

26
24



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**MANUAL DE TECNICAS PARA LA CAPTURA Y EL
MANEJO DE COCODRILIANOS SILVESTRES
Y EN CAUTIVERIO**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

P R E S E N T A :

RICARDO BENITO VINOS

ASESOR: BIOL. MARCO ANTONIO LAZCANO BARRERO

México, D. F.

1988



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 está 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.

CONTENIDO

	<u>Página</u>
I. RESUMEN.....	1
II. INTRODUCCION.....	2
III. PROCEDIMIENTO.....	5
IV. ANALISIS DE LA INFORMACION.....	7
A) Generalidades.....	7
1) Relaciones entre el hombre y los cocodrilos.....	7
2) Historia e importancia económica.....	11
3) Importancia ecológica.....	17
4) Importancia en la investigación.....	19
5) Taxonomía y anatomía.....	21
6) Distribución.....	36
7) Termorregulación.....	40
8) Los criaderos como medio de conservación del re- curso.....	45
B) Técnicas para la captura y el manejo de cocodrillos silvestres y en cautiverio y sus diferentes apli- caciones.....	50
1) Captura e inmovilización físicas.....	50
a) Trampas.....	52
Redes o trasmallos.....	52
Trampa de cuerda.....	53
Trampa de red.....	55
Trampa de lazo corredizo.....	55
Cajas de contención.....	61

Alarmas.....	61
Electricidad.....	62
b) Captura directa.....	63
Manual.....	63
Lazos.....	65
Domador.....	70
Tong o pinza herpetológica.....	74
Red de mano.....	76
Red.....	78
Arpón.....	80
Anzuelos.....	82
Otros.....	84
2) Inmovilización química.....	85
a) Vías de administración de drogas.....	88
Intramuscular.....	88
Intraperitoneal.....	90
Intravenosa.....	90
Intracardiaca.....	90
Subcutánea.....	90
Rectal.....	90
b) Equipo.....	90
Jeringa.....	90
Teleciclista.....	91
Cerbatana.....	91
Equipo Cap-Chur.....	98
c) Drogas anestésicas.....	102

Clorhidrato de etorfina.....	102
Diazepam.....	103
Clorhidrato de ketamina.....	104
Clorhidrato de feniciclidina.....	106
Pentobarbital sódico.....	107
Metanosulfonato de tricaina.....	108
Hidroxidiona sódica.....	108
Solución de tribromoetanol.....	108
d) Relajantes musculares.....	108
Succinilcolina.....	109
Trietyoduro de galamina.....	111
Cloruro de d-tubocurarina.....	113
Sulfato de nicotina.....	113
3) Transporte.....	117
a) Huevos.....	117
b) Animales.....	119
4) Técnicas de sexado.....	125
5) Técnicas de marcado.....	137
Coloración natural.....	137
Corte de crestas caudales.....	137
Mutilación de dedos.....	141
Grapas.....	143
Aretes.....	143
Marcas de ancla y banderolas.....	146
Anillos.....	147
Collares.....	147

Tatuaje.....	149
Cauterización.....	149
Fotografía.....	150
6) Técnicas de pesado.....	152
7) Técnicas de medición.....	154
8) Obtención de muestras.....	155
a) Contenido estomacal.....	155
Cucharón.....	155
Bomba.....	158
b) Sangre.....	162
Vena caudal.....	162
Arteria yugular interna.....	165
Punción cardíaca.....	165
Corte de una uña.....	167
Corte de la punta de la cola.....	167
Espacio retroorbital.....	167
Doppler.....	168
c) Orina y heces.....	168
9) Alimentación forzada.....	170
10) Obtención de semen e inseminación artificial.....	172
11) Incubación artificial de huevos.....	174
12) Técnicas de necropsia.....	184
Sistema endócrino.....	184
Sistema digestivo.....	184
Sistema respiratorio.....	185
Sistemas urinario y genital.....	186

Sistema cardiovascular.....	186
Sistema nervioso central.....	187
V. CONCLUSIONES.....	188
VI. LITERATURA CITADA.....	189
VII. INDICE DE FIGURAS.....	203
VIII. INDICE DE CUADROS.....	207
IX. APENDICES.....	209

I. RESUMEN

BENITO VINOS, RICARDO. Manual de técnicas para la captura y el manejo de cocodrilianos silvestres y en cautiverio (bajo la dirección de: Marco Antonio Lazcano Barrero).

Se llevó a cabo una extensa revisión bibliográfica sobre las técnicas de captura y manejo de cocodrilianos y sus diferentes aplicaciones, se pusieron en práctica algunas de estas técnicas para comprobar su efectividad y se probaron nuevas variantes; finalmente, se elaboró el presente manual que es una recopilación de dicha información la cual, a pesar de ser abundante, se encontraba dispersa en libros y revistas.

La información se encuentra dividida en dos grandes secciones. En la primera se tratan algunos aspectos generales sobre los cocodrilianos que es conveniente conocer para poder llevar a cabo un manejo adecuado de los animales. En la segunda se describen ampliamente las técnicas de captura e inmovilización más utilizadas, tanto por medios químicos como físicos, y las diferentes aplicaciones que éstas tienen, ya sea con cocodrilianos en libertad o en cautiverio, como son transporte, sexado, marcado, pesado, obtención de muestras, alimentación forzada, obtención de semen e inseminación artificial e incubación artificial de huevos.

I. INTRODUCCION

La gran mayoría de las especies de cocodrilianos que existen actualmente se encuentra en peligro de extinción. Debido a esto es imperiosa la necesidad de desarrollar estudios adecuados para su protección que a la vez planteen el aprovechamiento de las mismas, como podrían ser el manejo de poblaciones silvestres o la cría en cautiverio y, por lo tanto, de conocer las técnicas más adecuadas para su manejo.

Los primeros pasos para conservar a los cocodrilianos como recurso en México se dieron en el periodo de 1940 a 1945, fecha en que se estableció una Estación Repobladora de Cocodrilos en Laguna Verde, estado de Veracruz (77), y otra en la Barra de Suchiate, estado de Chiapas (77).

En 1968 se estableció el Programa de Estudio de los Cocodrilos Mexicanos, pero quedó suspendido en 1971 (77).

También en 1968 se inició en el estado de Chiapas el proyecto de "Estudio del cocodrilo de pantano, Crocodylus moreletii". Posteriormente se decidió incorporar dicho proyecto al estudio de las otras dos especies, Crocodylus acutus y Caiman crocodilus fuscus (2).

En 1971 se estableció un centro de repoblación en el municipio de Juárez, Chiapas, para criar C. moreletii, el cual fracasó a causa de la explotación petrolera en la zona (3).

En 1975 el zoológico de Atlanta, EUA, donó al Instituto de Biología de la UNAH un lote de 24 ejemplares de C. moreletii, para el cual se elaboró un proyecto de "Crianza en cautiverio".

Dicho proyecto se inició en la estación de biología tropical "Los Tuxtlas" en el estado de Veracruz (21). Desafortunadamente no se cuenta con los resultados finales de este proyecto que, al parecer, también quedó inconcluso.

Actualmente hay en México varias granjas donde se crían cocodrilos, pero desgraciadamente los objetivos de éstas, conservación y explotación comercial, no se han alcanzado y no se han obtenido resultados, al menos publicados, que contribuyan al conocimiento sobre el manejo y conservación de estas especies, a pesar de que una de estas granjas tiene ya 12 años de operación (76). Los problemas que se han presentado al instalar dichas granjas han sido provocados por la falta de información sobre la biología y los requerimientos naturales de los cocodrilianos. Por otro lado, la carencia de recursos humanos capacitados ha traído como consecuencia una mala planificación de las granjas (77).

Además, en prácticamente todos los zoológicos de México se tienen diferentes especies de cocodrilianos en exhibición.

Hay muchos particulares, principalmente en los estados del sureste, que poseen cocodrilianos, ya sea a nivel de una pequeña granja doméstica, como atractivo turístico en hoteles y restaurantes o como mascotas.

Dado el peligro potencial que representan estos animales al ser manejados, es necesario conocer las diferentes técnicas de captura e inmovilización que existen, para evitar accidentes por parte del animal hacia las personas y viceversa.

Llevar a cabo de manera adecuada un programa de crianza en

cautiverio o estudios de cocodrilianos en estado silvestre, requiere conocer las técnicas de marcado, sexado, obtención de datos morfométricos, pesado, obtención de muestras, incubación artificial, etcétera.

Es amplia la literatura sobre estos temas, pero la mayoría esta escrita en inglés, basada en estudios realizados en otras partes del mundo y con especies distintas a las que tenemos en México, por lo que considero útil y necesaria la realización de un texto que abarque tales puntos, pues no existe en el mundo, al menos publicada, una recopilación sobre dicho tema.

Considero, además, que es necesaria la realización de más trabajos de este tipo no sólo relativos a cocodrilianos, sino a muchas otras especies de animales silvestres con los que el hombre tiene cada vez un mayor contacto.

Los objetivos del presente trabajo son:

1) Recopilar la información bibliográfica existente de las técnicas de captura, transporte, inmovilización física y química, marcado, sexado, pesado, medición, obtención de muestras, alimentación forzada, obtención de semen e inseminación artificial e incubación artificial de huevos.

2) Llevar a la práctica algunas de estas técnicas para comprobar su efectividad.

3) Probar nuevas técnicas o modificaciones de las ya existentes que puedan proporcionar mejores resultados.

4) Elaborar un manual sobre técnicas para el manejo de cocodrilianos silvestres y en cautiverio.

III. PROCEDIMIENTO

La información para la realización de este trabajo se obtuvo mediante una extensa revisión bibliográfica y la puesta en práctica de varias de las técnicas reportadas; en algunos casos se probaron modificaciones de las mismas, ya fuera para adaptarlas a las condiciones en que se iban a emplear o bien de acuerdo con la disponibilidad del material para fabricar los implementos necesarios.

La parte práctica del trabajo se llevó a cabo principalmente en la granja del Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, ubicada en Lacanjá-Chansayab, municipio de Ocosingo, Chiapas y, de manera complementaria, en la granja Esteban Cházari "El fenix", de Isla del Carmen, Campeche, perteneciente a la Secretaría de Pesca; en la granja del Parque Nacional "Lagunas de Chacahua", ubicada en el municipio de Tututepec, Oaxaca, que pertenece a la Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología, y en el Zoológico Regional "Miguel Alvarez del Toro", de Tuxtla Gutierrez, Chiapas. Las especies con que se trabajó fueron Crocodylus moreletii y Caiman crocodilus.

La información se encuentra dividida en dos grandes secciones. En la primera se tratan algunos temas generales acerca de los cocodrilianos, en los que se explica cuál es la importancia de éstos para el hombre y el ecosistema en que habitan; asimismo, se mencionan algunas de sus características anatómicas y fisiológicas más importantes que es necesario conocer para poder llevar a cabo cualquier actividad con ellos, y finalmente, se resalta la importancia de aprovecharlos racionalmente

y las ventajas que esto representa tanto para el hombre como para los cocodrilianos.

En la segunda se describen ampliamente diferentes técnicas de captura por métodos físicos y químicos. A continuación se mencionan y describen las diferentes razones por las cuales es necesario capturar a los cocodrilianos, ya sea en cautiverio o en libertad, como son transportarlos de un lado a otro, sexarlos, marcarlos, pesarlos, medirlos, obtener muestras, darles alimentación forzada e incluso obtener semen y hacer inseminación artificial, lo cual es algo que recientemente se ha empezado a investigar. Finalmente se da una breve descripción de cómo llevar a cabo la incubación artificial de huevos y cómo realizar una necropsia.

IV. ANALISIS DE LA INFORMACION

A) Generalidades.

1) Relaciones entre el hombre y los cocodrilos.

En términos generales los cocodrilianos son animales que no gozan del afecto de la mayoría de la gente.

Desde tiempos antiguos, en la mitología, los cocodrilos fueron prototipo de los dragones. En Egipto se les atribuyó una condición semidivina. Sebek, el Dios cocodrilo, fue la personificación del mal, un ser de las tinieblas que de vez en cuando trataba de tragarse el Sol y causaba pánico general (20).

Para mucha gente incluso las crías son consideradas como animales malintencionados, desagradables, siniestros o peligrosos, asesinos potenciales de personas, que fueron creados por un Dios diferente del que sembró la Tierra con flores, mariposas y pájaros (96).

Algunas opiniones de la gente acerca de los cocodrilianos son:

"Usted sabe, estos cocodrilos matan cualquier clase de animales aun cuando están tan llenos que difícilmente se pueden mover" (96).

"Los cocodrilos son crueles, sabe usted. No matan a un animal rápido como lo haría un león, sino que juegan con él en el agua para que sufra. Criaturas malvadas, creo yo" (96).

"¿Quién quiere a los cocodrilos? Son tímidos y reservados, no vistos con facilidad por los turistas y la mayoría de

la gente piensa que son repulsivos y brutos, así que ¿por qué preocuparse por estudiarlos?"(96).

A quienes no les gustan dicen que son malintencionados, ariscos y que sólo desean clavarle los dientes a uno. A quienes les gustan, dicen que es un reptil pacífico, que sólo pide ser dejado tranquilo, pero que peleará si es atacado, como casi cualquier otra criatura (10).

En muchas ocasiones el simple intento de huir o de defenderse se toma como una acción de ataque (10).

Lo cierto es que varios autores informan casos de cocodrilianos que han atacado a personas (10, 28, 59, 60, 95).

Uno de los países con mayor incidencia de ataques es Estados Unidos, donde se encuentra el Alligator mississippiensis; esto se debe a que en ciertas zonas ha habido un incremento de población de este cocodriliano que incluye varios individuos grandes, aunado a un aumento de población humana que ha invadido el hábitat de éstos (59).

El conflicto entre el hombre y el alligator es tan antiguo como la capacidad de la memoria, pero no ha sido sino hasta épocas recientes cuando se ha empezado a llevar una documentación al respecto (102).

En general, la actividad de los cocodrilianos es mayor durante la noche, y por lo tanto durante ésta es más probable que se presenten ataques al hombre y a los animales, aunque también pueden atacar de día (3).

Uno de los principales problemas es que la gente les da de comer, lo que hace que se acerquen con más confianza (20, 59, 60, 102), por lo que no se les debe culpar si un día, equivoca-

damente, se lanzan contra una pierna humana, ya que indirectamente, esto sería un ataque provocado ya que asocia a las personas con el alimento (20).

Algunas hembras son más agresivas cuando tienen nido (10, 95) o están presentes sus crías (60), en cuyos casos es más probable que ocurra un ataque (10, 60).

En Estados Unidos mucha gente los tiene como mascotas (85, 102), ya que tienen algunas características que los hacen adecuados, como por ejemplo, que son limpios, callados y se pueden mantener en un espacio relativamente pequeño (85). Al crecer, muchos de ellos son liberados en cualquier lugar y generalmente se convierten en animales problema que pueden llegar a atacar a perros y gatos y acercarse mucho a la gente (102).

De cualquier modo, todo lo anterior no justifica una reacción negativa hacia los cocodrilianos, pues en la relación alimentaria entre hombres y reptiles resultan comidos muchísimo más reptiles que hombres (20).

En la época de sequía en los Everglades, Florida, se han encontrado los restos de A. mississippiensis muertos, cuyos cuerpos fueron abandonados; también se encuentran cuerpos con la cola cortada para obtener la carne (10).

En el zoológico de Mérida una hembra que tenía un nido fue atacada por un grupo de estudiantes, y como no lograron que se moviera, la dejaron ciega clavándole un palo puntiagudo en los ojos (98).

Es lamentable que estos animales no sean bien cuidados en los zoológicos. Muchas veces se tienen en fosos de cemento, generalmente muy pequeños, con luz y calor artificiales. En

ocasiones mantienen juntos animales de diferentes tamaños y especies y la profundidad del agua es escasamente suficiente para que se puedan sumergir y escapar de los objetos que arroja la gente. Muchas veces el único intento de educación al público es una placa con el nombre de los animales (96).

Respecto a cómo deben ser llamados, la palabra lagarto es muy usada para referirse a los cocodrilianos, pero es incorrecta, ya que viene del latín lacerta, que significa lagartija (3).

2) Historia e importancia económica.

Los cocodrilianos han existido desde hace unos 200 millones de años (5, 16, 53); han visto a los continentes desplazarse y han persistido durante varias glaciaciones (53). Sin embargo, en la actualidad, sus poblaciones han sido considerablemente diezgadas, y algunas de las especies han sido explotadas a tal grado que actualmente es difícil encontrarlas en estado natural (1, 2, 12, 22, 53, 56, 91, 98, 110), como es el caso del cocodrilo del Orinoco, el cocodrilo siamés y el aligador chino (53).

Parte de la situación crítica en que se encuentran muchas especies de cocodrilianos se debe principalmente a que la explotación de las poblaciones silvestres no es racional, no es controlada, y son pocas las que son criadas en cautivero (56). Muchas especies de cocodrilianos se encuentran en países del Tercer Mundo, cuyos gobiernos tienen otros problemas de mayor presión que el de conservar la fauna (79).

Las tres especies de cocodrilianos que habitan en México se encuentran en una situación bastante crítica (1, 2, 12, 21, 22, 32, 56, 98) y están consideradas como en peligro de extinción por diversas organizaciones internacionales (ver cuadro 1). Las tres especies están protegidas por la Ley Federal de Caza y por la Ley Federal para el Fomento de la Pesca. De acuerdo con el cuadro oficial de vedas de la Secretaría de Pesca, se establece que existe una veda durante todo el año en todo el país para las tres especies, pero contradictoriamente se establece una talla mínima de captura de 1.50 metros (32, 44).

A pesar de que la ley existe, la caza furtiva se sigue

CUADRO 1. Situación de las tres especies de cocodrilianos de México enlistadas en el Acta de Especies en Peligro de Estados Unidos (ESA), la Convención de Tráfico Internacional de Especies de Flora y Fauna Silvestres en Peligro (CITES) y el Libro Rojo del IUCN (RDB) (58).

<u>Especie</u>	CITES		RDB
	ESA	(apéndice)	
<u>Caiman crocodilus fuscus</u>		II ¹	E ³
<u>Crocodylus acutus</u>	E	I ²	E
<u>Crocodylus moreletii</u>	E	I	E

¹II: Especie amenazada.

²I: Especie en peligro de extinción.

³E: En peligro.

llevando a cabo, pues no existe una buena y sincera vigilancia para hacerla ejercer (1, 32, 33, 76, 88, 98).

Las causas que han llevado al hombre a afectar las poblaciones de cocodrilianos son fundamentalmente dos (22, 32, 56):

1) Directa. El método más seguro para extinguir una especie consiste en la comercialización de sus productos (88). En el caso de los cocodrilianos ha sido principalmente el comercio de pieles, el cual comenzó en 1800 en Estados Unidos, y para 1870 se estableció en ese país, en forma organizada, la industria peletera (32). En México la explotación comenzó en 1885 (21, 33).

Desde entonces, y debido al gran valor que han alcanzado las pieles en el mercado mundial, han sido cazados excesivamente hasta diezmar considerablemente la mayoría de las especies tanto en México como en el resto del mundo.

Otras formas de ocasionar una disminución de las poblaciones, pero que son menos importantes que el comercio de pieles, es por la captura accidental al quedar atrapados en las redes de los pescadores *(32); la caza deportiva (26, 32, 91), y por último, por que mucha gente los mata simplemente por que no les gustan (110).

11) Indirecta. Debido al excesivo aumento demográfico (22, 26, 32, 56), cada vez son invadidas un mayor número de zonas antes inaccesibles al hombre; el establecimiento de poblaciones dentro de estos lugares trae como consecuencia que se aumenten las vías de comunicación (22, 56) y la tala de selvas (1, 22,

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

56, 76, 86, 110).

El hábitat puede ser destruido debido a otras actividades humanas como la construcción de obras hidráulicas (por ejemplo presas y diques) *(10, 22, 32, 56), que inundan unas zonas y secan otras (1, 91); las actividades petroleras (1, 32), y por último, mediante la contaminación del agua.

Económicamente son importantes, pues el valor de una piel puede alcanzar precios muy elevados dependiendo de la especie, el corte y el tamaño. Además los criaderos son una fuente de trabajo para los habitantes de las comunidades tropicales marginadas *(2, 3, 91).

La importancia económica de los cocodrilianos, así como el decremento que han sufrido las poblaciones, se puede ver claramente en el cuadro 2.

De la piel de los cocodrilianos se obtienen artículos diversos como bolsos, zapatos *, ***(5, 10, 32, 33, 58, 76, 95, 96, 108), carteras *, ***(10, 32, 58, 76, 108), cinturones *(10, 32, 33, 58, 76), correas para reloj *, ***(32, 58, 76, 96), portafolios *(10, 32, 58, 76, 95), llaveros, cigarrerías, monederos (10), etcétera.

De los cocodrilianos también se aprovecha la carne, la cual puede ser vendida a buen precio, y que en algunas partes del

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

** Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

*** Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

CUADRO 2. Toneladas de pieles exportadas en los años de 1940 a 1970 y el valor que representaron (22).

<u>Años</u>	<u>Toneladas</u>	<u>Núm. pieles</u>	<u>valor (\$)</u>
1940-49	500 (x 3.5 Kg/piel):	143,000	5 millones
1950-59	240 (x 3.5 Kg/piel):	68,570	4 millones
1960-70	145 (x 3.5 Kg/piel):	41,128	20 millones

mundo es considerada una delicia *, ** (2, 4, 5, 10, 20, 26, 32, 63, 76, 87, 88, 89, 95), el huevo, que se utiliza para consumo humano (4, 10, 32, 63, 88, 89), los huesos, que se emplean en la elaboración de figuras de ornato (32), los dientes, con los cuales se fabrican collares y dijes ** (4, 10, 76, 87), el almizcle para la industria de perfumes (88), los cráneos, que se venden como adorno, las patas como rascaespaldas, los osteodermos como botones para abrigos y hasta los gastrolitos son valiosos***; las crías se venden como mascotas o bien disecadas *** (2, 32, 76, 85, 96).

En general, podemos decir que, al menos en México, los cocodrilianos son un ejemplo notable de la mala explotación de un recurso biótico (56).

Por último, citaré a Alvarez del Toro (1982) al referirse a la matanza de hembras con nido para obtener la piel. "Es tan torpe el hombre y tan irresponsable en su tonto afán destructivo, aun contra sus propios intereses, que es cosa común que los cazadores y 'lagarteros' a más de asesinar a la cocodrila madre, ya que no puede llamarse de otro modo a hecho tan vil, destruyen el nido y rompen los huevos."

* Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

** Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

*** Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

3) Importancia ecológica.

Desde el punto de vista ecológico, los cocodrilianos desempeñan un papel muy importante en los ecosistemas donde habitan. Las funciones que dentro del ecosistema desarrollan y que de una manera u otra son benéficas, se pueden condensar en cinco principales:

1) Por ser depredadores intervienen en el control de poblaciones de otros animales *(10, 21, 53, 76, 86, 89, 95, 96).

Pueden actuar controlando enfermedades. En Argentina, Uruguay y Paraguay, se vio que la disminución de yacarés produjo el crecimiento de la población de un caracol (Pomacea sp.) del cual se alimentan los yacarés, y que es huésped de larvas de tremátodos causantes de la esquistosomiasis. Esto trajo como consecuencia un aumento en la incidencia de esta enfermedad en el ganado ocasionando grandes pérdidas (88, 89).

ii) Su movimiento inhibe el crecimiento de vegetación acuática tanto emergente como enraizada, lo que evita que los pantanos se transformen en marismas, o que se obstruyan los canales que comunican dos cuerpos de agua, con lo que se impediría el paso de organismos y del agua misma *(21, 69, 76, 91).

iii) En las zonas pantanosas construyen grandes fosas circulares que son las depresiones más profundas de los pantanos, y por lo tanto, las últimas en secarse, o las únicas que no se secan durante la época de sequía. Estas fosas constituyen el único refugio para la fauna acuática (peces, crustáceos, moluscos, etc.), que sirve a su vez de alimento para algunos

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

depredadores como los mismos cocodrilianos, y algunas especies de aves y mamíferos *(10, 21, 53, 69, 76, 84, 87, 91, 95, 96, 108).

iv) Su excremento sirve como nutriente para diversos organismos primarios (bacterias, fitoplancton, plantas), los que a su vez sirven para mantener poblaciones de invertebrados, peces, anfibios y reptiles, de los cuales se alimentan los cocodrilianos *(21, 43, 53, 76, 87, 88, 89, 91).

v) Debido a lo anterior, y contrariamente a lo que generalmente se cree, cuanto mayor sea el número de cocodrilianos en una zona donde habitan naturalmente, sin llegar a una sobrepoblación, mayor será la cantidad de pesca disponible para el consumo humano, por lo que es un lamentable error eliminarlos en las zonas pesqueras pensando que son competidores, siendo que en realidad son nuestros aliados (43, 88, 89, 91, 123).

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

4) Importancia en la investigación.

Los reptiles en general, y entre éstos lo cocodrilianos, debido a sus características evolutivas (23), anatómicas (37) y fisiológicas (25), son adecuados para ser utilizados en diversas áreas de la investigación, pues tienen algunas ventajas sobre los animales de laboratorio comúnmente utilizados.

Son fáciles de manejar y de alimentar; proporcionalmente consumen menos alimento que las aves o los mamíferos; requieren poco espacio en relación con su tamaño, por lo que son fáciles de mantener en cautiverio, y, además, se pueden obtener de manera sencilla muestras de sangre, orina, heces, etcétera (24, 26).

Otra ventaja es que sus reacciones metabólicas son lentas y prolongadas, y a menudo su respuesta a varios estímulos es muy aparente. Esto permite realizar observaciones detalladas de reacciones metabólicas durante días, así como las vías utilizadas en la reacción, lo cual muchas veces no es posible en los mamíferos. Debido a estas características, los cocodrilianos prometen buenos resultados en la investigación (25, 26).

Los cocodrilianos han sido utilizados por diversos investigadores en diferentes áreas como bioquímica, endocrinología (24, 25), inmunología (23), fisiología comparada (29) y embriología (37, 38).

Es importante recordar que la mayoría de las especies de cocodrilianos está en peligro de extinción, por lo que antes de emprender cualquier investigación que requiera el sacrificio de éstos, se debe determinar si los resultados que se espera

obtener justifican plenamente dicho sacrificio (29, 50).

En un comentario acerca de la investigación sobre los hábitos alimenticios de los cocodrilos Gans y Pooley (1976) preguntan: "¿cuántos especímenes más deberán ser sacrificados para probar lo que ya sabemos? ¿Es necesario matar unos cientos o miles más en cada país para saber lo que el cocodrilo comía antes de extinguirse?, o ¿es que estos proyectos están apoyados por que son una legítima fuente de pieles para justificar o disimular todas las que son furtivas?"

5) Taxonomía y anatomía.

Los cocodrilianos poseen algunas características que los diferencian de los demás reptiles como:

1) El cuerpo está cubierto por escamas cutáneas con una cubierta córnea que es mudada en pequeñas piezas (5, 27, 45, 97, 110, 121). Debajo de las escamas hay osteodermos, principalmente en el dorso, pero en ocasiones también en el vientre *(2, 5, 28, 45, 97, 110, 118, 121).

11) Los dientes sólo se encuentran en los maxilares. Son cónicos, colocados en alvéolos individuales y son remplazados varias veces durante su vida ***(2, 3, 5, 10, 22, 95, 108, 118, 121) (ver figura 1).

111) El cráneo es diápsido, posee aberturas supra e infratemporales completas, aunque la superior frecuentemente está reducida y en algunos aligatores casi desaparece (28, 118, 121). La inferior está bordeada ventralmente por los huesos yugal y cuadrado yugal (28, 121).

iv) El hueso cuadrado no es móvil (2, 22, 121).

v) Se observa un techo óseo extenso en la boca (paladar duro), con la desembocadura de los conductos nasales muy atrás, en la parte posterior del pterigoides (2, 5, 10, 28, 97, 118, 121). Hay pliegues de tejido que se proyectan hacia abajo del paladar y hacia arriba de la parte posterior de la lengua, que forman una válvula que impide que entre el agua a la tráquea

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

** Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

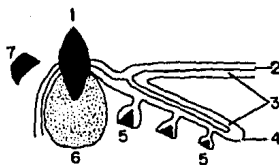


FIGURA 1. Diagrama que muestra la sucesión dental continua (121).

- 1. Diente funcional
- 2. Epidermis
- 3. Capa de Malpigio
- 4. Banda de dientes

- 5. Dientes en desarrollo
- 6. Alveolo
- 7. Diente descartado

cuando el hocico está abierto bajo el agua. Debido a esto, un cocodrilo puede ahogar a su presa sin aspirar agua (2, 3, 5, 10, 28, 45, 95, 96, 97, 108, 110, 121) (ver figura 2).

vi) Poseen un par de válvulas en los orificios nasales, están situadas en una prominencia carnosa dorsal, y se cierran cuando sumergen el hocico (2, 3, 5, 10, 28, 108, 118, 121).

vii) No hay ojo pineal, parietal o foramen en la región dorsomedial del cráneo (22, 121).

viii) El órgano de Jacobson (órgano par de los sentidos asociado con el olfato) está ausente en el adulto (121).

ix) La abertura cloacal es longitudinal *(3, 5, 22, 121) y sólo hay un pene (2, 5, 22, 28, 45, 121).

x) En los cocodrillanos vivientes la fusión de partes de las vértebras es sólo parcial, como en el atlas o el axis, y la separación por suturas del arco neural forma su centro o cuerpo. El cuerpo puede tener extremos planos, bicóncavos o cóncavo en el frente y convexo en la parte posterior (121).

xi) En la mayoría de las vértebras están presentes costillas de doble cabeza (22, 28, 121).

xii) No hay viviparismo (22, 121).

xiii) El corazón se encuentra dividido en cuatro cámaras (2, 5, 20, 28, 34, 45, 85, 97, 108, 118). Hay una conexión entre ambos ventrículos por medio del foramen de Panizza (5, 45, 85, 97) (ver figura 3), lo que constituye una gran ventaja, pues cuando el cocodrilliano se sumerge y ya no hay oxígeno en los pulmones, la mayor parte de la sangre va al cuerpo y no pasa

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

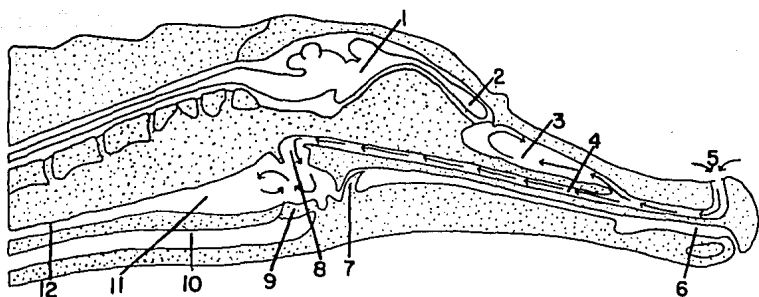


FIGURA 2. Corte longitudinal de la cabeza de un cocodriliano que muestra la separación que existe entre los tractos digestivo y respiratorio. Las flechas indican el recorrido del aire (97).

- | | |
|----------------------|---------------------|
| 1. Cerebro | 7. Pliegue gular |
| 2. Lóbulo olfatorio | 8. Narinas internas |
| 3. Cámara olfatoria | 9. Laringe |
| 4. Conductos nasales | 10. Tráquea |
| 5. Narinas externas | 11. Faringe |
| 6. Boca | 12. Esófago |

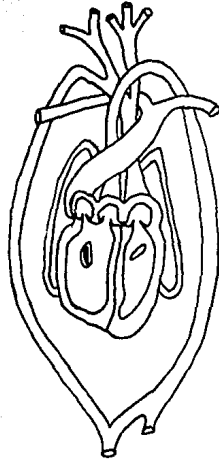


FIGURA 3. Corazón de cocodrilliano en el que se puede apreciar la separación que existe entre ambos ventrículos (121).

por éstos (97).

xiv) Poseen diafragma que divide las cavidades torácica y abdominal (2, 5, 28, 108).

