

CAPÍTULO

19

REPTILES



REPTILES

JAVIER TORRES LÓPEZ¹

TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA²

RUBÉN MARRERO ROMERO²

1. Universidad de Kansas, E.E.U.U.

2. Sociedad Cubana de Zoología



Anolis quadriocellifer

INTRODUCCIÓN

Los reptiles vivos son fáciles de reconocer a simple vista, sin embargo, son difíciles de definir debido a la heterogeneidad morfológica y complejidad filogenética del grupo. Podemos definir a un reptil como un vertebrado cubierto total o parcialmente por escamas, placas o escudetes y que carece de pelos o plumas. No obstante, existe consenso en agrupar a los dinosaurios, cocodrilos y aves en un grupo llamado Archosauria y al resto de los reptiles en Lepidosauria (escamosos y tuatara) y Anapsida (tortugas), aunque estudios recientes indican una relación cercana entre tortugas y arcosaurios (Hedges, 2012; Vitt y Caldwell, 2014).

El número de especies de reptiles vivos asciende aproximadamente a 10 550 (Uetz y Hošek, 2017) y todos los años se describen nuevas especies. La presencia de un huevo amniota, una cubierta impermeable y extremidades adaptadas para la locomoción en tierra firme, están entre las adaptaciones más importantes que permitieron su diversificación, pues los hicieron menos dependientes del agua (Vitt y Caldwell, 2014). Se reconocen cuatro órdenes vivos: Rynchocephalia (tuatara), Testudines (tortugas y afines), Crocodylia (cocodrilos, caimanes y gaviales) y Squamata (anfisbenios, lagartos y serpientes).

DIVERSIDAD DE REPTILES EN CUBA

La diversidad de reptiles en Cuba se puede considerar alta: están representados de forma autóctona tres de los cuatro órdenes vivos, 18 familias, 27 géneros y 153 especies (Anexo 19.1). En Cuba el endemismo es de 88 %, incluyendo una familia y cuatro géneros y en la isla habita el 1,5 % de las especies del mundo (Uetz y Hošek, 2017). Además, existe un grupo de especies introducidas que incrementa el número de taxones presentes en Cuba (Borroto-Páez *et al.*, 2015). Estos últimos se agrupan en cinco familias, seis géneros y ocho especies que, junto con las autóctonas, suman 21 familias, 32 géneros y 161 especies (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

La Lista Roja de la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) reconoce 13 especies de reptiles cubanos bajo alguna categoría de amenaza (Anexo 19.1). Sin embargo, evaluaciones más recientes a nivel nacional consideran que al menos 83 especies (52 %) se encuentran amenazadas, y muchas de ellas en las categorías más apremiantes: 20 En Peligro y 44 En Peligro Crítico (González *et al.*, 2012; Anexo 19.1). Lo anterior indica la necesidad de conocer el estado de sus poblaciones, requerimientos de hábitat y límites de distribución, con el fin de poder establecer prioridades de conservación y proporcionar el manejo más adecuado dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas.

ORDEN TESTUDINES (Fig. 19.1 A, B)

Los quelonios están representados en Cuba por una especie dulceacuícola, la jicotea (*Trachemys decussata*: familia Emydidae), y cinco especies marinas de las familias Cheloniidae y Dermochelyidae (Anexo 19.1). La jicotea tiene dos subespecies reconocidas en el archipiélago: *T. d. angusta* (en el occidente de Cuba e Isla de la Juventud, también presente en Islas Caimán) y *T. d. decussata* (en el resto del archipiélago, también presente en Jamaica). Sin embargo, estudios moleculares sugieren que ambas formas pudieran tratarse de especies diferentes (Parham *et al.*, 2013).

ORDEN CROCODYLIA (Fig. 19.1 C, D)

En Cuba habitan tres especies de cocodrilos, que se agrupan en dos familias: Crocodylidae y Alligatoridae (Anexo 19.1). El cocodrilo cu-

bano (*Crocodylus rhombifer*) es una especie endémica restringida a la Ciénaga de Zapata y Ciénaga de Lanier en Isla de la Juventud, mientras que el cocodrilo americano (*Crocodylus acutus*) tiene amplia distribución en Centroamérica, sur de La Florida y Las Antillas. La babilla (*Caiman crocodilus*) es un caimán originario de Centro y Sudamérica, que fue introducido en la Ciénaga de Lanier. Las tres especies son ovíparas y durante la época de cría (febrero-junio) construyen nidos en forma de montículos en las riberas de los ríos, lagunas, canales y esteros, los cuales son custodiados celosamente por las hembras, que pueden tornarse muy agresivas (Ramos, 1998; Alonso-Tabet *et al.*, 2014).

ORDEN SQUAMATA

Los reptiles escamosos (orden Squamata) son por mucho el grupo más diverso a nivel

Tabla 19.1. Diversidad y endemismo de reptiles en el archipiélago cubano, entre paréntesis el número de especies para cada género; los asteriscos indican si el taxon es endémico (*) o introducido (**).

Orden	Familia	Género
Testudines	Cheloniidae	<i>Caretta</i> (1), <i>Chelonia</i> (1), <i>Eretmochelys</i> (1), <i>Lepidochelys</i> (1)
	Dermochelyidae	<i>Dermochelys</i> (1)
	Emydidae	<i>Trachemys</i> (1)
Crocodylia	Crocodylidae	<i>Crocodylus</i> (2)
	Alligatoridae**	<i>Caiman</i> ** (1)
Squamata	Amphisbaenidae	<i>Amphisbaena</i> (3)
	Cadeidae*	<i>Cadea</i> * (2)
	Dactyloidae	<i>Anolis</i> (64)
	Iguanidae	<i>Cyclura</i> (1)
	Leiocephalidae	<i>Leiocephalus</i> (6)
	Diploglossidae	<i>Diploglossus</i> (6)
	Teiidae	<i>Pholidoscelis</i> (1)
	Xantusiidae	<i>Cricosaura</i> * (1)
	Gymnophthalmidae**	<i>Gymnophthalmus</i> ** (1)
	Gekkonidae**	<i>Hemidactylus</i> ** (3)
	Phyllodactylidae	<i>Tarentola</i> (2)
	Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes</i> ** (1), <i>Sphaerodactylus</i> (21), <i>Aristelliger</i> (1)
	Boidae	<i>Chilabothrus</i> (1)
	Colubridae	<i>Arrhyton</i> * (8), <i>Caraiba</i> * (1), <i>Cubophis</i> (1), <i>Nerodia</i> (1), <i>Tretanorhinus</i> (1)
	Tropidophiidae	<i>Tropidophis</i> (16)
Typhlopidae	<i>Cubatyphlops</i> (8), <i>Typhlops</i> (4), <i>Indotyphlops</i> ** (1)	

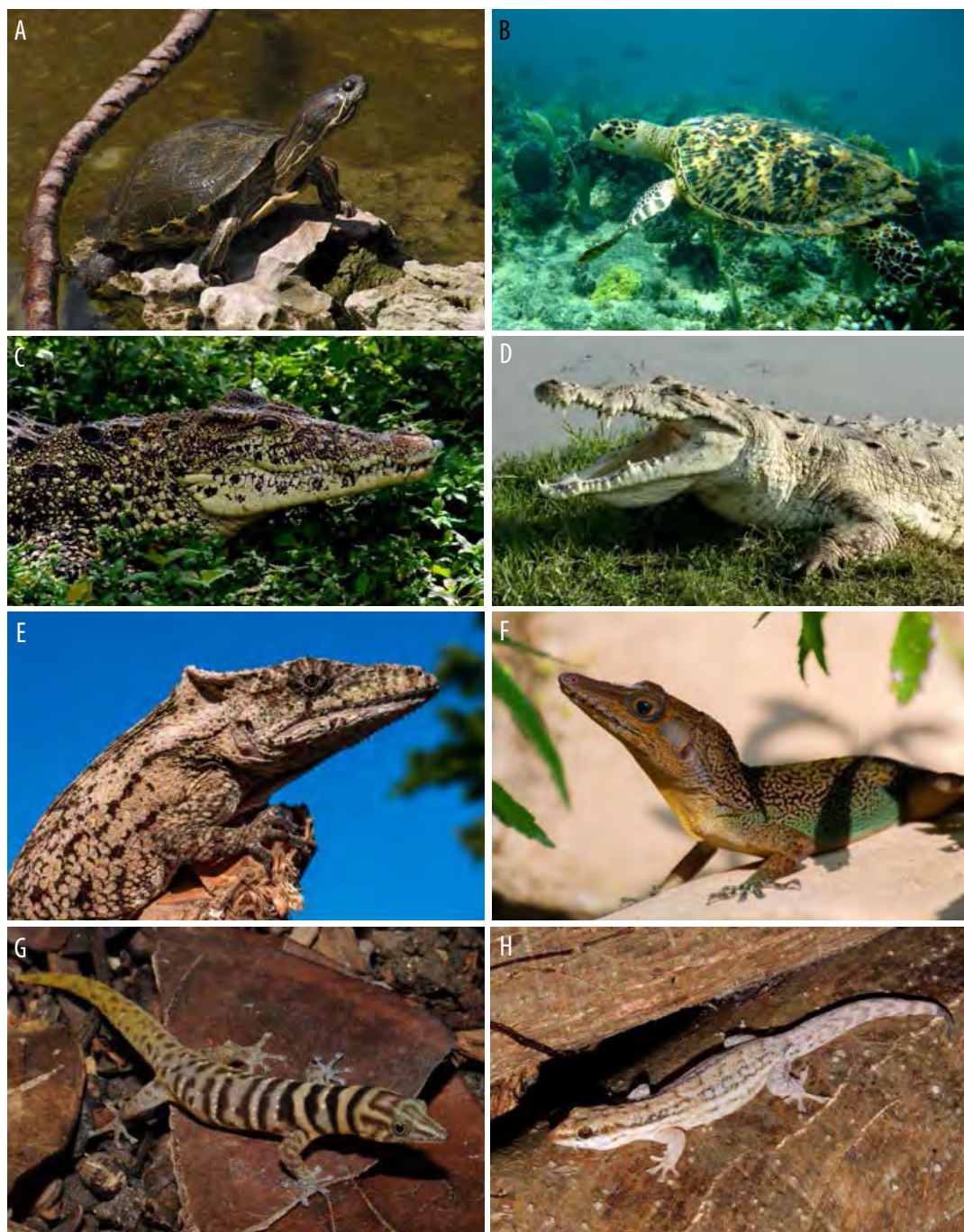


Figura 19.1. Ejemplos representativos de la diversidad de reptiles cubanos, A. *Trachemys decussata*, B. *Eretmochelys imbricata*, C. *Crocodylus rhombifer*, D. *Crocodylus acutus*, E. *Anolis chamaeleonides*, F. *Anolis vermiculatus*, G. *Sphaerodactylus intermedius*, H. *Aristelliger reyesi*. © S. León (B), © N. Navarro (D) y © T. M. Rodríguez-Cabrera (H).

