



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

TÉCNICAS PARA EL ESTUDIO DE VERTEBRADOS TERRESTRES

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGO

P R E S E N T A :

RODRIGO VIDAL TAMAYO RAMÍREZ

TUTORA

DRA. GRACIELA GÓMEZ ÁLVAREZ

2008





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

1.Datos del alumno

Vidal Tamayo
Ramírez
Rodrigo
53360155
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Biología
093383493

2.Datos del tutor

Dra.
Graciela
Gómez
Álvarez

3.Datos del sinodal 1

Dr.
Carlos
González-Rebeles
islas

4.Datos del sinodal 2

M. en C.
Sabel René
Reyes
Gómez

5.Datos del sinodal 3

Biol.
Juana Margarita
Garza
Castro

6.Datos del sinodal 4

Biol.
Manuel
Becerril
González

7.Datos del trabajo escrito

Técnicas para el estudio de vertebrados terrestres.
122 p
2008

Agradecer siempre es difícil porque por más que uno quiera acordarse de todo y todos los que influyeron y ayudaron en la realización de este proyecto, siempre quedará en el olvido el nombre de algún lugar, persona o situación que habrá tenido que ver mucho o poco. De todas formas haré el intento por recordar. Gracias a:

- **La Dra. Graciela Gómez Álvarez por dirigir este proyecto y no desesperarse por la lentitud. No he olvidado que quiere hacerlo libro, prometo tardarme menos.**
- **Los revisores Dr. Carlos Gonzáles-Rebeles, M. en C. René Reyes, Biol. Margarita Garza y Biol. Manuel Becerril por sus observaciones y comentarios.**
- **El personal del Laboratorio de Vertebrados Terrestres de la Facultad de Ciencias (José León, Noé Pacheco y quién haya participado) por haberme orientado cuando las dudas surgieron.**
- **Rosaura Vidal Tamayo por la captura y formato del texto (recuerdo que te pagué la primera parte, luego me cobras la segunda).**
- **Juan Manuel Sánchez (figs. 6, 8, 11 y 16), Juan García (figs. 2, 7, 10, 12, 14, 15, 17 y 20) y Carlos Machuca (fig. 5) por las ilustraciones.**
- **Jorge Limón por permitirme escanear dichas ilustraciones, a pesar de estar siempre bien ocupado (recuerda que el mundo es nuestro, sólo hay que tomarlo).**
- **Magdalena Castañeda por la conversión de archivos y por existir.**
- **Carlos Sandoval por echarme la mano con la exposición.**
- **La Universidad Nacional Autónoma de México por haberme dado los (hasta ahora) mejores años de mi vida en un ambiente multicultural, diverso, dinámico y lleno de conocimiento. Espero poder recompensarlo con mis labores profesionales.**

Pero si agradecer fue difícil, dedicarla es todavía peor, porque aquí de seguro si olvido a alguien. Sin embargo, creo que será divertido hacer el recuento, veamos.

Esta tesis está dedicada a:

- **Absolutamente todos los profesores que he tenido a lo largo de mi vida escolar, porque independientemente de su calidad académica fue por ellos que aprendí.**
- **Los compañeros de clase con los que recorrí cada año que pasé estudiando (y los que pasaré). Tener puntos de vista diferentes siempre ayuda.**
- **Todos los jefes laborales que he tenido, por ayudarme a conocer el mundo real.**
- **Guillermina de Francisco y la gente de Universum, por encaminarme en la labor que más me gusta y haberme dado la oportunidad de desarrollarla durante mucho tiempo (¡Y el que falta!).**
- **Gonzálo Contreras y todos los que me ayudaron a cumplir mi sueño de tener una banda de rock.**
- **La gente del taller de teatro de la Facultad de Ciencias (aquí entras gitana), por los magníficos momentos ¡Rómpanse una pierna!**
- **Los que disfrutaron junto conmigo esta odisea: Juan Manuel Sánchez Parra, Carlos Sandoval Jaime, Jorge Humberto Limón Pacheco, Oscar Ricardo Gómez Rangel, Yadira Robles Ayala, Alfredo Aguayo, Katy Domínguez, Carlos Xavier Machuca Pastrana, Wendy Suástegui, Daniel Arturo Juárez Ascencio, las que me dejaron de hablar (ellas saben quienes son), Vanessa Ugalde y quien haya cruzado palabra conmigo mientras estuvimos en la Facultad. Tengan por seguro que todo influyó.**
- **Las que ya no están pero que me ayudaron a crecer.**
- **Malena, porque qué se me hace...**
- **Todos los creadores de mis libros, películas, cómics y discos favoritos, gracias a ustedes soy.**
- **Mis hermanos Román y Rafael, por enseñarme como ser maestro, pero sobre todo por enseñarme como NO ser maestro.**
- **Mi hermana Rosaura, porque aunque ella no lo sabe siempre ha sido mi conejillo de indias.**

Y por último, pero no por ello menos, esta tesis (y esta vida) está dedicada a:

- **Mis padres Catalina y Román, por permitirme estudiar lo que quise, por respetar mis decisiones, por guiarme, por haberme alimentado, por haberme leído, por educarme, por haberme llevado a museos, por haberme paseado, por haberme cantado, por haberme cuidado, ... en fin, por haberme hecho lo que ahora soy. Tengan por seguro que hicieron un buen trabajo. GRACIAS**

ÍNDICE.

I.	Introducción y objetivos	3
II.	Método	6
III.	Resultados	
	1. Técnicas para la observación de vertebrados	7
	1.1 Anfibios	8
	1.2 Reptiles	9
	1.3 Aves	10
	1.4 Mamíferos	14
	2. Técnicas para la captura de vertebrados	16
	2.1 Anfibios.	18
	2.2 Reptiles	20
	2.2.1 Lacertilios	21
	2.2.2 Serpentes	23
	2.2.3 Chelonia	25
	2.2.4 Cocodrilos	29
	2.3 Aves	
	2.3.1 Evidencias indirectas de la presencia de aves	35
	2.3.2 Captura directa	37
	2.4 Mamíferos	
	2.4.1 Evidencias indirectas de la presencia de mamíferos	46
	2.4.2 Captura directa	48
	2.5 Datos de colecta y preservación de ejemplares	67

3. Marcaje	79
3.1 Anfibios	80
3.2 Reptiles	86
3.3 Aves	93
3.4 Mamíferos	94
4. Técnicas para el estudio de poblaciones.	104
IV. Conclusiones	116
V. Apéndice	117
VI. Bibliografía	121

I INTRODUCCIÓN

Los vertebrados terrestres constituyen un recurso natural renovable de gran importancia biológica, social y económica. Aún en nuestros días las especies silvestres son un importante recurso para las poblaciones rurales de nuestro país, al dársele usos tan variados como fuente de alimento, utilización con fines medicinales, animales de ornato o compañía. Es precisamente este último uso el que ha puesto en mayor peligro a muchas de las poblaciones de vertebrados, sobre todo de los grupos de reptiles y aves, pues al existir un mercado para su comercialización, la caza furtiva ha mermado sus números (Flores Villela 1994).

Cabe destacar que muchas de especies de anfibios, reptiles, aves y mamíferos son endémicas de nuestro país, por lo que son necesarios estudios de manejo y gestión de sus poblaciones para tener una mejor comprensión de ellas y de su relación con los ecosistemas, a fin de conocer la manera en que se afectaría el hábitat en caso de que se modificaran sus números. El estudio del manejo de los vertebrados terrestres sirve como base para conocer la cantidad, calidad composición y dinámicas de las poblaciones de este tipo de animales que pueden redundar en un mejor conocimiento para no alterar el equilibrio de los ecosistemas y tener bases para una mejor administración de este recurso (Pough 1996).

En buena medida, el conocimiento actual de las especies de vertebrados terrestres tiene relación con el desarrollo de las técnicas empleadas para su observación, captura, marcaje, preparación y conservación. La necesidad de tener un manual accesible que explique el uso, capacidad y adecuación de dichas

técnicas, ha provocado que diversos autores se hayan dado a la tarea de recopilar algunas de las formas de estudio de vertebrados de manera particular, refiriéndose exclusivamente a un grupo, o en general, tratando de abarcar la mayor cantidad de especies para facilitar la labor de los interesados. Aún así, las publicaciones sobre el tema resultan insuficientes e incompletas, ya que muchas de éstas fueron publicadas años atrás y no contienen las técnicas más recientes, han sido descontinuadas en su editorial, están escritas en algún idioma extranjero, o no se encuentran disponibles en las bibliotecas de México.

Entre los textos sobre el tema editados en idiomas extranjeros para todos los grupos de vertebrados, está el manual de Anderson (1960). De manera particular, para anfibios puede consultarse la antología editada por Heyer *et al.* (1994); para reptiles existe el artículo de Balgooyen (1977); para aves se encuentra el texto de Bendire (1981); finalmente, para mamíferos el libro de Hawbaker (1974).

Entre los trabajos sobre el tema que se encuentran en español están: el realizado por Gaviño (1972), enfocado a estudiantes de educación media y media superior, el *Manual de recolección y preparación de animales* de Vanzolini (traducido por Llorente en 1985) y el *Manual de Técnicas de Gestión de Vida Silvestre* (1980) editado por la *Wildlife Society*, los cuales abordan de manera general el estudio de los vertebrados terrestres. Enfocándose a los diferentes grupos en particular, podemos encontrar para anfibios y reptiles el cuaderno de Casas-Andreu *et al.* (1991); en el caso de las aves existe el Instructivo para estudios ornitológicos en el campo y el laboratorio de Juárez López *et al.* (1980) y para mamíferos el más reciente es el manual de mamíferos pequeños de Romero *et al.* (2000).

En muchos de estos casos, sobre todo en los textos extranjeros citados anteriormente y en los nacionales editados por alguna universidad, su difícil accesibilidad provoca que, en el transcurso de una investigación, se pierda valioso tiempo en la búsqueda de las técnicas apropiadas para el estudio del grupo de organismos deseado. Debido a lo anterior, el presente trabajo trata de llenar esa laguna al presentar una compilación de los métodos o técnicas utilizadas para el estudio de los vertebrados terrestres, tratando de incluir la información más reciente.

Es necesario aclarar que las técnicas descritas con mayor profundidad son aquellas que han demostrado su alta efectividad y que pueden realizarse dentro de los presupuestos y herramientas disponibles en nuestro país. Algunos métodos más modernos, por su precio, no son realizados por la mayoría de los investigadores, por lo que su explicación se dará de manera somera.

OBJETIVOS

El objetivo general del presente trabajo es elaborar un manual de técnicas que existen para el estudio de los anfibios, reptiles, aves y mamíferos de hábitos terrestres mediante una investigación bibliográfica en libros, manuales y revistas.

Entre los objetivos particulares esta el adecuado manejo de la información, disponiéndola de manera práctica y sencilla para que pueda ser aprovechada por estudiantes, académicos e investigadores interesados en el tema.

También pretende ser un apoyo al estudio de los vertebrados terrestres mediante la inclusión de dibujos y esquemas originales, detallando algunas de las técnicas e instrumentos utilizados.

II MÉTODOS

La presente tesis está basada en una investigación y revisión de la bibliografía que refiere las técnicas empleadas para el estudio de los vertebrados terrestres en campo y laboratorio, abarcando dentro de este grupo a los anfibios: 1) anuros: urodelos y ápodos; 2) reptiles: lacertilios, serpentes, crocodilia y chelonia, (incluyendo aquellas de hábitos marinos); 3) aves y 4) mamíferos (exceptuando a los de vida marina). Por razones prácticas únicamente se incluyen las técnicas útiles para el estudio de especies que han sido reportadas en la República Mexicana.

El trabajo de investigación se divide en cuatro capítulos, siendo el primero las técnicas de observación de los organismos deseados, mencionando el equipo y las técnicas necesarias para hacerla posible.

El segundo capítulo consiste en la descripción escrita y gráfica de los métodos de captura para cada grupo, indicando los materiales y procedimientos requeridos para tal fin. Es importante señalar que este capítulo incluye una explicación sobre la toma de datos de colecta y la elaboración de etiquetas de campo, información necesaria para todo trabajo de investigación zoológica, además de un apartado sobre las técnicas de preservación de ejemplares.

En el tercer capítulo se habla acerca de las técnicas de marcaje, comentando las diferencias entre aquellas que son temporales y las que son permanentes, mencionando los materiales y condiciones necesarias para ambas.

El cuarto capítulo es un condensado de los análisis de estudios poblacionales, indicando los datos e información requeridos para la elaboración de dichos análisis, así como los métodos estadísticos que los hacen posibles.

IV RESULTADOS

1. Técnicas para la observación de vertebrados

Una técnica simple de observación permite conocer aspectos de la biología de los organismos sin que sea necesaria su captura y/o sacrificio. Hay que tener en cuenta que cualquier perturbación en el ambiente de los animales hará que la observación tenga errores por lo que es recomendable ser cauteloso.

El equipo para observación debe contar con linternas, binoculares, cámaras fotográficas, de video y grabadoras. También es útil llevar material de primera necesidad en todo estudio de campo como cerillos, navaja, linterna, cuerda y flexómetro. No hay que olvidar los aparatos que servirán para darnos indicadores de las características del ambiente y la posición geográfica: termómetro, higrómetro, altímetro, brújula. En la actualidad, la mayoría de los geoposicionadores (GPS, por sus siglas en inglés) cuentan con indicadores geográficos por lo que un aparato de este tipo puede sustituir a varios de los antes mencionados.

Es recomendable que la ropa que se lleve puesta sea de algodón, por ser cómoda, térmica y flexible, además, no debe ser llamativa y resulta mejor si lleva colores que puedan confundirse con el paisaje. El calzado debe ser antiderrapante y propio de suelos irregulares. Asimismo, es recomendable llevar siempre un impermeable, para poder trabajar aún en condiciones lluviosas.

No hay que olvidar que el trabajo de campo puede llevar horas, por lo que cargar agua, comida y equipo mínimo de primeros auxilios (desinfectantes, tela adhesiva, analgésicos) es una buena idea.

Obviamente, la observación no debe alterar las condiciones de vida del animal ni a su medio ambiente, además, para evitar que los animales huyan, es mejor realizar las observaciones a solas o en grupos pequeños pues los organismos notarán nuestra presencia antes de que nosotros notemos la suya.

1.1 Anfibios.

Estos vertebrados se encuentran en áreas húmedas, de clima templado a cálido. Son fácilmente observables en lagos, ríos, charcos y pantanos, y pueden esconderse bajo rocas, plantas, hojarasca o en el interior de troncos podridos y plantas de la familia de las bromelias. Lo más recomendable es realizar recorridos en las zonas donde se sabe se encuentran. La mayoría son de hábitos nocturnos, por lo que es recomendable hacer recorridos a pie cerca de las fuentes de agua y es importante poner especial atención a los sonidos emitidos por estos, los cuales son una excelente guía para su localización, observación y captura. Al alumbrarlos con la lámpara algunos pueden quedarse inmóviles, lo que permite una mejor observación. Estos recorridos nocturnos siempre deben de realizarse conociendo de antemano las rutas de acceso a los sitios de observación, con el fin de evitar pérdidas de tiempo o cualquier tipo de accidente.

En charcas y pozas es conveniente fijarse bien en la vegetación acuática, ya que muchas especies de anuros suelen reposar sobre las hojas. Los renacuajos son

fácilmente visibles nadando cerca de la superficie e incluso pueden capturarse momentáneamente con frasco o bolsa para observarlos más de cerca.

Las salamandras pueden encontrarse en troncos podridos o bajo la hojarasca. Es necesario observar con detenimiento el suelo para localizar al animal e incluso para evitar pisarlo.

Algunas especies de sapos secretan sustancias tóxicas, que aún cuando no son letales pueden causar alergias a personas sensibles, por lo que siempre es necesaria la utilización de guantes de látex o de carnaza si su captura se realiza a mano (Vanzolini *et al.*1990).

1.2 Reptiles.

Los reptiles son animales sensibles al ruido y a las vibraciones así que entre mayor sea la cantidad de observadores en el grupo más difícil será observar animales, así que se recomienda que el equipo de gente sea lo más pequeño posible y procure ir en absoluto silencio sin realizar movimientos bruscos o en desorden.

Al igual que con los anfibios, para observar reptiles es conveniente realizar recorridos en las zonas de estudio. Al ser animales de sangre fría deben estar expuestos al sol para lograr una termorregulación que les permita realizar sus actividades, así que lo más recomendable es iniciar el recorrido al amanecer, para poder encontrarlos más sosegados, o en su defecto al atardecer, después de que éstos hayan realizado sus actividades diurnas.

Las lagartijas e iguanas suelen reposar sobre rocas o troncos, pero como ya se mencionó, huirán a la primera señal de peligro que detecten, por lo que la aproximación a ellas debe ser lo más cauteloso posible. Unos binoculares facilitarán en gran medida la observación al evitar la aproximación al animal y con ello reducir la posibilidad de escape.

Las serpientes pueden encontrarse en huecos, oquedades e irregularidades del terreno. Algunas, como la nauyaca, pueden ser arborícolas, así que hay que tener especial cuidado al caminar. Como muchas son venenosas lo mejor es no tratar de capturarlas para una observación más detallada si no se posee el equipo necesario.

Para observar tortugas dulceacuícolas es necesario acercarse a cuerpos de agua. En pozas podrán verse al salir a respirar, o si el agua no está muy contaminada pueden observarse mientras nadan (Vanzolini *et al.* 1990).

1.3 Aves.

Existen varias técnicas que facilitan la observación ornitológica, las cuales reducen en gran medida la perturbación de las actividades naturales de las aves. La fabricación de escondites, la utilización de binoculares o cámaras fotográficas y un equipo de grabación para registrar los cantos permiten lograr una observación adecuada.

Escondites (Juárez *et al.* 1980).

Todos los organismos huirán si se sienten amenazados. Cuando un investigador necesita observar con detalle a un ave lo más conveniente es fabricarse un escondite, sobre todo para facilitar el trabajo cercano a los nidos.

Si la observación se va realizar a nivel del suelo se puede construir un armazón con madera o tubo de aluminio, que puede medir 1.5 m por lado y 1.7 m de alto, espacio mínimo para que el investigador quepa cómodamente junto con su equipo (Figura 1). Para cubrir el armazón se utiliza tela, dependiendo del clima de la región. En épocas de lluvia debe ser un material impermeable que proteja tanto del agua como del viento, en zonas cálidas puede utilizarse malla para protegerse de los insectos, procurando camuflajear el escondite con ramas y plantas. Hay que tener en cuenta que cualquiera que sea el material utilizado para cubrir el escondite, este debe ser de colores que permitan que se confunda con el paisaje.

Para observar la actividad ornitológica a cierta altura será necesaria la construcción de una plataforma lo suficientemente resistente para que pueda soportar al armazón. La altura dependerá de la que se encuentre el ave observada. Los soportes pueden hacerse con troncos de mínimo 15 cm de diámetro o con tubo de acero de 3 cm de diámetro. El piso de la plataforma puede hacerse con tablas de 2.5 cm de ancho. Es importante una buena colocación y sujeción de la plataforma hacia el piso para evitar accidentes tales como caídas.

Hay que tomar en cuenta que para las aves los escondites serán construcciones extrañas, por lo que habrá que ir acostumbrando a los animales a su presencia mediante el paulatino acercamiento del escondite al área de observación.

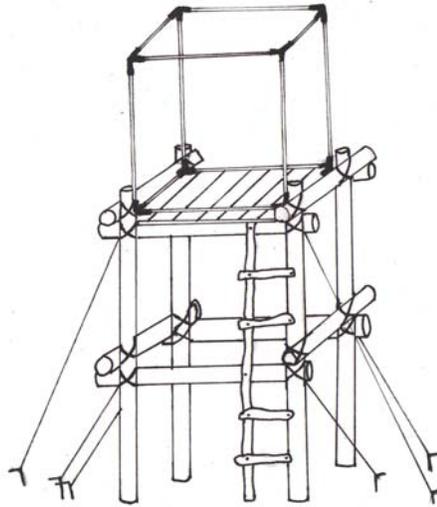


Figura 1. Escondite para observación ornitológica
(Modificado de Juárez *et al.* 1980)

Auxiliares ópticos (Juárez *et al.* 1980).

Los binoculares son indispensables para la observación de aves en el campo. Entre los distintos tipos que podemos encontrar en el mercado los que se recomiendan para uso general son aquellos de 8 x 40, que llegan a cubrir una amplitud de campo visual de 157 m al observar un objeto localizado a 1000 m de distancia. Estos binoculares también captan bien la luz por lo que resultan útiles también en lugares poco iluminados como bosques espesos.

Si se desea obtener registro fotográfico lo más recomendable es una cámara con visor *reflex* pues permite observar al objetivo a través de la lente de la cámara obteniendo el enfoque exacto. Si a lo anterior le añadimos un lente gran angular magnificaremos las posibilidades de obtener buenas fotografías incluso en condiciones de baja iluminación o con aves en movimiento. Se recomienda usar lentes con 5.6 de distancia focal.

Para obtener fotografías con mayor detalle o a una distancia mayor es indispensable contar con un telefoto, con el cual es posible obtener acercamientos considerables de los organismos. El más recomendable para uso general es el de 300 mm, ya que permite un mayor ángulo de observación.

Si se emplea telefoto, entonces el uso de tripié será indispensable, sobre todo uno con montura giratoria para permitir mover rápidamente la cámara y poder fotografiar aves en pleno vuelo.

Uso de auxiliares magnetofónicos (Juárez et al. 1980).

La grabación y el análisis espectrográfico de los cantos de aves constituyen un aspecto importante para todo estudio ornitológico, pues algunos son tan característicos que incluso pueden servir para identificar especies. La obtención de registros magnetofónicos de buena calidad requiere del uso de equipo de alta fidelidad que grabe sin distorsión un amplio rango de frecuencias, de manera que se graben cantos de tonos muy agudos o muy graves.

Un buen micrófono es indispensable ya que la fidelidad del mismo se encuentra relacionada, en gran medida, con la calidad de la grabación. Los micrófonos de baja impedancia son los más recomendables, ya que transmiten los sonidos a través del cable con un mínimo de resistencia, eliminando sonido de interferencia. Asimismo, el uso de audífonos adaptables a la grabadora es muy útil porque nos permite, al escuchar lo que se registra, regular la intensidad de los sonidos en el mismo momento de grabarlos.

Estando en el campo, es difícil lograr una buena grabación de cualquier canto si no se cuenta con una parábola adaptable al micrófono, ya que generalmente los

cantos de las aves están acompañados de otros sonidos no deseados en nuestra grabación. La función de la parábola es la de concentrar el sonido en el punto donde se encuentra el micrófono, obteniendo así amplificaciones considerables de cantos emitidos a distancia. La parábola se puede construir con aluminio, material que además de reflejar muy eficientemente los sonidos es muy ligero para su manejo en el campo. Las dimensiones de la parábola pueden ser variables. Un tamaño manejable y de buena fidelidad es de 80 cm de diámetro y 20 cm de distancia focal.

1.4 Mamíferos.

Observación de murciélagos (Kuntz 1995).

Muchos estudios requieren técnicas para observar el comportamiento de los murciélagos que minimicen las perturbaciones. Usualmente se requieren técnicas especializadas en estos estudios porque los murciélagos son mayormente nocturnos e incluso ocupan sitios oscuros durante el día. Para obtener buenos resultados hay que tener en cuenta que los murciélagos pueden ser registrados de manera visual y acústica.

a) Monitoreo visual

Muchos investigadores han reunido información bajo la luz de la luna o en el crepúsculo. Varias especies de murciélagos inician sus actividades nocturnas antes del anochecer y son fácilmente observados y contados en ese tiempo. Las observaciones pueden hacerse en un rango pequeño (menos de 20 m) teniendo a

los animales a contraluz. La mayor ventaja en estas observaciones es que el comportamiento de los animales no está influido por luz artificial.

Las observaciones nocturnas casi siempre requieren de luz complementaria, pero las observaciones diurnas pueden hacerse en cualquier sitio de reposo usando sólo binoculares. Se aconseja un escondite para reducir la influencia del observador en el comportamiento de los murciélagos en reposo. Se pueden utilizar espejos bajo algunas circunstancias para iluminar nidos en grietas y en follaje.

b) *Monitoreo acústico.*

En situaciones donde la observación directa no es posible, se puede obtener valiosa información, sobre el comportamiento y la ecología de los murciélagos, monitoreando sus vocalizaciones.

Vocalizaciones audibles.

Muchos murciélagos producen llamadas sociales que son audibles para el oído humano y estas pueden indicar qué están haciendo los individuos una vez que dichas llamadas se han asociado con patrones de comportamiento individuales.

Vocalizaciones ultrasónicas.

Para propósitos estrictamente de observación, los detectores más económicos como el QMC Mini, y otros analizadores de señales más costosos, como el Period Meter, son útiles para detectar llamadas de ecolocalización. Los transectos o estaciones individuales pueden ser monitoreadas y el número de zumbidos de alimentación pueden ser contados. Desafortunadamente el número de

murciélagos involucrados no se puede determinar a partir del estudio de las vocalizaciones.

