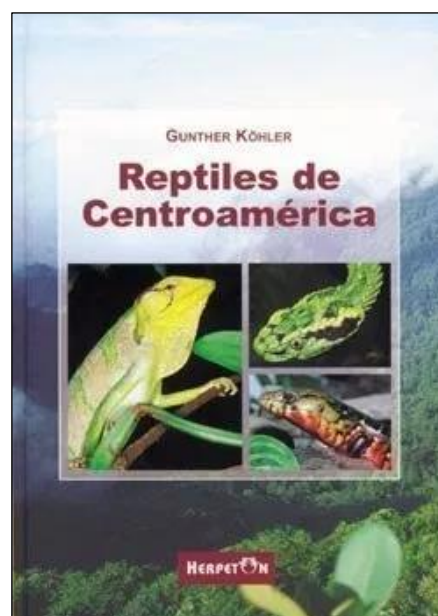
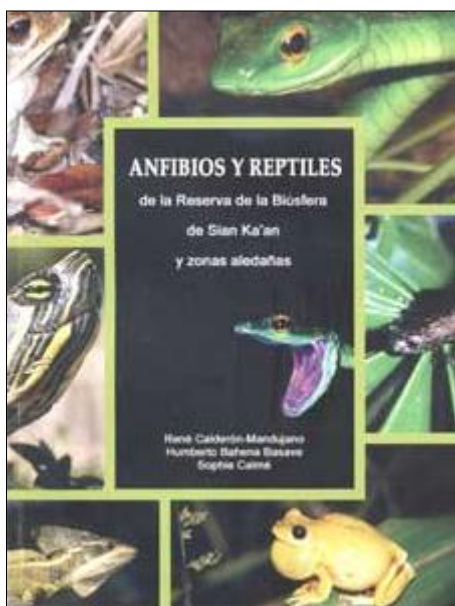


Guía de anfibios y reptiles de la Reserva de la Biósfera Sian Ka'an y zonas aledañas

De igual forma se utilizarán guías ilustradas en donde se pudiera llegar a nivel de especie utilizando claves de identificación para

México. <https://www.biodiversidad.gob.mx/especies/Invasoras/gef/pdf>

Fig. 7 y 8.



IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en distintas fuentes.
- Propiciar en el estudiante métodos correctos de manejo de reptiles (lagartijas).
- Analizar estudios de casos aplicados al manejo de fauna silvestre (lagartijas).

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno realizará un reporte de campo de sus captura podrá obtener datos adicionales de los organismos como: talla, peso, longitud y coloración, así como observaciones, con el fin de analizar los organismos detalladamente, así como la posibilidad de utilizar dichos datos para estudios poblacionales y poder hacer inventarios faunísticos de reptiles pertenecientes a la familia Lacertidae.

Los datos obtenidos serán debidamente incorporados en una hoja de Excel utilizando el siguiente formato:

Número de organismos	Especie	Características específicas	Características del hábitat
----------------------	---------	-----------------------------	-----------------------------

El alumno obtendrá las bases fundamentales para el estudio de organismos de la familia Lacertidae, con la utilización de las tres metodologías descritas en el manual, con las cuales obtendrá datos morfológicos como lo son: talla, peso, sexo y características particulares de los ejemplares colectados, además podrá aplicar las metodologías para la realización de estudios de diversidad, riqueza, abundancia, así como para comparación entre poblaciones.

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

- Vitt, L. J. y J. P. Caldwell. 2009. Herpetology, an introductory biology of amphibians and reptiles. 3rd Ed. Academic Press,Amsterdam. 270 p.
- Pleguezuelos, J.M.; Márquez, R. y Lizana, M. –eds- (2002). Atlas y Libro Rojo de los Anfibios y Reptiles de España. Dirección General de Conservación de la Naturaleza Asociación Herpetológica Española, Madrid.
- Pounds, J.A. y Crump, M.L. (1994). Amphibian declines and climate disturbance: The case of the golden toad and the arlequín frog. *Conservation Biology*, 8(1):72-85.
- Salvador, A. (1997). Reptiles. En: Fauna Ibérica, vol. 10. Ramos, M.A. et al. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid. 705 pp.
- Belamendia, G. (2009). Las comunidades de anfibios y reptiles en el humedal de Laku (Gaceo, Álava). Diputación Foral de Álava. Informe inédito.
- Cabellos Cano, N.; Dorda Dorda, J. (2013). Guía de Claves para la identificación de la Familia Lacertidae, Biodiversidad Virtual, Rep. 1. 6 pp.

I.- PRÁCTICA 3.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“CONTENCIÓN Y MANIPULACIÓN DE MAMÍFEROS PEQUEÑOS MEDIANTE TRAMPAS TOMAHAWK”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Capacidad de los estudiantes para el control de la toma de decisiones en metodologías o situaciones dadas.
- Capacidad del desarrollo de la comprensión del funcionamiento espacial y temporal de los especímenes.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Habilidad de trabajo en equipo.
- Capacidad de manejar situaciones de estrés.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Los mamíferos pequeños son un grupo de mamíferos que presentan en promedio un peso inferior a los 1000 gramos, es un grupo ampliamente diverso al cual pertenecen los insectívoros (musarañas, topos y erizos), los quirópteros (murciélagos y zorros voladores), los roedores (ratas, ratones, ardillas, lirones, marmotas y hámsteres, entre otros) y los lagomorfos (conejos y picas) marsupiales (Coppeto et al. 2006). Son organismos con tasas metabólicas altas, vida corta, altas tasas reproductivas, con la posibilidad de adaptarse a diversos ambientes (Silva, 2001). Estos organismos cumplen diversos papeles en el mantenimiento de los ecosistemas, contribuyendo a la dispersión y predación de semillas (Xiao et al. 2005), dispersión de esporas, hongos y briófitos (Trappe et al.

2005), polinización, descomposición del suelo y la hojarasca, control de algunos insectos plaga y participación en diferentes niveles de la red trófica ya sea como presa o depredador (Silva 2001). Los pequeños mamíferos son también indicadores biológicos de impactos ambientales la cual es detectable ya sea con una disminución o un aumento en las poblaciones (especies introducidas), además poseen números poblacionales altos y es relativamente sencillo su manejo y manipulación (Cristaldi et al. 1986).

DESCRIPCIÓN DE MAMÍFEROS PEQUEÑOS MÁS COMUNES EN LA PENÍNSULA DE YUCATÁN

Género *dasybus*

El armadillo de nueve bandas es una especie de mamífero placentario del orden Cingulata que está emparentado con los osos hormigueros y los perezosos. Se puede encontrar desde el Sur de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina.



Están clasificados en la familia Dasypodidae del superorden Xenarthra (Edentados) dentro de la clasificación taxonómica.

Es un mamífero acorazado de cuerpo pequeño que, a pesar de sus cortas patas, se mueven con gran rapidez. Las patas poseen garras semejantes a uñas que les permiten excavar la tierra para crear sus madrigueras. Su armadura es una pequeña lámina cubierta de un número determinado de duros anillos que puede ir de 5 a 9 según la especie. Esta coraza cubre la parte superior de su cabeza y su espalda. Como carecen de piel, no pueden resistir temperaturas muy bajas, por eso se los encuentra en zonas de temperaturas cálidas. Una particularidad de estos animales es que presentan una armadura ósea que cubre la cabeza, el

cuerpo y la cola. En la mitad del cuerpo, esta armadura es interrumpida por partes de piel, así que se forman cintas en formas de anillos de material óseo. Tienen alrededor de 32 dientes, a pesar de que tiene dientes, no pueden morder o masticar, debido a que le faltan las raíces y el esmalte del diente.

Su cuerpo mide de 50 a 60 cm. aproximadamente, y pesa entre los 4 a 8 kg. Su coloración es oscura, negra con partes blancas y beige. Las patas delanteras tienen 4 uñas y las traseras 5. Los parientes más cercanos al tatú son los osos hormigueros y los perezosos. La característica más asombrosa en estos animales es la aparición de placas dérmicas (osteodermos) cubiertas de placas epidérmicas muy parecidas a las escamas de los reptiles.

Género *Dasyprocta*

El agutí centroamericano, también conocido como guaqueque alazán (Chiapas, México), sereque (Península de Yucatán) etc., es una especie de roedor histricomorfo de la familia Dasyproctidae que se encuentra desde el sur de México y Centroamérica hasta el norte de Argentina, principalmente en los bosques, a menos de 2000 m de altitud.



La longitud de su cuerpo va de 42 a 62 cm; su peso de 2 a 3 kg. La coloración del pelaje es castaño rojizo, más oscuro en las partes altas.

Es diurno, pero adopta comportamiento nocturno si se siente amenazado. Se alimenta principalmente de frutos. Entierra semillas en su territorio y en épocas de escasez de alimentos dependen de esas semillas enterradas. Muchas de estas semillas son olvidadas, lo que ayuda en la proliferación de diversos tipos de árboles y arbustos. Una pareja ocupa un área de 2 a 3 hectáreas que defiende. Utiliza como refugio madrigueras que escarba en la tierra, o entre las raíces de los

árboles o que encuentra entre las rocas. Cuando se siente en peligro eriza su pelaje dando la impresión de ser de mayor tamaño.

Género *Cuniculus*

La paca común, lapa o tepezcuintle es una especie de roedor histricomorfo de la familia Cuniculidae que vive en las proximidades de los cursos de agua de los bosques tropicales, desde México y Centroamérica, pasando por Paraguay y el norte de Argentina, hasta el noreste de Uruguay, y a menos de 2000 msnm.



Su cuerpo mide entre 60 y 79 cm de longitud y la cola 2 a 3 cm. Pesa entre 7 y 10 kg. Se encuentran cubiertos por un pelaje hispido de color pardo o anaranjado, con bandas de manchas blancas redondeadas. La cabeza es grande, las mejillas son abultadas, las orejas son cortas, marrones, las vibrisas son largas, los ojos son grandes y bien separados. La gestación dura 145-155 días. Las características de este animal pueden variar según la zona en la que se encuentre.

Género *Coendus*

Puercoespín de tamaño mediano si se compara con la otra especie de puercoespín, *Erethizondorsatum*. La cabeza es gruesa con un hocico corto y bulboso de color rosa; ojos pequeños y brillantes de color rojo; orejas pequeñas. El cuerpo es rechoncho con extremidades cortas y una larga cola prensil, gruesa en la base y delgada hacia la punta.



La coloración del cuerpo varía de café a negro lo que contrasta con lo claro de la

cabeza, la parte ventral es de color grisáceo. El pelo es largo y negro, lo que permite ocultar las espinas del cuerpo con excepción de la cabeza donde carece de pelo. La parte dorsal y los lados del cuerpo están cubiertas de espinas cortas y rígidas, las espinas varían de amarillo pálido a blancas en la base y negras en la punta (Gaumer, 1917; Leopold, 1965; Reid, 1997). Posee un cráneo ancho y robusto, arqueado en la región supraorbital (esta característica varía con las subespecies), bula auditiva relativamente larga y estrecha, los premolares superiores son más grandes que los molares. Las medidas corporales para ambos sexos son: longitud del cuerpo, 32 cm a 45.7 cm; longitud de la cola, 20 cm a 35.8 cm. Peso 1.4 a 2.6 kg.

Género *Procyon*

Muy similar al mapache continental, con un cuerpo rechoncho y piernas cortas, dedos largos y angostos, cola corta con relación a la longitud del cuerpo con anillos negros (6 o 7). Cara con una máscara negra, color gris o ante claro en las partes superiores, la parte media dorsal gris claro, las partes ventrales son ante claro tornándose



café hacia el interior; la principal diferencia con *P. lotor* es la diferencia de tamaño ya que es exterior y cranealmente menor y tiene dientes más pequeños. Las medidas externas son: LT (longitud del tronco) 64.5 a 68.7 cm; LC (longitud de la cola) 23 a 25 cm; LP (longitud de las patas) 9 a 9.7 cm; la longitud máxima del cráneo (largo) es de 10 cm (Hall, 1981) y su fórmula dentaria es: $i\ 3/3, c\ 1/1, p\ 4/4, m\ 2/2 = 40$; el peso promedio es de 2200 g (Reid, 1997).

Género *Didelphis*

Es un género de marsupiales didelmos que incluye seis especies conocidas vulgarmente como zarigüeyas mayores o zarigüeyas comunes, entre las que se encuentran dos de las especies de marsupiales americanos.



Son animales de tamaño mediano con marcado dimorfismo sexual, pudiendo los machos alcanzar el doble de peso que las hembras. El cuerpo está cubierto por una capa de pelo largo áspero y desgredado de color variable (negro, gris, rojizo o más raramente blanco) bajo la cual existe otra capa de pelo blanco más corto y denso. La cabeza es relativamente grande, con el hocico acuminado provisto de largas fimbrias (vibrissas) extremadamente sensibles al tacto. La cara es pálida, nunca blanca y está surcada por una línea media negra sobre la frente. Otras dos bandas de tono similar cruzan los ojos, negros y redondos, que reflejan tonos rojizos cuando les da la luz directamente. Las orejas desnudas, estrechas y completamente negras en los adultos. Las hembras poseen un marsupio bien desarrollado en cuyo interior se disponen un número variable de pezones (hasta trece) formando un círculo, además de otro pezón en el centro del mismo. Presentan medidas 28 a 77 cm de cuerpo (incluida la cabeza) y una cola de 32 a 38 cm de largo y una masa corporal de 0.8 a 6.5 kg.

Género *Sciurus*

Sciurus es un género de roedores esciuromorfos de la familia *Sciuridae*, se encuentran presentes en zonas templadas de Asia, Centroamérica y Sudamérica.

Viven arriba de los árboles, donde se protegen de depredadores, recolectan comida durante el día y duermen de noche en nidos contruidos sobre las ramas con hojas



y ramitas. Su alimentación consiste en semillas, bayas y frutas.

Género *Oryzomys*

Es un género de mamíferos roedores de la familia Cricetidae, llamados comúnmente ratones de arrozal.



Su vida se desarrolla en estrecha relación con el agua y nadan y se sumergen con facilidad. Habitan en zonas húmedas y pantanosas. Construyen sus nidos de

materia vegetal y sobre la vegetación, al nivel máximo del agua. Las hembras tienen repetidas gestaciones de 25 días, al cabo de los cuales paren tres o cuatro crías.

Se alimentan de semillas, hierbas, frutas, insectos, crustáceos y pequeños peces. La talla varía según la especie. El cuerpo mide de 9 a 20 cm de longitud más una cola de 8 a 25 cm de largo; el peso varía entre 40 y 80 gramos.

CONTEXTO

El manejo de fauna silvestre debe establecerse tanto en campo como en laboratorio, las diferentes metodologías en cuanto a realizarlo se establecen de acuerdo a ciertos grupos de organismos y la naturaleza del estudio. La aplicación de las trampas Tomahawk se puede implementar en estudios poblacionales para describir varios aspectos, como:

- El estado de la población de algunos organismos.
- Hábitos alimenticios.
- Ritmo circadiano.
- Jerarquías socio-espaciales, en este caso, las zonas territoriales y dominios.
- Trampeo para la remoción de los organismos plaga.

Los diferentes métodos usados en la captura de mamíferos silvestres incluyen una gran variedad de trampas y redes de las cuales varían según las características de los organismos. La captura de organismos vivos o muertos dependerá de la naturaleza de estudio y la razón para la captura, aunque en la mayoría de los casos es ideal que los organismos no sean sacrificados.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

La bioseguridad es un conjunto de actuaciones para prevenir la pérdida de la integridad biológica a diversas escalas, estando relacionada como concepto a múltiples disciplinas. En el caso del manejo de la fauna silvestre, los problemas traumáticos, las reacciones alérgicas o irritativas y las zoonosis son las causas de enfermedad más frecuentes, es por ello por lo que las medidas de protección deben dirigirse prioritariamente en el control de esos factores. Las medidas de

protección incluyen higiene personal, el aseo, limpieza y desinfección de las instalaciones, elementos y equipos; empleo de indumentaria de protección personal y la adopción de protocolos específicos de acuerdo al nivel de riesgo detectado para las diversas actividades que se vayan a realizar.

El Equipo de Protección Personal es en cualquier elemento sujeto o llevado por el personal para la protección de riesgos que puedan amenazar su seguridad o su salud durante las prácticas. En el manejo de fauna es frecuente la protección de los ojos, las manos, el tronco, el sistema respiratorio y los pies.

Otras consideraciones de riesgo se establecen mediante la categorización en niveles de riesgo físico de acuerdo a las heridas o lesiones físicas capaces de infligir a quienes manipulan o entran en contacto con ellos. Las categorías son:

1. Extremadamente peligroso: aquellos que pueden causar la muerte del manejador.
2. Muy peligroso: aquellos que pueden causar heridas discapacitantes.
3. Poco peligroso: aquellos que pueden causar heridas no discapacitantes.
4. No peligroso: aquellos que no causan heridas físicas.

En la mayoría de los casos es conveniente usar algún anestésico para poder realizar la manipulación.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Trampas Tomahawk.
- GPS.
- Cámara fotográfica.
- Cuerda para sujetar de 5mm de grosor y 1m de largo.
- Guantes de látex y carnaza
- Jaulas de contención o sacos de contención
- Gel antibacterial.

- Cebos para diferentes especies.
- Sedante de isoflurano.
- Fluxómetro o vernier

VIII.- METODOLOGÍA.

TRAMPAS TOMAHAWK

Las trampas Tomahawk son fáciles de operar, pueden ser plegadas en segundos e instaladas igualmente. Las trampas plegables ocupan cerca de 1/10 de espacio cuando no están desplegadas y vienen completamente ensambladas. Están hechas de alambre galvanizado (Fig. 1).

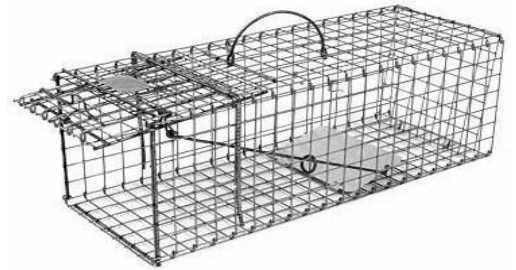


Fig. 1. Trampas Tomahawk

Estas pueden ser adquiridas por medio de un proveedor certificado, sin embargo, se pueden aplicar restricciones de venta.

CEBOS

El éxito de los trabajos de trampeo con el fin de capturar animales depende en demasía de la selección de señuelos y cebos para ejercer una atracción efectividad (Gallina-Tesaro & López-González, 2011). Se utilizarán diferentes tipos de cebos que dependerán de la especie, por ejemplo:

- Conejos: Manzanas, zanahorias, vainas de arvejas, aceite de anís, menta, jugo de manzana o cidra esparcido sobre la superficie de la trampa.
- Mapaches: Malvaviscos, maíz dulce, aceite de maíz, miel, aceite de hígado de bacalao, sardinas, pescado.
- Zarigüeyas: Malvaviscos, manzanas, melones, otras frutas frescas.
- Mofetas: Vísceras de pollo, pescado (enlatado o fresco), tocineta, larvas de insectos.

- Ardillas: Nueces, semillas de girasol, mezcla de mantequilla de maní y avena.
- Roedores subterráneos: Judías frescas, maíz dulce, lechuga, arvejas, avena, crema de cacahuete.

COLOCACIÓN DE LA TRAMPA

Para colocar la trampa se deben tener en cuenta los aspectos biológicos del organismo, tales como los hábitos, los lugares que frecuenta, sitios de alimentación, los ciclos circadianos, etc. La trampa debe ser colocada en zonas donde se encuentren madrigueras cercanas, donde se tenga conocimiento de que transitan los organismos e igual donde se encuentren mayor cantidad de rastros; es por ello por lo que se deben realizar una serie de inspecciones en la zona para poder localizar la zona ideal (Fig. 2).



Fig. 2 Buscar la zona más idónea para colocar las trampas.

Colocar las trampas con el cebo incluido, dependiendo del organismo que nos interesa se pondrá el cebo correspondiente. Se debe colocar en una zona firme, asegurándose que esta se mantenga estable y no se gire.

Si es posible, realizar pruebas piloto para comprobar que las trampas funcionan.

CONTENCIÓN DE LOS ORGANISMOS

Para contener a los organismos y proceder a manipularlos, se hará uso del sedante de isoflurano mediante inducción directa en la proporción 0.5 mg/kg. En caso de que la manipulación llevara un tiempo mayor, se mantendrá el sedante mediante concentración alveolar desde 1% hasta 3% dependiendo del tamaño del organismo.

OBTENCIÓN DE LAS MEDIDAS SOMÁTICAS Y CRANEALES

Con los organismos sedados, se procederá a obtener las medidas somáticas y craneales utilizando instrumentos de medición, tales como el flexómetro y el vernier, dependiendo de cuál sea más conveniente (Fig. 3).

Las medidas somáticas a obtener son:

Peso corporal: Se obtendrá mediante una báscula el peso total del organismo.

Longitud total (LT): Se obtendrá colocando al organismo sobre una superficie y midiendo desde la punta del rostro hasta la punta de la columna vertebral sin incluir los pelos finales de la cola vertebral.

Longitud de la cola (CV): Se medirá a partir de la base del dorso hasta la punta de la cola, sin incluir los pelos de la punta.

Longitud de la pata trasera (PT): Se mide la pata derecha desde el borde del talón hasta el extremo de la uña del dedo más largo.

Longitud de la oreja (O): Se toma desde la muesca de la base de la oreja derecha hasta el punto más alejado de la misma.

Longitud del antebrazo (AB): Se medirá a partir de la parte extrema de la muñeca hasta la parte externa del codo.

Las medidas craneales a obtener son:

Longitud mayor (LM): Se medirá la distancia máxima de la punta del incisivo o de los nasales a la parte más distal del cráneo.

Longitud cóndilo basal (LCB): Se medirá la distancia entre la parte más anterior del cóndilo occipital y la proyección más anterior de los huesos de la premaxila.

Longitud del cóndilo canino (LCC): Se medirá la distancia entre el cóndilo occipital y la base anterior del cuerpo canino.

Longitud del cóndilo incisivo (LCI): Se medirá la distancia entre el cóndilo occipital y la parte más anterior de las puntas de los incisivos.

Anchura cigomática (AC): Se medirá la distancia entre los arcos cigomáticos.

Anchura de la caja craneana (ACC): Se medirá la anchura máxima a través de la caja craneana, posterior a los arcos cigomáticos.

Anchura mastoidea (AM): Se medirá la distancia entre los procesos mastoideos.

Anchura del rostro (AR) : Se medirá la distancia de la sutura entre la premaxila y la maxila.

Constricción postorbitaria (CO): Se medirá la distancia mínima a través de la parte posterior del cráneo o posterior a los procesos postorbitales.

Hilera maxilar de dientes (HDM): Se medirá la distancia entre la base anterior del canino y el último molar superior.

Longitud de la mandíbula (Lm): Se medirá la distancia máxima entre la base de la mandíbula al proceso angular.

Hilera mandibular de dientes (hmd): Se medirá la distancia entre la base anterior del canino y el último molar inferior.

Longitud del diastema (Ld): Se medirá la distancia del margen posterior del alvéolo del último incisivo presente al margen anterior del alvéolo del primer diente molariforme que esté presente, en el caso de roedores. En caso de otros mamíferos, la distancia del margen posterior del alvéolo del canino al margen anterior del alvéolo del primer diente molariforme que esté presente.

Longitud palatal (Lp): Se medirá la distancia de la punta anterior de la premaxila a la parte más anteroposterior del palatal.

Longitud nasal (Ln): Se medirá la distancia del punto más anterior de los huesos nasales al punto más posterior tomado de la línea media del cráneo.

Anchura de los nasales (AchN): Ser medirá la distancia de la mayor anchura a través de los nasales.

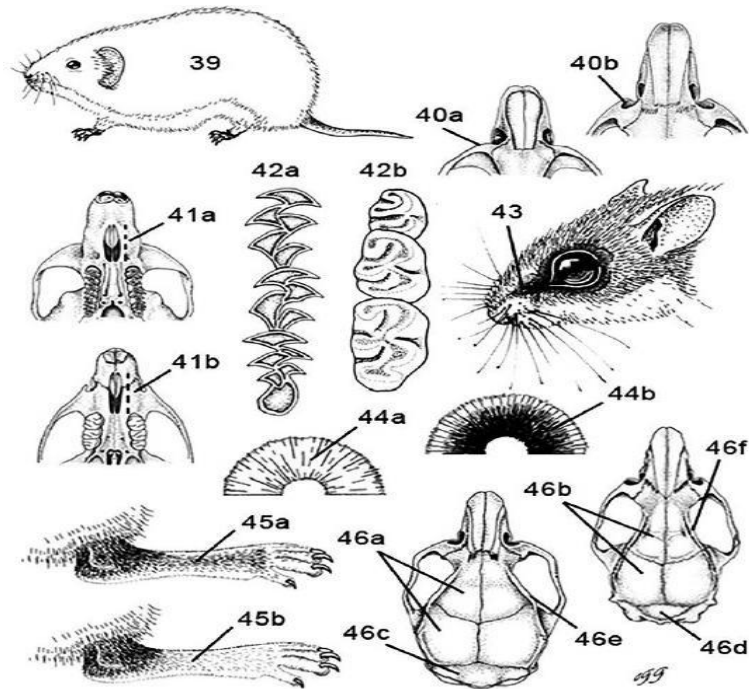


Fig. 3. Obtención de medidas somáticas y craneales.

Con la obtención de las medidas somáticas y craneales se consensarán y se realizará una descripción morfométrica de la especie que se esté trabajando.

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

Dependiendo de la especie las consideraciones pueden ser las siguientes:

- Para mamíferos de hábitos crepusculares o nocturnos, las trampas deben ser colocadas durante la tarde.

- La revisión dependerá de los objetivos del proyecto, pero deberá ser revisada diariamente para verificar si las trampas tuvieron éxito, en caso contrario, reemplazarlas nuevamente.
- Para capturar mamíferos de hábitos diurnos, las trampas se colocan por la mañana y se revisan varias veces en el día.
- Evitar dejar a los organismos mucho tiempo en las trampas y más si se quedan durante el día, esto para evitar que se lastimen por la acción de insectos, del sol, lluvia, frío o depredadores.
- Para la manipulación de los organismos, en caso de no utilizar sedantes, debe ser de manera rápida sin riesgo de estrés al organismo. En caso contrario, de igual manera ser contundente y eficaz ya que el tiempo de duración de este es en promedio de 5 a 10 min, dependiendo de la concentración de este.
- Para obtener las medidas somáticas y craneales, estas se deberán obtener mediante instrumentos los más precisos posibles, para evitar cualquier riesgo posible.
- Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en distintas fuentes.
- Propiciar el uso de las nuevas tecnologías en el desarrollo de los contenidos de la asignatura.
- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Propiciar, en el estudiante, el desarrollo de actividades intelectuales de inducción-deducción y análisis-síntesis, las cuales lo encaminan hacia la investigación, la aplicación de conocimientos y la solución de problemas.
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis y de trabajo en equipo.

X.- REPORTE DE ALUMNO.

El alumno realizará un reporte de campo en donde describirá los resultados obtenidos.

La obtención de las medidas somáticas se registrará el siguiente formato:

Especie: Descripción:

Sexo: Lugar de Colector: Trampa Ciclo
colecta: utilizada: cicardiano:

REGISTRO DE LAS MEDIDAS SOMÁTICAS

LT: CV: PT: O: AB
Peso corporal:

OBSERVACIONES:

REGISTRO DE LAS MEDIDAS CRANEALES

LCB: LCC: LCI AC ACC
LM:

AM: AR: CO: HDM: Lm:

Hmd: Ld: Lp: Ln AchN:

OBSERVACIONES:

Con los datos obtenidos se realizará una base de datos en una hoja de cálculo. Dependiendo de la naturaleza y la magnitud del estudio se podrán obtener ciertos parámetros de un sitio como:

- Riqueza específica.
- Diversidad.
- Abundancia.

Finalmente, se deberá entregar un reporte final con fotografías donde se especifique el procedimiento realizado.