La cabeza de los cocodrilianos muestra una serie de adaptaciones muy interesantes para la vida acuática.

Los orificios nasales se encuentran en la punta del hocico (28, 118), sobre una protuberancia (3, 5, 118). Al sumergirse el animal, estos orificios pueden cerrarse mediante unas válvulas (2, 3, 5, 28, 96, 118).

Los ojos están en la posición más alta de la cabeza (28, 45, 118). Tienen dos párpados, superior e inferior, ambos móviles (2, 10, 45, 87, 91, 95, 118) y además una membrana nictitante móvil (2, 3, 10, 28, 45, 85, 87, 95, 96, 108, 110, 118), transparente, la cual protege al ojo durante la inmersión y permite la visión (10, 45, 96, 110, 118). Detrás de la retina se encuentra el tapetum lucidum (5, 45, 85, 118), que es rico en cristales de guanina (85) y que produce un reflejo color rojo en el ojo al ser alumbrado durante la noche (5, 45, 85, 87, 108, 118).

Los oídos se encuentran justo detrás de los ojos (3, 10, 28, 45, 87, 97, 108, 118) y se pueden cerrar mediante válvulas cuando el cocodriliano se sumerge (2, 5, 10, 45, 87, 95, 97, 108, 110, 118).

Debido a esto, pueden permanecer sumergidos quedando únicamente sobre el nivel del agua los orificios nasales, los ojos y

* Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

los oídos, con lo que pueden permanecer prácticamente ocultos bajo el agua y son capaces de respirar, oler, ver y oír (2, 3, 97, 108) (ver figura 4).

Actualmente, el orden Crocodylia se encuentra dividido en tres familias: Alligatoridae, con cuatro géneros, siete especies y cuatro subespecies; Crocodylidae, con dos géneros, doce especies y seis subespecies y Gavialidae, con dos géneros y dos especies (10, 26, 30, 95) (ver cuadro 3).

Densmore (1981) utilizó una serie de técnicas bioquímicas e inmunológicas para comparar diferentes proteínas de las 21 especies de cocodrilianos y establecer el grado de afinidad existente entre las mismas. En general los resultados obtenidos fueron los mismos que los sugeridos por los estudios morfológicos, excepto en caso del falso gavial, que era considerado como miembro de la familia Crocodylidae, pero se vio que la especie con la que tenía mayor afinidad era el gavial, por lo que se incluyó en la familia Gavialidae (26, 30).

Las características más evidentes para distinguir a los miembros de las diferentes familias se encuentran en la cabeza.

Los de la familia Gavialidae son los que se distinguen con mayor facilidad debido a su largo y afilado hocico. El primer, tercer y cuarto dientes del maxilar superior son más largos (103) (ver figura 5A).

En los miembros de la familia Crocodylidae, el cuarto diente del maxilar inferior encaja en una muesca de la mandíbula superior, por lo que queda expuesto cuando cierra el hocico (10, 20,

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

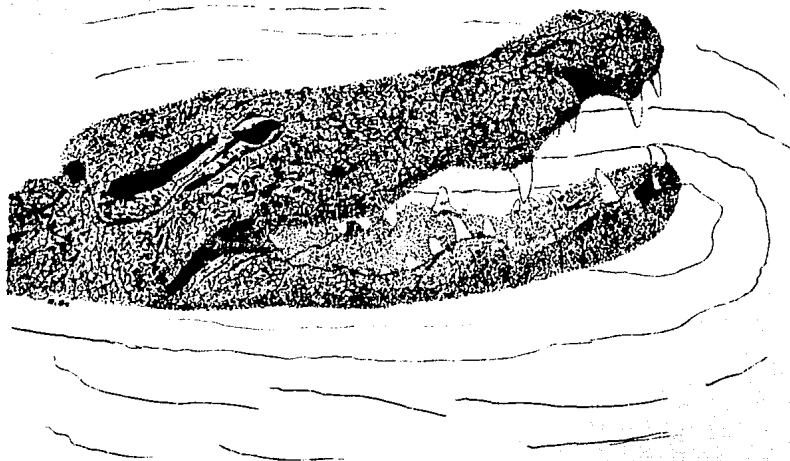


FIGURA 4. Cabeza de Crocodylus niloticus en la que se pueden observar algunas de las adaptaciones que tiene para la vida acuática, como el que las fosas nasales, los ojos y los oídos se encuentren en la parte superior de la misma.

CUADRO 3. Clasificación actual del orden Crocodylia (12, 30, 35, 102).

<u>Nombre científico</u>	<u>Distribución</u>
familia Alligatoridae	
<u>Alligator mississippiensis</u>	sureste de EUA
<u>Alligator sinensis</u>	noreste de China
<u>Caiman crocodilus apaporensis</u>	río Apaporis (Colombia)
<u>Caiman crocodilus crocodilus</u>	Sudamérica
<u>Caiman crocodilus fuscus</u>	México a Colombia
<u>Caiman crocodilus yacare</u>	sur de Brasil, Paraguay
<u>Caiman latirostris</u>	este de Brasil, Paraguay
<u>Melanosuchus niger</u>	cuenca del Amazonas
<u>Paleosuchus palpebrosus</u>	Amazonas, cuenca del río Orinoco
<u>Paleosuchus trigonatus</u>	Amazonas, cuenca del río Orinoco
familia Crocodylidae	
<u>Crocodylus acutus</u>	Florida, México a Colombia, islas del Caribe
<u>Crocodylus cataphractus</u>	oeste y centro de Africa
<u>Crocodylus intermedius</u>	río Orinoco
<u>Crocodylus johnstoni</u>	norte de Australia
<u>Crocodylus moreletii</u>	Centroamérica
<u>Crocodylus niloticus</u>	Africa
<u>Crocodylus novaeguinae mindorensis</u>	Filipinas
<u>Crocodylus novaeguinae novaeguinae</u>	Nueva Guinea
<u>Crocodylus palustris kimbua</u>	Ceilán

CUADRO 3. (continuación)

<u>Crocodylus palustris palustris</u>	India y Pakistán
<u>Crocodylus porosus</u>	sureste de Asia y norte de Australia
<u>Crocodylus rhombifer</u>	Cuba
<u>Crocodylus siamensis</u>	Tailandia
<u>Osteolamus tetrapis osborni</u>	norte del río Congo (Africa)
<u>Osteolamus tetrapis tetrapis</u>	este de Africa
familia Gavialidae	
<u>Gavialis gangeticus</u>	India
<u>Tomistoma schlegelii</u>	Birmania, Sumatra y Malasia

45, 87, 96, 109). El quinto diente del maxilar superior es el más desarrollado (88). Su hocico es largo y delgado (10) (ver figura 5B).

En los miembros de la familia Alligatoridae, el cuarto diente del maxilar inferior es sólo parcialmente visible o totalmente invisible cuando el hocico está cerrado *(10, 20, 45, 88). El cuarto diente del maxilar superior es el más desarrollado (88). Tienen el hocico más ancho y redondeado que los Crocodylidae (20) (ver figura 5C).

Con el fin de diferenciar a las tres especies de cocodrillos mexicanos, Casas y Guzmán (1970) dan una clave para la identificación de géneros y especies (ver cuadro 4 y figura 6).

El Crocodylus acutus y el Crocodylus moreletii pueden diferenciarse con base en la disposición de las escamas subcaudales. En el C. acutus no se presentan más de tres irregularidades en la porción lateral proximal de la cola (ver figura 7). En el C. moreletii las irregularidades siempre se presentan en la superficie ventral, pero no únicamente en ésta; dichas irregularidades pueden ser de una sola escama o de dos o más acomodadas lateralmente. Esto es visible en animales de todas las edades (100).

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

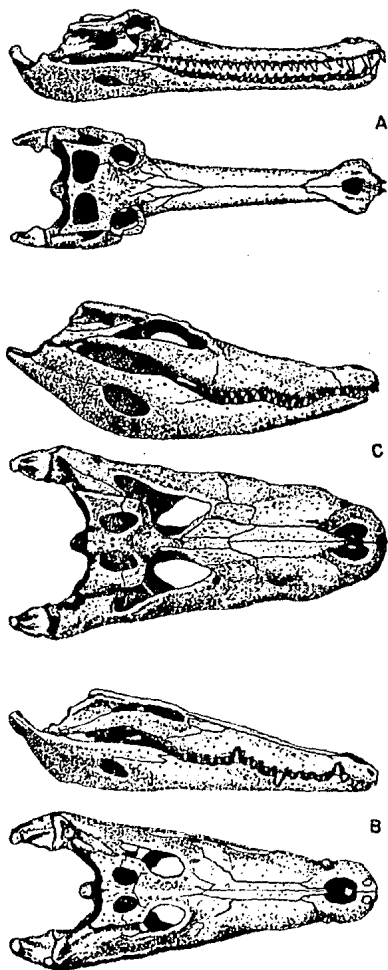


FIGURA 5. Vista lateral y superior de los cráneos de un miembro de la familia Gavialidae (Gavialis gangeticus) (A), uno de la familia Crocodylidae (Crocodylus niloticus) (B) y uno de la familia Alligatoridae (Alligator mississippiensis) (C) en los que se pueden ver las diferencias entre las tres familias (97).

CUADRO 4. Clave para la identificación de los géneros y especies de Crocodylidae de México (modificado de Casas y Guzmán, 1970).

1a. Hocico corto y ancho (1.1).

Con un tabique óseo, curvo y transversal frente a los ojos (1.2).

El cuarto diente mandibular se oculta en una fosa de la mandíbula y no es visible cuando el hocico está cerrado (1.3).

Con una proyección cutánea en forma de cuernecillo sobre los ojos (1.4).

Caimanes.....Caiman crocodilus fuscus (1).

1b. Hocico relativamente largo y angosto (2.2 y 3.2).

Sin tabique óseo transversal frente a los ojos; con tabiques longitudinales (2.3 y 3.3).

Cuarto diente mandibular visible y se adapta a una escotadura cuando el hocico está cerrado (2.1 y 3.1).....2

2a. Anchura del hocico en el quinto diente maxilar igual o menor que la distancia comprendida desde la punta del hocico hasta el segundo diente maxilar.

Adultos con una elevación media prefrontal en la mandíbula superior (2.3).

Hocico largo y angosto (2.2).....Crocodylus acutus (2).

2b. Anchura del hocico en el quinto diente maxilar tan larga o mayor que la distancia comprendida desde la punta del hocico hasta el tercer diente maxilar.

Los adultos presentan dos tabiques transversales frente a los ojos que se unen a la mitad dorsal de la mandíbula superior (3.3)

Hocico más ancho y corto que el anterior. Crocodylus moreletii (3).

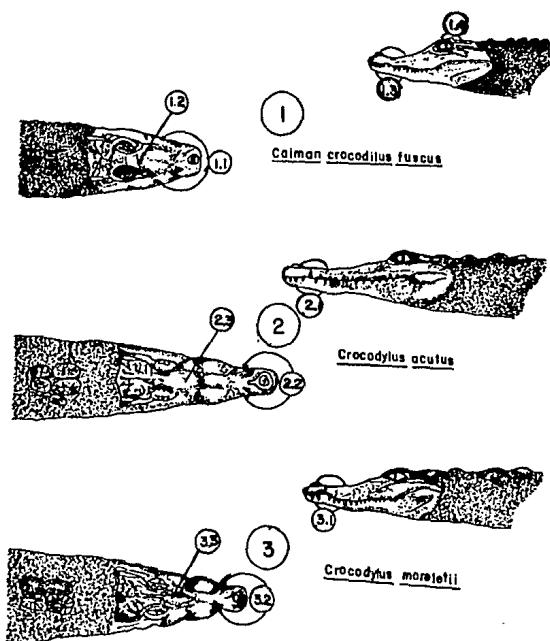


FIGURA 6. Diferencias entre las tres especies de cocodrillos que se encuentran en México (22).

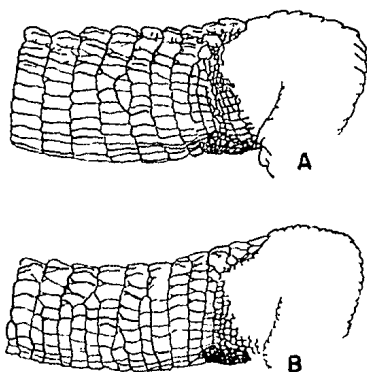


FIGURA 7. Vista ventrolateral de las escamas de la porción anterior de la cola de Crocodylus acutus (A) y de Crocodylus moreletii (B), en donde se ven las irregularidades que presenta esta segunda especie y que sirven para diferenciarlas entre sí. La parte anterior está a la derecha de la figura (100).

6) Distribución.

Los tres géneros de caimanes (Caïman, Paleosuchus y Melanosuchus) y el Alligator mississippiensis se encuentran en el hemisferio oeste. El Alligator sinensis es de la región Palearctica. El Gavialis gangeticus y el Tomistoma schlegelli se encuentran en la región Oriental, el cocodrilo enano (Osteolaemus) es de la región Etiópica, mientras que los verdaderos cocodrilos (Crocodylus) se encuentran distribuidos circuntropicalmente en cinco regiones zoogeográficas (30) (ver figura 8).

En México existen tres especies de cocodrilianos, C. acutus, C. moreletii y Caïman crocodilus fuscus (2, 3, 22, 33, 44).

Crocodylus acutus. Vive en ríos caudalosos, lagos y lagunas, todos ellos profundos, también se encuentra en aguas salobres de lagunas costeras, esteros, marismas, canales, manglares e incluso en mar abierto (2, 44). Generalmente habita entre 0 y 350 metros sobre el nivel del mar (22).

Por la costa del Pacífico, se encuentra desde el extremo sur del estado de Sinaloa, México, hasta el norte de Ecuador (44, 95). Por la costa del Atlántico, desde el estado de Tamaulipas, México y el extremo sur de Florida, Estados Unidos, hasta la boca del río Orinoco en Venezuela, también vive en algunas islas del Caribe como Cuba, Jamaica, Isla de Pinos, La Española, Archipiélago de las Canarias y Santo Domingo (2, 44, 95) (ver figura 9).

Crocodylus moreletii. Se encuentra en aguas tanto claras como turbias con abundante vegetación, en pantanos, pozas,

* Lazcano-Barrero, M.A.; Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

ciénagas, lagunas interiores, arroyos y ríos de corriente lenta; prefiere las aguas tranquilas, aunque ocasionalmente se le encuentra en ríos caudalosos (2, 3, 22, 44). Generalmente se habita tierra adentro aunque se ha encontrado cerca del mar, no hay reportes de que viva en aguas salobres (44). Generalmente aparece entre 0 y 500 metros sobre el nivel del mar (22).

Se distribuye en la costa del Atlántico desde la mitad del estado de Tamaulipas, México, hasta el norte de Guatemala y Honduras *(2, 44) (ver figura 9).

Caiman crocodilus fuscus. Habita en arroyuelos, ríos fangosos, lagunetas, esteros, pantanos, estanques de llanuras y bosques y marismas costeras; en los ríos grandes vive en los remansos, lejos de los rápidos. En general es abundante donde hay mucha vegetación como el nenúfar y el manglar. Tolerancia al agua salobre (2, 44). Se encuentra entre 0 y 100 metros sobre el nivel del mar (22).

Se localiza en la costa del Pacífico, desde el sur del estado de Oaxaca, México, hasta Sudamérica, en Colombia se encuentra en ambas costas, por la del Pacífico hasta la parte norte de Ecuador (2, 44) (ver figura 9).

* Lazcano-Barrero, M.A.: Cocodrilos. Programa de radio para Radio Universidad de Yucatán, 12 pp., 1983.

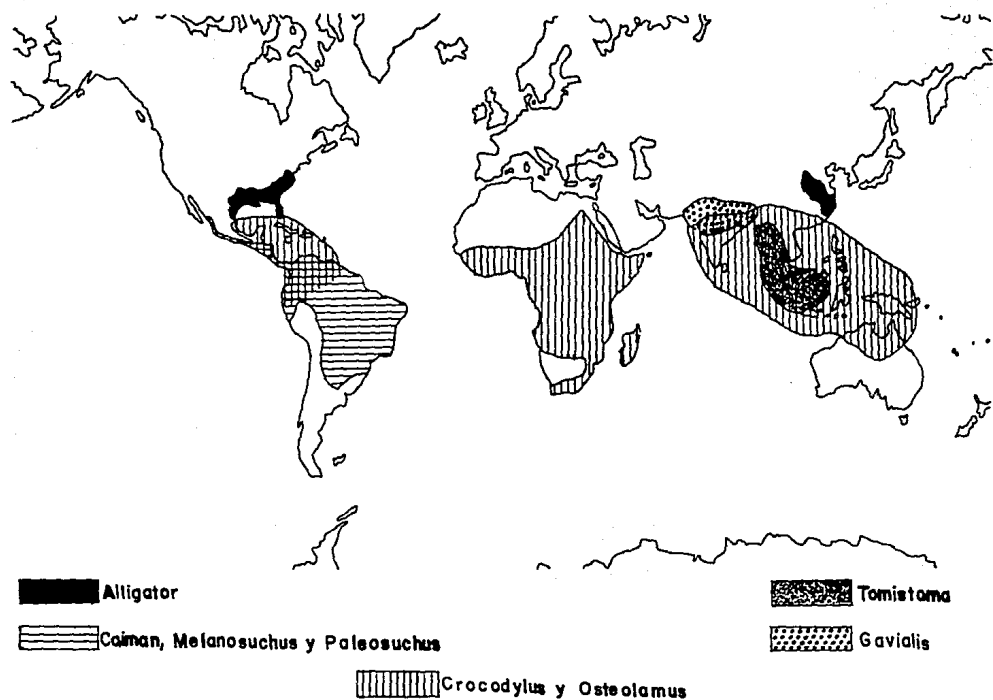


FIGURA 8. Distribución por géneros de los cocodrilianos en el mundo (34).

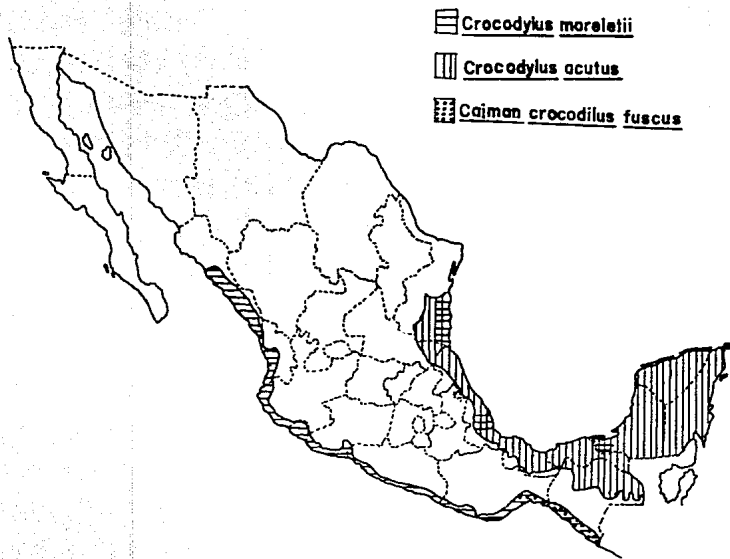


FIGURA 9. Distribución de las tres especies de cocodrillanos que se encuentran en México (22).

7) Termorregulación.

Los cocodrilianos son ectotermos, tienen poca o nula habilidad para generar calor y su temperatura corporal depende en gran medida de la temperatura ambiente (55, 108).

Debido a que la captura y el manejo de los cocodrilianos puede afectar de un modo considerable su temperatura corporal, considero prudente incluir una breve explicación sobre los diferentes métodos de que se valen estos animales para controlar su temperatura.

Los cocodrilianos utilizan estrategias tanto conductuales como fisiológicas para obtener un balance entre ganancia y pérdida de calor.

Conductuales. Hay varias estrategias conductuales empleadas por los cocodrilianos para regular su temperatura.

El intercambio de calor ocurre principalmente por radiación (exposición a los rayos solares) y conducción (inmersión en el agua o contacto con tierra, rocas, etc.). La producción endógena de calor es insignificante (73).

La cantidad de radiación solar absorbida puede controlarse; si el animal está perpendicular a los rayos solares, absorbe una mayor cantidad que al estar paralelo (86), por lo que puede aumentar o disminuir su temperatura mediante cambios de postura (45, 55, 72, 113); también pueden hacerlo desplazándose entre el sol y la sombra (45, 55, 72, 86, 113); estando sobre un sustrato frío o uno caliente (55); desplazándose

* Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

entre la tierra y el agua (40, 50, 66, 78, 104), o abriendo la boca para eliminar calor por evaporación de las mucosas (72, 94), aunque algunos autores opinan que la pérdida de calor por este medio es insignificante (31).

Fisiológicas. No poseen glándulas sudoríparas para el control de la temperatura (45, 96, 113).

Tienen cierto control sobre el flujo sanguíneo periférico, lo que implica un cierto grado de termorregulación fisiológica (31). Debido a esto, el sistema cardiovascular desempeña un papel importante en la tasa de intercambio entre el animal y el ambiente (8). Al calentarse hay un incremento del flujo sanguíneo a la piel (55, 104, 109) aunado a un incremento en la frecuencia cardiaca, con lo que la absorción de calor y la convección a través del cuerpo es rápida (55). Las diferentes partes del cuerpo se calientan a diferentes velocidades, dependiendo de su proximidad a los sitios de absorción de calor y de los patrones de flujo de sangre. Las temperaturas más altas se registran en el centro de la cola y el corazón, las más bajas en la cloaca y la parte ventral de la cola (35). Al disminuir la temperatura ambiente, disminuyen el flujo de sangre a la piel (55, 104, 109) y la frecuencia cardiaca, por lo que se reduce el flujo de calor en la superficie del cuerpo y ésta se conserva (55). Los apéndices (patas y cola) tienen un papel importante en el intercambio calórico (109).

Hay factores que afectan los patrones de termorregulación

* Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

de los cocodrilianos.

La tasa de intercambio entre el cocodriliano y su ambiente es directamente dependiente de su masa corporal (debido a la relación superficie-volumen) (8). Los aligatores grandes son mejores termorreguladores en el aspecto fisiológico que los pequeños (31, 104). Los grandes tardan más en calentarse y en enfriarse (104) pero se pueden calentar en la mitad del tiempo en que se enfrían (8, 55, 104), mientras que los pequeños se calientan y enfrían a la misma velocidad y de manera rápida, por lo que dependen más de las estrategias de comportamiento para regular su temperatura corporal, ya que no son capaces de alterar el flujo de sangre a la piel en un grado tan elevado como los grandes (104).

La temperatura de los cocodrilianos varía durante el día, siendo mayor durante las horas de luz que durante la noche, en que se aproxima a la del agua, en la que generalmente se encuentran (71).

Se ha visto que el tiempo que emplean en asolearse es menor en la época del año en que la temperatura ambiente es más elevada (71, 72).

Las temperaturas corporales de los cocodrilianos son mayores y menos variables cuando han comido que durante el ayuno (71, 72, 74).

La temperatura corporal de ejemplares de A. mississippiensis alimentados fue mayor y menos variable que la de C. acutus (72, 74); sin embargo, durante el ayuno, la de los aligatores fue más variable que la de los cocodrilos (74). Esto puede reflejar una diferencia relacionada con el ambiente en cuanto a las es-

trategias térmicas de cada especie (72, 74).

Respecto a esto, se ha mencionado que los A. mississippiensis que viven en ambientes fríos, buscan calor principalmente por exposición al sol en tierra, por lo que se les llama "termofílicos". En contraste, los cocodrilos y caimanes que viven en climas calientes evitan el calentamiento rápido durante el día sumergiéndose o buscando la sombra lo que resulta en una menor y más variable temperatura corporal; son llamados "termoconformistas" (75, 83).

Un último factor que afecta a la termorregulación de los cocodrilianos es precisamente el que atañe al presente trabajo.

La contención de los cocodrilianos produce estrés, lo que puede alterar la respuesta fisiológica normal como la circulación de la sangre; esto a su vez puede afectar la tasa de intercambio calórico (8).

En estado natural, los cocodrilianos dependen de respuestas conductuales para iniciar alteraciones en la dirección del flujo del calor. Al ser contenidos no las pueden llevar a cabo y frecuentemente responden luchando. Esto, junto con disturbios psicogénicos, puede alterar la tasa de intercambio de calor de manera severa (8).

En un experimento se mantuvo atados a dos A. mississippiensis; el primero en tierra sin acceso al agua, no fue capaz de conservar su temperatura a un nivel tolerable. Al otro se le permitió el acceso al agua y la pudo regular dentro de un pequeño límite adecuado para la actividad (105).

Debido a que la temperatura influye grandemente sobre el metabolismo (24), éste puede oscilar entre la hipo y la hiper-

actividad (55).

Afecta a la alimentación, pues los cocodrilianos adultos no se alimentan cuando su temperatura está por debajo del umbral. Los juveniles no son tan sensibles a las bajas temperaturas y continuarán alimentándose cuando los adultos ya no lo hacen (97). En general, a 25 °C disminuye el apetito y a 20 °C o menos desaparece por completo (76). Pueden pasar largos periodos sin comer (3), durante los cuales disminuyen su crecimiento (95).

8) Los criaderos como medio de conservación del recurso.

Ninguna especie de animal silvestre en su medio ambiente natural puede soportar una explotación comercial irracional sin sufrir un considerable decremento en su población; incluso corre el peligro de extinguirse *(26, 33). No es, pues, justificable realizar este tipo de explotación buscando el lucro fácil (3). Debido a esto, cada vez se ha contemplado con mayor interés la posibilidad de establecer criaderos de animales silvestres a partir de los cuales se pueden obtener animales tanto para su comercialización como para repoblar zonas donde naturalmente habitan, conservando así el recurso.

Los cocodrilianos poseen varias características que los hacen adecuados para ser criados en cautiverio.

Tienen una fertilidad elevada, por lo que la población puede incrementarse a un ritmo acelerado, y con cuidados elementales, prácticamente se logra una supervivencia de 100% de las crías (2). Mediante la incubación artificial y la cría hasta los dos años de edad, es posible aumentar la supervivencia de 50 a 90 veces comparado con las poblaciones silvestres (110).

Tienen un crecimiento rápido, ya que utilizando invernaderos, en menos de tres años (33 meses), se ha logrado obtener animales de 1.60 m de longitud y 19 Kg de peso; en estado natural alcanzan esta talla en 5 o 6 años (76). Hay un reporte de un A. mississippiensis que al año de edad media 1.30 m y pesaba 7.8 kilogramos (26).

* Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

Sus requerimientos nutricionales no son sofisticados y las crías llegan a tener una conversión alimenticia hasta de 50%, la cual al tercer año de vida desciende a 25 - 30 %, lo que aún es elevado. Debido a esto se pueden considerar nutricionalmente eficientes (91).

En cuanto al costo de alimentación, puede disminuirse considerablemente si paralelo al criadero de cocodrilos, se tienen otros de especies que sirvan para su alimentación como patos, conejos, cuyos, ratas, etcétera (2).

La cantidad de espacio que requiere cada animal no es grande, ya que realizan poco movimiento; esto hace que sea posible tener una gran cantidad de animales dentro de un mismo corral. Generalmente se les separa por tallas y hay corrales para crías, juveniles y adultos (91).

En general son bastante resistentes a las enfermedades, debido a su capacidad para producir anticuerpos de manera rápida y a que tienen un proceso de cicatrización acelerada. No obstante esta resistencia natural, a veces se ven afectados por diferentes bacterias como Salmonella sp. y Shigella sp. que pueden ocasionar una mortalidad elevada (2, 91).

Antes de establecer un criadero hay que considerar algunos factores como las condiciones del hábitat, la abundancia de alimento, los métodos de pesca utilizados, el suministro de agua potable durante todo el año, que la zona no se inunde durante la época de lluvias, vías de comunicación adecuadas, etcétera (91, 110).

Deben instalarse preferentemente en zonas pantanosas o de manglares, que de otra manera no son aprovechables, promoviendo

su conservación para una posible repoblación *(2, 115).

Las zonas más adecuadas para establecer criaderos se encuentran en los estados de Campeche, Chiapas, Quintana Roo y Tabasco y, en forma secundaria, en Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Hay dos tipos básicos de criaderos de cocodrilos:

1) Rancho. Los ejemplares se obtienen mediante la colecta de huevos de nidos silvestres y la captura de juveniles, se mantienen en cautiverio hasta que alcanzan una talla comercial (82, 110).

11) Granja. Se tienen parejas de reproductores y a partir de ellas se obtienen los nuevos animales. Es de ciclo cerrado (82, 110).

Desde el punto de vista de conservación de las especies y del medio ambiente, la función de los criaderos es evitar la caza furtiva, que no es selectiva, ya que los cocodrilos son cazados sin distinción de talla ni sexo y durante todo el año, lo cual ocasiona un rápido decremento de sus poblaciones. En los criaderos se puede ejercer un control dando muerte a los animales cuando alcanzan un tamaño adecuado y en la época más propicia (3, 91).

Sirven para reintroducir animales en áreas donde las poblaciones se extinguieron o han sido severamente diezgadas *(82, 110, 115). Antes de reintroducir a los cocodrilos al medio

* Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

** Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

natural, hay que obtener datos sobre las condiciones del hábitat, la disponibilidad de alimento, la contaminación del agua, etc. Es importante, además, conocer la opinión de la gente de la zona, pues la reintroducción no será exitosa sin la cooperación de ellos.

Los criaderos también sirven como centros de estudio para llevar a cabo investigaciones de diversa índole ** (91, 115).

Desde el punto de vista de beneficios para el hombre son adecuados para instalarse en zonas tropicales donde existan comunidades rurales, ya que en éstas las tierras son poco aptas para el cultivo y la ganadería (33, 91).

Los principales beneficios se obtienen con la venta de pieles, carne, pie de cría y otros productos **, *** (2, 3, 4, 10, 32, 33, 76, 88, 91).

El cocodrilo puede considerarse también un atractivo turístico ** (32, 33, 91, 96, 110), si se elaboran folletos de presentación del criadero puede fomentarse el turismo, el cual es una buena fuente de ingresos (32, 91).

Finalmente, los criaderos pueden cumplir una labor educativa importante dentro de las comunidades rurales y con el público en general; poner de manifiesto lo importante que es conservar el

** Sena, De, R.R., Larsen, R., Pucket, H.M. and Cardehiac, P.T.: Hormonal induction of lay in young female alligators. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, 85-90.

** Crocodile Research Centre: Question and answer sheet: crocodile centre. Natal Parks Board, St. Lucia, Natal, Republic of South Africa. Mimeografiado.

*** Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

medio ambiente y aprovechar racionalmente los recursos, así como la participación de los cocodrilos en el adecuado funcionamiento del ecosistema. Es importante hacer ver a la gente que las medidas de conservación y la comercialización no son antagonistas (91).

Es posible criar en cautivero con fines comerciales las tres especies que hay en México, aunque existen diferencias entre ellas.

El C. moreletii tiene una piel considerada entre las cuatro de mejor calidad para la industria peletera a nivel mundial (2, 91); su carne es de muy buena calidad, y es la especie de carácter más apacible (2).

El C. acutus proporciona buena piel y la carne es de buena calidad (2, 91).

El C. c. fuscus es el menos apto para explotarse con fines peleteros debido a la dureza de su piel, aunque puede criarse como productor de carne (2).

B) Técnicas para la captura y el manejo de cocodrilianos silvestres y en cautiverio y sus diferentes aplicaciones.

1) Captura e inmovilización físicas.

El hecho de inmovilizar a un animal es una gran responsabilidad ya que puede repercutir en el comportamiento, la vida o en cualquier actividad del animal. Desde un punto de vista humano y moral, la inmovilización debe reducirse al mínimo posible y tratando de causar el menor daño al animal (46).