2. Técnicas de captura.

El manual de la Wildlife Society (Schemnitz 1987) propone tener en cuenta las siguientes consideraciones a la hora de capturar cualquier clase de organismos:

1. *“El método que se emplee debe tener en cuenta la especie a ser capturada, sus hábitos, preferencias alimenticias, tamaño de la población y el grado de cautela con el que actúa el organismo de que se trate. Los mejores resultados se obtienen creando la trampa para el animal, más que tratando que el animal se amolde a la trampa disponible”.*
2. *“A menudo el terreno donde se captura es limitado. Debe tenerse en cuenta la facilidad de acceso al sitio y el grado de portabilidad de la trampa”.*
3. *“Las estaciones del año afectan a un gran número de organismos en un área dada, sus preferencias alimenticias, sus hábitos en la formación de grupos y su cautela. Los estados del tiempo en algunas estaciones del año afectan la funcionalidad de las trampas haciendo que algunas de ellas se conviertan en instrumentos inútiles”.*
4. *“Las trampas difieren respecto al número de organismos que son capaces de capturar una sola vez. Si se necesitan muchos individuos, una trampa que capture grupos de 50 es mejor que otra que trabaje bien pero capture sólo un ejemplar por vez”.*
5. *“El tiempo destinado en un proyecto para la captura estará determinado por la velocidad con que los individuos puedan ser capturados y también determinará la construcción general de la trampa a usarse”.*

6. *“En unos pocos casos, el número de personas que se dediquen a este trabajo puede ser el factor limitante. Por ejemplo, algunas trampas de arreo y conducción pueden requerir un elevado número de personas”.*

7. *“Los fondos disponibles son un factor que también puede llegar a ser limitante ya que imponen un límite al número de personas que integran el grupo de trabajo así como el tiempo disponible para realizar la investigación”.*

8. *“Tanto las reglamentaciones estatales como las federales se aplican a la captura y marcación de especies de caza. Se requieren permisos especiales y algunas técnicas pueden estar prohibidas. Todo aquel que participe en un programa de trampeo debe poseer un conocimiento cabal de las reglamentaciones pertinentes”.*

También hay que considerar que algunas especies se encuentran con poblaciones disminuidas o en franco peligro de extinción, así que la colecta debe de tomar en cuenta los estudios poblacionales previos y solo llevarse a cabo en caso de ser absolutamente necesaria. Además, hay que tener siempre en cuenta la legislación sobre el tema, así como las especies cuya captura se encuentra terminantemente prohibida, como puede suceder con aquellas especies endémicas de distribución estrecha.

Los datos merísticos a considerar en una captura pueden consultarse en el apéndice 1.

2.1 Anfibios (Vanzolini *et al.* 1990).

El equipo mínimo para observar y/o coleccionar estos organismos puede consultarse en el Cuadro 1.

Para la captura de renacuajos es conveniente llevar una red de malla pequeña, pudiendo utilizarse las redes entomológicas, por ser de fácil obtención y bajo costo (Figura 2).

Las ranas, sapos y salamandras pueden capturarse utilizando simplemente la mano, aunque hay que tener cuidado ya que algunas especies secretan sustancias tóxicas, por lo que se recomienda el uso de guantes.

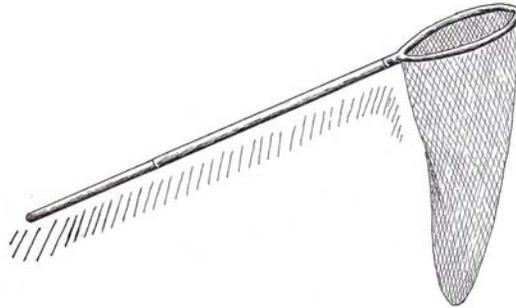


Figura 2. Red entomológica

Suelo: algunos sapos, ranas y salamandras viven entre el lodo y la tierra, así que siempre es conveniente revisar la hojarasca con un gancho, removiendo los cúmulos de hojas o arrastrando los pies. También es recomendable buscar debajo de las piedras, teniendo en cuenta que estas deben ser removidas de manera que la misma piedra nos sirva de protección por si se presentara algún tipo de ataque.

Troncos de árboles: existen ranas y salamandras arborícolas por lo que siempre se requiere revisar todos los huecos, hendiduras y las axilas de las ramas, sobre todo en las que se acumula hojarasca. También es conveniente revisar la base y raíces de árboles grandes y bajo las hojas de plantas epífitas. Algunas de éstas plantas tienen hojas axilares que pueden retener agua y formar pequeñas charcas

en donde también pueden encontrarse organismos. Asimismo, se debe revisar debajo de troncos caídos y podridos, removiendo su corteza y los trozos flojos.

Cuerpos de agua: algunas especies pueden encontrarse en la orilla y otras únicamente en plantas acuáticas que sobresalgan de la superficie del agua. Incluso en los charcos pequeños pueden encontrarse estados larvarios renacuajos. Algunas especies de sapos y salamandras son residentes permanentes de estanques, mientras que otras especies migran a dichos estanques solamente en la temporada de reproducción. También deben revisarse las zonas muy húmedas cercanas a los cuerpos de agua, ya que algunas especies depositan ahí sus huevos.

Durante la época de reproducción hay que poner especial atención a los cantos característicos de ranas y sapos. El observador sitúa el lugar de origen del canto con ayuda de luz, la cual puede inmovilizar al animal por deslumbramiento, posteriormente, los organismos se colectan con redes de mango largo o con la mano, usando una bolsa de plástico como guante y al capturar el ejemplar se contiene en esta misma.

Tierras de cultivo: en áreas cultivadas es posible encontrar salamandras que salen al arar los terrenos. En las zonas de irrigación se pueden encontrar ranas y sapos. Los platanares pueden ser refugio de salamandras y ranas.

Los ápodos pueden encontrarse en zonas pantanosas donde el lodo tiende a solidificarse y también debajo de estiércol apilado, al que hay que remover para obligarlos a salir.

Los ejemplares capturados deben guardarse en frascos de plástico o en bolsas provistas de toallas de papel húmedas, musgos y hojas frescas. No es

conveniente colocar organismos de distinta especie en el mismo recipiente, ya que casi todas las especies de anfibios secretan sustancias que pueden ser nocivas para las otras.

2.2 Reptiles (Vanzolini *et al.* 1990)

Son de los vertebrados más abundantes en México y se les encuentra en casi todo el territorio del país. Hay que tener precaución en su captura pues muchas especies son venenosas, por lo que es recomendable el uso de guantes de carnaza y nunca quitarle la vista de encima al animal.

El equipo mínimo necesario para su captura puede observarse en los Cuadros 1 y 2.

Los lugares de búsqueda son los mismos que para anfibios, aunque hay que tener en cuenta que la mayoría de los reptiles son terrestres, por lo que hay que poner especial atención a las rocas, removiéndolas con un gancho herpetológico o bastón para evitar mordeduras. Los termiteros son otros lugares que hay que revisar a la hora de recolectar reptiles, éstos deben de romperse para buscar en su interior

Los lugares de búsqueda son los mismos que para anfibios, aunque hay que tener en cuenta que la mayoría de los reptiles son terrestres, por lo que hay que poner especial atención a las rocas, removiéndolas con un gancho o bastón para evitar mordeduras. Los termiteros son otros lugares que hay que tomar en cuenta a la hora de recolectar reptiles, estos deben de romperse para buscar en su interior.

2.2.1 Lacertilios

Uno de los métodos más eficaces para capturar lacertilios consiste en el uso de una vara larga, en cuyo extremo se coloca una cuerda formando una lazada, con la cual se sujeta el cuello del reptil y se tira con rapidez hacia arriba o hacia atrás del ejemplar (Gaviño 1972) (Figura 3).

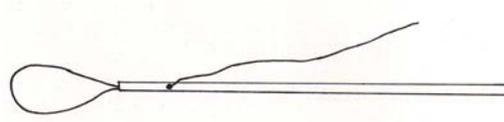


Figura 3. Lazada

Algunas lagartijas pequeñas pueden ser capturadas a mano si se es lo suficientemente veloz, pero no se deben tomar por las colas ya que pueden desprenderse debido al fenómeno de la autotomía. También es apropiado el uso de ligas y resortera; pueden amarrarse dos ligas para que al lanzarlas aumenten las posibilidades de golpear.

Para iguanas arborícolas se puede utilizar un rifle calibre 22, apuntando al cuello del animal. Si se desea el ejemplar para fines taxonómicos se deben utilizar cartuchos de mostacilla con la finalidad de no dañarlo (Gaviño 1972).

Cuadro 1. Equipo para observación de anfibios

-
- ~ Lámpara de cabeza o de mano. Es preferible la primera para tener las manos libres.
 - ~ Botes de plástico y bolsas para guardar los ejemplares. Debe llevarse una cantidad suficiente para no poner dos ejemplares en un mismo recipiente.
-

~ Etiquetas. Se recomienda hacerlas con papel cristal herculene, ya que resiste a la acción de fijadores y conservadores. Es preferible utilizar hilo de cáñamo blanco del número 0 para amarrar las etiquetas a los ejemplares.

~ Pinzas, bisturí y tijeras.

~ Gasas, toallas de papel y/o algodón para envolver ejemplares.

~ Guantes de carnaza

~ Lápiz o estilógrafo para rotular (la tinta a utilizar debe ser indeleble).

Cuadro 2. Equipo para captura de reptiles

~ Ligas gruesas y resortera.

~ Ganchos y pinzas herpetológicas.

~ Bolsas de recolecta con jareta. Pueden hacerse con tela gruesa (manta, de preferencia) y deben ser de diferentes tamaños, siendo las más grandes de 50 x 90 cm.

~ Cubetas y mallas de plástico.

~ Opcionalmente, Rifle de municiones o calibre 22 con cartuchos normales y de salva.

2.2.2 Serpentes

Las serpientes constituyen el grupo de más difícil captura, ya que sus encuentros suelen ser ocasionales. Las serpientes no venenosas pueden capturarse usando un gancho, vara o directamente con las manos. Sin embargo, ante la duda es

mejor tratarlas como si fueran venenosas. Debe inmovilizarse el cuello con el gancho o pinzas herpetológicas (figuras 4A y 4B) y capturarlas, sujetándolas firmemente por detrás de la mandíbula. Después deben introducirse en bolsas de manta, introduciendo primero la parte posterior; el saco debe torcerse, doblarse y amarrarse en el extremo. Al transportar las bolsas con organismos éstas deben ir alejadas del cuerpo y procurar que la persona que las transporte no se desplace sola, así, en caso de una mordedura o accidente, habrá personal de apoyo.

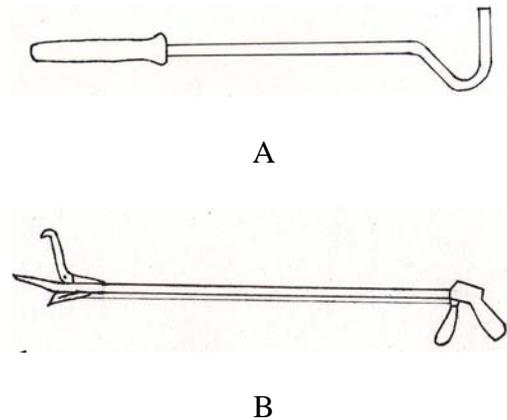


Figura 4. A) Gancho herpetológico; B) Pinza herpetológica

Existen trampas que pueden ser de gran utilidad en la captura de lagartijas y serpientes:

Trampas de embudo (Schemnitz 1980).

Para su construcción se recomienda utilizar una tela de alambre con una luz de malla de 1/4 o 1/8 de pulgada. La tela se enrolla para formar un cilindro en el cual se entrelazan las orillas. En cada extremo se ajusta firmemente una entrada en

forma de embudo y cada extremo del cilindro se vuelve hacia adentro en ángulo recto, por media pulgada o más, formando una orilla. Para asegurar un reforzamiento extra, pueden usarse grapas grandes para unir las mallas del embudo al extremo del cilindro. La efectividad de estas trampas se incrementa poniéndoles una puerta de acrílico transparente dentro de cada entrada para el túnel. La puerta gira sobre su parte superior, la cual se perfora y se une a la trampa con un alambre fino. Estas trampas deben colocarse entre barreras naturales tales como troncos hundidos, paredes o rocas las cuales guían al animal a la boca del embudo. Pueden usarse diferentes tamaños: para lagartijas pequeñas, trampas de 20 cm de largo por 7.5 cm de diámetro, para culebras y lagartijas más grandes, trampas de 40 cm de largo por 15 cm de diámetro (figura 5).

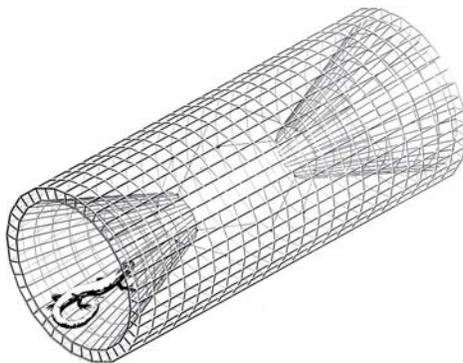


Figura 5. Trampa de embudo

Trampas de foso (Schemnitz 1980).

Consisten en unos recipientes (pueden ser latas o cubetas de plástico de cinco a 20 litros, con paredes lisas), enterrados en los lugares por donde pasan los organismos, tapándolos con tablas o troncos procurando dejar grietas. Los

animales, al buscar protección caen dentro y no pueden salir. Una variante es poner una línea de desvío, que puede ser de lámina galvanizada lisa, en los extremos de la cual se colocan los fosos, así, cuando los animales tratan de rodear la pared, caen dentro de la trampa. Debe revisarse con frecuencia puesto que pueden caer varios ejemplares de distintas especies y hacerse daño entre ellos, o para evitar que mueran por inanición (figura 6).

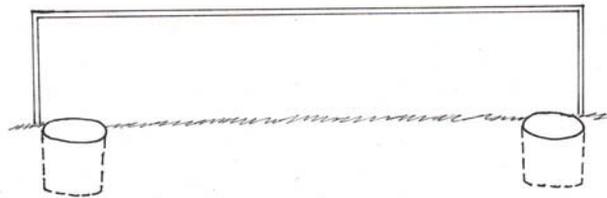


Figura 6. Trampa de foso (Línea de desvío)

2.2.3 Chelonia

En el caso de tortugas, tanto las terrestres como algunas dulceacuícolas pueden capturarse a mano, como las pertenecientes a los géneros *Chelydra*, *Kinosternon* y *Trionyx*, las cuales se aposentan en el fondo de aguas someras; también con frecuencia, descansan sus cabezas sobre el sustrato con el resto de sus cuerpos enterrados y pueden localizarse caminado en dichas aguas, buscando en depresiones en el lodo o la arena, sin embargo hay que tener mucha precaución, ya que son tortugas agresivas, cuya mordida puede ser de gravedad (Vanzolini *et al.* 1990).

Embudo con cebo (Schemnitz 1980).

Es la trampa más útil para capturar tortugas dulceacuícolas. Consiste de un armazón cilíndrico, o una serie de aros metálicos, cubiertos con red de algodón o nylon; y un embudo invertido que se proyecta dentro del cuerpo de la trampa y posee una abertura horizontal a través de la cual la tortuga puede entrar fácilmente. Las medidas y materiales varían entre los colectores, aunque se recomienda una red de cuatro aros de varilla de aluminio de un grosor de 6 mm y un diámetro de 60 cm. Los cuatro aros se colocan dentro de un rectángulo de red de tamaño apropiado; debe ser suficientemente grande para que se ajuste alrededor de los aros y lo bastante larga para permitir el espaciamiento de estos y la fabricación de un embudo invertido a cada lado.

Para mantener la trampa abierta y rígida, puede sostenerse por medio de líneas, o hacerla flotar uniéndola a dos troncos o dos piezas de madera. Es necesario que la parte superior de la trampa quede sobre la superficie del agua, para que las tortugas puedan respirar y no mueran por ahogamiento (Figura 7).

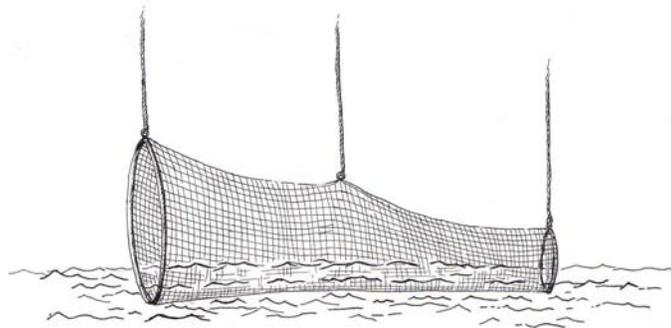


Figura 7. Trampa de embudo para tortugas

Red de enmalle típica (Schemnitz 1980).

Para tortugas marinas el mejor método de captura es mediante el uso de esta red. Consiste en un paño de red (malla) unida en la porción superior a una cuerda trenzada de polipropileno (0.635 cm de diámetro) suspendida en la superficie por medio de flotadores (relinga de flotación). El entramado de la red se elabora con multifilamento torsionado de nylon calibre 18. La longitud de malla estirada es de 40 cm (de nudo a nudo). Por lo que el pie (lado de la malla) es de 20 cm, lo que significa que cada lado de un cuadrado de la malla tiene de 20 cm de longitud. Uno de los métodos para incorporar los flotadores de poliestireno a la cuerda es sujetándolos individualmente con pinzas de presión a intervalos aproximados de 10 m.

El tendido de la red empieza con el equipamiento de un ancla tipo Danforth de 8 kg. Un tramo de cadena de 1.5 m y 0.8 cm de diámetro, se sujeta con un grillete a la anilla que se encuentra unida al eje del anca. Otro grillete se utiliza para asegurar la cadena, a una cuerda de nylon de 1 cm de diámetro y 15 m de longitud. El otro extremo de la cuerda, debe amarrarse a uno de los extremos libres de la relinga de flotadores. La red debe ser tendida desde la proa descubierta de una embarcación con motor fuera de la borda, operando en reversa, o desde la popa de una embarcación equipada especialmente con una plataforma de trabajo para el tendido de la red, con un motor montado sobre el centro o fuera del travesaño. La proa (o la popa) debe estar libre de abrazaderas u otros aditamentos que pudieran interferir con el despliegue, revisión y recuperación de la red. El ancla es bajada al fondo, y la embarcación se va alejando hasta que la longitud total de la cuerda sujeta al anca, se encuentre tensa. En este punto, se prueba que el ancla ha penetrado y se encuentre bien

firme en el fondo. Habiendo realizado lo anterior, se fija un flotador en la cuerda, justo en el inicio del paño de la red que empieza a entrar al agua asegurándose que la cuerda del fondo (relinga inferior) de la red no llegue a torcerse con la cuerda de la superficie (relinga superior), fijando los flotadores en intervalos de 10 m. El tendido de la red en el sitio de captura, debe empezar en el extremo contrario a la dirección del viento y el operador debe establecer un rumbo en un ángulo de 45 grados con respecto a la dirección del viento. Lo anterior, asegurará que el viento mantendrá la popa y la hélice del motor, fuera de la red durante la etapa subsecuente de revisión. La longitud de la red que debe permanecer sumergida varía de acuerdo a las condiciones y la experiencia del investigador. No es conveniente sumergir en el agua más de 100-150 m de red en cualquier nueva situación. La red debe ser revisada continuamente en cualquier nueva situación y es buena idea mantener la red en observación en todo momento.

La captura también puede ser manual e involucra perseguir al animal hasta que empiece a cansarse y entonces desde la proa o la borda del barco, tirarse al agua para atraparlo. En otros casos, los buzos se tiran al agua para atrapar tortugas a las que simplemente se les ha seguido a una velocidad relativamente lenta hasta que éstas, se detienen o reducen su velocidad; o también cuando se encuentran tortugas inmóviles en el fondo. El buzo entra al agua con las manos por delante, manteniendo en la mira a la tortuga para caer ligeramente delante de la misma. La velocidad adquirida al tirarse, lleva al buzo bajo la superficie donde, si la fortuna prevalece, capturará a la tortuga por los escudos nucales y los marginales posteriores y la conducirá a la superficie. En el caso de tortugas pequeñas que permanecen inmóviles en el fondo, el buzo normalmente empuja el animal contra

la arena haciendo un contacto inicial, y posteriormente la sostiene de ambos hombros para remontarla a la embarcación.

2.2.4 Cocodrilos (Jones, 1994).

Red manual.

La red puede construirse con varilla de acero de 10 mm en 3 lados y acero angulado de 25 mm en el lado restante (90 cm). El mango es un tubo largo de hierro de 2 m de largo y 25 mm de diámetro, soldado en posición.; tiene 2 plegaderas reforzadoras. La bolsa de malla es de red de pesca, de 38 mm (estirada), 3 pliegues, con 8 cruces cosidas por cada 10 cm del cuadro; la bolsa es de 50 cruces de profundidad, con doble costura.

La red manual se usa en cocodrilos de más de 1.5 m de longitud total. Se aproxima a éstos en la noche, en un bote pequeño y la red es dirigida hacia debajo, de manera que el cuadro rodee al cocodrilo y lo hunda en el fango. Virtualmente no existe ningún riesgo de herir al cocodrilo con la red manual. La mayor desventaja es que es pesada, la vegetación puede obstruirla fácilmente y requiere una aproximación muy cercana al cocodrilo.

Tenazas.

Las tenazas "Pilstom" sirven bien con cocodrilos de 1 m de longitud. Una vez sujetos, los cocodrilos se revuelcan violentamente. Para evitar heridas en el animal se sacan del agua y se colocan en la lancha, o se hunden en el fango y

subsecuentemente se agarran a mano. La desventaja de las tenazas es que si el cocodrilo se mueve cuando se realiza la captura, las extremidades del animal pueden dañarse cuando éste se revuelca. La ventaja es que se pueden atrapar cocodrilos dentro de la vegetación.

Arpones.

El cuerpo del arpón es una vara de latón al que son insertadas y soldadas las puntas derechas de dos ganchos de tiburón del No. 10, del lado contrario se inserta un pedazo de vara de acero. El arpón es insertado en la punta de un pesado palo de madera de 3 a 5 m de longitud (diámetro de 3 a 4 cm), que se clava en el cuello o a la cola del cocodrilo. Los ganchos penetran la piel y la porción plana previene una entrada profunda. Cuando el cocodrilo se sumerge, el arpón deja el palo, pero sigue atado al cordón (atado a un tirador de pesca). Así, el cocodrilo es jalado hacia la superficie y se le enlaza el hocico. La ventaja del arpón es que los cocodrilos de 1 a 4 m, y posiblemente más largos, pueden ser atrapados con el mismo implemento. Las desventajas son que el cocodrilo recibe una herida, y que en algunas regiones el cordón puede enredarse en escombros sumergidos.

Redes fijas.

Existen dos tipos de redes fijas. La primera es de malla de 25 cm de cruce (estirada), cosida a cuatro cruces por cada 15 cm del cordel flotante (cuatro veces más que las redes de pesca normales), con una caída de 4 m. Estas redes son flojas y ondulantes; la red grande previene que haya una captura excesiva de peces, los cuales podrían estorbar al animal. Las redes pueden ser usadas para

rodear un cocodrilo que se está asoleando o para obstruir una caleta. El cocodrilo se enreda cuando trata de nadar a través de ésta.

El segundo tipo de red es de malla de 6 a 10 cm (estirada), cosida en un cordel de flotación a la altura de los de pesca, pero sin cordel delantero; la caída es de 2 a 4 m. Los peces atrapados en la red pelean para liberarse lo que parece atraer al cocodrilo. Cuando este trata de sacar los peces de la red, sus dientes quedan atrapados con la fina malla y cuando el cocodrilo voltea para liberar sus dientes, la fina malla se enreda en el hocico. El peligro con cualquier red fija es que el cocodrilo puede quedarse atrapado bajo el agua y ahogarse (figura 8).



Figura 8. Red para captura de cocodrilos

Método para la sujeción y transporte de cocodrilos.

Se utiliza un tubo de PVC blanco para detener al animal y cuerdas para asegurar y maniobrar las porciones anterior y posterior del cuerpo. El tubo puede tener un diámetro interno de 0.31 cm, un grosor de 0.32 cm y 3.0 m de largo. Se perforan agujeros para permitir el paso de la cuerda sin atar a lo largo del tubo a intervalos de 15.2 cm. Las dimensiones dadas son adecuadas para lagartos americanos adultos de más de 3.0 m de longitud total y para otros cocodrilos de tamaño similar. Si se van a manejar individuos más pequeños, un tubo de diámetro más

pequeño y de longitud menor, resultará mejor para incrementar la maniobrabilidad y reducir el espacio que rodea al animal mientras esté dentro. Por el contrario, con animales extremadamente largos, será más apropiado un tubo de mayor diámetro y longitud.