XI. BIBLIOGRAFÍA.

Coppeto S.A., Kelt A.D., Van Vuren, D.H. Wilson y J.A. Bigelow, S. (2006). Habitat associations of smallmammals at twospatialscales in thenorthern Sierra Nevada. *Journal of Mammalogy*. 87(2): 402.

Silva, M. (2001). Abundance diversity, and community structure of smallmammals in forest fragments in Prince Edward island National Park, Canada. *Canadian Journal of Zoology* 79(11) 2073- 2071

Xiao Z S, Jansen P A, Zhang Z B. (2006). Usingseed-tagging methodsforasses singpost dispersal seedfate in rodent-dispersedtrees, *Forest Ecology and Management* 223: 18–23.

Trappe M, Claridge A, Jumpponen A. (2005). Fire, hypogeous fungi and mycophagous marsupials. *Mycological research.*, 109 (Pt 5), pp. 516-518.

Cristaldi M, Ieradi L, Paradisi S. y Tommasi, A. (1986). Rodents as Biological Indicators of Environmental Impact. *Proceeding sonthe Second Symposiumon Recent Advances in Rodent Control, Kuwait* pp. 93-103

I.- PRÁCTICA 4.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“FOTOTRAMPEO DE MAMÍFEROS DE TALLA MEDIANA Y GRANDE”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- El alumno aprenderá las bases fundamentales para el monitoreo con cámaras trampa.
- El alumno comprenderá el funcionamiento de los dos tipos de cámaras trampa.
- Se entenderá los puntos esenciales sobre la instalación de las cámaras trampa.
- El alumno aplicará un monitoreo con cámaras trampa por sí solo, con ayuda de la práctica.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Los mamíferos son animales de sangre caliente. La mayoría de las hembras paren crías vivas y amamantan a las crías con leche materna. El pelo sobre la piel se presenta en la mayoría, aunque algunos solo tienen cerdas o pelo esparcido, como las ballenas, delfines y manatíes, los terrestres tienen cuatro extremidades bien definidas y en contraste, los mamíferos marinos presentan las extremidades modificadas como aletas debido a su adaptación al medio acuático. Los murciélagos son otro grupo que tiene modificadas las extremidades anteriores. Otra característica peculiar es que tienen diferentes tipos de dientes (heterodoncia), cada uno con diferentes formas al alimentarse.

Los mamíferos pertenecen a la clase Mammalia. A nivel mundial se registran 1229 géneros y 5676 especies de mamíferos vivos que han sido reorganizados por Wilson en el 2005.

México es uno de los países más ricos en mamíferos. A pesar de que su territorio abarca solamente el 1.6% de la superficie total del mundo. El país alberga 525 especies, de las cuales, el 30% son endémicas (Hernández Betancourt, 2006).

El hecho de que México registre una gran diversidad y endemismos de mamíferos se debe a su área, latitud, dinámica de su historia geológica, Yuxtaposición de diversos patrones climáticos, así como su topografía y diversos tipos de vegetación, pero sobre todo se ha considerado fundamental la ubicación del país en la transición de las regiones Neártica y Neotropical (Escalante, 2002).

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

En la presente práctica no se realiza manipulación de especímenes, por lo que las medidas de seguridad e higiene se aplican solo para el responsable de la instalación de las fototampas. Se recomienda ropa se campo, manga larga, sombrero o gorra, botas altas, no usar ningún tipo de aroma artificial como

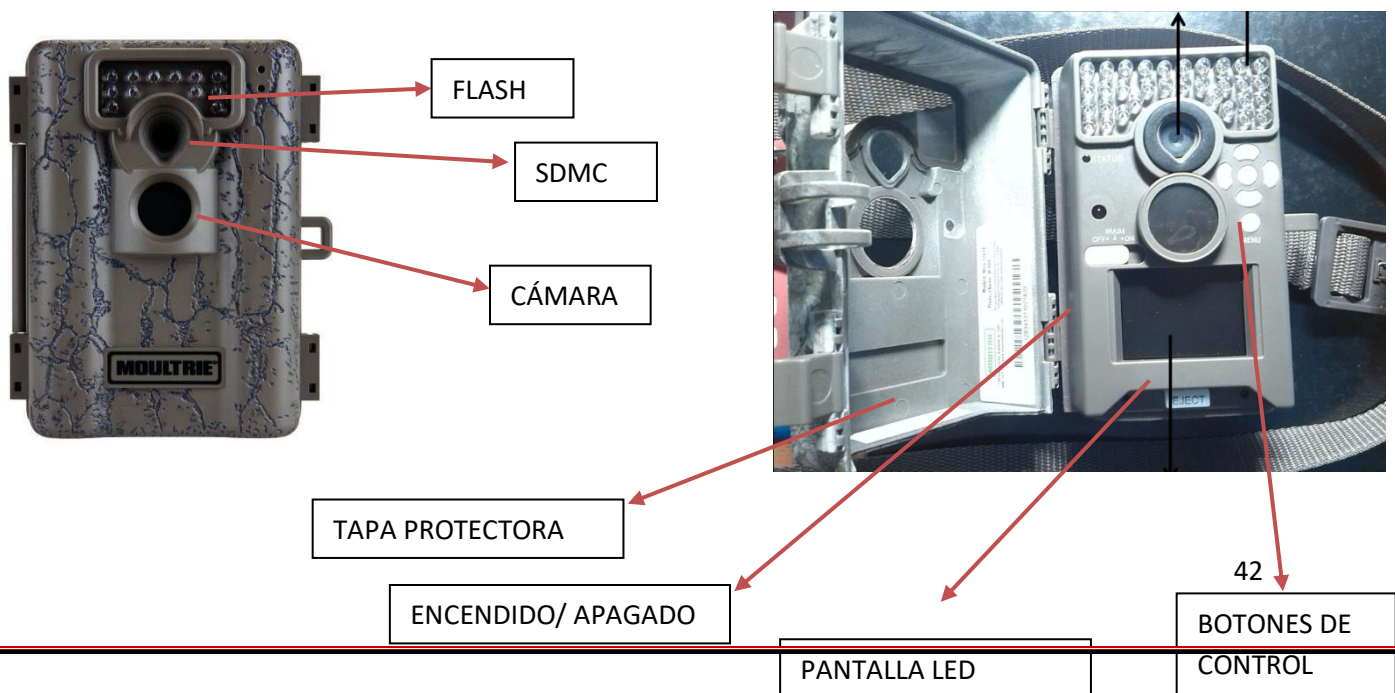
desodorantes y lociones. De la misma forma lavarse las manos antes y después de realizada la instalación de las fototrapas.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- GPS.
- Machete.
- Libreta de campo.
- Fototrampa.
- Memoria SD de repuesto.
- Baterías para la cámara.

VIII.- METODOLOGÍA.

FOTOTRAMPA: Es un dispositivo compuesto por un sistema detector de movimiento y/o calor (SDMC) conectado al disparador de una cámara convencional. Al detectar algún movimiento o cambio en la temperatura en el ambiente, producido por algún animal u objeto que cruza el área de acción del detector, el SDMC envía una señal a la cámara para disparar el obturador y tomar la foto (fig.1).



TIPOS DE CÁMARA TRAMPA

Actualmente existen dos tipos de trampa-cámara, según su sistema de activación: el sistema activo (SA) y sistema pasivo (SP).

SISTEMA ACTIVO

Cuentan con tres elementos: la cámara, un emisor y un receptor. Este tipo de equipo sólo es fabricado por la compañía TrailMaster® y su sistema funciona de la siguiente manera:

- A) La cámara de rollo o digital está conectada a un receptor.
- B) El receptor recibe un rayo infrarrojo generado de manera permanente por un emisor colocado a una distancia variable de acuerdo al modelo que se utilice y organismo que se desee fotografiar.
- C) Cuando el rayo infrarrojo es interrumpido por algún animal, se genera la señal que activa el obturador de la cámara.

Una de las ventajas de este tipo de sensor es que solamente se activa cuando el rayo infrarrojo es interrumpido y no cuando se presentan altas temperaturas ambientales o cuando se mueven las plantas de la periferia. Otra ventaja es que se pueden obtener fotos de excelente calidad en casi cualquier tipo de ecosistema(*fig. 2*).

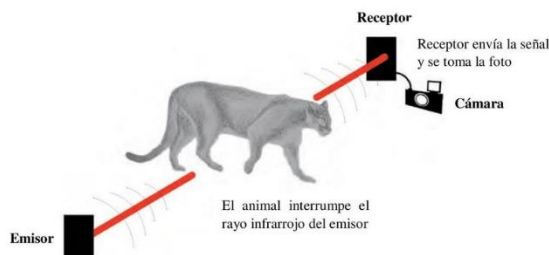


Figura 12. Sistema de activación de cámaras trampa con emisor y receptor de rayo de luz infrarroja.
Créditos de imagen: H. Bárcenas.
Tomado de: Chávez et al. (2013)



Figura 2: cámara con rayo infrarrojo

SISTEMA PASIVO

La mayoría de las trampas-cámara en el mercado utilizan el sistema de activación pasivo, el cual está incluido dentro de una misma unidad junto a la cámara. Este sistema detecta por medio de un sensor (receptor) el movimiento y el calor generado por un animal u objeto dentro de un área conocida como 'zona de sensibilidad'. La zona de sensibilidad está determinada por la forma y el tamaño del sensor, que varían en función de las marcas y los modelos. Por ejemplo, los equipos fabricados por Camtrakker® tienen un rango de detección cónico de aproximadamente 8 metros de largo. En cambio, los sensores de la marca StealthCam® son más abiertos y su rango de detección es mayor (fig.3).

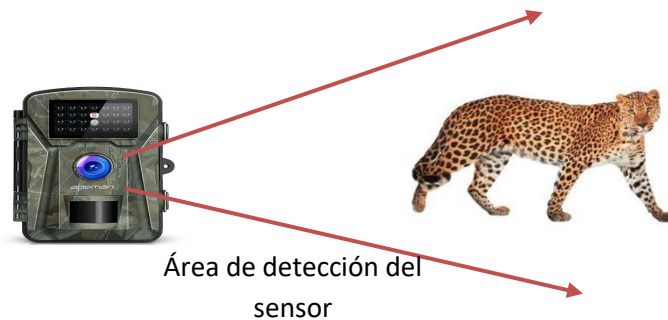


Figura 3: Cámaras de tipo pasivas

El trampeo con cámaras automáticas se ha popularizado en todo el mundo debido a que permite observar especies que difícilmente se pueden observar en vida silvestre, debido a esto, parte de la comunidad que se dedica a el estudio de fauna silvestre, en especial para mamíferos han decidido usar dicha técnica, de tipo no invasiva, la cual permite identificar visualmente a los organismos fotografiados, ha sido empleada para documentar la relación depredador-presas a través del tiempo y el espacio.

El modelo o tipo de cámara a usar depende del área de estudio y de la disponibilidad de recursos económicos para su adquisición.

ANÁLISIS PREVIO

Cuando se pretende obtener fotografías de especies específicas se debe realizar un recorrido por la zona donde se va a realizar el muestreo, en busca de huellas, excretas, rascaderos, y rastros de la especie o especies a muestrear, para tener un panorama sobre la presencia de la especie en el sitio.

PREPARACIÓN DE LA ESTACIÓN

Se busca la obtención de fotografías claras y con la máxima calidad para lograr la identificación de los individuos captados, por ende se debe hacer una revisión previa en la zona de muestreo para remover la vegetación que llegase a interferir con la cámara y se capturen fotografías con algún factor que las tape, aunado a esto se tiene que la vegetación aledaña a la cámara puede provocar la activación de la misma y tomar fotografías de manera continua, provocando el desgaste de las baterías y la saturación de la memoria SD.

PREPARACIÓN DE LA CÁMARA

Cada marca y modelo de cámara trampa tiene su sistema de programación independiente y cuenta con su propio manual de funcionamiento, que debe ser leído y comprendido en su totalidad. Previo a la salida de campo se requiere hacer pruebas del funcionamiento de las cámaras. Estas pruebas consisten en verificar que el sistema eléctrico de la cámara no presente fallas (revisión con baterías), que el sensor de movimiento y/o térmico se active adecuadamente, que el flash o sistema infrarrojo responda como es esperado y que el sistema de almacenamiento de imágenes y de registro de información de cada fotografía corresponda a lo programado. Si todos los componentes mencionados anteriormente funcionan correctamente durante la revisión de las fotos de prueba se encontrarán fotos de cuerpo completo, con una buena iluminación y con la información asociada (fecha y hora, por ejemplo) correctas.

INSTALACIÓN DE CÁMARAS EN CAMPO

La puesta de las cámaras trampa obedece al objetivo deseado. Por ejemplo, para el caso de detección de grandes felinos e inventarios de vertebrados, se ubican en zonas donde el paso de fauna ha sido registrado antes, como en caminos usados

por animales y/o cazadores, además el tamaño de la especie a muestrear influye en gran medida ya que la cámara será instalada a las alturas y ángulos necesarios para obtener las mejores fotografías, en el caso de mamíferos de talla grande la altura promedio a la cual se deben instalar las cámaras es a la altura de la rodilla, y en cuanto a mamíferos medianos difiere en unos cuantos centímetros ya que se debe instalar por debajo de la rodilla o menos dependiendo el tamaño de la especie que se desea fotografiar, ya que si se fotografía desde muy alto no se logrará captar el perfil del organismo de la mejor manera posible. (*Figura 4*).



Figura 4: Instalación de cámaras trampa perpendiculares a caminos

LAS GENERALIDADES PARA LA INSTALACIÓN DE CÁMARAS SON LAS SIGUIENTES:

1. La cámara debe estar en posición perpendicular al camino para maximizar la probabilidad de detectar todo el flanco del animal.
2. Asegúrese que la ubicación de la cámara está sobre un sector del camino nivelado y plano.
3. Ubique las cámaras sobre arboles rectos y con poco ángulo de engrosamiento del tronco.

4. Asegúrese de ubicar la cámara entre tres y cuatro metros de donde usted espera que pase el animal objetivo.

5. Corte a ras del suelo toda la vegetación en frente de la cámara en una amplitud de un ángulo de 180 grados.

MANTENIMIENTO DE LAS CÁMARAS TRAMPA.

Las cámaras requieren de mantenimiento en campo. No solo se requiere cambiar baterías y unidades de grabación (memorias digitales), también es necesario mantenerlas limpias, en particular el sensor, el flash y lente de la cámara, y verificar que no presenten humedad interna o algún tipo de desgaste que pueda afectar su funcionamiento óptimo. En el caso de presentar humedad interna se recomienda hacer pequeños paquetes con gel de sílice (sílica gel), para ubicarlos dentro de la cámara y buscar algún medio para cerrarla herméticamente, por ejemplo, con el uso de silicona. El tiempo de duración de las baterías varía según el tipo de cámara y el clima del lugar de muestreo.

Al parecer en áreas con mayor humedad el desgaste de las baterías es mayor que en áreas más secas. El tiempo necesario para el cambio de unidades de grabación (memoria digital) depende de la capacidad de almacenamiento de esta unidad y de la cantidad de fotografías obtenidas por día. En promedio se requiere cambiar las baterías y las memorias digitales cada 20 días, una prueba piloto en campo permite identificar el tiempo ideal para hacer el cambio.

OBTENCIÓN DE FOTOGRAFÍAS

La obtención de resultados se realiza de manera sencilla, ya que el procedimiento se basa en la extracción de la memoria SD de la cámara y se extraen las fotografías a una computadora para su posterior revisión, en otro caso se puede conectar el cable directamente a la cámara trampa y descargar los archivos hacia la computadora.

Los datos obtenidos serán imágenes, las cuales tendrán los siguientes datos: fecha y hora, además la persona encargada podrá tomar las coordenadas de las cámaras y de esa manera complementar los datos.

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Se sugiere propiciar el uso de las nuevas tecnologías aplicadas al campo de foto trapeo de especies silvestres.
- Llevar a cabo el desarrollo práctico del manual, para desarrollar las destrezas y habilidades necesarias para el crecimiento práctico en campo.
- Fomentar las actividades de investigación y análisis de datos sobre fauna.
- Promover el conocimiento sobre las diferentes actividades para la valoración de la naturaleza y sus organismos que la comprenden mediante estudios enfocados a la investigación y divulgación.
- Propiciar la innovación sobre los estudios faunísticos en vida silvestre.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno podrá realizar un monitoreo con cámaras trampa de forma eficaz, de tal manera que sabrá identificar el tipo de equipo que debe usar y podrá obtener datos concisos sobre los organismos monitoreados, estos datos serán imágenes con fecha y hora, para que el monitor pueda saber con exactitud las características del comportamiento de los organismos, además estos datos le servirán para realizar estudios sobre fauna silvestre, los cuales son aplicables a índices de diversidad, abundancia y riqueza de especies, siendo una herramienta sumamente importante para el monitoreo de fauna y valoración de los ecosistemas.

El alumno entregará reporte de campo incluyendo fotografías de organismos detectados.

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

Escalante, T. E. (2002). Patrones de distribución geográfica de los mamíferos terrestres de México. *Acta Zoológica mexicana*, 47-65.

Silvia F. Hernández Betancourt, J. C. (2006). Mamíferos Terrestres. Biodiversidad y desarrollo en Yucatán , 282.

Wilson, D. y. (2005). Las especies de mamíferos del mundo: una referencia taxonómica y geográfica. University Press: Solari, Sergio.

Borón, V. y E. Payán. (2012). Resultados preliminares del impacto de plantaciones de palma de aceite para la conectividad de los carnívoros en Colombia. En: Castaño-Uribe, C. (Eds.). Plan de conservación de felinos del caribe colombiano 2007-2012: Logros y proyecciones, Santa Marta.

Díaz-Pulido, A. y E. Payán. (2011). Densidad de ocelotes (*Leopardus pardalis*) en los llanos colombianos. *Mastozoología Neotropical* 18:63-71.

Díaz-Pulido, A. y E. Payán Garrido. 2012. Manual de fototrampeo: una herramienta de investigación para la conservación de la biodiversidad en Colombia. Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Panthera Colombia. 32 pp.

I.- PRÁCTICA 5

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA.

“TÉCNICA DE TRANSECTOS PARA REGISTRO DE ENCUENTROS VISUALES EN ANFIBIOS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Capacidad para tomar decisiones que aseguren el control sobre métodos, personas y situaciones.
- Capacidad para permanecer eficaz dentro de un medio cambiante, así como a la hora de enfrentarse con la captura de los organismos de acuerdo con la metodología.
- Capacidad de trabajo en equipo y organización de trabajo de campo.
- Desarrollar la técnica de captura y toma de biometría de ejemplares.
- Capacidad para el manejo de claves de identificación y observación de detalles estructurales

IV.- INTRODUCCIÓN.

El subfilo Vertebrata comprende a todos los organismos que presentan una columna vertebral, esto incluye a más de 60,000 especies las cuales se clasifican en diversas clases dependiendo de las características específicas que determinen el por qué pertenecen a dichos grupos taxonómicos. Entre estos grupos taxonómicos, se encuentran los vertebrados pertenecientes al clado de los tetrápodos, se les asignó este nombre debido a que presentan cuatro extremidades que les permiten la movilidad en el medio ambiente. Una clase fundamental que conforma al Subfilo Vertebrata es el grupo conformado por organismos tetrápodos de menor tamaño los cuales conocemos vulgarmente

como ranas, salamandras y cecilias, o en casos muy especiales, a todos estos organismos se les denomina en sí como “anfibios”. Los anfibios modernos son un grupo de vertebrados que se distinguen principalmente por ser un grupo monofilético, también se distinguen por presentar ciertas características comunes correspondientes a su morfología externa: como por ejemplo, la piel lisa y muy vascularizada sin protección de escamas, plumas o pelos que facilita el intercambio de gases , glándulas mucosas y lechosas que humectan la piel y les permiten secretar toxinas que funcionan como mecanismo de defensa, huevos sin membranas extraembrionarias los cuales dependen de ambientes húmedos para evitar la desecación (Duellman y Trueb, 1994; Halliday y Adler,2007; Vitt y Caldwell, 2009).

Actualmente los anfibios se clasifican en tres órdenes: el orden Anura que incluye a las ranas y sapos, el orden Caudata que incluye a las salamandras y tritones, y por último, el orden Gymnophiona que solo incluye a los organismos conocidos como cecilias (Halliday y Adler, 2007). Cada orden está clasificado de acuerdo a características específicas en algunos aspectos de su morfología e historia natural. Pero comúnmente se les conoce a los anuros como ranas y sapos, este orden incluye a más de 6200 especies actualmente, por lo cual se le considera como uno de los órdenes más diversificado de los anfibios actuales (Frost, 2013). Son organismos que poseen un tronco corto de aproximadamente 1 a 30 cm, con extremidades posteriores largas y carecen de una cola. Las especies de este grupo se encuentran en hábitats acuáticos, terrestres, fosoriales y arborícolas, se presentan prácticamente en todos los continentes (Heyer *et al.*, 2001; Halliday y Adler, 2007). En particular, los anfibios contribuyen considerablemente a que México sea considerado un país megadiverso, pues poseen un grado de endemismo cercano al 60% de sus especies (Flores-Villela, 1993).

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

Se recomienda tomar la mayor cantidad de precauciones posibles que se puedan aplicar en el campo; entre los requerimientos básicos está el uso de guantes de látex, para protección personal y de los ejemplares, botas altas de preferencia de plástico lo que evitara accidentes al entrar a los cuerpos de agua.

Lavarse las manos antes y después de iniciar la colecta.

No llevarse las manos a la cara u ojos.

Si se pretende transportar ejemplares es necesario contar con aditamentos que protejan a los animales como una pecera de plástico, o bolsas de lona que deben de lavarse después de usarse.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- GPS.
- Botas altas para entrar en el agua (sin suela de fieltro).
- Guantes de neopreno o de látex.

- Regla de plástico rígida o cinta métrica.
- Cámara digital.
- Lupa de mano.
- Guías de campo y fotocopias de claves.
- Linterna.
- Libreta de campo y un lápiz.

VIII.- METODOLOGÍA.

Las colectas de los anfibios se realizan en el periodo nocturno debido a que las ranas y los sapos presentan mayor actividad en la noche, en el caso de las pequeñas ranas de hojarasca, estas se pueden coleccionar levantando troncos podridos, rocas y removiendo cuidadosamente la hojarasca acumulada del suelo; posteriormente se capturan a los ejemplares con la mano usando guantes de látex. El muestreo mediante transectos consiste en recorridos a lo largo de una línea determinada, efectuados a una velocidad uniforme, en los que se intenta detectar la presencia de los anfibios. El muestreo de transecto de registros visuales proporciona información sobre los individuos que no están en temporadas de apareamiento o de vocalización. El uso de esta técnica permite tener un muestreo efectivo en anfibios de ecosistemas tropicales, subtropicales y templados.

El muestreo se realizará cerca de cuerpos de agua y comenzará desde las seis de la tarde hasta las once de la noche, una vez establecido el horario se delimitarán los transectos. En este caso serán dos transectos lineales de aproximadamente 20 metros de largo (Bonacic *et al.* 2014), en cada transecto habrá al menos dos personas denominados observadores, un observador se dedicará a anotar las características de los anfibios y el otro observador ayudará a coleccionar de forma directa a los ejemplares, adentrándose en los cuerpos de agua, por lo cual es indispensable que utilice botas altas sin filtro y guantes de látex. Se utilizará el método de captura directa para atrapar a los organismos, la captura consiste en

inmovilizar al anfibio con la mano, se sostendrá utilizando los dedos rodeando su vientre y se tomará con suavidad al anfibio. Después de la captura, se utilizarán las guías de campo de “*Guía rustica de los anfibios de la región de Calakmul, Campeche, México*” (Cedeño Vázquez *et al.* 2006) y se utilizará la lupa para observar las características del organismo, e incluso se pueden tomar fotos por si algunas características son difíciles de identificar en campo. Si esto llega a suceder, las características notables de las fotos se pueden identificar posteriormente en el laboratorio. Una vez finalizada la obtención de los datos en campo, se liberará al anfibio rápidamente en el mismo lugar donde se capturó.

Las fotos también deben marcarse de acuerdo al número del individuo y con un folio para evitar confundir los datos. El observador llenará un formato con los datos obtenidos en campo, el GPS le servirá para colocar las coordenadas en donde se encontró el ejemplar.

Para medir la longitud de un organismo se utilizará una regla de plástico o cinta métrica, el observador debe tomar al organismo con una mano sujetando con suavidad el abdomen del anfibio, posteriormente otro ayudará a medir sus extremidades posteriores sin estirar bruscamente o evitando dañar al anfibio. También, se medirá la longitud de su hocico hasta la cloaca en centímetros, y por último se medirá el ancho de su cabeza, como datos extra es indispensable registrar la información básica sobre lo que estaba haciendo (actividad) el organismo y dónde se encontró (el tipo de sustrato).

Para determinar el sexo de los anfibios, es importante revisar si presenta sacos bucales o si presenta callosidades nupciales ya que estas características se presentan solo en los ejemplares machos, de esta manera es posible identificar a las hembras de los machos y no solo distinguirlos por su coloración o tamaño.

IX. SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Propiciar el uso adecuado de guías y claves para la identificación de los organismos.
- Llevar a cabo actividades de campo que fomenten el desarrollo de habilidades como la observación, la identificación y el manejo de anfibios.
- Fomentar actividades y prácticas que propicien el trabajo en equipo, la comunicación y la participación de los alumnos.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno entregará un reporte de campo con la información de lo observado.

Luego de la captura, se debe registrar los datos obtenidos en el siguiente formato:

Numero de individuo	de	Genero	Especie	Fecha	Hora de captura	Localidad	Tipo de vegetación	de	Coordenadas
----------------------------	-----------	---------------	----------------	--------------	------------------------	------------------	---------------------------	-----------	--------------------

Se utilizará otro formato para registrar las biometrías y el sexo del organismo en cuestión.

Numero de individuo	Sexo	Biometría hocico-cloaca	Biometría de la tibia	Biometría de la cabeza	Actividad	Tipo de sustrato
----------------------------	-------------	--------------------------------	------------------------------	-------------------------------	------------------	-------------------------

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

- Aguirre- León, G. (2011). Métodos de estimación, captura y contención de anfibios y reptiles. Manual de técnicas para el estudio de fauna. Pp. 61-133. Universidad Autónoma de Querétaro.
- Bonacic, C., Forero- Rozo L. M., De la Maza, M. (2014). Manual para el monitoreo de fauna silvestre en Chile. Pp. 205. Pontificia Universidad Católica de Chile
- Cedeño Vázquez R., Calderón Mandujano R., Pozo C. (2006).Guta rustica de los anfibios de la región de Calakmul, Campeche, México. Pp. 104.
- Goas, A. (2015). Manual para el muestreo y seguimiento de anfibios. MEDWETRIVERS. Pp.19. Universidad de Salamanca.
- Goyenecha, I. (2012). Técnicas de muestreo en anfibios y reptiles. Introducción a la Biología de Organismos. Universidad Autónoma de Hidalgo.
- Lips, R. K. El monitoreo de anfibios en América latina. Thenature conservacy. Pp. 42. UnitedStatesNationalScienceFoundation.
- Szekely, J. P. (2016).Protocolo de monitoreo para los anfibios y reptiles en Reserva Natural Tumbesina - La Ceiba – Zapotillo. Pp. 36.

I.- PRÁCTICA 6.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“MANIPULACIÓN Y TÉCNICAS DE CAPTURA DE OFIDIOS NO VENENOSOS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Aprender y desarrollar las técnicas de manipulación y captura de la ofidiofauna.
- Capacidad de trabajo en equipo.
- Apreciación de la diversidad.
- Compromiso ético.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales
- Capacidad de aprender y solucionar problemas.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Los reptiles son vertebrados de piel seca, con pocas glándulas y cubiertos de escamas. Son organismos ectotermos, por lo que su temperatura corporal varía con la del medio. Pueden ser vivíparos u ovovivíparos. Pueden presentar o no extremidades.