mundial (Uetz y Hošek, 2017), y Cuba no es la excepción (Tabla 19.1). Históricamente el orden Squamata se ha dividido en tres subórdenes: 1) Sauria (lagartos), 2) Serpentes (serpientes u ofidios) y Amphisbaenia (anfisbenios o lagartos ápodos). Sin embargo, estudios basados en técnicas moleculares y análisis morfológicos indican que los saurios constituyen un grupo parafilético, o sea, las serpientes y anfisbenios no son más que lagartos modificados que perdieron las extremidades durante su evolución (Vidal y Hedges, 2005; Reeder *et al.*, 2015). No obstante, para los efectos prácticos de este capítulo seguiremos utilizando los tres grandes grupos tradicionales (lagartos, serpientes y anfisbenios), debido a las particularidades ecológicas de cada uno que implican metodologías de muestreo y recolecta diferentes.

LAGARTOS (Fig. 19.1 E - L)

El término “lagarto” se aplica a un grupo de reptiles escamosos que se caracteriza fundamentalmente por tener cuatro extremidades, oído con abertura externa y párpados móviles. Muchas especies tienen autotomía caudal como mecanismo antidepredación, o sea, en situaciones de peligro son capaces de desprender su cola para distraer al depredador. En la nueva cola regenerada las vértebras son sustituidas por un eje central cartilaginoso (Vitt y Caldwell, 2014; Pough *et al.*, 2016). En los lagartos cubanos, el tamaño varía desde unos pocos centímetros y menos de un gramo en los geocos del género *Sphaerodactylus*, hasta más de un metro y 5,5 kg de masa corporal en la iguana (*Cyclura nubila*) (Henderson y Powell, 2009). En Cuba habitan de forma autóctona 99 especies de lagartos, que se agrupan en 9 géneros y 8 familias (Rodríguez *et al.* 2013; Uetz y Hošek, 2017). Las dos familias más diversas son Dactyloidae con 64 especies, todas del género *Anolis* (95,3 % de endemismo) y Sphaerodactylidae (23 especies, 82,6 % de endemismo), compuesta por los géneros *Sphaerodactylus*, *Aristelliger* y *Gonatodes* (Rodríguez *et al.*, 2013).

SERPIENTES (Fig. 19.1 M, N)

Las serpientes se caracterizan por presentar un cuerpo muy alargado y carente de extremidades, presentan una lengua bífida y un gran desarrollo del sentido del olfato. Todas las serpientes son carnívoras y engullen a sus presas enteras. Los ojos carecen de párpados móviles y están cubiertos por una membrana delgada (*e. g.* Typhlopidae) o por una escama gruesa transparente en forma de lente (Lillywhite, 2014). Un rasgo distintivo de las serpientes es que mudan la piel en una sola pieza, a diferencia de otros grupos de reptiles escamosos que lo hacen por secciones (Lillywhite, 2014). En Cuba habitan 42 especies (92,7 % endémicas) agrupadas en cuatro familias; las más diversas son Tropidophiidae (16 especies, todas endémicas) y Typhlopidae (12 especies endémicas y 1 introducida) (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

ANFISBENIOS (Fig. 19.1 O, P)

Los anfisbenios también presentan el cuerpo muy alargado y carecen de extremidades como las serpientes. Son reptiles adaptados a la vida subterránea y como adaptaciones a este modo de vida presentan ojos degenerados, cuerpo cilíndrico y una escama rostral engrosada. La piel está muy suelta del cuerpo, lo que les permite moverse más eficientemente bajo tierra en las galerías que cavan. Son ovíparos y se alimentan de artrópodos y lombrices. Debido a su modo de vida subterráneo son difíciles de encontrar y por tanto relativamente poco conocidos. En Cuba existen cinco especies, todas endémicas, agrupadas en dos familias: Amphisbaenidae (3 especies) y Cadeidae (2 especies), esta última es endémica de Cuba. (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

Debido a la gran heterogeneidad morfológica, conductual y ecológica de los reptiles, cuando se realizan inventarios en un área determinada se hace necesario combinar varios métodos para maximizar la riqueza de especies observada. Se deben tener en cuenta varias dimensiones: temporal (día y noche,



Figura 19.1 (continuación). I. *Pholidoscelis auberi*, J. *Leiocephalus cubensis*, K. *Cricosaura typica*, L. *Diploglossus delasagra*, M. *Tropidophis melanurus*, N. *Nerodia clarkii*, O. *Cadea blancoides*, P. *Amphisbaena* sp. © R. Marrero (O, P), © R. Almeida (K), © T. M. Rodríguez-Cabrera (L) y © D. Bartlett (N).

época del año), espacial (horizontal, vertical, altitudinal) y ecológica (hábitos alimentarios, sustrato, refugios). Por ejemplo, si se buscan reptiles durante el día sobre los paredones y rocas calizas expuestas en los mogotes de la Sierra de los Órganos, habrá grandes probabilidades de encontrar *Anolis bartschi*, *A. mestrei* y *Leiocephalus carinatus*; pero si se hace durante la noche se verá entonces *Tarentola americana* y *Tropidophis feicki*. También es necesario saber identificar correctamente lo que se observa hasta el nivel taxonómico más bajo posible. Para ello se deben consultar libros especializados o guías ilustradas, o acudir directamente a los especialistas. Antes de hacer un muestreo se deben tener claros los objetivos a alcanzar y las características del área, con lo que se evita un gasto innecesario de tiempo y de recursos. Una vez claro el objeto de estudio, por ejemplo, inventariar reptiles, hay que saber dónde buscarlos, cómo identificarlos, recolectarlos y preservarlos en caso de ser necesario.

pone colocando la mano debajo de la cloaca, mientras que otras se encargan de medir al animal, anotar los datos y realizar el marcaje colocando una chapilla numerada en la aleta anterior (Moncada *et al.*, 2013).

ORDEN CROCODYLIA

Los cocodrilos tienen una de las mordidas más potentes del reino animal y una poderosa cola, por lo que pueden causar mucho daño si no se mantienen precauciones extremas durante su captura y manipulación. Los especímenes más grandes se capturan con un lazo, auxiliándose de una vara larga para colocarlo en su cabeza desde una distancia prudencial, generalmente desde la seguridad de un bote o desde la orilla. Los individuos juveniles se pueden capturar directamente con las manos o utilizando guantes, de forma similar a como se procede con las iguanas y chipojos (ver más adelante). Luego de la captura se inmovilizan con cuerdas y/o cinta adhesiva tanto las mandíbulas como las extremidades para facilitar la posterior toma de datos y marcaje. Durante el manejo de especímenes adultos directamente en el campo o en granjas, resulta muy efectivo el empleo de una vara de 2-3 m de largo, la cual se interpone entre el investigador y el animal cada vez que éste intenta atacar o acercarse, incluso se le golpea en la cabeza, si es necesario. Esto último es especialmente útil cuando se monitorean nidos que pueden estar custodiados por hembras agresivas.

ORDEN SQUAMATA

Todos los lagartos que habitan en Cuba pueden perder la cola por autotomía excepto los chipojos verdes (grupo *equestris*) y cenicientos (grupo *chamaeleonides*). Es por ello que no se deben capturar por la cola, sino por el cuerpo. Hay que tener especial cuidado con los geocos (familias Phyllodactylidae, Sphaerodactylidae y Gekkonidae), pues como mecanismo antidepredación (de escape específicamente) pueden desprender la cola y fragmentos de piel muy fácilmente. Estos lagartos se capturan con la mano, así como los de las familias Xantusiidae y Diploglossidae.

CAPTURA Y MANIPULACIÓN

Una vez detectado el individuo, puede que sea necesario capturarlo, pero esto hay que hacerlo con cuidado para no dañar al animal, ni resultar dañado, ya que los reptiles despliegan un gran número de conductas defensivas (Greene, 1988). La gran mayoría de los reptiles cubanos se pueden capturar directamente con las manos y manipular con relativa facilidad, sin embargo, se facilita el trabajo si se siguen determinadas reglas.