El procedimiento comienza enlazando al cocodrilo alrededor del cuello con una lazada (figura 9a). El extremo de la cuerda lazante se pasa a través del tubo y éste es dirigido hacia la cabeza del animal. Una vez que la cabeza está dentro del tubo se aplica tensión constante a la cuerda para mantener el tubo en posición y el tubo es rotado hasta que los agujeros quedan arriba. Las extremidades delanteras se doblan hacia atrás en contra del cuerpo, mientras el animal es jalado hacia el interior del tubo hasta que las patas traseras queden dentro (figura 9b). Una segunda cuerda se ata en la parte anterior a las patas traseras. Jalando la cuerda anterior o posterior, el animal puede ser posicionado exactamente dentro del tubo, con la cabeza y la región caudal extendidas desde un extremo del tubo hasta una distancia deseada. Si se requiere acceso a la región de la cabeza, una cámara de bicicleta se ata alrededor del hocico para mantener las mandíbulas cerradas (figura 9c). Una vez que el animal es posicionado cada cuerda puede ser asegurada haciéndola pasar a través de un agujero cercano y atando un nudo (figura 9d). La tensión de las cuerdas debe restringir el movimiento delantero y trasero con el tubo, pero permitir la suficiente libertad para que el animal pueda mover la cabeza hacia arriba o hacia abajo, para prevenir la regurgitación del alimento por bloqueo de la glotis. El procedimiento puede ser completado con dos personas.

Para liberar al animal, primero es removida la cuerda que está cerca de la cola (figura 9e). Después, el animal es jalado hacia el frente del tubo hasta que pueda ser quitada la cuerda del cuello (figura 9f). El tubo interno que asegura las mandíbulas es removido, jalándolo con un gancho herpetológico y después el tubo se inclina hacia arriba y/o se sacude hacia arriba y hacia abajo hasta que el animal sale de él (figura 9g).

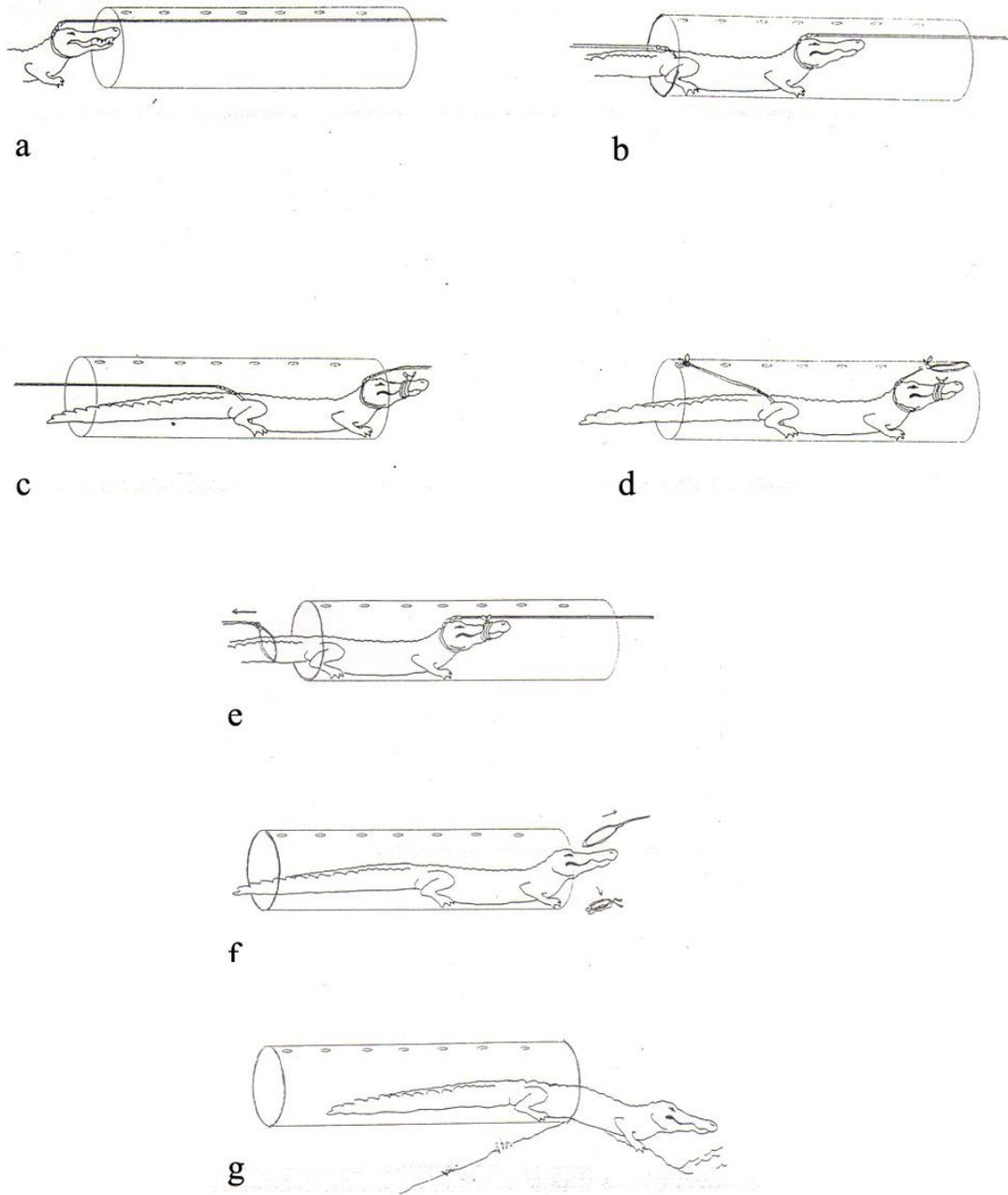


Figura 9. Sujeción y transporte de cocodrilos
(Tomado de Jones, 1994)

Para cocodrilos pequeños (hasta de 1.2 m) se puede utilizar una garrocha con una lazada de cable de acero o piola (figura 3). La captura debe hacerse en los

cuerpos de agua en que habitan y preferentemente por la noche, a bordo de una lancha. Los cocodrilos se localizan con una lámpara, buscando el brillo de sus ojos y al deslumbrarlos se procede a su captura colocando rápidamente la lazada en su cuello, cerrándola inmediatamente.

2.3 AVES

2.3.1 Evidencias indirectas de la presencia de aves

Egagrópilas (Schemnitz 1980)

Las aves de las familias Strigidae (búhos y tecolotes) y Tytonidae (lechuzas) basan su dieta en el consumo de mamíferos pequeños y algunos otros vertebrados e invertebrados pequeños. Después de la digestión de la presa, regurgitan en forma de bolitas o paquetes (egagrópilas), algunos tegumentos (plumas y pelos) y huesos; destacando, por su preservación las mandíbulas y cráneos. Lo anterior permite conocer su dieta, así como información indirecta acerca de los mamíferos que se distribuyen en el área donde el ave se alimenta.

Las egagrópilas más fáciles de localizar, por su abundancia, son las de la lechuza de campanario *Tyto alba*, las cuales se encuentran generalmente en túneles, cuevas o casas abandonadas, y cuando se recolectan se colocan simplemente en bolsas de plástico y se transportan al laboratorio; ahí pueden mantenerse aisladas por un tiempo o meterse al congelador por una o dos semanas para que se mueran todos los organismos asociados a ellas.

Para conocer el contenido alimentario, las egagrópilas pueden disgregarse individualmente de manera manual o se humedecen para lavarlas y cernirlas;

también pueden emplearse químicos como el hidróxido de sodio, lo que permitirá disgregarlas y conocer las partes óseas o restos de vertebrados e invertebrados de los que se está alimentando el organismo.

Colecta y conservación de nidos y huevos (Juárez et al. 1980).

El estudio de nidos y huevos nos permite completar información sobre la presencia de aves en una determinada zona, ya que en la mayoría de los casos permiten identificar incluso la especie que fabricó el nido.

En el caso de los nidos, es importante anotar las características de la vegetación circundante, la distancia que hay del nido al suelo y la distancia que hay de su posición en la rama hacia el tronco del árbol. Si el nido se haya a nivel de suelo hay que anotar sobre que tipo de sustrato se encuentra.

Para describir un nido se debe tomar en cuenta el material con el que está construido y sus medidas: diámetro externo, interno y la profundidad. Es importante coleccionar el nido, si no contiene huevos, junto con una parte del sustrato que lo sostiene; esto puede realizarse directamente con las manos, teniendo especial cuidado en no maltartarlo o romperlo. Debe colgársele una etiqueta con los siguientes datos: fecha, localidad, número de catálogo y, si es posible, especie a la que pertenece. Para esto último debe observarse que especies de aves se encuentran en la zona.

Los parámetros que con mayor frecuencia se toman en cuenta para la colecta de huevos son: el número de huevos, forma y color. Las medidas deben tomarse de los diámetros mayor y menor (figura 10), siendo cuidadoso y preciso, pues las variaciones pueden ser mínimas de una especie a otra. El peso dependerá del

grado de desarrollo que presente el embrión, sin embargo, es importante anotarlos para futura referencia.

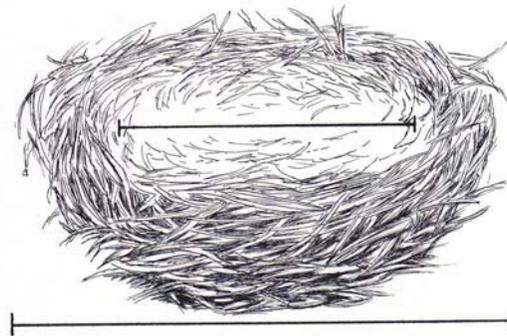


Figura 10. Medidas del nido

Una vez tomados estos datos, el siguiente paso consiste en el vaciado del huevo. Esto se realiza efectuando una horadación con un broca de 0.5 cm de diámetro en la parte media del huevo. Hecho esto se procede a inyectar aire lentamente por medio de una jeringa hipodérmica. Posteriormente se inyecta agua con el objeto de enjuagar el cascarón y luego se inyecta aire para eliminar los residuos de agua. Al cascarón del huevo deben anotarse los datos tomados durante la colecta, así como la fecha en que fue colectado y el número del catálogo del colector, siempre con tinta indeleble para evitar pérdida de datos

Debido a la fragilidad de los cascarones, es conveniente guardarlos en cajas llenas de algodón, mientras son trasladados al laboratorio.

2.3.2 CAPTURA DIRECTA

Redes (Gaviño et al. 1972).

El método de captura en vivo más usado, se basa en utilizar finas redes fabricadas con hilos de seda o de plástico apenas distinguibles cuando están extendidas; por lo común, de 8 o 12 m de longitud por 2 m de ancho.

Los charcos u otras fuentes de agua son excelentes lugares de colecta. Las veredas de los bosques, las orillas de los sembradíos y las líneas de separación de dos tipos de vegetación de diferente altura son lugares apropiados para situar las redes de colecta (figura 11).

Una vez seleccionada el área, se abre una brecha de unos dos metros de ancho y un poco más larga que la longitud de la red. La red está formada por cinco cordones gruesos (tensores) que la recorren en todo su largo, entre los cuales se extiende la fina malla. Cada cordón tiene en el extremo un asa u ojillo, que debe introducirse en los tubos o postes de aluminio. Al desenvolver la red, se debe localizar primero el ojillo de cada extremo e identificar uno de los que forma cualquier esquina. Éste se introduce en el tubo, dándole una doble vuelta y se recorre el ojillo a través del tubo. Se extiende la red, evitando que se arrastre o se enrede con las hierbas. Los tubos se clavan en el suelo firmemente verticales, de modo que la red ocupe el centro de la brecha. La red extendida no debe quedar tensa, sino colgando un poco y formando una pequeña bolsa a lo largo de cada cordón. Deben quedar cuatro bolsas dirigidas todas hacia un mismo lado. El cordón inferior de la red debe quedar a unos 30 o 40 cm del suelo.

Las aves que pasan por esos lugares no percibirán los finos hilos de la malla y al atravesarla quedarán atrapados en ella. La cabeza del ave atraviesa la red y frecuentemente se atora a nivel de las alas. Las patas, movidas violentamente, enredan al ave dejándola casi inmóvil, colgada con la cabeza hacia abajo. El

impacto del ave sobre la red, hace que ésta forme una bolsa que se cuelga hacia el lado opuesto por donde llegó. Observando esta bolsa se deduce por dónde debe comenzarse a desenredar el ave.

Para lograrlo proceda de la siguiente manera:

- a) Desde el lado por donde el ave entró a la red, tome las patas y jálelas hacia fuera.
- b) Desenrede primero una de ellas y colóquela entre dos dedos de su mano para que no se enrede nuevamente y en seguida desenrede la otra pata.
- c) Al quedar libres las patas, jale ligeramente al ave y su cuerpo quedará libre hasta la cabeza o las plumas de las alas.
- d) Desenrede con cuidado las plumas de las alas y luego la cabeza. Al hacer esto, el ave moverá la cabeza y tratará de picarlo. Coloque el cuello del ave entre los dedos de la mano mientras le desenreda la cabeza, evitando así que sus movimientos la enreden más.
- e) Hecho esto, el ave quedará totalmente liberada y lista para depositarla dentro de una bolsa de manta con jareta y transportarla hasta el campamento o lugar de estudio; una vez en este lugar, hay que colocarla dentro de una jaula para evitar que se sofoque.

Las bolsas de tela para transportar las aves en el campo, pueden medir unos 40 cm por lado. La boca o el lado abierto de la bolsa debe estar provisto de una jareta de cordón para cerrarla.

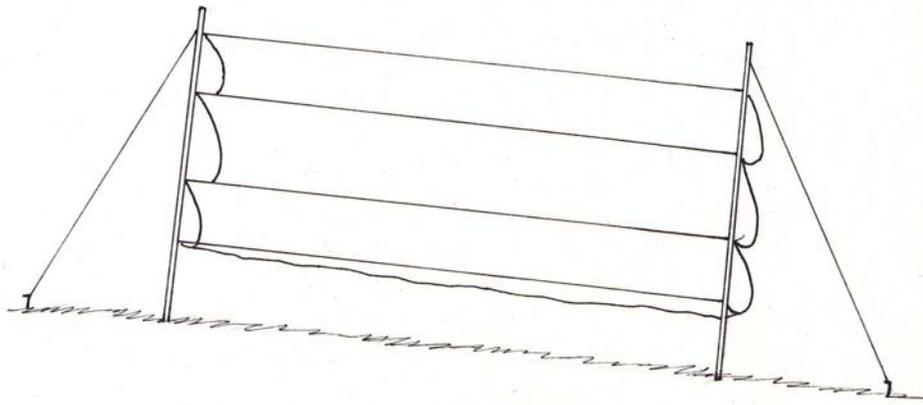


Figura 11. Red ornitológica

Cajas cebadas (Schemnitz 1980).

Este tipo de trampas es útil para la captura de aves gregarias comedoras de semillas que se encuentran en el suelo. La forma más simple consiste en una jaula de malla con forma de caja, soportada en uno de sus extremos por una vara o estaca y con semillas debajo de la caja. Cuando las aves acuden a comer, el investigador, escondido, tira de un cordel atado a la vara y las aves quedan atrapadas en la caja (figura 12).

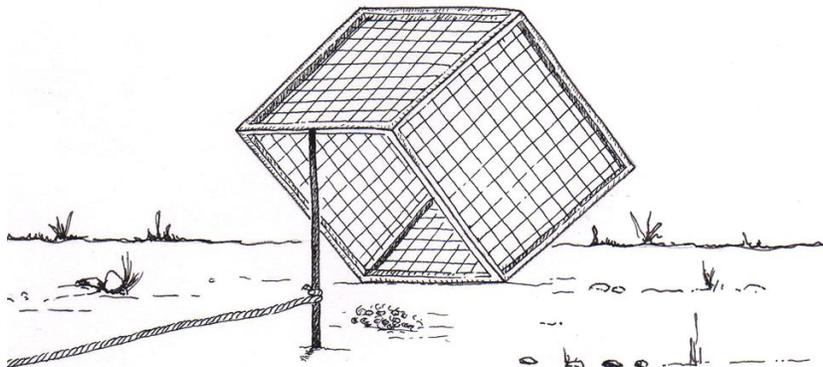


Figura 12. Trampa de caja cebada

Trampa-embudo (Schemnitz 1980)

Es más útil para aves de hábitos acuáticos. La parte de mayor diámetro se ubica a ras de la pared de la trampa con el vértice del cono proyectándose hacia adentro, donde se encuentra una pequeña abertura. Las aves que ingresan a través del embudo recorren el perímetro interno de la trampa sin advertir el orificio menor a través del cual ingresaron. Pueden dejarse alambres sueltos en la boca del vértice del cono para impedir que el ave escape. Cuando las trampas se arman en cuerpos de agua de nivel fluctuante deben ubicarse de tal forma que las aves atrapadas tengan un lugar seguro donde acomodarse sin peligro de ahogarse. Si bien la trampa puede ser construida de malla maleable de alambre muy fino o cubierta con redes de hilo de pesca, los embudos deben construirse siempre de alambres resistentes para que mantengan su forma (figura 13).

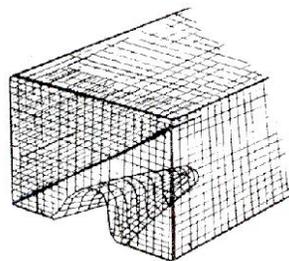


Figura 13. Trampa embudo (modificado de Schemnitz 1980)

Trampa de techo falso (tip-top) (Schemnitz 1980).

Es una trampa con una puerta en la cara superior. La trampa se instala enterrándola hasta que la cara superior esté al nivel del piso. Esta cara superior se encuentra balanceada y cerrada por un resorte muy débil, y se abre cuando el ave

pasa sobre ella, por efecto de su mismo peso. Cuando el ave cae dentro de la trampa la entrada se cierra por acción del resorte (figura 14).

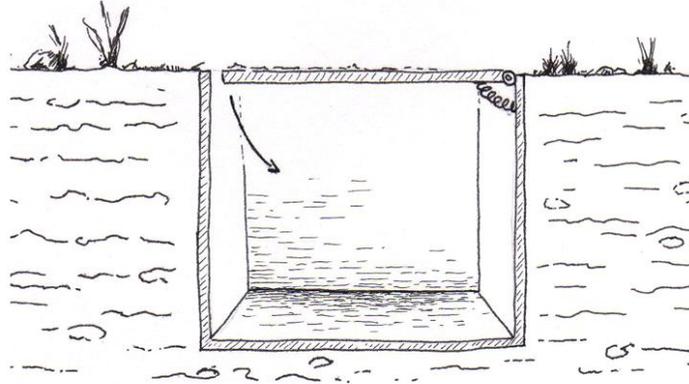


Figura 14. Trampa de techo falso

Trampa de puerta corrediza (Schemnitz 1980).

Estas trampas son las más frecuentemente usadas para aves canoras. La puerta se sostiene con un aparato muy sensible que es accionado por el peso que el ave ejerce sobre una barra o pequeña bandeja del comedero. Este tipo de puerta se usa en las trampas para captura de un ejemplar a la vez.

Trampas de red cebadas (Schemnitz 1980).

En los casos de aves cautelosas, las cuales no entran fácilmente en las trampas, puede ser usada una trampa-red cebada. La trampa se construye con una red fijada a un marco tubular de metal que puede colocarse entre el follaje, suspendida y escondida, sobre el lugar en el que se ha colocado el cebo. La red se deja caer manualmente cuando las aves están debajo de ella (figura 15).

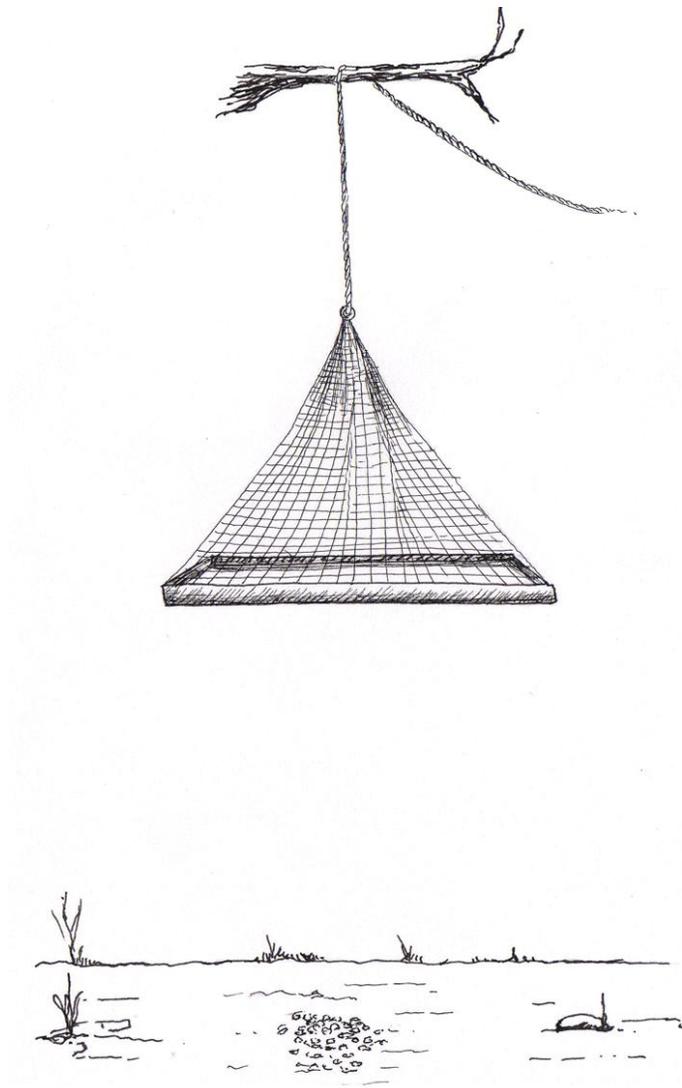


Figura 15. Trampa de red cebada

Trampas cañón (Schemnitz 1980).

La trampa-cañón o trampa-cohete es usada muy ampliamente para la captura de anseriformes y gallináceas. Consiste en una gran red liviana impulsada por proyectiles que se extiende sobre las aves que se encuentran alimentándose de forma gregaria.

Las redes varían en tamaño de acuerdo a cada situación, desde 9.1 m X 18.2 m hasta 14.9 m X 12.2 m. Las redes de algodón o nylon con una luz de malla de 3.2 cm a 4.4 cm de tamaño pueden usarse para capturar gansos. Las redes de algodón (hilo torcido no. 12) deben ser tratadas para impedir los daños causados por la humedad y los roedores, puede usarse una mezcla de chapopote y gasolina para este propósito. El extremo que va a tierra de la red debe sujetarse con bandas de goma gruesa, que pueden ser recortes de cámaras de neumáticos, colocadas a distancias de 4.6 m entre sí y estacadas firmemente. Dado que también debe estaquearse el lado libre de la red una vez disparada, deben colocarse en ese extremo estacas y bandas de goma como las descritas. Un proyectil cada 15.2 m es el promedio comúnmente usado para dispararla. Los cañones se disponen con un ángulo de aproximadamente 20 grados sobre la horizontal y los de las esquinas también se disponen hacia fuera a unos 45 grados sobre el borde de la red, colocándolos a unos cinco o seis metros de su extremo. Este tipo de red ha sido probado con diferentes tipos de cañones. El propulsor usualmente es pólvora negra tipo FFG o FFFG cargada en cápsulas de calibre 12.

Trampas de arreo y conducción (Schemnitz 1980).

También conocidas como trampas de deriva, son similares a las líneas de desvío usadas para capturar reptiles (figura 6). Consisten en corredores de dirección contruidos con malla de alambre, de la usada para encerrar pollos, que conducen a las aves directamente a embudos-trampa. Estos corredores o guías de malla de alambre cruzan las áreas utilizadas por los animales en busca de alimentos de

manera que las aves caminadoras los encuentran y son dirigidas hacia los embudos.

Red de caída (Schemnitz 1980)

Las aves que nidifican sobre el suelo, como ocurre con la mayoría de las anseriformes, pueden ser capturadas en sus nidos con una red manual del tipo de caída. Esta red consiste en un marco semicircular con bisagras en los extremos, que cae repentinamente sobre el ave que se encuentra anidando y es disparada por acción de una cuerda (figura 15).

Métodos misceláneos (Schemnitz 1980)

En las especies que anidan sobre el suelo, los polluelos pueden ser capturados fácilmente a mano, sí el nido se rodea con una malla baja, antes de la eclosión de los huevos (figura 16).