Las serpientes o también llamadas ofidios, son reptiles cuya característica es la ausencia de patas y presentan un cuerpo alargado. Existen 456 géneros y más de 2,900 especies alrededor del mundo, de las cuales solo 450 son venenosas. en cuanto a los sentidos, la visión es bastante limitada, al igual que el oído, ya que sus órganos auditivos se han ido degenerando hasta perder algunas partes, como por ejemplo el tímpano y la cavidad timpánica. Aun así, las serpientes pueden percibir las vibraciones del suelo mediante sus mandíbulas. Incluso algunas tienen

la capacidad de detectar el calor, esto es muy importante para encontrar presas. En cuanto a la reproducción, las serpientes, en su mayoría, ponen huevos, no obstante, hay algunas especies en las que la hembra directamente alumbró a las crías ya libres y listas para vivir de manera independiente

México ocupa el segundo lugar con mayor diversidad de reptiles con 864 especies, existen 287 especies de reptiles para la península de Yucatán de las cuales 57 son serpientes, y únicamente solo 5 de ellas son venenosas.

Las 52 especies restantes de serpientes son inofensivas para el hombre ya que no poseen algún tipo de veneno o bien el veneno no es mortal.

La mayoría de los accidentes ofídicos ocurre con serpientes en cautiverio, gran parte de ellos se debe a técnicas inadecuadas o fallasen los procedimientos de captura y restricción (Lock, 2008). La práctica con ofidios desempeña un papel esencial para el manejo adecuado de los animales, sin embargo, el conocimiento sobre su comportamiento también es de gran ayuda (Fontanillas et al. 2000). Existe equipo especializado para el manejo y contención segura de serpientes, tales como pinzas, ganchos, encostaladores, sacos, tubos, polainas contra mordeduras de víboras, entre otros.

La presente práctica tiene como objetivo proporcionar las diferentes técnicas de manipulación y manejo, así como dar a conocer las distintas herramientas utilizadas en este tipo de manejo con serpientes, de igual forma que los alumnos aprendan a tomar los datos biométricos que frecuentemente se utilizan en serpientes. Es importante conocer la forma adecuada de manipulación de estos organismos para evitar posibles accidentes.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

Para la siguiente práctica se requiere que los alumnos porten la vestimenta adecuada, en este caso sería: pantalón de mezclilla holgado, playera de manga larga, botas o calzado cerrado.

No tener pulseras o relojes en las manos y que no tener las uñas largas para evitar lastimar a los organismos.

Uso de guantes de látex.

Uso de barreras protectoras en los ojos.

Al final de la práctica los alumnos deberán lavarse las manos y desinfectarlas.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Ganchos herpetológicos
- Pinzas herpetológicas
- Lonas de 20m de largo x 1m de alto
- Cubetas de 20Litros
- Cinta métrica
- Estacas de 1m
- Cava hoyos
- Rafia o piola
- Bolsa de manta o herpetológica.
- Libreta de campo
- lápiz

VIII.- METODOLOGÍA.

TÉCNICA DE MANIPULACIÓN

Para la manipulación de ofidios con el uso del gancho herpetológico se requiere inmovilizar la cabeza de la serpiente colocando el gancho sobre su cabeza.

- 1) Se coloca el gancho herpetológico sobre la serpiente (fig.1) entre la parte del cuello y la cabeza, ejerciendo una ligera presión sobre ella tratando de no dañar al organismo.



Fig. 1

- 2) Posteriormente se toma a la serpiente de la parte posterior de la cabeza con los dedos pulgar y medio (fig.2) asegurándose de que la serpiente no mueva la cabeza.



Fig.2

- 3) Como último paso se sujeta el cuerpo de la serpiente con la otra mano, permitiendo al ofidio enrollarse y apoyarse en su brazo (fig.3).



Fig.3

- 4) Para la colocación de la serpiente dentro de la bolsa herpetológica, se introduce primero el cuerpo de la serpiente dentro de la bolsa, posteriormente se introduce la cabeza y se suelta con mucho cuidado y lo más rápido posible evitando una mordedura.
- 5) Una vez liberada se prosigue a amarrar la bolsa como se muestra en la fig.4 para evitar que la serpiente se salga y poder trasladarla.

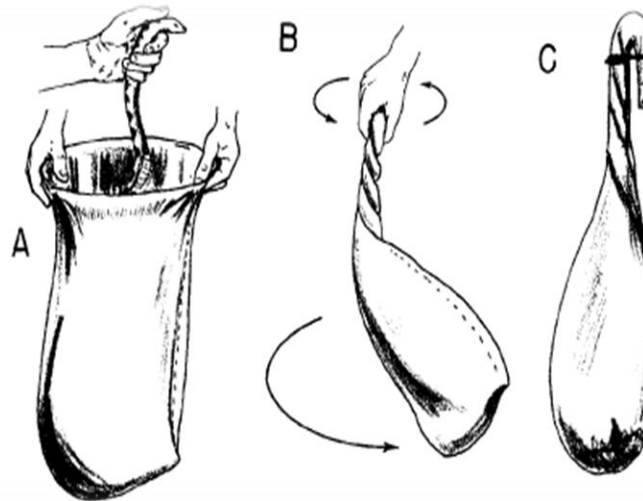


Fig.4

TÉCNICA DE CAPTURA PARA SERPIENTES

CAPTURA CON TRAMPAS Y BARRERAS DE DESVÍO

Las trampas de desvío pueden ser utilizadas para inventarios de herpetofauna y en este caso para ofidios. Esta técnica consiste en construir una barrera física de 20m que impida el paso libre de los organismos capturándolos en trampas de pozo y trampas de cilindro colocadas junto a la barrera. El material de la barrera puede ser de lona de plástico o lamina de aluminio.

- 1) Se entierra cada 2m postes de madera de 1m de altura.
- 2) Se coloca la barrera de lona enterrando 10cm de ella en el suelo, sujetándola a los postes de madera.
- 3) Tensar la barrera y verificar que quede bien enterrada procurando que no quede algún paso para los organismos.

- 4) Las trampas de foso son cubetas de 20L con orificios en el fondo. Se instalan junto a la barrera enterrándolas a ras del suelo procurando que la cubeta sobresalga de ambos lados de la barrera y separándolas una de otra cada 5m (fig.5).

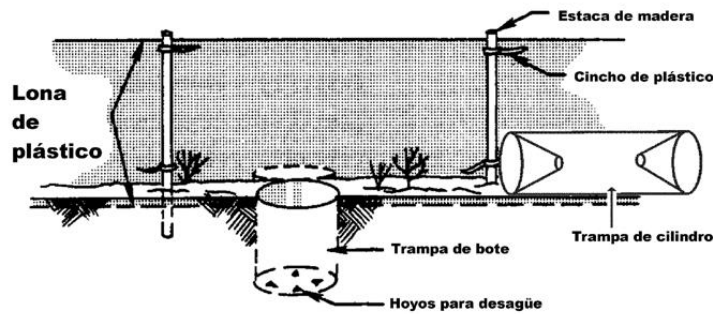


Fig.5

- 5) Las trampas deberán ser revisadas todos los días durante el tiempo que estén colocadas.
- 6) Para la extracción de los organismos se debe tener mucho cuidado y utilizar las herramientas necesarias (ganchos, pinzas y sacos herpetológicos) y conocer la manipulación correcta como la antes vista en esta misma práctica.

TOMA DE DATOS BIOMÉTRICOS

Los datos biométricos son los parámetros físicos que se toman del organismo, esos datos pueden ser: tamaño total, longitud hocico cloaca, longitud de la cola, peso y alguna observación.

Con ayuda de una cinta métrica se tomarán las medidas de los ofidios, se colocará la cinta métrica en el suelo y posteriormente será colocada la serpiente sobre la cinta procurando que la serpiente quede en la medida de lo posible completamente extendida sin lastimarla.

Los datos a tomar son los siguientes: longitud total, longitud hocico-cloaca y longitud de la cola. (Fig.5)

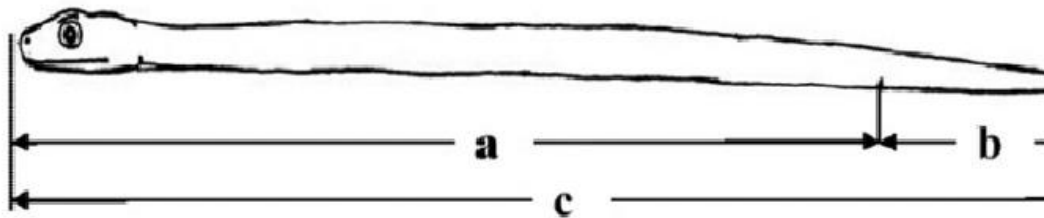


Fig.6 . Medidas biométricas de serpientes: (a) longitud hocico-cloaca, (b) longitud cola, (c) longitud total (modificado de Casas-Andreu y McCoy 1979).

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- 1) Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.
- 2) Propiciar el uso adecuado de conceptos y de la terminología científico-tecnológica.
- 3) Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- 4) Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio, argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

Al final de la práctica el alumno deberá entregar un reporte de prácticas que contenga los resultados de la misma.

Los resultados de los datos biométricos serán colocados y presentados dentro del reporte en la siguiente tabla.

DATOS GENERALES DE LOS OFIDIOS

No. organismo	Especie	Técnica utilizada	Longitud hocico-cloaca	Longitud de cola	Longitud total
---------------	---------	-------------------	------------------------	------------------	----------------

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

Kohler, G. (2003). Reptiles de Centroamérica. Offenbach, Alemania: Herpeton.

Brambila Navarrete, J. (2006). Métodos y técnicas de manejo y conservación para anfibios y reptiles en campo: análisis, evaluación y aprovechamiento sustentable en México. 3 de junio del 2019, de SEMARNAT Sitio web: http://aplicaciones.semarnat.gob.mx/SicoselIntranet/ProductosEsperados/2943_2006_Manual_de_anfibios_y_reptiles.pdf.

Cedeño-Vázquez, R. (2006). Anfibios de la Región de CALAKMUL. CAMPECHE, MÉXICO: BERENICE KEER

Sánchez, O., Zamorano, P., Peters E., y Moya, H. (2011). Temas sobre conservación de vertebrados silvestres en México. México D.F: IEPSA.

I.- PRÁCTICA 7.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“IDENTIFICACIÓN Y EVALUACIÓN DE RESTOS DE PELAJE DE MAMÍFEROS PEQUEÑOS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Aprender y aplicar técnicas sencillas para la observación e identificación de pelaje.
- Trabajar de forma autónoma y en equipo.
- Capacidad de análisis y síntesis.
- Solución de problemas.
- Capacidad crítica y autocrítica.
- Habilidades de diseñar y realizar investigación.
- Capacidad de aprender.
- Capacidad de generar nuevas ideas (creatividad).
- Habilidad para trabajar en forma autónoma.
- Manipular con seguridad y responsabilidad medioambiental los productos químicos.

IV. INTRODUCCIÓN.

Por su biología, la observación de los mamíferos es muy difícil, y más aún su captura. Además, muchos mamíferos se encuentran en peligro de extinción, su estudio por medio de técnicas que requieren de captura y/o colecta. En muchos casos, simplemente no es una opción viable. Por esta razón, a nivel mundial se están desarrollando técnicas de investigación con un enfoque no invasivo

(técnicas que no modifican el ambiente ni el comportamiento de los sujetos de estudio y no requiere de captura y/o colecta directa de individuos).

El pelo es un carácter diagnóstico de los mamíferos, por lo que no tiene homólogo estructural entre los demás vertebrados; si bien, es cierto que estructuras similares pueden encontrarse en aves, insectos, e inclusive en algunas plantas, el pelo epidérmico verdadero es exclusivo de los mamíferos. Los pelos han sido incluidos dentro del concepto de “rastros” y dentro de la categoría de restos orgánicos, sirviendo como parte de un método indirecto para el estudio de los mamíferos silvestres. Diversos estudios referentes al pelo en mamíferos han tenido aplicaciones recientes en la disciplina de la historia natural y taxonómica. Además, varios estudios han demostrado que se pueden identificar las especies de mamíferos en base a los patrones morfológicos presentes en la estructura de sus pelos. Esto permite prescindir de la captura, lo cual en la mayoría de los casos es la mejor opción para la obtención de datos de especies elusivas y/o en peligro de extinción.

Los pelos de la piel se encuentran clasificados en tres grupos: Pelos de guardia, pelos bajo el manto o bajo la piel y vibrisas. Los pelos de guardia se utilizan para la identificación de especies por presentar patrones cuticulares, medulares, forma y coloración lo suficientemente característicos para permitir la identificación de especies. El pelo de guardia puede ser sometido a un sin número de procesos sin que su morfología sufra alteración, como procesos de digestión, taxidermia y putrefacción. Por lo tanto, es posible utilizar muestras de pelo de guardia extraída de contenidos estomacales, heces y egagrópilas para efectuar comparaciones con muestras de pelos de guardia de referencia y obtener una identificación fiable de la especie a la que pertenecen esos pelos. Además, su raíz funciona como una cápsula protectora en la que las células permanecen intactas; de estas se puede extraer ADN para utilizarlo en diversas investigaciones de genética molecular.

Si bien es cierto, los mamíferos han evolucionado algunos caracteres notorios que han sido de importancia en nuestros días para su identificación y evaluación de

dichos organismos, uno de esos caracteres es sin duda el pelaje, como ya se mencionó. Es por ello que en esta práctica se busca interactuar con este carácter, puesto que en base al uso combinado de patrones de las estructuras morfológicas como médula, escamas, tipos de coloración y otras de este carácter, ha permitido el desarrollo de un gran número de investigaciones y la generación de nuevas técnicas para el estudio de los mamíferos. Es por esto que, para conocer un poco más del pelaje no sólo basta una simple observación con una lupa, sino, más bien, una evaluación de su estructura y entender las diversas metodologías utilizadas, ya que cuando nos adentramos a la fauna silvestre es importante llegar a comprender las diferentes metodologías más empleadas para la evaluación de Métodos de estudio aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

2.3 Obtención de muestras biológicas.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Se requiere el uso de bata y lentes de seguridad (personal).
- Considerando que algunas sustancias químicas son irritantes (sólidos, líquidos y gas) a la piel y mucosas, debe evitarse el contacto directo de productos en manos y cara.
- Conservar el área de trabajo limpia.
- Mantener cierta limpieza en las manos, principalmente, cuando estas estén en contacto directo con alguna sustancia.
- Se recomienda llevar zapatos cerrados.
- El pelo largo debe llevarse recogido.
- Se recomienda trabajar con orden, limpieza y sin prisas.
- En caso de cualquier accidente, avisar inmediatamente al profesor.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPO.

- Muestra de pelo (3 individuos por persona). Ambos sexos.
- Pinzas.
- Guantes.
- Lentes de seguridad.
- Lupa o estereoscopio.
- Etanol absoluto.
- Microscopio.
- Barniz de uñas.
- Portaobjetos.
- Matriz permanente (Merckoglas).

- Prensa.
- Decolorante comercial.
- Bitácora.
- Lápiz.
- Detergente.
- Magitel.
- Caja de Petri.
- Tetracloruro de carbono.
- Xilol / Xileno.
- Bálsamo de Canadá.

VIII.- METODOLOGÍA.

Obtener muestras de pelo de ejemplares depositados en las siguientes colecciones: Museo del Instituto Tecnológico de Chetumal, de especímenes vivos en la colección del Zoológico payo obispo y también, opcionalmente se puede tomar muestras eventuales de especímenes silvestres en colecta de campo. Esto, con el objetivo de que haya una variedad de muestras de diferentes mamíferos y se pueda hacer una comparación de ello. Las muestras de pelo colectadas deben provenir principalmente de especímenes adultos, ya que poseen el pelo de guardia, con el tipo, color y largo característico de la especie, a diferencia de lo que presentan algunas especies en las cuales el pelo de los juveniles cambia al pasar a la edad madura.

Para obtener los pelos de las pieles o de los especímenes muestreados, se deberá arrancar los pelos de la región dorsal con los dedos de las manos ya que de esta manera se logra obtener todo el pelo completo. En el caso de muestras de pelos de especímenes silvestres en colecta de campo, se puede utilizar pinzas para obtener la muestra de pelo para evitar que se estresen. Pero siempre es preferible hacerlo con las manos ya que las pinzas pueden cortar el pelo y se

pierde la raíz. Se debe tener cuidado (principalmente con pieles de colección) de arrancar los pelos de distintas partes del lomo para no dejar agujeros sin pelos de manera que no se observe cambio alguno en el estado de las pieles.

Las muestras se rotularán con el nombre de la especie, sexo y procedencia.

Para poder caracterizar cada especie primero se debe hacer una descripción macroscópica de los pelos utilizando lupa o estereoscopio. Se tomarán varias medidas del ancho de los pelos y también, se tomará en cuenta los patrones de coloración (bandas) y el número total de éstas. Los pelos pueden presentar una o más bandas de color que pueden ser útiles para su identificación. Se entiende como banda de color a una porción del pelo, de ancho variable, con cierta coloración que es seguida por otra de un color diferente.

El número y la disposición de las bandas de color es un carácter más constante que el color mismo, por lo que constituye un criterio más útil en la identificación (Arita y Aranda, 1987). Si el pelo presenta una sola banda de color, se dice que es de color uniforme.

Posteriormente, se realizará una descripción microscópica, utilizando microscopio óptico con un aumento de 200X y 400X, para esto, los pelos son lavados con etanol absoluto para remover impurezas y grasas que estos posean. Además, en algunos casos es recomendable aplicar una fricción mecánica sobre los pelos para eliminar completamente partículas que puedan estar adheridas.

ESTUDIO DE LOS PATRONES CUTICULARES (ESCAMAS).

Se procede a realizar un negativo de las escamas de la superficie de los pelos. Para ello, se hace una matriz de barniz de uñas sobre un portaobjetos, se deja secar de 15 a 20 minutos hasta un punto en que no se encuentren tan secos como para que la impresión de las escamas sea imposible y no tan húmedo como para que el pelo quede completamente pegado por el barniz (el tiempo de secado depende de las condiciones ambientales y la calidad del barniz). El punto exacto

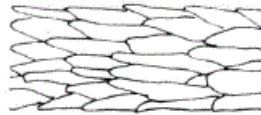
puede determinarse cuando se coloca la punta de un lápiz sobre el barniz sin dejar marca.

Una vez alcanzada la consistencia ideal del barniz, se colocan los pelos sobre este, sobre ellos se deposita otro portaobjetos y se pone un pequeño peso encima, manteniendo bajo presión los portaobjetos durante un mínimo de 30 minutos. Pueden permanecer dentro de la prensa por tiempo indefinido sin que la impresión se dañe. Concluido este tiempo, se saca la muestra de la prensa y se elimina el portaobjetos que no tiene el barniz de uñas; luego se extraen suavemente con los dedos de la mano o con una pinza de punta fina, evitando dañar la impresión dejada por los pelos. Esta impresión se observa y fotografía al microscopio para describirla posteriormente. Los caracteres a observar aparecen reflejados en las figuras que están a continuación.

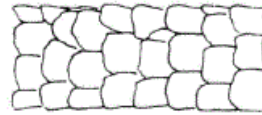
I SCALE POSITION IN RELATION TO LONGITUDINAL DIRECTION OF THE HAIR



5. transversal

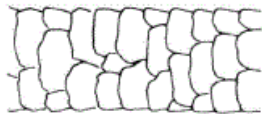


6. longitudinal



7. intermediate

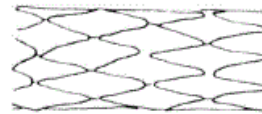
II SCALE PATTERNS



8. broad petal



9. elongate petal



10. narrow diamond petal



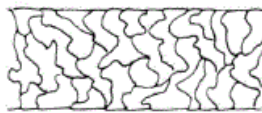
11. broad diamond petal



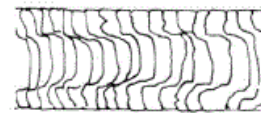
12. mosaic



13. regular wave



14. irregular wave

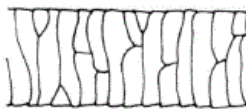


15. streaked

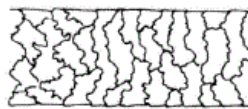


16. transitional

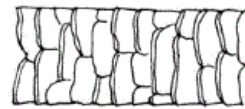
III STRUCTURE OF SCALE MARGINS



17. smooth

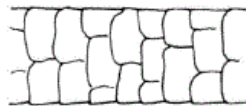


18. rippled

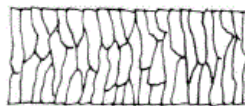


19. frilled

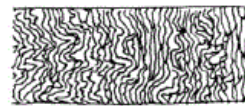
IV DISTANCE BETWEEN SCALE MARGINS



20. distant

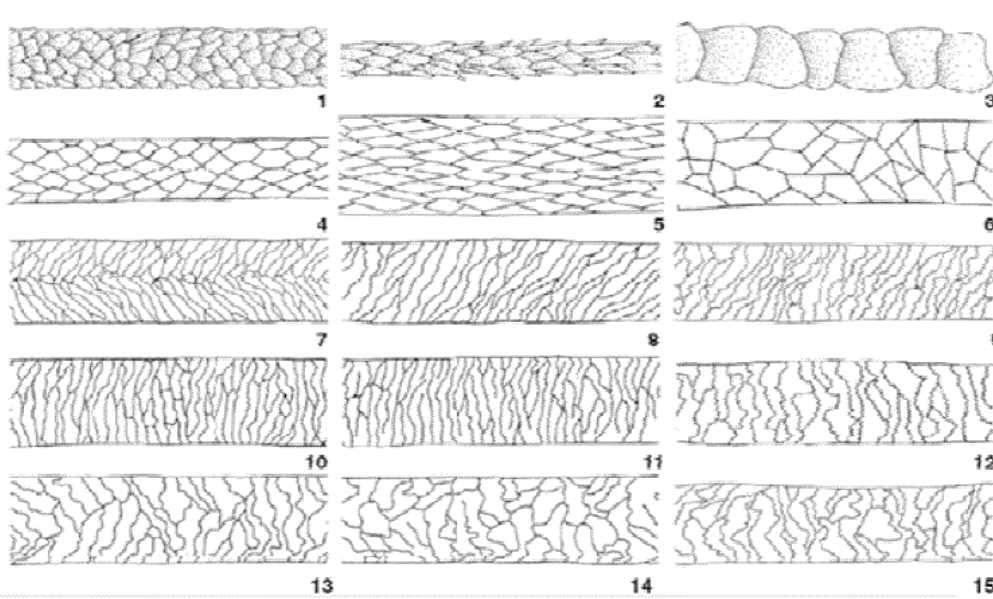


21. near



22. close

Patrones cuticulares



Patrones en la cutícula del tubo de pelos de guarda: (1) foliácea ancha, (2) foliácea angosta, (3) conoidal, (4) locifome ancha, (5) locifome angosta, (6) mosaico, (7) ondeada oblicua doble, (8) ondeada oblicua simple, (9) ondeada oblicua simple con bordes ornamentados, (10) ondeada transversal, (11) ondeada transversal con bordes incompletos, (12) ondeada transversal con bordes ornamentados, (13) ondeada irregular, (14) ondeada irregular con bordes incompletos, (15) ondeada irregular con bordes ornamentados.

ESTUDIO DE LOS PATRONES MEDULARES (MÉDULA)

Para poder observar la médula, se decoloran los pelos utilizando decolorante comercial de cabello (compuesto por peróxido de hidrógeno, persulfato de potasio, metasilicato de sodio, carbonato de magnesio, persulfato de amoniaco y otros compuestos excipientes). El tiempo que debe pasar en el decolorante depende de la marca del decolorante y las características propias del pelo, como el grosor y la facilidad con la que pierde el color. El proceso de decoloración puede durar desde algunos minutos para pelos delgados, hasta varias horas para pelos gruesos (como los de la familia Tayasuidae). Una vez decolorados los pelos, se sacan del decolorante y se lavan con agua limpia.

Una vez limpios, se procede a montarlos en una lámina fija utilizando una matriz permanente (medio de montaje permanente para cubreobjetos. Ejemplo; Merckoglas), para posteriormente observarlos y fotografiarlos para ser descritos. Otro método consiste en introducirlos en una placa de Petri con tetracloruro de carbono durante 20 minutos, pasarlos a Xilol durante 24 horas y montarlos en

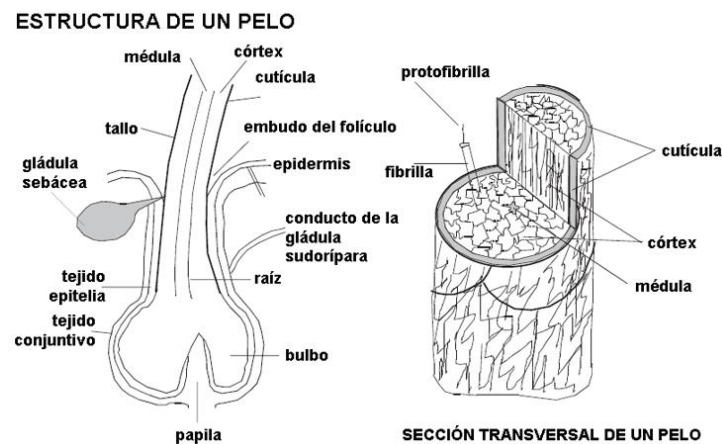
bálsamo de Canadá (este último método no es recomendable si no se disponen de medidas de seguridad suficiente debido a la alta toxicidad del Xilol).

Una vez montados en preparaciones microscópicas, se pueden realizar las diferentes medidas morfométricas:

Ancho total, al nivel de la parte más ancha del pelo (escudo) y la parte proximal a la raíz (base).

El ancho de la médula a nivel del escudo y proporción médula/escudo.

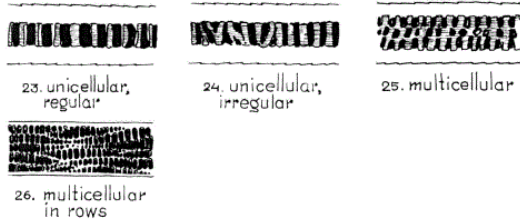
En la siguiente imagen se puede observar en donde se encuentra dichas partes del pelo:



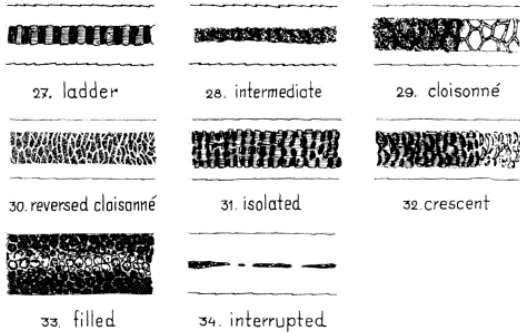
Estas mediciones se deben realizar utilizando un microscopio con ocular micrométrico y expresarse en escala micrométrica (m/1000).