Existe un reporte en el que se menciona que un Crocodylus palustris palustris del zoológico de Filadelfia fue sometido a un estrés tan grande al ser cambiado de lugar, que dejó de comer durante 18 meses (79).

El manejo de cocodrilianos para cualquier propósito siempre implica un riesgo tanto para el animal como para la persona, ya que la talla, fuerza y agilidad de estos animales los hacen peligrosos tanto en cautiverio como en estado libre (79). Todos los cocodrilianos son carnívoros, incluso las crías recién nacidas son capaces de causar heridas de consideración a una persona. Atacan a las personas igual que cuando van a capturar una presa; se mantienen al acecho, y cuando está suficientemente cerca se avalanzan sobre ella, la muerden, y la desgarran por medio de movimientos laterales de la cabeza (46, 96, 106).

Los cocodrilianos se ven muy fuertes y resistentes, sin embargo, si son manejados de forma descuidada o con brusquedad pueden sufrir lesiones graves *; por esto, antes de emprender

* Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

cualquier acción para la inmovilización debemos contestar las siguientes preguntas: ¿cuál es el motivo por el que el animal debe ser inmovilizado?, ¿cuándo debe ser inmovilizado el animal?, ¿qué procedimiento es el más adecuado y que implique menos riesgo?, ¿quién es la persona más apropiada para realizar el trabajo en el menor tiempo posible y causando el menor estrés?, ¿qué lugar es el más adecuado para la inmovilización? (46).

Para elegir la técnica más apropiada hay que tomar en cuenta cuatro factores: 1) que sea seguro para la persona; 2) que sea seguro para el animal; 3) el método empleado debe permitir llevar a cabo el objetivo de la inmovilización, y 4) después de la inmovilización el animal debe ser observado y atendido hasta que esté completamente recuperado (46).

Hay que tener especial cuidado con el lugar en el cual se va a llevar a cabo la inmovilización, pues al privarle de su libertad de movimiento, se le está quitando la posibilidad de llevar a cabo su conducta de termorregulación, lo que puede llegar, incluso, a causarle la muerte por hipertermia (46). También es importante recordar que los cocodrilianos pierden calor por evaporación en la mucosa oral, por lo que un animal con el hocico atado y que además esté luchando, puede sufrir de hipertermia; debido a esto hay que vigilar que su temperatura no aumente (46).

La cola de los cocodrilianos es muy fuerte y durante la inmovilización la utilizan como medio de defensa, principalmente los animales grandes, por lo que siempre se debe sujetar con firmeza (46).

Todos los miembros de las familias Crocodylidae y Gavialidae tienen dientes expuestos, y si bien es cierto que es posible mantener el hocico cerrado con la sola fuerza de las manos, si sacude la cabeza causará graves heridas en las manos de la persona (46).

Los métodos de captura para cocodrilianos se pueden dividir en dos grandes grupos: mediante la colocación de trampas y por captura directa a mano o con extensiones de las manos como lazos, domador, tongs, red de mano, red, arpón y anzuelo.

a) Trampas.

Redes o trasmallos. Pueden tenderse redes de cuadro pequeño (10 cm) a lo largo de un río. La red debe tener una caída (ancho) de entre dos y cuatro metros (120), aunque esto depende de la profundidad del río.

Los cocodrilianos quedarán atrapados al tratar de atravesarla, o al acercarse a comer los peces que en ella se hayan atorado; sus dientes se enredarán al intentar comérselo, y al luchar por zafarse, más se enredarán (117, 120).

El principal peligro es que si no se revisan las redes constantemente, el animal puede morir ahogado (117, 120). Únicamente funcionan cuando el agua es turbia o hay un pez atrapado en la red.

Puede utilizarse un tipo de red de cuadro más ancho (25 cm), que permita que los peces la atraviesen. Se coloca a lo ancho de un río o rodeando un asoleadero de cocodrilianos; estos, como en el caso anterior, quedarán atrapados al tratar de pasar a través de ella. Presenta la misma desventaja (130).

Estas redes también pueden ser utilizadas con cocodrilianos cautivos, en cuyo caso se tienden a lo ancho del estanque, se recorren a lo largo y se jala la red para sacarlos del agua (62).

Trampa de cuerda. Se usa una red de cuadro ancho (25 cm), para formar un prisma rectangular de 5.5 m de largo y 1 m de ancho, con uno de los lados abierto. Para darle forma puede ser sostenida mediante estacas o árboles cercanos. Se coloca sobre tierra con el lado abierto hacia el agua; a ambos lados de la entrada se coloca una pequeña barrera de estacas. En la parte de la entrada se pone una cuerda rodeando la red con un lazo corredizo; el otro extremo de esta cuerda (A) que tiene un peso de por lo menos 50 kg en el extremo, se pasa sobre una rama de árbol, de modo que el peso quede suspendido. Una segunda cuerda (B), va del peso a un árbol, sostenida a éste mediante un aro y un gancho clavado en el árbol. La función de esta cuerda es impedir que el peso caiga. El cebo se pone al fondo de la red y va unido al mismo gancho de la cuerda B mediante una tercera cuerda (C), el aro de ésta se coloca detrás del de la cuerda B (120). De este modo, al ser jalado el cebo, libera a ambos aros, permitiendo que el peso caiga y cierre el lazo corredizo de la entrada (117, 120) (ver figura 10).

La principal ventaja de esta trampa es que los cocodrilianos son capturados fuera del agua, por lo que no existe riesgo de que se ahoguen (117, 120).

Se probó una modificación de esta trampa. A la red se le da forma colocando en su interior seis marcos metálicos rectangulares de 60 X 90 cm, separados 50 cm uno del otro, de modo que la longitud total de la trampa sea de 2.50 m. Se le pone

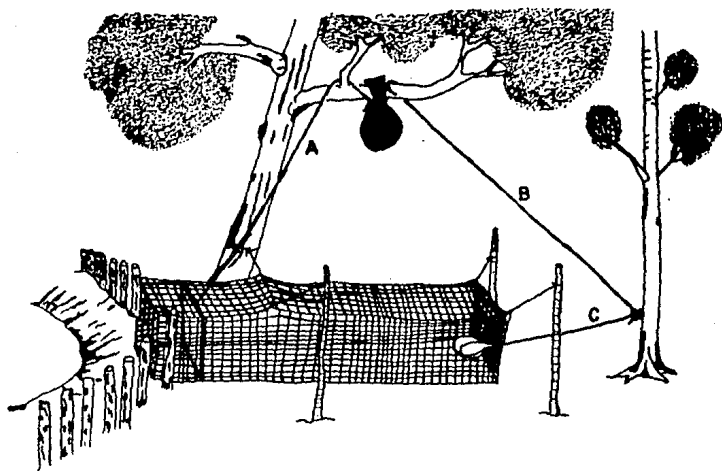


FIGURA 10. Trampa de cuerda (120).

una puerta de guillotina. El cebo se coloca al fondo de la trampa y al jalarlo, mediante una cuerda, se quita el seguro de la puerta la cual cae.

Trampa de red. Consiste en una red grande, cuadrada o rectangular. Se recomienda usar red de cuadro ancho (25 cm) (120). Un buen sitio para colocar este tipo de trampa puede ser una hondonada junto a un río, o un recodo de éste. El cebo se coloca al fondo del lugar, la red queda suspendida entre los árboles (117, 120). El mecanismo para hacerla caer puede ser el mismo que se utiliza para la trampa de cuerda (120), o poniendo en el suelo un palo vertical y un gancho bien enterrado; se coloca un segundo palo por debajo del gancho y con un extremo sobre el palo vertical; al otro extremo se le ata una cuerda que es la que detiene la red. El cebo se coloca en el palo vertical, y al moverlo, se quita el apoyo del otro y la red cae. Al caer la red bloquea la salida y el cocodriliano quedará atrapado cuando quiere salir, pues se enredará. La principal desventaja de esta trampa es que el cocodriliano puede ahogarse si no se saca rápido (117, 120).

Trampa de lazo corredizo. Esta trampa ha resultado ser muy útil con A. mississippiensis que por haber sido muy perseguidos por la gente se han vuelto muy ariscos (102).

Para su construcción (102) (ver figuras 11 y 12) se requiere de un par de tablas de 30 X 90 cm. En una de ellas se coloca un par de grapas a 6 cm del borde superior y a 12 cm de uno de los bordes laterales, separadas 2.5 cm entre sí; en el otro extremo se coloca una tercera grapa a la misma distancia del borde superior que las anteriores y a 15 cm del borde lateral. En la otra tabla se coloca otra grapa a la misma altura que el par

de grapas colocadas en la primera.

Las tablas llevan unas patas de madera de 5 cm de ancho; las delanteras son de 90 cm de largo y las traseras de 60 cm, éstas se colocan por la parte de afuera, es decir, por el lado opuesto al que se colocaron las grapas (ver figura 12).

Se necesita una tabla de 5 cm de ancho por 215 cm de largo (palo vertical) que va a detener el mecanismo de la trampa, se coloca en la parte delantera de la tabla por la parte de afuera. En la parte superior se le hace una muesca, 15 cm más abajo y en la parte externa se pone un clavo (ver figuras 11, 12 y 13).

Un tubo de goma de 80 cm de largo que va a todo lo largo del palo vertical (ver figuras 11, 12 y 13).

Lazo de cable de 180 cm de largo, unido en un extremo al tubo elástico (ver figuras 11 y 12).

Un pasador para detener el tubo elástico (ver figura 11).

Cuerda de nylon de 6 m de largo que va unida al tubo elástico por un extremo y por el otro a un poste (ver figuras 11 y 12).

Para colocar la trampa no hay más que seguir unos cuantos pasos (ver figura 12) (102):

1) Poner las dos tablas de los costados junto a la orilla. Los extremos que den hacia tierra deben estar separados 20 cm, los otros 50 cm. Es preciso que los bordes inferiores de dichas tablas queden bajo la superficie del agua. Deben ponerse en un lugar en el que el cocodrilliano no pueda acercarse por el extremo más cerrado. En lugares donde existan mareas, conviene colocar la trampa cerca del borde de la marea alta.

11) Poner el cebo en su lugar de manera que sea visible para

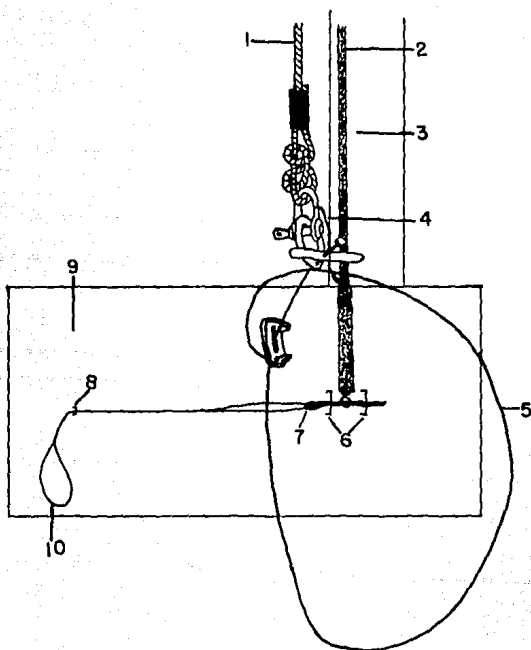


FIGURA 11. Dibujo en que se muestran las partes y el funcionamiento de la trampa de lazo corredizo (102).

- | | |
|--------------------|---------------------------------|
| 1. Cuerda de nylon | 6. Grapas |
| 2. Tubo de goma | 7. Pasador |
| 3. Palo vertical | 8. Grapa |
| 4. Cuerda delgada | 9. Tabla |
| 5. Lazo de cable | 10. Cuerda para detener el cebo |

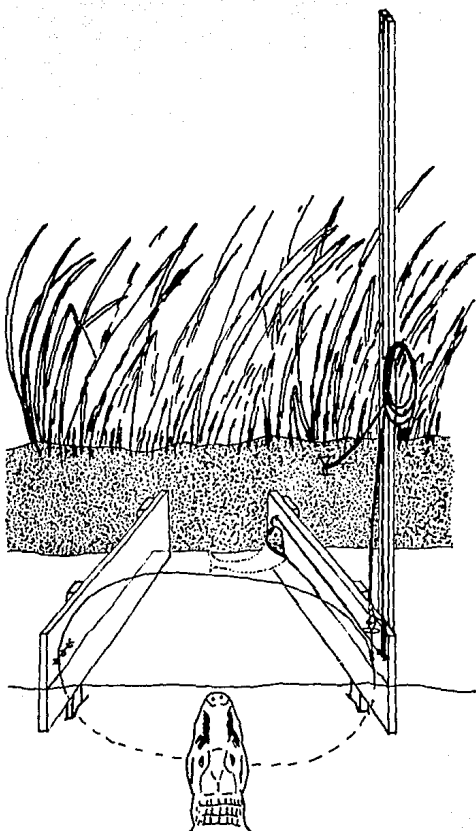


FIGURA 12. Dibujo en que se muestra la trampa de lazo corredizo una vez colocada para su utilización (102).

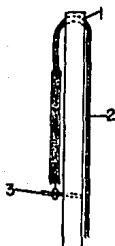


FIGURA 13. Detalle de la parte superior del palo vertical de la trampa de lazo corredizo en que se ve la muesca (1) para la liga (2) y el clavo (3) donde ésta se detiene (102).

el cocodrilliano; una vez colocado, asegurarse de que el pasador llega a la altura de las grapas.

iii) Poner el ojal del tubo elástico en el clavo de la parte superior del palo vertical, asegurándose de que esto quede por el lado externo. Pasar el tubo elástico sobre la muesca de modo que quede por el lado interno.

iv) Estirar el tubo elástico hasta que el ojal esté a la altura de las grapas. Asegurar el tubo elástico corriendo el pasador a través de las grapas y el ojal.

v) Colocar el cable en el lado que dé hacia el agua, asegurándose que éste y la cuerda a que está sujeto queden por el lado interno del palo vertical; la parte inferior del cable debe quedar bajo el agua, puede ser detenido de la otra tabla mediante una ramita frágil.

vi) Poner el palo vertical en su posición y ajustar el gatillo para una liberación rápida, empujando el pasador hasta que quede su extremo posterior a la altura de la primera grapa.

vii) Atar la cuerda a un árbol o a una estaca con un nudo resistente. Esta cuerda será la que detendrá al cocodrilliano una vez capturado, por lo que debe ser fuerte y estar atada a algo sólido.

viii) Recoger el exceso de cuerda y colgarlo del clavo colocado a la mitad del palo vertical; debe enrollarse de tal manera que no se enrede al liberarse el tubo elástico.

ix) Revisar la trampa para ver que el cable no vaya a enredarse con nada al liberarse el mecanismo.

Lo más recomendable es colocar la trampa al atardecer y

revisarla por la mañana, aunque también pueden hacerse ambas tareas durante el día (102).

Esta trampa fue utilizada una vez con un C. moreletii cautivo muy arisco. En vez del tubo elástico se utilizó una liga gruesa, cuyos extremos se anudaron con alambre para formar el ojal. Para impedir que el cocodrilo tomara el cebo por la parte posterior de la trampa se colocó una pequeña tabla bloqueando esta entrada. Como cebo se utilizó un pollo muerto; primero se amarró únicamente por las patas y el cocodrilo arrancó una parte de él sin accionar el mecanismo, por lo que la segunda vez, el cebo fue bien amarrado por todos lados. Una vez que el cocodrilo fue atrapado, al luchar por zafarse se enredó con la liga y la cuerda. Esto demostró que se corre el riesgo de que el cocodriliano se ahogue si la trampa no es revisada constantemente.

Cajas de contención. En Estados Unidos existen cajas de contención ya hechas, pero uno mismo las puede construir. Pueden ser de madera o de metal (18); la parte superior se desplaza en forma automática o manual hacia abajo, haciendo que el cocodriliano quede inmovilizado (18, 113). Estas cajas deben ser sumergibles. Se pueden colocar bajo el agua o donde el animal acostumbra asolearse, en ambos casos el cocodriliano es atraído al interior colocando el cebo en la parte posterior de la caja (46). Tienen el inconveniente de que causan estrés y se puede lesionar al cocodriliano al presionarle una pata (92).

Estas cajas también pueden ser utilizadas para el transporte de cocodrilianos (46).

Alarmas. Es conveniente colocar alarmas que se activen cuando

algún animal queda atrapado, sobre todo en aquellas trampas en que el cocodriliano puede morir ahogado o sufrir una insolación.

La complejidad de estas alarmas es variable; pueden ser desde una simple campana unida a la red (46), hasta transmisores que se activan cuando la trampa ha sido utilizada emitiendo una señal a un receptor, y se desactivan por la persona que llega a revisar la trampa (120, 127).

Electricidad. Joanan y Guthrie (1971) han realizado pruebas experimentales para capturar e inmovilizar A. mississippiensis utilizando electricidad. Se obtuvieron diferentes resultados según los tipos de corriente que se aplicaron.

Los aparatos que se han utilizado son modificaciones de los usados para producir shock en peces. Se usaron tanto de corriente alterna (AC) como de corriente directa (DC). Se utilizó un generador portátil para producir la corriente eléctrica. Al aplicar la corriente alterna, la única respuesta que se obtuvo tanto a 120 como a 240 volts, fue que los aligatores se movieran excitadamente en el estanque. La corriente directa fue probada primero con voltaje de 120; el resultado fue un atontamiento de los animales por unos segundos. Más adelante se aplicó la corriente directa a 240 volts, en cuyo caso, los animales quedaron inmovilizados al aplicárseles la corriente en el cuello durante 8 a 10 segundos, situando la tierra entre 1.5 y 3 m. La inmovilización duró de 15 a 25 minutos sin ninguna lesión aparente. Es posible causar la muerte del animal si la corriente se aplica en la región ventral o si no se saca al animal rápidamente del agua, pues puede morir ahogado (67, 102).

Se efectuaron pocos estudios en el campo; sin embargo se

capturaron dos animales y un tercero fue obligado a abandonar su cueva para ser capturado después. Una vez localizado un pozo, se introdujo un polo en él y la tierra se colocó debajo del agua a la entrada del pozo. Cuando el animal se sintió acosado y trató de salir, la corriente le fue aplicada en el cuello y quedó inmovilizado (67).

b) Captura directa.

Es preferible realizar la captura directa durante la noche (27, 91, 106, 110), ya que durante el día los cocodrillianos son más asustadizos y tienden a huir (27, 106). Aunque es posible capturarlos de día, Chabreck (1965), reporta que el número de A. mississippiensis capturados durante el día fue de sólo 10% en comparación con el número de capturas en la noche. Los cocodrillianos mantenidos en cautiverio son más fáciles de capturar durante el día que los que viven en libertad.

El método de captura más usual es localizar a los cocodrillianos desde un bote mediante una lámpara, la cual debe ir preferentemente en la cabeza de la persona para dejar libres las manos, alumbrando la superficie del agua y las orillas en busca del reflejo de los ojos (27, 91, 96, 106, 110). Este se ve de color anaranjado rojizo, debido a la presencia del tapetum lucidum (91). Una vez localizado, el acercamiento debe hacerse de manera lenta y silenciosa (27, 110).

Manual. Este tipo de captura es factible con cocodrillianos de hasta 80 cm de longitud total (27, 110). Para practicarla se necesita gran pericia para poder acercarse lo suficiente en el bote (102). La captura se hace con un rápido movimiento de la

mano tomando al cocodriliano por el cuello (27, 110). Una vez que ha sido subido al bote, con la otra mano se sujeta la cola para evitar que se retuerza (27, 96). Tratándose de animales en cautiverio, la técnica es la misma, pero se tiene la ventaja de que los cocodrilianos de esta talla por lo general se encuentran en encierros pequeños. Una vez bien sujeto el animal, se amarra el hocico con una banda elástica (110); con cuerdas, siempre y cuando éstas sean suaves, o con una cinta adhesiva especial que se llama Duct Tape.

La captura manual de animales mayores de 1 m es difícil y peligrosa (46, 62). No obstante, Mc Ilhenny (1976) cuenta de un cazador de aligatores que capturaba con las manos incluso animales adultos de gran tamaño. Se metía en sus madrigueras y con mucho cuidado, al sentir al aligato, localizaba la cabeza, lo agarraba fuertemente por el hocico y lo sacaba de su madriguera con una serie de sacudidas rápidas.

Con este método se agarraron varios C. moreletii de hasta 90 cm de longitud total, todos ellos ya en cautiverio. Los más grandes, entre 70 y 90 cm, se agarraron acercando la mano por detrás y con un movimiento rápido se sujetaron del cuello; con la otra mano se sujetaron a la altura de la base de la cola, después de lo cual una segunda persona les amarró el hocico con una liga gruesa doble.

Las crías se agarran de la misma manera, pero no es necesario emplear más que una mano, pues con ésta se envuelve el cuerpo y quedan bien inmovilizadas. La cabeza se detiene colocando los dedos índice y pulgar a cada lado de la parte posterior, en la base de las mandíbulas, para evitar que la sacuda

(ver figura 14). Para impedir que abran el hocico se puede poner el dedo pulgar sobre la cabeza, detrás de los ojos, y el dedo índice flexionado bajo el maxilar inferior. Otro método para agarrarlos, tratándose de animales en cautiverio, y evitar mordidas accidentales, sobre todo por parte de animales muy agresivos, es darles a morder algún objeto como un pedazo de hule y después, con la otra mano, sujetarlos por detrás de la cabeza.

También se puede presionar la cabeza contra el suelo con algún objeto como un pedazo de madera y después sujetarlos con la otra mano.

Hay que tener especial cuidado al amarrar con ligas el hocico de las crías. Durante el presente trabajo dos murieron cuando se les tomaban medidas morfométricas a varias de ellas, pues permanecieron con el hocico amarrado durante 45 minutos aproximadamente, y la liga quedó justo detrás de los orificios nasales, lo que probablemente dificultó la respiración, cuya frecuencia posiblemente había aumentado debido a la elevada temperatura ambiental, que era de unos 36 grados centígrados.

Lazos. Consisten en una cuerda gruesa con un nudo corredizo en uno de sus extremos. La cuerda no debe ser de un material áspero para evitar causarle laceraciones al cocodriliano.

Sirven para capturar cocodrilianos que se encuentren en tierra. Hay que acercarse por detrás y echar el lazo al cuello, jalarlo para cerrarlo y, mientras una persona jala al cocodriliano hacia adelante, otra sujeta la cola y jala hacia atrás para evitar que se voltee; después, esta misma persona pasa a suje-

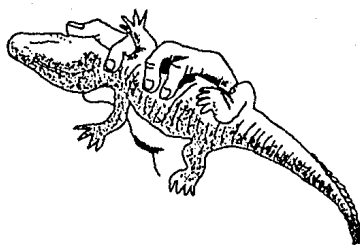


FIGURA 14. Modo de sujetar a una cría de cocodrillano con la mano (10).

tarlo por la base de las mandíbulas cerrándole el hocico para posteriormente amarrárselo (62).

Este método es el empleado en la granja del Centro de Acuacultura Tropical "Esteban Cházari-El fénix" de Ciudad del Carmen, Campeche, y con él se capturaron 21 C. moreletii entre 1.36 y 2.50 m de longitud total, algunos de los cuales fueron donados por dicha granja para ser transportados a la granja del INIREB en Chiapas.

Para realizar la captura se echó el lazo sobre la cabeza del cocodrilo, se colocó alrededor del cuello con la ayuda de un tubo largo de PVC, tratando de que el lazo quedara detrás de la papada. Se jaló la cuerda para cerrarlo y entre una o dos personas lo arrastraron, cuidando que no se golpeará contra el borde de cemento de la pileta, hasta un árbol para mantener firme la cuerda; se le permitió luchar hasta que se cansó. Una vez cansado, se procedió a inmovilizarlo de acuerdo con el sistema reportado en la literatura que consiste en que una persona se acerque por detrás y con un movimiento rápido lo sujete con ambas manos por la parte posterior de las mandíbulas para mantenerlas cerradas. En el caso de animales grandes se puede cerrar primero el hocico con un domador; en este caso, la persona debe quedar sentada sobre el dorso del animal, después de lo cual se le amarra el hocico. Si se trata de un animal grande, es necesaria otra persona que se sienta sobre el dorso a la altura de los miembros posteriores (62), se amarraron las extremidades para evitar que se pudiera desplazar y girara o embistiera. Este es el procedimiento que se debe seguir para inmovilizar a un cocodriliano después de haberlo capturado por cualquier medio

físico.

Liberar a un cocodriliano también implica riesgo y hay que hacerlo con cuidado. Las crías simplemente son depositadas en el suelo o en el agua retirando rápidamente la mano. Los cocodrilianos que puedan ser cargados por una persona se liberan desamarrándoles primero el hocico. Con una mano se sujetan las mandíbulas y con la otra la base de la cola, se carga y se avienta al agua. Hay que hacer esto con cuidado pues es frecuente que en este momento se volteen para tratar de morder.

Con cocodrilianos más grandes, una vez que han sido desamarrados, la o las personas que lo estén deteniendo deben retirarse rápida y simultáneamente sin perder de vista al animal. Para disminuir riesgos, se puede amarrar una cuerda a la liga que está alrededor del hocico, de modo que una vez que se han retirado las personas, simplemente se jala de esta cuerda para desamarrarle el hocico. Con esto se evita que al momento de soltarlo pueda voltearse a morder.

Hay otro tipo de lazo que consiste en una pértiga de 1.5 a 2 m de longitud, con un cable en forma de lazo amarrado en una punta, este cable tiene una pieza de metal que actúa como seguro impidiendo que el lazo se abra una vez cerrado (102) (ver figura 15).

Este tipo de lazo fue usado con varios C. moreletii entre 70 cm y 2.10 m de longitud total. Una vez cerca del cocodrilo se pasa el lazo por la cabeza a la altura del cuello y se jala hacia arriba y atrás del cocodrilo para cerrarlo.

La ventaja que tiene al ser un cable, es que puede ser usado para capturar cocodrilos que estén en el agua, pues no pierde

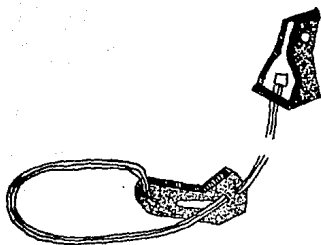


FIGURA 15. Lazo de cable con una pieza metálica que actúa como seguro para impedir que se abra (102).

su forma circular al mojarse. Hay que tener cuidado de no tocar la cabeza del cocodrilo con el cable, pues entonces se sumergirá, y como lo hacen desplazándose hacia atrás, no podrán ser apresados. Con este lazo fue posible capturar dos cocodrilos que se encontraban bajo el agua en un estanque poco profundo y que eran visibles.

Domador. Es un tubo de aluminio de 1.5 a 2 m de largo que en uno de sus extremos tiene sujeto un cable o una cuerda que pasa por el interior del tubo, formando un aro que puede cerrarse al jalar del extremo libre de la cuerda (68, 92, 102) (ver figura 16). Hay diferentes modelos que pueden conseguirse de fábrica o ser contruidos por uno mismo con materiales diversos (46, 68, 102, 113). Es conveniente que tenga un seguro que impida que el lazo se abra una vez sujeto el animal (113).

Al capturar al cocodriliano se debe pasar el lazo alrededor del cuello y de uno de los miembros anteriores (18, 46, 92) y no lazar solamente el cuello como algunos recomiendan (27, 68, 102), ya que, si se hace demasiada fuerza (18, 46, 92), o si el animal empieza a retorcerse, cosa muy común en los cocodrilianos (46), se corre el riesgo de asfixiar al animal. También se le pueden causar lesiones internas en el cuello que más adelante ocasionen su muerte (68, 102). Si se trata de un ejemplar grande, se corre el riesgo de que se disloquen las vértebras cervicales, pues no pueden resistir el peso del cuerpo del animal *. Si se sujeta al cocodriliano por el abdomen, tendrá excesiva movilidad y al luchar puede lesionarse a sí mismo o a la persona

* Alvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.



FIGURA 16. Domador de aluminio (102).

que lo está manejando (46).

Ha sido utilizado para capturar cocodrillanos de hasta 2.5 m de longitud total (66, 102).

Resulta efectivo en sitios donde los cocodrillanos no se asustan con la presencia del hombre, pues es necesario acercarse mucho al animal (27, 102). También es útil con cocodrillanos en cautiverio que están acostumbrados a la presencia del hombre.

Un domador de este tipo, improvisado con un palo y una cuerda de nylon, fue utilizado con cinco C. moreletii en el zoológico Miguel Alvarez del Toro de Chiapas, con el fin de obtener moldes de las huellas de las patas. Los cocodrilos se encontraban en un encierro reducido, con suelo y paredes de cemento, con un pequeño estanque. Se sujetaron con el domador, pasándolo por el cuello y uno de los miembros anteriores, para sacarlos del encierro. Una vez fuera, se hizo presión sobre el cuello con el palo y al mismo tiempo se les sujetó a la altura de los miembros posteriores para evitar que se sacudieran. El cocodrilo más grande medía 1.30 m de longitud total y no se tuvo ningún problema. Esto se hizo con la ayuda y la supervisión del herpetólogo de dicho zoológico, Antonio Ramírez.

Este método es el que utilizan en la granja de Chacahua, Oaxaca. Tienen un domador de madera de 2 m de longitud con una cuerda suave y gruesa que forma un lazo cerca de la punta, dejando unos 10 cm libres para poder apoyar el domador en el piso y presionar hacia abajo el cuello del animal, lo que facilita el trabajo de la persona que lo vaya a sujetar de la cabeza (ver figura 17). Utilicé este domador con una hembra de C. moreletii que originalmente medía 1.80 m de longitud total, pero como

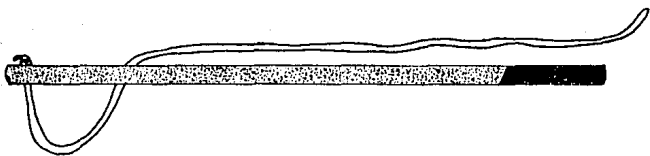


FIGURA 17. Domador de madera (18).

consecuencia de una pelea había perdido la parte final de la cola y tenía varias heridas que debían ser curadas. No hubo ningún problema durante la inmovilización, pero la persona encargada del criadero me dijo que era muy importante sujetar el domador además de por un extremo, por su parte central, pues si se hace sólo por el extremo no se tiene fuerza para detener al cocodrilo. En una ocasión una persona que iba a sujetar un cocodrilo por las mandíbulas fue mordida en una pierna debido al uso inadecuado de este instrumento.

Tong o pinza herpetológica. El uso de los tongs para la captura de cocodrilianos ha sido reportado por varios autores (18, 46, 92, 102, 106, 110, 117, 120).

El tong es una pinza cuya longitud varía entre 1 y 2 m y que es accionado por un gatillo que abre o cierra la pinza (18, 92). El tong no rodea completamente el cuello del animal, sujeta por presión (46) (ver figura 18).

Ha sido utilizado con éxito en la captura de cocodrilianos de hasta 1 m de longitud total. Una vez aprisionado, el animal lucha violentamente, por lo que debe ser sacado rápidamente del agua para meterlo al bote, o bien debe ser arrastrado hasta la orilla para después sujetarlo a mano (110, 117, 120).

La principal ventaja es que es posible capturar a los cocodrilianos que se encuentran fuera del agua, entre la vegetación (102, 120). La principal desventaja es que si al momento de intentar la captura el cocodriliano se mueve, puede ser prensado de una pata, lo cual puede ocasionarle alguna lesión al luchar para zafarse (117, 120).

El tong se utilizó para atrapar varios C. moreletii de



FIGURA 19. Tong o pinza herpetológica (102).

hasta 90 cm de longitud total que se encontraban en cautiverio. Se sujetó al animal por el cuello y se acercó a la orilla hasta poder sujetarlo por detrás de la cabeza con la mano libre, manteniéndole la boca cerrada, se soltó el tong y se sujetó al animal a la altura de los miembros posteriores.