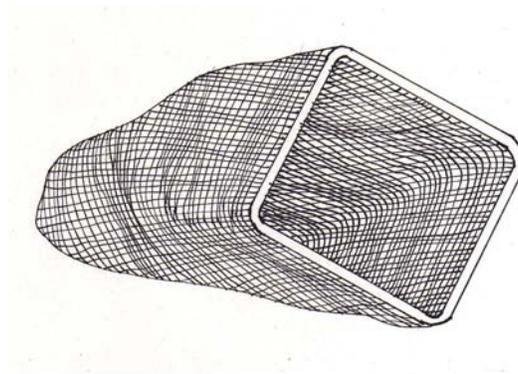


Figura 16. Red manual

Las aves de rapiña pueden ser capturadas utilizando palos altos que sirvan como posaderos, colocando en la punta trampas de resorte o cepos a los que se les ha

cubierto los filos de acero con tela, para no lesionar las patas de las aves. La trampa puede deslizarse a lo largo del palo una vez capturada el ave.

2.4 MAMÍFEROS

2.4.1 EVIDENCIAS INDIRECTAS DE LA PRESENCIA DE LOS MAMÍFEROS.

Dado que la mayoría de los mamíferos son de hábitos nocturnos, rara vez se observan durante el día, por lo que la ubicación de sus huellas y señales pueden ayudar a su captura.

Madrigueras y refugios (Schemnitz 1980).

La localización del refugio puede utilizarse para confirmar la presencia de un animal; la forma y tamaño de la entrada puede indicar la especie potencial que habita la madriguera, y el diámetro de los túneles da idea del tamaño del animal que la ocupa.

Dependiendo de la especie, la entrada de la madriguera puede o no estar abierta; frecuentemente las galerías están formadas por una red de túneles, con cámaras de anidación y almacenamiento de alimento, de manera que una madriguera puede tener varias entradas y una gran extensión.

Los refugios se utilizan para descansar y criar; en general se hacen en pequeñas depresiones del suelo, entre o sobre la vegetación, en grietas de rocas, en oquedades de troncos o en las cavidades de las raíces de los árboles. Se elaboran con fibras y material vegetal seco, que sirve de amortiguador y aislante.

Residuos de comida (Schemnitz 1980)

Los mamíferos dejan evidencias de su presencia y hábitos alimentarios de diferente manera; al ramonear sobre las ramas y retoños de las plantas, consumen y tiran parte de la corteza de los árboles; también roen las cáscaras de bellotas, conos de pinos y de otros frutos y semillas. Algunos murciélagos o roedores insectívoros consumen la parte blanda del cuerpo de los insectos y otros invertebrados y dejan las partes duras (alas y patas) sobre el sustrato. Los roedores semilleros almacenan alimento en el interior o alrededor de sus refugios.

Veredas para los mamíferos de gran tamaño. Se necesita hacer observaciones cuidadosas porque numerosas especies de roedores e insectívoros hacen caminos que pueden estar descubiertos (como los del género *Spermophilus*); parcialmente descubiertos (género *Sigmodon*) o totalmente cubiertos por vegetación (género *Microtus*); mientras que otras (algunas especies de los géneros *Peromyscus* y *Reithrodontomys*) aprovechan los caminos hechos por diferentes especies para realizar sus recorridos.

Huellas (Schemnitz 1980)

Son impresiones de las patas o la cola de los individuos que se marcan sobre el sustrato. Se encuentran principalmente en suelos lodosos o arcillosos y sobre la nieve; es difícil observarlas en sustrato rocoso o cubierto por hojarasca, debido a que no quedan impresas. Si bien son poco útiles para roedores o insectívoros, sí pueden emplearse para reconocer la presencia algunos marsupiales, carnívoros

pequeños, edentados y lagomorfos. Los lugares más apropiados para buscarlas son las veredas, caminos, charcos, orillas de ríos de arroyos y lagos.

Excretas (Schemnitz 1980)

La forma y tamaño varía entre las especies. En algunos casos puede distinguirse hasta el nivel de género al que pertenecen y son indicadores del comportamiento de los especímenes. Con el microscopio se pueden determinar las partículas alimentarias y la proporción de materia animal y vegetal que integran la excreta.

2.4.2 CAPTURA DIRECTA

Los métodos de captura para mamíferos pueden dividirse en aquellos que son útiles para animales pequeños (roedores y musarañas), medianos (marsupiales, prociónidos y mustélidos), de gran tamaño (cérvidos, úrsidos y félidos) y para mamíferos voladores.

a) Métodos de captura para mamíferos de pequeño y mediano tamaño

Trampas de golpeo o ratoneras (Romero *et al.* 2000).

Son efectivas y económicas aunque tienen la desventaja de que fracturan los cráneos de los especímenes, y si se colocan durante el día las hormigas y otros invertebrados pequeños pueden comerse el cebo, o dañar a los organismos capturados. Es conveniente colocar las trampas al atardecer y revisarlas por la

noche, porque así se disminuye la acción de los depredadores sobre los animales capturados y se aumenta el éxito de captura (figura 17).

Aunque hay diferentes tipos de trampas de golpe, en la mayoría de ellas se coloca una cantidad pequeña de cebo en la lámina y se ajusta el mecanismo para dispararla con un ligero movimiento. Se recomienda, si el tiempo lo permite, amarrar las trampas con un cordel a un árbol cercano o a una estaca para que no se pierdan, porque en el caso de atrapar un roedor grande o de capturarlo sólo por la cola o alguna extremidad, éste puede arrastrarla.

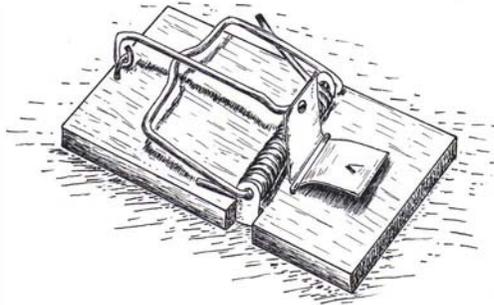


Figura 17. Ratonera

Las trampas de marca Víctor se utilizan para capturar roedores de tamaño grande como ratas domésticas (*Rattus*); ratas de campo (*Neotoma*); ardillas (*Tamias*, *Eutamias*, *Spermophilus*) y otros mamíferos de tamaño similar. Requieren de cebo para atraer a los animales. En las de marca Museum Special, el resorte tiene menor fuerza que el de las trampas Víctor y por lo tanto, los daños que provocan al espécimen se reducen. También requieren de cebo.

Cepos (Romero *et al.* 2000)

Estas trampas son de metal; pueden o no requerir de cebo; al activarse presionan alguna de las extremidades de los especímenes, por lo que los animales capturados se lastiman mucho, y si se quedan por un tiempo prolongado en la trampa deben sacrificarse. También pueden colocarse dentro del agua para capturar mamíferos semiacuáticos o dentro de los túneles para capturar roedores hipogeos como los geómidos (figura 18). Deben utilizarse aquellos que tengan algún tipo de forro suave en las asas a fin de evitar lastimar al animal.

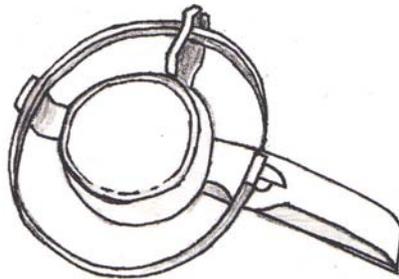


Figura 18. Cepo

Trampas Sherman (Romero et al. 2000)

Tienen forma rectangular; son plegadizas y están hechas de aluminio o lámina galvanizada. En el centro de la base del piso tienen una lámina que al pisarla el organismo acciona un sistema de resorte que cierra la puerta de entrada de la trampa, de manera que el animal queda atrapado sin sufrir daños (ocasionalmente parte de la cola queda presionada con la puerta de la trampa y puede causarle daño al animal). Estas trampas se venden en diferentes tamaños y modalidades; con ellas pueden capturarse musarañas, roedores y algunos carnívoros pequeños. Requieren de cebo para atraer a los animales (figura 19).

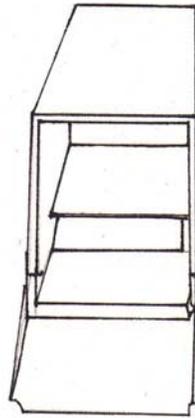


Figura 19. Trampa Sherman

Existe una variedad de trampa Sherman que incluye una especie de nido para que el animal pueda resguardarse de climas fríos y lluviosos.

Trampas Volke (Romero et al. 2000)

Son útiles en la captura de geómidos (tuzas). Para su colocación se busca primero un montículo reciente que indique la presencia de las tuzas (se reconoce porque la tierra está recién removida, no está compacta y su color generalmente es más oscuro); se busca la salida del túnel, se quita el montículo, después se escarba hasta encontrar una bifurcación del mismo, y en el interior de cada túnel se coloca una trampa. Ambas trampas se amarran entre sí y a una estaca, para evitar que la tuzas se las lleve al tratar de escapar. El hoyo se tapa con vegetación y un poco de tierra, para que no entre luz o corrientes de aire demasiado fuertes; la revisión de las trampas debe ser constante, pero la actividad ocurre generalmente por la

mañana y tarde. Cabe destacar que tanto estas trampas como los cepos, deben manipularse con mucho cuidado para evitar accidentes.

Trampas Tomahawk (Romero *et al.* 2000).

Son rectangulares, de reja de alambre galvanizado muy resistente y pueden ser plegadizas, son de varios tamaños; su mecanismo de acción es muy similar al de las trampas Sherman y se utilizan generalmente para capturar herbívoros, granívoros, carnívoros de mediano y gran tamaño como zorrillos, tejones y mapaches; también sirven para tlacuaches (figura 20).

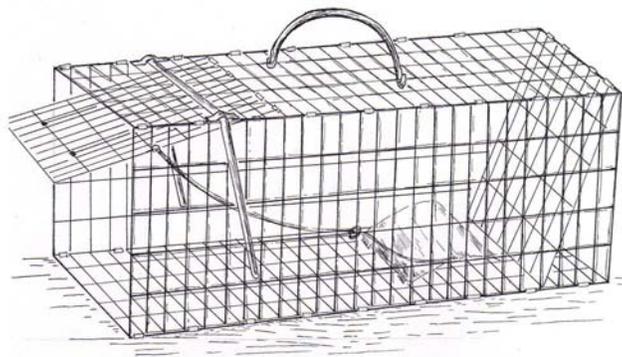


Figura 20. Trampa Tomahawk

Tipos de cebo (Romero *et al.* 2000).

Los cebos deben ser lo más atractivo posible para los animales, por lo que deben contar con ingredientes olorosos y llamativos. Para la captura de roedores el más utilizado es la avena; frecuentemente se prepara una mezcla con plátano, crema de cacahuete, extracto de vainilla y semillas de girasol, trigo o maíz molido. Para insectívoros y tlacuaches se recomienda avena mezclada con pescado (sardina o atún) o tocino.

Hora de colocación y revisión de las trampas (Romero et al. 2000).

Para mamíferos de hábitos crepusculares o nocturnos, las trampas se colocan durante la tarde; su revisión dependerá de los objetivos del proyecto, pero es conveniente en todo caso recebarlas diariamente si se dejaran varios días. Asimismo, es adecuado recoger los especímenes capturados por la mañana, para evitar que sean atacados por insectos o por factores climáticos el calor, lluvia, frío e incluso depredadores. Por lo anterior se recomienda revisar por lo menos una vez durante la noche. Para capturar mamíferos de hábitos diurnos, las trampas se colocan por la mañana y se revisan varias veces durante el día. Si el proyecto requiere de trampear varios días consecutivos y el objetivo no es capturar mamíferos nocturnos, las trampas deberán levantarse o cerrarse por la tarde y volver a activarlas y recebarlas por la mañana.

b) Métodos de captura de murciélagos (Kuntz 1995)

Captura manual

Muchos murciélagos en reposo pueden ser capturados sin la ayuda de equipos especiales. Por ejemplo, los murciélagos que acostumbran reposar en las superficies interiores de hojas pueden ser capturados agarrando la orilla abierta de una hoja con un murciélago y rápidamente doblarla hacia abajo hasta la altura del ojo. Apretando y empujando a los murciélagos que ocupan esas hojas, los individuos poco a poco se moverán a la orilla abierta donde pueden ser capturados manualmente. Los murciélagos que se encuentran hibernando pueden

ser tomados directamente de sus refugios usando solamente el método de captura manual. Sin embargo, algunas veces resultará necesario usar pinzas largas cubiertas de tela para quitar los murciélagos de grietas y cavidades. En otras situaciones, una sonda flexible de alambre sin punta puede ser de mucha ayuda para enganchar y jalar al murciélago de las grietas. Cuando se extraigan murciélagos de grietas y cavidades con estas técnicas, se deben extremar precauciones para evitar lastimar los delicados huesos y las membranas de las alas de estos organismos.

Cuando los murciélagos vayan a ser capturados en pequeños refugios cerrados (cuevas pequeñas, edificios, cuevas ramificadas), se sugiere que las rutas de salida se cubran con redes para prevenir que los murciélagos escapen.

Redes de aro

Las redes manuales con mangos ajustables son particularmente valiosas para capturar murciélagos en cuevas, minas, edificios, árboles, cuevas y el propio follaje. Las redes comerciales para insectos pueden ser utilizadas, pero la bolsa debe ser lo suficientemente profunda para que el murciélago no se escape. Asimismo, redes de aro simples pueden ser fabricadas con alambre de uso pesado, mosquitero y casi cualquier tipo de mango. Las extensiones del mango para las redes de aro se pueden hacer asegurándolo con cinta a una vara de bambú o a otra estructura con características similares (figura 2).

La rapidez y la exactitud son extremadamente importantes en el manejo de redes manuales. Al aproximarse a los refugios expuestos, se debe minimizar el ruido y el movimiento de la vegetación adyacente.

Aunque las redes manuales son comúnmente usadas para capturar murciélagos en reposo, también pueden ser usadas para capturar murciélagos en pleno vuelo, cuando salen de pequeñas aberturas en edificios y cuevas. Cuando se utilizan redes de aro para capturar murciélagos en pleno vuelo, se debe tener en consideración no agitar con mucha fuerza las redes, pues puede dañar las alas o causar heridas más serias a los organismos.

Trampas de cubeta

En algunas situaciones podría ser más práctico y conveniente utilizar trampas de cubeta para capturar murciélagos. La técnica consiste en colocar una trampa de cubeta arriba de las cavidades que se forman en los techos de las cuevas pequeñas. Los murciélagos dentro son desalojados insertando una pequeña espátula de alambre entre el borde superior de la cubeta y el techo de la cueva. Este método funciona mejor cuando una persona sostiene la cubeta y otra manipula la espátula, quien tiene la opción de observar a los murciélagos que pudiesen escapar. Se deben tomar precauciones con esta técnica para asegurar que los individuos sean desalojados de sus refugios antes de remover la cubeta.

Bolsas y trampas de embudo

Las bolsas y trampas de embudo se han utilizado de manera exitosa para capturar murciélagos mientras salen de pequeños agujeros y grietas en edificios y árboles. Las bolsas y trampas de embudo son hechas con tela y un marco de alambre. El polietileno es óptimo para la fabricación de estas bolsas ya que los murciélagos se deslizan mejor en superficies suaves que en telas rugosas. Para fijar la tela al

marco se utiliza cinta adhesiva a prueba de agua. Como se ve son materiales de bajo costo y fácil adquisición.

Redes

Las redes ornitológicas de nylon son las herramientas más comúnmente usados para capturar murciélagos en pleno vuelo. Algunas de las ventajas del uso de redes de niebla para capturar murciélagos son su ligereza y facilidad de transportación en el campo. (figura 11).

Generalmente los dos tipos de redes (nylon tejido y nylon de terileno) están disponibles de manera comercial. Las redes de terileno son más suaves, más fuertes y más duraderas que las de nylon tejido, y son altamente efectivas para capturar murciélagos debido a que lo delgado del hilo impide que sean detectadas por ellos. Sin embargo, por su suavidad y finísima fibra, es difícil remover los murciélagos de estas redes.

Para conocer las técnicas de colocación de la red remitirse a la sección 2.3.2

Remoción de murciélagos de redes

Cuando un murciélago vuela hacia una red, usualmente cae en una bolsa formada por los tensores de la red. Para remover al murciélago primero debe determinarse de qué lado de la red entró. El procedimiento se inicia jalando un ala delicadamente para mantener la red tensa, y la misma tensión de la red libera la cabeza, pies y finalmente el ala restante. Algunas veces es de gran ayuda que el murciélago capturado (especialmente una especie grande) trabe sus dientes en una bolsa de tela o un guante, esto para prevenir que muerda la propia red o la

mano. Si un murciélago se enreda demasiado en una red, podría llegar a ser necesario cortar algunos hilos para liberarlo, sin embargo esto debería ser utilizado solamente como un último recurso.

La principal desventaja de usar redes es que requieren de constante atención. Si las redes se dejan de revisar por largos períodos, los murciélagos capturados pueden enredarse demasiado, lo que dificultaría su remoción, además de que es posible que causen daños a la red. Además los murciélagos se pueden estrangular, herirse o morir de estrés si no son removidos de inmediato. Las redes que se colocan atravesando caminos, sin ningún señalamiento, corren el riesgo de atrapar ganado o personas y dañarse debido a este descuido. La depredación de murciélagos capturados es muy común, por lo cual se debe garantizar la vigilancia constante.

Dispositivos de transporte

Los métodos de transporte son utilizados para mantener temporalmente a los murciélagos capturados mientras éstos esperan ser procesados en el campo y/o transportados al laboratorio. El tipo de transporte que se usa dependerá del tiempo de espera, número de organismos, tipo de especies y condiciones ambientales. Los murciélagos capturados no deben ser guardados todos en un mismo contenedor, tenerlos en ambientes potencialmente estresantes, o más tiempo del necesario en el encierro. Cuando los murciélagos sean transportados en automóvil u otro tipo de transporte, deben ser protegidos de las temperaturas extremas.

La malla de nylon o bolsas de manta (algodón) son buenos materiales de transporte temporales para algunas especies. Se pueden confeccionar bolsas del tamaño deseado.

Los contenedores de basura de plástico han sido modificados para usarlos como objetos de transporte. En botes de basura de 20 galones se hacen agujeros de ventilación a los lados. El interior de estos contenedores se forra con tela de uso rudo insertada para evitar que el organismo se dañe.

c) Métodos de captura para mamíferos de gran tamaño

Cepos de acero y resorte (Schemnitz 1980)

Los cepos de acero dentados, con los arcos recubiertos de neopreno a fin de evitar heridas en el animal, han sido exitosos en la captura de carnívoros como félidos, cánidos, úrsidos y otros mamíferos, ya que el recubrimiento de neopreno proporciona suficiente protección para los animales, para llevar a cabo programas de marcación y fijación de instrumentos emisores de señales de radio (figura 18).

Trampas caja (Schemnitz 1980)

La trampa-caja marca *Stephenson* es una de las más usadas en la captura de ciervos. Se construye de madera o de metal y mide alrededor de 1.2 m x 1.2 m x 3.7 m con puertas de guillotina a ambos extremos. Las puertas de la trampa se controlan por medio de cuerdas o de cables.

Para capturar osos se han usado grandes trampas en forma de caja de acero corrugado. Las trampas usadas para la captura de osos vivos se pueden construir

de planchas de metal corrugado, calibre 14, en secciones de 1.8 m a 2.4 m de longitud y de 1.2 m de ancho con una puerta guillotina en uno de los extremos. El peso de estas cajas-trampa restringe su uso, limitándolo a lugares a lo largo de los caminos.

Captura y manejo de félidos (Crawshaw 1993)

Debido a los accidentes que puede provocar el manejo de felinos capturados en trampas, todas las especies de este grupo de mamíferos deben ser manejadas bajo una sujeción química con tranquilizantes, anestésicos y/o sedantes. La decisión de utilizar la sujeción química con un ejemplar no debe tomarse a la ligera. Hay que tomar en cuenta que los individuos reaccionan de distinta manera ante las diferentes drogas, así como a sus concentraciones, esto depende de las circunstancias particulares de captura, edad y estado de salud de los animales, el entorno, estrés, entre otras. Una vez que el investigador aplica la dosis del anestésico tranquilizante a un animal es responsable de la vida y salud de éste, hasta que sea capaz de reponerse completamente y ser capaz de defenderse de cualquier ataque. Se debe tomar en cuenta que, dependiendo de la droga y la dosis usada, podrá requerirse de un período de varias horas para la completa recuperación del animal. Es recomendable que todo el proceso de sujeción química se encuentre supervisado por un médico veterinario experto en la técnica, a fin de llevarla al cabo de manera óptima y también para contrarrestar cualquier eventualidad que pudiera surgir.

El método más adecuado es el uso de trampas que pueden ser de caja (hechas de madera o malla de alambre) o cepos para patas (preferentemente forrados de

neopreno para evitar herir al animal). El uso de este tipo de trampas requiere que sean revisadas por lo menos dos veces al día, a primera hora de la mañana y al atardecer, pues el daño potencial está directamente relacionado con el tiempo en que el animal esté atrapado (porque la presión de las garras metálicas de la trampa impide la circulación de la sangre). Los ceptos pueden usarse en escenarios ocultos, sin cebo en un tramo usado por los animales, o en escenarios cebados que pueden tomar como ventaja atractores visuales (cebo vivo), olfatorios (orina) o auditivos.

Las trampas hechas de madera pesada son más baratas y fáciles de construir que aquellas hechas de malla de alambre, e incluso pueden funcionar mejor, aunque es más difícil su transportación. Independientemente del material usado, las trampas deben ser construidas de manera que el animal no pueda insertar sus dientes entre las barras o tablas (un espacio de dos a tres cm entre cada una). Esta precaución hará que la trampa sea más resistente y prevendrá que el animal se rompa los caninos de los cuales depende para capturar eficientemente a su presa.

Hay que considerar las medidas de las trampas requeridas para las diferentes especies de félidos. Trampas con 70 x 70 x 130 cm y 80 x 80 x 220 cm (ancho, altura, largo, incluyendo el espacio para el cebo) han funcionado adecuadamente para atrapar especies neotropicales, las primeras para ocelotes y otros felinos pequeños, y las segundas para jaguares. Una manera adicional para reducir el riesgo de herir al animal atrapado es permitirle el acceso al cebo, incluso cuando éste se encuentre vivo. De esta manera el animal tiende a alimentarse y reduce el estrés dentro de la trampa. Cuando se encuentra un animal en la trampa es de

mucha ayuda que el primer acercamiento se haga detrás de un lienzo de tela pesada, que se deberá usar para tapar la trampa hasta que el animal sea sedado. Los métodos para suministrar la droga pueden variar de acuerdo a la especie, técnica de captura y equipo disponible. Por la agilidad característica de los félidos, los animales atrapados son sedados más fácilmente, usando un dardo disparado por una pistola de CO₂ con presión ajustable. En algunas situaciones puede ser utilizada una vara punzante con una jeringa, aunque la pérdida de droga, ruptura o encorvadura de la aguja o el riesgo de herir al animal es mayor. Una recomendación de seguridad: no deben usarse dardos que midan más de una pulgada, para evitar golpear los huesos.

Una de las drogas más comúnmente usadas es el clorhidrato de ketamina, fármaco disociativo del sistema nervioso. Se dice que es un disociador debido a que bloquea ciertas rutas nerviosas, reduciendo la excitación de las neuronas y logrando una “separación” de la mente del cuerpo, sin deprimir las funciones respiratorias y circulatorias, por lo que la vida del animal corre menos riesgos. El clorhidrato de ketamina es bien tolerado y ofrece un amplio margen de seguridad debido a que su tiempo de recuperación es menor. Puede conseguirse con los nombres comerciales de Vetalar o Ketalar. La desventaja está en su baja concentración. Comercialmente se venden preparados con concentraciones de 10 a 100 mg/ml, por lo que, comprando la droga en polvo, se puede mezclar hasta concentraciones de 200 a 250 mg/ml; necesitándose entre 10 a 12 mg/kg por peso vivo, para lograr su efecto tranquilizante en un felino grande, usando dardos de 5 a 10 ml de capacidad. Esto implica que los disparos accionados por rifle o pistola para disparar dardos tranquilizantes, deben ser efectuados a distancias cortas.

El sistema más utilizado de captura de jaguar es la persecución con perros, especialmente en el caso de hembras y machos jóvenes, los cuales se trepan a los árboles con más facilidad. Una vez que el felino está encaramado, se mantiene relativamente quieto y el dardo puede administrarse con seguridad.

Otro sistema utilizado en la captura del jaguar, es el de las trampas o jaulas hechas con barrotes, cebadas con presas vivas tales como cerdos, ovejas, chivos, perros o aves domésticas, colocadas en un compartimiento de la misma jaula. Los barrotes deberían estar separados por espacios no mayores de 5 cm, o revestida interiormente en madera, para que el felino no se lastime los colmillos contra los barrotes y después quede inutilizado para ejercer una cacería normal o se muera por la infección que le provoque la pérdida del diente.