ORDEN TESTUDINES

Durante la manipulación de las jicoteas se debe tener especial precaución con la cabeza pues puede llegar a hacer mucho daño debido a su fuerte mordida y a la afilada ranfoteca. También se debe tener cuidado con sus garras. En Cuba las tortugas marinas por lo general solo se estudian cuando arriban a las playas para desovar, tiempo durante el cual no son capturadas; las mediciones simplemente se hacen *in situ* una vez que comienzan a desovar (Moncada *et al.*, 2013). Una persona es la encargada de contar los huevos que

El resto de los lagartos (familias Dactyloidae, Iguanidae, Leiocephalidae y Teiidae) se capturan más fácilmente mediante una vara con un lazo de nudo corredizo, aunque muchos se pueden capturar directamente con las manos. Las mordidas de los chipojos son dolorosas y los chipojos verdes (grupo *equestris*) tienden a mantener la mordida por mucho tiempo. Estos animales se pueden sostener por la región temporal o el cuello con los dedos índice y pulgar evitando las puntiagudas garras que pueden penetrar la piel del recolector (Fig. 19.2). El lagarto cubano que más daño puede ocasionar durante su manipulación es la iguana (*Cyclura nubila*), especialmente por su gran tamaño, fuerza muscular, garras afiladas y potencia de su mordida, por lo que se debe manipular con especial cuidado. También se debe tener precaución a la hora de enlazarlas, pues se retuercen y comienzan a girar sobre su propio eje de forma violenta, lo que puede ocasionar daños al animal, incluso la muerte. Una vez enlazado el ejemplar se puede calmar cubriendo su cabeza con un pedazo de tela, a la vez que esta se sostiene firmemente con una mano y con la otra la base de la cola evitando las garras y controlando los giros violentos.

Todas las serpientes cubanas se pueden capturar directamente con las manos. Durante la recolecta y manipulación se debe tener cuidado con dos especies: el jubo gris (*Cubophis cantherigerus*) y el majá de Santa María (*Chi-*



Figura 19.2. Forma de sostener un anolino gigante, en este caso un *Anolis equestris*. © T. M. Rodríguez-Cabrera.

labothrurus angulifer). El jubo gris o de sabana, puede morder, especialmente después de hacer su demostración de agresividad (Fig. 19.3) similar a la de las cobras (Elapidae). En esta posición la distancia de ataque es igual a la longitud elevada sobre el suelo y el ataque tiende a ser frontal, de arriba hacia abajo, por lo que resulta sencillo calcular la distancia de ataque. Aunque no todos los individuos muestran conductas de agresividad es importante evitar cualquier mordedura ya que aparentemente su saliva es tóxica (Neill, 1954; Jaume y Garrido, 1980; Díaz, 2014; Rodríguez-Cabrera *et al.*, 2016). La tendencia en esta especie una vez que muerde es a sostener la mordida por un tiempo prolongado, aparentemente para favorecer que las toxinas penetren y hagan efecto. Para evitar la reacción defensiva de esta serpiente se debe actuar rápidamente capturándola por la cola inmediatamente después del avistamiento y elevando luego su cuerpo, hasta sostener la cabeza. En esta situación casi siempre expulsan el contenido de las glándulas almizcleras, que es expelido por la cloaca y de olor muy desagradable. Se puede evitar el contacto con dicha sustancia manteniendo el agarre de la cabeza y la cola con el cuerpo en el aire. Aun-



Figura 19.3. Jubo gris (*Cubophis cantherigerus*) mostrando una conducta de agresividad, aplanando el cuello y elevando la cabeza, similar a las cobras. © R. Cruz.

que los otros colúbridos en Cuba no tienden a ser agresivos, ocasionalmente muerden (*Tretanorhinus*, *Nerodia*) y se pueden manipular de igual forma que al jubo.

El majá de Santa María puede llegar a ser muy agresivo y la mordedura de un individuo puede ser dolorosa. La demostración de agresividad es distinta a la del jubo gris, así como la forma de ataque. El majá recoge la parte anterior de su cuerpo en forma de S (Fig. 19.4A), similar a las víboras, y puede atacar en cualquier dirección. A diferencia del jubo, la mordedura del majá es a modo de advertencia, liberando casi tan rápido como muerde. La mejor forma de capturar un majá es ir directamente a la cabeza y apresarla con la mano, sin titubear. Cuando se encuentra en un sitio de difícil acceso como una oquedad o grieta de una roca, se puede utilizar un gancho fuerte y romo o un garabato de madera para extraerlo o estimularlo a salir. De

forma similar a otras boas, el majá tiene gran fuerza muscular y su manipulación tiene sus particularidades. En principio se puede sostener por la cabeza y la cola al mismo tiempo, parecido a como se procede con los grandes colúbridos; de esta forma también se evita el contacto con el almizcle maloliente y que se enrosque en nuestros brazos y nos constriña (Fig. 19.4B). Pero esto es solo aplicable a individuos de talla pequeña a mediana (< 2 m de longitud), los individuos grandes deberán ser manipulados por más de una persona. Para mayor seguridad durante la manipulación se recomienda utilizar guantes.

Ante una mordedura de serpiente se debe, en primer lugar, minimizar el tiempo de la mordida para reducir el tiempo de exposición a la saliva y sufrir posibles efectos tóxicos. A continuación, se debe lavar bien la herida con agua y jabón y eliminar cualquier diente que haya podido quedar en la piel y luego se procede a desinfectar la zona afectada.

Todos los anfisbenios se capturan con la mano. Pueden morder ocasionalmente, aunque la mordida no ocasiona ningún daño. Esta se evita sosteniendo la cabeza o el cuello suavemente con los dedos índice y pulgar dejando descansar el cuerpo en la palma de la mano.

DETERMINACIÓN DEL SEXO

El grado de reclutamiento, proporción de sexos y estado reproductivo de los individuos son aspectos importantes para conocer el estado de salud de una población animal. Por esta razón pudiera ser necesario reconocer el sexo de los individuos encontrados durante un muestreo. En algunos grupos es sencillo hacerlo, pero en otros ocurre lo contrario. En este epígrafe se ofrece información sobre cómo determinar el sexo en especímenes de los distintos grupos en condiciones de campo.

ORDEN TESTUDINES

El sexo de las tortugas se puede identificar por la longitud de la cola, las garras (en el caso de la jicotea) y el grado de concavidad

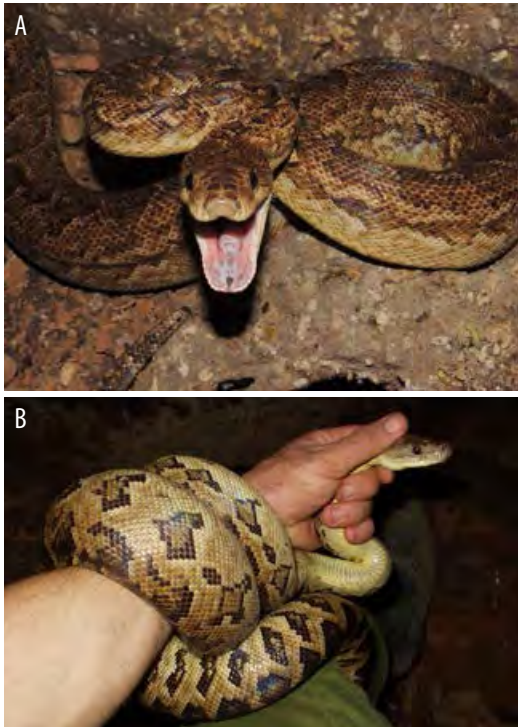


Figura 19.4. Majá (*Chilabothrus angulifer*) en posición defensiva (A) y conducta constrictora al sujetarlo con una sola mano (B). © T. M. Rodríguez-Cabrera.

del peto. Los machos tienen una cola notablemente más larga, pues en esta se aloja el pene y es necesario que tenga la longitud suficiente para alcanzar la cloaca de la hembra durante el apareamiento. Las garras en los machos de jicotea son mucho más largas, lo que les permite un agarre firme al caparazón de la hembra durante la cópula y son usadas también durante el cortejo para estimular a la hembra. También en la jicotea los machos con frecuencia son melánicos, o sea, de coloración muy oscura y profusamente manchados de negro, pero este carácter puede expresarse o no. El peto en el macho es más cóncavo, favoreciendo un acople más cómodo al caparazón de la hembra durante la cópula. Las hembras alcanzan tallas mayores.

ORDEN CROCODYLIA

Se puede identificar el sexo de los cocodrilos mediante el tacto intracloual. En el macho se detecta el pene, mientras que en la hembra hay una cavidad. Además, los machos son mayores que las hembras y la protuberancia supraauricular (hueso escamoso) tiende a ser más grande.

ORDEN SQUAMATA

En muchas especies de lagartos existe un marcado dimorfismo sexual, donde el macho tiende a ser más grande y robusto, con colores más llamativos y la cabeza más desarrollada (Fig. 19.5 A, B, C). En *Anolis* la característica más notable que permite distinguir los sexos es la presencia de un pliegue gular más desarrollado en machos que en hembras (Fig. 19.5 D-I); aunque esto no es aplicable a los anolinos gigantes, pues ambos sexos tienen el pliegue gular de tamaño similar (Fig. 19.5 J). En las especies del grupo *equestris* los machos presentan un área desnuda de escamas en el centro del pliegue gular que es mucho más amplia que en las hembras. En la mayoría de los demás anolinos y especies del género *Leiocephalus* (excepto *L. carinatus*), los machos presentan escamas postcloacales diferenciadas (Fig. 19.5 K, L). *Anolis bartschi* y *A. vermiculatus*, carecen de pliegue gular,

pero en ambas los machos son mucho más grandes y coloridos.