También se agarraron varias crías de unos 35 cm de longitud total tomándolas con el tong a la altura de las patas delanteras, con mucho cuidado de cerrar la pinza con suavidad para no lastimarlas; luego, acercando la mano por detrás, se agarraron por la parte posterior de la cabeza y se soltó el tong.

Red de mano. Estas redes pueden ser rectangulares o circulares. Las primeras son las más comúnmente utilizadas en la captura de cocodrilianos. El marco está formado por una varilla de 10 mm de diámetro en tres de sus lados; el otro (largo) por un hierro de 25 mm en ángulo. El marco mide 90 por 60 cm (110, 120); cosida a él va una red de bolsa (120). El mango es un tubo de 2 m de largo y 25 mm de diámetro que va soldado al marco con dos refuerzos (110, 120) (ver figura 19).

La técnica usada para la captura consiste en poner el marco sobre el cocodriliano y sumergirlo hasta que llegue al fondo (110, 117, 120). Otro método consiste en acercarse al cocodriliano con la red sumergida hasta que quede bajo él, y levantarla antes de que huya (68, 102).

Este tipo de red sirve para capturar cocodrilianos de hasta 1.5 m de longitud total (110, 117, 120).

Las circulares están formadas por un aro metálico al cual se sujeta una red de nylon en forma de bolsa; el aro va unido a

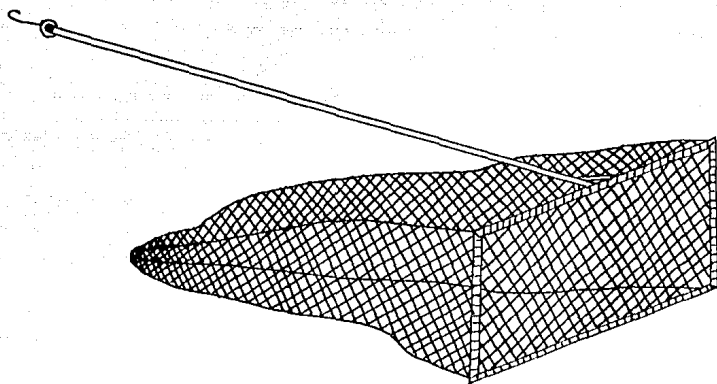


FIGURA 19. Red de mano rectangular (110).

un mango de madera (18, 78, 92, 102). Los tamaños del aro, el mango, la red y el cuadro de la red son variables de acuerdo con las características del animal (92) (ver figura 20).

Sirven para capturar cocodrilianos de hasta 1.5 m de longitud total. Es importante asegurarse de que el largo del cocodriliano no exceda el diámetro del aro (68, 102), pues de lo contrario se puede lastimar al animal sobre todo si la red se deja caer encima de él en vez de hacerlo entrar en ella (46).

La principal ventaja es que el riesgo de lastimar al animal es bajo (117, 120). Las desventajas son que la red es pesada (110, 117, 120), sobre todo cuando está mojada; es incómoda de manejar (117); es fácilmente obstruida por la vegetación; requiere de un gran acercamiento al animal (110, 120), y en ocasiones es complicado sacar de ella a los cocodrilianos (117).

Con una red de este tipo se capturaron tres C. c. fuscus entre 60 cm y 1.72 m de longitud total que se encontraban en el zoológico Miguel Álvarez del Toro de Chiapas. Los caimanes se encontraban en el agua; para capturarlos se dejó caer la red sobre ellos, pasando el aro en dirección de la cabeza hacia la cola. Una vez dentro de la red, ésta se gira media vuelta de modo que el aro quede en posición horizontal pero impidiendo que el animal pueda salir.

Red. Es una red grande de nylon, de dimensiones variables según el tamaño del cocodriliano, que es arrojada sobre el animal. La función de ésta es que el cocodriliano se enrede en ella hasta quedar parcialmente inmovilizado, cuanto más luche por zafarse más se enredará *. También se puede utilizar una * Álvarez del Toro, M.: Breves notas técnicas y planes para instalar un criadero intensivo de cocodrilos. Mimeografiado.

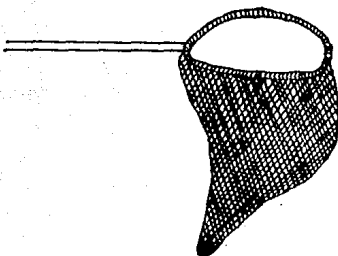


FIGURA 20. Red de mano circular (101).

red larga sostenida por dos personas que peinan la zona en la que se encuentra el animal, ya sea en tierra o en el agua.

Arpón. Existen dos diferentes diseños de arpón: uno ha sido utilizado con Crocodylus porosus (106, 117, 120) y el otro con A. mississippiensis (68).

El primero consiste en un cilindro de latón en el que se insertan y sueldan dos puntas enderezadas de anzuelos para tiburón del # 10. En el lado opuesto se inserta una pieza cilíndrica de acero; el arpón va insertado a un palo de madera de 3 a 5 m de longitud y 3 a 4 cm de diámetro (102, 117, 120) (ver figura 21). Se coloca en un extremo del palo y con éste se clava en el cuello o la cola del cocodrilliano (102, 117, 120). La parte plana impide que la penetración sea profunda. Cuando el cocodrilliano se sumerge, el arpón se separa del palo pero queda unido a la persona mediante una cuerda; después el cocodrilliano es jalado hacia la superficie y se le amarra el hocico con un lazo corredizo (102, 120).

Webb y Messel (1977) reportan que en el caso de C. porosus fue necesario emplear dos arpones en individuos mayores de 2.5 m, debido a que con uno solo se zafaba fácilmente al luchar.

Entre las ventajas de este método podemos mencionar que puede ser utilizado para capturar animales cuya talla fluctúe entre 1 y 4 m, y quizá mayores, utilizando el mismo arpón (102, 117, 120); que tiene un gran alcance, ya que puede utilizarse con cocodrillianos que se encuentren hasta a 5 m de distancia, y que es fácil de manejar (117, 120).

Las desventajas son: que causa heridas al cocodrilliano, pero como son pequeñas no es necesario emplear ningún medicamento

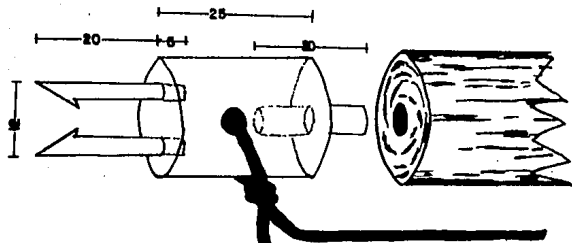


FIGURA 21. Arpón (medidas en milímetros) (120).

(102, 117, 120), y que la cuerda puede atorarse en algún sitio al sumergirse el cocodrilliano (102, 120).

El segundo diseño consiste en un anzuelo 8/0 para peces, insertado en un cilindro de 10 a 12.5 cm de longitud, dejando 6 mm entre la punta del anzuelo y el cilindro. En la porción anterior del tubo se coloca un anillo al cual se le amarra una cuerda de nylon de 8 m de largo; al otro extremo se sujeta una botella de plástico que sirve como flotador. El arpón va unido a un palo de 3 a 4 m de longitud (68, 102) (ver figura 22).

El arpón es insertado en el animal del mismo modo que en el caso anterior, con la variante de que en esta ocasión el flotador es arrojado al agua y se permite al cocodrilliano escapar. Una vez que se ha cansado, se jala a la superficie, se le amarra el hocico y se lleva a la orilla (68, 102). Es posible subirlo al bote, ya que debido al agotamiento no opondrá resistencia (68).

El arpón se extrae haciendo una pequeña incisión en la piel (68, 102).

Las ventajas de este diseño son las mismas que para el anterior (68, 102). Este método ha probado ser el más efectivo en la captura de A. mississippiensis (68).

Anzuelos. Un método consiste en usar un anzuelo triple en forma de ancla amarrado a una cuerda. Una vez que se localiza un cocodrilliano en el agua, se lanza el anzuelo a que caiga más allá de donde se encuentra el animal y se jala la cuerda. Cuando el anzuelo llega al cocodrilliano se da un tirón más fuerte a la cuerda para que se le clave y se arrastra hacia la orilla.

Este método se probó en una ocasión con un C. moreletii



FIGURA 22. Arpón (68).

de menos de 1 m de longitud total, pero el hilo que se utilizó era muy delgado y cuando ya estaba cerca de la orilla, mordió el hilo y lo rompió; salvo esta falla, parece ser un buen método de captura.

Otro método utilizado por cazadores de A. mississippiensis consiste en amarrar un anzuelo en la punta de una vara. Localizan a los aligatores cuando se encuentran dentro de sus madrigueras, introducen la vara y molestan al animal hasta que éste muerde el anzuelo y queda atrapado. Evidentemente este método por lo general provoca lesiones graves al animal, por lo que no es recomendable (27, 84).

Otros. Alvarez del Toro (1978) menciona que en algunas zonas de Chiapas, para cazar C. c. fuscus las personas se sumergen en el agua tocando el fondo con un palo; al localizar a un animal, amarran cuidadosamente una cuerda a una de las patas, para después jalarlo desde una lancha y sacarlo del agua.

Los A. mississippiensis, cuando se encuentran sumergidos se sienten seguros, y si el agua es clara y permiten que sean vistos, pueden ser capturados colocando la mano bajo el hocico y levantándolos suavemente; no lucharán sino hasta que la cabeza salga del agua (68).

2) Inmovilización química.

El uso de drogas para la captura de animales en libertad o la inmovilización de animales en cautiverio se remonta a las épocas en que las tribus primitivas envenenaban las puntas de sus flechas con extractos de plantas o animales (46, 52). En Sudamérica se utilizaban plantas que contenían curare (Strychnos toxifera y Chondrodendron tomentosum) (46, 92), o ranas (Dendrobates spp.) que contienen glicósidos cardioactivos en sus glándulas de la piel. En Africa se usaban plantas que también contienen potentes glicósidos cardioactivos (Acocanthera spp. y Strophantus spp.) y algunas veces se añadía veneno de serpientes o algunos extractos animales (46).

Ha sido durante los últimos 15 o 20 años que el uso de las drogas en la inmovilización de los animales ha tenido un gran incremento (46); junto con esto se ha ido mejorando cada vez más el equipo utilizado para inyectarlas, pasando del arco y la flecha al desarrollo de modernos dardos disparados por armas cada vez más efectivas, especialmente diseñadas y construidas para tal fin (52).

La inmovilización química puede ser utilizada para la captura en estado silvestre, cambiar a los cocodrilianos de lugar (79), para sedación durante el transporte (46), con fines diagnósticos o para la administración de tratamientos (45, 79), sexar y medir (79), e incluso para cirugía (45, 79).

Desgraciadamente la información existente sobre métodos confiables para llevar a cabo la inmovilización química de cocodrilianos es escasa y se encuentra muy dispersa en revistas de herpetología y veterinaria (79, 114).

En ocasiones la inmovilización química puede resultar más útil que la física, debido a que el riesgo tanto para el animal como para la persona es menor (80, 92). Esto es especialmente cierto al utilizar la inyección remota, pues ésta, además de disminuir los riesgos que produce el manejo físico, evita también la tensión del cocodriliano al no ser necesario el acercamiento excesivo por parte de la persona (92).

Hay muchas drogas que ya han sido probadas en diferentes animales, y existen personas con experiencia para la inmovilización química de todo tipo de vertebrados. Debido a esto, y por razones éticas, morales y económicas no debemos tratar de adquirir todos estos conocimientos por nosotros mismos, sobre todo a expensas de la vida de animales, sino que debemos buscar ayuda en la literatura o consultando a personas con experiencia (46).

La inmovilización química de animales poiquiloterms presenta algunos problemas especiales, pues en éstos el consumo de oxígeno y las frecuencias respiratoria y cardíaca aumentan al aumentar la temperatura, por lo que es de suponer que la absorción y la distribución de la droga, así como los tiempos de inducción y recuperación son dependientes de la temperatura (19, 45, 79, 113).

A pesar de lo anterior, pocas veces se ha tomado la temperatura corporal de los cocodrilianos al administrales una droga y esto puede ser una causa de variación en la respuesta a la misma y que podría explicar los resultados contradictorios en ocasiones obtenidos (79).

No hay datos suficientes para saber si existen o no diferen-

cias interespecíficas con las diferentes drogas (79).

Un problema frecuente es el de poder estimar correctamente el peso del cocodrilliano para calcular la dosis de la droga. Debido a esto, es importante que ésta tenga un alto índice terapéutico (79).

En cualquier caso de inmovilización química, el herpetólogo o veterinario debe elegir la técnica más adecuada para lograr el objetivo de la inmovilización (9, 45, 46, 79). También debe considerarse la habilidad personal. Si la persona no está familiarizada con el método que se va a usar, probablemente no lo aplique con su máxima efectividad (45, 46), e incluso puede causarle algún daño al animal (46).

No todas las drogas que producen inmovilización tienen un efecto analgésico (79), y aunque los reptiles son menos sensibles al dolor que los vertebrados superiores, al ser manipulados reaccionan mostrando dolor, miedo y estrés (9). Una droga efectiva para el transporte puede no serlo para cirugía (79).

Las características que debe tener una droga son (79):

- i) Amplio índice terapéutico.
- ii) Periodo de inducción corto.
- iii) Poseer antídoto.
- iv) Ser compatible con otras drogas.
- v) No ser irritante por vía intramuscular.
- vi) La dosis total debe ocupar un volumen pequeño.
- vii) Debe ser económica.
- viii) Debe ser segura para la persona que la está manejando.

Bajo el efecto de una droga, los cocodrillianos no pueden eliminar el exceso de calor, pues no pueden mantener la boca

abierta, por lo que es necesario prevenir la hipertermia (90). En general, la recuperación es lenta, se debe tener al cocodrilliano a una temperatura de 29.5 °C y en un lugar donde no haya corrientes de aire (45). En caso de que la temperatura exceda los 30 °C se le puede sumergir en agua dejando la cabeza afuera, pues de lo contrario, es muy posible que se ahogue (45, 90). En general, no se les debe permitir el acceso a aguas profundas mientras no estén totalmente recuperados, ya que pueden mostrar movimientos de locomoción antes de tener la coordinación suficiente para nadar (15). Un cocodrilliano que se esté ahogando intentará salir a la orilla en vez de permanecer en el agua aun ante la presencia de gente a su alrededor (90).

a) Vías de administración de drogas.

Se han reportado diferentes vías para la administración de drogas en cocodrillianos.

Intramuscular (IM). Es la más usada, pues la mayoría de las drogas están preparadas para aplicarse por esta vía (45, 46); además es la más factible para utilizar en inyección remota (79). El lugar donde se debe aplicar la inyección es la base de la cola (9, 19, 46, 79, 90, 92), siendo el sitio más adecuado tres a cinco escamas detrás de los miembros posteriores. Si la inyección se realiza con jeringa de mano, se puede aplicar en el bíceps femoral (79, 80) (ver figura 23).

Utilizar la inyección remota en cocodrillianos que están fuera del agua puede ser peligroso, pues al asustarse, tienden a meterse en ella y sumergirse, y si no es sacado del agua antes de que la droga surta efecto, puede morir ahogado. Debido a esto es



FIGURA 23. Sitios recomendados para la inyección intramuscular (círculo completo) y subcutánea (medio círculo) (92).

conveniente colocar primero una red de contención entre el animal y el agua (92).

Intraperitoneal (IP). Ha sido utilizada por varios autores (19, 79, 114). Si se va a utilizar esta vía, la zona de elección es el área mesogástrica (19). Esta vía se puede utilizar cuando se administra la droga con jeringa de mano (79).

Intravenosa (IV). Para la aplicación intravenosa, la vena caudal es la de elección, ésta va junto con la arteria caudal, en el canal de la parte ventral de las vértebras coccígeas. La aguja se introduce por la línea media en la base de la cola hasta llegar al vaso (19).

Intracardiaca (IC). La vía intracardiaca es potencialmente peligrosa (19, 79). La aguja se introduce en la parte ventral por la línea media, justo después del extremo caudal del esternón, con dirección dorsocraneal (19).

Subcutánea (SC). La inyección subcutánea se aplica en el muslo (ver figura 23). Esta vía no fue efectiva al aplicar una dosis de 0.39 mg/kg de clorhidrato de etorfina a un cocodrilo de río de 38 Kg de peso (79).

Rectal. Se ha mencionado el uso de esta vía en el A. mississippiensis, la droga utilizada fue tribromoetanol (Avertín) (27).

b) Equipo.

Actualmente, para la inyección de drogas se utiliza desde una simple jeringa de mano hasta el equipo Cap-Chur.

Jeringa. Se utiliza con cocodrilianos no muy grandes que se puedan sujetar fácilmente por algún medio físico (46, 78, 79, 90, 92).

Las inyecciones intramusculares pueden aplicarse de un modo rápido y seguro con este método. Los veterinarios acostumbrados a aspirar con la jeringa antes de inyectar, deben tomar en cuenta que esto no siempre es posible. La inyección del líquido se debe realizar lo más rápido posible y hay que asegurarse de que la aguja esté bien sujeta al cuerpo de la jeringa (45, 46).

Teleciclista. El teleciclista es un instrumento que sirve para la administración parenteral remota de drogas (18, 45, 46, 79, 92, 113). Puede adquirirse comercialmente o ser fabricado por uno mismo (45, 46). Consiste en un tubo de aluminio de 1.20 a 1.50 m de longitud, uno de cuyos extremos se encuentra insertado al émbolo de una jeringa (18, 113), ésta puede ir cubierta por un casquillo de metal con una pequeña abertura para la aguja (18) (ver figura 24).

Para utilizarlo, se llena la jeringa con la cantidad deseada de líquido, una vez preparado, se inserta en la base de la cola del cocodrillano haciendo presión constante con la barra para que penetre el líquido (45, 46, 113). Si el animal se mueve antes de que todo el líquido haya sido inyectado, será necesario aplicarle una segunda inyección. Es conveniente utilizar agujas de calibre grueso para que la inoculación sea más rápida (45, 46).

Este instrumento ha probado ser confiable y efectivo siempre y cuando el cocodrillano se encuentre sujeto o confinado (87).

Cerbatana- Existen cerbatanas en el comercio, pero resulta muy sencillo hacerla uno mismo (45, 46). Se requiere de un tubo de plástico, cobre, acero o aluminio (este último es el más

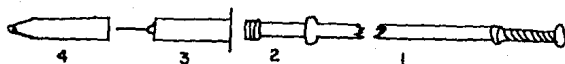


FIGURA 24. Teleciclista (20).

1. Tubo de aluminio
2. Embolo de jeringa

3. Jeringa
4. Casquillo de metal

recomendado por ser ligero y resistente) cuyo interior debe estar pulido para disminuir lo más posible la fricción con el dardo (45, 46, 52, 92, 101). En uno de los extremos se le puede adaptar una boquilla (45, 46, 92, 101) que puede ser el cuello de una botella de plástico (92). El diámetro interior del tubo debe ser suficiente para que entre ligeramente holgada una jeringa de 5 ml. El largo del tubo varía, pudiendo ser de 1 a 2 m (45, 46, 52, 78, 92, 101), tomando en cuenta que cuanto mayor sea la longitud, más preciso será el disparo (45, 46).

Tiene la ventaja de que es fácil de manejar, no tiene partes mecánicas que requieran mantenimiento (45, 46), es silenciosa y el trauma causado en piel y músculo por el impacto es mínimo (45, 46, 78, 92, 101), por lo que la reacción del cocodriliano es poco violenta (78, 92, 101).

Ocampo (1982) reporta que al usar la cerbatana en cocodrilianos en zoológico, la única reacción del animal fue una sacudida del cuerpo; en cambio, al usar el equipo CapChur, que hace ruido y provoca un impacto más fuerte, los animales mostraron una reacción más violenta y se zambullieron, a pesar de que el disparo se hizo a 25 m de distancia y con la mínima carga.

La cerbatana tiene poco alcance; por lo general se dice que 15 m es el máximo de distancia para poder disparar con precisión (45, 46, 52, 78, 92, 101).

Los dardos utilizados para la cerbatana pueden ser adquiridos comercialmente o ser fabricados por uno mismo (46, 113). La fabricación de dardos es muy sencilla, pero generalmente no resultan tan eficaces como los comerciales (113).

Las características óptimas para un dardo son (92):

- i) Exacta graduación de dosificación.
- ii) Rápida inyección del contenido.
- iii) Inofensivo para el animal.
- iv) Precisión de vuelo.
- v) Ligero, para lograr la mayor distancia posible.
- vi) Impacto suave.
- vii) Construcción simple y sencilla.
- viii) Fácil de cargar.
- ix) Económico y durable.
- x) No reaccionante ante el contenido.
- xi) Recuperable y consistente en operación.

El dardo se hace con una jeringa desechable de 5 cc (52, 78, 92) con enchufe atornillable para la aguja (92). El modo de hacerlo es el siguiente:

i) Cortar los apoyos para los dedos de la parte posterior de la jeringa, de modo que únicamente quede el cilindro (113).

ii) Quitar el vástago para que únicamente quede el émbolo, que dividirá el dardo en dos cámaras, anterior y posterior (92, 113).

iii) Tapar la parte posterior de la jeringa, lo cual se puede hacer de varias maneras: colocando otro émbolo en la parte posterior, detenido por una aguja o alfiler, que atraviesa las paredes de la jeringa y a éste y cortando las partes sobresalientes (46, 113); mediante una plaqueta de silicón (92, 101), o colocando un tapón de vacutainer, el cual va pegado con epoxy o resistol 5 000.

iv) Colocar en la parte posterior un mechón estabilizador

de lana (78, 92, 101) o de hilaza (46, 113) de 125 mm de longitud (113). Este se adhiere al tapón posterior de diferentes maneras. Según el tipo utilizado en el inciso anterior, pueden ser: mediante una capa delgada de silicón (46, 113); unido al silicón mediante cinta aislante (92, 101), o cosiendo la lana a un pedazo de tela gruesa, que se pega a la parte posterior del tapón, respectivamente (ver figura 25).

v) Tapar la punta de la aguja con soldadura líquida, epoxy (113) o Araldit (92, 101).

vi) Entre 0.5 y 1 cm de la punta de la aguja, hacer una pequeña perforación lateral (46, 78, 92, 101, 113). Una vez cargado el dardo, este agujero se tapa con un manguito de goma (78, 92, 101) o con tiras de silicón que se han dejado secar por 24 horas (113). La longitud del manguito de goma determina qué tanto penetra la aguja (57) (ver figura 26).

Modo de cargarlo:

1) Colocar el émbolo en el lugar correspondiente a la cantidad de líquido que va a contener, lo cual se puede hacer empujando el émbolo hacia atrás con un alambre delgado (101) o introduciendo a través del mechón y del tapón una aguja delgada del # 22 con una jeringa; el émbolo se mueve al expulsar o jalar aire con la jeringa hacia adelante o hacia atrás respectivamente (92, 113).

11) Con otra jeringa, llenar por la punta la cámara anterior del dardo (92, 113). La capacidad máxima de líquido es de 2.7 mililitros (92, 101).

111) Colocar la aguja especial con el manguito de goma tapando el agujero lateral (92, 101, 113).

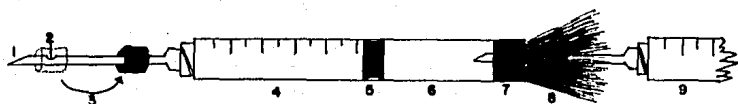


FIGURA 25. Dardo para cerbatana (92).

- | | |
|--------------------------------|---|
| 1. Punta de la aguja obstruida | 6. Cámara posterior |
| 2. Perforación lateral | 7. Tapón |
| 3. Manguito de goma | 8. Mechón estabilizador |
| 4. Cámara anterior | 9. Jeringa para inyectar aire en
la cámara posterior |
| 5. Embolo | |



FIGURA 26. Detalle de la aguja para dardo en que se muestra la punta obstruida (1), la perforación lateral (2) y el manguito de goma (3) (57).

iv) A través de una aguja insertada en la parte posterior, introducir 20 cc de aire con una jeringa (46, 92, 101, 113). Para lograr una mayor presión se puede introducir gas butano en vez de aire (46, 52, 57, 113).

En este momento el dardo está listo para ser utilizado, se introduce en la cerbatana dejándolo en el extremo de la boquilla y se dispara. Al penetrar la aguja en la piel del animal, el manguito de goma se corre hacia atrás permitiendo la entrada del líquido gracias a la presión de aire que empuja al émbolo (46, 92, 101, 113) (ver figura 27).

Equipo Cap-Chur. Se emplea en animales en libertad o en encierros amplios (78).

Hay tres tipos de propulsores:

i) Pistola de corto alcance: funciona con un pequeño tanque de CO₂ como propulsor del dardo-jeringa; tiene un alcance máximo de 13 metros (45, 46, 78, 113).

ii) Rifle de largo alcance: funciona con dos pequeños tanques de CO₂ como propulsores del dardo-jeringa; tiene un alcance máximo de 32 metros (45, 46, 78, 113).

iii) Rifle de alcance extralargo: funciona con cargas de diferentes potencias de acuerdo con la distancia requerida; el alcance máximo es de 73 metros (45, 46, 78, 113).

Los dardos-jeringa son un cilindro de acero inoxidable con rosca en ambos extremos, en el anterior se coloca la aguja, en el posterior un tapón con mechón estabilizador. En el interior lleva un émbolo de goma, en cuya parte posterior se coloca la carga impulsora; el émbolo divide al cilindro en dos cámaras, en la anterior se coloca la droga (45, 46, 78) (ver figura 28).

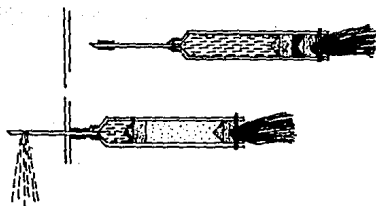


FIGURA 27. Dibujo en que se muestra el funcionamiento del dardo al penetrar la piel del animal (113).

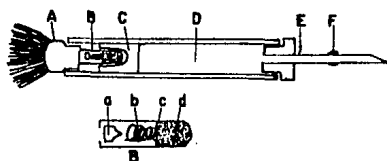


FIGURA 28. Dardo-jeringa para el equipo Cap-Chur (45).

- | | |
|------------------------------|---|
| A. Tapón posterior con rosca | D. Cámara anterior |
| B. Carga | E. Aguja |
| C. Embolo | F. Protuberancias para impedir
que el dardo-jeringa caiga una
vez dentro del animal |

- a. Peso
b. resorte
c. diafragma
d. explosivo

Los cilindros y agujas vienen en varios tamaños para poderlos adecuar a las diferentes necesidades (113).

Los pasos que se deben seguir para la preparación de un dardo-jeringa son los siguientes (113):

1) Lubricar el émbolo con un lubricante de silicón ligero.

ii) Colocar la carga Cap-Chur en el émbolo con el lado liso hacia adentro (adelante).

iii) Con el posicionador (barra de plástico) empujar el émbolo con la carga posterior hasta la parte frontal del cilindro y luego regresarlo a la parte posterior, hacerlo dos veces.

iv) Colocar el tapón con mechón en la parte posterior del cilindro. La parte posterior de la carga debe estar contra el tapón.

v) Cargar el cilindro con la droga en su parte anterior mediante una jeringa de mano. Si la droga no llena el cilindro, se debe añadir agua estéril hasta el tope.

vi) Colocar la pieza frontal con la aguja. Una vez ensamblado el dardo-jeringa se coloca en el cañón del propulsor, por su parte posterior.

vii) En este momento el equipo está listo para usarse.

Cuando el dardo jeringa es disparado y golpea al animal, el pequeño peso que tiene la carga en su parte posterior empuja el resorte, penetrando el diafragma y haciendo explotar la carga, esto empuja el émbolo hacia adelante, inoculando la droga al animal (18, 45, 46, 52, 54). La inoculación de la droga dura dos o tres segundos (18).

Los propulsores de CO₂ se pueden utilizar con cocodri-

lianos de 1.60 m de longitud en adelante a una distancia entre 12 y 25 m. El de alcance extralargo sólo con cocodrilianos mayores de 2.75 m y a una distancia mínima de 20 metros (92).

Al utilizar el rifle de alcance extralargo, que tiene cargas de diferentes potencias para impulsar el dardo-jeringa, puede ocurrir que no se estime bien la distancia a la que se encuentra el animal, y puede que no lo alcance o lo haga con demasiada fuerza causando una lesión grave (45, 46, 92).

En el caso de los que funcionan con CO₂, hay que tomar en cuenta que las temperaturas bajas disminuyen la presión del gas y por lo tanto la potencia del disparo será menor (45, 46, 52, 54, 113).

Si el dardo no está bien balanceado o el mechón estabilizador está en malas condiciones, puede ocurrir que el dardo-jeringa golpee al animal de lado, en vez de hacerlo con el extremo de la aguja (45, 46). El dardo-jeringa debe entrar perpendicular al animal; de otro modo puede caer con facilidad, en cuyo caso la inoculación será incompleta, o la aguja puede doblarse e incluso romperse y quedar dentro del animal (45, 46).

c) Drogas anestésicas.

Clorhidrato de etorfina (M 99). Ha sido utilizada con éxito en toda clase de reptiles (45). Sus cualidades de inmovilización y analgesia han permitido realizar intervenciones quirúrgicas en cocodrilianos (111, 112).

Las dosis reportadas varían grandemente; van de 0.03 mg/Kg en un A. mississippiensis de 1.7 Kg (0.05 mg dosis total), el cual quedó inmóvil a los 30 minutos durante 45 minutos, hasta

44 mg/Kg en un C. crocodilus de 0.11 Kg (5 mg dosis total) el cual quedó inmóvil en 11 minutos durante 40 minutos (79, 114).

En A. mississippiensis adultos con pesos que iban de los 39 a los 67.5 Kg, se utilizaron dosis de 0.29 a 0.51 mg/Kg, para una dosis constante de 20 mg en total por animal; la vía de administración fue IM, la inducción fue de 20 a 25 minutos con una duración de 60 a 180 minutos (19, 79, 114).

Estos resultados no han sido confirmados por todos los autores. A un C. crocodilus de 1.59 Kg se le administró una dosis de 0.05 mg/Kg por vía IM sin que se notara ningún efecto aparente (19, 61, 79, 80).

A un Crocodylus niloticus se le administraron 8 mg/Kg y no se logró su inmovilización (79).

En general se recomienda una dosis total de 0.05 a 2 mg para producir anestesia durante una hora en cocodrilianos pequeños (45, 47, 113). El volumen necesario para animales adultos hace que su costo sea prohibitivo (45, 79).

Las vías recomendadas son la IM (45, 47, 61, 79, 111, 112, 114) y la IP (19, 45, 47, 79, 111, 112, 114); por esta última el periodo de inducción se redujo hasta en 50% en comparación con la vía IM, sin alterarse la duración del efecto (19, 47, 79, 114).

El antídoto es la diprenorfina (M 50-50), que es específica para la etorfina (45, 46, 126). La dosis debe ser del doble de la que se utilizó de etorfina (45, 46).

Diazepam (Valium). Ha sido reportado como agente sedante parenteral para el A. mississippiensis (49).

Clorhidrato de ketamina (Ketalar 50, Ketaset, Vetalar). Es una droga útil en la inmovilización de cocodrilianos pequeños (47, 79, 113).

La dosis recomendada para una sedación profunda, apta para cirugía menor, es de 44 mg/kg (45, 79, 113). La cirugía mayor requiere de dosis de 66 a 88 mg/kg y la vía de aplicación es IM (45, 113).

Los tiempos de inducción, duración de la anestesia y recuperación no son del todo predecibles. Generalmente la sedación dura de 30 a 60 minutos (47) y la recuperación completa requiere de varias horas (45).

En un reporte se menciona que dosis de 22 a 88 mg/kg producen efectos que van desde tranquilización hasta anestesia profunda. La inducción ocurre en unos 30 minutos, el efecto dura de 6 a 10 horas con una recuperación total en 24 horas (112).