Telemetría (Crawshaw 1993)

Desafortunadamente para los investigadores, todos los félidos neotropicales tienen hábitos ocultos en su hábitat, haciendo muy complicada su observación directa. Si se requieren datos más detallados como área de territorio que ocupan o patrones de distribución individual puede utilizarse la telemetría, donde los animales deben ser capturados y equipados con radiotransmisores y subsecuentemente seguidos a distancia (Crawshaw 1979). Cada radiocollar transmite en una frecuencia específica (usualmente alrededor de 150 MHz para mamíferos terrestres), que es recibida por un radio receptor conectado a una antena direccional. La duración de las baterías en los transmisores dependerá del tamaño del animal (el peso máximo del transmisor no debe exceder del 6% del

peso del animal), usualmente el rango se encuentra entre seis y 24 meses para las diferentes especies de félidos.

Captura y manejo de monos (Glander et al. 1991).

Cuando se manejen primates, siempre debe utilizarse equipo adecuado como ropa protectora, guantes, overoles, lentes o máscaras protectoras, y estar vacunado contra hepatitis B. Se recomienda el uso de guantes quirúrgicos como una barrera para evitar infecciones. Los guantes más pesados, como aquellos hechos de carnaza, no son recomendables debido a la pérdida de destreza y sensibilidad, la cual incrementa el riesgo de lastimar a los animales.

La inteligencia, velocidad y destreza de los primates puede provocar que sea muy difícil su captura y una vez que ha experimentado el procedimiento, puede volverse una tarea muy difícil. Los primates son organismos capaces de frustrar la captura con redes ya sea porque las sostienen, las empujan, las apartan o bien las tiran fuera de su camino. Estos factores suelen producir que la inmovilización del individuo se realice la mayor parte del tiempo a través de inyecciones a distancia utilizando dardos.

Para la captura de monos aulladores se puede utilizar un sistema *Pneu-dart*, en el cual se emplean dardos lisos sin una disposición en espinas o púas, disparados por un rifle de dióxido de carbono modelo 176 de mira abierta. Este rifle pesa alrededor de 2.3 kg, tiene un alcance de 1 a 25 metros y posee una válvula de control de disparo que ajusta la velocidad del dardo. Dicha arma es altamente recomendada para disparos de corto y mediano alcance, llegando a disparar a una distancia de 2 pies sin causar daño al animal. Por su parte, los dardos son del tipo

P de 1 ml con una aguja lisa sin espinas o púas de 2 x 30 mm y no pueden ser reutilizados. Estos dardos son muy apropiados para utilizarlos en animales de pequeño y gran tamaño, ya que poseen una pequeña carga explosiva que se detona con el impacto para inyectar la droga; una vez que han hecho contacto con el animal, los dardos caen al suelo inmediatamente.

La droga comúnmente utilizada para monos aulladores y monos araña es también el Clorhidrato de Ketamina, aunque puede utilizarse en combinación con clorhidrato de xilacina, cuyo nombre comercial es Rompun, o en su defecto Hidrocloruro de Tiletamina, de nombre comercial Telazol, en combinación con Hidrocloruro de Zolazepan. La mayoría de los animales silvestres requieren solamente entre 10-20 mg/kg de Ketalar para inmovilizarlos y facilitar la captura. Pero para poder calcular correctamente las dosis de la droga requerida para inmovilizar a un individuo en particular, se debe estimar el peso del individuo en kilogramos y saber la concentración de la droga utilizada, la cual viene establecida en la etiqueta o en el envase del anestésico. Así, la dosis de la droga se calcula de la siguiente manera:

$$\frac{\text{Peso del individuo (kg)} \times \text{Dosis recomendada (mg/kg)}}{\text{Concentración de la droga (mg/ml)}} = \text{Volumen de la droga en ml o cc}$$

El Ketalar debe ser almacenado en un lugar seco y fresco por debajo de los 25° C, protegiéndolo de la luz. Las soluciones hechas con esta droga son mucho muy estables y retienen su potencia por periodos más allá de un año, en caso de ser necesario su almacenamiento.

Para llenar un dardo, se inserta una aguja hipodérmica en el agua del dardo y lentamente se inyecta la droga conforme se sostiene el dardo en una posición vertical para prevenir un derrame. Una vez lleno el dardo, éste debe mantenerse en una posición vertical y antes de ponerlo en el arma, se debe remover el alambre envuelto alrededor de la base del dardo. El alambre, es una medida de seguridad para prevenir una detonación accidental durante el tránsito. El sitio en el que se debe inyectar la droga a través del rifle, es en el cuarto trasero del animal. El golpe debe ser perpendicular a la superficie del blanco, para asegurar la inyección completa de la droga. Como los sitios blanco incómodos son el pecho, el tórax, la región lumbar, el abdomen, los hombros, el cuello y la cara, no se debe intentar ningún tiro a menos que el animal se encuentre viendo en dirección opuesta al tirador. Cuando el animal anestesiado cae, se le atrapa en una red de nylon sostenida por dos o tres personas (dependiendo del peso del animal), pero cuando éste no cae al suelo, sino que queda en la rama en la cual se detuvo a descansar, la rama se mueve o en su defecto se corta.

Captura de cérvidos.

Corrales trampa (Schemnitz 1980).

Para la captura de animales de caza mayor como ciervos y óvidos se han usado corrales-trampa. Los animales son conducidos hacia el corral mediante el uso de diferentes señuelos y cebos. Por lo común, se usan plantas de ramoneo nativas, alfalfa henificada, manzanas, sal y agua. Generalmente los corrales-trampa son estructuras permanentes construidas con madera y alambre, pero también existen

los construidos con postes extraídos de árboles de los alrededores. Puede verse un esquema general de un corral trampa en la figura 21.

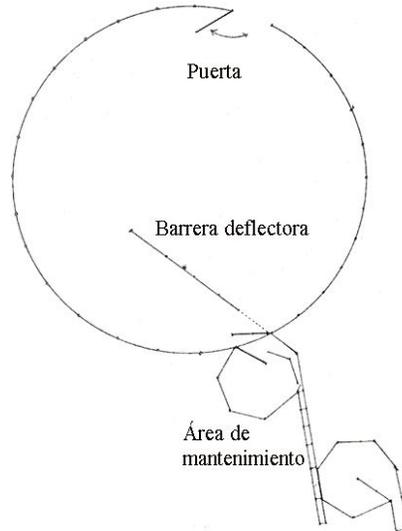


Figura 21. Corral para cérvidos (Modificado de Schemnitz 1980)

Redes trampa (Schemnitz 1980).

Con el fin de capturar ciervos vivos puede usarse una red-trampa transportable. Se construye el marco de la trampa con caños de plástico negro o tubos de aluminio, y se extiende la red sobre el marco. Una puerta guillotina, convenientemente instalada, se activa mediante un cordón y una trampa de resorte para ratas.

Con este tipo de trampa, puede capturarse rebaños de berrendos, conduciéndolos o desviándolos hacia redes-trampa en forma de embudo. Estas trampas poseen largos extremos alambrados, de trayectoria convergente o de embudo hacia la puerta de la trampa o corral de red.

Uso de armas de fuego (Romero 2000)

Las armas de fuego pueden emplearse para capturar mamíferos, pero las personas que usen este método deben tener experiencia en su uso y seguridad, además de cumplir con las regulaciones federales de su posesión, transporte y utilización. Los animales capturados con propósitos científicos deben sacrificarse con munición muy fina, para tratar de no dañar al espécimen, para lo que se utilizan pistolas calibre .12, .20, .22, .32 o escopetas calibre 410, y debe apuntársele al cuerpo, nunca a la cabeza.

2.6 Datos de colecta y preservación de ejemplares

Los datos más importantes, así como las medidas a tomar en los organismos recolectados, pueden verse en las hojas de datos merísticos, elaboradas por el Laboratorio de Vertebrados Terrestres de la Facultad de Ciencias de la UNAM, incluidas en el apéndice 1.

Preservación de ejemplares y taxidermia (Gaviño et al. 1972)

Las principales técnicas de preservación pueden verse en el cuadro 3.

Existen dos formas de conservación de ejemplares: húmeda y seca.

La húmeda se refiere a mantener el ejemplar dentro de un medio líquido, usualmente formado por formol o alcohol, a fin de evitar la descomposición del cuerpo. Se utiliza para partes blandas tales como órganos o músculo.

La conservación seca se refiere a desecar el cuerpo o piel del ejemplar a fin de evitar su descomposición y lograr almacenarlo en un menor espacio.

Cuadro 3. Técnicas de conservación de ejemplares

Material Biológico	Técnica
Anfibios y reptiles	
Enteros	Fijar en formol 8-10% con inyección, guardar en formol 5-10%, alcohol etílico 70% o 40-50% isopropílico
Pieles de anfibios (para preservar color).	Matar con cloroformo, desollar y sumergir la piel en agua, extender y secar sobre cartón rápidamente.
Pieles de ofidios	Arrolar pieles planas en formol al 10%
Mamíferos y Aves	
Enteros	Formol (10%) por inyección
Piel-cuero	(1) Limpiar totalmente y secar al aire; (2) Salar completamente (NaCl), (3) Usar alumbre en cueros que están "pelechando"
Piel-estudio	Bórax en polvo
Heces	Secar rápidamente, fumigar con disulfuro de carbono

El material necesario para taxidermia es:

1. Un bisturí de hoja intercambiable y un paquete de hojas del número 4, o un bisturí de hoja fija y su piedra de afilar o asentar.
2. Una navaja de rasurar.
3. Unas tijeras grandes
4. Unas tijeras medianas o chicas, de puntas agudas.
5. Unas pinzas medianas o largas.
6. Unas pinzas pequeñas de puntas lisas.

7. Un paquete de algodón absorbente.
8. Algodón de fibra larga para rellenar los especímenes
9. Provisión de alfileres con cabecita.
10. Harina de maíz de grano grueso (un bote).

El procedimiento para taxidermizar un organismo es algo que únicamente puede aprenderse mediante la práctica; a continuación se esquematizan los pasos a seguir en la taxidermia de un ave y un mamífero.

Aves (figura 22) (Gaviño et al. 1972).

1. Después de tomar las medidas del espécimen, extienda sobre la mesa de trabajo algunas hojas de papel periódico para evitar que se ensucie de sangre y grasa. Coloque a su alcance el equipo de disección y saque un puñado de harina de maíz. Sustituya por un algodón absorbente nuevo, el algodón que tiene en el pico.
2. Coloque el ave de espalda (con el vientre hacia arriba). En la línea media ventral existe un área desnuda donde no se insertan las plumas (apteria). Descúbrala colocando hacia los lados las plumas que la cubren.
3. Con un bisturí o con una navaja de rasurar corte la piel en línea recta desde el tercio inferior del esternón hasta cerca de la cloaca. Con las pinzas finas levante la piel desprendiéndola de los músculos y vaya a gregando harina en pequeñas cantidades para facilitar la preparación. Haga esto alrededor de la primera incisión.

4. En la parte inferior del abdomen, desprenda la piel por los lados hasta localizar los músculos de las piernas. Tome una pata por fuera; dóblela empujándola hacia dentro, de esta manera asomarán los músculos de la rodilla. Con las tijeras corte la pierna por la rodilla y empuje la pata hacia adentro. El hueso de la pata (tibia-tarso) asomará. Corte los músculos y deje limpio el hueso hasta los dedos.
5. Envuelva el hueso con un poco de algodón de fibra larga, imitando el ancho de la pierna, y jale la pata hacia fuera para que la pierna regrese a su posición. Proceda con la otra pierna en igual forma que en el inciso anterior.
6. Con la ayuda de la harina y las pinzas lisas siga desprendiendo la piel hasta que pueda pasar las pinzas por detrás de la región de la cloaca. Introduzca en este lugar las tijeras pequeñas, pasando una punta entre la piel y el cuerpo y corte el cuerpo bajo la cloaca, dejando sólo las últimas vértebras caudales donde se adhieren las plumas de la cola. Coloque un pedazo pequeño de algodón absorbente sobre el extremo del tubo digestivo que ha sido cortado y con mucho cuidado, proceda a desprender la piel adherida por detrás, en la rabadilla. Haga eso con los dedos y use abundante harina para facilitar el proceso y evitar que la grasa y sangre ensucien las plumas.
7. Desprenda así la piel por toda la rabadilla, la espalda y el pecho. Al llegar al cuello notará que en la región de los hombros la piel se adhiere a las alas. Corte con las tijeras los huesos de éstas. No las limpie por ahora y siga desprendiendo la piel que se adhiere alrededor del cuello.
8. Jalando la piel hacia el pico vaya descubriendo el cráneo poco a poco. A los lados del cráneo quedan adheridas dos franjas de piel en forma cónica.

Jalándolas en la región posterior, con los dedos pegados al cráneo se pueden desprender. Si esto se dificulta, corte con el bisturí pegándolo al hueso del cráneo. Al cortar, quedarán al descubierto dos pequeños orificios que son sus ojos.

9. Siga jalando la piel hacia el pico. Nuevamente la piel permanece adherida, pero ahora a los ojos. Usando la navaja o el bisturí corte la membrana que retiene la piel, manteniendo la navaja pegada al ojo. Una vez descubiertos los orificios de los ojos no siga desprendiendo la piel.
10. Cierre el cráneo transversalmente en su región occipital. El cuerpo quedará completamente desprendido de la piel. Extraiga los ojos de la cabeza con las pinzas pequeñas. Limpie el cráneo y desprenda la masa encefálica introduciendo las tijeras pegadas al pico, por debajo, hasta cortar los huesos nasales, cortando también por dentro de los lados del cráneo metiendo las tijeras junto a las mandíbulas. Después de estos tres cortes jale el contenido cerebral y deje limpio el cráneo con ayuda de las tijeras y el algodón absorbente.
11. Proceda a limpiar los huesos de las alas. Jale el hueso (húmero) y límpielo, cortando los músculos que lo rodean hasta el codo. Sienta con los dedos que las plumas secundarias del ala se adhieren a un hueso llamado ulna. Para desprender los cañines de la splumas, coloque la uña del pulgar sobre la ulna y comience a bajar la piel del ala a medida que separa con la uña tales cañones. Baje así la piel hasta los huesos carpales. Corte el hueso más débil (frecuentemente el radio) y despréndalo junto con los músculos de esta

región. Pueden dejarse ulna y radio, pero el desprendimiento de los músculos se dificulta. Una vez limpios, regrese los huesos a su lugar.

12. En la base de la cola y pegada a la piel se encuentra una glándula productora de grasa; localícela y córtela con cuidado. Esta glándula debe quitarse para evitar que la piel se descomponga y se manche.

13. Con el bisturí limpie la piel de músculos y grasa usando suficiente harina.

Tome las notas correspondientes a la muda. Jale los huesitos de las alas (húmeros) y amárrelos uno al otro a una distancia normal calculada por el ancho de la espalda. Regrese nuevamente los huesos a su lugar, jalando las alas y colocando las plumas en su sitio. Voltee la piel, comenzando por la cabeza. Trate de encontrar el pico con la mano opuesta y jálelo con cuidado.

Una vez regresada la piel a su posición original, proceda a llenarla de algodón y a coserla.

14. El cuerpo del espécimen debe conservar cierta rigidez, la que se logra colocando un palito longitudinal dentro del cuerpo. No debe ser tosco, sino proporcional al cuerpo del ave. Sáquele punta a uno de sus extremos y envuélvalo todo con una capa delgada de algodón. Introdúzcalo y clávelo por el lado puntiagudo entre los huesos nasales colocados sobre la maxila. Es suficiente con que la longitud del palito llegue hasta la rabadilla y deberá quedar sobre el hilo que une los huesos de las alas. En seguida forme dos bolitas de algodón imitando el tamaño original de los ojos que fueron desprendidos. Introduzca con las pinzas esas bolitas y colóquelas como ojos. Forme un cuerpo de algodón imitando el tamaño y ancho del cuello y del cuerpo. Con unas pinzas tome fuertemente el algodón por el extremo y

desplácelo a través del cuello (sobre el palito). Hasta que asome por el pico; ahí retenga la punta, saque las pinzas y proceda a acomodar el plumaje de la cabeza, del cuello y por último del cuerpo. Asegúrese de que las alas tomen una posición normal. Algunos investigadores prefieren formar todo el cuerpo alrededor del palito y luego meterlo y clavarlo. Para todas las maniobras señaladas ayúdese con pinzas de puntas lisas.

15. Con una aguja apropiada provista de su hilo, proceda a coser para cerrar su espécimen. Comience por uno de los extremos. Algunos investigadores prefieren comenzar por la parte superior de la incisión. Vaya acomodando el algodón. Meta la aguja desde la parte interna de la piel para que asome externamente y pásela en esta forma hacia uno y otro lado de toda la incisión. Vaya acomodando el algodón y las plumas, pero no cierre. Cuando haya dado la última puntada en el extremo inferior (cerca del ano) jale el hilo para cerrar la incisión por entero. Remate el hilo, corte y acomode las plumas sobre el vientre.
16. Cruce las patas una sobre la otra, sin que los dedos se entrelacen. Amárrelas en el lugar donde se cruzan. Abra ligeramente las plumas de la cola. Clave un alfiler en la base del pico y amárrelo para cerrar las mandíbulas, o bien pase un hilo con la aguja a través de los orificios nasales y amarre el hilo por debajo de la mandíbula inferior, cerrando el pico en posición normal.

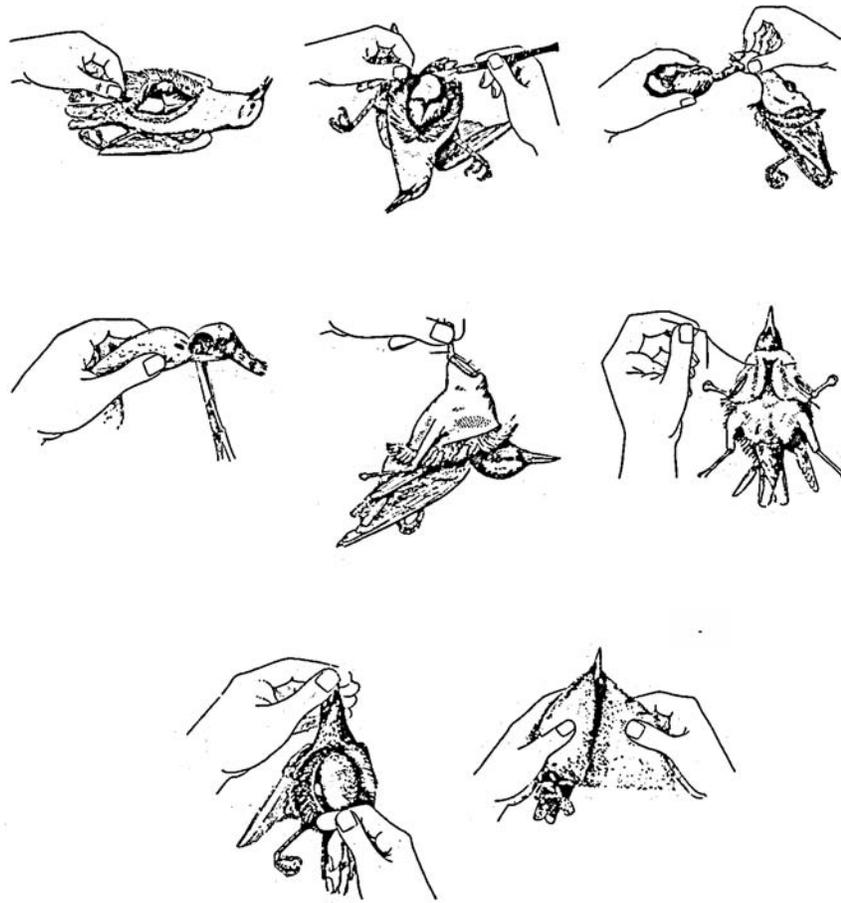


Figura 22. Taxidermia de ave
(Tomada de Gaviño *et al*, 1972)

Mamíferos (figura 23) (Gaviño *et al*. 1972).

1. Con una navaja o con un bisturí haga una incisión media en la piel del abdomen, desde cerca del esternón hasta cerca de los órganos genitourinarios.
2. Con unas pinzas pequeñas separe la piel a lo largo de la incisión. Continúe el proceso hasta que uno de los lados deje al descubierto una de las piernas.

3. Corte con las tijeras la articulación tibiofemoral (rodilla) de modo que la pierna se quede en el cuerpo y el resto suspendido de la piel.
4. Con un impulso suave hacia dentro saque la porción de la pata que ha quedado en la piel. Separe con cuidado la piel que se adhiere a la pata y desprenda y corte los músculos que cubren los huesos hasta llegar a la articulación tibio-tarsal. La tibia puede dejarse o cortarse, ya que puede utilizarse un alambre para darle consistencia a la pata. Los huesos tarsales no necesitan limpiarse en los mamíferos pequeños ya que en este sitio los músculos son escasos y además la piel puede romperse fácilmente.
5. Regrese la pata y la piel de la pierna a su posición original y proceda en igual forma con la otra pierna.
6. Una vez limpiadas las piernas, continúe desprendiendo la piel por debajo y detrás de éstas hasta llegar a la cola. En esta región la piel se adhiere ventralmente al ano y a los órganos genitourinarios. Corte con cuidado por debajo de la piel.
7. Separada toda la piel de las caderas, deje al descubierto la base vertebral de la cola. Sujete con unas piznas en la mano derecha, la base desnuda de la cola y jale con la otra mano tratando de sacar la cola vertebral de un solo tirón, pero con ciertos cuidados. La piel de la cola quedará como una funda y la cola vertebral permanecerá desnuda y adherida al cuerpo.
8. Una vez hecho esto, siga desprendiendo la piel del dorso y luego alrededor del cuerpo, y vaya doblándola hasta que asomen los codos de las patas anteriores y puedan verse los hombros. Actúe igual que con los miembros posteriores. Recuede que a lo largo de todo el proceso debe usarse harina

de maíz para evitar que la grasa, sangre y piel se peguen a los dedos y para facilitar el desprendimiento de ésta última.

9. Al llegar a las orejas corte en ambos lados el cartílago que se adhiere al cráneo. En los ojos, corte usando la navaja o el bisturí lo más pegado posible al cráneo. Siga desprendiendo la piel hacia delante. En el caso de las aves se corta el cráneo para dejar el pico adherido a la piel; aquí es necesario desprender toda la piel de la cabeza.
10. En el hocico, junto a la boca y cerca de los dientes, la piel se une con numerosas fibras nerviosas que deben cortarse pegando la navaja a los huesos. El cartílago de la nariz también se corta, finalizando así el desollado del ejemplar.
11. Desprenda el exceso de grasa y carne de la piel. Espolvoréela con la mezcla de alumbre-arsénico o bien con bórax y llénela con algodón de fibra larga.
12. Antes de voltear la piel de la cabeza es preferible cerrar el cocico mediante dos puntadas de un hilo fuerte y bien amarrado. Enrolle un pedazo de algodón de aproximadamente el tamaño del cuerpo. Uno de los extremos se comprime con unas pinzas medianas hasta que se forme de proyección compacta que ocupará la punta del hocico. Inserte el cuerpo de algodón con las pinzas y asegúrese de mantenerlo firme dentro de la cabeza y acomode el resto formando el cuerpo del animal.
13. Si dejó los huesos de las extremidades, enrolle en éstos un pedazo de algodón hasta darles el grosor original de las piernas y vuelva éstas a su lugar. Si cortó los huesos, corte poco más del tamaño original de las patas

(hasta los dedos) dos alambres para las extremidades anteriores y dos para las posteriores. Estire bien los alambres.

Envuelva en algodón cada alambre de modo que tengan el espesor adecuado de las piernas y en seguida introdúzcalo metiendo la punta hasta la base de la pata, entre los dedos. Haga lo mismo con las cuatro patas.

14. En la cola se introduce también otro alambre envuelto uniformemente con una delgada capa de algodón. Corte un pedazo de alambre de longitud mayor que el de la cola para que ésta se mantenga recta junto con el cuerpo, e introduzca el alambre, dándole pequeños giros a medida que entre en la funda de piel.

15. Dé los últimos toques al relleno y cosa la incisión ventral. Cepille el pelo del espécimen. Colóquelo ventralmente sobre una tabla de madera blanda, o un corcho. Amarre a la pata derecha el rótulo correspondiente y fije al espécimen mediante alfileres. Las patas delanteras, por debajo y a los lados de la cabeza, las posteriores hacia atrás y junto a la cola, que se estira siguiendo el eje del cuerpo. Mantenga erectas las orejas usando alfileres y deje secar la piel en el sitio adecuado. Ésta, junto con el cráneo ya limpio, debe guardarse y mantenerse en una atmósfera de paradiclorobenceno que evita que los insectos la destruyan.