Los machos en algunos grupos de especies del género *Sphaerodactylus* son ocelados y las hembras suelen presentar bandas transversales en el cuerpo (Fig. 19.5 M, N). Además, los machos de *Sphaerodactylus* también presentan un área de escamas diferenciadas en la región ventral entre las extremidades posteriores justo antes de la cloaca, estructura conocida como “*escutcheon*” (Fig. 19.5 O, P). En otros géneros como *Cricosaura*, *Pholidoscelis* y *Hemidactylus*, los machos presentan una hilera longitudinal de poros femorales por la parte ventral de los muslos más grandes que los de las hembras (Fig. 19.5 Q, R).

Los escamosos presentan dos hemipenes, uno a cada lado después de la cloaca. En dependencia del grupo y del estado reproductivo, estos son más o menos evidentes y producen dos abultamientos postcloacales (Fig. 19.5. Q). En los grupos con dimorfismo sexual poco aparente se puede recurrir a la eversión manual de los hemipenes. Esto se realiza presionando suavemente con los dedos por detrás de la cloaca y en dirección a la apertura hasta que se puedan observar los hemipenes (Fig. 19.5 S). Si luego de presionar con suficiente fuerza no se proyectan los hemipenes es muy probable que el individuo sea hembra. Otra técnica para identificar el sexo consiste en introducir suavemente una varilla metálica por la cloaca y hacia atrás. En los machos esta penetra más del doble que en las hembras, debido a que se introduce en los sacos donde se alojan los hemipenes. La varilla debe ser fina y estar lubricada antes de utilizarla; se recomienda limpiarla y desinfectarla entre un individuo y otro, lo que minimiza las probabilidades de traumatismo y transmisión de patógenos.

En la familia Tropidophiidae los machos presentan unas pequeñas espuelas a ambos lados de la cloaca que son vestigios de las extremidades posteriores; las hembras no las presentan (Fig 19.5 T, U). En *Chilabothrus angulifer* ambos sexos presentan espuelas, pero están mucho más desarrolladas en los machos (Fig



Figura 19.5. Dimorfismo sexual en reptiles cubanos. Conducta copulatoria en *Anolis*, nótese que los machos muestran colores más llamativos y mayor tamaño, A. *Anolis porcatius*, B. *A. allisoni*, C. *A. allogus*; variación del pliegue gular en machos de *Anolis*, D. *A. sagrei*, E. *A. mestrei*, F. *A. jubar*, G. *A. homolechis*, H. *A. allogus*, I. *A. angusticeps* y J. *A. barbatus*.

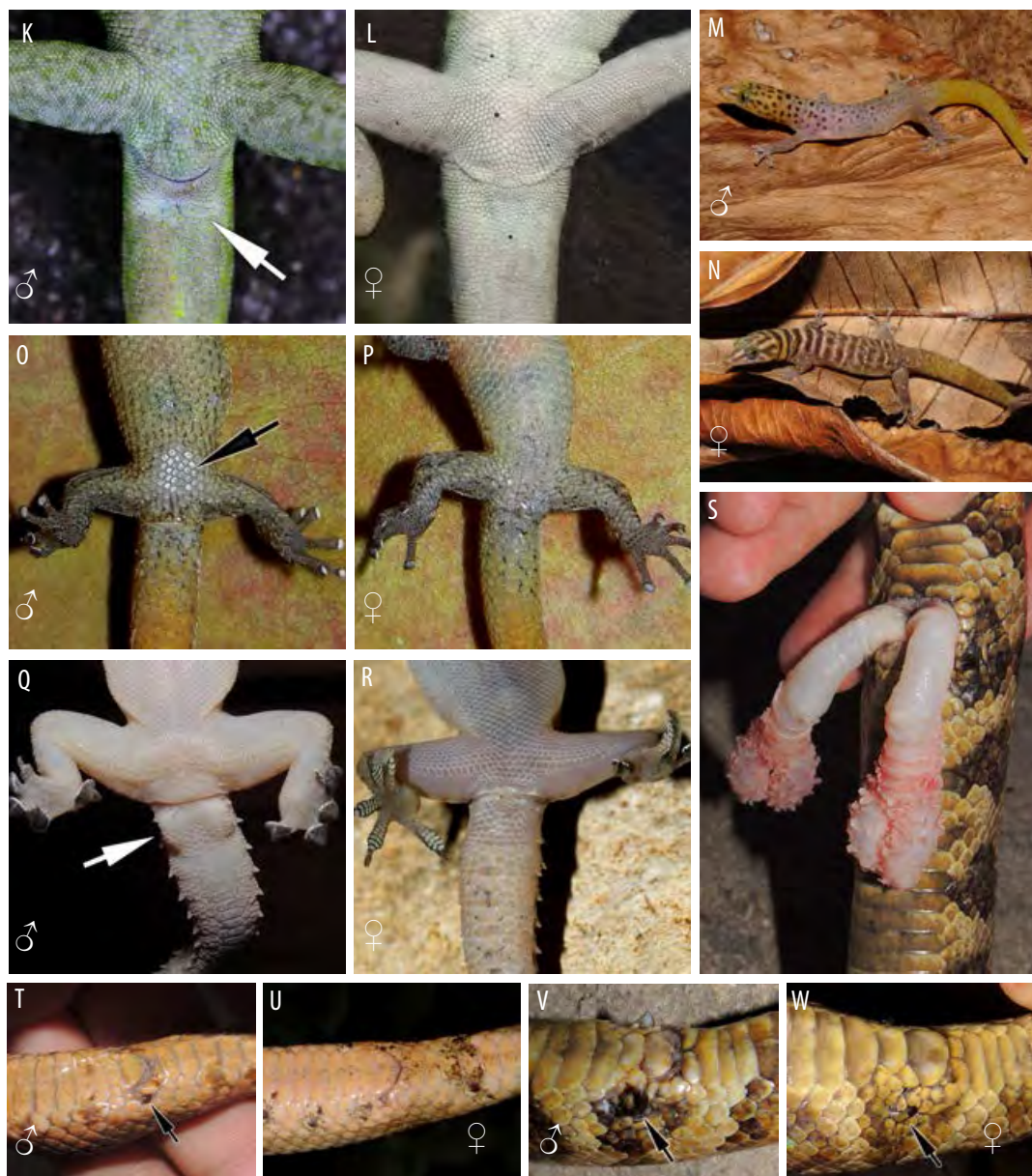


Figura 19.5 (continuación). Dimorfismo sexual en reptiles cubanos. K-L. Región cloacal en *Anolis*, se indica la posición de las escamas postcloacales en el macho (flecha), M-N. Dimorfismo sexual en *Sphaerodactylus intermedius*, O-P. región cloacal de un *Sphaerodactylus* sp., se indica el escutcheon en el macho, Q-R. Región cloacal en *Hemidactylus*, se indica la posición de los abultamiento de los hemipenes en el macho, S. Hemipenes proyectados de *Chilabothrus angulifer*, T-U. Región cloacal en *Tropidophis melanurus*, se indican las espuelas en el macho. V-W. Región cloacal en *Chilabothrus*, se indican las espuelas en ambos sexos, nótese el mayor desarrollo en los machos. © T. M. Rodríguez-Cabrera (A, J, L, O, P, Q, S, T, U, V y W), © R. Marrero (B, R) y © C. A. Mancina (D, F, G).

19.5 V, W). En los colúbridos el abultamiento postcloacal en los machos producto de los hemipenes es bien notable. En la mayoría de las serpientes las hembras son más grandes y más robustas que los machos y estos suelen tener la cola más larga.

MÉTODOS DE MUESTREO

Antes de comenzar los inventarios es fundamental seleccionar sitios de muestreos apropiados. Estos deben ser representativos de la mayor cantidad de macrohábitats (*e. g.* bosques, herbazales, sitios antropizados, zonas costeras, etc.) y microhábitats (arbus-tos, lianas, bromelias, rocas, troncos caídos) (Rodríguez *et al.*, 2010). La selección adecuada de los sitios de muestreo permitirá realizar inventarios de especies más completos. También resulta de gran utilidad, antes de comenzar los inventarios, familiarizarse con las especies que habitan la región objeto de estudio a través de la literatura, la revisión de colecciones herpetológicas y la consulta a especialistas.

Otro aspecto a tener en cuenta son los momentos en los que se van a realizar los inventarios. En Cuba, los reptiles están presentes en la mayoría de los ecosistemas, no obstante, son más fáciles de localizar ya comenzada la época de lluvias pues se incrementa la disponibilidad de agua y alimentos (*e. g.* insectos, frutas, etc.). En la mayor parte del archipiélago cubano el período más lluvioso se extiende desde mayo a octubre. El momento del día también es importante pues algunas especies son diurnas y otras son nocturnas. El muestreo debe cubrir desde horas de la mañana hasta el mediodía, pues hay especies que están más activas cuando la incidencia del sol no es muy fuerte, mientras que otras prefieren altas temperaturas para realizar sus actividades. Durante la noche se debe comenzar a buscar inmediatamente luego de que oscurezca por completo (1 – 2 horas después de la puesta del sol). Según nuestra experiencia tres o cuatro horas de trabajo, hasta poco después de la medianoche, son suficientes para realizar muestreos nocturnos efectivos.

Los inventarios permiten conocer la diversidad de una localidad; mientras que la estandarización del muestreo posibilita hacer comparaciones y obtener información para el monitoreo de las poblaciones. Existen varias formas de estandarizar el muestreo: a) restringido por tiempo, b) restringido por área, c) por parcelas y d) por transectos. A continuación, se describen algunos de los métodos más empleados para el inventario y monitoreo de poblaciones de reptiles (Berovides *et al.*, 2005; Eekhout, 2010; McDiarmid *et al.*, 2012).