Los caracteres a observar se encuentran reflejados en las figuras que aparecen a continuación:

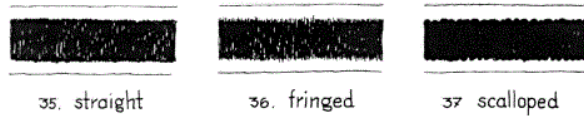
I WIDTH COMPOSITION OF THE MEDULLA



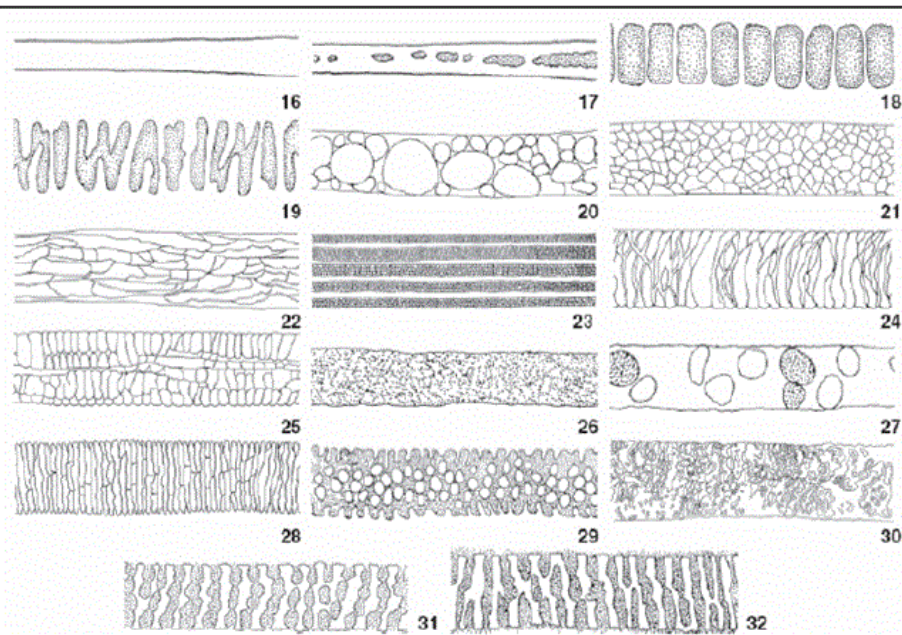
II STRUCTURE OF THE MEDULLA



III FORM OF THE MEDULLA MARGINS



Patrones medulares



Patrones medulares en el escudo de los pelos de guarda. (16) ausente, (17) discontinua, (18) uniseriadaescalariforme, (19) uniseriada literácea, (20) anisocélica, (21) poligonal, (22) glandular, (23) cordonal, (24) fusiforme, (25) miliforme, (26) amorfa, (27) matricial, (28) trabecular, (29) reticulada, (30) cribada, (31) alveolar, (32) listada

IX.- SUGERENCIA DIDÁCTICA.

El alumno realizará un esquema de cada muestra en un cuadro comparativo. Este esquema debe contener la observación de los patrones cuticulares (escamas) y de los patrones medulares (médula). Cada apartado debe tener los siguientes datos: Características, nombre de la especie, sexo y procedencia de la muestra.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno realizará un cuadro comparativo de los esquemas de cada muestra, así como el siguiente ejemplo:

Espécimen 1.

Especie: *Didelphis virginiana*

Sexo: Macho

Precedencia: Colecta de campo en la localidad de Felipe Carrillo Puerto, Quintana Roo.

Espécimen 2.

Especie:

Sexo:

Procedencia:

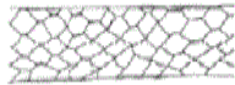
Espécimen 3.

Especie:

Sexo:

Procedencia:

-Patrones cuticulares (escamas)



Se presentó escamas tipo lociforme ancha. Etc.

-Patrones cuticulares (escamas)

Patrones cuticulares (escamas)

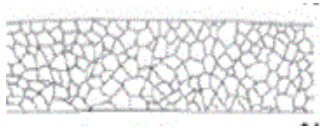
- Patrones medulares

- Patrones medulares - Patrones medulares

(Médula)

(Médula)

(Médula)



Se observó un patrón poligonal, etc.

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

Juárez, D., Estrada, C., Bustamante, M., Quintana, Y., Moreira, J., & Ervin, J. (2017). "Guía ilustrada de pelos para la identificación de mamíferos medianos y mayores de Guatemala" . febrero 20, 2019, de DIRECCION GENERAL DE INVESTIGACION -DIGI Sitio web: <http://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/puirna/infguia.pdf>

Deblase, A. F, R. E. Martin and P. H. Pine. (2000). A manual of Mammalogy. McGraw-Hill Science Engineering. 333 p

Aranda, J. M. (1981). Rastros de los mamíferos silvestres de México. Instituto Nacional de Investigación sobre Recursos Bióticos (INIREB). México. 198 p

Arita, H. y M. Aranda. (1987). Técnicas para el estudio y clasificación de los pelos. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Veracruz, México. 21 p.

Fernández Gustavo J. and Silvia M. Rossi.(1998).Medullar Type And Cuticular Scale Patterns Of Hairs Of Rodents And Small Marsupials From The Monte Scrubland (San Luis Province, Argentina) Mastozoología Neotropical; 5(2):109-116

I.- PRÁCTICA 8.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“MÉTODOS DE CONTENCIÓN FÍSICA PARA EL MANEJO DE MAMÍFEROS EN ZOOLOGICOS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Será competente para aplicar las técnicas, prácticas y conocimientos sobre el manejo adecuado de mamíferos pequeños en los zoológicos, realizando de manera segura y eficaz la contención de los mamíferos pequeños.
- Participar interdisciplinariamente con otros profesionistas y desarrollar técnicas de manejo de fauna silvestre de importancia en los zoológicos.
- Tendrá la capacidad de trabajar interdisciplinariamente para determinar el estado de la fauna silvestre.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Capacidad de aprender.

IV.- INTRODUCCIÓN.

El manejo de las especies de animales requiere de métodos que sean lo menos inofensivos posibles y que ofrezca la seguridad necesaria para las personas que intervienen en el manejo. Las circunstancias para establecer contacto con estos mamíferos podrían ser por manejos médicos preventivos, evaluación de la condición corporal, sesiones de entrenamiento, traslados dentro del establecimiento o fuera de él.

El manejo de animales implica siempre riesgos tanto para el ejemplar como para los operarios, sin embargo, al tratarse de fauna silvestre, aumenta el peligro de

que se presenten complicaciones y/o accidentes, por lo cual resulta de gran importancia el conocimiento de las características, comportamiento y reacciones de las especies que se pretendan manejar, con el propósito de utilizar los métodos y el equipo requerido para cada evento (Luna y Mejía, 2004). De esta forma el desarrollo de esta práctica busca mostrar a los alumnos los distintos métodos y equipos utilizados de acuerdo a las diferentes especies para la contención física, desde simples trapos y toallas, costales, redes, cuerdas, escudos de madera o acrílico hasta domadores o sujetadores, jaulas de contención y/o compresión, además del uso de sistemas de entrenamiento animal que es una nueva herramienta utilizada en colecciones faunísticas para facilitar el manejo casi directo de los ejemplares, haciendo hincapié en la manera que deben aplicarse estos métodos y equipos, mediante demostraciones y participación de los alumnos en manejos de zoológicos (Luna y Mejía, 2004).

La contención causa mucho estrés y de no realizarse adecuadamente puede resultar peligrosa tanto para el animal como para el operario. El éxito depende de una planificación cuidadosa y de una preparación adecuada antes de cada sesión de contención. Es indispensable el conocer la conducta normal del animal, así como el tener un conocimiento práctico de las herramientas a utilizar (DGZ, 2006).

La contención física aprovecha al manejo conductual y profundiza la sujeción mediante instrumentos y fuerzas físicas para inmovilizar y someter al animal; por ejemplo, a través del uso de cuerdas, redes, jaulas de compresión, costales y sujeción manual. La combinación de estos tipos de sujeción hace más eficientes el manejo. Con la sujeción física el animal está a nuestra disposición, pero aun así sufre estrés y dolor, debido a que físicamente está imposibilitado para huir, no se deben aplicar en procedimientos prolongados (DGZ,2006).

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

3.1 LGEPA y otros reglamentos.

3.1.1 Ley Federal de caza.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

Para desarrollar adecuadamente una práctica es necesario asistir con el equipo de trabajo, vestimenta adecuada (botas de hule, guantes de carnaza, lentes de protección, cubrebocas), haber estudiado y observado el contenido de la práctica, que te permitan trabajar con comodidad y seguridad.

Es importante considerar:

- Evitar cercos con esquinas angulares prefiriendo las circulares. Recordando que los animales cuando corren buscan una salida o un escape, corren siguiendo el muro limitante.
- Eliminar de los corrales o encierros, salientes y obstáculos de peligro.
- Evitar las causas de excitación de los animales, como pueden ser los movimientos bruscos, los ruidos inesperados.

- Actuar con seguridad en el trabajo que se va a efectuar, haciéndolo con rapidez, pero con el tacto y delicadeza necesarios.

Se deberá proporcionar un manejo adecuado a los animales para evitar el estrés de los mismos durante el desarrollo de la sesión y cumplir con el reglamento existente en las áreas de trabajo.

Normas de seguridad específicas durante la práctica:

Tipo de peligro	Como evitarlo	Como proceder en caso de un accidente
Animales estresados por alumnos.	Desarrollar las actividades en silencio, sin realizar movimientos bruscos y atendiendo instrucciones.	Alejarse de las instalaciones y darle tiempo a que se calme.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Guantes de carnaza.
- Redes.
- Pértigas.
- Botas de hule.
- Mascarilla o respirador (cuando sea necesario).
- Lentes de protección.
- Tubo de aluminio rígido o galvanizado (1-2 pulgadas de diámetro).
- Alambre acerado (grueso).
- Mango de manubrio de bicicleta.
- Pinzas para cortar alambre.
- Taladro.

- Tela o manta.
- Libreta de campo.

VIII.- METODOLOGÍA.

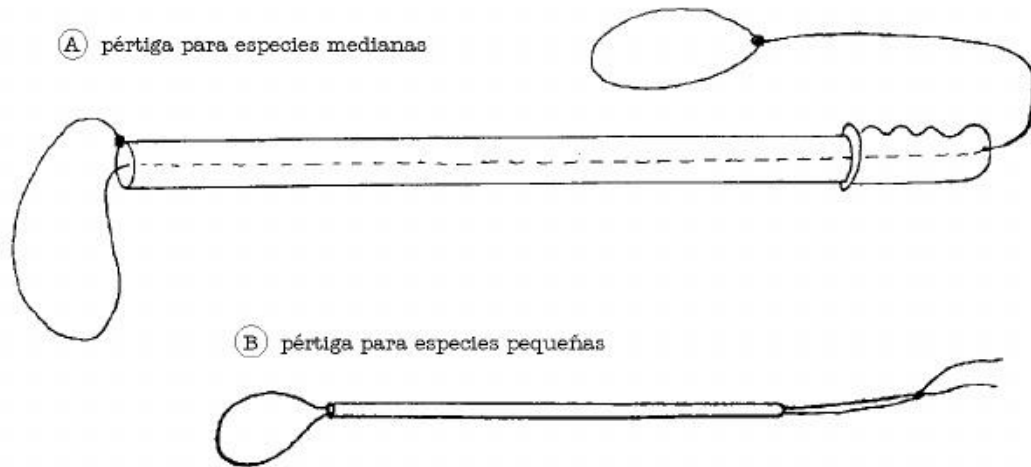
Mediante una práctica demostrativa los estudiantes observarán diferentes métodos y equipos de contención física en mamíferos pequeños, los cuales serán aplicados por el personal encargado y posteriormente los estudiantes harán una práctica demostrativa.

PÉRTIGAS PARA CONTENCIÓN FÍSICA DE MAMÍFEROS PEQUEÑOS.

Para la elaboración de la pértiga se perforará con un taladro el tubo de aluminio en el extremo anterior o de sujeción y se amarra el alambre acerado. La otra punta del alambre se introduce a lo largo del tubo saliendo por el extremo posterior o de maniobras y donde se colocará el mango del manubrio.

El alambre introducido en el tubo tendrá la libertad de circular libremente, de manera que en el extremo anterior forme un lazo con el cual serán manejados los animales. En el extremo posterior, el alambre se anudará en forma de lazo para poder maniobrar según se requiera (Figura A y B).

Este método es comúnmente utilizado en mamíferos como la zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*), mico de noche (*Potos flavus*), etc., ya que al ser menos



agresivos se puede interactuar con más rapidez con el organismo y así atraparlo más rápido y realizarle los estudios médicos/físicos necesarios.

Antes de proceder a capturar al organismo es importante planificar con anticipación el procedimiento a seguir, considerando las necesidades y roles del personal que participará en la captura, también tener listo el equipamiento necesario y los protocolos de contingencia para situaciones de emergencia (escapes, ataques, falta de personal, etcétera). Es muy importante que las personas que manipularán a los animales actúen con seguridad, ya que estos son capaces de percibir el temor o la inseguridad de una persona por el tono de su voz, sus movimientos y las posiciones que adopta.

Considerar el fotoperiodo de las especies (es decir, si son nocturnas o diurnas) antes de iniciar la sujeción de los animales.

Una vez considerado lo anterior, se procede a la captura del animal, por ser individuos en cautiverio, suelen ser menos agresivos ya que están acostumbrados a la vista del ser humano pero, aun así, la sujeción deberá ser de forma rápida, sin movimientos bruscos y en lo posible, sin la presencia de muchas personas alrededor.

El personal a capturar al animal procederá a entrar al recinto del animal manteniéndose parado cerca de la entrada por si se llegará a presentar algún percance, se puede reducir el campo visual del animal con ayuda de un trapo, una manta o una lona sobre los ojos (*Figura 1*); esto permite que el animal permanezca quieto mientras se le sujeta.



Figura 1. Uso de manta para mamíferos pequeños

La pértiga se lanza hacia el animal tratando de que la cabeza entre adecuadamente para no lastimarlo, una vez que sea sujetado se procede a agarrarlo de manera rápida desde la nuca para que no tenga movimientos bruscos (*Figura 2 y 3*). Posteriormente se realiza los pesajes de los individuos.

Lavarse y desinfectarse las manos después de cada manipulación.

Uso de redes de aro para la contención física de mamíferos pequeños



Figura 2. Uso adecuado de pértiga

Antes de contener al organismo por este medio es importante conocer su biología.

Primero, se tiene que asegurar una buena posición de la cabeza y extremidades del organismo, usualmente las redes son utilizadas para coatís (*Nasua narica*), mapaches (*Procyon lotor*), micos de noche (*Potos flavus*), tlacuaches (*Didelphis marsupialis*).

Se procederá a la captura del animal, la persona a realizar la captura deberá ponerse guantes de carnaza en dado caso que se presente alguna mordida del animal. Por ser individuos en cautiverio, suelen ser menos agresivos ya que están acostumbrados a la vista del ser humano, pero aun así la sujeción deberá ser de forma rápida, sin movimientos bruscos y en lo posible, sin la presencia de muchas personas alrededor (*Figura 4*).

La red se emplea cuando el animal está descansando. También pueden extenderse en el suelo, forzando el paso de los animales arreándolos.



Figura 5. Sujeción adecuada del animal

La persona que realizará la captura tiene que asegurarse que una vez dentro del recinto del animal, este pueda llegar a una esquina del área sin realizar muchos movimientos (*Figura 5*), se procederá a acercarse poco a poco al individuo, posteriormente arrojando la red, en ocasiones el individuo no logra entrar a la red por lo cual se procederá a retirarse del recinto por unos minutos para evitar el menor estrés posible, una vez pasado los minutos, se vuelve a realizar la misma acción, una vez que el animal este dentro de la red se procede a levantarla lo más rápido posible y girándola para que no pueda moverse (*Figura 6*).

Posteriormente se realiza el pesaje del animal.

Lavarse y desinfectarse las manos después de cada manipulación.



Figura 6. Sujeción y pesaje adecuado del animal

IX. SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio y argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades

X. REPORTE DEL ALUMNO.

Al finalizar la práctica cada equipo entregará un reporte de las actividades realizadas, con una breve revisión de literatura, material y método, resultados, conclusiones y bibliografía.

Peso (kilogramos) de mamíferos pequeños en zoológicos

Espece	Método de contención física	Peso hembra	Peso macho
--------	-----------------------------	-------------	------------

utilizado

XI. BIBLIOGRFÍA.

Luna, A. y Mejía, F. (2004). Programa de Prácticas de manejo de Fauna Silvestre. Universidad Autónoma del Estado de México. México. Página: 8-10.

Dirección General de Zoológicos de la Ciudad de México. (2006). Métodos de inmovilización en fauna silvestre. Memorias DGVZ, México.

Lilian P. Robert W. Wendy T. (2005). Manual del curso taller internacional sobre técnicas aplicadas a la conservación y manejo de fauna silvestre. Ed. USAI. México.

Andreu R. (1997). Curso de manejo y clínica de animales exóticos y de zoológico, AVAFES, Universidad de las Palmas, Canaria.

Desmond, T. y Laule, G. (1991). Protected Contact Elephant Training. American Association o Zoological Parks and Aquariums, National Conference, San Diego, CA. Conference Proceedings. (AAZPA) Wheeling, W.V. pp. 606-613.

Ings, R., Waran, N., Young, J. (1997). Attitude of zoo visitorstothe idea offeeding livepreyto zoo animals. Zoo Biology, 16:343-347.

Morrow-Tesch,J.(1998).Research Methodsusedto Develop and Evaluate the Success of Environmental Enrichment Practices. Proceeding sof theThird International Conference on Enrichment. San Diego: The Shape of Enrichment, pp. 258-264.

I. PRÁCTICA 9.

II. NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“TÉCNICAS DE TAXIDERMIAS PARA COLECCIONES Y MUSEOS PARA MAMÍFEROS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Comprender los conceptos y procesos básicos de la Conservación de la Fauna Silvestre.
- Desarrollar la técnica de taxidermia en mamíferos para colecciones científicas.
- Obtener compromiso ético.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Capacidad de generar nuevas ideas (creatividad).
- Habilidad para trabajar en forma autónoma.
- Preocupación por la calidad del trabajo.
- Desarrollar la capacidad de discernir entre las posibles opciones y circunstancias.

IV. INTRODUCCIÓN.

Las colecciones sistemáticas cumplen un rol de primordial importancia en la investigación científica. Numerosos problemas de carácter taxonómico, biogeográfico, ecológico, anatómico, evolutivo y genético han sido resueltos con el estudio de ejemplares depositados en colecciones. Por estos motivos además de la importancia educativa y de exhibición (Schlitter, 1984), las colecciones

constituyen un patrimonio no renovable y una fuente inagotable de información, insustituible para un adecuado conocimiento de la fauna.

La taxidermia, del griego "taxisa" (arreglo o colocación) y el griego "dermis" (piel), se define como el oficio de disecar animales para conservarlos con apariencia de vivos y facilitar así su exposición, estudio y conservación. Si bien es una práctica que, comúnmente, se lleva a cabo con mamíferos, es utilizada de igual manera con otros grupos animales. La persona que se dedica a esta actividad se denomina taxidermista.

Los métodos empleados por los taxidermistas han mejorado notoriamente durante el siglo pasado. De este modo, sus practicantes pueden emplearse profesionalmente, por ejemplo trabajando para museos, o bien realizar su labor a nivel aficionado, como puede ser el caso de cazadores, pescadores, entusiastas de la afición, etc. Suelen poseer conocimientos técnicos en aspectos tan variados como la anatomía, la escultura, la pintura, la disección y el tratado de pieles.

La urgencia para conocer y proteger la biodiversidad hace cada vez más necesaria una evaluación del estado de conocimiento de los grupos que la componen y de su distribución en los distintos biomas y regiones (Christie, 1994). Cada ejemplar depositado en una colección sistemática constituye una prueba irrefutable de la presencia de la especie en un lugar y momento dado (Mares et al., 1989).

V. RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI. MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Usa siempre guantes para todo procedimiento realizado en los organismos y que implique el contacto con sangre y otros fluidos corporales que se consideren líquidos de precaución universal, piel no intacta, membranas mucosas o superficies contaminadas con sangre.
- Evita el contacto de la piel con mucosa, sangre y otros líquidos corporales provenientes de cualquier parte del organismo.
- Lávate las manos inmediatamente antes y después de realizar cualquier procedimiento, de tener contacto con sangre o líquidos corporales.
- Usa cubrebocas y gafas de protección durante los procedimientos que generen gotas de sangre o líquidos corporales; con esta medida se previene la exposición de las membranas mucosas de la boca, la nariz y los ojos.
- Pon especial atención en la manipulación de los utensilios de trabajo de manera que se puedan evitar todos los accidentes con agujas, bisturíes y cualquier elemento punzocortante. Para ello se recomienda, además de la concentración en las actividades, evitar todo procedimiento de reempaque de agujas, ruptura de láminas de bisturí o cualquier tipo de manipulación diferente al uso indicado.

VII. MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Bolígrafo de tinta indeleble
- Regla milimétrica o calibre
- Balanza
- Etiquetas de piel

- Tijeras
- Pinza de punta fina
- Maíz molido o aserrín
- Alambre
- Hilo y aguja
- Algodón
- Alfileres
- Planchas de secado
- Cepillo
- Bisturí

VIII. METODOLOGÍA.

Proceso previo a la Taxidermia.

En el caso de ser necesario el sacrificio de un animal éste debe ejecutarse con rapidez y eficiencia, minimizando el sufrimiento del ejemplar colectado. Normalmente los pequeños mamíferos son sacrificados mediante paro cardio-respiratorio por presión en la zona pectoral o por dislocación cervical, por ser un método rápido que causa poco sufrimiento.

(Choate et al., 1987). Algunos coleccionistas utilizan drogas como éter, dióxido de carbono o cloroformo para producir la muerte por adormecimiento seguido de paro cardíaco. El cloroformo no es recomendable por el riesgo que produce al hombre. Una vez sacrificado, el ejemplar debe ser medido, pesado y examinado para registrar en el catálogo la información del organismo. Esto mismo debe ser realizado, aunque el animal se haya encontrado muerto.

Antes de iniciar la taxidermia es necesario tener a mano etiquetas para piel. Las primeras tienen forma rectangular de aproximadamente 9x2 cm y las segundas son redondas de aproximadamente 2 cm de diámetro.

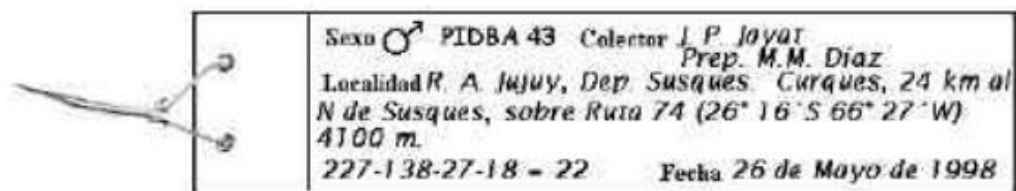


Figura 1 Etiqueta para la piel

Etiquetas para piel: en éstas se registra, en el orden que se indica: el sexo y condición reproductiva, número de catálogo, nombre del colector, localidad de captura, medidas estándar y fecha de captura del ejemplar (Fig. 1). Una vez anotados los datos se ajusta la etiqueta antes de comenzar el proceso de taxidermia al tobillo de la pata derecha del ejemplar, asegurándola con un nudo cuadrado (Fig. 2) para evitar que se desprenda.

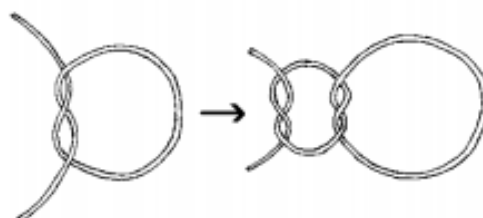


Figura 2

Registro de la Información en las etiquetas

Una etiqueta tipo con la información estandarizada se puede observar en la Fig. 1. Los datos que necesariamente deben registrarse son los siguientes:

Sexo y condición reproductiva: en el ángulo superior izquierdo de la etiqueta se registra el sexo con la simbología tradicional para macho y para hembra. Al lado del sexo se agrega la condición reproductiva observada.

Para los machos se registra la posición de los testículos: abdominales (TA) o escrotales (TE).

En las hembras se examina la condición de la vagina: cerrada (VC) en jóvenes y adultas en períodos no reproductivos y vagina abierta o perforada (VA) en hembras adultas en reproducción.

Número de catálogo: el número de catálogo se anota a continuación de la indicación del sexo y condición reproductiva.

Nombre del colector: en el ángulo superior derecho de la etiqueta se escriben las iniciales del nombre y el apellido completo del coleccionista. Debajo se anotan las iniciales y el apellido completo del preparador, si es diferente del colector.

Localidad: la localidad de captura es de fundamental importancia para la mayoría de los estudios. Ésta debe ser tan precisa como para permitir que otro investigador o coleccionista pueda regresar exactamente al mismo sitio en virtud de las referencias de la etiqueta. La indicación de la localidad incluye país, provincia o estado, departamento y ubicación exacta del sitio de colecta, en relación a un punto geográfico permanente de referencia.

Medidas estándar: estas medidas se anotan en el ángulo inferior izquierdo de las etiquetas. Es inevitable que durante el proceso de remoción la piel se estire y que, hasta alcanzar su secado definitivo, se contraiga. El tamaño y las proporciones son de gran importancia para la identificación en muchos mamíferos, de manera que unos conjuntos de medidas estándar deben ser tomadas antes de la extracción de la piel (De Blase y Martin, 1974), como se muestra en la Fig. 3. Estas medidas se expresan en milímetros y son:

Longitud total (LT): distancia en línea recta desde el extremo anterior del hocico hasta la última vértebra de la cola, excluyendo los pelos. En las especies que no tienen cola, la medida se toma hasta el extremo posterior del cuerpo, lo que no incluye al uropatagio en los murciélagos;

Cola (C): distancia desde el punto de inserción de la cola al cuerpo, hasta la última vértebra caudal;

Pata posterior (P): distancia desde el talón hasta el extremo anterior del dedo más largo del pie, incluyendo la uña;

Oreja (O): distancia desde la escotadura basal y el extremo distal del pabellón auricular.

Otra medida, el peso (Pe), expresado en gramos, también se incluye en la etiqueta y se escribe a continuación de las medidas en milímetros, separada por tres guiones horizontales.

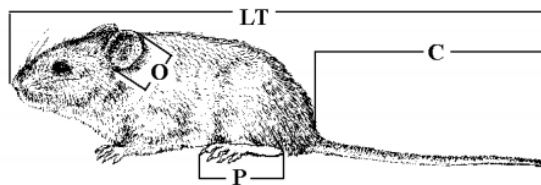


Figura 3.

Fecha de captura: La fecha se anota en el ángulo inferior derecho de la etiqueta. Debe escribirse sin abreviar para evitar interpretaciones erróneas, por ejemplo 6 de marzo de 1996 y nunca 06/03/96 o 03/06/96.

Método de Piel Rellena

Es el método más utilizado e intenta conservar el aspecto natural del animal sin llegar a la taxidermia artística o de pedestal. Los ejemplares preparados mediante este método pueden ser preservados para siempre con un cuidado posterior apropiado; por otro lado, este tipo de preparación conserva caracteres importantes para la identificación de las especies y las partes propuestas en la morfometría (Williams y McCarthy, 1984).

Extracción de la Piel

El primer paso consiste en realizar una incisión de la piel en la línea media del vientre, por delante de los genitales hasta el esternón, teniendo cuidado de no cortar la musculatura abdominal (Fig.4).



Figura 4.

Con ayuda de una pinza de punta fina se separa la piel de la musculatura hasta alcanzar las patas posteriores. Con la pinza se extraen las patas hacia afuera de la piel, y se cortan a nivel del tobillo (Fig. 5).

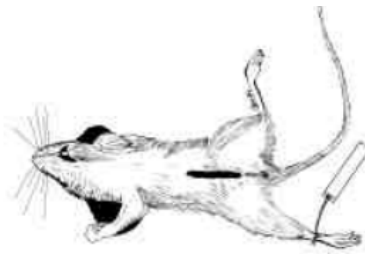


Figura 5

Si se desea conservar el esqueleto completo, una de las patas permanecerá en la piel y la otra en el esqueleto. En este último caso, para dejar los huesos de la pierna en el esqueleto, se corta la piel circundando la pierna y se separa esta del resto de la piel (Hafner, 1984; Miller, 1932).

Posteriormente se cortan los conductos genitales y anal, y recién se continúa con la extracción de la piel (Fig. 6). En los machos se deja la báculo en la piel, ya que esta puede ser utilizada como carácter sistemático. Si la báculo va a ser utilizada para su estudio de manera inmediata, se remueve el pene y se coloca en glicerina al 100%, en formol al 10% o en alcohol al 70% (Nagorsen y Peterson, 1980).