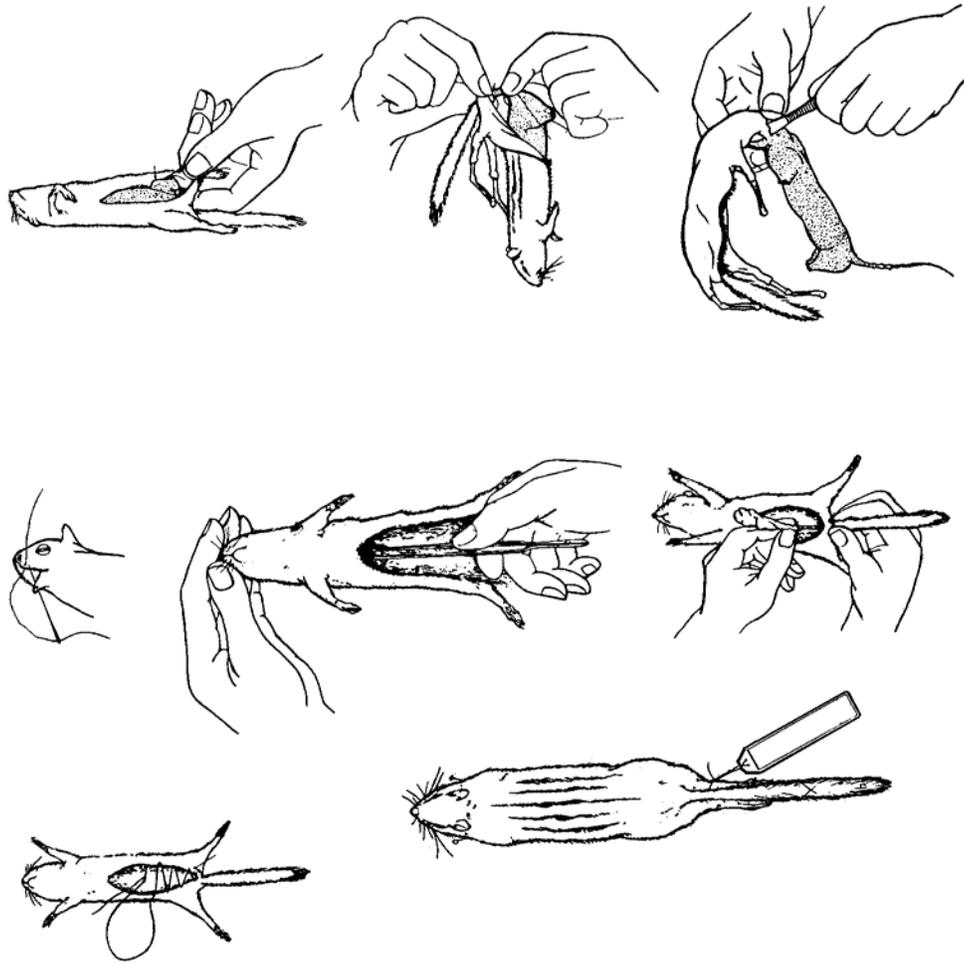


Figura 23. Taxidermia de mamífero
(Tomada de Gaviño *et al*, 1972)

El cráneo se desprende del cuerpo y se rotula con el número de catálogo. Para ello se insertan los hilos del rótulo abrazando una de las ramas mandibulares atrás de la sínfisis. Esta operación se facilita usando unas pinzas de puntas finas y curvas. Para limpiar el cráneo se remoja y se hierve brevemente para ablandar la carne adherida a él y después con pinzas y un bisturí se limpian cuidadosamente los huesos.

La masa encefálica puede sacarse con chorros de agua dentro de la cavidad craneal, aplicados con una jeringa de veterinario de 20 cc, después de haber remojado el cráneo durante unas doce horas.

Los cráneos u otros huesos también se pueden limpiar hirviéndolos con agua que contenga 10% de potasa o sosa. Vigilando constantemente para evitar que los huesos se cuezan o se ablanden mucho y se desarticulen. Cuando la carne se haya ablandado, se saca el cráneo y se descarna cuidadosamente. En seguida el cráneo con su rótulo se deja en una solución de agua oxigenada y expuesta al sol por unas doce horas, para que los huesos se blanqueen.

3. MARCAJE

El marcaje de los animales capturados sirve para tener un registro individual de cada organismo con el fin de evitar errores en los posibles estudios poblacionales. La apropiada aplicación de las distintas formas de marcaje por parte del investigador es esencial para la obtención de buenos resultados. Las marcas pobremente diseñadas o mal puestas pueden alterar la vida del animal, provocar cambios de comportamiento, heridas e incluso la muerte (Schemnitz 1980).

Antes de seleccionar una técnica particular para el marcaje, deben considerarse las siguientes preguntas:

- 1) ¿Por cuánto tiempo deben durar las marcas?
- 2) ¿Se requiere de una identidad individual?
- 3) ¿Qué tan cerca necesita estar el observador para identificar los animales marcados?
- 4) ¿Hasta qué distancia la marca será visible para el observador?
- 5) ¿Cuántas marcas distintivas individuales se necesitarán?
- 6) ¿Qué tan rápidamente deben ser marcados los animales?
- 7) ¿Cuánto tiempo disponible se tendrá para identificar un animal marcado?
- 8) ¿La marca afectará la supervivencia o el comportamiento del animal?

Todo lo anterior sirve para desarrollar una buena labor y facilitar la investigación, tratando de afectar en lo mínimo al organismo marcado (Schemnitz 1980).

Existen tres tipos de marcadores: permanentes, que permanecen con el animal durante el resto de su vida, como tatuajes y quemaduras; semipermanentes, son aquellos que se mantienen en el animal durante largos períodos, pero que pueden

retirarse al terminar la investigación, como son las etiquetas y los aretes; y por último, los marcadores temporales, son aquellos que tienen una duración corta como las cintas y las tinturas de pelo (Schemnitz 1980).

3.1 ANFIBIOS (Heyer 1994).

A) Anfibios adultos

Mapa de patrones: Los patrones de color de algunos anfibios varían entre individuos y son análogos a las huellas digitales, por lo que pueden ser utilizados para identificar a individuos dentro de una población. Estos patrones pueden ser grabados o “mapeados” con fotografías o dibujos. Las fotografías deben estar libres de bordes y sombras, con una buena resolución en color. Muchos animales se pueden fotografiar juntos (de 3 a 4 adultos o de 8 a 12 jóvenes por fotografía), y a cada uno se le asigna un número de dos partes (#A-#B) para denotar la fotografía (A) y la posición (B). La identificación por fotos requiere de un tripié para cámara, macrolentes, iluminación (por flash o por estrobo), filme fotográfico y la revelación de éste. El filme a color proporciona el registro más realista del patrón animal, pero si los colores de un animal son contrastantes, un filme a blanco y negro es una alternativa menos costosa.

Cuando se esté en el campo, las cámaras instantáneas permiten resultados inmediatos pero la resolución es bastante pobre. Hacer bocetos de los animales requiere de mayor tiempo pero es menos costoso que la fotografía.

Marcado y etiquetado

Las etiquetas y las marcas son permanentes. Varían en la facilidad de la aplicación, costo y potenciales efectos negativos en el estudio de los organismos. Lo ideal sería que los animales fuesen marcados en el campo y liberados en el punto de captura. Si los animales deben ser transportados a un laboratorio o a otro campo de acción para ser marcados, deberán ser regresados a su punto de captura lo más pronto posible.

Etiquetas

Pueden atárseles etiquetas alrededor de la cintura a ranas, justo enfrente de las extremidades traseras. La cuerda se amarra lo suficientemente ceñida para que no se pierda la etiqueta. Se debe tener cuidado para no apretar de más y dañar al animal.

También pueden utilizarse etiquetas de cartulina atadas con hilo suave o etiquetas de aluminio atadas con hilo de pesca barnizado. Para las especies pequeñas, el etiquetado consiste en atar, con hilo de seda, tres bolitas de plástico de diferente color. Las bandas coloreadas pueden ser visibles a una distancia mayor de 5 m. Las bandas deben estar lo suficientemente ceñidas para no atraparse en la vegetación, pero algo flojas para permitir la actividad normal del animal. Las bandas de este tipo resultan mejores para estudios de poca duración y deben ser removidas al término del mismo.

Polímeros y pigmentos

Se pueden etiquetar salamandras con polímeros acrílicos. Se llena una jeringa de 2 ml, con aguja hipodérmica, con una mezcla de dos partes de polímero acrílico y

otra parte con agua destilada. Se inyecta la mezcla en la cola de cada salamandra hasta que se obtiene una marca de 7 a 10 mm. Las marcas son distintivas por 19 meses y visibles en una distancia de 3 a 5 metros.

También pueden aplicarse pigmentos fluorescentes a la piel de anfibios acuáticos (adultos y larvas) con aire a presión (utilizando un aerosol) para marcar individuos en masa. Para marcaje individual se puede reducir el diámetro interno del aerosol para aumentar la densidad de la marca, reducir el tamaño de ésta y mejorar el control sobre la localización de la marca. Con esta técnica las marcas se pueden aplicar en el campo sin usar anestesia, el rango de recaptura es alto y las marcas son visibles en el día o en la noche. Se requiere una fuente de luz ultravioleta portátil para la identificación nocturna de los individuos marcados con pigmentos fluorescentes.

Para las salamandras se pueden usar 10 marcas de cinco colores (cinco en cada lado: anterior y posterior al brazo, medio cuerpo, anterior y posterior a la pierna). Puede ser posible marcar pequeños individuos en sólo tres o cuatro lugares. Las marcas pueden durar hasta dos años.

Otro método de marcación fluorescente, menos costoso que los que usan aire a presión, es llenar una probeta con glicerina y polvo fluorescente, se presiona en un área de la piel previamente raspada con la goma de un lápiz. Se pueden marcar muchos animales variando el color y la posición. Las marcas duran aproximadamente seis meses.

Transmisores

Un transmisor pasivo integrado (PIT por sus siglas en inglés) es una etiqueta de identificación de radio frecuencia que consiste en una unión electromagnética, capacitor de sintonización y un microchip encajado en vidrio. Es pequeño (10 x 2.1 mm, 0.05 g) y contiene un número hexagecimal de diez dígitos que se lee con un scanner portátil.

Los PITs se pueden implantar intra-abdominalmente (con una jeringa de metal modificada y una cánula del No. 12) en ranas con longitudes hocico-vientre de 80 mm o mayores. El PIT y el implantador se limpian con etanol al 70% antes de la implantación; después de la implantación el lugar se limpia con etanol y se sella con kola loka. El PIT se detecta más fácilmente cuando esta orientado paralelamente al eje principal del cuerpo. El método de etiquetado por PIT es muy útil, ya que son posibles más de 34 billones de códigos únicos, pero es muy costoso.

Corte de falanges

La opción menos costosa para marcar anuros y salamandras es remover falanges en combinaciones únicas. La técnica requiere de buenas tijeras y alcohol para limpiarlas. Se pueden aplicar antibióticos o cremas antihongos a las falanges cercenadas para reducir la probabilidad de infección. Para muchas especies de salamandras, las falanges se regeneran rápidamente y deben ser cortadas en un ángulo tal que la nueva falange crezca en ese ángulo. Las salamandras deben ser anestesiadas para el corte, con los anuros no es necesario, pero se puede usar un anestésico local.

Se ha desarrollado una variedad de esquemas de códigos para usarse con el corte de falanges. En la mayoría, las falanges representan números. En el

esquema de Martoff (figura 26), por ejemplo, para marcar al animal 577, dos falanges de la pata anterior derecha y dos falanges de cada pata trasera deben ser cortadas.

Marcas misceláneas

Pueden tatuarse ranas escarificando un numeral dentro de la piel ventral con una aguja hipodérmica. La aguja no debe penetrar la capa dérmica entera. Se aplica tinta china con una gota de glicerina dentro de la ranura para hacer la marca.

Para marcar con calor, puede utilizarse un alambre de diámetro pequeño de cromo (20%) y níquel (80%), al que se le da la forma de numerales o letras. Se calienta el alambre con una pequeña llama de propano y se aplica a la piel ventral hasta que la capa dérmica se atraviesa. Se forma una pequeña costra sobre cada marca pero desaparece después de dos semanas. Las marcas son legibles por más de 20 meses.

También pueden hacerse marcas con aplicadores de nitrato de plata comerciales (los que se usan en cauterización veterinaria), que se aplican a la piel dorsal. En la piel se forma una marca café inmediatamente después del contacto. La marca oscura desaparece dos semanas después de la aplicación.

Un método de marcaje por congelamiento puede llevarse a cabo con marcadores de alambre de cobre aislado de 12 cm. Se quitan tres cm del aislante desde el borde y se les da forma de numerales. Estos marcadores se colocan dentro de hielo seco (se puede utilizar también nitrógeno líquido) por 30 minutos y después se aplican a la piel ventral por aproximadamente 10 segundos, sin penetrar. El marcador se devuelve al hielo seco y puede ser usado hasta después de un

minuto. Las marcas son legibles hasta después de 24 horas y son visibles por más de dos años.

b) Larvas de anfibios

Marcar larvas es difícil y la mayoría de los métodos sirven para fechar más que para marcas individuales.

Se pueden marcar larvas, en la superficie medio dorsal del cuerpo, con una pasta hecha de pigmentos fluorescentes y acetona. Se aplica la marca con una probeta calentada que se llena con la pasta pigmentada. La probeta quema a través de las capas epidérmicas externas y el pigmento se incorpora dentro del epitelio regenerado.

3. 2 REPTILES

a) Quelonios (Eckert 2000)

Marcas externas.

Las marcas más comúnmente usadas en tortugas marinas están hechas de metal o plástico, y se aplican en los bordes posteriores de las aletas. Algunos investigadores han desarrollado marcas que se aseguran al borde del caparazón, pero la información detallada sobre su nivel de éxito aún no está disponible.

Marcas Plásticas.

Las marcas plásticas más frecuentemente usadas en tortugas marinas consisten en dos piezas que requieren un aplicador o pinza especial para embonar ambos lados. Una vez colocadas, no pueden separarse sin destruir la marca. Una herramienta adicional, como un punzón para cuero u otro objeto puntiagudo, es usualmente necesaria para perforar la aleta antes de usar la pinza. La marca cerrada consiste en dos placas paralelas giratorias, unidas por el extremo donde la marca pasa a través de la aleta.

Marcas Metálicas.

Las marcas metálicas más comúnmente usadas en tortugas marinas están hechas de titanio puro o mezclas de metales conocidas como aleaciones que han mejorado sus características físicas. Las marcas metálicas requieren una pinza especial para su aplicación correcta. Sin embargo, excepto para las duras aletas delanteras de la tortuga laúd, no se requiere normalmente la perforación previa, debido al diseño auto-perforante de la marca. Cuando se presiona la pinza, la punta afilada de la marca perfora a través de la aleta y pasa por un orificio en el extremo opuesto de la marca cerrada, la cual es rectangular u oval sin partes que puedan quedar atrapadas en una red. Los problemas en la aplicación de las marcas metálicas pueden resultar por el uso de pinzas oxidadas, cubiertas de arena u otros desperdicios, o gastadas por el uso intensivo. Todas las pinzas deben inspeccionarse y limpiarse rutinariamente, y deben desecharse cuando dejan de funcionar apropiadamente. El reemplazo oportuno de pinzas gastadas es parte esencial de cualquier programa de marcado.

Tamaño de las marcas

Tanto las marcas plásticas como las metálicas pueden adquirirse en diferentes tamaños. El tamaño de marca seleccionado para su uso, en un intervalo de talla específico, en tortugas marinas se deja a criterio del investigador. El tamaño de marca usado debe ser apropiado para el tamaño de la tortuga, teniendo en cuenta que las marcas colocadas a individuos juveniles deben tener suficiente espacio para permitir el crecimiento. Sin embargo, este asunto se complica por el hecho de que la posición de la marca en la aleta puede alterarse con el tiempo conforme crece la tortuga. Este cambio puede ocasionar que el sitio donde se coloca la marca acabe demasiado cerca del borde posterior de la aleta, haciéndola más susceptible a desgarre y pérdida. O, si el sitio de marcado termina en un punto más anterior (alejándose del borde posterior), la marca puede encarnarse o el espacio dentro de la marca puede aglomerarse de tejido. Este último problema no se presenta con las marcas plásticas, que tienen extremos abiertos y dos placas que giran libremente. Lo ideal, por supuesto, al marcar tortugas inmaduras es que el sitio de punción y la marca permanezcan en la misma posición relativa en la aleta conforme éstas crecen a tamaño adulto. Sin embargo, esto es difícil de lograr.

Puntos de marcado.

Las marcas externas usadas en aletas anteriores deben siempre colocarse en una posición proximal, donde los movimientos al nadar causen mínimo desplazamiento de la marca, pero evitando causar daño al cuerpo por fricción. La figura 24A ilustra el punto proximal preferido y usado por muchos investigadores para el marcado en

aletas anteriores. Las marcas también se han aplicado con éxito en las aletas posteriores de tortugas inmaduras y hembras anidadoras (especialmente en tortuga laúd) en el sitio mostrado en la figura 24B. Algunos investigadores usan sitios de marcado adicionales o alternativos que se encuentran entre las escamas grandes de los bordes posteriores de las aletas anteriores, o directamente sobre la escama. Debe tenerse siempre cuidado en asegurar que el espacio interno de la marca sea más ancho que el grosor de la aleta, donde se colocará la marca. Las marcas metálicas, con su diseño cerrado, nunca deben colocarse muy adentro de la aleta, de manera que inhiba la cama completa de movimiento, que tiene lugar cuando ambas aletas anteriores se estiran hacia delante al excavar la cama, y durante el proceso de cobertura del nido. Para reducir lesiones por abrasión, las marcas metálicas usadas en las aletas anteriores de la tortuga laúd deben aplicarse de manera que la punta que cierra la marca se encuentre en la superficie dorsal de la aleta.

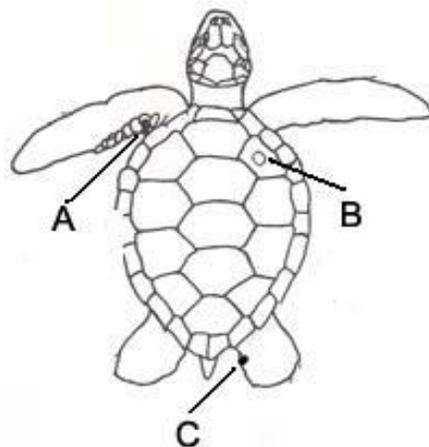


Figura 24. Marcaje de tortugas. A) Marca anterior; B) Marca Posterior; C) Marca por transplante de tejido
(Tomado de Eckert 2000)

Transplante de tejido y otras marcas externas.

Pueden crearse marcas de pigmentación contrastante por medio del intercambio con técnicas quirúrgicas (o autotransplante) de pequeños fragmentos de tejido entre el caparazón y el plastrón. Estas marcas, llamadas a veces “marcas vivientes”, son retenidas e incrementan su tamaño conforme la cría o juvenil crece al estado adulto (figura 24C). Al realizar el transplante en varias escamas, las marcas pueden usarse para identificar cohortes de diferentes temporadas. Las marcas serán evidentes en tortugas adultas en forma de manchas o estrías, dependiendo del sitio seleccionado para el transplante. La realización de muescas en un escudo marginal o combinación de estos por medio de cirugía menor, puede usarse asimismo para identificar cohortes de crías. Sin embargo, estas marcas pueden confundirse con lesiones naturales conforme la tortuga crece. Pequeños orificios realizados en varias combinaciones, a través de los escudos marginales de tortugas juveniles y adultas, son aparentemente retenidos por muchos años y pueden ser usados también con fines de identificación. Cualquier procedimiento de marcado que involucre cortar tejido, como se describe anteriormente, debe contemplar una consulta con veterinarios y el ejercicio de las precauciones necesarias para prevenir la transmisión de enfermedades. Puede usarse pintura y otras substancias, incluyendo resina epóxica para formar caracteres de identificación sobre el caparazón. Estas marcas son frecuentemente de corta duración debido a la abrasión y al proceso natural de despojo y nuevo crecimiento celular. Números u otra clase de marcas que permanezcan legibles a lo largo de la temporada de anidación pueden emplearse en hembras adultas. Esto puede

realizarse por medio del grabado ligero de una escama usando una herramienta portátil de grabado Dremel Mototool, con una fresa del número 131, y luego aplicando pintura a las ranuras.

Marcas internas

Marcas de alambre.

Pequeñas marcas de alambre de cobre de 2 mm pueden insertarse en las aletas de crías o tortugas más grandes, para identificar clases de edad. Estas marcas pueden magnetizar pasando un imán sobre ellas antes o después de ser implantadas, si se usa un magnetómetro para su detección. Puede usarse un equipo de rayos X para detectar estas marcas, ya sea que estén magnetizadas o no. Existen magnetómetros portátiles para su uso en campo. Sin embargo, algunos investigadores han señalado la posibilidad de perjudicar la habilidad de la tortuga para orientarse, si se usan marcas magnetizadas. Las marcas de alambre se venden con un código de muescas que permite identificar numerosas clases de edad. Sin embargo, una marca codificada necesita ser removida de la tortuga para su decodificación.

La decisión de cuándo marcar se refiere principalmente a hembras anidadoras. En lo posible, debe permitirse a las tortugas anidadoras desovar antes de que el marcado tenga lugar. Algunos investigadores opinan que el mejor tiempo para el marcado es inmediatamente después de la ovoposición, cuando la tortuga inicia el llenado de la cámara de incubación con las aletas posteriores. Si el marcado debe ocurrir antes de esta fase, algunas tortugas regresarán prematuramente al mar,

pero usualmente saldrán de nuevo para desovar exitosamente en una noche subsecuente.

b) Lacertilios.

Las técnicas usadas dentro de este grupo no se diferencian de aquellas utilizadas en anfibios. La amputación de falanges y el marcado con calor o pintura son las más comunes. Para mayor información referirse a la sección 3.4.

c) Serpientes (Ferner 1979)

Pueden utilizarse pinturas y marcado por calor, parecido al usado en anfibios y lagartijas.

Corte de escamas

Una de las técnicas más comunes para marcar serpientes es cortar escamas ventrales con tijeras. Al regenerarse, los cortes dejaran cicatrices fácilmente reconocibles sin que afecte de manera alguna al animal. En la figura 25 puede verse la numeración que se le otorga a cada escama para numerar individualmente.

Al lado izquierdo (desde el punto de vista) de las escamas ventrales se le asigna un número, a partir del escudo anal y en dirección hacia la cabeza del animal, en series de decenas (del 10 al 90), centenas (100 al 900) y millares. Del lado derecho se asignan unidades únicamente al grupo de escamas al que se le han asignado las decenas.

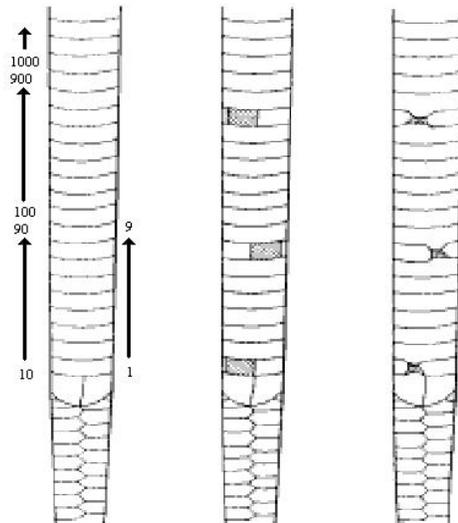


Figura 25. Marcaje de serpientes por cortado de escamas
(Tomado de Ferner 1979)

3.3 AVES (Schemnitz 1980)

Anillado

Las aves capturadas por lo general se marcan con un anillo o banda de aluminio alrededor de la pata, que lleva grabado un número y una dirección postal, a fin de que quien la encuentre pueda enviarla al centro de investigación que lo colocó. El anillo debe moverse libremente hacia arriba y abajo en el tarso del animal, girar sobre él fácil y suavemente, pero no debe estar suelto como si fuera un brazalete, y pudiera salirse de la pata.

Pinturas y tinturas

Para aquellas aves que regularmente esconden sus extremidades posteriores en la vegetación herbácea se hace necesario el uso de marcadores en partes más altas del cuerpo del animal.

Una técnica extraída de los halconeros medievales resulta, en algunos casos, de utilidad. Consiste en “injertar” en una pluma del ala o de la cola segmentos de plumas brillantemente coloreadas.

En forma similar, plumas coloreadas o marcadores de plástico pueden ser atados o pegados a las plumas de la cola. Las plumas del propio animal pueden ser pintadas o rociadas con una laca o barniz de secado rápido del tipo usado en aeromodelos.

Las plumas pueden ser teñidas en lugar de pintadas. Las tinturas penetran mejor y no poseen los efectos de la pintura sobre la bárbula, pero las tinturas no son tan brillantes como las pinturas a menos que sean usadas sobre plumas blancas.

Etiquetas

Los marcadores permanentes son de muy diferentes clases. Un tipo consiste en dos etiquetas unidas por un alfiler niquelado o cromado o un gancho quirúrgico o un alambre de metal Monel. Las etiquetas se aseguran a la piel floja del lomo en la base del cuello o atravesándola.