MÉTODOS ACTIVOS

MUESTREO POR TRANSECTOS. El transecto puede ser una línea imaginaria que se recorre a través de una o varias formaciones vegetales, donde para cada individuo observado se estima la distancia desde su posición hasta el centro de la línea eje (línea-transecto). También puede ser una banda-transecto, donde se establece un ancho fijo a cada lado del observador y se registran únicamente los avistamientos dentro de los límites imaginarios de la banda; en este caso los cálculos numéricos se efectúan de forma similar a las parcelas (ver más adelante). Para estimar la densidad se divide el número de individuos detectados entre el área que abarcan las observaciones (*e. g.* individuos/m²). En este método se asume que se observan todos los individuos, lo que en la práctica es muy difícil. Por esta razón este método suele subestimar la cantidad real de individuos, pero es muy útil para comparar la densidad o abundancia de determinada especie entre épocas, hábitats y a lo largo de gradientes de hábitats.

La longitud y ancho del transecto se establece según el objetivo del estudio y las especies presentes. Este método tiene un sesgo hacia las especies más conspicuas dentro de una comunidad de reptiles. Las especies crípticas rara vez son detectadas por este método. De manera general, los transectos son más adecuados para monitorear una sola especie, ya que distintas especies suelen tener diferente detectabilidad, lo que genera sesgos en los datos. Para diseñar un transecto adecuadamen-

te se debe tener conocimiento previo de la distribución general, preferencia de microhábitat y comportamiento de la especie a monitorear. Este conocimiento se traducirá en un mejor diseño de transecto, lo cual repercutirá positivamente en la calidad y veracidad de los datos obtenidos. El transecto se debe recorrer varias veces bajo las mismas condiciones (*e. g.* horario, estación, condiciones climáticas), lo cual permite calibrar el muestreo y aumentar la precisión en la toma de datos. Este método es más apropiado cuando se necesita muestrear un área grande, la población presenta una alta densidad y los individuos son muy móviles (Berovides *et al.* 2005; Martínez *et al.* 2005).

Las asunciones de este método son:

1. Todos los individuos sobre la línea de progresión tienen la misma probabilidad de ser detectados.
2. El tamaño del área a muestrear es conocido, esto permite extrapolar estimados de tamaño poblacional al área total de estudio.
3. Los individuos no son perturbados por el observador antes de su detección.
4. Los individuos son contados solo una vez.
5. No hay mayor detectabilidad de un grupo (*e. g.* sexo, estado etario) por encima de otro.

MUESTREO POR PARCELAS (CUADRANTES). Consiste en la búsqueda exhaustiva de individuos en un área de extensión conocida, por lo que permite estimar la densidad de individuos, así como diferentes parámetros poblacionales como la composición etaria (clases de edad), proporción sexual, etc. Las parcelas se deben ubicar de forma aleatoria y su número (réplicas) deben estar en correspondencia con la extensión del hábitat o sitio de estudio. Una manera de estimar el número óptimo de parcelas para determinado hábitat es construyendo una curva de acumulación de especies, que se hace ploteando el número de nuevas especies registradas (eje Y) contra el número de parcelas (eje X). El número de parcelas adecuado se corresponde al valor donde la curva se torna asintótica.

Este método no se debe aplicar para especies que: 1) se orientan fundamentalmente mediante la visión y huyen rápidamente ante la presencia humana y 2) especies de gran tamaño y que se desplazan grandes distancias. Este método se aplica mejor a especies de pequeño tamaño que habitan en el suelo entre la hojarasca y/o bajo rocas o troncos pequeños (*e. g.* *Diploglossus*, *Sphaerodactylus*, *Tropidophis*). Habitualmente, este método se emplea como complemento de otros métodos para completar inventarios de especies en un área determinada o un tipo de hábitat. Para cada parcela se debe registrar su ubicación, hora y fecha del muestreo, así como los valores de diferentes variables abióticas, como la temperatura, la humedad relativa, pendiente, iluminación u otras de interés.

En el caso de su utilización para monitoreos, las parcelas deben cumplir determinados requerimientos:

1. Las parcelas se distribuyen aleatoriamente y de forma tal que en su conjunto representen la variabilidad de hábitats en el área de estudio.
2. Los animales no abandonan la parcela antes de ser contados.
3. Todos los individuos tienen la misma probabilidad de ser detectados y no hay mayor detectabilidad de un grupo (*e. g.* sexo, estado etario) por encima de otro.

Este método es relativamente agresivo hacia el microhábitat (debido al volteo intensivo de piedras, descortezado de árboles, revisión de bromelias, etc.), por tanto, no se debe ubicar una parcela donde ya hubo una con anterioridad, a menos que haya transcurrido el tiempo suficiente como para que se haya recuperado (un año suele ser suficiente). Por esta razón es necesario ser lo más cuidadoso y éticos posibles durante los muestreos. Por ejemplo, si se voltear una roca, se debe regresar a una posición lo más cercana posible a la original. Con algunos microhábitats como las bromelias, a veces el daño colateral es inevitable, por tanto, se debe considerar la abundancia de dicho microhábitat antes de proceder.

MÉTODOS DE CAPTURA - MARCAJE - RECAPTURA. Para especies que requieren monitoreos a largo plazo uno de los métodos más utilizados es el de establecer estaciones que se visitan regularmente y en las que se pueden capturar, marcar y recapturar individuos de dicha población. Si las visitas se repiten por un tiempo suficientemente largo, esto permite hacer estimaciones más precisas sobre la variación en el tiempo de parámetros demográficos. La frecuencia de visitas dependerá de la pregunta de investigación. En este sentido las visitas pueden ser mensuales, bimestrales, trimestrales o estacionales (lluvia y seca). También se pueden establecer estaciones por grado de perturbación del hábitat y de esta forma se puede estudiar cómo afecta esta variable a determinada especie. De manera general este método se aplica para conocer si una población está creciendo o decreciendo y en qué medida. Esta información suele ser muy valiosa para establecer y mejorar planes de manejo de poblaciones amenazadas y/o en decline.

Este método requiere de gran esfuerzo, por lo que se suelen establecer pocas estaciones de captura-marcaje-recaptura, cuyo número dependerá de la disponibilidad de tiempo, recursos y capacidad de trabajo. Por estas razones, las estaciones se suelen ubicar en sitios donde se sabe que se pueden localizar individuos de la especie a estudiar con una certeza razonable (hay que tener en cuenta que en estudios de perturbación de hábitat la especie a estudiar puede quedar extirpada con el tiempo, lo cual es un resultado). Sea cual sea el caso, las estaciones se deben establecer donde se pueda acumular la mayor cantidad de datos posible.

El tamaño de las estaciones dependerá del tamaño y movilidad de la especie a estudiar y de la complejidad del área (topografía, vegetación). Por ejemplo, en el caso de las tortugas marinas, una estación puede tener varios kilómetros de largo (e. g. cubriendo el área total de nidificación en determinada playa). En cocodrilos, jicoteas y catibos la estación puede ser una laguna, represa o un segmento de un río. En el caso de los lagartos del gé-

nero *Anolis*, especialmente en especies bien visibles y de alta densidad poblacional, el tamaño de la estación puede ser de 100 metros o menos. En el caso de poblaciones de majá de Santa María asociadas a cuevas, la estación puede ser la cueva y sus inmediaciones. En el caso de especies pequeñas, poco conspicuas y que impliquen una revisión exhaustiva de microhábitats, como las de los géneros *Sphaerodactylus* o *Cricosaura*, las estaciones pueden ser de unas pocas decenas de metros.

Las marcas deben ser permanentes y los animales marcados no deben resaltar sobre los no marcados, por lo que la marca solo debe ser detectable una vez que el individuo es capturado. De otra forma esto podría sesgar el estudio pues los animales con marcas evidentes podrían sufrir más depredación y/o ser más seleccionados por el investigador debido a que son más conspicuos. Las marcas no deben ser perjudiciales para los

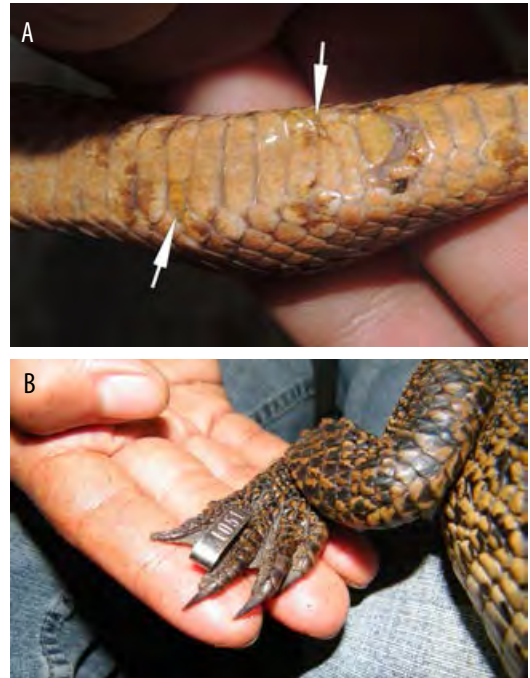


Figura 19.6. Algunos tipos de marcaje en reptiles: A. método de corte de escamas ventrales de Brown y Parker (1976) en una serpiente y B. chapilla numerada en las membranas interdigitales de un cocodrilo. © T. M. Rodríguez-Cabrera (A), tomado de www.conanp.gob.mx (B).

individuos. En lagartos se pueden usar pigmentos subcutáneos o corte de falanges para seguimientos a largo plazo (Berovides *et al.*, 2005); para estudios a corto plazo se puede utilizar un marcador permanente de un color discreto para escribir números o puntos directamente sobre el animal siguiendo un código numérico. En serpientes se pueden utilizar microchips insertados bajo la piel o, más apropiado para nuestro país, el método de corte de escamas ventrales de Brown y Parker (1976; Fig 19.6A). En cocodrilos se colocan chapillas numeradas en las membranas interdigitales (Fig. 19.6B) o se realizan cortes en los escudetes dobles caudales, siguiendo un código numérico; también se pueden hacer marcas con pinturas de laca en la cabeza y dorso durante muestreos a corto plazo (Ramos, 2005, 2007). En jicoteas el método de marcaje más usado es el de hacer muescas codificadas en las escamas marginales (Cagle, 1939). En las tortugas marinas se colocan chapillas numeradas cerca de las axilas en las aletas anteriores (Moncada *et al.*, 2013).