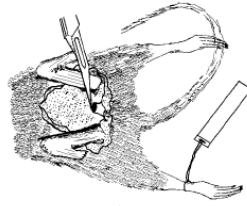


Figura 6

Una vez cortados los conductos anal y genitales, se separa la cola de la piel tomándola con una pinza o con las uñas por la base de la parte ósea y replegando suavemente para separarla del hueso (Fig. 7). En los murciélagos el proceso general de taxidermia se simplifica si se extrae primero la cola y posteriormente se cortan los huesos de las patas a la altura de la articulación del fémur con la pelvis (Williams y McCarthy, 1984).

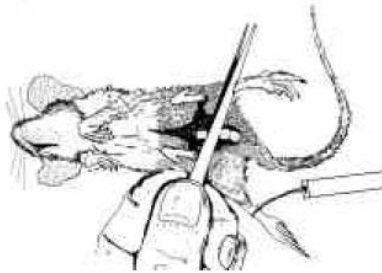
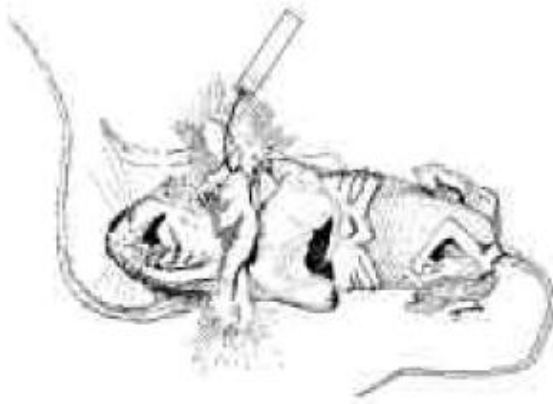


Figura 7

En murciélagos de mayor tamaño se eliminan los músculos del fémur. En algunos marsupiales, la grasa almacenada en la cola durante el período invernal representa un serio inconveniente para su preparación, ya que la grasa se dispersa perjudicando seriamente el resto de la piel, aumentando las posibilidades de ser atacada por pestes durante su almacenamiento. Para minimizar este problema, se elimina la totalidad de grasa acumulada, haciendo un corte longitudinal a lo largo de toda la cola y extrayendo la grasa mediante raspado con un bisturí, con la precaución de no manchar la piel.



Una vez separada la parte posterior de la piel, se desprende el resto “desenfundándola” hasta llegar a las patas anteriores (Fig. 8); aquí se procede del mismo modo que con las patas posteriores, pero el corte se hace a nivel de las muñecas. En murciélagos se conserva el antebrazo en la piel, ya que tiene importancia sistemática y el corte se efectúa a nivel de la articulación del húmero con la cintura escapular.

efectúa a nivel de la articulación del húmero con la cintura escapular.

Figura 8

Una vez separadas las extremidades se debe desprender la piel de la cabeza, lo que requiere especial cuidado. Las orejas se separan mediante un corte en la parte cartilaginosa de la base muy cerca del cráneo (Fig. 9); el mismo procedimiento se sigue con los ojos (Fig. 10).

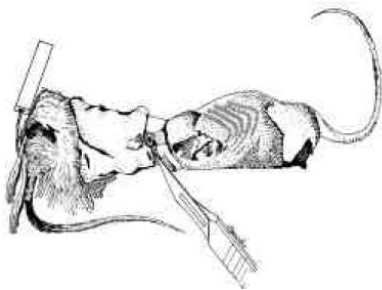


Figura 9

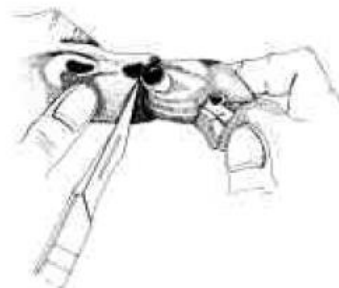


Figura 10

Al llegar a la boca se corta cuidadosamente la piel bordeando la boca ya al llegar al hocico se corta el cartílago nasal (Fig. 11) evitando dañar los huesos nasales (Mares et al., 1989). Cuando se trabaja en la cabeza se debe tener especial cuidado de no dañar partes óseas delicadas del cráneo, como los procesos supraorbitales y los arcos zigomáticos (Williams y McCarthy, 1984).

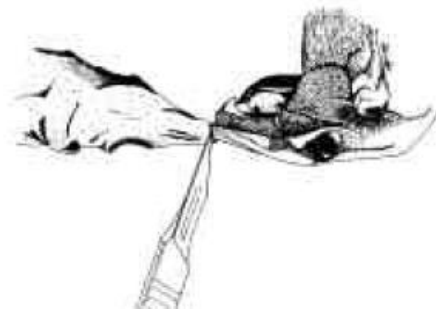


Figura 11

Durante todo el procedimiento de extracción de la piel se utiliza maíz molido fino o aserrín, para absorber los líquidos, sangre y grasas, y evitar que éstos manchen la piel (Mares et al., 1989). También se utilizan estas sustancias para limpiar y secar el lado interno de la piel una vez separada del cuerpo, antes de comenzar su relleno. Algunos preparadores utilizan para acelerar el secado e impedir el daño por insectos, agentes secadores que son colocados en el interior de la piel, como arsénico, bórax, alumbre, nitrato de potasio y jabón arsenical. Estos productos han dejado de utilizarse en los últimos años debido a los serios problemas de toxicidad y por los efectos secundarios que producen en el ejemplar, como alteración de la coloración original de las pieles.

Rellenado de la piel

Normalmente la piel se rellena con algodón, pero algunos taxidermistas utilizan otros elementos como estopa fina. El trozo de algodón debe tener una forma más o menos cilíndrica y ser un poco más largo y ancho que el cuerpo del animal antes de que se haya extraído la piel (Fig. 12).

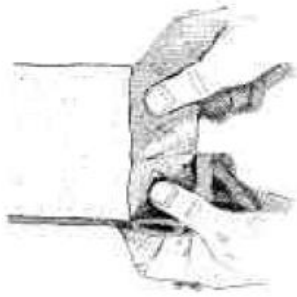


Figura 12

Con una pinza alargada se toma el algodón por el extremo que se insertará en la cabeza (Fig. 13); se lo introduce en la piel hasta hacerlo llegar lo más anterior posible en el hocico y luego se desplaza la piel (Fig. 11) para rellenarla completamente.



Figura 13



Figura 14

Si la cantidad de algodón resultara mayor que la necesaria para el tamaño del ejemplar, no se debe forzar el algodón dentro de la piel, sino cortar el exceso (Fig. 15).

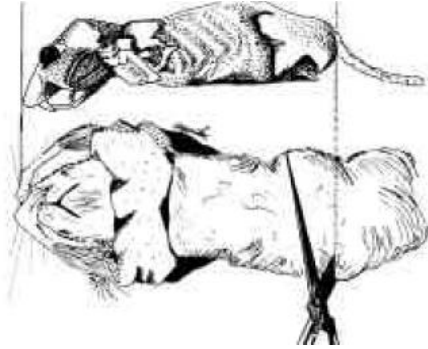


Figura 15

Recién cuando se ha rellenado la piel, se introducen alambres en las extremidades y en la cola. Los alambres deben estar perfectamente rígidos y ser inoxidable para asegurar su durabilidad y evitar daños que puede producir el óxido a la piel. El alambre para la cola debe envolverse con algodón desflecado (Fig. 16), excepto en la punta, para evitar que se trabe cuando es introducido (Fig. 17).



Figura 16



Figura 17

En roedores y marsupiales se coloca un alambre en cada extremidad, insertándolo hasta las palmas y plantas de las patas. En murciélagos se sigue el mismo procedimiento, pero algunos preparadores unen los húmeros de cada brazo insertando un solo alambre entre ellos para dar rigidez a las alas. Una vez finalizado el proceso de relleno y colocación de los alambres, se cose la piel (Fig. 18) con cuidado para evitar que se rompa. Si la piel es muy delgada o el proceso de taxidermia se hace demasiado prolongado, es común que la piel comience a secarse. En este caso debe humedecerse con un algodón mojado, para mantenerla flexible y evitar su rotura al coser.

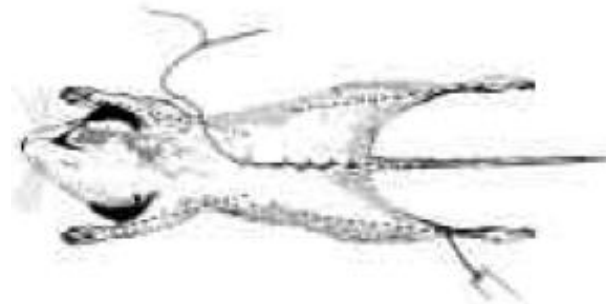


Figura 18

Finalizada la taxidermia se cepilla el ejemplar (Fig. 19) y se coloca sobre una plancha de cartón prensado, o de otro material suficientemente blando y resistente, y se fija con alfileres hasta que esté completamente seco (Fig. 20).

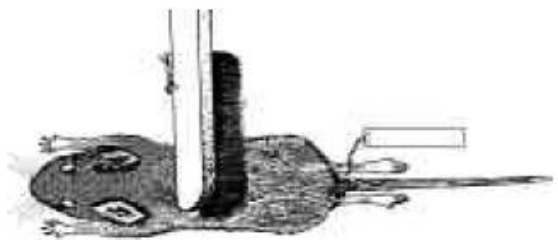


Figura 19

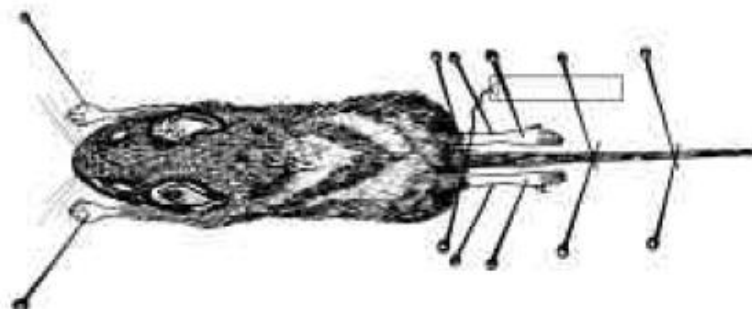


Figura 20

En roedores y marsupiales las patas anteriores se fijan alineadas muy cerca del cuello y la cabeza; las patas posteriores se alinean pegadas a los lados de la cola. Tanto las patas anteriores como las posteriores se clavan con las palmas hacia abajo y sin estirar. La cola se fija con alfileres cruzados sobre ella en la parte basal, en el medio y en el extremo distal para mantenerla derecha durante el secado (Mares et al., 1989). En los murciélagos se aconseja colocar las alas plegadas a los lados del cuerpo para evitar su deterioro durante el almacenamiento en colecciones, pero el antebrazo, los metacarpales y las falanges, deben quedar expuestos para poder medirse (Williams y McCarthy, 1984). Para ello se colocan alfileres en la articulación brazo-antebrazo, cerca del primer dedo y en el extremo distal del ala. En caso de que la especie tenga uropatagio, éste debe quedar extendido, y el calcar expuesto para su medición, al igual que las patas y la cola (Fig. 21).

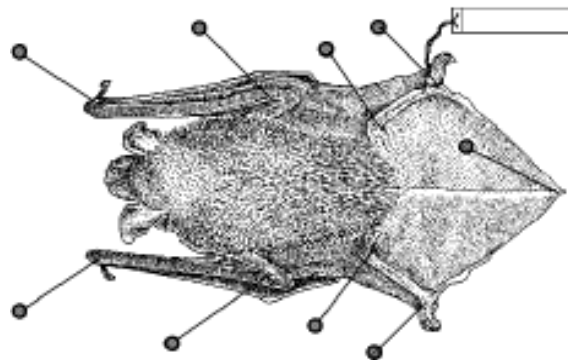


Figura 21

Una vez fijadas en el cartón las pieles no deben exponerse al sol para acelerar su secado. Por el contrario, deben ser almacenadas en cajas cerradas a efectos de evitar que sean atacadas por insectos.

IX. SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.
- Propiciar el uso adecuado de conceptos, y de la terminología científico-tecnológica
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis, de trabajo en equipo.

X. REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno deberá entregar la taxidermia perteneciente a una colección científica, con la posición y etiquetado mencionado durante la práctica.

XI. BIBLIOGRAFÍA.

Choate, L. R., J. F. Eisenberg, M. L. Johnson, T. L. Kunz, A. T. Linzey, J. H. Shaw, J. M. Taylor y B. Wunder. (1987). Acceptable field methods in Mammalogy: Preliminary guide lines approved by the American Society of Mammalogists. American Society of Mammalogists, 68(4):1- 18.

Christie, M. I. (1994). Estado del conocimiento sobre los Mamíferos Argentinos: especies, ejemplares y documentación. Mastozoología Neotropical, 1(2):157-163.

De Blase A. F., y R. E. Martin. (1974). A Manual of Mammalogy with Keys to the Families of the World. W. C. Brown Co. Publications, Dubuque, Iowa, 329 pp.

Días, M., Flores, D., Barquez, R. (1998). Instrucciones para la preparación y conservación de mamíferos.

Mares, M. A., R. A. Ojeda, y R. M. Barquez. (1989). Guía de Mamíferos de la Provincia de Salta, Argentina. University of Oklahoma, Norman, 303 pp.

Schlitter, D. A. (1984). The value of recent Mammal Collections. Proc. Wkshp. Mgmt. Mammal Colln Tropical Environment, Calcutta, 638- 646.

Williams, S. L., y T. J. McCarthy. (1984). The preservation of bat specimens. Proc. Wkshp. Mgmt. Mammal Colln. Tropical Environment, Calcutta, 61-81.
Wilson, D. E., y D.

I. PRÁCTICA 10.

II. NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“DISECCIÓN DE AVES PARA COLECTA CIENTÍFICA”.

III. COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Comprender los conceptos y procesos básicos de la Conservación de la Fauna Silvestre.
- Desarrollar la técnica de taxidermia en mamíferos para colecciones científicas.
- Obtener compromiso ético.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Capacidad de generar nuevas ideas (creatividad).
- Habilidad para trabajar en forma autónoma.
- Preocupación por la calidad del trabajo.
- Desarrollar la capacidad de discernir entre las posibles opciones y circunstancias.

IV. INTRODUCCIÓN.

Las Colecciones Biológicas.

Las colecciones biológicas son espacios destinados a preservar ejemplares de plantas, vertebrados e invertebrados, esto incluye exicados, pieles, huesos, huevos, tejidos y sonidos o cantos. Los orígenes de las colecciones biológicas se pueden rastrear hasta los egipcios e incas hace aproximadamente 5.000 a 7.800

años, donde se momificaban y preservaban personas y animales en rituales religiosos (Brier, 1998). Después de los egipcios e incas aparecen los Griegos, encabezados por Aristóteles quien fue el primero en inventar un sistema de clasificación en una escala basada en la perfección de los organismos, publicado en su libro *Scala Natura* (French, 1994). Durante la época del pre-Renacimiento gracias a la traducción al latín de los textos de Aristóteles se inició nuevamente un interés en la ciencia y la filosofía, en especial una “veneración de lo raro, poco común, de lo maravilloso y lo milagroso” (Whitehead 1970), dando paso a los primeros “armarios de curiosidades” donde se exhibían objetos raros de recolectores adinerados como “Cuernos de unicornios”, “Huesos de gigantes”, lenguas de culebras, entre otras cosas. Para esta época se usó por primera vez la palabra museo para describir el armario de Lorenzo el Magnífico. En la época del renacimiento los avances en las ciencias dieron una gran impulso a las colecciones, se dieron cuenta que los “cuernos de unicornios” eran cuernos de Narvales y los “huesos de gigantes” eran huesos de mastodontes, empezaron a crecer las colecciones dándoles objetivos específicos, se iniciaron nuevos métodos de preservación de ejemplares, y se empezó a catalogar y describir a los ejemplares. Los años de más importante en las colecciones vinieron en las épocas pre-Linneaeus (1600-1750), Linneaus (1750-1850) y post-Linneaus (1850-Actualidad), donde las colecciones crecieron aún más, se iniciaron los primeros museos en Latinoamérica y se le dio un uso científico a las colecciones, nuevas tecnologías de preservación de ejemplares se desarrollaron y se hizo más énfasis en la colecta y preservación, de igual manera los ejemplares tipos fueron identificados y publicados y todos los museos fueron ordenados y catalogados.

Actualmente las colecciones tienen un papel fundamental en la Biología, estas no solo sirven como catálogos, si no que nos permiten establecer la diversidad del planeta, no dice que hay, donde lo hay y cuanto hay. Nos es posible conservar algo si no sabemos dónde está y como está, es gracias a muchas colecciones que se ha podido establecer mapas de distribución, hábitos ecológicos, gracias a las anotaciones de las bitácoras de campo, estudios genéticos y sistemáticos gracias

a los tejidos colectados de los ejemplares, estudios de evolución gracias también a los tejidos y las medidas proporcionadas en las etiquetas de las aves, taxonomías e identificación de nuevas especies. Las utilidades e importancia de las colecciones son muchas y se es necesario dedicar esfuerzo en su crecimiento y preservación.

Tomado de John E. Simmons & Yaneth Muñoz-Saba 2005.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

1.1 Fauna silvestre.

1.4 Importancia de la fauna silvestre en México.

2.1 Colecciones y museos.

2.4 Inventario.

3.1 LGEPA y otros reglamentos.

3.1.1 Ley Federal de caza.

3.4 Norma Oficial Mexicana y lista CITES.

3.8 Especies amenazadas.

3.10 Conservación de ecosistemas.

3.11 Estrategias de conservación.

3.1 LGEPA y otros reglamentos.

3.1.1 Ley Federal de caza.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Usa siempre guantes para todo procedimiento realizado en los organismos y que implique el contacto con sangre y otros fluidos corporales que se consideren líquidos de precaución universal, piel no intacta, membranas mucosas o superficies contaminadas con sangre.
- Evita el contacto de la piel con mucosa, sangre y otros líquidos corporales provenientes de cualquier parte del organismo.
- Lávate las manos inmediatamente antes y después de realizar cualquier procedimiento, de tener contacto con sangre o líquidos corporales.
- Usa cubre bocas y gafas de protección durante los procedimientos que generen gotas de sangre o líquidos corporales; con esta medida se previene la exposición de las membranas mucosas de la boca, la nariz y los ojos.
- Pon especial atención en la manipulación de los utensilios de trabajo de manera que se puedan evitar todos los accidentes con agujas, bisturíes y cualquier elemento punzocortante. Para ello se recomienda, además de la concentración en las actividades, evitar todo procedimiento de reempaque de agujas, ruptura de láminas de bisturí o cualquier tipo de manipulación diferente al uso indicado.

VII.- MATERIAL REACTIVOS Y EQUIPO.

Jeringa de insulina.

lidocaína.

Palos de pincho.

Kit de disección.

Algodón en láminas.

Hilo (debe ser delgado y fuerte).

Aserrín (entre más fino mejor).

Alfileres.

Tubos eppendorf.

Etanol al 95%.

Calibrador.

Regla.

Etiquetas.

Bitácora.

Rapidografo.

Arroz o Sílica gel.

VIII.- METODOLOGÍA.

Preparación del ave.

Una vez obtenida el ave a coleccionar, se procederá con el sacrificio de esta. Existen varios métodos para sacrificar un ave, desde la asfixia por opresión de todo el cuerpo o asfixia por opresión de saco aéreo, hasta inyección letal directo al corazón o a la occipital; todas técnicas vigentes, unas más traumáticas que otras. Por facilidad y rapidez recomiendo el uso de la inyección letal a la occipital, en especial para personas nuevas en el tema y que están en proceso de aprendizaje.

Para la inyección letal usaremos lidocaína y una jeringa de insulina. La cantidad lidocaína y el tamaño de la jeringa serán proporcionales al tamaño del ave, para aves de porte pequeño como colibrís, tiranidos o tangaras bastara con unos 5 ml

de lidocaína y una jeringa de insulina; para aves de mayor tamaño como palomas, le servirá la jeringa de insulina con alrededor de 10 ml de lidocaína; aves de mayor envergadura necesitara jeringas más grandes. La cantidad varía en todas las aves, lo más recomendable para obtener experiencia en la cantidad de lidocaína es empezar con aves pequeñas. Una vez preparada la jeringa tome al ave con firmeza y con los dedos palpe la parte posterior de la cabeza, trate de ubicar la unión del cráneo con el atlas de la columna vertebral (sabr  que ha detectado la zona porque sentir  una depresión en el lugar), por esta zona es donde usted ingresara la jeringa (Sea rápido, no dude ni se detenga hasta haber inyectado toda la solución). Una vez inyectada la solución el ave se desgonzara, si observa convulsiones, esto indica que la cantidad proporcionada no fue suficiente y necesita inyectar más.

Llegado el caso de no poder haber sacrificado el animal mediante la inyección letal, utilice la técnica de asfixia por opresión de sacos aéreos, es más traumática pero rápida. Ubique sus dedos pulgar, índice y medio sobre la parte de las costillas más próximas a las alas (ver imagen), y en ese punto oprima con fuerza hasta que el animal deje de moverse, este proceso tarda entre 5 a 10 segundos, pero debe ser constante con la fuerza que oprima los sacos aéreos pues de eso también dependerá el tiempo que dure el sacrificio del animal.

Figura 1. Método de la inyección por la occipital, y método por opresión de sacos aéreos.

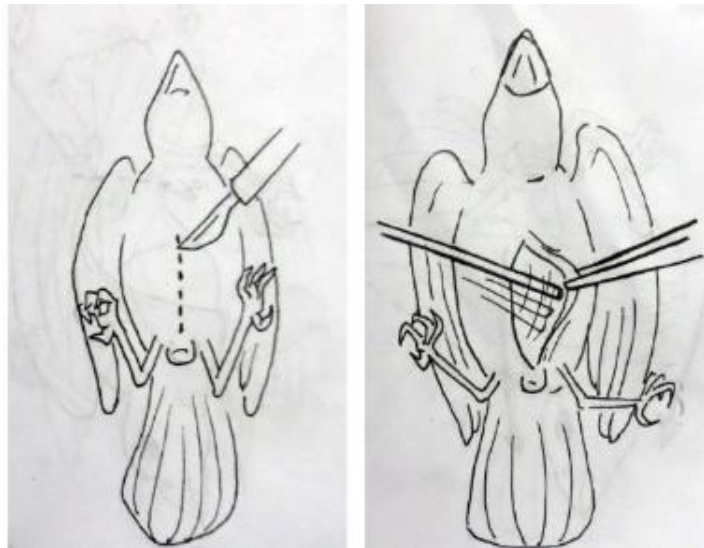
Una vez sacrificado el animal entrara en Rigor mortis, sus extremidades se contraerán y se pondrán rígidas, inserte un poco de algodón en la boca del animal para evitar que los jugos gástricos al salir del estómago (cosa que ocurre a menudo) puedan caer sobre el plumaje y estropearlo. En este momento usted debe tomar las medidas y datos que se perderán una vez preparado el animal como el color de iris, pico, patas, peso, además medidas de envergadura y largo total.

A partir de este momento hablaremos del preparado de la piel como tal.

1. Tome un palito de pincho y chuzo, y médalo desde el pico hasta la punta de la cola (si el ave posee una cola muy larga, como un *Tyrannuss avana*, haga la medición hasta la mitad de la cola) y reserve el palito.

2. Ubique el ave boca arriba y realice una incisión desde donde termina el esternón hasta antes de la cloaca. Tenga cuidado en no romper el peritoneo e ir despejando las plumas alrededor del corte y aplicar aserrín para secar la carne, si gusta puede ayudarse de unas tijeras de punta fina.

3. Tome una sonda, un palito metálico o unas pinzas de punta redonda y empiece con cuidado a retirar la piel del cuerpo (es en este momento donde se dará cuenta que tan delicada es la piel del animal, pues existen pieles gruesas y rígidas que soportan bastante “maltrato” o fuerza como la de los loros o pieles muy delicadas como la de las palomas, algunas personas comparan estas pieles con papel mojado). Empiece por los costados del peritoneo y empiece a ubicar las patas del animal (aplique aserrín en todo momento).



4. Una vez ubicada la patas del animal, tome una y empiece a separar lo mejor que pueda la piel, tome unas tijeras y como mucho cuidado realice un

corte a nivel de la unión fémur-cadera, para separar el fémur del cuerpo (Realice el mismo procedimiento en la extremidad restante).

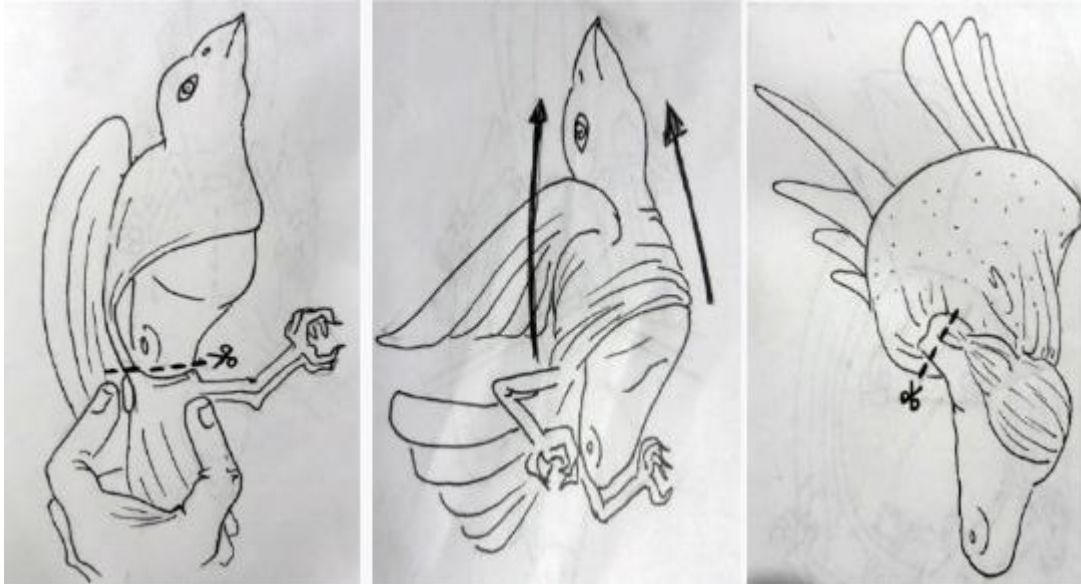
5. Desprenda la piel de las extremidades (por lo menos hasta la primera articulación) y descarne el hueso lo mejor que pueda, limpie generosamente con el aserrín y devuelva las extremidades al interior de la piel.



6. Cuidadosamente retire la piel de la espalda baja del ave. Localice la glándula uropigial y ubique su dedo índice sobre ella y el pulgar de forma contraria, de esta forma sabrá dónde está el pigostilo. Manteniendo los dedos sobre la glándula uropigial y realice un corte por encima de ella en el cuerpo, tenga mucho cuidado de no cortar el pigostilo, pues es en ese hueso se anclan las timoneras del ave y si se corta terminara con un espécimen sin cola. Es muy probable que al realizar este corte abra el peritoneo y cause sangrado, utilice aserrín para formar un tampón y evitar manchar la piel.

7. Empiece a subir y retirar la piel hacia las alas, recuerde aplicar constantemente aserrín, para secar el cuerpo y evitar que las plumas se peguen y se dañen. Tome una de las alas y con cuidado desprenda la piel del hombro y el humero, haga un corte a la mitad del humero. La ubicación del corte puede variar,

siempre y cuando deje la articulación humero-radio-cubito intacta (realice lo mismo con la otra ala).