Otra marca permanente de ubicación sobre el lomo consiste en una única etiqueta mantenida por un lazo en la base de cada ala.

Estos marcadores se reemplazan anualmente cuando las aves son recapturadas.

Marcadores nasales

Sillas y discos nasales son las marcas más comúnmente usadas sobre picos. Los métodos de sujeción requieren el uso de alfileres de acero o filamentos plásticos.

3.4 MAMÍFEROS

a) Mamíferos pequeños (Schemnitz 1980)

Ectomización de falanges

Se utiliza en roedores y consiste en la mutilación de un determinado número de falanges de los dedos. El marcaje es permanente, aunque en ocasiones puede confundirse con lesiones naturales. Una de las técnicas más utilizada es la descrita por Martoff (figura 26) que consiste en asignarle un número a cada dedo. Por ejemplo, los dedos de la pata posterior izquierda se enumeran del dedo pulgar hacia el meñique con los números uno al cinco, de manera que si se quiere marcar al individuo número uno se le cortará el dedo pulgar; a su vez el número cinco se indicará al cortar el dedo meñique; pero si se quisiera marcar el número ocho, por ejemplo, se corta el dedo medio (tres) y el dedo meñique (cinco), que sumados dan ocho.

En la pata posterior derecha, en el mismo orden (de pulgar a meñique), se asignan las decenas (número diez al noventa, combinándolos). Las patas delanteras de los roedores tienen el dedo pulgar reducido y para evitar confusiones no se utiliza, de manera que en la pata anterior izquierda se marcan por combinación los números

100 al 700 y en la pata delantera derecha los números 800 al 3 200 (combinándolos).

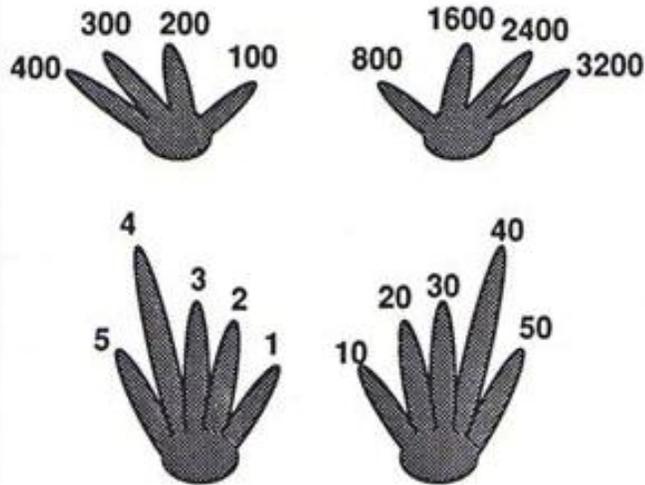


Figura 26. Técnica de Martoff de numeración de falanges (Tomado de Heyer 1994).

Mutilación

Incluye cortes distintivos de las orejas como muescas u horadaciones, tatuajes o amputación de la cola.

Aretes o etiquetas

Se colocan en las orejas con ayuda de un hilo de nylon o a presión; pueden ser de color y estar rotuladas o numeradas.

Colorantes o decolorantes

Son útiles para marcar mamíferos, pero sólo como marcas temporales; lo más común es untarlo directamente sobre la piel del animal. También hay píldoras

pequeñas que se insertan bajo la piel, y colorantes vegetales que se mezclan con el alimento para teñir la orina o las heces.

Radiotransmisores

Actualmente se han desarrollado equipos que permiten registrar la presencia y actividad de los mamíferos, como los radiotransmisores. Algunos son externos y se colocan en collares o brazaletes, pero también pueden colocarse debajo de la piel; éstos últimos se emplean con frecuencia en lugares donde los animales están en exhibición, como en los zoológicos o áreas de reserva. Entre los estudios que se pueden realizar están los de ámbito hogareño, hora de actividad, estado fisiológico (tiempo del parto, cuidado de crías) y alimentación. Los individuos se reconocen porque los radiotransmisores tienen diferente frecuencia y velocidad de pulsación. La mayor desventaja es el costo del equipo y la necesidad de anestesiarse a los animales para colocarlos. La duración de la batería que utilizan es otra desventaja.

a) Mamíferos de mediano y gran tamaño (Schemnitz 1980)

Marcadores permanentes

El crío-marcaje o marca por congelamiento probablemente es mejor para ser aplicado a la fauna que las marcas calientes, puesto que haciéndolo correctamente no existe posibilidad alguna de infección.

El crío-marcaje requiere marcadores de cobre que se sobrecongelan en una mezcla de alcohol y de hielo seco. Las marcas congeladas destruyen los

melanocitos en el pelo pigmentado pero no los folículos de crecimiento del pelo. Vuelve entonces a nacer pelo nuevo pero decolorado. Los pelos blancos comienzan a nacer luego de uno o dos meses después de la marcación. Algunos pelos se pierden definitivamente si la marca se mantiene sobre el cuero del animal durante un tiempo excesivamente largo.

El tatuaje también ha sido usado en forma permanente para identificar animales como zorros. Tatuajes claros y legibles se han hecho algunas zonas del cuerpo del animal, libres de pelo y utilizando pinzas de tatuaje y buenas tintas restregadas sobre las heridas del tatuaje. Los tatuajes más conspicuos son los que se han hecho sobre animales de piel clara. Los números tatuados son difíciles de leer y descifrar cuando el tatuaje no ha sido correctamente aplicado.

El corte de falanges de dedos de las patas, el corte de colas, el señalamiento en orejas, el perforado, corte de pelo y marcado, son todas formas de mutilación abiertas a la crítica ya que de alguna forma alteran al animal y probablemente atenten contra su supervivencia o su comportamiento en libertad. También, a veces es posible que marcas hechas por el investigador sean confundidas con otras provocadas por accidentes en la naturaleza. Las ventajas más notables de la mutilación son que las marcas pueden hacerse rápidamente con un mínimo de equipo y muchas veces pueden detectarse desde cierta distancia. Un sistema estándar de marcación de pequeños mamíferos es el corte de falanges de dedos de las patas y la perforación en las orejas.

Marcadores semipermanentes

Los collares o bandas en el cuello constituyen los marcadores más usados para la identificación de animales libres en grandes extensiones o territorios.

Ha sido bastante frecuente el uso de campanas para marcar animales individualmente, siendo reubicados fácilmente por el sonido producido. Las campanas se han sujetado a los animales por medio de collares de cuero, cuerda tejida de polietileno o collares de marcaje. Un problema potencial para los animales portadores de campanas es la posibilidad de que el sonido atraiga a muchos predadores.

El marcado fluorescente de huesos y dientes usando tetraciclina se ha probado en coyotes y roedores.

También se han inyectado radioisótopos en osos negros capturados y de esa forma se marcan los excrementos de los animales. El marcaje de excrementos por medios radioactivos ha sido usado para estimar el tamaño de las poblaciones de osos.

Marcadores temporales

Varios investigadores han usado tinturas para teñir el pelo de animales de especies de caza mayor, pero han tenido un éxito limitado. Se han utilizado también cintas y telas coloreadas para colocar en las orejas de los animales como marcadores temporales en mamíferos grandes. Las bandas se sujetan a través de una pequeña incisión en la oreja de los animales o se afirman con etiquetas

metálicas. Se han usado diferentes materiales para fabricar estas señales pero las más durables han resultado ser las de tela de nylon recubiertas con capa vinílica.

La cinta adhesiva plástica de colores resultó ser un marcador temporal para los cuernos del berrendo, fuerte, durable, que se decolora lentamente y puede envolverse rápidamente alrededor de los cuernos de los animales.

c) Primates (Glander et al. 1991)

Una vez capturados, los monos se marcan mediante collares, brazaletes para el tobillo o etiquetas para las orejas. Los collares pueden utilizarse en todos los adultos exceptuando aquellos con un hueso hioide alargado, el cual no permite el uso del collar. Los brazaletes para el tobillo se utilizan en machos adultos, mientras las etiquetas para las orejas se utilizan para marcar a los monos aulladores inmaduros debido a que los collares y los brazaletes no se expanden conforme el individuo crece. Las etiquetas para las orejas pueden ser piezas plásticas triangulares o redondas de diferentes colores, las cuales se atan a la oreja con un remache colocado en un agujero hecho a través de un perforador, dichos remaches se enroscan pero no se cierran completamente. Los collares pueden ser de nylon, a los cuales se les ata una etiqueta metálica o plástica de color visible pero no llamativo con un gancho en forma de S o un anillo en forma de D. Por su parte, los brazaletes para el tobillo consisten de una cuenta plástica alargada y de color, colgada a una pieza de cadena cerrada con un pequeño anillo metálico. Cuando el animal es liberado, generalmente trata de removerse el collar

o brazalete, pero éste tiende a habituarse rápidamente e ignorar los aditamentos pasadas las dos semanas. Al término del marcaje, los individuos se sitúan en tapetes hechos de bolsas en el sitio exacto de captura, hasta que se recuperan del efecto anestésico (si es que se uso alguna técnica de sujeción química) lo suficiente como para poder trepar o caminar sin ayuda. Se debe tener cuidado de colocar los tapetes en la sombra de algún árbol o en algún lugar fresco para reducir los estímulos visuales y permitir la circulación del aire.

d) Murciélagos (Kuntz 1995)

Bandas de alas

Poner bandas (anillos) a los antebrazos de murciélagos ha sido el método más usado para marcarlos. Muchos tipos diferentes de bandas están disponibles a la venta, incluyendo bandas metálicas numeradas en serie, bandas de aluminio coloreadas, bandas numeradas y no numeradas de plástico de colores.

Bandas metálicas

Las bandas metálicas que se utilizan para aves han sido usadas para marcar individualmente series grandes de murciélagos con una combinación numérica única. La identificación de individuos usando esta técnica requiere el recapturamiento y manejo de individuos etiquetados que limita seriamente el tipo de información que puede proveer.

Existen otras desventajas asociadas con el etiquetado como la modificación del comportamiento de los animales, durante un período energéticamente crítico, que puede ser lo suficientemente estresante como para reducir la supervivencia.

Bandas plásticas

Los anillos de plástico, desarrollados para marcar aves, son comúnmente usados para marcar murciélagos. Estas bandas vienen en una variedad de colores y combinaciones de líneas de colores, con o sin números en relieve. Están disponibles en varios tamaños. El uso de una banda de más de un color por murciélago permite que los individuos o los miembros de un grupo estén marcados de manera única. La conveniencia de etiquetar machos en el antebrazo derecho y hembras en el izquierdo permite que los sexos sean distinguidos.

Bandas reflectoras

La cinta reflectora coloreada (marca comercial Scotch Lite, 3M) puede ser aplicada a bandas de anillos de plástico o de metal, para auxiliar la identificación de murciélagos individuales, sexo o especie durante el vuelo o en el refugio. La cinta reflectora mejora muchísimo la visibilidad de las etiquetas en luz artificial, con cámaras de TV o con intensificadores de imagen (binoculares de visión nocturna). La cinta reflectora está disponible en un amplio rango de colores; sin embargo, en la práctica muchos colores se confunden fácilmente a unos cuantos metros. Rojo, blanco y amarillo tienen las más altas propiedades reflectoras y son generalmente más fáciles de distinguir con una lámpara o linterna y binoculares en rangos mayores a 100 m.

Collares

En algunas situaciones, cuando las bandas de alas son inapropiadas por el riesgo de heridas, infecciones o mordidas a la banda misma, algunos investigadores marcan sus animales usando collares de cadena para llaveros. Se deben tomar precauciones extremas para asegurar que quede bien ajustado el collar al individuo. Los collares hechos de plástico han sido usados de manera exitosa en algunos murciélagos y parecen causar menos abrasión y permiten un ajustamiento más fino que el de tipo llavero. Los collares que son muy apretados o muy flojos pueden abrir heridas y causar alguna infección. Los collares no deben usarse en organismos juveniles debido a que se encuentran en crecimiento y probablemente deben ser evitados en especies con que posean glándulas de esencia en los hombros, en la región gular o en el rabo.

Radiotransmisores

La telemetría es un método especializado muy costoso utilizado para rastrear y localizar animales. La técnica emplea pequeños radiotransmisores de batería que emiten una señal pulsada detectable en receptores portátiles con antena direccional. Se puede obtener información sobre movimientos en ámbitos hogareños, número de individuos de una población y conducta alimenticia. Como cualquier otra forma de adhesión de marcas, es importante mantener los transmisores tan pequeños como sea posible para evitar interferir con la habilidad de volar y comer del animal.

Técnicas misceláneas

Otras técnicas para marcar animales han sido utilizadas en murciélagos con diferente grado de éxito. La marca temporal (menos de un año) ha sido probada pegando al animal discos de plástico de colores. Aplicarles polvos fosforescentes puede funcionar por períodos cortos, pero el polvo dura poco tiempo impregnado en el pelo y puede ser cancerígeno, o puede interferir con la generación de espermatozoides por el alto contenido de zinc. Las pinturas fluorescentes no tóxicas pueden ser utilizadas por cortos períodos (unos cuantos días) para marcar individualmente murciélagos recién nacidos con poco o nada de pelo.

El decoloramiento del pelo tiene cierto potencial para estudios de poca duración (menos de un año). No se aconseja cortar falanges o perforar orejas, pues para la mayoría de los murciélagos, las falanges son esenciales para moverse y aparearse, y la oreja es necesaria para la orientación y la localización de presas en la mayoría de los microchiroptera. Los tatuajes de presión han sido utilizados en estudios de poca duración (menos de un año) pero la técnica es lenta y la recaptura de los murciélagos es necesaria para la identificación individual.

4. ESTUDIO DE POBLACIONES (Brower 1985)

Métodos de Captura y Recaptura

Ninguna de las numerosas técnicas existentes para estimar el tamaño de las poblaciones de animales son infalibles y ninguna puede aplicarse de igual manera a todas las especies, así que el investigador debe elegir el método más adecuado a su proyecto.

Método de Lincoln-Peterson

Un número de individuos de la población de interés son capturados, marcados por métodos identificables y liberados después de un tiempo, por ejemplo un día. Después de la fecha de la primera captura (tal vez una semana o dos) una segunda muestra de individuos se toma de la misma población. Algunos de los individuos de esta segunda muestra pueden ser identificados como los mismos individuos de la primera muestra que fueron previamente marcados. Obviamente, si la población es grande, los individuos marcados se mezclan con el resto de la población y solamente se esperaría que algunos de ellos aparecieran en la segunda muestra. Pero si la población es pequeña, entonces se espera que un gran número de los individuos de la primera muestra aparezcan en la segunda muestra. De hecho, si algunas suposiciones sobre el muestreo y la distribución de los animales son correctas, entonces la proporción de individuos marcados en la segunda muestra es la misma que en la población completa y el total de la población se puede estimar de la siguiente manera.

Supóngase que el tamaño total de la población a estimar contiene N individuos. De ésta población se toma una muestra de M individuos, se marcan estos animales y se les regresa al resto de la población. Después de un tiempo se toma una segunda muestra de n individuos de la población y en ésta muestra contienen R animales recapturados (Individuos capturados y marcados en la primera muestra). Entonces el tamaño de la población, N , se puede estimar con las siguientes consideraciones:

$$\frac{M}{N} = \frac{R}{n} \quad (1)$$

$$\frac{N}{M} = \frac{n}{R} \quad (2)$$

La ecuación uno, dice que la proporción de los individuos marcados en toda la población es igual a la proporción de los animales marcados en una muestra al azar tomada de la población. De forma equivalente, la ecuación 2 dice que la proporción del total de la población al número de animales marcados en la primera fecha es igual a la proporción del número de animales capturados en la segunda fecha al número que fueron recapturados en la segunda fecha. Por un despeje de la ecuación dos, se obtiene:

$$N = \frac{Mn}{R} \quad (3)$$

Es así que la ecuación 3 estima el tamaño de la población, N .

Se ha demostrado, como sea, que la ecuación 3 sobreestima el tamaño real de la población, pero este sesgo se puede reducir calculando:

$$N = \frac{M(n+1)}{R+1}$$

(4)

Los siguientes supuestos deben de ser válidos para usar el procedimiento de captura y recaptura:

1. Todos los individuos de la población deben de tener una posibilidad igual e independiente para ser capturados. Esto es, que las dos muestras deben de ser tomadas de la población totalmente al azar.
2. No hay cambio en la proporción entre animales marcados y no marcados. Durante el tiempo inicial de captura al de recaptura, no debe de haber montos adicionales significantes de los animales no marcados en la población a través de los nacimientos y las migraciones o las pérdidas por muerte y emigración deben de suceder en la misma cantidad tanto en animales marcados como no marcados para no afectar la proporción.
3. Los individuos marcados se distribuyen por si mismos de forma homogénea con respecto a los individuos no marcados, para que los animales no marcados tengan la misma oportunidad para ser capturados en el segundo muestreo que los individuos marcados. Se debe de ser muy cuidadoso para no alterar la posibilidad de atrapar a los animales al momento de capturarlos y marcarlos, esto sucede si las formas de captura y marcaje causan un gran efecto sobre el vigor o conducta usual de individuo.

Éstos supuestos requieren de un gran conocimiento de historia natural de la especie que se está estudiando. Cuando se aplica ésta técnica se debe por tanto conocer lo siguiente:

1. Historia reproductiva de la población.

2. Patrón de mortalidad de la especie.
3. Efectos del marcaje sobre la conducta y fisiología de la especie
4. Patrones estacionales de actividades y movimiento.
5. Sesgos que puedan afectar la captura del animal (edad o sexo).

Como en todas las estimaciones de una población se utilizan muestras, hay una causa incierta de error asociada con el estudio de la muestra mas que con toda la población. Una medida para evitar éste error que expresa la baja certeza de una estimación de población en captura y recaptura es el error estándar y es el siguiente:

$$SE = \sqrt{\frac{M^2 (n+1)(n-R)}{(R+1)^2(R+2)}} \quad (5)$$

Aproximadamente intervalos de confianza para estimar las marcas recapturadas puede ser aproximada desde el error estándar. A $1 - \alpha$ intervalo de confianza puede ser corregido así:

$$N \pm (t) (SE) \quad (6)$$

Donde t , es la t de Student. Para $DF = \infty$.

Muestreo de vertebrados terrestres.

Como no hay un solo procedimiento capaz de hacer posible el muestreo de toda la vida silvestre, hay una variedad de métodos directos e indirectos que se usan para coleccionar los datos en las poblaciones dentro de una comunidad. Generalmente es impráctico conducir un censo exacto en la mayoría de las especies de vida silvestre debido a las limitaciones monetarias, de personal y también al

comportamiento evasivo de las especies; siendo así que la abundancia relativa y los índices estandarizados de abundancia dados para varias especies se miden de forma más común que la densidad absoluta.

Transectos lineales: los transectos lineales, pueden ser utilizados para estimar la población que se basa en la observación directa del animal que cruza el transecto lineal. Para realizar esto, se debe marcar una línea recta del transecto en un área y los animales que sean vistos o encontrados en el mismo, se cuentan, midiéndose la distancia desde el punto de observación al animal. Este método asume que hay una distribución al azar de los individuos sobre el área muestreada, que todos los miembros tienen la misma posibilidad de ser vistos, que el hecho de ver a un animal no influye en la vista de otro y que un animal no sea contando más de una vez. Este procedimiento se puede aplicar a animales medianos en una gran variedad de hábitats, incluso animales que ordinariamente están escondidos, se pueden contar siempre y cuando sean vistos por el observador. Este método da información confiable sobre las tendencias de la población y da índices de la densidad poblacional.

Hay más de una docena de métodos que ha sido sugeridos para estimar la densidad en los transectos lineales. Un reciente ejemplo es el tipo de procedimiento nombrado Método de King.

$$D = \frac{10^4 n^2}{2L \sum d_i} \quad (1)$$

Donde D= Densidad poblacional (en individuos por hectárea)

n= El número de animales vistos

L= El largo del transecto (en metros)

D_i = La distancia del observador al punto en el que el animal fue visto (en metros)

10^4 = Factor para convertir m^2 a ha.

Hayne (1949) sugiere el siguiente cálculo para mejorar la fórmula de King, ya que ésta última tiene a estar sesgada, subestimando la densidad poblacional:

$$D = \frac{10^4 \sum (1d_i)}{2L} \quad (2)$$

Este método del transecto lineal es conocido por su facilidad para realizarlo en diferentes situaciones no por su precisión y exactitud.

Estimaciones de la variancia y los cálculos en los intervalos de confianza, son difíciles, aunque se pueden asumir distribuciones matemáticas o modelos teóricos específicos, pero los intervalos de confianza como una expresión de precisión del estimado poblacional se puede expresar prontamente si se muestrea una replica de los transectos.

Las cuentas de los transectos lineales se realizan en cada área de estudio dentro de la zona marcada del transecto. Un largo razonable para un transecto debe estar entre los 500 a 1000 m, el cual puede variar de acuerdo al terreno, la vegetación, las especies a muestrear, y la densidad de la vida salvaje. El muestreo generalmente es conducido durante la madrugada o en la tarde y se incluye media hora antes del amanecer y media hora después de la puesta de sol. Todas las aves o mamíferos vistos (sin duplicación) se cuentan a lo largo de la ruta. La distancia del animal al observador se registra con un rango de medición óptico o con una cinta métrica. Anderson et al (1979) recomienda que al menos 40, preferiblemente entre 60-80, animales sean observados,

Utilizando los datos obtenidos por este método el análisis debe de incluir u número de individuos de las diferentes especies por hábitat en el que se encuentran. Si es posible, los individuos vistos deben de ser catalogados como juveniles, subadultos o adultos. Observaciones adicionales deben incluir el uso del ave o mamífero en el hábitat y un completo análisis del hábitat.

Las fuentes de la inexactitud y el sesgo de este método incluyen: (1) la habilidad del observador, (2) notoriedad de los animales, (3) las condiciones climáticas, (4) la actividad de la especie relacionada con el momento de la observación o estación, (5) una cuenta por duplicado del organismo ya sea visto o detectados, (6) la variación en la observación del hábitat y (7) la distancia del observador y el animal. El entrenamiento para observar animales y su conducta, ayuda a compensar los primeros dos problemas. Las observaciones deben de ser hechas durante periodos de gran actividad y con óptimas condiciones climáticas para la especie en cuestión, para estandarizar los problemas 2 a 4, los sesgos pueden ser minimizados y estandarizados utilizando un observador u observadores con la misma capacidad para ver y entender la conducta del animal, su identificación y la cuenta. Esto suele ser impráctico, como sea, uno debe de darse cuenta que habrá variabilidad en los datos colectados entre diferentes observadores. Registrando la información exacta en los hábitats, una observación efectiva y condiciones ambientales, posibles sesgos relacionados a estos factores se pueden identificar y tomar en consideración para la interpretación de los datos. Ninguno de estos problemas pueden ser completamente solucionados; pero tomando estas precauciones se pueden minimizar los efectos de los mismos para obtener

comparaciones de la abundancia de diferentes poblaciones que se desean estudiar.

Transectos Replicados: Se pueden ocupar para asegurar la precisión de los estimados poblacionales, pero cada replica de la línea del transecto debe de ser suficientemente larga y que al menos sean observados de 20 a 30 animales (Burnham et al. 1980). Cuando más de un transecto es utilizado, éstos no deben cruzarse. Un estimado para la densidad poblacional para k transectos es:

$$D = \frac{\sum L_i D_i}{\sum L_i} \quad (3)$$

Donde D_i es la densidad estimada de todos los transectos (usando la ecuación 1 o 2), L_i es el largo de transecto i , e indica la suma de todos los transectos k . El error estándar de todo este estimado, D , es:

$$SE = \frac{\sum L_i (D_i - D)^2}{\sum L_i (k - 1)} \quad (4)$$

Y a $1 - \alpha$ intervalo de confianza puede ser calculado como

$$D \pm (t)(SE) \quad (5)$$

dónde t es la T de Student para $k-1$ grados de libertad.

En lugar de usar transectos separados, aunque menos preferible, uno puede dividir a un gran transecto en transectos de menor tamaño. Entonces de la ecuación 3 a 5 se puede aplicar para hacer los estimados poblacionales y una buena precisión.