La fórmula general de este método es:

$$N = (M \times T) / R$$

Donde: N es el tamaño total de la población, M es el número de individuos marcados inicialmente, T es el número de individuos capturados en el segundo muestreo y R es el número de individuos capturados con marcas en el segundo muestreo.

Las asunciones del método son:

1. La población debe ser cerrada (*e. g.* no hay muertes, nacimientos, ni migraciones en el período entre el marcaje y la recaptura).
2. La probabilidad de capturar individuos marcados y no marcados es la misma y permanece constante.
3. Ha transcurrido suficiente tiempo entre el momento de marcaje y de recaptura como para que los individuos marcados se distribuyan aleatoriamente en la población.
4. La marca no se pierde en el período entre el marcaje y la recaptura.

5. La supervivencia de los individuos dentro de la población no debe verse afectada por el marcaje.

6. Los animales liberados deben poder mezclarse libremente con el resto de la población.

MÉTODO DE REMOCIÓN. Este método se usa para hacer estimados de densidad y tamaño poblacional. Se basa en la captura de animales durante intervalos de tiempo determinados donde los individuos no son devueltos a la población hasta concluido el muestreo (Berovides *et al.*, 2005). La remoción se puede realizar dentro del área total ocupada por la especie o solo en un sector. De esta forma se va creando un acumulado de individuos por días. Debido al estrés ocasionado a los animales por el tiempo prolongado en condiciones de cautiverio, este método solo es aplicable a algunas especies en particular; *e. g.* jicoteas de una laguna o represa (Berovides *et al.* 2005), majaes de Santa María en una cueva, *Tropidophis melanurus* en una parcela de bosque. Siempre debe tratarse de especies que resistan el cautiverio sin problemas.

Las asunciones de este método son:

1. La probabilidad de ser atrapados es la misma para todos los individuos.
2. La proporción capturada en cada muestreo es lo suficientemente grande como para provocar una apreciable reducción en el tamaño de la población.
3. La población debe ser cerrada (*e. g.* no hay muertes, ni nacimientos, ni migraciones), por lo tanto, durante el período de estudio se asume que la única causa de cambio es la captura de individuos.

MÉTODO DE RECORRIDO NOCTURNO POR CARRETERAS. Este método se puede emplear como complemento de los demás métodos. Se pueden recorrer grandes tramos de carretera en un automóvil, motocicleta o bicicleta, a muy poca velocidad e inspeccionando la carretera con una luz blanca potente. A pesar de que no es apropiado para realizar estimados poblacionales, sí permite detectar especies que pudieran haber eludido los demás métodos. Durante la noche varias serpientes sue-

len acudir a las carreteras para termorregular pues el pavimento aún conserva el calor absorbido durante el día. Por esta razón muchas veces son atropelladas por los vehículos. El examen de los cadáveres también nos puede ayudar a completar nuestros inventarios; esto último se puede hacer también de día, pero preferiblemente durante las primeras horas de la mañana para evitar que los carroñeros eliminen la evidencia.

MÉTODOS PASIVOS

TRAMPAS DE CAÍDA (*pitfall traps*), DE EMBUDO (*funnel traps*) Y CERCAS DE DESVÍO (*drift fences*). Muchas especies de reptiles son crípticas y pasan la mayor parte del tiempo ocultas. En estos casos es mejor utilizar distintos tipos de trampas, que pudieran ser más efectivas que los métodos descritos previamente. Este método es aplicable para una amplia

gama de reptiles terrestres (*e. g. Sphaerodactylus, Cricosaura, Leiocephalus, Pholidoscelis, Typhlops*) y se puede utilizar tanto para inventariar áreas como para estudiar la dinámica poblacional de determinadas especies. Particularmente las trampas de caída son contenedores (*e. g. envases plásticos*) que se entierran de tal forma que su abertura queda al mismo nivel que el suelo (Fig. 19.7A). Así los animales que se van desplazando por el suelo caen en la trampa; la profundidad de la trampa y sus paredes lisas les impiden escapar.

Las trampas de embudo (Fig. 19.7B) son estructuras cilíndricas con un embudo hacia el interior en ambos extremos. De esta forma los animales pueden pasar fácilmente por el embudo hacia adentro de la estructura, pero es muy difícil la salida pues el orificio de salida es pequeño en comparación con el de entrada y se ubica separado de las paredes de la trampa. Las cercas de desvío constituyen barreras que interceptan y guían a los reptiles hacia distintos tipos de trampas (*e. g. de caída y de embudo*) que se colocan a lo largo de la trayectoria de las cercas de desvío; los arreglos en forma de X (Fig. 19.7A) o de Y



Figura 19.7. A. Trampa de caída y cercas de desvíos en un arreglo tipo X y B. trampa de embudo. Tomado de www.sallieandlucasattimburi.wordpress.com (A) y www.blazin-trailblazer.blogspot.com (B).

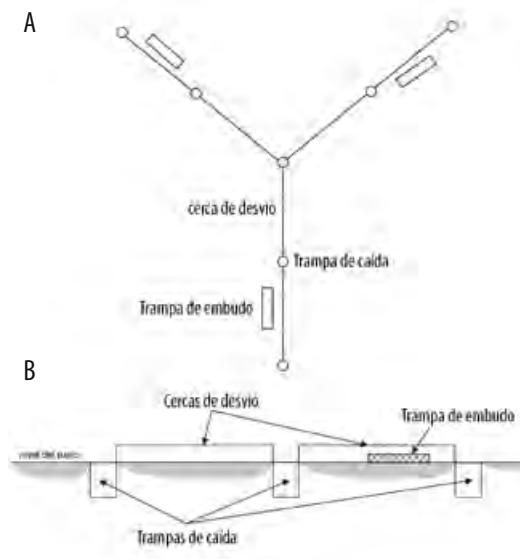


Figura 19.8. Esquemas de las cercas de desvío combinadas con trampas de caída y trampas de embudo; A. sistema en Y en vista superior y B. de perfil.

(Fig. 19.8A) son más eficientes que el arreglo lineal.

Como medida de seguridad para minimizar o evitar depredación de los animales que caen en las trampas, estas se deben revisar con regularidad. No obstante, se debe evitar revisar muy continuamente las trampas pues esto constituye una perturbación, lo cual pudiera disminuir las probabilidades de que los animales caigan en ellas. Con dos veces al día será suficiente: una al amanecer (al finalizar la actividad de los animales nocturnos) y otra al oscurecer (al finalizar la actividad de los animales diurnos). Los recipientes que se van a utilizar como trampa de caída deben ser perforados en el fondo, de esta forma se evita que se inunden con una lluvia repentina y los animales mueran ahogados. La temperatura es otro factor a tener en cuenta a la hora de ubicar el sistema de trampas, pues muchos reptiles no resisten altas temperaturas durante un tiempo prolongado. Las trampas de caída se deben cubrir para minimizar la incidencia directa de los rayos solares, así como la entrada de agua de lluvia, hojas, ramas, etc.

CUBIERTAS ARTIFICIALES. Las cubiertas artificiales son elementos que se ubican estratégicamente buscando que determinadas especies elijan dichos objetos como refugios. Estos objetos pueden estar hechos de madera, plástico, metal y concreto, entre otros materiales y pueden ser de distintos tama-



Figura 19.9. Concentración de serpientes cubanas detectadas bajo una cubierta de material rocoso.

ños, en dependencia de la especie o especies que se buscan. Es un método con el cual se puede apoyar un inventario e incluso se puede utilizar para monitoreos si se ubican de forma estandarizada en el tiempo y/o espacio. Por ejemplo, se pueden ubicar en distintas estaciones del año o a lo largo de varios transectos. Se pueden combinar con otros métodos como los descritos anteriormente. Por supuesto, la forma más efectiva de aplicarlos es conociendo la historia natural de las especies objeto de estudio. Por ejemplo, son más efectivos en especies terrestres, como la mayoría de las serpientes cubanas (Fig. 19.9) y muchos lagartos que se esconden bajo rocas y troncos caídos. Las cubiertas artificiales deben tener algún espacio de forma tal que permita que los animales puedan acceder al refugio y permanecer dentro de ellos. El tamaño y cantidad de cubiertas artificiales a ubicar en un área estarán en correspondencia con el tamaño del hábitat de la especie de interés. Se debe utilizar la mayor cantidad de materiales posibles; en el caso de que se detecte un material preferido éste es el que se pudiera emplear en el mayor número de cubiertas.

PARTICULARIDADES

En esta sección se ofrecen, para cada grupo de reptiles, detalles específicos sobre dónde y cómo encontrarlos, cuáles son los métodos más apropiados para cada uno, el sistema de captura, etc.