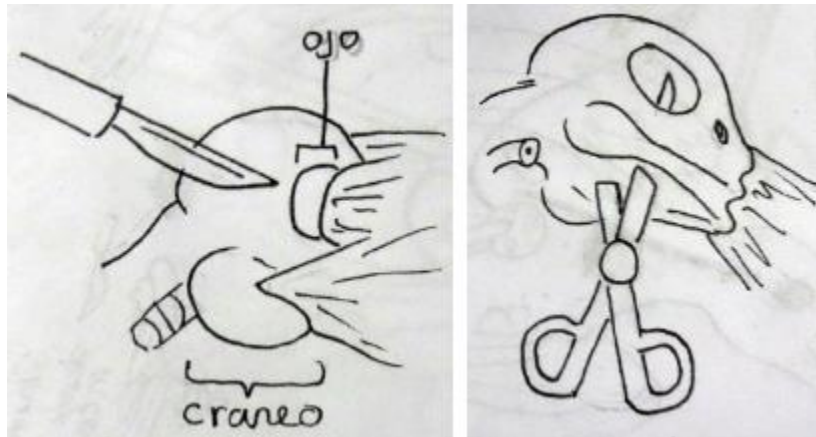


8. Descarne el humero de cada ala y limpie bien con aserrín. Continúe retirando la piel del cuello hasta llegar a la base del cráneo.

9. Una vez llega a la base del cráneo usted ha entrado al “punto sin retorno”, no puede parar hasta no haber llegado al paso. Con cuidado empiece a retirar la piel del cráneo (ayúdese de las uñas). Existen aves con cráneos grandes o “cabezonas” como los loros, algunos carpinteros o búhos, para estas aves lo mejor es empezar a retirar la piel por la mandíbula y luego por el cráneo, tenga mucha paciencia.

10. A medida que avance por el cráneo, se va a encontrar con los oídos y los ojos del animal, debe ser muy delicado y cauteloso en este punto. Con ayuda de un bisturí trate de identificar al canal auditivo y corte lo más interior para evitar dañar la piel, al llegar a los ojos corte con cuidado las membranas nictitantes y el tejido de los parpados. Continúe retirando la piel hasta la base del pico.

11. Con una pinza retire los ojos de las órbitas y limpie muy bien las cavidades. A través de la parte inferior de la mandíbula saque la lengua.



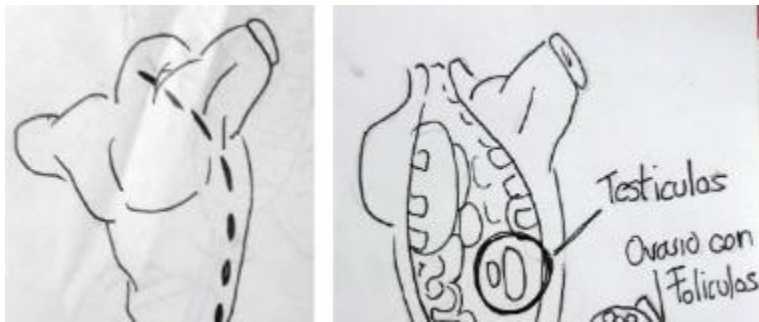
12. Con una tijera realice un corte a través del septum y en el borde interior de la mandíbula (vea imagen), continúe el corte hacia la parte posterior del cráneo en forma de círculo. Una vez realizado el corte, tome el cuello y alelo, de tal forma que el cráneo se desprenda del cuello por los cortes que hizo.

13. Termine de limpiar bien el cráneo con un algodón y aserrín, devuelva la piel sobre el cráneo y reserve la piel.



14. En este momento usted procederá con la toma de tejido, sexado del animal y revisión del contenido estomacal.

15. Tome el cuerpo o carcasa del ave y realice un corte por todo el costado izquierdo, desde la cloaca hasta el hombro, sea cuidadoso de no cortar ningún órgano interno. En la parte posterior baja del cuerpo usted encontrara los órganos sexuales, dos puntos blancos semi-redondos a ovalados para los testículos o un saco blanco para el ovario. En aves solo el testículo y ovario izquierdo es funcional, mientras que el derecho se degenera, esto con el fin de reducir peso, usted solo debe tomar medidas de largo y ancho del órgano izquierdo, y en caso de observar en un ovario, folículos de diferentes tamaños (folículos son como pepitas dentro del ovario), tome el diámetro del folículo más grande, si no encuentra diferencia entre el tamaño de los folículos puede tomar la medida de cualquiera.



16. Busque el estómago y la molleja e identifique el contenido y describa de forma clara lo observado, esta es información valiosa sobre la ecología del ave. Si no es capaz de identificar el estómago y la molleja, utilice el esófago para guiarse. Si encuentra insectos, de ser posible, identifíquelos hasta orden (Coleóptera, Himenóptera, etc.), de igual manera para semillas de ser posible hasta familia. Puede preservar el contenido estomacal en unos tubos eppendorf con etanol al 95, para su posterior análisis.

17. En uno o varios tubos eppendorf con etanol al 95 deposite tejido de corazón, músculo e hígado, la cantidad de tejido es proporcional al tamaño del tubo. Recuerde que antes el tubo debe estar previamente rotulado y que el tejido

debe estar bien cercenado, para que el etanol penetre de manera correcta. Guarde en un lugar fresco el tejido colectado.

18. Vuelva a la zona de la glándula uropigial. Usted debe retirar la piel que cubre la glándula y retirarla desde el interior. Se sabe que cuando se deja, la grasa de la glándula baja por el hilo o extremidades del ave y puede dañar la etiqueta.



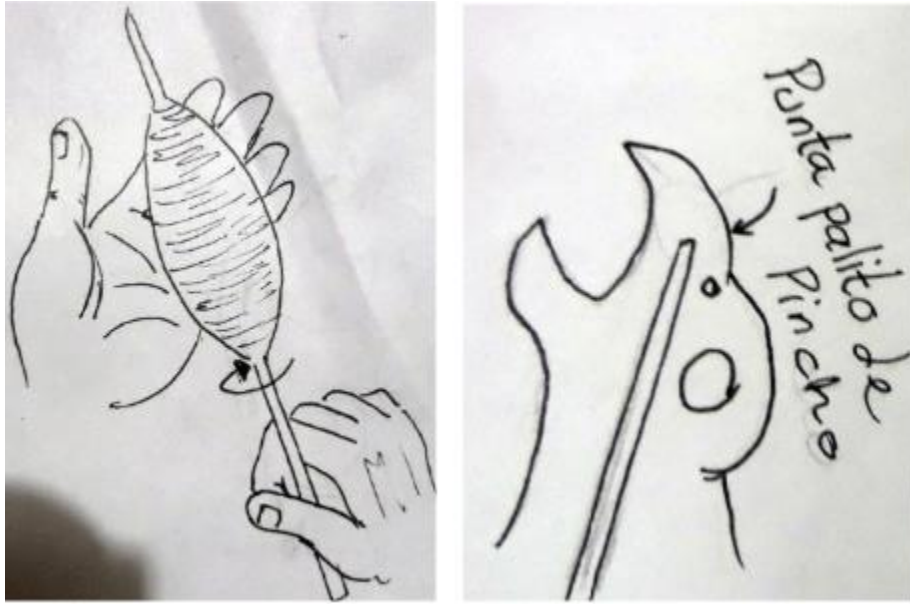
19. Diríjase hacia las alas, con hilo y aguja cosa las extremidades desde las articulaciones, el largo del hilo desde una articulación a la otra debe ser el mismo que tiene la espalda del animal (utilice la carcasa para guiarse).

20. Tome dos pedazos pequeños de algodón y moldéelos en esferas, estos serán los nuevos ojos del animal (use los ojos originales para que el tamaño sea el mismo). Con unas pinzas inserte los ojos a través del cuello hasta el cráneo y ubíquelos en las orbitas. Fíjese bien si quedaron manchados con sangre o salieron pequeñas porciones de tejido de los párpados, de ser así nuestro animal quedo “trasnochado” y necesita que limpie la obrita (para volver a limpiar no necesita volver a sacar el cráneo de la piel, bastara usar una pinza con algodón a través del cuello).



21. Una vez ubicados los ojos, tome laminas delgadas de algodón y empiece a enrollarlas alrededor de un palito de pincho o chuzo. Esta técnica es similar a como en las ferias se hace el algodón de azúcar, recuerde su infancia e inspírese. Mientras gira el palito de pincho, ayúdese de su otra mano para darle forma, vaya agregando láminas y enrollando hasta que tenga un rollo de algodón de similar tamaño al de la carcasa original. Tenga en cuenta de que el rollo no debe quedar apretado, tiene que poder moverse de arriba abajo en el palito.

22. Tome la punta del palito y con cuidado “afílela” mas. Ingrese el palito con el rollo de algodón empezando por la punta a través del cuello e insértela entre la ranfoteca y rinoteca del pico (tenga cuidado de que la punta no salga por ninguno de los nostrilos o por la boca). Ubique el algodón en la cavidad donde estaba el cuerpo y con cuidado arréglo de manera que quede lo más natural posible, evitando por ejemplo que el animal quede “Cuellón” o sin cuello.



23. Tome una aguja y realice 4 puntadas donde inicialmente hizo la primera incisión (paso 2) de adentro hacia afuera, no necesitara más de 4 puntadas, a lo sumo en casos extremos puede usar 6 (por lo general las puntadas se hacen sin apretar).

24. Una vez realizada la última puntada, jale el hilo y poco a poco vera como se cierra el cuerpo. No debe cerrar por completo, las plumas irán ocultando el algodón, esto se hace para que el animal no se vea apretado ni rígido, principalmente por estética visual (Usted decide que tanto apretar, recuerde acomodar las plumas de tal manera que escondan el algodón). Al final puede hacer unos nudos con el hilo en el palito para asegurarlo, el hilo deberá quedar escondido a la vista.

25. Ubique las patas cruzadas sobre el palillo, por lo general se coloca la pata izquierda sobre la derecha, pero usted decide la posición. Una vez puestas en su lugar, amárrelas con un pedazo de hilo, o con el mismo hilo de la etiqueta.

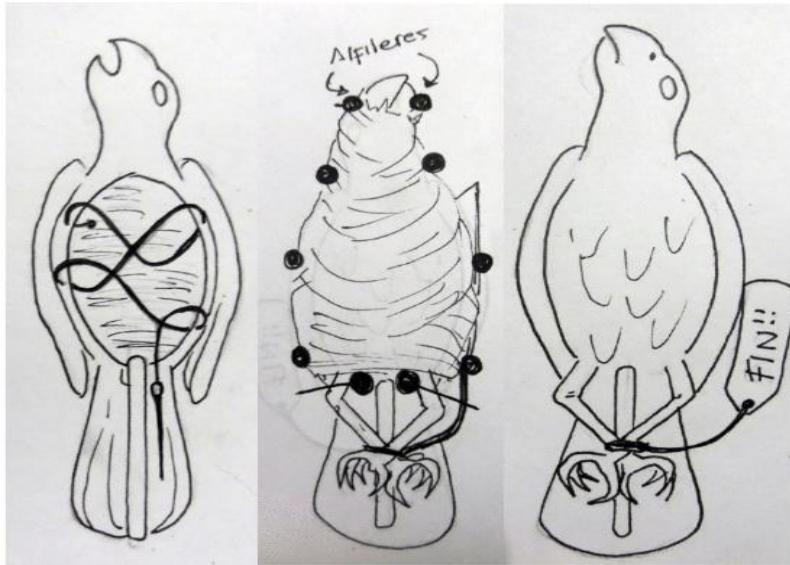
26. Tome pegante de secado rapido, como súper glue, gota mágica o UHU y pegue el pico del ave, existe una excepción para colibrís.

27. Tome delicadamente el ave y con un cepillo péinela y arregle las plumas.

28. Llega el último paso y uno de los de más complejidad, usted debe realizar un “chaleco” con algodón para que el ave mantenga la forma mientras se seca. Los taxidermistas con más experiencia toman laminas delgadas de algodón del mismo largo que el ave y un poco menos anchas, realizan una apertura en la mitad de uno de los extremos por donde ingresaran el pico y con cuidado y envuelven el ave en el algodón, procurando mantener la forma deseada. Una forma rápida y efectiva es tomar el rollo de algodón, y separar una lámina delgada, colocar el ave en uno de los extremos y hacerla girar sobre el algodón hasta que quede completamente enrollada.

29. Con el ave enchaquetada, ubíquela sobre una lámina de icopor o cartón y colocando alfileres alrededor del cuerpo fíjela para que se quede quieta. (Vea imagen).

30. Lo ideal es utilizar una cámara de secado, pero de no tener una, usted puede dejarlas en una cava con sílica o arroz para evitar que la húmeda estropee la piel, procure que le dé el sol para acelerar el secado, teniendo cuidado de no dejar que moscas o insectos se posen sobre ella, pues estos animales dejan huevos dentro de la piel que al eclosionar destruirán el espécimen. Si tiene acceso a un horno de secado como los que se usan en los herbarios, seque los individuos colectados por 1 día a 45 °C.



31. Ingrese el ave a la base datos y deposítelo en la colección. Si es su primera vez, ¡felicitaciones!, acaba de coleccionar su primer ave.

IX.- SUGERENCIAS DIDACTICAS.

- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.
- Propiciar el uso adecuado de conceptos, y de la terminología científico-tecnológica
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis, de trabajo en equipo.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno deberá entregar la taxidermia perteneciente a una colección científica, con la posición y etiquetado mencionado durante la práctica.

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

- Simmons, John E. y Muñoz-Saba, Yaneth. (2005). Cuidado, Manejo y Conservación de las Colecciones Biológicas. Conservación Internacional: Serie de manuales para la conservación 1. Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá.
- Brier, B.(1998). The Encyclopedia of Mummies. Checkmark Books, New York, vii + 248 pp.
- French, R. (1994). Ancient Natural History. Routledge, London, xxii + 357 pp.
- Whithead, P.J.P. (1970). Los museos en la historia de la zoología. Universidad Nacional de Tucumán. Miscelanea 34: 1-49.
- Ralph, C., Geupe R., Pyle, Martin, Thomas, E., DeSante, David F., Milá, Borja. (1996). Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestre. Gen. Tech. Rep.PSWGTR-159. Albany, CA: Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. Department of Agriculture, 46 p.
- Hull, B. y Bloom, P. (2001). Manual de Técnicas de Anillado de Rapaces del Anillador de Norteamérica. The North American Banding Council. Point Reyes Station, California, U.S.A.
- Asociación Red Colombiana de Reservas Naturales de la Sociedad Civil. Asociación para el Estudio y la Conservación de las Aves Acuáticas en Colombia. (2004). Manual para el Monitoreo de Aves Migratorias. Calidris-WWF.
- Ornelas, J. F.(1994). Serrate Tomia: An Adaptation for Nectar Robbing in Hummingbirds. The Auk 111(3): 703-710.

I.- PRÁCTICA 11.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“MÉTODOS DE MANEJO Y CAPTURA PARA AVES CON REDES DE NIEBLA”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Que el alumno sea capaz de desarrollar técnicas para el manejo de fauna silvestre.
- Tendrá la capacidad y los conocimientos necesarios para determinar el estado de la fauna silvestre para su conservación y su estudio.
- Capacidad del adecuado manejo de los instrumentos para la captura de las aves.
- Habilidad para manipular los organismos capturados.
- Capacidad de discutir y aportar.
- Apreciación de la diversidad.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Habilidades de diseñar y realizar investigación.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Las aves son un grupo de animales con el que estamos muy familiarizados, la mayoría son activos durante el día, se mueven, vuelan y vocalizan todo el día (Correa y MacKinnon; 2005). México es muy diverso en cuanto la avifauna, ocupa el decimosegundo lugar mundial en número de especies, Quintana Roo cuenta con el registro de 483 especies de aves, entre ellas incluidas dos especies

introducidas, de 71 familias que representan el 88% de las especies de aves de la Península de Yucatán (MacKinnon H; 2005), entre ellas, 124 son acuáticas y 359 terrestre. La importancia ecológica y económica de las aves es primordial en las selvas y cultivos, como polinizadoras, transportadoras de semillas, controladoras de plagas de insectos, depredadores de roedores, reguladores de poblaciones. Las aves dependen de un rango de hábitats diversos y las amenazas que enfrentan varían en la misma medida. Los pastizales han ido perdiendo territorio, los bosques desaparecen a causa de la sobreexplotación de las maderas, etc.

El estudio de las aves denominado ornitología, es una ciencia que ha despertado gran interés en muchas culturas y ha permitido avanzar en el conocimiento de animales, para el estudio de las aves se han empleado varios métodos que permiten a los investigadores recolectar los datos de manera ordenada y de manera eficiente, asegurando que la información sea confiable. Las técnicas más utilizadas para la captura de aves son con el uso de redes de niebla y sus derivados. Sin embargo, se debe tomar en cuenta que la selección del método de captura depende de los objetivos del estudio, la especie involucrada, la temporada, y el área de estudio (Hull& Bloom, 2001).

Las redes de niebla son mallas empleadas para capturar aves y estudiarlas más de cerca, estas son utilizadas para aves pequeñas principalmente, sin embargo, con algunas modificaciones pueden usarse para captura de aves medianas y grandes (Hull& Bloom, 2001). Con la captura de aves de igual manera pueden estudiarse los organismos mediante la marcación de individuos de aves, utilizándose en investigaciones donde es necesario reconocerlos para estudiar su comportamiento o hacerles seguimiento. Gracias a estos métodos se tiene un contacto más directo con las aves y se pueden identificar con precisión, determinar el peso, tomar sus medidas, examinar el estado del plumaje, calcular su edad y fotografiarlas (Botero, 2005).

V.- REALCIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

2.8 Estimaciones a partir de capturas.

2.9 Estimaciones con base en recapturas.

3.1 LGEPA y otros reglamentos.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

Para la siguiente práctica se requiere que los alumnos porten la vestimenta adecuada, en este caso sería: pantalón de mezclilla holgado, playera de manga larga, botas o calzado cerrado.

No tener pulseras o relojes en las manos y que no tener las uñas largas para evitar lastimar a los organismos.

Uso de guantes de látex.

Uso de barreras protectoras en los ojos.

Al final de la práctica los alumnos deberán lavarse las manos y desinfectarlas.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Red de niebla
- Rafia
- Varas

- Pinzas
- Guantes de carnaza
- Bolsas de tela
- Libreta de campo

VIII.- METODOLOGÍA.

Redes de Niebla: las redes de niebla o redes japonesas (ver figura 1) son el método más usado para la captura de gran variedad de aves, como pequeños colibríes y atrapamoscas de tamaño medio, hasta tucanes y pequeños rapaces, las redes se han convertido en herramientas efectivas para el monitoreo de poblaciones. La instalación y el manejo de las redes dependerán de los objetivos de estudio y de las condiciones topográficas y de vegetación del sitio de estudio. Las redes se ubican estratégicamente en el área de estudio, en zonas cercas o quebradas o árboles con alimento para las aves.

Antes de colocar la red, debe limpiarse la vegetación de una franja de 1 a 2m de ancho a todo lo largo de la red, con un machete, para evitar que se enrede en la vegetación.

Se debe de extender entre dos postes verticales de 3 a 4 m.

Los postes deben asegurarse con cuerdas de material fuerte y resistente (por ejemplo, cordón para cortinas) pueden atarse a la base de los arbustos disponibles o a estacas enterradas en el suelo.

Cuando esté colocando la red evite también el uso de objetos personales en donde la red se pueda enredar (relojes, botones, gorras, entre otros). En términos prácticos, una manera más eficiente de manejar las redes ornitológicas es colocando una hilera continua de ellas, de tal modo que cada red comparte un poste con la red precedente.

Idealmente, las redes deben colocarse la tarde anterior del muestreo y deben permanecer adecuadamente cerradas durante la noche. Para evitar que la red se desenrolle en la noche se puede usar tiras de plástico para atarlas en tres sitios a lo largo de la red cerrada. A la mañana siguiente, las redes deben extenderse a la primera señal de luz y dejarse durante 6 horas por lo menos (preferiblemente hasta anochecer).

Las redes colocadas en la sombra deben revisarse cada 30 minutos aproximadamente o por lo menos cada hora, posteriormente con mucho cuidado retirar las aves atrapadas para su examen y la toma de datos, para su posterior liberación.

Gracias a este método se tiene un contacto más directo con las aves. Se pueden identificar con precisión, determinar el peso, tomar sus medidas, examinar el estado de plumaje, calcular su edad y fotografiarlas.

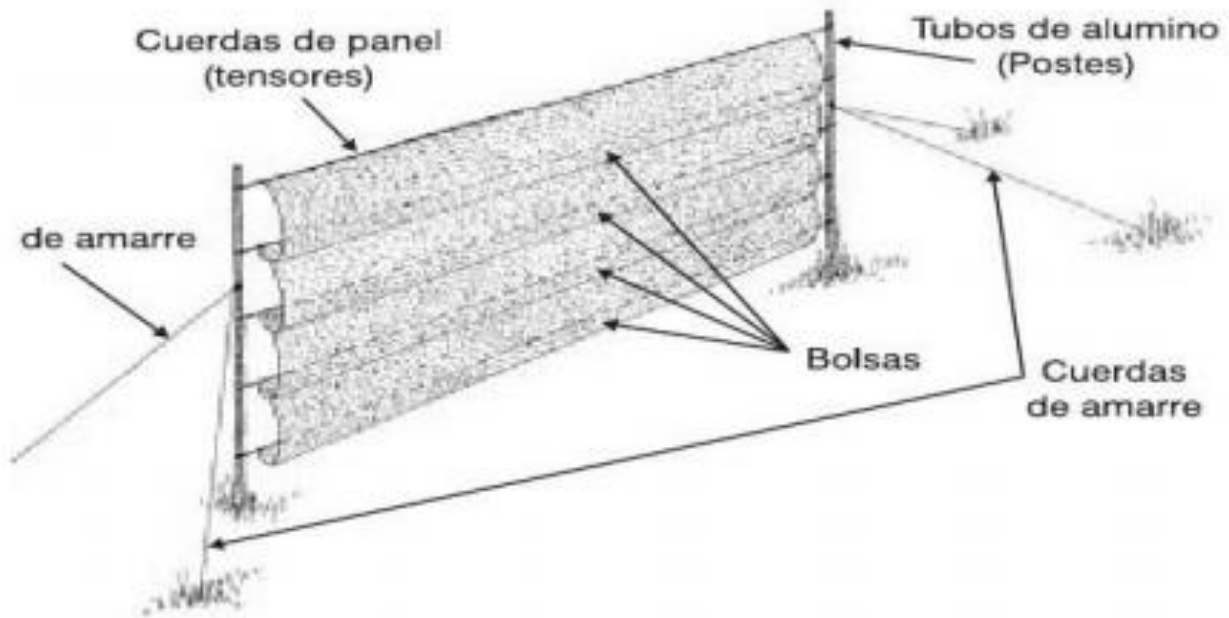


Figura1. Red de niebla, flechas señalan los elementos que debe llevar una red de niebla.

IX.- SUGERENCIA DIDÁCTICA.

- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio y argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de Fauna Silvestre.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías en la captura de aves.
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis, trabajo en equipo.
- Propiciar en el estudiante el desarrollo de actividades intelectuales de inducción-deducción y análisis-síntesis, las cuales lo encaminan hacia la investigación, la aplicación de conocimientos y la solución de problemas.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

El alumno deberá realizar su reporte de la práctica, registrando la especie de las aves capturadas. Cuáles especies fueron más abundantes y los datos morfológicos si se requiere, ya que depende del estudio.

Para la toma de datos es necesario contar con una hoja de registro en donde se pueda anotar las características de las aves que se capturaron. Ver figura 2.

MI HOJA DE REGISTROS					
Lugar:		Hora:		Fecha:	
Estado del tiempo:					
Tipo de Hábitat:					
Nombre del ave:			Se parece a:		
Descripción del canto:					
Tamaño aproximado:			N°. de individuos:		
¿Cómo se mueve el ave en tierra? Camina:				Salta:	
Se está alimentando de:					
Su cuerpo es:	Redondo:		Esbelto:		Largo:
Sus alas son:	Cortas:		Medianas:		Largas:
La cola es:	Corta:		Mediana:		Larga:
Sus tarsos son:	Largos:		Medianos:		Cortos:
Su vuelo es:	Recto:	Errático:	Espiral:	Ondulado corto:	
	Ondulado largo:		Planeo:	Aleatorio:	
Anotaciones: (Actitudes adicionales en tierra y vuelo; colores, tipos de ojos, tipo de cortejo, huevos, forma del nido, forma del vuelo, etc).			DIBUJO		

Figura 2. Hoja de registro

XI.-BIBLIOGRAFÍA.

- Botero, E. (2005). Métodos para estudiar las aves. Biocarta. Programa Biología de la conservación Centro Nacional de Investigaciones de Café, Cenicafé, Chinchiná, Caldas.
- Bloom, P.H. (1987). Capturing and handling raptors. Pages 99-123 in B.A. Millsap, K.W. Cline, B.G. Pendleton, and D.A. Bird IEDS.], Raptor management techniques manual. Natl. Wildl. Fed., Washington, DC U.S.A

- Hull, B. y Bloom, P. (2001). Manual de Técnicas de Anillado de Rapaces del Anillador de Norteamérica. The North American Banding Council. Point Reyes Station, California, U.S.A.
- Gallina, T. G. y López Gonzales, C. (2011). Manual de Técnicas para el estudio de la fauna. Instituto de Ecología, A. C. Universidad Autónoma de Querétaro.
- Jacobs, E.A. y G.A. Proudfoot. (2002). An elevated net assembly to capture nesting raptors. *Journal of Raptor Research* 36:320-323.
- León- Alvarado O. (2015). Guía Práctica para la recolección y preparación de Aves en campo. Universidad Industrial de Santander.
- Meredith, R.L. (1943). Methods, ancient, medieval, and modern, for the capture of falcons and other birds of prey. Pages 433-449 in C.A. Wood and F.M. Fyfe [KEDS.], *The art of falconry*. Stanford University Press, Stanford, CA.
- Ralph C.J., G.R. Geupel, P. Pyle, T.E. Martin, D.F. DeSante, B. Mila. (1996). Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-159. Albany, CA: Pacific Southwest Section, Forest Service, U.S. Department of Agriculture. 44 pp.

I.- PRÁCTICA 12.

II.-NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“TÉCNICAS PARA EL MARCAJE POR BANDA O ANILLAMIENTO EN AVES”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Aprender los principios fundamentales del manejo de fauna silvestre.
- Aprender los conceptos y procesos básicos de la conservación de la fauna silvestre.
- Participar interdisciplinariamente con otros profesionistas y desarrollar técnicas de manejo de fauna silvestre de importancia económica.
- Tendrá la capacidad de trabajar interdisciplinariamente para determinar el estado de la fauna silvestre, su conservación y aprovechamiento sustentable.
- Capacidad para permanecer eficazmente dentro de un medio cambiante, así como a la hora de enfrentarse con nuevas tareas, retos y personas.
- Capacidad para realizar de forma eficaz un plan apropiado de actuación personal o para terceros con el fin de alcanzar un objetivo.
- Mantenimiento firme del carácter ante la acumulación de tareas o responsabilidades, lo cual se traduce en respuestas controladas frente a un exceso de cargas.
- Capacidad para tomar decisiones que aseguren el control sobre métodos, personas o situaciones.
- Desarrollar en los alumnos conceptos teóricos y prácticos básicos sobre el estado actual, política y legislación, técnicas de estudio y aprovechamiento sostenible de la fauna silvestre, para llevar a cabo la evaluación y en el manejo integral de la fauna silvestre.

IV.- INTRODUCCIÓN.

La migración de aves ha sido un fenómeno que ha llamado la atención de muchas personas, en algunos casos por la aparición en ciertas épocas del año y la desaparición por causas antropogénicas como la deforestación y en otros casos fenómenos naturales, las cuales causan la dispersión de estas aves, así como la ruptura de las barreras biogeográficas que ocasionan cambios en las rutas de vuelo de las aves. Con el avance de los métodos y técnicas de la ornitología, el anillamiento de las aves, generalmente con anillas metálicas, se ha transformado en un complejo sistema en el que intervienen muchos factores y que proporciona gran cantidad de datos. Se ha conseguido marcar individualmente a muchas especies de aves, con lo que se puede ampliar el conocimiento de su biología y así obtener datos acerca de sus lugares de origen (primer paso del marcado), migración y lugar de captura o control (recuperación), además de saber el desplazamiento realizado, la época de llegada y de invierno.