Esta droga se probó en tres C. c. fuscus del zoológico Miguel Álvarez del Toro de Chiapas. Se aplicó por vía IM en la base de la cola utilizando una jeringa de mano.

Dos de los caimanes eran machos, el otro no pudo ser sexado por ser demasiado pequeño; los pesos variaron entre 0.8 y 18 kg y la longitud total entre 60 cm y 1.72 m. Las dosis que se aplicaron fueron de 25 a 44 mg/kg. La temperatura ambiente fue de 31 grados centígrados (ver cuadro 5).

Durante todo el tiempo fueron mantenidos en un pequeño encierro con piso de cemento, la mitad del cual es una zona con agua, se vació para evitar posibles accidentes.

El efecto se produjo entre los 20 y los 30 minutos de la aplicación y duró de 1 a 2 horas. En todos los casos fue de

CUADRO 5. Efectos observados en tres ejemplares de Caiman crocodilus fuscus utilizando tres diferentes dosis de clorhidrato de Ketamina (Ketalar 50, Parke-Davis) por vía intramuscular en la base de la cola.

Num.	Sexo	Peso (kg)	Long. (mm)	Dosis (mg/kg)	Temp. amb.	Efecto
1	M	18	1725	25	31°C	Tranquilización, se produjo a los 30 min. de la aplicación, duró 2 hrs. Inmóvil prácticamente todo el tiempo, movimientos incoordinados, se arrastró sobre el vientre.
2	M	7	1190	33	31°C	Tranquilización, se produjo a los 30 min. de la aplicación, duró 1.5 hrs. Movimientos incoordinados, caminó arrastrando el vientre, disminución de reflejos.
3	-	0.8	600	44	31°C	Tranquilización, se produjo a los 20 min. de la aplicación, duró 1 hr. Inmóvil todo el tiempo. Sin llegar a dormirse, quedó totalmente relajado.

tranquilización.

El más pequeño de los tres (# 3), fue el que recibió la dosis mayor, de 44 mg/kg. Fue en éste en el que se produjo el efecto más rápido (20 minutos) y en el que tuvo menor duración (1 hora), debido a su mayor tasa metabólica. También fue en éste en el que se observó un mayor efecto, permaneciendo inmóvil todo el tiempo y quedando totalmente relajado sin llegar a dormirse.

El menor efecto se observó en el caimán # 2, el cual recibió una dosis de 33 mg/kg. El efecto se produjo a los 20 minutos de la aplicación y duró 1.5 horas. Durante todo el tiempo mostró movimientos de locomoción alternados con periodos de descanso, los cuales se fueron prolongando a medida que iba surtiendo efecto la droga. Los movimientos fueron incoordinados, caminó arrastrando el vientre, hubo disminución de reflejos e incapacidad para medir distancias, ya que varias veces chocó contra la pared.

En el caimán # 1 fue en el que se observó una mayor duración del efecto (2 horas), a pesar de que fue el que recibió la dosis más baja (25 mg/kg), esto debido a su menor tasa metabólica. El efecto se produjo en 30 minutos. Permaneció inmóvil prácticamente todo el tiempo. En una ocasión, al empezar a recuperarse, mostró movimientos incoordinados de locomoción, arrastrándose sobre el vientre.

En los tres casos la tranquilización que se obtuvo fue adecuada para facilitar cualquier tipo de manejo.

Clorhidrato de feniclidina (Sernilán, Sernyl). Se probó en siete A. mississippiensis entre 2 y 5 kg; se aplicó por vía

IM a una dosis de 11 a 22 mg/Kg, el tiempo de inducción fue de 50 a 60 minutos y la recuperación tardó de 6 a 7 horas (15, 19, 79, 80, 81, 111, 112).

Pentobarbital sódico (Cap-Chur Barb). Los barbitúricos son las drogas más ampliamente usadas para la anestesia de cocodrilianos (19, 79, 126), aunque hay autores que no los recomiendan (18, 45).

En general se han usado dosis de 7 a 28 mg/kg, por vía IP e IM; el tiempo de inducción ha sido variable, de 10 a 45 minutos con tiempos de recuperación tan extremos de 2 horas hasta 5 días en un caso (79).

Un reporte en A. mississippiensis entre 2 y 5 Kg, menciona dosis de 7.7 a 8.6 mg/Kg por vía IM, a los 10 minutos había relajación muscular completa. La recuperación fue en un tiempo no muy largo, de 2 a 3 horas (15, 79, 81, 111, 112, 126).

Generalmente se administra por vía IV o IP para evitar reacciones tisulares, pero no se observaron éstas al utilizar la vía IM (15).

En un C. niloticus de 136 kg se utilizó pentobarbital sódico por vía oral a dosis masivas de 220 mg/kg junto con la inyección por vía IP de 16 mg de d-tubocurarina y 15 mg/kg de pentobarbital, el efecto se produjo durante la noche. No se menciona tiempo de recuperación (6)

Las dosis requeridas para cocodrilianos grandes, de unos 100 Kg de peso o mayores, son altas, lo que ocasiona el problema de que sea necesario inyectar un gran volumen de droga, pero la gran duración del efecto puede ser ventajosa para ciertos casos de cirugía o transporte (79).

Metanosulfonato de tricaina (MS 222, Finquel). Esta droga fue utilizada en seis A. mississippiensis de 2 a 5 kg de peso, a una dosis de 88 a 99 mg/kg por vía IM; produjo relajación completa en 10 minutos y la recuperación fue un poco larga, ya que duró de 9 a 10 horas (15, 19, 79, 80, 81, 111, 112).

También fue utilizada en dos C. crocodilus a una dosis de 110 a 154 mg/kg por vía IM; no se logró la inmovilización (79).

Las dosis tan elevadas que se requieren representan un problema para su administración, a pesar de la gran solubilidad de esta droga (11 gr/100 ml de agua) (79).

Hidroxidiona sódica (Viadril). Un reporte del uso de esta droga en el A. mississippiensis dice que se utilizó una dosis de 150 mg/kg en una sola inyección que y fue suficiente para producir anestesia durante 30 horas (24, 79).

Solución de tribromoetanol (Avertin). Se ha utilizado en el A. mississippiensis a una dosis de 0.5 g/kg por vía rectal; a los 5 minutos produjo inactividad y a los 20 minutos anestesia. El periodo de recuperación fue de 19 horas. Dosis de un gramo por kilogramo fue letal (27).

d) Relajantes musculares.

Han sido utilizados con éxito en la inmovilización de cocodrilianos (79). Hay que hacer notar que éstos no poseen propiedades analgésicas ni anestésicas (19, 79, 126).

Hay agentes despolarizantes como la succinilcolina y no despolarizantes como la galamina y d-tubocurarina (79, 80, 81).

Estas drogas se recomiendan para cambiar a los cocodrilianos

de lugar, sexarlos o medirlos (79).

Succinilcolina (Anectina, Sucostrín). Nueve A. mississippiensis fueron inyectados con esta droga. Las dosis de 3 a 5 mg/Kg por vía IM produjeron un estado de completa relajación en 4 minutos, la recuperación total tardó entre 7 y 9 horas (15, 19, 79, 81, 111, 112, 126).

Se vió que existe un alto límite de tolerancia, no se observó mortalidad con dosis 10 veces mayores que la mínima efectiva (0.5 mg/Kg) (38, 79, 126).

En un trabajo con cocodrilos australianos se observó un decremento de la dosis al incrementar el peso del cocodriliano. Las dosis necesarias para inmovilizar al C. porosus fueron 10 veces mayores que las necesarias para el Crocodylus johnstoni. Las dosis utilizadas sirvieron para producir inmovilización durante 30 a 40 minutos (90) (ver figura 29).

Con dosis menores que la óptima se obtuvo una inmovilización incompleta o sólo por unos minutos. Con dosis tres veces mayores que la óptima, la inmovilización aumentó de 1/2 a 2 1/2 horas con un periodo de recuperación de 3 horas (90).

Algunos cocodrilos bloquearon la acción de la droga al estar en tierra. Al encontrarse en el agua y con la cabeza sobre la superficie, la inmovilización se producía en 7 a 12 minutos. Si se mantenía la cabeza bajo el agua por la fuerza no surtía efecto; sin embargo, si era sacado a tierra, generalmente surtía efecto a los 5 minutos (90).

En otros reportes, la droga se aplicó a tres C. crocodylus con un peso entre 0.5 y 5.9 kg a dosis de 0.33 a 2.2 mg/Kg por vía IM; la inmovilización se produjo entre los 5 y

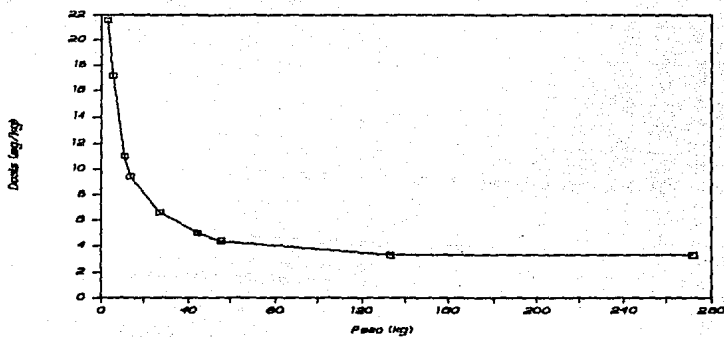
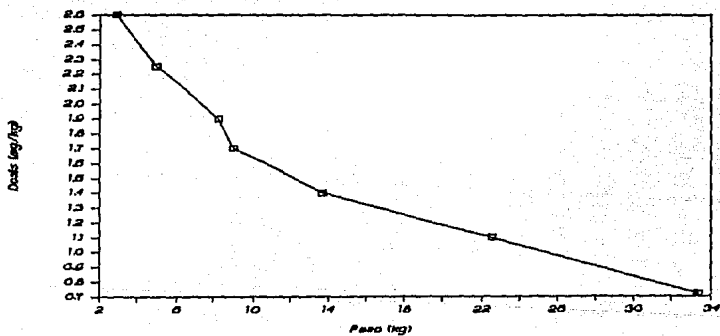
Crocodylus porosus*Crocodylus johnstoni*

FIGURA 29. Curvas de dosificación de succinilcolina para el Crocodylus porosus y el Crocodylus johnstoni con base en los puntos de datos obtenidos. Se da la dosis en mg/Kg de peso corporal para varios pesos en Kilogramos (90).

7 minutos y la recuperación en 30 a 40 minutos (79).

A un C. acutus hembra de 204 Kg se le administró una dosis de 9.3 mg/Kg de la manera siguiente, 200 mg IP y 1 700 mg IH en el transcurso de 100 minutos, esta dosis no produjo una inmovilización completa, pero permitió que se le midiera y cambiara de lugar (79).

A un C. p. palustris macho de 156 Kg se le administró una dosis de 6.1 mg/Kg, 300 mg IH en una pata trasera y 650 mg 30 minutos después en la otra pata trasera. Quedó inmovilizado después de 55 minutos y pudo ser cambiado de lugar. La recuperación duró 160 minutos (79).

Trietyoduro de galamina (Flaxedil). Se utilizó en cuatro C. niloticus de 2.4 a 3.8 Kg. Las dosis fueron de 1 a 1.25 mg/Kg por vía IH; entre los 6 y 10 minutos se observó ataxia y quedaron inmovilizados entre 8 y 30 minutos. A tres de ellos se les administró metilsulfato de neostigmina (Prostigmina) como antídoto a una dosis de 0.25 mg/animal; la recuperación ocurrió en 5 minutos. Al cocodrilo al que no se le administró el antídoto se recuperó en 45 minutos. La frecuencia respiratoria aumentó al administrar la galamina de 4 a 10-13/minuto. El cocodrilo inmovilizado fue capaz de cerrar la nariz y cesar de respirar al ser sumergido en agua (79, 126).

Unos límites más amplios de dosis, 0.64 a 4 mg/kg por vía IH fueron utilizados en 26 C. niloticus con pesos entre 1.75 y 312 Kg, la inmovilización tardó de 5 a 60 minutos (79, 80). A 24 se les administró neostigmina para la recuperación en dosis de 0.02 a 0.148 mg/kg. Es difícil de estimar el tiempo de recuperación completa, pero ésta ocurrió entre 15 minu-

tos y 15 horas, salvo en un caso que fue de 14 días, pero la temperatura ambiente era muy baja. Los otros dos, que se dejaron a que se recuperaran por sí solos, tardaron 3 horas 50 minutos y 15 horas (80).

Se vio que en cocodrilos inmovilizados con esta droga por tres veces en el transcurso de seis meses, la recuperación en la última ocasión parece ser más larga debido a causas aún no definidas (80).

Los datos de consumo de oxígeno en cocodrilos sugieren que se utilice la dosis más baja de la droga con los cocodrilos más grandes si la tasa metabólica se va a tomar en cuenta para el criterio de dosificación (80).

En 265 pruebas realizadas, sólo tres han resultado en la muerte del animal, ninguna aparentemente atribuible a sobredosis o efectos secundarios, sino más bien a un descuido en el manejo de los cocodrilos inmovilizados (79).

Estos resultados sugieren que la galamina es una droga adecuada para la inmovilización de cocodrilianos en situaciones en que no tengan acceso a aguas profundas, aunque tiene sus limitantes cuando se trata de cocodrilianos silvestres, pues con un tiempo de inmovilización de ocho minutos cualquier cocodriliano se sumergirá en aguas profundas (126). Sin embargo, se ha visto que son capaces de nadar despacio, cerrar las fosas nasales y flotar con la cabeza en la superficie, por lo que no parece probable que un animal drogado que esté en aguas calmadas se pueda ahogar (80).

Se recomienda permitirles el acceso al agua 12 horas después de la administración de la droga para facilitar la

excreción de la misma (80).

La dosis de neostigmina recomendada es de 0.03 a 0.07 mg/Kg (79). Hay que tener cuidado, pues una sobredosis puede causar parálisis, además de la inmovilización original por la galamina (126), por lo que, salvo en casos en que sea necesaria una recuperación inmediata, debe evitarse su uso (126). Cloruro de d-tubocurarina. Esta droga fue utilizada en A. mississippiensis y C. niloticus adultos, con peso entre 90 y 180 Kg, a una dosis de 12 a 18 mg/kg por vía IM o IP. Debido a que se administró junto con pentobarbital sódico es difícil separar sus efectos. En el caso del C. niloticus se reportó que al día siguiente se encontraba totalmente relajado (19, 79).

Sulfato de nicotina (Cap-Chur Sol). Se probó en cuatro A. mississippiensis de 2 a 5 Kg de peso a una dosis de 0.5 a 3 mg/Kg por vía IM. En todos los casos se presentaron movimientos espasmódicos y no se produjo relajación, por lo que se considera que la nicotina no es una droga adecuada para la inmovilización de cocodrilianos (15, 19, 79, 80, 111, 112).

Un resumen de las drogas utilizadas en cocodrilianos lo podemos ver en el cuadro 6.

CUADRO 6. Drogas utilizadas para la inmovilización química de cocodrilianos (79).

Droga	Especie	Vía	# animales	Peso (kg)	Dosis (mg/kg)	Inducción (min)	Recuperación (min)
Clorhidrato de etorfina	<u>C. crocodilus</u>	IM	3	0.11	4.4 - 44	8 - 11	30 - 45
	<u>Alligator</u> (1)	IP	2	1.6 - 3.9	1.3 - 3.1	2 - 2.5	40 - 50
	<u>Alligator</u>	IM	6	1.7 - 3.9	0.08 - 1.3	2 - 15	30 - 60
	<u>Alligator</u>	IM	5	39.5 - 68	0.29 - 0.51	11 - 20	60 - 160
	<u>C. acutus</u>	SC	1	38.1	0.39	sin efecto	—
	<u>C. crocodilus</u>	IM	1	1.59	0.5	sin efecto	—
	<u>C. niloticus</u>	IM	1	s. d. (2)	8	no inmovilizado	—
	alligatores y caimanes	IM	s. d.	pequeños	0.5 - 2 mg/animal	15 - 30	90
Pentobarbital sódico	<u>Alligator</u>	IM	1	153	0.23	s. d.	s. d.
	<u>Alligator</u>	oral	s. d.	menos de 2.3	97 mg/animal	pocas horas	—
	<u>Alligator</u>	oral, IP	varios	90 - 180	160 - 200 oral, 11 IP	s. d.	—
	<u>C. niloticus</u>	oral, IP	1	135	220 oral, 15 IP	durante la noche	—
	<u>Alligator</u>	IM	s. d.	2 - 5	7.7 - 8.8	10	120 - 180
	<u>C. crocodilus</u>	IP	3	0.25 - 1.2	7 para animales <1 kg	s. d.	s. d.
	<u>Alligator</u>	IP	4	0.82 - 0.37	15 para animales >1 kg	s. d.	s. d.

CUADRO 6 (continuación).

Druga	Especie	Vía	# animales	Peso (kg)	Dosis (mg/kg)	Inducción (min)	Recuperación (min)
(cont.)	<u>C. niloticus</u>	IP	1	5	28	s. d.	48 horas
	<u>C. crocodilus</u>	IM	1	s. d.	15.4 en 3 inyecciones	30	5 días
	<u>C. crocodilus</u>	IM	1	s. d.	8.8	45	1 día
Clorhidrato de							
fenciclidina	<u>Alligator</u>	IM	7	2 - 5	11 - 22	50 - 60	6 - 7 horas
Clorhidrato							
de ketamina	<u>C. crocodilus</u>	s. d.	s. d.	s. d.	44.1 - 50	s. d.	s. d.
Metanosulfonato	<u>Alligator</u>	IM	6	2 - 5	88 - 99	10	9 - 10 horas
de tricaina	<u>C. crocodilus</u>	IM	1	s. d.	154 en 5 inyecciones	no inmovilizado	---
	<u>C. crocodilus</u>	IM	1	s. d.	110	no inmovilizado	---
Hidroxidiona							
sódica	<u>Alligator</u>	s. d.	43	1.5 - 4.3	150	s. d.	30 horas
Cloruro de	<u>Alligator</u>	IM	s. d.	90 - 180	12 mg/animal junto con	s. d.	---
d-tubocurarina					pentobarbital sódico		

CUADRO 6 (continuación).

Droga	Especie	Vía	# animales	Peso (kg)	Dosis (mg/kg)	Inducción (min)	Recuperación (min)
(cont.)	<u>C. niloticus</u>	IP	1	136	18 mg después de pentobarbital sódico	s. d.	---
Succinilcolina	<u>Alligator</u>	IM	9	2 - 5	3 - 5	4	7 - 9 horas
	<u>C. crocodilus</u>	IM	3	0.5 - 5.9	0.33 - 2.2		
	<u>C. acutus</u>	IP, IM	1	204	200 mg IP, 1700 mg IM = 9.3 mg/kg	>100	160
	<u>C. palustris</u>	IM	1	156	300 mg + 650 mg = 6.1 mg/kg total	55	160
Trietydro de galamina	<u>C. niloticus</u>	IM	4	2.4 - 3.8	1 - 1.25	8 - 30	---
	<u>C. niloticus</u>	IM	26	1.75 - 312	0.64 - 4	5 - 60	---
Sulfato de nicotina	<u>Alligator</u>	IM	4	2 - 5	0.5 - 3	no inmovilizado	---

(1) En todos los casos se refiere a A. mississippiensis.

(2) Sin datos.

3) Transporte.

a) Huevos.

La recolección de los huevos debe realizarse preferentemente durante las horas frescas del día (110). Al poco tiempo de la puesta el embrión se coloca en la parte superior de la yema, la cual se adhiere a la albúmina densa (63) (ver figura 30). Si el huevo es cambiado de su posición original, se pueden romper los delicados vasos sanguíneos y el huevo probablemente no eclosiona (123). Debido a esto es muy importante que los huevos conserven durante todo el tiempo la posición en que fueron encontrados en el nido; esto se logra poniendo una marca en la parte superior de cada uno de ellos antes de sacarlos (65, 96, 110, 123).

Para el transporte pueden colocarse en diferentes recipientes como cajas de madera (110, 123), de plástico (110), de cartón (96), de poliuretano (6) o en recipientes metálicos (65). En cualquier caso, se debe poner en el fondo una capa gruesa del material del nido (65, 123), vegetación seca (6, 110), pasto (65, 96, 110), paja, cartón corrugado (110), vermiculite (6) o cualquier material que sirva de amortiguador y protección (65, 110). Una vez colocados, se tapan con otra capa del material empleado (65, 123). Se pueden colocar en capas únicas (65), cuidando que queden separados entre sí y de las paredes de la caja 3 cm como mínimo. Hay que cuidar que las cajas con huevos no queden expuestas al sol (96, 110).

* Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 34-37.

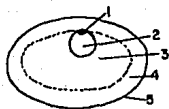


FIGURA 30. Huevo de cocodrilliano (83).

- | | |
|-------------|-------------------|
| 1. Embrión | 4. Albúmina densa |
| 2. Yema | 5. Cascaron |
| 3. Albúmina | |

Para distancias muy cortas los huevos se pueden colocar en una charola que tenga surcos para evitar que se muevan y cambie su posición *.

Es conveniente mantener separados los huevos por nido desde el principio, pues de esta manera, al momento de la eclosión, se evita disturbar a los huevos de otros nidos (96, 110).

El mejor medio de transporte para distancias muy largas es el tren (123).

b) Animales.

El método de transporte de cocodrilianos depende de la distancia y el tiempo requeridos para el trayecto, así como de la temperatura ambiental. Se puede hacer en cajas de diversos diseños, pero que deben cumplir ciertas características básicas que garanticen la seguridad del animal.

Lo principal es mantener una temperatura adecuada (46), ya que como se mencionó en el capítulo de termorregulación no son capaces de regularla. En caso de que ésta sea elevada, los cocodrilianos deben ser mojados periódicamente con agua (110).

El estrés debe reducirse al mínimo, por lo que las cajas de transporte deben construirse de tal manera que no sea necesario emplear ningún método de sujeción. Asimismo, deben evitarse movimientos excesivos del vehículo de transporte (110). Es conveniente que la caja de transporte sea oscura en su interior, pues de este modo se logra que los cocodrilianos vayan más tranquilos (92, 110). Si esto no es posible, se les puede

* Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 34-37.

cubrir la cabeza con un saco o trapo (79, 80, 92). El ruido debe reducirse al mínimo posible (79).

Las cajas pueden ser individuales o colectivas; en este último caso, para evitar peleas y apilamientos no se deben meter demasiados en una misma caja, y ésta debe tener una capa gruesa de hojas o pasto (110). Hay que hacer revisiones frecuentes para cerciorarse de que los orificios nasales no hayan sido obstruidos (80). Las cajas utilizadas para el transporte de perros pueden ser usadas para transportar crías (46).

En cualquier caso, las cajas deben tener una buena ventilación y es preciso que siempre tengan tapa (92, 110).

Las cajas individuales deben ser por lo menos 15 cm más largas que el animal. Para un cocodriliano de 50 cm de longitud las dimensiones de la caja pueden ser 65 X 20 X 20 cm (110) (ver figura 31).

Es necesario reducir el tiempo de transporte al mínimo posible y evitar que las cajas queden expuestas al sol o al calor excesivo, ya que esto puede causar la muerte de varios animales (110).

Si no se cuenta con cajas ni se dispone del material para fabricarlas, los cocodrilianos pueden ser transportados sobre una tabla de grosor suficiente para soportar el peso del animal, y que exceda la longitud de éste en 15 a 30 cm. El cocodriliano se sujetará a la tabla con cuerdas o correas; nunca se deben emplear alambres ni cuerdas muy delgadas, pues fácilmente producen laceraciones en la piel del animal, que pueden llegar a infectarse (ver figura 32). En individuos adultos puede ser necesario aplicar un tranquilizante para evitar laceraciones,

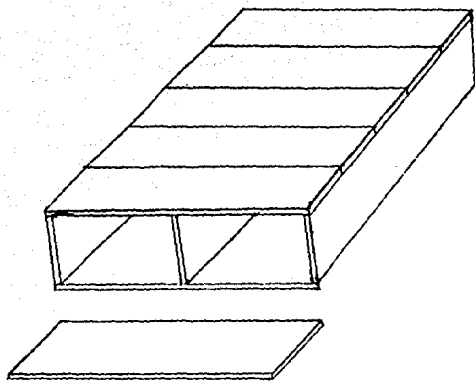


FIGURA 31. Caja doble para el transporte de cocodrilianos juveniles o adultos.

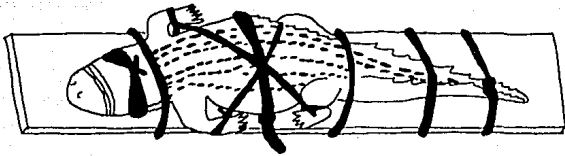


FIGURA 32. Cocodriliano amarrado a una tabla para transportarlo
(92).

fracturas, luxaciones, etcétera (92).

Es normal que no ingieran alimentos durante el transporte (46) y unos días después.

Durante el presente trabajo se transportaron 11 ejemplares de C. moreletii entre 1.38 y 2.12 m de longitud total y 36 crías de nueve meses de edad con una longitud total promedio de 35 cm, que fueron donados por el Centro de Acuacultura Tropical "Esteban Cházari-El fénix" de Ciudad del Carmen, Campeche.

Los cocodrilos grandes fueron amarrados con una cuerda de nylon empezando por el hocico, luego se amarraron las patas, doblando las delanteras hacia atrás y las traseras se jalaban hacia adelante, luego se flexionó la cola y se amarró a la altura donde comienza la hilera de crestas dobles, y de aquí, nuevamente se amarró al hocico. De este modo los cocodrilos quedaron inmovilizados sin posibilidad de desplazarse, sacudirse ni dar coletazos.

Las crías se colocaron en dos cajas de plástico de 70 X 40 X 30 cm con un poco de agua, y se cubrieron con una red para impedir que se salieran.

Se transportaron en una camioneta pick up con caseta, que si bien no fue el vehículo adecuado por ser demasiado pequeño y con muy poca ventilación, era del único de que se disponía. El transporte duró 8 horas con 30 minutos, saliendo de Ciudad del Carmen a las 11:30 horas y llegando a la granja del INIREB a las 20:00 horas en un recorrido de aproximadamente 450 km. Se revisaron en varias ocasiones para que no se encimaran unos sobre otros. En una ocasión se mojaron exprimiendo un trapo húmedo sobre ellos. La cabeza se les cubrió con un saco de manta

húmedo.

Todas las crías llegaron vivas y en buenas condiciones. Desgraciadamente no sucedió así con uno de los cocodrilos adultos de más de 2 m, que llegó muerto. Este cocodrilo iba sobre el suelo de la camioneta en la parte central, que es la que más se calienta pues es por donde corre el tubo de escape, por lo que probablemente la muerte fue por hipertermia. Una pérdida realmente lamentable. Los demás cocodrilos llegaron en buenas condiciones.

Cinco de las crías fueron transportadas del mismo modo a las oficinas del INIREB en San Cristóbal de las Casas, Chiapas, para tratarlas de una infección en los ojos. Luego fueron regresadas al criadero. Todas llegaron en buenas condiciones.

4) Técnicas de sexado.

Es necesario sexar a los cocodrilianos para lograr su adecuada reproducción en criaderos y parques zoológicos, para el control de poblaciones silvestres o de animales que hayan sido puestos en libertad (124).

Existen diversos métodos para sexar a los cocodrilianos, de los cuales sólo el de inspección de la cloaca resulta confiable. Algunos de los otros métodos serán descritos más por curiosidad que por ser realmente útiles.

El método de inspección de la cloaca ha sido mencionado por varios autores (2, 11, 27, 33, 44, 45, 62, 66, 85, 102, 106, 110, 111, 113, 119, 124). Puede hacerse de dos maneras diferentes; exponiendo el pene (11, 27, 44, 66, 102, 111, 119, 124) o introduciendo un dedo en la cloaca en busca del pene (2, 11, 27, 33, 44, 45, 66, 85, 102, 110, 113, 119, 124).

Para exponer el pene se coloca al cocodriliano sobre el dorso, preferentemente sobre una superficie plana (27), se hace presión con los dedos índice y el pulgar a ambos lados de la cloaca al mismo tiempo que se dobla la cola hacia arriba. En caso de ser macho, se expondrá el pene (27, 44, 124) (ver figura 33). Una modificación de esta técnica consiste en colocar al cocodriliano sobre el dorso con la cadera recargada sobre la rodilla de la persona, la cola se dobla hacia abajo y se presiona a ambos lados de la cloaca para exponer el pene en caso de que sea macho (27).

Esta técnica se puede utilizar con cocodrilianos menores de 75 cm de longitud total, en los cuales no es posible introducir el dedo en la cloaca (27, 44, 66), pero probó ser inefi-

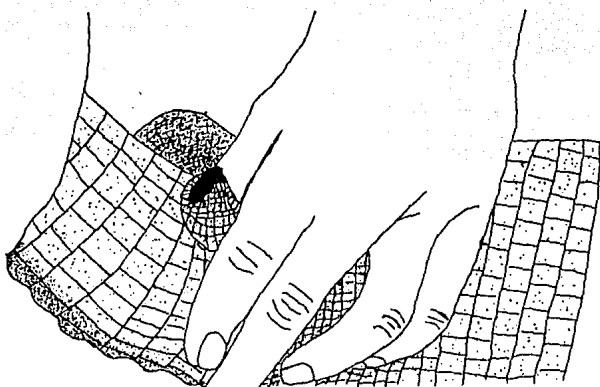


FIGURA 33. Sexado por exposición del pene (124).

ciente con A. mississippiensis de menos de 50 cm de longitud total (66).

Para palpar el pene, se coloca al cocodriliano sobre el dorso, se limpia con agua el área de la cloaca (124), se introduce un dedo hacia la parte anterior de ésta, con la mano preferentemente enguantada, y se mueve de lado a lado pegado al piso de la misma en busca del pene (11, 27, 44, 62, 102, 110, 113, 124) (ver figura 34). También es posible llevar a cabo esta técnica sin necesidad de voltearlo sobre el dorso. Hay que levantar bien la cola y un poco la cadera, de este modo la cloaca ya no está sobre el piso y es posible introducir el dedo.

Los machos poseen un solo pene (11, 85, 124), arraigado al piso de la cloaca (ver figura 35). Su rigidez normal permite el contacto a 8 cm o menos en individuos de 3 a 4 m de longitud total. En la hembra la cavidad de la cloaca se siente vacía. El clítoris que es pequeño y flácido, difícilmente se confunde con el pene (11, 124).

Esta técnica es factible con cocodrilianos de 75 cm de longitud total o mayores (11, 44, 102, 104, 110, 119, 124).

El colocar a los cocodrilianos por mucho tiempo sobre el dorso puede ser peligroso, pues se obstruye la circulación en algunos de los vasos sanguíneos que irrigan el cerebro, lo que puede causarle algún daño serio. Cuando esto sucede se dice que se "duermen" (10).

Esta técnica se utilizó con 14 C. moreletii y con dos C. c. fuscus. Una vez capturado el animal y con el hocico amarrado, se procedió a colocarlo sobre el dorso; para esto, las patas delantera y trasera del lado sobre el cual se va a voltear se

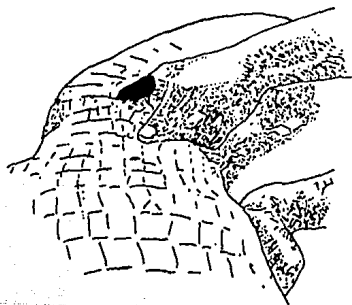
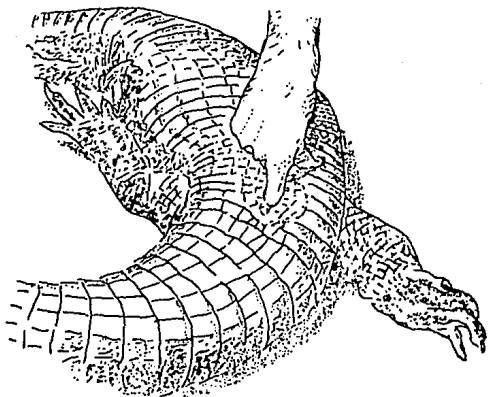


FIGURA 34. Sexado por palpación del pene (11).