Contar a la orilla del camino (en Brower 1985): esta técnica ha sido utilizada por mucho tiempo para observar las tendencias de las poblaciones de la vida silvestre (Howell 1957; Klein 1965; Davis y Winstead 1981). Los observadores que viajan en vehículos motorizados a través de los caminos y terracería, registran los animales vistos a lo largo del trayecto y su relación con el número de kilómetros viajados. Grandes áreas se pueden cubrir rápida y fácilmente con sólo dos personas y un vehículo. Un índice de población confiable se puede obtener por este método, pero varios factores, tales como el momento del día, el clima, las condiciones de las orillas de los caminos, la cantidad de comida y la estación, afecta el número de animales observados. Muchos de estos problemas pueden ser minimizados ajustando el tiempo del censo a las actividades del animal, evitando las condiciones de mal tiempo. Esta técnica puede ser utilizada en desiertos, bosques, praderas, pantanos y áreas de agricultura, siempre y cuando tengan caminos adyacentes. Se ha utilizado para censar animales tanto de tamaño medio como mamíferos de mayor tamaño y también algunas aves de gran talla. Aunque este método proporciona un índice confiable sobre el cambio poblacional de un año a otro o entre áreas geográficas con hábitats similares, es limitado para la comparación estacional, ya que la cantidad de comida y follaje puede producir sesgos serios. El muestreo debe ser por al menos tres días durante diferentes semanas del mes. Las observaciones deben ser hechas durante los tiempos picos de la actividad de la especie (comúnmente al amanecer o el atardecer). La duración del periodo de observación y la velocidad para viajar, debe estandarizarse y mantenerse constante. Binoculares deben ser usados para las observaciones y las identificaciones, mientras que el conteo debe realizarse

mínimo por dos personas. Para algunos animales nocturnos, las observaciones en la noche pueden hacerse con lámparas de halógeno. Los cadáveres también pueden cuantificarse.

Al menos tres transectos de este tipo en cada área de estudio deben realizarse en cada periodo de observación. Un transecto de 5 m que se ha recorrido dos veces durante un periodo de observación es un esfuerzo razonable, pero el largo de la ruta de estudio puede variar según el terreno, el hábitat y los caminos posibles para recorrer. Los datos para las cuentas de las orillas de los caminos son expresadas en el número de animales vistos por kilómetros recorridos. Las observaciones deben estar estandarizadas para que cada transecto sea muestreado al mismo tiempo del día y por la misma duración. Si diferentes tiempos de duración son usados para los conteos, entonces los resultados deben de ajustarse, dividiendo el periodo del tiempo de la observación y expresando los resultados como número de animales por kilómetro o por tiempo.

Los estudios de brechas pueden ser modificados para aves de presa y grandes mamíferos. Este estudio puede conducirse a través de la ruta con varias paradas de observación de 5 a 10 minutos. El observador identificará todos los animales vistos o escuchados durante cada parada.

Puntos de observación: Los puntos de observación pueden ser establecidos a lo largo de las rutas, orillas de estanques o pantanos, sobre el nivel del campo o en otras locaciones que sirvan para observar el hábitat. Por un periodo de 15 a 60 minutos en cada punto de observación, el observador registrará todos los pájaros o mamíferos avistados en este sitio. Para fines comparativos, cada 15 minutos de

observaciones considera una muestra. Un índice de abundancia en cada especie puede ser expresada como el número de animales vistos por hora de observación. Este método se aplica a animales que se mueven sobre o a través del sitio (por ejemplo, aves migratorias) ya que los individuos residiendo en el sitio pueden ser contados más de una vez.

Muestreo de pequeños mamíferos (Brower 1985).

Usualmente, al menos 100 trampas se requieren para obtener un número adecuado de pequeños mamíferos, pero si la densidad poblacional es alta, se pueden utilizar menos. Cada trampa representa un punto a lo largo del transecto. Éstas trampas se colocan cada 10 o 20 metros colocándoseles una pequeña cantidad de cebo sobre el gatillo. Un método más efectivo es cebar el área dos noches antes de colocar las trampas. Esto puede ser colocar el cebo dentro de éstas pero no activarlas o colocar muestras del cebo al azar dentro del área de estudio. Las trampas deben revisarse dos veces al día, temprano en la mañana o justo antes de oscurecer. Deben reactivarse las trampas activadas, y reemplazar las trampas perdidas.

Un índice de diversidad puede expresarse como el número de animales por trampa funcional por el número de noches muestreadas o por la unidad de área o longitud del transecto muestreado. Una trampa funcional es aquella que puede o ha capturado algún animal.

Así hay que restar del número total de trampas puestas el número de trampas perdidas con cebo robado o activadas sin presa.

Conteo de excretas (Brower 1985).

El conteo de material fecal es útil en ambientes donde la conservación de las excretas es óptima, como en las regiones semiáridas. Esta técnica consiste en contar todos los grupos de excretas en un área determinada y después estimar el número por hectárea, para comparar el uso del área entre los periodos de muestreo. Las áreas de conteo deben de ser revisadas una vez cada tres a siete días, los períodos del muestreo no deben espaciarse tanto para evitar la descomposición o la destrucción por el clima o bien por los insectos. Una selección azarosa de las tramas debe realizarse en el área de estudio y el número de los grupos de excretas en cada trama debe sumarse y cuantificarse.

El número de grupos de excretas por unidad de área es un índice de densidad proporcional a la densidad de población verdadera y se determina por:

$$ID = n/A$$

Donde n es la suma de todos los grupos de excretas contado en todas las tramas y A es el área total muestreada.

Conteo de huellas (Brower 1985).

El conteo de huellas puede utilizarse en la identificación de especies y sus abundancias relativas, debe ser usado en hábitats donde el clima permita que las huellas puedan conservarse.

Como muchos mamíferos son nocturnos las huellas pueden ser el primer indicador de su presencia en el área. El uso de huellas para estimar el tamaño de la población requiere determinar la relación entre el número de animales, distribución espacial y la abundancia de huellas para que el animal pueda ser censado; la

abundancia de rastros sin ésta calibración cuantitativa nos da un índice de densidad poblacional.

Hay que tener cuidado en el uso de éstos datos, así que éste tipo de conteos debe ser considerado como un índice de actividad mas que una medida de abundancia.

Este índice puede expresarse como el número de huellas individuales observadas por kilómetro de transecto realizado.

CONCLUSIONES.

Se han expuesto las técnicas de observación, captura y marcaje más comunes para el trabajo de campo con vertebrados terrestres. Se ha profundizado en aquellas cuya aplicación, costos y efectividad las hacen más susceptibles de ser utilizadas en nuestro país, ya sea por investigadores o por estudiantes. Asimismo, se han incluido los cálculos estadísticos que permiten realizar estudios poblacionales basados en la mera observación o en la captura de organismos. También para este apartado fue necesario darle mayor enfoque a aquellas que son favorecidas dentro de la enseñanza y cuya efectividad se ha comprobado en los trabajos de los estudiantes. Durante el desarrollo del presente trabajo se publicaron diferentes técnicas para la realización de los cálculos que, debido a la premura del tiempo, no fue posible incluirlos aquí.

Un conocimiento de la técnica adecuada permite ahorro en el tiempo de investigación, lo que puede traducirse en la posibilidad de un muestreo más efectivo, ya sea por cantidad de organismos trabajados o por la calidad y profundidad del trabajo. La presente tesis apoya la optimización del tiempo dentro de una investigación al recopilar en un solo tomo las técnicas de estudio necesarias en el trabajo de campo y así evitar pérdida de tiempo en localizar las fuentes originales.

Se han ilustrado aquellas técnicas que, debido a la laboriosidad de su manufactura, necesitan un referente visual que permita su total comprensión y aplicación. Las ilustraciones pueden servir de base también para realizar modificaciones en las técnicas y mejorar su efectividad.

Un adecuado trabajo sobre vertebrados terrestres redundará en un mejor aprovechamiento de ese recurso, brinda conocimiento sobre la estructura de las poblaciones de especies comerciales, de especies dañinas a los intereses del hombre, y de especies en peligro de extinción, lo que permite generar planes para su manejo, y en su caso, conservación.

APENDICE



ANFIBIOS

MEXICO

EDO.

FECHA:

LOCALIDAD:

No. CATALOGO

NOMBRE CIENTIFICO :

NOMBRE COMUN :

LUGAR DE CAPTURA

TIPO DE CAPTURA

HORA DE CAPTURA

CAPTURO

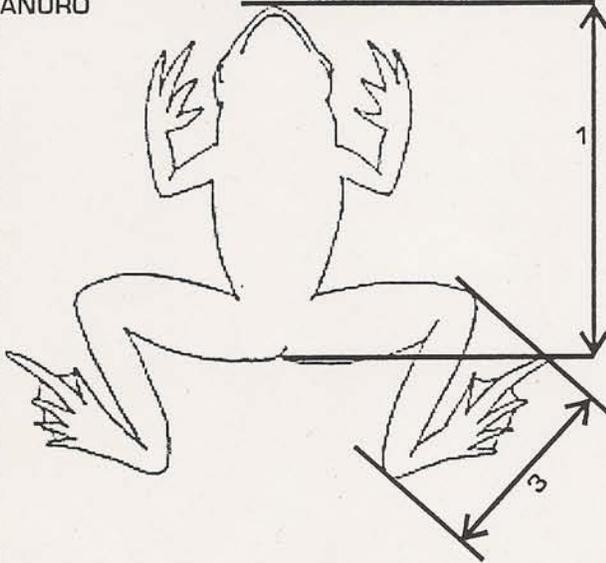
PREPARO

DETERMINO

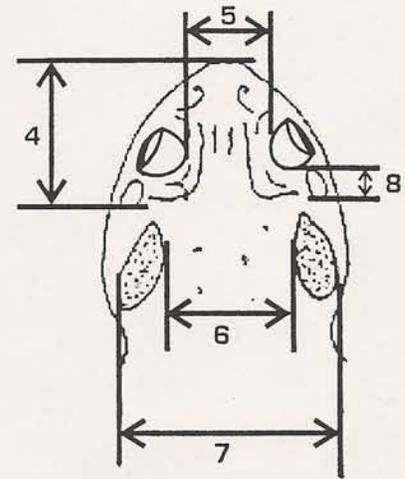
REVISOR TAXONOMICO

DEPOSITADO EN :

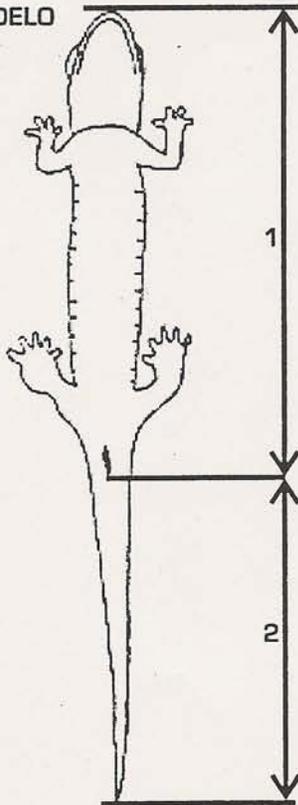
ANURO



OBSERVACIONES



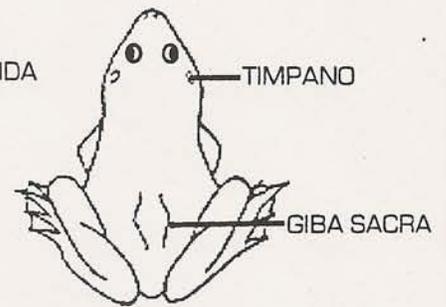
URODELO



SAPO



RANA



DIFERENCIACION DE PATAS



MORFOMETRIA

	PESO	
1	LONG. BOCA CLOACA	
2	LONG. COLA	
3	LONG. TIBIA	
4	LONG. CEFALICA	
5	DISTANCIA INTERORBITAL	
6	DIST. PAROTIDA MINIMA	
7	DIST. PAROTIDA MAXIMA	
8	DIAMETRO DEL TIMPANO	



MEXICO

EDO.

FECHA:

LOCALIDAD

No. CATALOGO

NOMBRE CIENTIFICO

NOMBRE COMUN

ORDEN

SUBORDEN

FAMILIA

SEXO 0

HORA DE CAPTURA

TIPO DE CAPTURA

LUGAR DE CAPTURA

DATOS MERISTICOS

mm

DATOS MERISTICOS. QUELONICOS

PESO

g.

1 LONGITUD TOTAL

CAPARAZON

mm

PLASTRON

mm

2 LONGITUD BOCA-CLOACA

I LARGO RECTO

IV ANCHO

3 LONGITUD CLOACA-COLA

II ANCHO RECTO

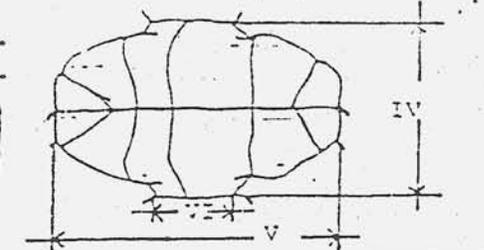
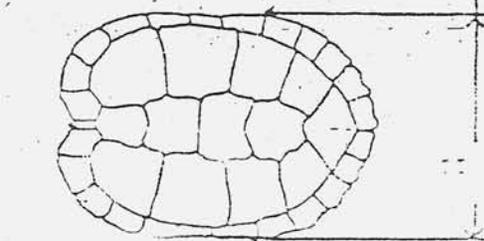
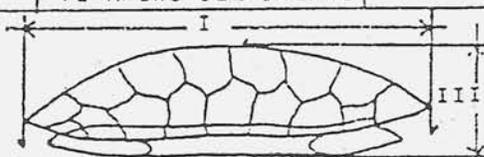
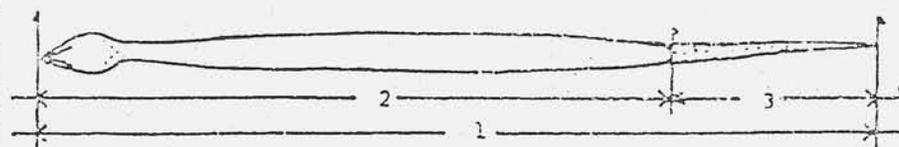
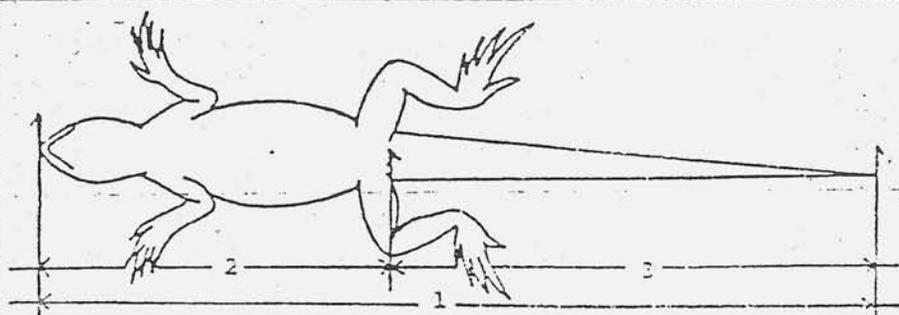
V LARGO

PESO

g

III ALTO

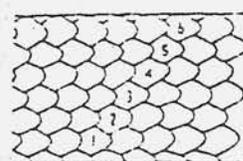
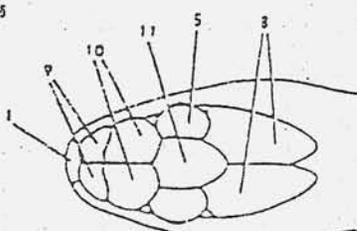
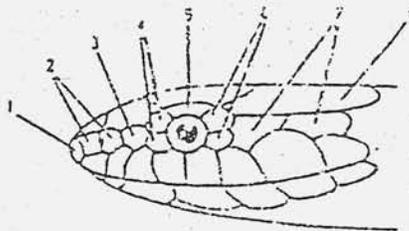
VI ANCHO DEL PUENTE



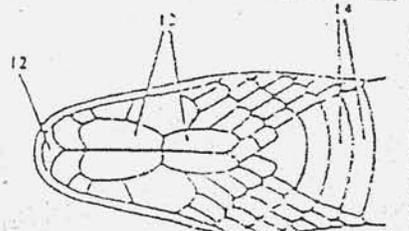
OBSERVACIONES

ESCAMAS DE LA CABEZA

- 1 ROSTRAL
- 2 NASAL
- 3 LOREAL
- 4 PREOCULAR
- 5 SUPRAOCULAR
- 6 POSTOCULAR
- 7 TEMPORAL
- 8 PARIETAL
- 9 INTERNASAL
- 10 PREFRONTAL
- 11 FRONTAL
- 12 MENTAL
- 13 GENIALES
- 14 VENTRALES



CONTEO DE ESCAMAS



NOTAS DE COLOR

CAPTURO.

PREPARO.

DETERMINO

DEPOSITADO EN:

Orden Cheilonida
 Suborden Cryptodira
 Familia Kinosternidae
Kinosternon

HOJA DE DATOS				
México.		Puebla.		Fecha:
Cuerpo de agua	Tipo de río	Altitud.	No. de catálogo.	Marca.
Profundidad.	Ancho: m. Largo: m.			
DATOS DE CAPTURA				
Sexo.	Peso. gr.	Hora.	Tipo.	Lugar.
DATOS MERISTICOS				
Caparazón.	mm.	Plastron.	mm.	
I Largo		V Ancho		
II Ancho recto		VI Largo		
III Alto		VII Ancho del puente		
IV 1er escudo vertebral		VIII Gulares		
		IX Humerales		
		X Pectorales		
		XI Abdominales		
		XII Femorales		
		XIII Anales		

Caparazón

Cabeza

Plastron

Cola

Ancho de la cabeza	mm.	Largo de la cabeza	mm.	Largo de la cola	mm.
Color.		Marca.		Anillos de crecimiento.	
Parásitos.	Muestra de uña.	Muestra de sangre.	Contenido estomacal.		
DATOS DEL COLECTOR					
Capturó.	Preparó.	Determinó.	Depositado en:		



MAMIFEROS

MEXICO

EDO.

FECHA:

LOCALIDAD:

No. CATALOGO

NOMBRE CIENTIFICO:

NOMBRE COMUN:

LUGAR DE CAPTURA

HORA DE CAPTURA

TIPO DE CAPTURA

SEXO

GI:

mm

PESO:

9

BACULUM:

MUDA:

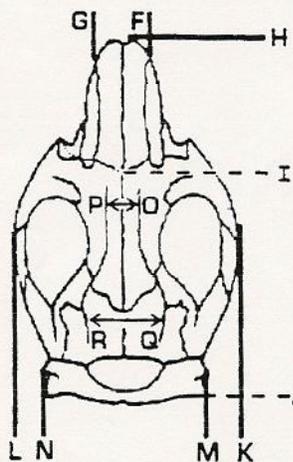
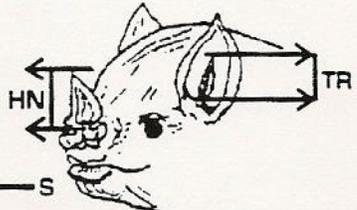
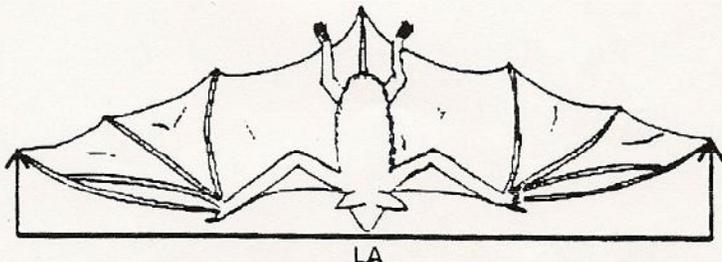
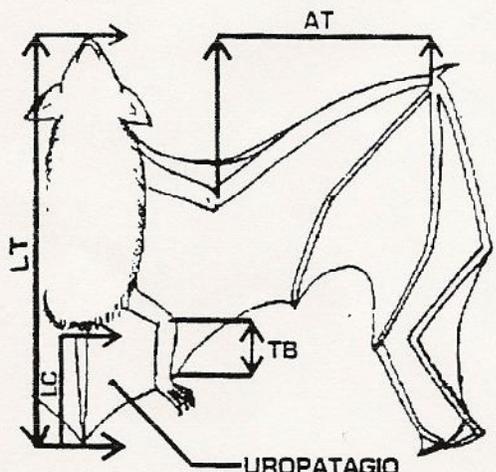
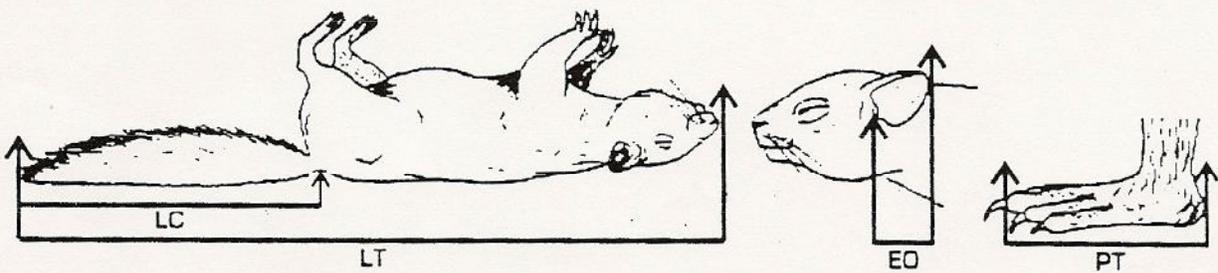
GRASA:

GD:

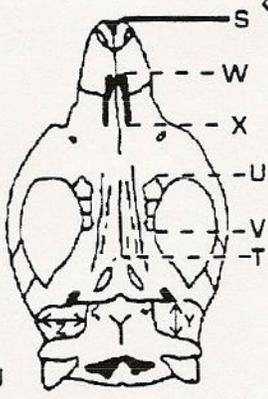
mm

ASOCIACION VEGETAL:

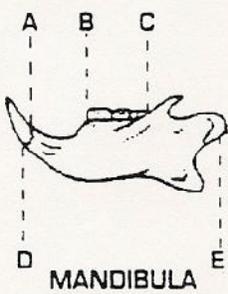
OBSERVACIONES:



VISTA DORSAL



VISTA VENTRAL



MANDIBULA

LT	LONGITUD TOTAL	
LC	LONGITUD COLA	
LA	LONGITUD ALAR	
EO	ESCOTADURA OREJA	
PT	PATA TRASERA	
TB	TIBIA	
AT	ANTEBRAZO	
HN	HOJA NASAL	
TR	TRAGO	

MEDIDAS CRANEALES	
A-B	O-P
B-C	Q-R
D-E	S-T
F-G	U-V
H-I	W-X
H-J	Y-
K-L	Z-
M-N	

CAP.:

PREP.:

DET.:

REV.:

DEP. EN:

BIBLIOGRAFÍA

- Brower, J., 1985. Field and Laboratory Methods for General Ecology., WCB,. Iowa, EU. 226 pp.
- Camarillo, J., Andrade, J., Kato, E., Rivera, J. Manejo cuantitativo de vertebrados terrestres. ENEP Iztacala, UNAM, México. 53 pp.
- Crawshaw, P., 1993. Recomendations for the study design on research on neotropical felids. Ed. Oxford University Press. EU., 348 pp.
- Eckert, K. (ed). 2000. Técnicas de investigación y manejo para la conservación de las tortugas marinas. IUCN/SSC, EU. 295 pp.
- Ferner, J. 1979. A review of marking techniques for amphibians and reptiles. Herpetological Circular No. 9. Society for the study of amphibians and reptiles. EU. 42 pp.
- Flores Vilella, O. 1994. Biodiversidad y conservación en México: Vertebrados, vegetación y uso de suelo. UNAM, México. 439 pp.
- Gaviño de la Torre, G., Juárez López C., Figueroa Tapia, H. 1972. Técnicas Biológicas Selectas de Laboratorio y de Campo. Ed. Limusa-Wiley. México. 251 pp.
- Glander, K., Fedigan, L. Chapman, C. 1991. Field methods for capture and measurement of three monkey species in Costa Rica. Folia Primatologica. 57(2):70-82.
- Hawbaker, S. 1974. Trapping north american furbearers. Kurtz Bros. EU. 352 pp.

- Heyer, R., (ed), 1994. Standard Methods for Amphibians. Smithsonian Institution Press,. Washington, EU. 364 pp.
- Jones, D., 1994. A Method for the Restraint and Transport of Crocodilians. Herpetological Review. 25(1) 14-15.
- Juárez López, C., Arriaga Weiss, S., Lozano Guzmán, F. 1980. Instructivo para estudios ornitológicos en el campo y laboratorio. Facultad de Ciencias, UNAM. 87 pp.
- Krebs, C., 1989., Ecological Methodology., Harper Collins., EU. 654 pp.
- Kuntz, H., 1995. Ecological Methods for Bats., Ed. Prentice-Hall., EU. 456 pp.
- Pough, H. 1996. Vertebrate Life. Prentice Hall, EU. 733 pp.
- Romero Almaraz, M., Sánchez Hernández, C., García Estrada, C. 2000. Mamíferos Pequeños. Prensas de Ciencias, UNAM. México. 162 pp.
- Schemnitz, S., (ed), 1980. Manual de Técnicas de Gestión de Vida Silvestre. Wildlife Society., EU. 703 pp.
- Vanzolini, P., Papavero, N. 1990. Manual de Recolección y Preparación de Animales. Facultad de Ciencias, UNAM. México. 270 pp.