Los estudios científicos en aves a menudo requieren que las aves sean capturadas para obtener datos morfométricos y coleccionar muestras para análisis patológicos, genéticos y biogeoquímicos. Estos datos y muestras pueden ser utilizados para entender las relaciones evolutivas, genéticas, de estructura y dinámica poblacional, anatomía y fisiología comparada, adaptación, comportamiento, parásitos y enfermedades, distribución geográfica, migración y la ecología general de poblaciones silvestres de aves. Este conocimiento nos informa acerca de la biología e historia natural de las aves y es necesario para implementar conservación basada en ciencia y planes de manejo para especies cinegéticas, no-cinegéticas, amenazadas, económicamente importantes y para conservación de hábitat.

La captura generalmente es necesaria para marcar a las aves, lo que permite a los científicos investigar la demografía, patrones de migración o movimientos, o identificar individuos después de su liberación (Day et al. 1980). Se han desarrollado muchas técnicas para la captura y marcaje de aves (Nietfeld et al. 1994; Bub 1995). La suposición de que el marcaje no afecta a las aves es muy

importante porque es la base para generalizar los datos a las aves no marcadas. El método de captura de aves que se elija debe minimizar la posibilidad de lesión o muerte de los individuos capturados y minimizar el estrés. Los investigadores necesitan considerar la hora del día, estación en el año (etapa de muda o reproducción de las aves), clima, número de aves a ser capturadas, número y entrenamiento del personal requerido y la posibilidad de depredación. Deben de familiarizarse con la biología y comportamiento de las especies que están capturando y planificar las capturas y liberaciones de acuerdo a esto..

V.-RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

2.8 Estimaciones a partir de capturas.

2.9 Estimaciones con base en recapturas.

VI.-MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

La higiene personal es el primer componente de autoprotección, tiene como fin la preservación de la salud y de un ambiente saludable.

- Lavarse las manos con jabón o alguna solución desinfectante después de manipular las aves o los colectores que hayan sido usados y siempre antes de ingerir cualquier alimento.
- Las heridas o llagas deberán ser debidamente cubiertas antes de iniciar la sesión de marcaje.

- Especial precaución deberá ser tomada cuando se manipulen aves enfermas o se diseccionen aves muertas por enfermedad. En estos casos es recomendable el uso de guantes quirúrgicos.
- Nunca sujetar con los dientes cualquier elemento que haya estado en contacto previo con las aves

Las personas deberán estar a una distancia de las redes considerable, lo más silencioso posible, hablando en voz baja y esperando a que el ave caiga en la red. Se recomienda ir con vestimenta adecuada para la observación con “camuflaje” y zapatos cerrados (de preferencia botas).

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Binoculares.
- Guías de aves para la identificación (como por ejemplo el libro de aves de México, sal a pajarear Yucatán, aves de la península).
- Libreta.
- Lápiz.
- Cámara fotográfica.
- Bandas lisas de colores (verde y roja).
- Cinta métrica.

VIII.- METODOLOGÍA.

Redes: El método de captura en vivo se basa en utilizar finas redes, fabricadas con hilo de seda o plástico, la red está subdividida por hilos horizontales más gruesos, cada uno de los cuales facilita la formación de pliegues o bolsas en donde las aves quedan atrapadas dadas sus características, la mayor parte del tiempo pasa desapercibida para las aves, sobretodo cuando están ubicadas en contraste con la vegetación o en lugares donde no les llega luz solar (lo que las hace visibles)Fig.1. Las dimensiones de red varían mucho, con frecuencia se

utilizan las mismas redes para pájaros pequeños, medianos y murciélagos. Por lo común de 8 a 12 metros de longitud por 2 metros de ancho.

Marcado: Una de las finalidades de colectar aves vivas es poder marcarlas o para seguir sus movimientos o rutas después de dejarlas en libertad. Al capturar se debe identificar y anotar los datos (como son el número de ejemplar, sitio, fecha, hora, red, número de banda, especie, así como los datos merísticos de las alas) que se pueden obtener de su observación.

Bandas de colores: Para adquirir las bandas es necesario contactar a un proveedor propiamente certificado como lo es la comunidad de SEO BirdLife (<https://www.seo.org/2012/02/06/contacto-con-los-anilladores/>) ya que son parte de los grupos de anillamiento o anilladores del CMA (Centro de migración de las aves).(CMA; cma@seo.org).

O también, con el proveedor KIKIRIKIS LEÓN GUANAJUATO Fabricación Anillos para Aves México. Correo: anillosaves@hotmail.com, TEL: 045 (477) 1308753 (WhatsApp). Todo esto para especificar y solicitar el modelo y marcas de las bandas para el marcaje de las aves.

Manipulación de las aves

La posición elemental para sujetar casi todo tipo de aves es formar una pinza con los dedos pulgar e Índice (cuanto mayor sea el tamaño de ave) y sujetar con ellos los tibiotarsos (los muslos) del ave; para aves pequeñas, la forma de manipulación más ampliamente aceptada es la llamada “sujeción del anillador”, la cual permite inmovilizar a las aves, aplicar de manera segura el anillo y a la vez, tomar todas las medidas necesarias, nunca por los tarso metatarsos. Este método permite apreciar con comodidad el aspecto general del ejemplar y algunas de sus principales características; es una forma adecuada para obtener fotografías y también para ceder el ave a otros observadores.



Figura 1.



Figura 2.

Para aves rapaces, es un caso muy especial ya que sus picos y fuertes garras pueden provocar lesiones en los investigadores. Para manipular estas aves es necesario usar guantes de cuero largos. Primero se debe inmovilizar patas y cabeza y posteriormente las alas presionándolas firme pero delicadamente contra el cuerpo del investigador. Se recomienda usar algún elemento que prive la visión del ave (por ejemplo, caperuza o bolsa de tela con orificio para que respire libremente), esto la tranquiliza. Algunas aves, como las garzas, manifiestan conductas agresivas y tienden a picotear los ojos del investigador, por lo cual se debe inmovilizar la cabeza y el pico antes de acercarse demasiado a ellas.



Figura 3

Ilustración 2 inmovilización de un ave de gran tamaño

El primer paso en el proceso de marcaje, en sí mismo, es la determinación a nivel específico del ejemplar en cuestión. El segundo paso luego de haber determinado la especie es proceder a su marcaje, eligiéndose el modelo y color de la banda, la captura y manipulación de las aves son las etapas más riesgosas en el marcaje, por lo que se debe contar con una adecuada preparación, es imprescindible que las marcas utilizadas no alteren el comportamiento del ave que las porta, por lo que el tamaño de las bandas que se utilicen debe adecuarse a la especie en cuestión.

Metodología para el marcaje por bandas lisas.

La primera consta en utilizar el marcaje por bandas lisas de colores, estas bandas tienen una única inscripción que suele repetirse alrededor de la anilla, con el único objeto de permitir su lectura desde posiciones diferentes, la transcripción del código alfanumérico de este tipo de bandas se realiza entre corchetes “[]”. Así, por ejemplo, **Vr** sería la transcripción de la lectura de un ave marcada en tibia izquierda con una banda de color verde que nos indicara que el ave es residente; y **Rm** la cual nos indicara que el ave es migratoria, estas bandas estarán enumeradas para cada individuo, por ejemplo: **Vr1-Vr2, Rm1, Rm2, etc.**, previamente para el marcaje de las aves es necesario contactar al proveedor de las bandas lisas para especificar y realizar el pedido de estas bandas. La banda será colocada en la tibia del lado izquierdo del ave, las bandas serán del número 6 (con un diámetro de 20mm y de longitud de 63mm) y para aves de gran tamaño se necesitarán las bandas del número 8 (con un diámetro de 22mm y de longitud 69mm), estas bandas se colocan de forma manual, una vez hecho se toman los datos en una hoja técnica, como son el número de ejemplar, sitio, fecha, hora, red, número de banda, especie, así como los datos merísticos de las alas en cuestión, todo esto teniendo la precaución de no maltratar al ave. Figura 4.

Liberación.

Una vez anotados todos los datos, las aves deben ser liberadas en el área donde han sido capturadas, aunque no demasiado cerca de las redes para evitar que vuelvan a ser capturadas inmediatamente. Se debe evitar la cercanía a carreteras o lugares habitados donde pueda haber perros o gatos. Nunca deben ser lanzadas al aire para ser liberadas, lo más adecuado es simplemente abrir la mano para dejar que ellas mismas emprendan el vuelo



Ilustración 3 ejemplo bandas a utilizar para el marcaje de aves

Ilustración 4 ejemplo bandas a utilizar para el marcaje de aves

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en distintas fuentes.
- Propiciar el uso de las nuevas tecnologías en el desarrollo de los contenidos de la asignatura.
- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.

- Propiciar en el estudiante el desarrollo de actividades intelectuales de inducción-deducción y análisis-síntesis, las cuales lo encaminan hacia la investigación, la aplicación de conocimientos y la solución de problemas.
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis y trabajo en equipo.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.
- Propiciar el uso adecuado de conceptos y de la terminología científico-tecnológica.
- Enfrentar al estudiante a problemas que le permitan la integración de contenidos de la asignatura y entre distintas asignaturas, para su análisis y solución.
- Relacionar los contenidos de la asignatura con el cuidado del medio ambiente; así como con las prácticas de un manejo sustentable de la flora y fauna silvestre.
- Relacionar los contenidos de esta asignatura con las demás del plan de estudios para desarrollar una visión interdisciplinaria en el estudiante.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

Hoja de registro para el marcaje de aves silvestres

El alumno utilizará una plantilla para informar los datos de capturas de ave, es decir tanto anillamientos como controles, en la hoja de datos se debe introducir los siguientes datos de captura

Lugar:	Hora:	Fecha:
Nombre del ave:		
No. De individuo:	Color de banda:	Número de banda:
Longitud del ala:	Sexo:	Código de banda:
Longitud del pico:	Tamaño del pico:	Anillador/nombre:
Anotaciones (color, tipo de ojos, canto, a que altura de árbol puede encontrarse, tipo de nido, forma del vuelo)		Dibujo del ave:

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

MANUAL PARA EL ANILLAMIENTO CIENTÍFICO DE AVES Coordinado por:
Jesús Pinilla Proyecto realizado y publicado por: SEO/BirdLife Con la
colaboración de: GrupCatalà d Anellament Estación Biológica de Doñana
Equipo de Seguimiento de Procesos Naturales Promovido y financiado por:
MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE SECRETARÍA GENERAL DE MEDIO
AMBIENTE DIRECCIÓN GENERAL DE CONSERVACIÓN DE LA
NATURALEZA.

Calderón, J. y Garrido, H. (1999) Normas de codificación de marcas de lectura a
distancia. Revista de Anillamiento, 3: 23-27

Alavé Moreno, V., Lentino, M., Rodríguez-Ferraro, A., Roja, M.y Garcia-Amado, M.
(2009). MANUAL DE ANILLADO PARA EL PASO DE PORTACHUELO.

Ortiz-Pulido, R., J.L. Alcántara-Carbajal, H. de la Cueva, J. Martínez-Gómez, P.
Escalante Pliego, S.M. de la Parra-Martínez, T.P. Feria Arroyo y S. Albert.
(2016). Conservación de aves en México: Una instantánea de 2015. Huitzil:
Revista Mexicana Ornitológica 17:234-238

Pavez, E. (2004). Capturas, marcaje, seguimiento y monitoreo. En: Muñoz-
Pedreros A, J Rau & J Yáñez, Aves Rapaces de Chile: 235-250. CEA
Ediciones. Valdivia, Chile. 387 pp.

I.- PRÁCTICA 13.

II.- NOMBRE DE A PRÁCTICA:

“MONITOREO DE AVES MADIANTE CONTEO POR PUNTOS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Capacidad de los estudiantes para el control de la toma de decisiones en metodologías o situaciones dadas.
- Capacidad del desarrollo de la comprensión del funcionamiento espacial y temporal de los especímenes.
- Capacidad de aplicar los conocimientos a situaciones reales.
- Habilidad de trabajo en equipo.
- Capacidad de manejar situaciones de estrés.

VI.-INTRODUCCIÓN.

Las aves han sido muy estudiadas debido a que son muy imprescindibles como grupo clave en el funcionamiento de ecosistemas ya que dentro de sus funciones destacan el dispersar semillas, polinizar flores y consumir insectos y roedores propensos a volverse plagas; es por eso que en años recientes hemos encontrado en el observar aves una actividad de gran importancia, sobre todo para la Península de Yucatán que es reconocida como área de interés para la diversidad de especies de aves, tanto locales como migratorias y estacionales (Chablé Santos, Pasos Enríquez; 2010).

Hay que recalcar que las aves son monitoreadas en muchas partes del mundo, y esto debe a que son animales fáciles de ver, fáciles de escuchar y se pueden encontrar prácticamente en todos los ambientes, además de que su monitoreo suele ser una actividad económicamente viable y remunerable. El monitoreo biológico es una herramienta de gran utilidad empleada para determinar la

variación de las poblaciones a lo largo del tiempo en base a una serie de muestreos. Los programas de monitoreo son muy útiles al facilitar la detección de aquellos factores que amenazan la conservación de especies y aportan información valiosa para la comprensión de la relación entre los seres vivos y su ambiente (CONABIO, 2012).

En base a un enfoque de conservación y conocimiento de las aves el fundamento principal de los monitoreos es el de obtener un buen funcionamiento de los ecosistemas y el bienestar social de la población humana. Esta práctica se elabora con el objetivo de concientizar a las personas para el cuidado, preservación y apreciación de la fauna silvestre, en este caso de las aves y promover la colaboración de las personas en proyectos de ciencia ciudadana.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

VI.-MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

El monitoreo de aves urbanas es una herramienta para hacer ciencia comunitaria por lo que es una actividad que no requiere muchas cosas más de las que se mencionan en la metodología. Se recomienda llevar agua por si se planean hacer recorridos largos y estar atentos siempre al camino para evitar accidentes, así como cuidar y no alterar el medio en el que se observa.

Ropa adecuada para campo.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Guía de campo para aves y aplicaciones para el celular como Merlín de The Cornell Lab.
- Libreta de campo.
- Reloj (para medir el tiempo de observación).
- Binoculares (en caso de ser necesarios 8x32).
- Ropa de colores discretos (sin brillo).
- Cámara (para obtener evidencias necesarias).

VIII.- METODOLOGÍA.

Antes de aplicar cualquier método se debe tener en cuenta lo siguiente:

- 1) Empezar a observar aves desde la salida del sol hasta 4 horas después, ya que en este periodo las aves están más activas.
- 2) Monitorear el mayor tiempo posible e identificar especies residentes y migratorias.
- 3) No monitorear cuando llueva o cuando la temperatura sea extrema.

CONTEO POR PUNTOS. Proyecto OOIR: Oye, Observa y Reporta.

Consiste en identificar y contar aves desde un sitio definido denominado “punto de conteo”, el cual deberá abarcar un área rectangular de aproximadamente 20 pasos por 20 pasos y dentro del mismo, el monitor deberá contar todas las aves que vea y escuche a lo largo de un periodo de 10 minutos. Durante el periodo de muestreo habrá que evitar contar en más de una ocasión a un mismo individuo. Es necesario especificar en los formatos de registro aquellas aves que fueron observadas únicamente sobrevolando el punto de conteo. Una vez pasados los 10 minutos de observación, el monitor deberá llevar a cabo un nuevo muestreo en un punto de conteo diferente. Ya que la llegada del monitor al nuevo punto de conteo alterará la actividad normal de las aves presentes en el sitio, es recomendable que el monitor espere 2 minutos antes de iniciar el registro de aves. Si durante el

periodo de muestreo dentro del punto de conteo fue imposible la identificación de un ave, al final del mismo se podrá seguir al ave para identificarla.

Para evitar contar a un mismo individuo en puntos de conteo diferentes, los puntos deberán estar separados entre sí por una distancia mínima de 20m. Por ello, para establecer la ubicación de los puntos de conteo, el monitor tendrá que dar 250 pasos a partir del sitio donde se encuentra el punto de muestreo hasta el lugar donde deberá estar localizado el siguiente.

COMPARTIR EL LISTADO OBTENIDO.

Para subir el listado obtenido durante el monitoreo, debemos visitar la página <https://ebird.org/averaves/submit>

Primero especificaremos el sitio donde realizamos los avistamientos, utilizando la localización GPS del celular o marcando el punto en el mapa.

1 2 3 **Paso 1. ¿Dónde observaste aves?**

Identifica la localidad donde hiciste tus observaciones

Escoge de tus localidades

330 Avenida Insurgentes, Chetumal, Quintana Roo, MX (18.519, -88.303) Continuar

[Editar la lista de "Mis localidades"](#)

Buscar en un Mapa

Utiliza latitud/longitud

Crea una nueva localidad utilizando latitud y longitud. Utiliza primero "Encuéntralo en el mapa" para verificar si la localidad ya existe.

Selecciona un estado, un municipio o una ciudad

Selecciona esta opción si estuviste observando aves en un área extensa (por ej. un estado, municipio o ciudad). Toma en cuenta que tus datos son más valiosos cuanto más precisa sea la ubicación de la localidad.

Importar datos

Importar datos de una hoja de cálculos, base de datos o software para observación de aves [Aprende como](#)

En el segundo apartado describiremos la fecha y hora de la observación y además el tipo de observación, en nuestro caso marcamos donde dice estacionario y rellenamos los campos requeridos marcados con un asterisco color rojo (*). Ahí

también podemos especificar el número de personas con el que salimos a observar aves y podemos agregar algunos comentarios al respecto.

1 2 3 **Fecha y esfuerzo** 330 Avenida Insurgentes, Chetumal, Quintana Ro... [Cambiar](#)

* FECHA DE mar --- 2019

OBSERVACION:

* TIPO DE OBSERVACION:

- Con Desplazamiento Recorriste una distancia definida – caminando por un sendero, o siguiendo la... [Más Información...](#)
- Estacionario Permaneciste en una localidad fija – observando desde una ventana, observando rapaces en migración o aves marinas. [Más Información...](#)
- Histórico La observación de aves fue tu **propósito principal**, pero no tienes registros de hora de inicio, duración ni de la distancia; utiliza los protocolos Con desplazamiento o Estacionario si puedes proporcionar estos. [Más Información...](#)
- Incidental Avistamientos casuales cuando la observación de aves no era tu propósito principal o cuando te falta la información requerida del evento – avistaste un ave mientras conducías o jardineabas, registros históricos sobre los que no tienes información detallada. [Más Información...](#)
- Otro

* = Requerido

En el tercer apartado especificaremos el tipo de ave o aves que viste o escuchaste y solo seleccionaremos las especies de las listas que nos arroja la página.

IX.-SUGERENCIAS DIDACTICAS.

De acuerdo con el programa de evaluación para la acreditación de la materia (temario) realizando esta actividad se cumplen con las siguientes

aVerAves [Enviar](#) [Explorar](#) [Mi perfil](#) [Ciencia](#) [Acerca de](#) [Noticias](#) [Ayuda](#)

1 2 3 **¿Qué viste o escuchaste?** 330 Avenida Insurgentes, Chetumal, Quintana Ro... [Cambiar](#)
mar 05, 2019 7:00 AM [Cambiar](#)

TRAMAZOS

- Great Tinamou
- Little Tinamou
- Thick-knee Tinamou
- Tinamou sp.

WATERFOWL

- Black-bellied Whistling Duck
- Fulvous Whistling Duck
- Snow Goose
- Muscovy Duck
- Mallard Duck (Domestic type)
- Wood Duck
- Blue-winged Teal
- Cinnamon Teal
- Northern Shoveler
- American Wigeon
- Northern Pintail
- Green-winged Teal
- Redhead
- Ring-necked Duck
- Lesser Scaup
- Hooded Merganser
- Red-breasted Merganser
- Masked Duck
- duck sp.

QUAIL AND GROUND-DUCKS

- Plain Chachalaca
- Crested Guan
- Great Curassow

QUAIL, GROUND-DUCKS, AND ALLIES

- Black-throated Bobwhite
- Singing Quail
- Spotted Wood Quail
- New World Quail sp.
- Ocellated Turkey

FLAMINGOS

- American Flamingo

GREBES

- Least Grebe
- Pied-billed Grebe

PIGEONS AND DOVES

- Rock Pigeon (Feral Pigeon)
- Pale-vented Pigeon
- Scattered Pigeon
- White-crowned Pigeon
- Red-billed Pigeon
- Short-billed Pigeon
- Patagonian sp.
- Eurasian Collared Dove
- Common Ground Dove
- Plain-breasted Ground Dove
- Ruddy Ground Dove
- Common/Ruddy Ground Dove
- Blue Ground Dove
- Ruddy Quail Dove
- White-headed Dove
- Caribbean Dove
- Gray-headed Dove
- Lutescent sp.

[Agregar especies](#)
[Atalafático](#)
 Mostrar especies raras
 Mostrar subespecies
 Mostrar los más probables

Preferencias

¿Estás ingresando la lista completa de las aves que lograste identificar?

Sí No

Estás utilizando el protocolo "Incidental" para esta observación de aves. No en tu propósito principal. Lista completa de aves solo deben ser reportadas utilizando otro protocolo.

[Enviar](#)

sugerencias didácticas de la siguiente forma:

Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en distintas fuentes con el fin de que el alumno revise catálogos, guías de identificación y manuales sobre identificación de especies.

Propiciar el uso de las nuevas tecnologías en el desarrollo de los contenidos de la asignatura empleando conocimientos básicos de informática se puede añadir información a nivel global en programas monitores importantes.

Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración entre estudiantes, el monitoreo de especies realizado tanto en parques como en senderos es en grupo, por lo cual se asegura la integración y argumentación de los estudiantes.

Propiciar en el estudiante el desarrollo de actividades intelectuales de inducción-educación y análisis-síntesis las cuales lo encaminan hacia la investigación, la aplicación de conocimientos y la solución de problemas.

Propiciar el uso adecuado de conceptos y de la terminología científico-tecnológica empleando el uso de nombres científicos para así evitar la identificación errónea de especies similares morfológicamente.

Relacionar los contenidos de la asignatura con el cuidado del medio ambiente, así como con las prácticas de un manejo sustentable, un ejemplo aplicable de una práctica importante de manejo sustentable es el aviturismo que en la península genera un flujo monetario.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

Los resultados obtenidos del monitoreo deben reflejarse en una tabla como la siguiente:

Formato para el registro de aves mediante el método de conteo por puntos.

Estado _____	Municipio _____	Fecha _____
Localidad _____		
Hora de inicio del muestreo _____		Hora de término del muestreo _____
Tipo de hábitat _____		Vegetación dominante _____
Nombre del monitor _____		Página _____ de _____

# PUNTO	ESPECIE	# INDIVIDUOS	OBSERVACIONES

XI.BIBLIOGRAFÍA.

Chablé Santos, J., Pasos Enríquez , R.(2010). Aves. Biodiversidad 264-266. Durán R. y M. Méndez (eds) 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA.496 pp.

CONABIO, NABCI-México, CBM-M, CONANP (2012). Manual para monitores comunitarios de aves. Iniciativa de monitoreo de aves en áreas bajo influencia de actividades productivas por el Corredo

I.- PRÁCTICA 14.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“IDENTIFICACIÓN DE MAMÍFEROS MEDIANTE LA COLECTA DE HUELLAS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR

- Capacidad para permanecer eficaz dentro de un medio cambiante, así como a la hora de enfrentarse con nuevas tareas, retos y personas.
- Eficacia para identificar un problema y los datos pertinentes al respecto, reconocer la información relevante y las posibles causas del mismo.
- Crear en el propio trabajo o rol y su valor dentro de la empresa, lo cual se traduce en un refuerzo extra para la compañía, aunque no siempre en beneficio propio.
- Conocimiento de los otros, del grado de influencia personal que se ejerce sobre ellos. Las actuaciones indican el conocimiento de los sentimientos y necesidades de los demás.
- Capacidad para mezclarse fácilmente con otras personas. Abierto y participativo.

IV.-INTRODUCCIÓN.

El conocimiento de la fauna, más allá del valor científico que aporta, es un requisito indispensable para evaluar la dinámica de los seres vivientes en una zona de estudio, ya sea urbana, semi-urbana, o bien cuales quiera de las zonas de vida natural que existen en el Estado. La fauna interactúa con la flora, ambas forman un vínculo de vida tan cerrado que algunas especies no pueden existir sin

la presencia de otras, unos son favorecidos por el ofrecimiento de otros por lo que terminan siendo un eslabón único en la cadena alimenticia. El rastreo es una actividad muy antigua y tal vez se remonte hasta los tiempos en que los primeros humanos se convirtieron en cazadores-recolectores; en muchas ocasiones el acertado rastreo de los animales habría determinado el éxito de una expedición de caza. Esta utilidad sigue vigente y para muchas personas que cazan, ya sea para subsistencia o por deporte, el rastreo sigue siendo una herramienta fundamental.

Por lo que el rastreo es una herramienta cada vez más utilizada en procesos de seguimiento e investigación de fauna. Sin embargo, los errores asociados a una incorrecta identificación suelen ser elevados y por ello las habilidades en materia de rastreo han sido, con frecuencia, cuestionadas. Las huellas son las impresiones de las extremidades de los animales, que son las estructuras anatómicas estrechamente ligadas a la adaptación de cada especie a su estilo de vida y a los ambientes asociados. Esto implica que en los individuos de una especie, manos y patas presentarán, salvo en casos excepcionales, características constantes, aun cuando haya ligeras variaciones individuales. Con las huellas que podemos encontrar, nos daremos cuenta de la información útil que estas representan ya que se pueden conocer los factores de conservación del lugar, las huellas son particularmente importantes porque, en circunstancias favorables, suelen ser los rastros más fáciles de observar y los que mayor probabilidad tienen de ser identificados correctamente.

De lo anterior se desprende la necesidad de conocer la fauna silvestre que existe en las diferentes localidades del Estado de Quintana Roo, de la misma manera se buscará el generar un mayor conocimiento en el alumno para la identificación de las huellas y relacionarla con su correspondiente fauna.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.3 Obtención de muestras biológicas

2.4 Inventario

2.5 Censos

2.6 Estimaciones

2.7 Índices

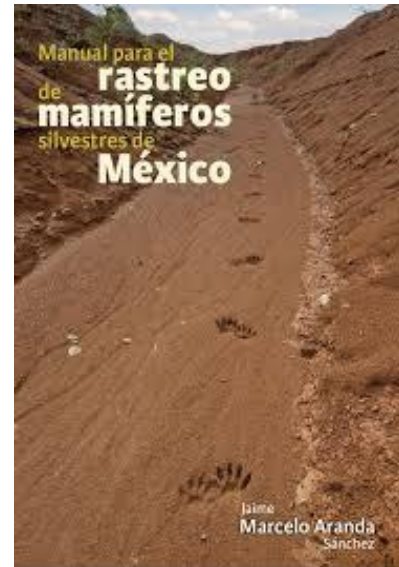
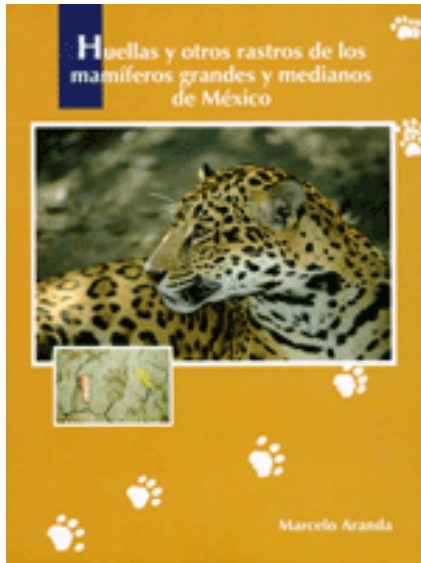
VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Mantener el lugar de trabajo en condiciones higiénicas y aseadas.
- Evitar maquillarse, fumar, comer o beber en el sitio de trabajo.
- No guardar alimentos en los equipos donde se refrigeran sustancias contaminantes o químicas.
- Manejar a todo paciente como si pudiera estar infectado.
- Lavarse con cuidado las manos antes y después de cada procedimiento.
- Utilizar de forma sistemática guantes plásticos o de látex en procedimientos en que se manipulan sustancias biológicas, se maneja instrumental o equipo contaminado en la atención de los pacientes, o en ambas situaciones.
- Abstenerse de tocar con las manos enguantadas alguna parte del cuerpo y de manipular objetos diferentes a los requeridos durante el procedimiento.
- Emplear mascarilla y protectores oculares durante procedimientos que puedan generar salpicaduras, gotitas aerosoles de sangre u otros líquidos corporales.
- Usar bata durante la estancia en el laboratorio.