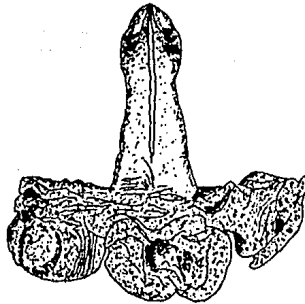


FIGURA 35. Pene de cocodrilliano (88).

pegan al cuerpo del animal. Al momento de voltearlo una persona debe sujetar la cabeza para evitar que la sacuda y se golpee, otra detiene la cola y un tercero, tomándolo por las patas delantera y trasera opuestas, le da la vuelta. La maniobra para regresar al cocodriliano a su posición normal es similar a la utilizada para colocarlo sobre el dorso.

De los 16 cocodrilianos sexados, ocho resultaron ser machos, y en todos ellos el pene fue rápidamente localizado al introducir el dedo en la cloaca. Para exponer el pene, se pasa el dedo por debajo de éste haciendo tracción muy ligera hasta que aparece por el orificio cloacal.

En el caso de crías que hayan muerto o que sean sacrificadas con fines de investigación, el sexo se puede determinar por la observación de los órganos reproductores internos (66, 102, 119). Esta observación puede ser macroscópica o microscópica.

1) Macroscópica. En A. mississippiensis menores de 50 cm de longitud total, no se observó ninguna diferencia entre las gónadas masculinas y femeninas (66). En casi todas las crías machos los conductos paramesonéficicos o de Müller (oviductos) han degenerado para el momento de la eclosión; en los que no, lo harán durante los primeros seis meses de vida, por lo que los aligatores machos sólo poseen los conductos mesonéficicos o de Wolff (102); las hembras poseen ambos conductos, de Wolff y de Müller (42, 66, 102) (ver figura 36).

El pene-clítoris es muy pequeño y de color blanco lechoso opaco, por lo que se confunde con la mucosa de la cloaca, haciendo muy difícil la diferenciación esto; se ve complicado

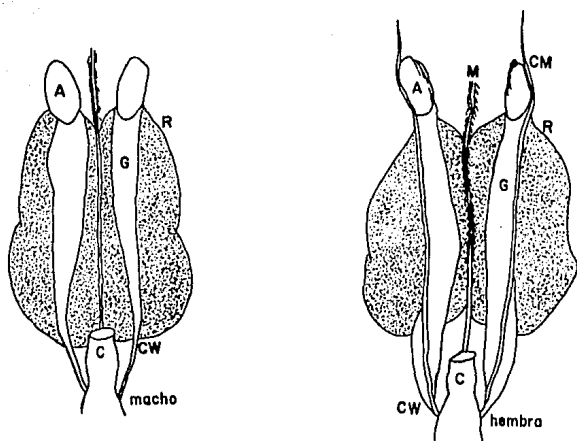


FIGURA 36. Aparatos reproductores de macho y hembra adultos (102).

A. Glándula adrenal

R. Riñón

G. Gónada

M. Mesenterio

C.M. Conducto de Müller

C.W. Conducto de Wolff

C. Cloaca

por la similitud de tamaño entre ambos órganos (66), ya que el pene-clítoris aún es indiferenciado (106, 119).

En el C. porosus y el C. johnstoni desde los 10 a 14 cm de longitud del cuerpo se ven diferencias entre ambos órganos. El clítoris es pequeño y con punta aguda, mientras que el pene es mayor, tubular y con una extremidad más bulbosa (119) (ver figura 37 y cuadro 7).

En A. mississippiensis mayores de 50 cm de longitud total se nota gran diferencia en el tamaño de las gónadas, siendo los ovarios más grandes que los testículos. En animales de 60 cm de longitud total el promedio de los ovarios fue de 26.1 X 4.3 mm y el de los testículos de 17.5 X 2.6 mm. En aligadores de 90 cm de longitud total la media fue de 34.1 X 6.6 mm para los ovarios y de 23.8 X 4.1 mm para los testículos, la gónada derecha generalmente fue de mayor tamaño (66).

11) Microscópica. Las gónadas de la hembra tienen una corteza que contiene ovogonias y una médula vacuolada degenerada (42, 102, 119); los conductos paramesonéficicos o de Müller son prominentes. Las gónadas de los machos no tienen corteza, sólo presentan una capa externa de células epiteliales planas (42, 119); la médula contiene tubos seminíferos (42, 102, 119).

Los cocodrilianos no poseen caracteres sexuales secundarios bien diferenciables. Se menciona que los adultos pueden llegar a presentar ciertas diferencias entre sexos (2, 27, 44, 62, 124), pero éstas son muy subjetivas. Haré mención de las diferencias sexuales observadas en cinco especies; los tres cocodrilianos mexicanos, el A. mississippiensis y el G. gangeticus.

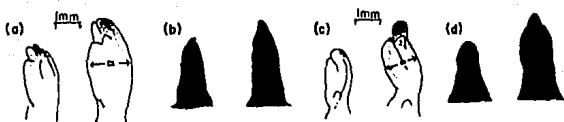


FIGURA 37. Pene (derecha) y clítoris (izquierda) de crías de Crocodylus porosus (a, b) y de Crocodylus johnstoni (c, d). (a) y (c) son vistas laterales, las flechas indican el sitio donde se midió la profundidad, el ancho se midió en ángulo recto respecto a ésta. (b) y (d) son vistas ventrales que muestran las diferencias de forma y tamaño (119).

CUADRO 7. Medidas del largo y ancho del pene y el clitoris de Crocodylus porosus y de Crocodylus johnstoni de 10 a 14 cm de longitud del cuerpo (medidas en milímetros) (119).

	Pene		Clitoris	
	largo	ancho	largo	ancho
<u>Crocodylus porosus</u>	1.57	0.95	1.19	0.79
<u>Crocodylus johnstoni</u>	1.39	0.90	1.09	0.63

Crocodylus acutus. Los machos son más grandes y alargados, las masas musculares de las mandíbulas son muy voluminosas y la joroba prefrontal más exagerada. La hembra tiene la cola más corta y el hocico menos alargado (2, 44).

Crocodylus moreletii. El macho es de mayor tamaño y de cuerpo alargado, cabeza y hocico más anchos y las masas musculares del cuello muy abultadas (2, 44, 62). La hembra es más pequeña y algo más gruesa de cuerpo que el macho (2, 62), la cola es más corta, el hocico y la cabeza de facciones más finas (62).

Caiman crocodilus fuscus. Los machos son más cabezones, más grandes y de cola larga, miden hasta 2 m. La hembra no pasa de 1.20 m, tiene la cabeza más fina y el vientre más ancho (2, 44).

Alligator mississippiensis. De los seis años en adelante, los machos crecen y aumentan de peso mucho más rápido que las hembras, siendo su cuerpo más grueso (87). La característica más fácilmente reconocible es que en los machos la cabeza se vuelve más masiva y rugosa con la edad (27, 87).

Gavialis gangeticus. Hay poca literatura sobre sexado de gaviales; se ha visto que tienen un desarrollo sexual lento y son difíciles de sexar, ya que animales de 2.7 m de longitud total tienen un pene pequeño. Se ha supuesto que el ghara (excrecencia nasal propia de esta especie) es un carácter dimórfico del macho y que indica la madurez sexual (103, 124).

Otras técnicas reportadas en la literatura para sexar cocodrillanos son las siguientes:

Algunas especies de cocodrillanos pueden ser sexadas compa-

rando el tamaño de dos abultamientos justo detrás de los ojos, que en el macho son mayores (47, 96).

Se pueden sexar por la disposición de las escamas alrededor de la cloaca (10, ii, 27). En el macho las escamas son grandes y planas, en la hembra son pequeñas y en forma de cuenta (10, iii). Esta técnica ha sido utilizada en A. mississippiensis, pero se encontró que había varias irregularidades en ambos sexos (27).

Se ha mencionado que sólo el macho del A. mississippiensis emite un bramido que es más frecuente durante la época de apareamiento (abril a junio), aunque en los demás meses también lo emiten. Las hembras contestan a este bramido pero con un sonido diferente, una especie de ronquido (87, 95).

Por último, se ha reportado que los ojos de los machos adultos, al reflejar la luz de una linterna se ven de color rojo y los de las hembras y crías de color verdoso o azul amarillento (87). Se vio que esto no tiene relación alguna con el sexo, sino que depende de la distancia y la intensidad a la que se encuentre la fuente de luz, así como de la vegetación circundante. Una lámpara cercana y brillante producirá un reflejo amarillento (102).

5) Técnicas de marcado.

Marcar a los cocodrilianos es una práctica necesaria para poder llevar a cabo programas de investigación diversos sobre reproducción (68, 122), crecimiento (68, 102, 117), comportamiento (68, 110), desplazamientos (68, 102, 117), estudios de captura-recaptura (110, 117) y manejo de poblaciones silvestres (122). También dentro de un criadero sirve para identificar diferentes grupos de edades (110).

El método de marcado ideal debe poder ser aplicado de manera rápida y fácil (27), ser visible y reconocible con facilidad (27, 122), simple (122) y permanente o por lo menos durable por varios años (27, 122).

Existe una gran variedad de métodos reportados en la literatura, cada uno con diferentes ventajas y desventajas. A continuación haré una descripción de cada uno de ellos.

Coloración natural. Consiste en describir el patrón de coloración de las crestas sencillas de la cola (102, 110). Los animales deberán ser revisados cada seis meses o cada año para ver si ha habido cambios (110).

Esta técnica se desarrolló en India para la identificación del G. gangeticus (102, 110), pero puede ser utilizada en otras especies de cocodrilianos, de hecho ya ha sido probada satisfactoriamente con el A. mississippiensis * (ver cuadro 8).

Corte de crestas caudales. En la parte anterior de la cola los cocodrilianos poseen una doble hilera de crestas triangulares; en

* Sena, De, R.R., Larsen, R.E., Pucket, H.M. and Cardehilac, P.T.: Hormonal induction of lay in young female alligators. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp. 85-90.

CUADRO 8. Descripción del patrón de las franjas negras de las crestas sencillas en la cola de diez Gavialis gangeticus. Las letras y los signos se refieren a la localización de las franjas negras en las crestas. A= anterior, B= base, F= completamente negro, L= lado izquierdo, P= posterior, T= punta, _/_/= entre las dos, **= completamente negro en todas las crestas distales, -- ausencia de franjas negras (110).

Número de gavial	Número de cresta							
	1	2	3	4	5	6	7	8
1	F	-	-	F	PB	-	F	F
2	P	B	-	F	F	-	-	**
3	F	-	_L_P_	-	-	F	F	-
4	_B_	-	-	P	F	-	PT	F
5	F	-	P	A	-	F	F	-
6	F	-	P	A	-	P	F	-
7	F	PT	PT	F	PT	-	-	-
8	F	F	-	PT	F	F	-	**
9	-	P	A	-	-	P	**	-
10	P	-	-	P	F	-	-	**

la parte posterior, la hilera de crestas es sencilla (117).

El marcado se realiza cortando las crestas desde su base (110, 122). En animales pequeños se hace con tijeras para cirugía; en individuos grandes con tijeras de jardinero (122); a falta de éstas se puede utilizar un cuchillo bien afilado (110).

Se ha observado que se pueden utilizar 12 crestas de las hileras dobles y cinco de la sencilla; las más cercanas a la punta de la cola frecuentemente se pierden (122), y no es raro encontrar animales a los que les falta un pedazo de cola (87). Hay quienes dicen que pueden utilizarse hasta nueve crestas de la hilera sencilla sin problemas (117) (ver figura 38).

Las crías y los juveniles de un año pueden necesitar un nuevo corte a los dos o tres años, pues las crestas vuelven a crecer parcialmente si no se cortan por la base (122).

Esta técnica tiene la ventaja de que es permanente (102, 122), no causa ninguna incapacidad (102), la herida sangra un poco, pero normalmente no existe riesgo de infección (110, 122) pues cicatriza rápido (102, 122) y puede realizarse de manera rápida y con un mínimo de equipo especial (102), es fácilmente visible a distancia usando binoculares (122). La desventaja es que no es del todo confiable, pues en ocasiones algunas crestas resultan dañadas o se pierden debido a infección por hongos o mordeduras, haciendo que el reconocimiento en ocasiones sea imposible (110).

Esta técnica es la que se emplea en las granjas del INIREB y de Chacahua, Oaxaca. Las crías fueron marcadas haciendo el corte con tijeras y los adultos con una navaja.

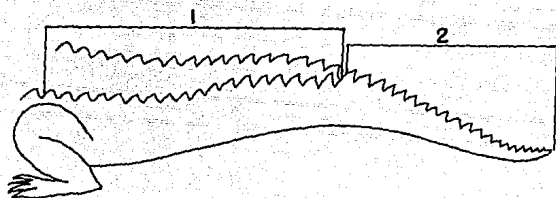


FIGURA 38. Dibujo que muestra la parte de hileras de crestas dobles (1) y sencillas (2) de la cola de los cocodrilianos (110).

El punto cero es la división entre la hilera sencilla y la hilera doble de crestas. Según Webb (1977), las crestas del lado derecho de la hilera doble son las unidades, las del lado izquierdo las decenas y las de la hilera sencilla las centenas.

El marcado fue rápido, en los adultos prácticamente no hubo sangrado y en las crías no se presentó; aparentemente no es una operación dolorosa para el animal.

Se vio que una de las crías no tenía la primera cresta de la hilera sencilla, lo que se anotó en el registro de los animales para evitar una posible confusión posterior.

Mutilación de dedos. Consiste en cortar uno o más dedos de los diferentes miembros. Es un sistema permanente (27), aplicable con un mínimo de equipo (52, 102). Con este método sólo se puede marcar un número pequeño de animales (27) y cabe la posibilidad de confusión debido a daños producidos al animal de alguna otra manera (52).

Para obtener mejores resultados se pueden combinar los métodos de corte de crestas caudales y mutilación de dedos (27, 62, 102). A cada dedo se le asigna un número (27); los dedos de los miembros posteriores son las unidades y los de los miembros anteriores las decenas (102); a las crestas sencillas se les asigna una letra (27, 102), lo que nos da más de 3 000 combinaciones (27).

Un modo de utilizar este método es asignando a las crestas un año; el número marcado en los dedos es el número de nido del que proviene el animal, esto nos proporciona una fácil identificación de grupo (102) (ver figura 39). También se menciona la posibilidad de combinar ambas técnicas con la de

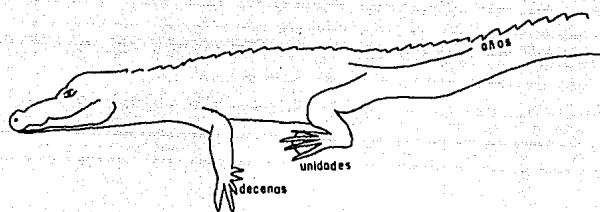


FIGURA 39. Combinación de las técnicas de marcado por corte de crestas caudales y mutilación de dedos (102).

grapas interdigitales, que nos da, además, la posibilidad de tener a los animales identificados en forma individual (27). Grapas. Son metálicas, en forma de "U" (102) y con un número grabado en una de sus caras externas (27, 102, 108, 122). En uno de sus extremos tiene una perforación en la que penetra la punta del otro extremo al ser aplicada; para ello se requiere un aplicador especial, que es proporcionado junto con las grapas. Se consiguen de diversos tamaños, mismos que vienen especificados en el catálogo del proveedor (102) (ver figura 40).

Estas grapas pueden colocarse en las membranas interdigitales de los miembros posteriores (11, 102, 108, 122) o en las crestas de la cola (27, 102, 110). Es un sistema semipermanente (122) debido a que las grapas se pueden perder (110, 122), pero se pueden cambiar cada año recapturando a los animales (102). La principal desventaja de este método es que hay que capturar al animal para ver la marca de cerca (122).

Aretes. Pueden ser de dos tipos. Unos consisten en un rectángulo de plástico con alguna combinación de colores contrastante (ej. amarillo con números negros). Se colocan haciendo pequeñas perforaciones en las crestas óseas del cuello o de la cola y se sujetan con una pequeña clavija plástica. La ventaja de éstos es que se pueden ver a gran distancia. Han sido utilizados para marcar A. mississippiensis en libertad (108).

El otro tipo de aretes está hecho de nylon o plástico, miden 3.5 X 1 cm y constan de dos partes, hembra y macho. Su nombre comercial es Roto-tag. Tienen un número grabado en uno de sus lados. Pueden colocarse en los escudetes del cuello o en las crestas de la cola (68, 102) (ver figura 41).



FIGURA 40. Grapas (102).



FIGURA 41. Aretes. (Roto-tag) (102).

Para colocarlas en el cuello, con un taladro se hace un agujero de 3 mm de diámetro en el escudete. A la parte macho del Roto-tag se le corta la parte saliente y se le hace una perforación de 3 mm en su lugar, se sujeta al escudete perforado con un remache de aluminio de 1.25 centímetros (68, 102).

Este método tiene la ventaja de que su aplicación no es dolorosa, a menos que se resbale la broca al penetrar el escudete y se le cause alguna lesión al animal; la marca es muy visible y queda protegida por la quilla del escudete. Sin embargo no ha sido muy exitoso en cocodrilianos menores de 1.5 metros (68, 102).

Para colocar el Roto-tag en las crestas de la cola, ésta se perfora con un punzón o picahielos, se aplica utilizando unas pinzas y queda sujeto gracias al sistema de hembra y macho (68, 102). La desventaja que tiene es que si la porción más gruesa de la cresta mide más de 1 cm no alcanzan a embonar ambas partes. Es útil en cocodrilianos entre 1.20 y 1.80 m de longitud total (68).

Marcas de ancla y banderolas. Existen diferentes variantes de estas marcas. Describiré algunas de ellas para dar idea de cómo funcionan.

Debajo de la piel se coloca una lengüeta, generalmente a un lado de la cola, a la cual se sujeta una cadena flexible o una tira de plástico que sobresale de la piel para que pueda ser visible. Las aberturas de la piel frecuentemente tardan en cicatrizar, lo que hace que este método sea indeseable para estudios largos, además, estas marcas no duran mucho (27, 102).

Otro tipo consiste en una banderola de vinil revestida de

nylon con ancla para insertarse en la piel entre los escudetes del cuello. Estas banderolas son muy visibles tanto en tierra como a unos cuantos centímetros de profundidad en aguas turbias. Sin embargo, estas banderolas ocasionalmente se pierden y son efectivas durante tres años únicamente (110).

Un tercer sistema consiste en piezas de plástico unidas al cocodriliano por una base en forma de "T" que se colocan bajo la piel del cuello con un inyector especial. Las banderolas tienen diferentes secuencias de coloración las cuales sirven para reconocer a los cocodrilianos. Son muy visibles, por lo que en cocodrilianos silvestres no es necesaria la recaptura (108).

Un último sistema consiste en hacer marcas de nylon plastificado que se llaman Day-Glo Saflag; vienen en tiras de 7.5 X 2 cm con nueve colores diferentes y varios diseños que se sujetan al cocodriliano con remaches. Se utilizan por periodos cortos y sólo cuando por alguna razón no es posible utilizar otro método mejor (102) (ver figura 42).

Anillos. Son aros de plástico de aproximadamente 1 mm de diámetro, vienen en diferentes colores y se pueden combinar para poder identificar a varios cocodrilianos. Se utilizan como sistema de marcado temporal. Se pueden colocar en las crestas de la cola o en los escudetes dorsales o de la nuca; en estos últimos, sobre todo, resultan muy visibles aun si el cocodriliano está en el agua. Tienen la desventaja de que se decoloran rápidamente con la constante exposición al sol. Estos anillos se pueden hacer fácilmente con cable eléctrico (102).

Collares. Están hechos con una cinta de plástico vinílico que se coloca alrededor del cuello del cocodriliano; deben ser delga-

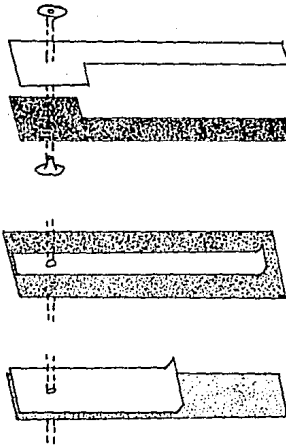


FIGURA 42. Marcas de ancla (Day-Glo-Saflog) (102).

dos para que se rompan con facilidad al crecer el animal. Se utilizan como método de identificación por periodos cortos (27, 102). Los collares son probablemente el método de marcado más común para la identificación de animales en libertad (52), ya que son visibles a gran distancia (27, 102). Son muy útiles en los estudios de captura-recaptura de poblaciones silvestres (27).

Tatuaje. El tatuaje se hace aplicando un aparato para tatuar en las escamas claras de la parte inferior de la cola (27, 102). Aunque puede llegar a ser permanente si se hace de un modo adecuado (51), en los cocodrilianos se ha visto que recién hechas las marcas son muy visibles, pero después de unos meses apenas son perceptibles (27, 102); además sólo se pueden ver capturando al cocodriliano y viéndole la cola (102). Esta técnica resulta útil si se aplica junto con otra menos durable, pero más llamativa (51).

Cauterización. Se hace aplicando un cautín (110, 122) o un hierro caliente (68, 102) durante un momento en las escamas que se deseen marcar, lo que deja un manchón obscuro (110, 122). La piel de los lados del abdomen y de la cola no es adecuada, pues debido a su color obscuro el contraste es mínimo, por lo que se recomienda cauterizar las escamas ventrales, que son más claras (68, 102), siempre y cuando la piel no se vaya a comercializar (68).

Este método es permanente y visible (110, 122). El cocodriliano aparentemente sólo sufre una molestia pasajera (122). Las combinaciones posibles son prácticamente infinitas (110, 122).

Existe un sistema de numeración por cauterización que consiste en aplicarla en las escamas de las crestas de debajo de la cola. Es similar al descrito para el corte de crestas, pero varía en que, como éstas no se cortan, se pueden utilizar ambos lados en la parte posterior de la cola, en la zona de las crestas sencillas; las marcas del lado derecho son centenas y las del izquierdo millares (117), lo que nos da un número mucho mayor de combinaciones (ver figura 43).

Fotografía. Aparentemente no hay dos cocodrilos que tengan marcas idénticas en la cabeza, por lo que se puede usar la fotografía para identificar al animal, pero el problema es que hay que recapturarlo para poder identificarlo *.

* Webb, G.J.W.: Carta dirigida al Biol. Marco Antonio Lazcano-Barrero, julio de 1984, Ad instar manuscripti.

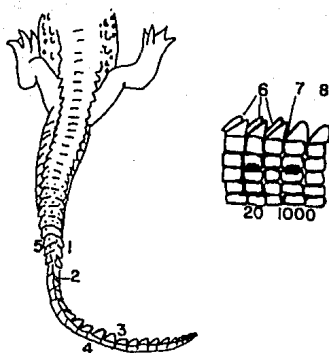


FIGURA 43. Marcado por cauterización. En la figura se muestra el sistema de numeración (125).

1. Unidades
2. Cero
3. Centenas
4. Millares

5. Decenas
6. Dobles
7. Cero
8. Sencillos

6) Técnicas de pesado.

Para llevar un registro de crecimiento, los cocodrilianos deben ser pesados a intervalos regulares, que fluctúan entre 1 mes para las crías y de 6 a 12 meses para subadultos. Las crías deben ser pesadas en básculas con exactitud de 1 g y los subadultos en básculas con exactitud de 100 gramos (110).

Para pesar animales subadultos se colocan en una bolsa grande de lona suspendida de una báscula de resorte grande, la cual se cuelga de la rama de un árbol o de postes formando un trípode (110). Otro método consiste en amarrar las cuatro extremidades con cuerdas, dejando una gaza sobre el dorso con el objeto de poder colgar al cocodriliano del gancho de la báscula.

Para pesar a las crías se utilizó una pesola de resorte con capacidad de 500 g graduada cada 5 g. A una liga gruesa se le hizo un nudo a 1/3 de distancia de uno de los extremos; el cocodrilo se pasó por la abertura grande, de manera que la liga quedara detrás de las extremidades anteriores, de este modo quedaban suspendidas; la abertura pequeña de la liga sirve para detenerla de la pesa, la cual era sostenida con la mano. Estas crías pesaron entre 80 y 225 gramos.

Una técnica muy similar fue utilizada con cocodrilos de hasta 1.40 m de longitud total, en cuyo caso se utilizó una pesa de 10 Kg graduada cada 100 g. Se colgaron mediante una cuerda de algodón con un nudo corredizo que pasaba por detrás de los miembros anteriores. La báscula se sostuvo a mano vigilando que la cola del cocodrilo no tocara el piso.

Para pesar a los cocodrilos adultos se utilizó una bás-

cula de resorte con capacidad de 90 Kg graduada cada Kilo, que se colgó del travesaño de una palapa. Los cocodrilos fueron colocados sobre una red y envueltos en ésta, y se cargaron para enganchar la red a la báscula. Con esta técnica se pesaron cocodrilos cuyos pesos variaron entre 10.5 y 81 Kilos.

7) Técnicas de medición.

Hay dos medidas básicas que se deben tomar a un cocodrillano: la longitud total, que se mide de la punta del hocico a la punta de la cola con el animal totalmente estirado, y la longitud del cuerpo, que se toma desde la punta del hocico a la parte anterior de la abertura de la cloaca (110).

Para la medición se puede poner al cocodrillano sobre el dorso y medirlo con una cinta métrica (110), o se puede colocar sobre una tabla la cual tiene una regla graduada en milímetros en uno de los bordes, de tal manera que la punta del hocico coincida con el borde anterior de la tabla; un calibrador se mueve hasta la cloaca o la punta de la cola para tomar la medida (106).

Las crías se midieron colocando una cinta métrica metálica sobre una mesa, los animales se colocaron bien estirados sobre la cinta cuidando que la punta del hocico quedara en el borde. Para tomar la longitud total se midió hasta la punta de la cola y para la longitud del cuerpo sólo se levantó la cola para ver donde quedaba el inicio de la abertura cloacal.

A las crías se les tomaron otras dos medidas que fueron la longitud y el ancho de la cabeza, ambas con un vernier. La longitud se midió de la punta del hocico hasta la parte más posterior del cráneo y el ancho a la altura de la base de las mandíbulas.

Se midieron cocodrilos de 1 m o mayores con una cinta métrica metálica. Con el cocodrilo sobre el vientre se midió la longitud total colocando la cinta sobre el dorso del animal, la longitud y el ancho de la cabeza. Para medir la longitud del cuerpo fue necesario voltearlo sobre el dorso.

8) Obtención de muestras.

a) Contenido estomacal.

Para algunos estudios biológicos es importante obtener información acerca de los hábitos alimentarios (107), y es esencial para estimar el estado de los cocodrilianos en la ecología de aguas interiores (102). El estudio del contenido estomacal nos da información sobre las relaciones depredador-presa y sobre los diferentes hábitos alimentarios de los cocodrilianos de diferentes tamaños y localidades (102).

La escasez de cocodrilianos ha sido un problema para el estudio de hábitos alimentarios (102), y debido a esta escasez es injustificado el matarlos para analizar su contenido estomacal (102, 107).

Existen dos métodos para obtener el contenido estomacal de los cocodrilianos de 28 a 180 cm de longitud total (106, 107). En ambos, se abren las mandíbulas y se pone un cilindro metálico recubierto de goma (102, 106, 107). Se puede hacer un cilindro más barato que el anterior a partir de tubos de plástico duro (102, 108). No se requiere el uso de anestésicos. Para llevar esta técnica a cabo se necesitan tres personas; dos sujetan al cocodriliano mientras la otra remueve el contenido estomacal (102, 106, 107).

Cucharón. El marco puede ser una varilla de latón con un aro en un extremo y un asa en el otro (ver figura 44); los diámetros de la varilla y del aro se dan en el cuadro 9 y están determinados por el tamaño del cocodriliano. Se cose una bolsa de hule suave (el dedo de un guante de hule) al aro de metal y

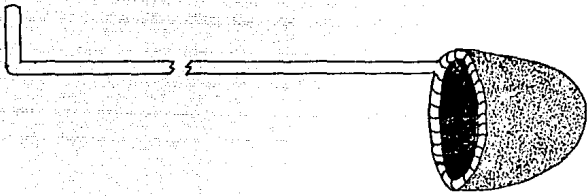


FIGURA 44. Cucharón (106).

CUADRO 9. Dimensiones (cm) de los cucharones, bombas y cilindros utilizados con el Crocodylus porosus de diferentes tallas (cm). Los diámetros se refieren a medidas externas (107).

Longitud	Cilindro		Cucharón			Bomba	
	diám.	largo	diám. aro	diám. varilla	largo	diám.	largo
cocodrilo	diám.	largo	aro	varilla	largo	diám.	largo
28 - 35	3.0	2.0	---	---	---	1.0	40
35 - 50	4.5	2.5	---	---	---	1.0	40
50 - 120	5.0	3.0	2.0	0.2	40	1.5	60
120 - 130	5.0	3.0	3.0	0.4	60	1.5	60
130 - 140	9.5	5.0	3.0	0.4	60	2.0	80
140 - 180	9.5	5.0	4.0	0.4	80	2.0	80

todo esto se lubrica con aceite vegetal antes de usarse (102, 106, 107).

Se pasa el cucharón a través del cilindro de metal hasta llegar al pliegue gular. La cabeza del cocodrilliano se levanta hasta que quede a 30° con relación al eje del cuerpo; se empuja el cucharón haciendo un giro suave hasta que el aro entre en el esófago. Para pasar el cucharón a través de la región del cinturón escapular y para que entre al estómago, es necesario combinar una ligera presión con un giro del cucharón. Una vez en el estómago, el aro y el alimento pueden sertirse a través de las paredes del cuerpo, el aro se coloca detrás del alimento y se retira con cuidado. El proceso se repite hasta que no se sienta la presencia de ningún objeto en el estómago. La introducción y extracción del cucharón son un proceso delicado y se debe tener cuidado de no forzarlo al encontrar obstáculos (102, 106, 107) (ver figura 45).

Bomba. Las bombas se hacen con tubo de PVC (102, 106, 107) o de plástico vinílico flexible (106) de diferentes diámetros (ver cuadro 9). La pared del tubo debe ser de 1 mm de espesor como mínimo; uno de los extremos es rebajado para hacerlo flexible y blando y con un mayor diámetro interno. Este extremo se lubrica con aceite vegetal y se introduce al estómago tal y como se describió en la técnica anterior. El cocodrilliano es mantenido con la cabeza más alta que el resto del cuerpo y se vierte agua fresca por el tubo (102, 106, 107), aproximadamente 2 l para un cocodrilliano de 1.5 m de longitud total (108) (ver figura 46). Cuando el abdomen está distendido es apretado y relajado (bombeando) con las manos hasta que salga por el tubo

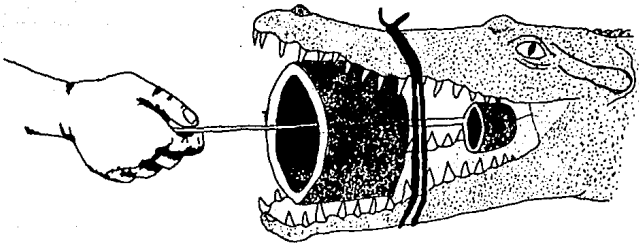


FIGURA 45. Obtención de contenido estomacal por el método del cucharón (106).