ORDEN TESTUDINES

Las jicoteas se pueden observar y contar durante el día mientras se asolean sobre rocas, troncos u otros objetos emergidos en las fuentes de agua donde habitan; también es frecuente observarlas cuando asoman sus cabezas en la superficie para tomar aire. Para las observaciones se pueden utilizar binoculares (Sampedro, 2002) y de esta forma se pueden avistar desde una distancia prudencial sin perturbarlas. Para realizar estimados poblacionales en cuerpos de agua relativamente pequeños, estos se pueden asumir como parcelas. En caso de ser acuatorios más extensos

se pueden establecer transectos a lo largo de sus orillas o por dentro del agua utilizando botes. En este caso la extensión y trayectoria del transecto dependerá de las condiciones particulares del lugar. Las jicoteas se pueden capturar directamente con la mano empleando redes de arrastre o trasmallos estándares para pesca en aquellos lugares que las condiciones lo permitan (*e. g.* sin troncos o ramas sumergidas o vegetación muy densa). También se pueden emplear nasas con cebos (*e. g.* pescados muertos, vísceras o trozos de carne en descomposición) que son dejadas durante la noche y recogidas a la mañana siguiente, durante al menos cinco días consecutivos (Sampedro, 1998), para poder aplicar el método de remoción (Berovides *et al.*, 2005). Se debe tener la precaución de no dejar las redes o nasas en el agua por un tiempo demasiado prolongado pues los animales que quedan atrapados lejos de la superficie pueden morir ahogados.

Para el muestreo de tortugas marinas en general se sigue el protocolo establecido para Cuba (Azanza *et al.*, 2005; Moncada *et al.*, 2013). Las especies marinas pueden identificarse directamente a partir del ejemplar (Eckert *et al.*, 2000; Wyneken, 2004; Rueda, 2005; Anexo 19.4) o indirectamente por la forma de sus rastros y nidos que dejan en las playas (Moncada *et al.*, 2013). Por ser las playas arenosas los únicos litorales seleccionados por estos reptiles para ovipositar, los muestreos para este grupo se limitarán a aquellas áreas que contengan este tipo de ecosistemas. Se establecerán transectos que se recorrerán tanto de día como de noche (“playeo”). La extensión de los transectos dependerá del personal disponible para realizar esta actividad. Los muestreos de este tipo se concentrarán durante el pico de la temporada de anidación (mayo – septiembre), aunque algunas especies, como el Carey (*Eretmochelys imbricata*) pueden anidar durante otros meses del año.

El muestreo diurno se realizará preferentemente durante las primeras horas de la mañana y sobre la línea de mareas, centrándose en la detección de rastros y nidos (camas). Durante la noche es el momento en que las

tortugas salen a ovipositar y por ende la mejor oportunidad para identificar las especies directamente; aunque durante este horario también se procede a la detección de rastros y nidos. Los recorridos por las playas comenzarán al oscurecer y se realizarán a intervalos de 40 – 50 minutos, preferiblemente durante la marea alta, que es el momento más propicio para que las tortugas salgan del mar. La iluminación se utilizará solo en caso necesario, de ser posible luz roja para perturbar lo menos posible a las tortugas durante el proceso de anidación. El momento más propicio para la toma de datos morfométricos es cuando la tortuga comienza a ovipositar, que es cuando se torna menos sensible a la manipulación.

ORDEN CROCODYLIA

Los cocodrilos pueden ser detectados por el día cuando flotan en el agua o se encuentran asoleándose en las orillas o troncos caídos en los humedales donde habitan. Esto puede hacerse a simple vista o por medio de binoculares. Los caracteres distintivos son muy útiles para identificar las especies incluso cuando los individuos se encuentran sumergidos casi en su totalidad (Anexo 19.5), pues por lo general permanecen con la parte superior de la cabeza expuesta. También un sistema muy efectivo para muestrear cocodrilos es el llamado método de “foqueteo” o con reflectores, que consiste en recorrer de noche los humedales alumbrando con linternas u otra fuente de luz blanca. De esta forma los ojos de los animales destellan como dos pequeños focos rojizos y pueden ser fácilmente detectados en la oscuridad. Sin embargo, este método resulta poco efectivo en zonas de vegetación muy densa (McMahan *et al.*, 1998). También se pueden recorrer las orillas de las lagunas y esteros en busca de evidencias como huellas en el fango o la arena y/o montículos de nidificación (prestando especial atención a las hembras que pudieran permanecer cerca custodiando celosamente sus nidos).

Para realizar estimados poblacionales se recomienda el método de captura-marcaje-recaptura (Berovides *et al.*, 2005) y en su mayor

parte la metodología propuesta por Ramos (2005, 2007). El marcaje puede consistir en chapillas numeradas en las membranas interdigitales (Fig. 19.6 B) o cortes de escudetes óseos de la cola siguiendo un código numérico. Muchas veces la forma más práctica para realizar los conteos es establecer transectos cuya dirección y longitud se adaptarán a las condiciones particulares del terreno (e.g. presencia de canales u otras vías fluviales para transitar en botes, época del año, etc.). Para atraer a los animales se pueden colocar cebos que se dejarán toda la noche y se revisarán a la mañana siguiente.

ORDEN SQUAMATA

LAGARTOS. Los lagartos del género *Anolis* constituyen el grupo más diverso de reptiles cubanos y ocupan una gran variedad de hábitats (Rodríguez, 1999; Rodríguez *et al.*, 2013). Sin embargo, de modo general, los anolinos tienen hábitos arborícolas y diurnos, por lo que la forma más segura de encontrarlos es caminando lentamente a través de zonas boscosas y matorrales a partir de que el sol comienza a calentarse, observando cualquier signo de movimiento entre la vegetación. Solo existen unas pocas especies con otros hábitos: 1) las especies de paredones (*Anolis argenteolus*, *A. bartschi* y *A. lucius*), que generalmente se encuentran asociadas a farallones calizos y zonas vestibulares de cuevas (Rodríguez, 1999); 2) *Anolis mestrei* y *A. guafe*, que frecuentemente utilizan las rocas calizas dentro del bosque (Rodríguez *et al.*, 2010); 3) el lagarto caimán (*Anolis vermiculatus*) que aunque percha frecuentemente sobre la vegetación en la rivera de los ríos y arroyos de la Cordillera de Guaniguanico, también se puede encontrar directamente asociado al agua o a rocas y otros elementos dentro de esta (Rodríguez *et al.*, 1987, 1997); y 4) *Anolis ophiolepis*, que mayormente habita entre la hierba en zonas abiertas de pastizal. Algunas especies como *A. sagrei*, *A. porcatius* y *A. allisoni* también frecuentan áreas perturbadas como viviendas humanas, jardines y avenidas (Rodríguez, 1999). No obstante, varias especies de anolinos (las pertenecientes a los grupos *chamaeleonides*, *angusticeps*, *centra-*

lis e *isolepis*) cuentan con un camuflaje muy efectivo que hace que su detección durante el día sea extremadamente difícil (Garrido y Schwartz, 1968). En estos casos se recomienda efectuar los muestreos de noche, cuando estas especies se encuentran durmiendo y su coloración blanquecina es mucho más llamativa con respecto al entorno.

Los lagartos terrestres de los géneros *Leiocephalus* y *Pholidoscelis* prefieren lugares expuestos y soleados, aunque también es frecuente observarlos en claros de bosques (Rodríguez, 1999), por lo que la mejor forma de detectarlos es buscar en este tipo de hábitats una o dos horas después de que haya salido el sol. Las grandes iguanas por lo general habitan en zonas costeras, pero algunas poblaciones se encuentran en los mogotes de la Sierra de los Órganos, Pinar del Río y en manglares (e.g. Monte Cabaniguán, Granma). Las especies terrestres de hábitos cavadores de los géneros *Diploglossus* y *Cricosaura* habitan en zonas sombrías bajo piedras y entre la hojarasca (Henderson y Powell, 2009).

Los grandes gecos de los géneros *Tarentola* y *Hemidactylus* son nocturnos y se encuentran asociados a paredones calizos, cuevas, grandes árboles y viviendas humanas (Henderson y Powell, 2009). La mayoría de los pequeños gecos del género *Sphaerodactylus* tienen hábitos crepusculares; durante el día permanecen bajo piedras, entre la hojarasca del bosque y bajo cortezas, aunque algunas especies (e.g. *S. argus*, *S. elegans*, *S. torrei*) frecuentemente se encuentran asociadas a viviendas humanas. Estos últimos por lo general son muy rápidos y difíciles de capturar.

SERPIENTES. En el caso del majá de Santa María (*Chilabothrus angulifer*), el método más efectivo para comprobar su presencia en un área es muestreando las cuevas, que es donde se concentran en mayor número, especialmente en las llamadas cuevas de calor, las cuales albergan grandes colonias de murciélagos que le sirven de alimento (Berovides y Carbonell, 1998; Linares *et al.*, 2009). También se puede confirmar su presencia

por las mudas de piel que dejan entre las rocas o la vegetación, que por lo general son notablemente mayores que las de cualquier otro ofidio cubano. Los pequeños majasitos del género *Tropidophis* son nocturnos y se pueden encontrar desde el nivel del suelo hasta más de 3 m de altura sobre la vegetación. Durante el día permanecen ocultos bajo piedras, cortezas, escombros y entre la hojarasca, dentro de troncos huecos e incluso en techos de viviendas humanas (Henderson y Powell, 2009). *Tropidophis feicki*, relativamente común en el occidente de Cuba, utiliza frecuentemente los farallones calizos y su vegetación asociada. La llamada de agonía de la rana platanera durante la noche permite, en la mayoría de los casos, la localización del majá bobo (*Tropidophis melanurus*), especialmente alrededor de las charcas temporales que se forman luego de las lluvias.

Los jubos (*Caraiba andreae* y *Cubophis cantherigerus*) prefieren lugares abiertos y soleados, pero también pueden estar en claros de bosques e incluso sobre la vegetación en busca de comida. Una forma efectiva de encontrar a estas especies es también localizando la llamada de agonía producida por la rana platanera (*Osteopilus septentrionalis*), una de sus presas más frecuentes, pero en este caso durante el día.