- Mantener los elementos de protección personal en condiciones óptimas de aseo, en un lugar seguro y de fácil acceso.
- Si se tienen lesiones exudativas o dermatitis serosas, evitar la atención directa de pacientes hasta que éstas hayan desaparecido.
- Utilizar las técnicas correctas en la realización de todo procedimiento.
- Manejar con estricta precaución los elementos punzocortantes y desecharlos en los recipientes indicados, a prueba de perforaciones.
- Evitar el cambio de los elementos punzocortantes de un recipiente a otro.
- Evitar el reciclaje de material contaminado, como agujas, jeringas u hojas de bisturí.
- Desinfectar y limpiar las superficies y los equipos de trabajo, en caso de contaminación.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- yeso (de preferencia odontológico).
- Cuchara.
- Recipiente de plástico.
- Agua.
- GPS
- Cinta milimétrica.
- Libreta de campo.
- Navaja.
- Cámara Fotográfica.
- Guías de identificación:



VIII.- METODOLOGÍA.

Todos los animales dejan rastros variados de sus actividades como huellas, excrementos, mudas de piel en el caso de las serpientes, cadáveres, nidos, alteraciones en la vegetación, etc. cuya abundancia ha de ser proporcional a las poblaciones que las producen. Por eso en este protocolo se introducirá al conocimiento para la obtención de las muestras biológicas dejados por los mamíferos como lo son las huellas estas pueden tomarse de diversas maneras, pero la técnica que más se usa es la de obtención de huellas con yeso, por eso hay que tener en cuenta lo siguiente si queremos realizar esta técnica:

- Determinar qué tipo de huellas van a ser colectadas, buscando siempre las que estén mayor representadas o bien que estén completas y definidas.
- Ubicar el lugar o buscar algún rastro o indicio de paso de algún organismo y que nos pueda facilitar la obtención de huellas.

Algunas metodologías sugieren utilizar algún tipo de cebo en el cual delimitan un cuadrante y mojan completamente el área para que si algún animal llegase sus huellas queden perfectamente marcadas.

Método de colecta para huellas de mamíferos silvestres

Las huellas pueden colectarse de diversas maneras, pero las más comunes son la toma de fotografías y la elaboración de moldes de yeso:

1. En el caso de la fotografía las recomendaciones más importantes son buscar los rastros más nítidos e incluir una referencia de tamaño, como un bolígrafo, una navaja o una escala graduada.
2. Para el caso de la elaboración de moldes de yeso: Lo primero es determinar que huellas van a ser colectadas, posteriormente es aconsejable hacer una marca alrededor de la huella, aproximadamente hasta donde se desee hacer el molde, después se colocará una cantidad de yeso en el recipiente y añadir agua, poco a poco, hasta conseguir la consistencia deseada, se verterá la mezcla sobre la huella, cubriéndola totalmente, pero tratando de no rebasar la marca de referencia. Si se desea y el terreno lo permite, se puede colocar una mica de plástico alrededor de la huella, enterrándola ligeramente, como un aspecto importante es saber cuándo el molde ya está seco. La regla general es que debe estar duro, tibio al tacto y al tallarlo con un dedo, este no debe mancharse. Cuando el molde ya este seco se debe levantar y lavar con agua y un cepillo suave para retirar el exceso de sustrato.

Método de identificación de huellas de mamíferos silvestres

Para llevar a cabo una buena identificación de las huellas colectadas se deben de tener en cuenta varios aspectos, como es el conocer que especies de mamíferos silvestres están potencialmente presentes en el área a colectar. Se debe de considerar la información sobre los patrones generales de distribución y los ambientes asociados, para las potenciales especies que se puedan encontrar en

el área. Posteriormente se deben de buscar las huellas más nítidas, por lo que también hay que tratar de diferenciar si se trata de las huellas de una sola extremidad o si se trata de huellas encimadas, por lo que es necesario distinguir hasta donde llegan una y otra huella. Se deberá distinguir el tamaño y la forma en general de la huella, el número de dedos y si presenta garras o no. Dependiendo del terreno y de la marcha. Por ejemplo, en el caso de una especie con cinco dedos la marca del pulgar puede ser apenas visible, así como las marcas de las garras pueden estar ausentes en especies que normalmente las marcan, o presente en aquellas que normalmente no las marcan.

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en distintas fuentes.
- Propiciar el uso de nuevas tecnologías en el desarrollo de los contenidos de la asignatura.
- Fomentar actividades grupales que propicien la comunicación, el intercambio argumentación de ideas, la reflexión, la integración y la colaboración de y entre los estudiantes.
- Propiciar en el estudiante el desarrollo de actividades intelectuales de inducción-deducción y análisis-síntesis, las cuales lo encaminan hacia la investigación, la aplicación de conocimientos y la solución de problemas.
- Enfrentar al estudiante a problemas que le permitan la integración de contenidos de la asignatura y entre distintas asignaturas, para su análisis y solución.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

Los datos obtenidos del monitoreo deberán reflejarse en una tabla como la siguiente:

Estado: _____

Municipio: _____

Localidad: _____

Coordenadas: _____

Tipo de hábitat: _____

Vegetación dominante: _____

Colector: _____

N. de muestra	Tamaño de la huella	Ilustración de la muestra

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

García, Y.; Estrada, A.; Rocha, A.; Cruz, A.; Vicente, M.; y Mera, M. (2010). Estudio para la identificación de especies de mamíferos medianos y grandes en el Parque Nacional, Palenque, Chiapas, México. Proyecto CONANP/DRFSIPS/AD-ES-003/2010. [EN LINEA] Recuperado de: http://www.conanp.gob.mx/rendicion_cuentas/pdf/ESTUDIOS%202010/YAXAL.pdf.

Aranda, J. (2012). Manual para el rastreo de mamíferos silvestres en México. Primera edición. Comisión Nacional para el Conocimiento y el Uso de la Biodiversidad (CONABIO)

I.- PRÁCTICA 15.

II.- NOMBRE DE LA PRÁCTICA:

“IDENTIFICACIÓN DE MAMÍFEROS EN BASE A EXCRETAS”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Comprende los principios fundamentales para la identificación de mamíferos a través de sus excretas.
- Conoce la metodología para la separación y análisis de los componentes de las excretas de mamíferos para la determinación de la alimentación.
- Capacidad de análisis y síntesis.
- Capacidad de organizar.
- Conocimientos básicos de la carrera.
- Habilidades básicas de manejo de la computadora.
- Solución de problemas.
- Capacidad crítica y autocrítica.
- Capacidad de discutir y aportar.
- Apreciación de la diversidad.
- Compromiso ético.

IV.- INTRODUCCIÓN.

Observar directamente a los animales en su hábitat es posible, pero generalmente es un evento poco frecuente y fugaz, ya que muchos animales son de hábitos nocturnos, aunque los animales diurnos por lo general también evitan encontrarse con los seres humanos ya que suelen ocultarse apenas notan su presencia (Aranda , Huellas de los mamíferos mexicanos, 2013).

Es por ello que se puede recurrir a métodos conocidos como “métodos indirectos” para confirmar su presencia en cierto lugar (ya que no se observa directamente al ejemplar), siendo uno de ellos las excretas. Estas se pueden conservar por meses y darnos señal de la presencia de una especie en el área siempre y cuando las condiciones sean las apropiadas. Aunque, por lo general las excretas no son distinguibles a nivel de especie (al menos que se realicen análisis de ADN y ácidos biliares), su forma, textura, color y tamaño nos permite reconocer el grupo de animales del que provienen como podría ser el género(Noss & Maffei, 2013).

Las excretas pueden ser estudiadas y analizadas con diferentes fines como son la determinación de hábitos alimentarios, la identificación de parásitos gastrointestinales (helminths, bacterias y protozoarios principalmente) presentes en la muestra y para evaluar la actividad endocrina de una especie mediante el análisis de hormonas esteroides (Muñoz-García, y otros, 2016; Ravinowitz, 2003).

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.3 Obtención de muestras biológicas.

2.1 Colecciones y museos.

2.2 Métodos de captura.

4.1 Criaderos.

4.2 UMAS y otras formas de aprovechamiento sostenible.

4.3 Ranchos y senderos cinegéticos.

4.4 Zoológicos.

4.5 Ecoturismo.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

- Se deberá utilizar cubre bocas y guantes al momento de realizar la toma de características y fotografías de las excretas.
- Deberá mantenerse limpia la zona de trabajo, para evitar algún accidente.
- Tener cuidado de no pisar ni tocar sin ningún tipo de protección las excretas.
- No consumir alimentos durante la realización de la práctica.
- Después de haber terminado el trabajo de campo y el de laboratorio, se deberá lavar con abundante agua y detergente, las manos y los materiales que hayan tenido contacto directo con las excretas.
- Será necesario el uso de bata en el laboratorio.
- Una vez terminadas de analizar las muestras en laboratorio estas deben ser puestas en bolsas junto con los guantes y cubre bocas para posteriormente ser depositadas en los contenedores de basura.
- No se deberá dejar basura en los sitios donde se recolectarán las muestras.
- Cada muestra deberá estar etiquetada adecuadamente.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Cubre bocas.
- Guantes de látex.
- Guía de identificación para excretas como el Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México (Aranda, 2012) disponible para su descarga gratuita en:
https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/versiones_digitales/Manual_RastreoMamiferosMexico.pdf
- Listado de mamíferos presentes en la zona, en el caso de la zona sur de Quintana Roo se utilizará el realizado por Chávez-León (1987) disponible

para su descarga gratuita en:

https://www.researchgate.net/publication/265510094_Mamiferos_del_sur_de_Quintana_Roo_Mexico_MAMMALS_OF_SOUTHERN_QUINTANA_ROO_MEXICO

- Regla de 30 cm.
- Lapicero o lápiz.
- Libreta de campo.
- Cámara fotográfica o celular con cámara.
- Bolsas de papel estraza.
- Bolsas de plástico.
- Etiquetas.
- Canasta.
- Cubre bocas.
- Guantes de latex.
- Bandeja.
- Regla.
- Cámara.
- Muestras de excreta.

VIII.- METODOLOGÍA.

La identificación y registro de excretas de mamíferos en campo se lleva acabo siguiendo la metodología de Noss & Maffei (2013) que se presenta a continuación:

1. Se realiza un recorrido durante una hora en un área silvestre cercana para la búsqueda de excretas de animales silvestres.
2. Cuando es localizada una excreta se procede a apuntar en la libreta de campo, sus características físicas (como la forma, tamaño, color, consistencia, etc.) así como del ambiente en el que fue encontrada, por ejemplo, si fue en un camino, un campo abierto, selva, etc. En caso de que no se pueda realizar esta acción por alguna razón (por ejemplo, lluvia) se

procederá a su recolección, conservación y traslado al laboratorio cuya metodología se encuentra descrita más adelante.

3. Posteriormente después de tomar los apuntes de la excreta, se le toma una fotografía.
4. Cuando se dé por terminado el recorrido, se procede a la identificación de los organismos de donde procede cada excreta, lo cual se realiza en base a las características físicas de las que se tomó nota, así como de la guía especializada de Aranda (2012) disponible en: https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/versiones_digitales/Manual_RastreoMamiferosMexico.pdf
5. Una vez identificado el organismo del que procede la excreta, a manera de confirmación, se deberá checar si dicho organismo se encuentra registrado en la zona, para lo cual se utilizará el listado de mamíferos de la zona sur de Quintana Roo de Chávez-León (1987) disponible en: https://www.researchgate.net/publication/265510094_Mamiferos_del_sur_de_Quintana_Roo_Mexico_MAMMALS_OF_SOUTHERN_QUINTANA_ROO_MEXICO

Recolección, conservación y transporte de excretas al laboratorio siguiendo la metodología de Bonanic & Maza (2013) que se presenta a continuación:

1. Cuando se requiera realizar la recolección de la excreta, se deben introducir las manos (ya con los guantes puestos) dentro de la bolsa de papel estraza con el objetivo de que absorba la humedad que contenga, posteriormente se toma la excreta y se da vuelta hacia dentro la bolsa, finalmente se amarra la bolsa procurando que quede la menor cantidad de aire posible y se introduce dentro de una segunda bolsa, pero esta vez de plástico.
2. Seguido a esto, se anota la fecha, lugar de colecta y el nombre de colector en la etiqueta, que se deposita dentro de la segunda bolsa.
3. Finalmente se depositan todas las muestras en la canasta, para su transporte hasta el laboratorio.

Identificación de las excretas en laboratorio siguiendo la metodología de Bonanic & Maza (2013):

1. Una vez en el laboratorio se procede a sacar las heces de las bolsas y depositarlas sobre una bandeja.
2. Realizar la descripción de sus características físicas en una libreta.
3. Tomar una fotografía.
4. Se procede a la identificación de los organismos de donde procede cada excreta, lo cual se realiza en base a las características físicas de las que se tomó nota, así como de la guía especializada de Aranda (2012) disponible en:

https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/versiones_digitales/Manual_RastreoMamiferosMexico.pdf

5. Una vez identificado el organismo del que procede la excreta, a manera de confirmación se deberá checar si dicho organismo se encuentra registrado en la zona, para lo cual se utilizará el listado de mamíferos de la zona sur de Quintana Roo de Chávez-León (1987) disponible en: https://www.researchgate.net/publication/265510094_Mamiferos_del_sur_de_Quintana_Roo_Mexico_MAMMALS_OF_SOUTHERN_QUINTANA_ROO_MEXICO


IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación manejo y control de variables y datos relevantes, planteamiento de hipótesis, de trabajo en equipo.

- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el desarrollo de la asignatura.
- Analizar estudios de casos aplicados al Manejo de la Fauna Silvestre.
- Propiciar el uso adecuado de conceptos y de la terminología científico-tecnológica.
- Enfrentar al estudiante a problemas que le permita la integración de contenidos de la asignatura y entre distintas asignaturas, para su análisis y solución.
- Relacionar los contenidos de esta asignatura con las demás del plan de estudios para desarrollar una visión interdisciplinaria en el estudiante.

X.- REPORTE DEL ALUMNO.

De acuerdo a los datos obtenidos, el alumno deberá rellenar la siguiente tabla y con base a ella, se elaborará un reporte que incluya la discusión de resultados y sus conclusiones.

Fotografía de la excreta	Descripción	Grupo taxonómico hasta el que fue posible identificar
Ejemplo: 	Son de color café oscuro o negro, forman un paquete más o menos cilíndrico de 2.5 a 4.0 cm de diámetro aproximadamente, la	Especie: <i>Pecari tajacu</i>

	muestra se colectó al lado de un árbol cerca de un sendero lleno de lodo.	

Fotografía de las excretas	Descripción	Grupo taxonómico hasta el que fue posible identificar

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

Aranda , M. (2013). Huellas de los mamíferos mexicanos. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.

Aranda, M. (2012). Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.

Bonacic , C., y Maza, M. (2013). Manual para el monitoreo de fauna silvestre en Chile. Chile: Pontificia Universidad Católica de Chile.

Chávez-León, G. (1987). Mamíferos del Sur de Quintana Roo, México. Rev. Ciencia Forestal, 91-116.

Muñoz-García, C. I., Rendon-Franco, E., Lopez-Díaz, O., Ruiz-Romero, R. A., Aréchiga-Ceballos, N., Villanueva-García, C., *et. al.* (2016). Colecta y conservación de muestras de fauna silvestre en condiciones de campo (primera ed.). Ciudad de México: Universidad Autónoma Metropolitana.

Noss, A., & Maffei, L. (2013). Estudio de heces: reconocimiento, registro y almacenaje . Liz Claiborne Art Ortenberg Foundation.

Ravinowitz, A. (2003). Manual de capacitación para la investigación de campo y la conservación de la vida silvestre (1 ed.). Bolivia: FAN.

I.- PRÁCTICA 16.

II.- NOMRE DE LA PRÁCTICA:

“IDENTIFICACIÓN DE ANFIBIOS A TRAVÉS DE LA VOCALIZACIÓN”.

III.- COMPETENCIAS A DESARROLLAR.

- Capacidad de identificar anfibios a través de su vocalización.
- Aprender a utilizar métodos de grabación en cuanto a la vocalización que emiten los anfibios.
- Comprender los principios fundamentales de las vocalizaciones en anfibios.
- Capacidad de trabajar interdisciplinariamente para determinar el estado de conservación en anfibios.

IV.- INTRODUCCIÓN.

En México, como en pocos países, se encuentra una mega diversidad biológica, uno de los grandes grupos particularmente diverso en nuestro país es el de los anfibios; cuenta con un total de 376 especies registradas, México posee la quinta anfibio fauna más diversa a nivel mundial, posee un grado de endemismo cercano al 60% de sus especies (Flores-Villela, 1993).

Los anfibios son vertebrados, tetrápodos y su nombre deriva de las palabras griegas *amphi* (doble) y *bio* (vida), en alusión a este nombre se debe a que parte de su vida la pasan en el agua y la otra en la tierra. Los anfibios se distinguen de otros vertebrados debido a que sufren una transformación total durante su

desarrollo, denominada metamorfosis. Durante esta etapa, cambian de renacuajo a adulto, a nivel morfológico y fisiológico. Actualmente los anfibios se clasifican en tres órdenes: Anura (Ranas y Sapos), Caudata (salamandras y tritones) y Gymnophiona (cecilias), (Halliday y Adler, 2007). Cada orden presenta características específicas en algunos aspectos de su morfología e historia natural. La importancia de estos organismos son que juegan un papel importante en el ecosistema, así como en la cadena trófica biológica, ya que poseen la capacidad de ser depredadoras, influyen en el equilibrio del ecosistema, también aportan a nuestra vida biomedicinas de vital importancia, ya sea por los estudios que se han realizado o los que actualmente ya se están haciendo, una de sus principales importancias es que detectan los cambios en el medio ambiente, que pueden afectar a nuestra existencia.

La bioacústica es una ciencia que se trata del estudio de los sonidos emitidos por los animales, tiene muchas aplicaciones y un sin fin de objetos potenciales de estudio, desde pequeños insectos hasta ballenas. Su importancia viene de una cantidad de sonidos animales y sus mecanismos de generación poseen información (Halliday y Adler, 2007). Las señales acústicas son componentes fundamentales en la comunicación entre los individuos de una misma especie “que se comunique acústicamente”.

En el área de la herpetología, se refiere más a los sonidos producidos por los anfibios anuros, la bioacústica vienen siendo una poderosa herramienta. Las señales acústicas producidas por anuros pueden poseer una o más funciones, según el contexto en el cual se generan (Toro-Sánchez, 2007). Una clasificación general identifica los siguientes tipos de cantos: 1) cantos de advertencia o anuncio, estos son producidos por machos, los cuales tienen funciones principales como son la atracción de la hembra y la demarcación de territorio ante posibles competidores; 2) cantos de cortejo, estos son producidos por los machos vocalizadores al ser abordados por una hembra y que suelen estar seguidos de un amplexo; 3) cantos agresivos o agonísticos, que son generados por transectos o

monitoreo acústico de sitios de apareamiento sin necesidad de colecta en lugares específicos.

V.- RELACIÓN CON TEMAS Y SUBTEMAS.

2.4 Inventario.

2.5 Censos.

2.6 Estimaciones.

2.7 Índices.

VI.- MEDIDAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.

En la presente práctica no se pretende atrapar a los organismos, solo en caso de corroborar alguna duda taxonómica.

- Portar la ropa adecuada para campo.
- Uso de guantes de lates en el caso de capturas.
- Uso de gafas de protección.
- Lavarse y desinfectarse las manos antes y después del muestreo.

VII.- MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS.

- Grabadora.
- Micrófono.
- Medios de almacenamiento (USB, SD, CD).
- Fuente de energía (pilas o baterías en el equipo de reserva).
- Libreta de campo.
- Lápiz.
- GPS.

- BatSound 2.1 (Petterson Elektronik AB, ©1996±1999) programa para el análisis de grabaciones.
- Descargar Guía taxonómica de los anfibios de cuba.

VIII.- METODOLOGÍA.

La elección del sitio: Para este tipo de organismos se toma en cuenta el lugar de hábitat que frecuentan, por lo que es pertinente que estén en lugares como lagunas, humedales o cuerpos de agua, debido a que estas especies tienden a tener este tipo de preferencia, ya que las condiciones son óptimas para su desarrollo.

Se evitará realizar este tipo de muestreos cercanos a lugares que estén en contacto con el humano debido a que puede llegar a perturbar las grabaciones. Se tomarán en cuenta las coordenadas del sitio.

Para este trabajo se pueden hacer hasta el nivel taxonómico posible es decir que puede ser familia, género o especie.

El método a utilizar es la grabación digital:

Para efectuar una grabación se debe armar un sistema de grabación, la selección de estos componentes va permitir al investigador maximizar la cantidad de información que se puede extraer de las grabaciones, al igual deben de disponer de una tarjeta de memoria que garantice un tiempo prolongado de grabación en el campo.

La grabadora se colocará de manera vertical a una altura suficiente para no verse afectada en caso de precipitación o intemperismo, el micrófono se posicionará a una elevación superior a 1.6 m de la grabadora.

Una vez localizados los animales focales, se graba mínimo un canto por individuo y de 1 a 3 individuos por especie a una distancia entre 0,5 y 2 metros, una vez que

se encuentre grabando el sonido deben identificarse las grabaciones narrando en la cinta, al menos, los siguientes datos:

- Especies (si se conoce en ese momento de la grabación).
- Hora.
- Localidad.
- Nombre de quien realiza la grabación.
- Datos ecológicos y conductuales (características generales del hábitat, altura y tipo de sustrato desde donde vocaliza el ejemplar, si está expuesto u oculto).

Todos esos datos que se mencionaron en la grabación se anotarán en la libreta de campo para el resguardo de los datos.

Las cintas ya grabadas deben de guardarse en lugares apropiados con una temperatura de 20 a 23°C y que la humedad sea relativamente menor al 50%. Es preferible que todas las cintas ya grabadas sean transferidas a un soporte apropiado (CD, DVD, etc.).

Lista de especies de las tres familias de anfibios del estado	
Hylidae	Bufo
<i>Agalychnis callidryas</i>	<i>Bufo marinus</i>
<i>Tripion petasatus</i>	<i>Bufo valliceps</i>
<i>Phrynohyas venulosa</i>	Ranidae
<i>Smilisca baudini</i>	<i>Rana brownorum</i>
<i>Scinax staufferi</i>	<i>Rana vaillanti</i>
<i>Hyla loquax</i>	
<i>Hyla picta</i>	
<i>Hyla ebraccata</i>	
<i>Hyla microcephala</i>	

Fig.1 lista de especies presentes del estado

Con ayuda de la guía taxonómica de los anfibios de cuba, se descargan los audios de todas las especies pertenecientes a las familias presentes para Quintana Roo que son: Bufonidae, Hylidae, Ranidae y se llevan a campo, esto servirá para poder estimular que el anfibio macho emita sonido y sea grabado para posteriormente ser comparado y poder identificarlo.

Recolección de datos y análisis de llamados e identificación:

Una vez ya terminada la grabación se procederá a vaciar las grabaciones en el equipo de análisis en el programa BatSound 2.1 (PetterssonElektronic AB, ©1996±1999), este servirá para la digitalización y análisis bioacústico. En estos programas se puede observar de forma gráfica las características de los ultrasonidos, mostrando un oscilograma (Fig.2).

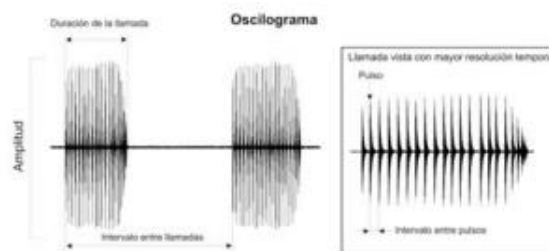


Fig. 2 Representación gráfica de sonido

Una vez ya obtenidas las digitalizaciones, se compararán las grabaciones obtenida con las grabaciones del manual de guía taxonómica de los anfibios de cuba de Luis M. Díaz y Antonio Cádiz, <http://www.biodiv.be/abctaxa/downloads/volume-4-guia-taxonomica-de-los-anfibios-de-cuba/vocalizaciones-de-los-anfibios-de-cuba> ya que este contiene las grabaciones de varias especies de anfibios que servirán para la identificación hasta el nivel taxonómico posible.

Al analizar los oscilogramas, los programas sugerirán las especies cuya vocalización coincida y de acuerdo al registro de la zona se confirmará o desechará la sugerencia.

IX.- SUGERENCIAS DIDÁCTICAS.

- Propiciar actividades de búsqueda, selección y análisis de información en cuanto a la bioacústica de los anfibios (anuros).
- Llevar a cabo actividades prácticas que promuevan el desarrollo de habilidades para la experimentación, tales como: observación, identificación, manejo y control de variables y datos relevantes, del trabajo en equipo en cuanto a la realización del muestreo en campo.
- Desarrollar actividades de aprendizaje que propicien la aplicación de los conceptos, modelos y metodologías que se van aprendiendo en el trabajo de campo, así como saber identificar dimorfismo sexual a través de la vocalización.

X.- REPORTE DE LOS ALUMNOS.

Los alumnos realizarán una tabla de resultados donde se pondrá la especie sugerida por la guía de taxonómica de anfibios de Cuba según el audio analizado, el horario en que se encontró y si se encuentra registrado en la zona.

Comparación de los oscilogramas entre los oscilogramas grabados y sugeridos.			
Fecha	Localidad	especie sugerida	
oscilograma grabado		Oscilograma sugerido	
Duración (ms)		Duración	
Ubicación		Registrado en la zona	
Hora de inicio		Hábitat	
Hora de termino		Nombre del colector	
Duración promedio de grabacion		Familia	
Observaciones			

Fig.3 Tabla para los registros y comparación de oscilogramas de especies de anfibios

Comparación de los oscilogramas entre los oscilogramas grabados y sugeridos.			
Fecha	Localidad	especie sugerida	
04/06/2008	La Habana, Cuba	<i>Bufus empusus</i>	
oscilograma grabado		Oscilograma sugerido	
Duración (ms)	0,8	Duración	0,8m
Ubicación	19°38'47.81" N, 88°22'46.36" O	Registrado en la zona	No
Hora de inicio	19:30	Hábitat	πυππευαααα
Hora de termino	21:00	Nombre del colector	Antonio Cádiz
Duración promedio de grabación	3hrs	Familia	Bufonidae
Observaciones			

Fig. 4 Ejemplo de tabla comparando llamados de *Bufusempusus*

XI.- BIBLIOGRAFÍA.

- Aguilar López, J. y Luría Manzano, R. (2016). Los anfibios en la cultura mexicana.
- Díaz, L. y Cádiz, A. (2008). Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *AbcTaxa*. Vol. 4. Bélgica: Belgium Development Cooperation.
- Flores-Villela y Canseco-Márquez. (2004). Anfibios. Biodiversidad
- Halliday, T. y K. Adler. 2007. La gran enciclopedia de los anfibios y reptiles. Libsa, Madrid. 240 p
- Lips, K. y Reaser, J. (1999). El Monitoreo de Anfibios en América Latina, Un Manual para Coordinar Esfuerzos. The Nature Conservancy

Toro Sánchez, G. (2014). CARACTERIZACIÓN Y ANÁLISIS ACÚSTICO DE LOS ANUROS DE LA ESTACIÓN FORESTAL BAJO CALIMA. Universidad del Tolima, Facultad de Ciencias. Ibagué – Tolima.

Vargas García, V. (2015). Guía de Identificación de anfibios y reptiles. Lima: PERU LNG.