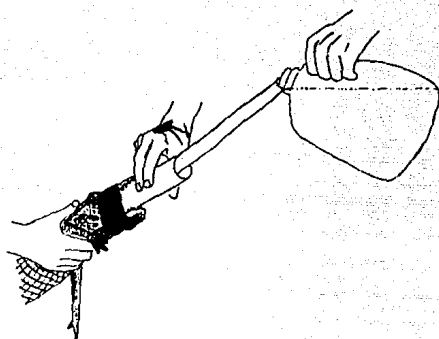


FIGURA 46. Obtención de contenido estomacal por el método de la bomba (108).

una mezcla de agua y alimento (generalmente después de cuatro a seis apretones). El extremo libre del tubo se mete en una botella y el cocodriliano se coloca con la cabeza hacia abajo y se retira el tubo; una mezcla de agua y alimento fluye dentro de la botella (102, 106, 107, 108). El proceso es repetido hasta que el agua salga casi libre de partículas de alimento. Si no sale nada, el tubo se repone o se extrae para revisar que no tenga ninguna obstrucción (102, 106, 107).

Estos métodos fueron probados por Taylor (1977) con el C. porosus. En animales menores de 50 cm la bomba fue suficiente. Es cinco animales, que fueron sacrificados por otros motivos, no se encontraron restos de alimento en el estómago (106, 107). Se menciona que en éstos el uso del cucharón puede traer el riesgo de lesionar tejidos internos (102). Para animales mayores de 50 cm se utilizaron ambas técnicas. Se sacrificaron cuatro animales; en tres no se encontraron residuos de alimento, y en el cuarto, en el que sólo se usó la bomba, quedaba 20% del alimento aproximadamente (102, 106, 107), por lo que se recomienda el uso de ambas técnicas (106, 107).

Ninguna de las técnicas produce daño al cocodriliano. Animales mantenidos durante cinco días después de obtener las muestras no mostraron ningún signo de enfermedad. De los cinco cocodrilianos sacrificados ninguno mostró tener daños internos. Doce crías de 30 a 40 cm de longitud total que fueron bombeadas una vez (una de ellas dos veces) y liberadas nuevamente, tuvieron un crecimiento igual al de otras crías de la misma región (102, 106, 107).

b) Sangre.

Generalmente, las muestras de sangre se obtienen con fines de diagnóstico (7, 13). En programas de crianza en cautiverio y con fines reproductivos se analiza el suero de la sangre para determinar si los animales se encuentran estresados (102). Para estudios de química sanguínea y otros estudios hematológicos es necesario coleccionar cantidades suficientes de sangre sin excitar al animal, pues esto alteraría los resultados. Por ello, se recomienda utilizar la técnica que se considere más adecuada, sobre todo en cocodrilianos destinados a la investigación, para que lleguen a familiarizarse con ésta (102).

Con la sangre de cocodrilianos se pueden utilizar anticoagulantes estándar (85) como heparina (30, 36) y EDTA (7).

La técnica de elección depende del tamaño del cocodriliano y del volumen requerido de sangre (64, 93). A continuación describiré las diferentes técnicas que aparecen en diversas publicaciones.

Vena caudal. La vena caudal (7, 10, 19, 30, 36, 45, 47, 48, 64, 85, 93, 102) es una de las más empleadas para obtener muestras de sangre de cocodrilianos de cualquier tamaño (102). La arteria y la vena caudales corren por un hemocanal en el proceso espinoso ventral de las vértebras coccígeas; la arteria va pegada a la columna vertebral, la vena corre por debajo de ésta (19, 102).

El cocodriliano es colocado sobre el dorso (30, 93, 102); se utiliza una aguja del # 20 o 22 (93, 102) la cual se introduce por línea media (30, 85, 93); se puede hacer 12 cm detrás de la cloaca (30) o a 1/5 de la distancia de la cloaca a la punta de

la cola (93, 102) con dirección craneal, en un ángulo de 45° (85, 93, 102) (ver figura 47). Al estar cerca de las vértebras se va haciendo un poco de succión con la jeringa (85); si se llega a éstas y no se obtuvo sangre, se retira un poco y se prueba un ángulo diferente (93, 102). En ocasiones es posible obtener sangre arterial o venosa, según se desee, puncionando la arteria o la vena, pero se requiere de mucha práctica (93). La obtención de sangre por punción es con base en ensayo y error, puncionando en el área de la localización de vaso sanguíneo (13).

Existe un aparato llamado Doppler que es útil en la localización de vasos sanguíneos (13, 30), al cual me referiré al final de este inciso.

En un estudio realizado por Densmore (1981) se obtuvieron por esta vía muestras de sangre de las 21 especies de cocodrilianos. En animales mayores de 1 m se obtuvieron de 10 a 20 ml, lo que representa menos de 5% del volumen de sangre, el cual es aproximadamente 7% del peso del cocodrilliano; en ninguno de ellos se observaron signos de enfermedad después de haber obtenido la sangre. Durante dicho estudio no se utilizaron cocodrilianos menores de 50 cm de longitud total.

Por esta vía se obtuvieron 2 ml de sangre de un C. moreletii de 1.60 m de longitud total, empleando una aguja del # 20 de una jeringa desechable. Con el cocodrilo sobre el dorso se puncionó en la línea media de la cola. Como la aguja era corta, no se llegó al vaso sino hasta estar a 1/3 de la distancia de la cloaca a la punta de la cola. El vaso fue localizado con facilidad. Esta técnica probó ser rápida, segura y sencilla.

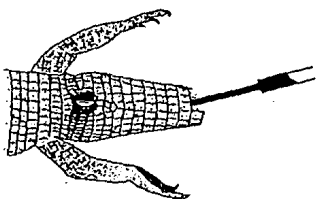


FIGURA 47. Obtención de sangre de la vena caudal (102).

Arteria yugular interna. Es otro sitio factible para la obtención de sangre (45, 47, 48, 64, 85, 93, 102). A partir de ésta es fácil obtener grandes volúmenes de sangre en repetidas ocasiones (47, 93, 102). En el A. mississippiensis esta arteria corre dentro de la columna vertebral en su porción cervical (102); el sitio para hacer la punción es entre la primera y la segunda vértebras cervicales (93, 102). La aguja ideal es la del # 22, de 3.5 cm de largo (102). La punción se hace por línea media detrás del escudete occipital, con la aguja en posición vertical hasta alcanzar el vaso; si se topa con una vértebra, se mueve hacia adelante o hacia atrás hasta que entre en el espacio intervertebral. La médula espinal corre en la parte ventral de este vaso. Es útil el doblar la cabeza del cocodriliano hacia abajo. Esta técnica puede ser utilizada con cocodrilianos de cualquier tamaño siempre y cuando se sujete bien al animal (102) (ver figura 48).

Punción cardiaca. Esta es otra fuente para la obtención de grandes volúmenes de sangre (10, 13, 19, 24, 45, 47, 48, 70, 85, 93, 102). El corazón puede ser localizado colocando al cocodriliano sobre el dorso y observando o palpando las pulsaciones (85, 102), aunque se menciona que sólo es útil con serpientes. La auscultación con estetoscopio es de poco valor, ya que el sonido del corazón puede oírse con dificultad a través de la pared con escamas y debido a los ruidos ambientales (13).

La punción se hace con una aguja delgada, del # 19 y una jeringa de 10 ml (24, 102); se inserta por línea media, justo detrás del esternón, aproximadamente al nivel de la sexta hi-

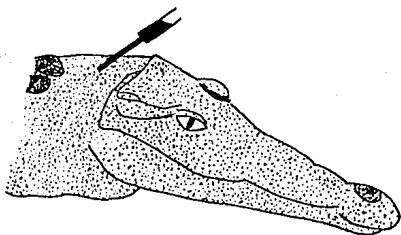


FIGURA 48. Obtención de sangre de la arteria yugular interna
(102).

lera de escamas posterior a los miembros anteriores, con dirección dorsocraneal (19, 93), aspirando un poco con la jeringa hasta sentir que entra al corazón. Si se tiene mucho cuidado se puede obtener sangre venosa o arterial, al insertar la aguja ligeramente a la derecha o a la izquierda, respectivamente (93, 102).

Aunque las inyecciones intracardiacas son potencialmente peligrosas (19), si se hace con cuidado rara vez se causa la muerte del animal (24, 102), pero tenemos que recordar que generalmente tratamos con animales muy escasos y que debe evitarse cualquier técnica que ponga en peligro su supervivencia (102).

Corte de una uña. El corte de una uña se usa para obtener pequeñas cantidades de sangre (7, 45, 46, 47, 93, 102). Puede ser de cualquiera de los cuatro miembros, a la altura de la articulación de la última falange (7, 45). Se puede hacer con un cortaúñas bien afilado. La pérdida de una uña no causará ningún problema de locomoción al cocodriliano y el sangrado cesa por sí solo (45).

Corte de la punta de la cola. Un método muy fácil para obtener pequeñas cantidades de sangre es haciendo un corte de la punta de la cola, a un milímetro del final de ésta, y luego, "ordeñándola" (24, 102); en animales mayores de un metro también se puede cortar la punta de una de las crestas de la cola (93, 102).

Espacio retroorbital. Por último, es posible obtener sangre del espacio retroorbital, donde hay un plexo venoso (85, 102). Se inserta un tubo capilar por el canto medial del ojo y se gira (85). Esta técnica no fue útil en caimanes debido a lo corre-

oso de la membrana nictitante. Es una buena técnica para obtener sangre en repetidas ocasiones, ya que la sangre que va a la cabeza descarga en los senos orbitales, los cuales ocupan una parte considerable detrás de cada ojo (102).

Doppler. Es un medio seguro para determinar la localización exacta del corazón o de los vasos sanguíneos mayores (13).

Funciona mediante una sonda que emite ondas ultrasónicas que al chocar con las células sanguíneas rebotan en la sonda, y pueden ser transmitidas a unos audífonos o bocinas, o se pueden registrar en un osciloscopio. Las diferencias en la forma y amplitud de la onda o en el sonido se pueden usar para diferenciar entre los vasos sanguíneos grandes y el corazón. Sobre el punto donde se va a colocar la sonda hay que aplicar un gel especial para transmisión de ultrasonido que puede ser vaselina o aceite mineral. La sonda se coloca en un ángulo de 90° respecto a la piel y se mueve sobre el área (13) (ver figura 49).

El Doppler no fue efectivo en los géneros Osteolemus y Paleosuchus debido a la presencia de escamas óseas gruesas en la parte ventral (30).

c) Orina y heces.

La única técnica que se encontró en la literatura fue un reporte en el que se trabajó con crías con pesos entre 32 y 72 g. Los fluidos cloacales se colectaron insertando un tubo capilar en la cloaca (36).

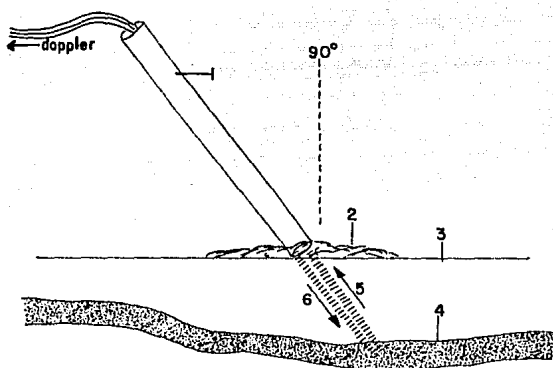


FIGURA 49. Localización de vasos sanguíneos utilizando el Doppler (13).

1. Sonda

2. Gel

3. Piel

4. Vaso sanguíneo

5. Ondas reflejadas rebotadas

6. Ondas emitidas

9) Alimentación forzada.

Esta se lleva a cabo principalmente en cocodrilianos recién nacidos para que aprendan a comer.

El mejor método para sujetar al cocodriliano es descansando el cuello entre los dedos índice y medio (40).

Se le puede inducir a abrir la boca golpeándole suavemente la punta del hocico con un dedo o pasando un pedazo de comida por su nariz. Si esto no resulta, se le puede forzar a abrir la boca presionando en el sitio de unión de las mandíbulas. Para mantenerlas abiertas se coloca un palito entre ambas. Se le ponen pedazos de alimento pequeño en la boca, y se empujan con un objeto delgado y de punta roma al esófago, pasando el pliegue gular; esto se debe hacer con cuidado para no lastimarlo (40). Se pueden utilizar forceps de 30 cm de largo (40, 45), con los que se toma el alimento y se deja en la boca del animal dándole oportunidad a que trague; si no lo hace, se empuja al esófago, cuidando de no lastimar con las puntas del forceps, y se suelta, después de esto se masajea la garganta en dirección caudal para ayudar a que el alimento llegue al estómago (45).

En cocodrilianos mayores la alimentación forzada puede resultar peligrosa. Se les puede inducir a comer azuzándolos con un pedazo de comida colgado de una vara (85). Los cocodrilianos grandes y agresivos pueden ser anestesiados antes de la alimentación forzada, reduciéndose así el riesgo para la persona; la anestesia también evita la regurgitación voluntaria (85).

Cinco crías de C. moreletii que fueron llevadas de la granja del INIREB a San Cristóbal de las Casas para tratamiento, tuvieron que ser alimentadas con esta técnica. Para abrir-

les la boca, los dedos índice y pulgar de la mano con que se sujetaban, se colocaron a la altura de la unión de ambas mandíbulas, si no abrían la boca por ellas mismas al mostrarles el alimento, con la mano libre se jalaba la mandíbula inferior hacia abajo. El pedazo de alimento se colocó en la boca con la mano y se empujó suavemente al esófago con la ayuda de un palo delgado de madera; después, si no tragaban se les ayudaba dándoles masaje con los dedos índice y pulgar de la garganta hacia el vientre hasta que ya no se sintiera el bulto del alimento en la garganta.

Los líquidos se pueden dar con una pipeta. Esta fue utilizada con una cría que había sido picada por un alacrán, en la granja de Chacahua, Oaxaca. Lo único de que se disponía era del extracto de una planta llamada "contraveneno", el cual utilizan las personas de ese lugar para tomar en tales situaciones. Se utilizó una pipeta de 5 ml, se le abrió la boca a la cría y se pasó la punta de la pipeta al inicio del esófago bajando con la misma el pliegue gular, después de esto se destapó la parte superior y se dejó que el líquido fluyera poco a poco. Afortunadamente esta cría vivió, aunque no se supo si esto se debió al efecto del extracto.

10) Obtención de semen e inseminación artificial.

La inseminación artificial de cocodrilianos sólo se ha llevado a cabo en el A. mississippiensis.

Aunque en 1981 se logró obtener crías a partir de una hembra inseminada artificialmente (49), aún es un tema poco estudiado. La espermatogénesis comienza desde mucho antes del inicio de la época de reproducción y se completa al momento de llegar a ésta. Los niveles de testosterona son altos antes de la época de reproducción; después, hay regresión testicular y a causa de esto la testosterona se encuentra en niveles muy bajos o no es detectable (70).

Los anticuerpos monoclonales especialmente preparados para usarse en cocodrilianos pueden ser utilizados para detectar la presencia de hormonas gonadotrópicas que estimulan la producción de testosterona (116). Los intentos para obtener semen en A. mississippiensis vivos son moderadamente exitosos, pues se obtienen pocos espermatozoides. La electroeyaculación y la administración de oxitocina y testosterona no han logrado que la cantidad de espermatozoides obtenidos sea mayor que mediante la aspiración de la ranura peneana *.

La electroeyaculación ha sido probada con la tortuga verde (Chelonia mydas) habiéndose obtenido resultados satisfactorios. La motilidad y el volumen obtenidos varían dependiendo del tiempo, la frecuencia de la eyaculación y del individuo utilizado (125).

* Larsen, R.E., De Sena, R.R., Pucket, H.M. and Cardeillac, P.T.: Collection of semen for artificial insemination. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 42-43.

Es posible obtener grandes cantidades de espermatozoides disecando los conductos deferentes de un A. mississippiensis muerto, después de haberle quitado la piel y la carne aprovechables *(49). El éxito de la obtención de espermatozoides del conducto deferente depende de la temperatura ambiental de las semanas anteriores, siendo mayor el número y el porcentaje de motilidad en animales que han estado en temperaturas altas. El tamaño del animal determina el número de espermatozoides que se pueden colectar. Los espermatozoides obtenidos del conducto deferente se pueden mantener a 5°C en Bes-Tris-Yolk por varios días sin que disminuya su motilidad *.

Se ha visto que la gonadotropina del suero de yegua preñada (PHSG) es capaz de estimular el desarrollo folicular en el A. mississippiensis a una dosis de 1 000 unidades/animal administradas en tres ocasiones con tres a cuatro días de diferencia. Esta hormona no es capaz de estimular la ovulación **, ***.

* Larsen, R.E., De Sena, R.R., Pucket, H.M. and Cardehilac, P.T.: Collection of semen for artificial insemination. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 42-43.

** Cardehilac, P.T., Pucket, H.M., De Sena, R.R. and Larsen, R.E.: Progress in artificial insemination of the alligator. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 44-46.

*** Sena, De, R.R., Larsen, R.E., Pucket, H.M. and Cardehilac, P.T.: Hormonal induction of lay in young female alligators. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp 85-90.

11) Incubación artificial de huevos.

La incubación artificial tiene algunas ventajas sobre la incubación natural, como por ejemplo:

i) Se reduce el número de pérdidas por depredación o daño físico al nido (76).

ii) Se tiene control sobre las variables ambientales para proporcionar el óptimo (76).

iii) Se puede controlar, dentro de ciertos límites, el crecimiento futuro de las crías (76).

iv) Se evita la depredación de crías por parte de animales subadultos y adultos (110).

v) Simplifica el proceso de recolección de las crías, las cuales son muy difíciles de capturar en los encierros para reproducción (110).

Las opiniones varían en cuanto a si los huevos deben ser retirados del nido natural al principio o al final del periodo de incubación (110). En general se acepta que se debe hacer el traslado tan pronto como sea posible, en las primeras 24 horas de puestos (62, 109, 123) o cerca del final del periodo de incubación (102, 110); en este último caso es conveniente proteger el nido natural contra depredadores cubriéndolo con malla metálica (110, 123).

Los huevos no deben lavarse, pues con esto se prolonga el periodo de incubación (65, 102). En un reporte se vio que los huevos no lavados tuvieron una eclosión de 90% en la primera

* Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp. 34-37.

semana de ésta, mientras que los lavados sólo tuvieron 35 por ciento (65).

Los huevos que presentan pequeñas cuarteaduras o abolladuras pueden ser incubados siempre y cuando no haya salida de albúmina *, pero es conveniente mantenerlos en cajas aparte pues pueden atraer hormigas (123). Se deben descartar los huevos infértiles (su contenido es líquido) y podridos (reconocidos por su color grisáceo o azul verdoso esmaltado), pues atraen animales que pueden dañar a los huevos viables (110).

Lo más recomendable es colocar los huevos en cajas de poliuretano *(6, 62) con perforaciones en el fondo para permitir la ventilación *(6). También se pueden usar cajas de madera de 60 X 60 X 60 cm (123) o charolas sobre las cuales se colocan los huevos entre algún material que simule el del nido *.

En las cajas se puede poner el material del nido original *, vegetación seca o vermiculite (6). Los huevos se pueden colocar en capa única *(62) o en dos o tres capas (62), cuidando que conserven la misma posición que en el nido *(62, 65, 110, 123). Una vez colocados se cubren con más material del que se esté empleando *(62) (ver figura 50).

El invernadero debe tener estantes para colocar las cajas con los huevos de manera que el aire pueda entrar por debajo de ellas *, ** Es conveniente que tenga una lámpara de luz ultravioleta para combatir a los insectos *(123).

* Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp. 34-37.

** Blake, D.K.: The use of vermiculite as an incubation material for crocodile eggs. Mimeografiado.

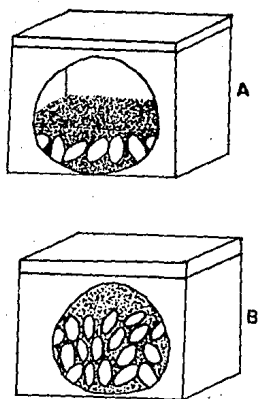


FIGURA 50. Cajas para la incubación artificial de huevos. (A) en capa única. (B) en varias capas (62).

Los huevos también pueden ser colocados en cámaras de incubación que tienen paredes de triplay, poliuretano y concreto, el piso es de poliuretano y concreto. Cada cámara tiene una superficie de 14.9 m. Estas también son utilizadas para mantener crías, por lo que una parte tiene concreto como área seca y la otra agua con una profundidad de 10 cm. Las cámaras tienen tapas de triplay. Se calientan por medio de una resistencia colocada en la parte inferior (102). Los huevos se ponen en charolas de 61 X 61 X 15 cm con el piso y el techo de malla para permitir la circulación del aire (65, 102). Como medio de incubación se puede usar material del nido original (102) o heno (65). Las charolas se colocan 7.5 cm por arriba del agua o del concreto sobre ladrillos colocados en las esquinas (65, 102).

La humedad relativa debe estar entre 90 y 100 % (38, 49, 65, 94, 102). El huevo puede llegar a absorber el agua del exterior, pero ésta probablemente no es aprovechada, pues aparentemente existe suficiente en la yema y la albúmina para satisfacer los requerimientos del embrión (94). Si la humedad no es suficiente, el huevo se deshidrata y se forma una bolsa de aire que dificulta el desarrollo del embrión, y si es excesiva, el huevo se hincha, lo que también es una dificultad para el desarrollo del mismo *, **.

De vez en cuando se debe rociar el material del nido con agua, con el fin de mantener la humedad y la temperatura adecuada.

* Blake, D.K.: The use of vermiculite as an incubation material for crocodile eggs. Mimeografiado.

** Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp. 34-37.

das (65, 102, 110).

La temperatura es quizá el factor ambiental más importante, pues todas las especies de cocodrilianos carecen de cromosomas sexuales; el sexo se determina por la temperatura a la cual se incuban los huevos (39, 40, 42, 76, 102).

Se ha visto en el A. mississippiensis que a temperaturas de incubación de 30 °C o menores todas las crías son hembras; a 34 °C o mayores todas son machos, y a 32 °C se obtiene una proporción de cinco hembras por un macho (39, 41, 42, 76, 102) (ver cuadro 10).

El sexo está determinado para el momento de la eclosión y es irreversible (41, 42, 102). El periodo durante el cual el embrión es sensible a la determinación del sexo por la temperatura es entre 7 y 21 días después de la ovoposición (39, 41, 42, 76, 102).

Las hembras obtenidas de huevos incubados a 30 °C tienen mayor cantidad de vitelo absorbido y son más pesadas que los machos obtenidos de huevos incubados a 34 °C (ver cuadro 11); éstas crecen más rápido que los machos y las hembras ligeras durante el primer año de vida; después los machos crecen más rápido, lo que representa una ventaja selectiva para la evolución de la determinación del sexo por la temperatura, pues de este modo las hembras alcanzan la madurez sexual lo antes posible (39, 41, 42, 76, 102). Debido a esto, es factible mantener la temperatura a 30 °C excepto durante el periodo en que el

* Goodwin, F.: Incubation techniques used by Florida Farmers Association Members in 1981. Proc. 2nd. Ann. Alligator Production Conf. (memorias). Gainesville, Florida, 1982, pp. 34-37.

CUADRO 10. Sexo y mortalidad de aligatores obtenidos después de 60 días de incubación artificial a diferentes temperaturas (41).

	Temperatura de incubación (+ 0.2°C)					
	26°C	28°C	30°C	32°C	34°C	36°C
Núm de huevos .	50	100	100	100	100	50
Núm de embriones						
mueritos (% del total)	40(80)	4(4)	3(3)	2(2)	6(6)	43(86)
Hembras						
% del total de huevos	20*	96*	97	85	0	0
% de huevos vivos	100*	100*	100	86.7	0	0
Machos						
% del total de huevos	0	0	0	13	94	14
% de huevos vivos	0	0	0	13.3	100	100

Todos los huevos se obtuvieron de nidos naturales durante las primeras 10 horas de puestos, fueron puestos por hembras de aligatores de edad mediana. Los huevos infértiles fueron excluidos y el promedio de peso al comienzo de la incubación fue estadísticamente similar en todos los grupos de temperaturas (ver cuadro 11). * Estos animales tuvieron un desarrollo retardado y tenían vitelo fuera del cuerpo. Estaban en un estado de desarrollo equivalente al de un embrión de 48 días incubado a 32°C. Debido a esto se excluyeron del análisis de peso del cuadro 11.

CUADRO II. Análisis estadístico de los pesos de embriones de 60 días de algator (recién nacidos) y sus vitelos absorbidos como una función de la temperatura de incubación y el sexo. Pesos en gramos (41).

Temperatura de incubación	# de huevos	Sexo de la cría	Peso inicial del huevo	Peso de la cría completa	Peso de la cría menos vitelo	Peso del vitelo
30°C	97	hembra	65.1 ± 5.7	47.6 ± 3.1	37.8 ± 3.9	8.1 ± 2.2
34°C	94	macho	66.2 ± 6.1	43.7 ± 4.0	38.2 ± 4.6	5.3 ± 1.9
32°C	85	hembra	65.8 ± 6.8	46.2 ± 4.5	36.8 ± 4.2	7.7 ± 2.5
32°C	13	macho		45.8 ± 3.9	37.0 ± 4.0	7.6 ± 2.8

*: ± 0.2 grados centígrados.

Los pesos iniciales de los huevos fueron similares en todos los grupos de temperaturas, aunque en el grupo de 32°C era imposible determinar al inicio del experimento que huevos serían machos y cuales hembras. Las crías fueron fijadas y pesadas intactas (sin las membranas extraembrionarias) con exactitud de 0.2 g. Cuidadosamente se disecó el vitelo absorbido y ambos, el vitelo y la cría de pesaron por separado con exactitud de 0.2 g. Frecuentemente la suma de ambos pesos no correspondió exactamente al primer peso debido a pequeñas pérdidas de sangre.

embrión es sensible a la determinación del sexo, en que se cambia a 34°C, de este modo se obtienen machos pesados con gran cantidad de vitelo absorbido, que crecerán de un modo rápido durante el primer año de vida y los subsecuentes (39, 76) (ver cuadros 10 y 11).

Las temperaturas menores de 26°C prolongan el periodo de incubación y pueden causar mortalidad embrionaria (17, 85, 110); las temperaturas de 38°C traen como consecuencia que nazcan con colas deformes (17, 85).

Es normal que al final del periodo de incubación ocurran fracturas del cascarón (14, 38). Durante la incubación la capa externa del cascarón sufre una degradación progresiva causada por las bacterias del nido. Esta degradación sirve para disminuir la resistencia del cascarón. En algunos experimentos se ha visto que en los huevos incubados sin ningún material que simule el nido, los embriones se desarrollan normalmente pero no pueden eclosionar a causa de lo duro del cascarón. Debido a esto, es muy importante que los huevos queden totalmente rodeados por algún material que simule el nido y con 100% de humedad, pues de lo contrario el porcentaje de eclosión disminuirá debido a que la cría no puede romper el cascarón y muere asfixiada (38).

Una vez que se han presentado las primeras fracturas del cascarón quedando expuesta la membrana, se puede utilizar el Doppler para detectar el desarrollo embrionario colocándolo entre las grietas, pues el cascarón es una barrera para las ondas de sonido (14).

Cuando las crías están listas para eclosionar, se empie-

za a escuchar una serie de gritos muy peculiares (2, 5, 123). A las 24 horas de escuchar los primeros gritos se debe remover la tierra que cubre los huevos; los que aún no hayan eclosionado deben dejarse para que lo hagan por ellos mismos (123).

Con la incubación artificial se puede obtener una eclosión de 95% o superior (6).

Algunos de los datos reproductivos más importantes para las tres especies de cocodrilianos que existen en México se dan en el cuadro 12.

CUADRO 12. Datos reproductivos de las tres especies de cocodrilianos de México (2, 44).

<u>Especie</u>	<u>Epoca postura</u>	<u># huevos</u>	<u>Tamaño (mm)</u>	<u>Incubación (días)</u>	<u>Longitud total (cm)</u>
<u>C. acutus</u>	marzo - mayo	15 - 75	80 x 50	75 - 80	23 - 30
<u>C. moreletii</u>	abril - junio	20 - 40	68 x 45	65 - 80	22 - 27
<u>C. c. fuscus</u>	abril - julio	15 - 30	63 x 38	70 - 80	20 - 22.5

12) Técnicas de necropsia.

Para llevar a cabo la necropsia en cocodrilianos, se utilizan las técnicas convencionales para mamíferos (64, 110). El animal es colocado sobre el dorso y se abre por línea media de la mandíbula inferior a la parte anterior de la cloaca (110). Primero se incide y separa la piel y luego el músculo (34, 110). Es necesario el empleo de tijeras para hueso para poder cortar las costillas (110).

Lo primero que se debe inspeccionar es el sistema endócrino, pues debido a lo pequeño de algunas de las glándulas, pueden quedar ocultas por la sangre (64, 110). Los demás sistemas deberán inspeccionarse en forma metódica (110).

Sistema endócrino. La hipófisis se encuentra en la base del cráneo, cerca del origen del nervio óptico (34, 47), es de color blanco rosado y frecuentemente se encuentra desplazada a la izquierda después de remover el encéfalo (47).

La tiroides se encuentra en posición craneal al corazón, cerca de la bifurcación de la tráquea. Es de color rojo oscuro a rosa oscuro (34, 47).

Pueden encontrarse uno o dos pares de paratiroides en posición craneal al corazón, formando una sola estructura (110).

Las glándulas adrenales son pares (34, 47), retroperitoneales (110) y se encuentran en posición caudal medial respecto a las gónadas (34, 47) (ver figura 36).

Sistema digestivo. En la cavidad oral se debe ver si hay estomatitis (34, 47), común en animales anorécticos; el exudado puede ser aspirado e infectar los pulmones (34); infección de dientes y encías (34, 47); neoplasias; deformaciones; cuerpos

extraños, o parásitos (47).

El esófago tiene pliegues longitudinales (34, 47) que llegan hasta el estómago (47); la mucosa es rosada (34).

El estómago tiene forma de "S", las rugosidades son menos marcadas (34, 47). Las úlceras son un hallazgo común en este órgano (47). Es frecuente encontrar gastrolitos, los cuales no son patológicos (34, 47); también es común hallar parásitos (47).

El intestino delgado se une con el grueso en el esfínter ileoceólico. El intestino grueso llega al proctodeo que desemboca en la cloaca (34, 47). En ambos órganos pueden encontrarse parásitos (47).

El páncreas es de color rosado y se encuentra a lo largo del duodeno (34, 47).

El conducto biliar desemboca en el duodeno (34, 47); la bilis es de color verde amarillento oscuro (34).

El hígado es el órgano más grande, bilobulado. Se localiza entre la porción caudal del corazón y la porción craneal del estómago, es de color rojo oscuro, pero puede ser prácticamente negro debido a la presencia de células pigmentarias (34, 47).

El bazo es pequeño, redondeado, de superficie ligeramente irregular, de color rojizo. Se localiza entre el páncreas y la vesícula biliar (34, 47).

Sistema respiratorio. La cavidad nasal se debe examinar practicando un corte transversal del maxilar. Es común encontrar parásitos (34, 47).

La glotis se encuentra bien desarrollada (34, 47); una

válvula muscular y cartilaginosa bloquea el paso a la tráquea al y esófago cuando está abierta la boca y la lengua deprimida, ésta es una adaptación a la vida acuática (47).

Con una incisión longitudinal de los anillos cartilaginosos de la tráquea se llega a los bronquios (34). Los pulmones reciben a los bronquios primarios los cuales se dividen en bronquios secundarios (34, 47). Se pueden encontrar parásitos, exudado mucopurulento o cuerpos extraños (47). La respiración es un proceso activo, por lo que el moco y los desechos que se hayan acumulado en el tejido pulmonar normalmente son difíciles de expulsar (34).

Sistemas urinario y genital. Los riñones son lobulados (34, 47); se encuentran en el extremo caudal dorsal de la cavidad peritoneal (34). De los riñones salen los uréteres que desembocan en el urodeo y éste en la cloaca (34, 47).

Las gónadas se encuentran en posición medial respecto a los riñones y a cada lado de la vena cava caudal; son de color blanco a amarillo. En hembras adultas los ovarios generalmente presentan folículos amarillentos en desarrollo. Los oviductos de la hembra desembocan en la parte caudal de la cloaca y los conductos deferentes del macho en el pene (34, 47). La hembra posee un clítoris pequeño, pigmentado, con un pequeño orificio a cada lado de la base (47).

Sistema cardiovascular. El corazón está rodeado por un saco pericárdico adherido a los tejidos circundantes (34); es primitivo, de cuatro cámaras, con tabique ventricular incompleto que separa ambos ventrículos (34, 47), debido a esto, hay mezcla de sangre arterial y venosa (47).

Sistema nervioso central. El encéfalo se extrae cortando el cráneo por su plano sagital con una segueta (34, 47, 110); es pequeño, de aproximadamente 7.5 cm en un animal de 3 m (110).

V. CONCLUSIONES

Son muchas las técnicas que existen actualmente para la captura y el manejo de cocodrilianos. Sin embargo es posible y recomendable desarrollar nuevas técnicas e idear nuevos implementos que sirvan para tal fin. Es mucho lo que se puede hacer todavía en este campo, y sería de gran utilidad diseñar nuevas técnicas que representen un menor riesgo tanto para la persona como para el animal y que sean más eficaces para realizar la captura. También es recomendable adaptar o modificar las técnicas o los implementos ya existentes de acuerdo con las condiciones de los lugares donde se va a trabajar o, en países con escasos recursos económicos como el nuestro, modificar los implementos de acuerdo con las posibilidades económicas o la disponibilidad de material, basándose en los diseños ya existentes.

Finalmente considero importante señalar que es de gran importancia el realizar estudios de este tipo para muchas otras especies de fauna silvestre, sobre todo aquellas con las que el hombre tiene un frecuente contacto ya sea en estado silvestre o en cautiverio, por la seguridad y el bien del hombre y de los animales, muchos de los cuales desgraciadamente son muy escasos actualmente.

VI. LITERATURA CITADA

1. Alvarez del Toro, M.: Trabajos para la protección de los cocodrilianos en Chiapas, Aspectos Internacionales de los Recursos Renovables en México. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables A C., 87-96, México, 1972.
2. Alvarez del Toro, M.: Los Crocodylia de México (estudio comparativo). Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables A C., México, 1974.
3. Alvarez del Toro, M.: Los reptiles de Chiapas. 3a edición. Instituto de Historia Natural del Estado. Chiapas, México, 1982.
4. Baer, P. y Merrifield, W.P.: Los Lacandonos de México; dos estudios. 2a edición. Instituto Nacional Indigenista Y Secretaría de Educación Pública, México, 1981.
5. Bellairs, A, d'A. y Attridge, J.: Los reptiles. 4a edición. H. Blume Ediciones, España, 1975.
6. Blake, D.K. and Loveridge, J.P.: Collection and incubation techniques for Crocodylus niloticus eggs. Edited by: Singh, L.A.K., pp. 95, Establishment of the Wildlife Institute of India, Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Dehra Dun, India, 1984.
7. Boede, E.O., Párraga, M.E., Sánchez de Boede, N., Medina de López, N. y Castaño, H.: Un caso de caquexia en una baba (Caiman crocodilus) del Zoológico de las Delicias de Maracay estado de Aragua. Séptima reunión del grupo de especialistas en cocodrilos, (memorias). Caracas, Venezuela, 1984; pp 80, IUCN, Caracas (1986).

8. Bolland, J.E. and Bell, C.J.: A radiotelemetric study of heating and cooling rates in unrestrained captive Crocodylus porosus. Physiol. Zool., 53: 270-283 (1980).
9. Bonath, K.: Halothane inhalation anesthesia in reptiles and its clinical control. Int. Zoo Yrbk., 19: 112-125 (1979).
10. Bothwell, R.: The great outdoors book of alligators and other Crocodylia. Great Outdoors Publishing Co., USA, 1962.
11. Brazaitis, P.: Endangered! Animal Kingdom, 70: 122-127 (1967).
12. Brazaitis, P.: The determination of sex in living crocodylians. British Journal of Herpetology, 4: 54-58 (1969).
13. Brazaitis, P. and Watanabe, M.E.: The doppler, a new tool for reptile and amphibian hematological studies. Journal of Herpetology, 16: 1-6 (1982).
14. Brazaitis, P. and Watanabe, M.E.: Ultrasound scanning of siamese crocodile eggs: hello, are you in there? Journal of Herpetology, 17: 286-287 (1983).
15. Brisbin, I.L.: Reactions of the american alligator to several immobilizing drugs. Copeia, 1: 129-130 (1966).
16. Buffetaut, E.: The evolution of the crocodylians. Sc. Am., 241: 124-132 (1979).
17. Bustard, R.H.: Temperature and water tolerances of incubating crocodile eggs. British Journal of Herpetology, 4: 198-200 (1971).
18. Cabrera, M.: Clínica de especies salvajes en cautiverio. Fac. de Med. Vet. y Zootec., Universidad Nacional Autónoma de México, México, 1970.
19. Calderwood, H.W.: Anesthesia for reptiles. J. Am. Vet. Med.

- Ass., 159: 1618-1625 (1971).
20. Carr, A.: Los reptiles. 2a edición. Colección de la Naturaleza de Time-Life, México, 1979.
 21. Casas, A.G.: Notas preliminares de un estudio sobre la cría en cautiverio de Crocodylus moreletii en la Estación de Biología Tropical "Los Tuxtias", Veracruz, México. Biología, CNEB, 7: 19-25, 1977.
 22. Casas, A.G. y Guzmán, A.M.: Estado actual de las investigaciones sobre cocodrilianos mexicanos. Inst. Nal. Invest. Biol. Pesq. serie divulgación, Boletín (3): 52 (1970).
 23. Cohen, N.: Reptiles as models for the study of immunity and its phylogenesis. J. Am. Vet. Med. Ass., 159: 1662-1671 (1971).
 24. Coulson, R.A. and Hernández, T.: Biochemistry of the alligator, a study of metabolism in slow motion. Louisiana State University Press, USA, 1964.
 25. Coulson, R.A. and Hernández, T.: Reptiles as research models for comparative biochemistry and endocrinology. J. Am. Vet. Med. Ass., 159: 1672-1677 (1971).
 26. Coulson, R.A. and Hernández, T.: Alligator metabolism, studies of chemical reactions in vivo. Pergamon Press, Oxford, England, 1963.
 27. Chabreck, R.H.: Methods of capturing, marking and sexing alligators. Proceedings of the seventeenth annual conference (memorias). Hot Springs, Arkansas, 1963. pp. 47-50. South-eastern Association of Game and Fish Commissioners, Columbia (1965).
 28. Chiasson, R.B.: Laboratory anatomy of the alligator. Wm. C.

- Brown Co., Dubuque, Iowa, USA, 1962.
29. Dawson, W.R.: Reptiles as research models in comparative physiology. J. Am. Vet. Med. Ass., 159: 1653-1661 (1971).
 30. Densmore, L.D.: Biochemical and immunological systematics of the order Crocodylia. University of Houston, USA, 1981.
 31. Diefenbach, C.O. da C.: Thermal preferences and thermoregulation in Caiman crocodilus. Copeia, 3: 530-540 (1975).
 32. Dirección de Flora y Fauna Acuáticas: Los cocodrilos de México. Dirección General de Flora y Fauna Silvestre, 1984.
 33. Dirección General de Flora y Fauna Silvestre: Anteproyecto para: establecimiento de un criadero de cocodrilo en Lagunas de Chacahua Oaxaca. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, Subsecretaría Forestal y de la Fauna, Dirección General de la Fauna Silvestre, 1978.
 34. Dolensek, E.P.: Necropsy techniques in reptiles. J. Am. Vet. Med. Ass., 159: 1616-1617 (1971).
 35. Drane, C.R., Webb, G.J.W. and Heuter, P.: Patterns of heating in the body, trunk and tail of Crocodylus porosus. J. Thermal Biology, 2: 127-130 (1977).
 36. Ellis, T.M. and Evans, D.A.: Sodium balance in the american alligator. J. Exp. Zool., 231: 325-329 (1984).
 37. Ferguson, M.W.J.: Crocodylian embryology: an overview. 28th. Annual Meeting of the Herpetologists League, 23rd. Annual Meeting of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
 38. Ferguson, M.W.J.: Extrinsic microbial degradation of the

- alligator eggshell. Science, 214: 1135-1137 (1981).
39. Ferguson, H.W.J.: Mechanisms of sex determination in alligators. Edited by: Singh, L.A.K., pp 92, Establishment of the Wildlife Institute of India, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Dehre Dun, India, 1984.
40. Ferguson, H.W.J.: The eggshell of Alligator mississippiensis. Edited by: Singh, L.A.K., pp 92, Establishment of the Wildlife Institute or India, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Dehra Dun, India, 1984.
41. Ferguson, H.W.J. and Joanen, T.: Temperature of egg incubation determines sex in Alligator mississippiensis. Nature, 298: 850-853 (1982).
42. Ferguson, M.W.J. and Joanen, T.: Temperature-dependent sex determination in Alligator mississippiensis. J. Zool. London, 200: 143-177 (1983).
43. Fittkau, E.J.: Role of caimans in the nutrient regime of Mouth-Lakes of Amazon affluents (an hypothesis). Biotropica, 2: 138-142 (1970).
44. Flores, O.A.: Reptiles de importancia económica en México. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México DF, 1980.
45. Fowler, M.E.: Zoo and wild animal medicine. W. B. Saunders Company, Philadelphia, 1978.
46. Fowler, M.E.: Restraint and handling of wild and domestic animals. 5th. edition. Iowa State University Press, USA, 1978.
47. Frye, F.L.: Husbandry, medicine and surgery in captive reptiles. V.M. Publishing Inc., Bonner Springs, Kansas, 1973.

48. Frye, F.L.: Hematology of captive reptiles, Current veterinary therapy. Edited by: Kirk, R.W., IV, W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1977.
49. Gallagher, P.B.: La inseminación artificial de los caimanes de la Florida. Geomundo, 8: 243-258 (1984).
50. Gans, C. and Pooley, A.C.: Commentary - Research on crocodiles? Ecology, 57: 839-840 (1976).
51. Giles, R.H. Jr.: Wildlife management techniques manual. 3d. edition. The Wildlife Society, Washington DC, 1971.
52. Giles, R.H. Jr.: Wildlife management techniques manual. 4th. edition. The Wildlife Society, Washington DC, 1980.
53. Gore, R.: A bad time to be a crocodile. National Geographic, 153: 90-115 (1978).
54. Green, H.: New technique using the Cap-Chur gun. J. Wildl. Mgmt., 27: 292-296 (1963).
55. Grigg, G.C.: The body temperature of crocodiles and dinosaurs, Australian animals and their environment. Edited by Messel, H. and Butler, 355-367, Shakespeare Head Press, Sidney, 1977.
56. Guzmán, A.M.: Biología e importancia económica de los cocodrilos mexicanos. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México DF, 1973.
57. Haigh, J.C. and Hopf, H.C.: The blowgun in veterinary practice: it's use and preparation. J. Am. Vet. Med. Ass., 169: 881-883 (1976).
58. Hemley, G.: International reptile skin trade dependant on few species. Traffic (USA), 5 (1983).

59. Hines, T.C. and Keenline, K.D.: Alligator attacks on humans in Florida. Southeastern Association of Game and Fish Commissioners, thirtieth annual conference, 30: 358-361 (1976).
60. Hines, T.C. and Keenline, K.D.: Two incidents of alligator attacks on humans in Florida. Copeia, 4: 735-738 (1977).
61. Hinsh, H. and Gandai, C.P.: The effects of etorphine (M99) oxymorphone hydrochloride and meperidine hydrochloride in reptiles. Copeia, 2: 404-405 (1969).
62. Huerta, M.P.: Etología, reproducción y biometría del cocodrilo (Crocodylus moreletii: Dumeril, Bribon y Dumeril) en cautiverio. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional, México DF, 1986.
63. Irvine, F.R.: Lizards and crocodiles as food for man. British Journal of Herpetology, 2: 197-202 (1960).
64. Jacobson, E.: Blood sampling and necropsy techniques. 28th. annual meeting of the Herpetologists League, 23rd. annual meeting of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
65. Joanen, T. and McNease, L.: Artificial incubation of alligator eggs and posthatching culture in controlled environmental chambers. Proc. Ann. World Mariculture Soc., 8: 483-490 (1977).
66. Joanen, T. and McNease, L.: The cloaca sexing method for immature alligators. Proc. Ann. Conf. Southeast Assoc. Fish Wildl. Agencies, 32: 179-181 (1976).
67. Joanen, T. and Perry, G.W. Jr.: A new method for capturing

- alligators using electricity. Proc. Ann. Conf. Southeast Assoc. Game Fish Comm., 25: 124-130 (1971).
68. Jones, F.K. Jr.: Techniques and methods used to capture and tag alligators in Florida. Proc. Ann. Conf. Southeast Assoc. Game and Fish Comm., 19: 98-101 (1965).
69. Kushlan, J.A.: Observations on the role of the american alligator (Alligator mississippiensis) in the southern Florida wetlands. Copeia, 4: 993-996 (1974).
70. Lance, V.: Plasma testosterone in captive and wild-caught male alligators with preliminary observations on the spermatogenic cycle. 28th. annual meeting of the Herpetologists League, 23rd. annual meeting of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
71. Lang, J.W.: Thermoregulatory behavior of adult american alligators. Am. Zool., 15: 797 (1975).
72. Lang, J.W.: Studies of the thermal behavior and body temperature of crocodilians. Diss. Abst. Int., 38 (1978).
73. Lang, J.W.: Crocodilian thermal behaviors: alligators vs crocodiles. Am. Zool., 19 (1979).
74. Lang, J.W.: Thermophilic response of the american alligator and the american crocodile to feeding. Copeia, 1: 48-59 (1979).
75. Lang, J.W.: Thermal preferences of crocodilians. 28th. annual meeting of the Herpetologists League, 23rd. annual meeting of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for

- the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
76. Lazcano-Barrero, M.A.: Granja piloto para la explotación comercial y conservación de cocodrilos. Reunión Regional de Ecología, Sureste (memorias). Tuxtla Gutierrez, Chiapas, 1984. Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología, México DF, (1984).
 77. Lazcano-Barrero, M.A. y Cabrera, A.: Cocodrilos en México, situación, proyectos en desarrollo y una estrategia para su conservación. Séptima reunión internacional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos (memorias). Caracas, Venezuela, 1984; IUCN, Caracas (1986).
 78. Lopez de Buen, L.: La combinación Ketamina-xilacina como anestésico en animales de laboratorio y zoológico. Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Veracruzana. Veracruz, Veracruz, 1982.
 79. Loveridge, J.P.: The immobilisation and anaesthesia of crocodilians. Int. Zoo Yrbk., 19: 103-112 (1979).
 80. Loveridge, J.P. and Blake, D.K.: Techniques in the immobilisation and handling of the Nile crocodile, Crocodylus niloticus. Arnoldia, 5: 1-14 (1972).
 81. Lumb, W.V. y Jones, E.W.: Anestesia veterinaria. Compañía Editorial Continental, SA, México DF, 1979.
 82. Magnusson, W.E.: Economics, developing countries and the captive propagation of crocodilians. Wildl. Soc. Bull., 12: 194-197 (1984).
 83. Magnusson, W.E. and Taylor, J.A.: A description of developmental stages in Crocodylus porosus for use in aging eggs in the field. Aust. Wildl. Res., 7: 479-485 (1980).

84. Magnusson, W.E. and Taylor, J.A.: Wallows of Crocodylus porosus as dry season refuges in swamps. Copeia, 2: 478-480 (1982).
85. Marcus, L.C.: Veterinary, biology and medicine of captive amphibians and reptiles. Lea and Febeger, Philadelphia, USA, 1981.
86. McFarland, W.N., Pough, F.H., Cade, T.J. and Heiser, J.B.: Vertebrate life. McMillan Publishing Co., Inc., New York, USA, 1979.
87. McIlheny, E.A.: The alligator's life history. The Christopher Publishing House, Boston, USA, 1935.
88. Hedem, F.: Los Crocodylia de Sur América: volumen I, los Crocodylia de Colombia. Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales "Francisco José de Caldas", Bogotá, Colombia, 1981.
89. Hedem, F.: Los Crocodylia de Sur América: volumen II. Universidad Nacional de Colombia y Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales "Francisco José de Caldas", Bogotá, Colombia, 1983.
90. Messel, H. and Stephen, R.: Drug immobilization of crocodiles. J. Wildl. Mgmt., 44: 295-296 (1980).
91. National Research Council: Crocodiles as a resource for the tropics. National Academy Press, Washington DC, 1983.
92. Ocampo, R.J.: La cerbatana como aparato para la inyección remota en animales de zoológico. Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. México DF, 1982.
93. Olson, G.A., Hessler, J.R. and Faith, R.E.: Techniques for

- blood collection and intravascular infusion of reptiles. Lab. Anim. Sci., 25: 783-786 (1975).
94. Packard, G.C. and Packard, M.J.: The crocodilian egg: physiology and its relation to successful incubation. 28th. annual meeting of the Herpetologists League, 23rd. annual meeting of the Society for the study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
95. Ferrero, L.: Alligators and crocodiles of the world, the disappearing dragons. Windward Publishing Inc., Miami, USA, 1975.
96. Pooley, A.C.: Discoveries of a crocodile man. William Collins Sons and Co. Ltd., Southafrica, 1982.
97. Pooley, A.C. and Gans, C.: The Nile crocodile, Vertebrates: adaptation. Edited by: Scientific American, Inc., 206-213, W.H. Freeman and Company, San Francisco, California, 1980.
98. Powell, J.H. Jr.: The status of Crocodylus moreleti in Yucatan. Bull. IUCN, n.s.: (1965).
99. Roeper, N. and Hemley, G.: Crocodile and alligator trade by the United States. Traffic (USA), (1982).
100. Ross, Ch.A. and Ross, F.D.: Caudal scalation of Central American Crocodylus. Proc. of the Biol. Soc. of Washington, 87: 231-234 (1974).
101. Ruedi, D. y Voellm, J.: La cerbatana- aparato anestésico para inmovilizar animales salvajes. Not. Med. Vet., 5: 85-90 (1976).
102. Singh, L.A.K.: Developments in crocodilian research and management. Establishment of the Wildlife Institute of In-

- dia, Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Dehra Dun, India, 1984.
103. Singh, L.A.K. and Bustard, H.R.: The snout of the gharial, Gavialis gangeticus (Gmelin). Brit. J. of Herp., 6: 253-258 (1982).
104. Smith, E.N. and Adams, S.R.: Thermoregulation of small american alligators. Herpetologica, 34: 406-408 (1978).
105. Spotila, J.R.: Behavioral thermoregulation of the american alligator, Thermal ecology. Edited by: Gibbons, J.W. and Sharitz, R.R., US Atomic Energy Comm. Symp. Series. Conf. 730505.T1S, Springfield, Va.
106. Taylor, J.A.: The foods and feeding habits of sub-adult Crocodylus porosus, Schneider, in northern Australia. Master of science thesis. University of Sidney, Sidney, Australia, 1977.
107. Taylor, J.A.: Methods of obtaining stomach contents from live crocodilians (Reptilia-Crocodylidae). J. Herpetol., 12: 415-417 (1978).
108. Toops, C.M.: The alligator, monarch of the Everglades. The Everglades Natural History Association, Inc., Homestead, Florida, 1979.
109. Turner, J.S. and Tracy, C.R.: Blood flow to appendages and the control of heat exchange in american alligators. Physiol. Zool., 56: 195-200 (1983).
110. Vos de, A.: A manual on crocodile conservation and management in India. Crocodile Breeding and Management Project, Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Dehra Dun, India, 1982.

111. Wallach, J.D.: Medical care of reptiles. J. Am. Vet. Med. Ass., 155: 1017-1053 (1969).
112. Wallach, J.D.: Anesthesia of reptiles, Current veterinary therapy. Edited by: Kirk, R.W., VI, 807-808, W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1977.
113. Wallach, J.D. and Boever, W.J.: Diseases of exotic animals. W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1983.
114. Wallach, J.D. and Hoesle, C.: M-99 as an immobilizing agent in poikilotherms. Vet. Med. Small Anim. Clin., 65: 163 (1970).
115. Warland, M.A.G.: A cautionary note on breeding endangered species in captivity, Breeding endangered species in captivity. Edited by: Martin, R.D., 373-377, Academic Press, New York, USA, 1975.
116. Watanabe, M.E. and Faber, M.D.: Biotechnology: its potential use in crocodilian breeding and management. Séptima reunión internacional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos (memorias). Caracas, Venezuela, 1984; IUCN, Caracas (1986).
117. Webb, G.J.W.: Growth, movement, river distributions and general coments, Australian animals and their environment. Edited by: Messel, H. and Butler, 286-291, Shakespeare Head Press, Sidney, Australia, 1977.
118. Webb, G.J.W.: Habitat and nesting, Australian animals and their environment. Edited by: Messel, H. and Butler, 239-245, Shakespeare Head Press, Sidney, Australia, 1977.
119. Webb, G.J.W., Manolis, Ch. and Sack, G.C.: Cloacal sexing of hatchling crocodiles. Aust. Wildl. Res., 11: 201-202 (1984).

120. Webb, G.J.W. and Messel, H.: Crocodile capture techniques. J. Wildl. Mgmt., 41: 572-575 (1977).
121. Webb, J.E., Wallwork, J.A. and Elwood, J.H.: Guide to living reptiles. McMillan Press LTD, Hong Kong, 1978.
122. Whitaker, R.: Permanent marking systems for crocodilians. J. Bombay Nat. Hist. Soc., 75: 496 (1978).
123. Whitaker, R. and Whitaker, Z.: Collection and hatching of marsh crocodile (C. palustris) eggs. J. Bombay Nat. Hist. Soc., 73: 403-407 (1977).
124. Whitaker, R., Whitaker, Z. and Vaughan, A.: Notes on sexing crocodilians. J. Bombay Nat. Hist. Soc., 77: 341-343 (1980).
125. Wood, F. and Critchley, K.: Semen collection by electroejaculation with the green sea turtle Chelonia mydas. 28th. annual meeting of the Herpetologists' League, 23rd. annual meeting of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles (memorias). Milwaukee, Wisconsin, 1980; Society for the Study of Amphibians and Reptiles, USA (1980).
126. Woodford, M.A.: The use of gallamine triethiodide as a chemical immobilizing agent for the Nile crocodile (Crocodylus niloticus). E. Af. Wildl. J., 10: 67-70 (1972).
127. Yerbury, M.J.: Telemetry and crocodiles, Australian animals and their environment. Edited by: Messel, H. and Butler, 315-322, Shakespeare Head Press, Sidney, Australia, 1977.

VII. INDICE DE FIGURAS

	<u>Página</u>
1. Diagrama que muestra la sucesión dental continua.....	22
2. Corte longitudinal de la cabeza de un cocodriliano que muestra la separación que existe entre los tractos digestivo y respiratorio. Las flechas indican el recorrido del aire.....	24
3. Corazón de cocodriliano en el que se puede apreciar la separación que existe entre ambos ventrículos.....	25
4. Cabeza de <u>Crocodylus niloticus</u> en la que se pueden observar algunas de las adaptaciones que tiene para la vida acuática, como el que las fosas nasales, los ojos y los oídos se encuentren en la parte superior de la misma.....	28
5. Vista lateral y superior de los cráneos de un miembro de la familia Gavialidae (<u>Gavialis gangeticus</u>) (A), uno de la familia Crocodylidae (<u>Crocodylus niloticus</u>) (B) y uno de la familia Alligatoridae (<u>Alligator mississippiensis</u>) (C) en los que se pueden ver las diferencias entre las tres familias.....	32
6. Diferencias entre las tres especies de cocodrilianos que se encuentran en México.....	34
7. Vista ventrolateral de las escamas de la porción anterior de la cola de <u>Crocodylus acutus</u> (A) y de <u>Crocodylus moreletii</u> (B), en donde se ven las irregularidades que presenta esta segunda especie y que sirve para diferenciarlas entre sí. La parte anterior está a la derecha de la figura.....	35

8.	Distribución por géneros de los cocodrilianos en el mundo.....	38
9.	Distribución de las tres especies de cocodrilianos que se encuentran en México.....	39
10.	Trampa de cuerda.....	54
11.	Dibujo en que se muestran las partes y el funcionamiento de la trampa de lazo corredizo.....	57
12.	Dibujo en que se muestra la trampa de lazo corredizo una vez colocada para su utilización.....	58
13.	Detalle de la parte superior del palo vertical de la trampa de lazo corredizo en que se ve la muesca para la liga y el clavo donde ésta se detiene.....	59
14.	Modo de sujetar a una cría de cocodriliano con la mano.....	66
15.	Lazo de cable con una pieza metálica que actúa como seguro para impedir que se abra.....	69
16.	Domador de aluminio.....	71
17.	Domador de madera.....	73
18.	Tong o pinza herpetológica.....	75
19.	Red de mano rectangular.....	77
20.	Red de mano circular.....	79
21.	Arpón (medidas en milímetros).....	81
22.	Arpón.....	83
23.	Sitios recomendados para la inyección intramuscular (círculo completo) y subcutánea (medio círculo)....	89
24.	Teleciclista.....	92
25.	Dardo para cerbatana.....	96
26.	Detalle de la aguja para dardo en que se muestra la	

punta obstruida, la perforación lateral y el manguito de goma.....	97
27. Dibujo en que se muestra el funcionamiento del dardo al penetrar la piel del animal.....	99
28. Dardo-jeringa para el equipo Cap-Chur.....	100
29. Curvas de dosificación de succinilcolina para el <u>Crocodylus porosus</u> y el <u>Crocodylus johnstoni</u> con base en los puntos de datos obtenidos. Se da la dosis en mg/Kg de peso corporal para varios pesos en kilogramos.....	110
30. Huevo de cocodriliano.....	118
31. Caja doble para el transporte de cocodrilianos juveniles o adultos.....	121
32. Cocodriliano amarrado a una tabla para transportarlo..	122
33. Sexado por exposición del pene.....	126
34. Sexado por palpación del pene.....	128
35. Pene de cocodriliano.....	129
36. Aparatos reproductores de macho y hembra adultos.....	131
37. Pene (derecha) y clítoris (izquierda) de crías de <u>Crocodylus porosus</u> (a, b) y de <u>Crocodylus johnstoni</u> (c, d). (a) y (c) son vistas laterales, las flechas indican el sitio donde se midió la profundidad, el ancho se midió en ángulo recto respecto a ésta. (b) y (d) son vistas ventrales que muestran las diferencias de forma y tamaño.....	133
38. Dibujo que muestra la parte de hileras de crestas dobles y sencillas de la cola de los cocodrilianos....	140
39. Combinación de las técnicas de marcado por corte de crestas caudales y mutilación de dedos.....	142

40.	Grapas.....	144
41.	Aretes (Roto-tag).....	145
42.	Marcas de ancla (Day-Glo-Saflag).....	148
43.	Marcado por cauterización. En la figura se muestra el sistema de numeración.....	151
44.	Cucharón.....	156
45.	Obtención de contenido estomacal por el método del cucharón.....	159
46.	Obtención de contenido estomacal por el método de la bomba.....	160
47.	Obtención de sangre de la vena caudal.....	164
48.	Obtención de sangre de la arteria yugular interna.....	166
49.	Localización de vasos sanguíneos utilizando el Doppler.....	169
50.	Cajas para la incubación artificial de huevos. (A) en capa única. (B) en varias capas.....	176

VIII. INDICE DE CUADROS

Página

1.	Situación de las tres especies de cocodrilianos de México enlistadas en el Acta de Especies en Peligro de Estados Unidos (ESA), la Convención de Tráfico Internacional de Especies de Flora y Fauna Silvestres en Peligro (CITES) y el Libro Rojo del IUCN (RDB).....	12
2.	Toneladas de pieles exportadas en los años de 1940 a 1970 y el valor que representaron.....	15
3.	Clasificación actual del orden Crocodylia.....	29
4.	Clave para la identificación de los géneros y especies de Crocodylidae de México (modificado de Casas y Guzmán, 1970).....	33
5.	Efectos observados en tres ejemplares de <u>Caiman crocodylus fuscus</u> utilizando tres diferentes dosis de clorhidrato de Ketamina (Ketalar 50, Parke-Davis) por vía intramuscular en la base de la cola.....	105
6.	Drogas utilizadas para la inmovilización química de cocodrilianos.....	114
7.	Medidas del largo y ancho del pene y clítoris de <u>Crocodylus porosus</u> y de <u>Crocodylus johnstoni</u> de 10 a 14 cm de longitud del cuerpo (medidas en milímetros)..	134
8.	Descripción del patrón de las franjas negras de las crestas sencillas en la cola de diez <u>Gavialis gangeticus</u>	138
9.	Dimensiones (cm) de los cucharones, bombas y cilindros utilizados con el <u>Crocodylus porosus</u> de diferentes tallas (cm). Los diámetros se refieren a medidas ex-	

ternas.....	157
10. Sexo y mortalidad de aligatores obtenidos después de 60 días de incubación artificial a diferentes temperaturas.....	179
11. Análisis estadístico de los pesos de embriones de 60 días de aligátor (recién nacidos) y sus vitelos absorbidos como una función de la temperatura de incubación y el sexo.....	180
12. Datos reproductivos para las tres especies de cocodrilianos de México.....	183

IX. APENDICES

APENDICE 1. Proveedores del material mencionado en el texto.

Cajas de contención.	Research Equipment Co., Inc. PO Box 1151 701 North Main Bryan, Texas, USA 77801 (713) 822-6127
Equipo Cap-Chur.	Palmer Chemical and Equipment Co., Inc. PO Box 8671 Palmer Village Douglasville, Georgia, USA 30134 (404) 942-4397
Cerbatana.	Telinject USA, Inc. 16133 Ventura Blvd., Suite 635 Encino, California, USA 94136 (213) 981-2208
Day-Glo-Saflag.	Day-Glo-Saflag, Safety Flag Company of America Division of Vogue Textiles, Inc. PO Box 1005 Pawtucket, Rhode Island, USA PAWLUKEL, RHODE ISLAND, USA
Domador.	Ketch-All Company Department VMA 2537 University Avenue San Diego, California, USA 92104 (714) 297-1953

Doppler. Parks Electronics
Beaverton, Oregon, USA

Grapas. National Band and Tag Company
721 York Street
New Port, Kentucky, USA 41071

Marcas de Ancla. Floy Tags and Manufacturing Company
4616 Union Bay Place
Seattle, Washington, USA 98105

Roto-tag. National Agricultural Chemical Company
USA

Teleciclista. Kay Research Products
Hyde Park Bank Building
1525 East 53rd Street, Suite 503
Chicago, Illinois, USA 60615
(312) 643-9044

APENDICE 2. Principio activo, nombre comercial y laboratorio de las drogas mencionadas en el texto.

Clorhidrato de etorfina	M99	American Cyanamid
Clorhidrato de feniciclidina	Sernilán	Bio-Ceotics Laboratories, Inc.
Clorhidrato de ketamina	Vetalar Ketalar 50	Parke Davis and Company
Cloruro de d-tubocurarina		Upjohn Company
Diazepam	Valium	Roche SA de CV
Hidroxidiona sódica	Viadril	Pfizer
Metanosulfonato de tricaina	MS-222	Fisher Scientific Company
	Finquel	Sandoz Pharmaceuticals
Metilsulfato de neostigmina	Prostigmina	Hofman- La Roche, Inc.
Pentobarbital sódico	Cap-Chur Barb	Palmer Chemical and Equipment Co.
Solución de tribromoetanol	Avertin	Winthrop Laboratories
Succinilcolina	Anectina	Burroughs Wellcome and Company, Inc.
	Sucostrín	Squibb
Sulfato de nicotina	Cap-Chur Sol	Palmer Chemical and Equipment Co.
Triyoduro de galamina	Flaxedil	American Cyanamid