Las serpientes con hábitos cavadores (e.g. *Arrhyton*, *Cubatyphlops*, *Typhlops*) y los anfisbenios se pueden encontrar frecuentemente bajo piedras o cuando están roturando la tierra, donde son frecuentemente desenterradas por las maquinarias. Sin embargo, algunas especies de *Arrhyton* pueden trepar a la vegetación o deambular sobre grandes rocas durante la noche. El catibo de río (*Tretanorhinus variabilis*) es una especie muy especializada a la vida acuática y es mayormente nocturna, pero también se puede observar de día en lugares sombreados o volteando piedras en las riberas de ríos y arroyos; durante la noche se observan en remansos de poca profundidad. El catibo de manglar (*Nerodia clarkii*) se encuentra siempre asociado a zonas costeras con vegetación a lo largo del litoral norte de Cuba. Se les observa tomando el sol sobre las

raíces de los mangles o bajo piedras y otros objetos cercanos a la costa.

RECOLECTA Y PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA COLECCIONES HERPETOLÓGICAS

En ocasiones se hace necesario la recolecta de especímenes de reptiles, ya sea para una correcta identificación taxonómica, el registros de tamaños extremos y conductas inusuales o por representar testigos de nuevos registros de localidades y para ello existen protocolos establecidos (e. g. Casas-Abreu *et al.*, 1991; Simmons y Muñoz-Saba, 2005). Estos especímenes deberán ser incorporados a una colección científica con la mayor cantidad de información relacionada con las circunstancias de su captura. Entre los datos asociados a los especímenes no deben faltar: 1) la localidad, 2) la fecha de recolecta y 3) la identidad del recolector. La localidad debe quedar registrada hasta el nivel más resolutivo posible, siendo las coordenadas geográficas la forma más precisa de ubicarla. El momento de recolecta consiste en la fecha y si es posible se debería incluir la hora, pues a partir de esta se pudieran hacer inferencias sobre la actividad de la especie. La identidad del recolector permitiría indagar por información valiosa que muchas veces quedan fuera de los datos asociados. Los datos asociados se vinculan con cada espécimen recolectado mediante un código de campo, que generalmente consiste en las iniciales del nombre del recolector seguidas de un número.

En el campo los individuos capturados, y que serán preservados para colecciones, son etiquetados con un código que permitirá asociar el ejemplar con los datos de campo que son registrados en planillas o en una libreta de campo. Durante la recolecta se debe evitar la mutilación de los especímenes. Para trasladarlos hacia el sitio de procesamiento se pueden transportar en bolsas de tela o recipientes de plástico. Antes de fijar y posicionar el ejemplar se debe proceder a la eutanasia, que consiste en darle muerte con el menor sufrimiento posible. Para ello se utilizan anestésicos como pentobarbital de sodio (inyectado). En nuestro país es más factible utilizar cloro-

formo, clorobutanol o éter dietílico, aunque se debe tener en cuenta que en algunos países no se acepta el uso de estas sustancias para este fin. Para la eutanasia los especímenes son introducidos en una cámara hermética saturada con estas sustancias, que son volátiles. Al cabo de 10 minutos aproximadamente los especímenes podrían estar listos para ser fijados y posicionados. Luego de eutanizado, se le coloca la etiqueta al ejemplar en la cintura pélvica y los nudos no deben quedar debajo del ejemplar, pues esto interfiere con la correcta colocación en la cámara de fijación.

Las características mecánicas de los tejidos dependen de enlaces químicos que mantienen la estructura de estos. Luego de la muerte esta estructura se va perdiendo gradualmente mediante la degradación. La fijación es un proceso químico que impide o minimiza la degradación y mantiene la estructura de tejidos y órganos tal y como estaba en el momento en que se realizó la fijación. Como la degradación comienza inmediatamente después de la muerte, el proceso de fijación debe realizarse en el menor tiempo posible después de esta. La fijación para mantener una colección líquida de reptiles a largo plazo se realiza fundamentalmente con formaldehído al 10 % diluido en agua destilada. El fijador debe inyectarse para que penetre en todo el espécimen hasta que esté turgente, aunque se debe evitar que se deforme. Los fijadores se deben utilizar con mucho cuidado pues son dañinos para la salud. Cuando se esté procediendo con la fijación se debe evitar el contacto con el fijador utilizando guantes, así como la inhalación de sus gases. Una vez procesadas todas las piezas se deben mantener por 24 horas en un recipiente hermético y no debe moverse.

Es importante tener en cuenta que el formaldehído destruye el ADN. Por lo tanto, si se quieren preservar muestras de tejido para futuros estudios genéticos, estas se deben tomar luego de la eutanasia y antes de la fijación. Para obtener la muestra sin necesidad de mutilar demasiado al ejemplar, se realiza un pequeño corte en el costado y con una pinza de punta fina se tira del hígado, al cual se le

corta una pequeña porción que es guardada en un vial con alcohol etílico (> 95 %) y posteriormente es refrigerada, preferiblemente a -20 °C, que es la temperatura promedio de los congeladores domésticos.

Para la fijación se deben colocar los especímenes en una posición que facilite posteriormente su estudio. Los lagartos se colocan con el cuerpo recto y las extremidades formando ángulos de 90° entre el estilopodio y el cuerpo y entre el zigopodio y el estilopodio. La cola se dobla hacia adelante a la mitad de su longitud (Fig. 19.10 A). Las serpientes se enrollan de forma circular u ovalada, manteniendo la cabeza hacia afuera y el vientre en contacto con el sustrato (Fig. 19.10 B). El vientre nunca debe quedar hacia adentro porque de este modo se hacen muy difíciles los conteos de escamas y mediciones del animal una vez fijado. Debido al gran tamaño de algunas especies resulta difícil preservar el ejemplar completo, en estos casos por lo general solo se conserva la cola, la cabeza y el tegumento. Luego esta pieza se enrolla, se fija y se preserva en un frasco de tamaño adecuado.



Figura 19.10. Forma correcta de posicionar a los ejemplares para su fijación, A. lagartos y B. serpientes. © J. Torres.

Luego de fijados, los especímenes se transfieren definitivamente a un frasco con alcohol etílico al 70 %. El volumen de alcohol debe ser al menos el doble del de los especímenes y debe permanecer claro, no amarillento. Para que se mantenga así debe ser inspeccionado y cambiado regularmente.

LITERATURA CITADA

- Alonso-Tabet, M., R. Ramos, R. Rodríguez-Soberón, J. B. Thorbjarnarson, J. Beilliere y V. Berovides. 2014. *Los Crocodylia de Cuba*. Publicaciones Universidad de Alicante, Alicante, 237 pp.
- Azanza, J., F. Hernández, D. Muñoz y A. Nodarse. 2005. Monitoreo de tortugas marinas en el Parque Nacional Guanahacabibes. Pp. 39-41. En: *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba* (Berovides Álvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Rossell, Eds.). Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente.
- Berovides Álvarez, V. y R. Carbonell Paneque. 1998. Morfometría y abundancia del majá de Santa María *Epicrates angulifer* (Ophidia, Boiidae). Pp. 1-4. En: *Taller para la conservación, análisis y manejo planificado de una selección de especies cubanas II* (E. Pérez, E. Osa, Y. Matamoros, y U. Seal, Eds.). CBSG, Apple Valley, Minnesota.
- Berovides Álvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Rossell. 2005. *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente. 47pp.
- Borroto-Páez, R., R. Alonso Bosch, B. A. Fabres y O. Álvarez García. 2015. Introduced amphibians and reptiles in the Cuban archipelago. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 985-1012.
- Brown, W. S. y W. S. Parker. 1976. A ventral scale clipping system for permanently marking snakes (Reptilia, Serpentes). *Journal of Herpetology* 10: 247-249.
- Cagle, F. R. 1939. A system for marking turtles for future identification. *Copeia* 1939: 170-173
- Casas-Andreu, G., G. Valenzuela-López y A. Ramírez-Bautista. 1991. *Cómo Hacer Una Colección de Anfibios y Reptiles*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 68 pp.
- Díaz, L. M. 2014. ¿Existen serpientes con mordedura tóxica en Cuba? *Savia* 45: 6-7.
- Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly. 2000. Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas. Grupo Especialista en tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.
- Eekhout, X. 2010. Sampling Amphibians and Reptiles. Pp. 530-557. En: *Manual on field recording techniques and protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring*. Volumen 8, Parte 2 (J. Eymann, J. Degreef, Ch. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. VandenSpiegel, Eds.). ABC Taxa.
- Garrido, O. H. y A. Schwartz. 1968. Cuban lizards of the genus *Chamaeleolis*. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 30(3): 197-220.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García. 2012. *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 304 pp.
- Greene, H. W. 1988. Antipredator mechanisms in reptiles. Pp 1-152. En: *Biology of the Reptilia. Volume 16: Ecology B. Defense and Life History* (D. C. Gans y R. B. Huey, Eds.). Alan R. Liss, Inc., New York.
- Hedges, S. B. 2012. Amniote phylogeny and the position of turtles. *BMC Biology* 10: 64.
- Henderson, P. W. y R. Powell. 2009. *Natural History of Natural West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 513 pp.
- Jaume, M. L. y O. H. Garrido. 1980. Notas sobre mordidas de jubo *Alsophis* (Serpentes: Colubridae). *Miscelanea Zoológica* 11: 2-3.
- Lafleur, Y., R. Charette, U. Woy, R. Honegger, T. Maliepaard, M. Lapensée, F. W. King y J. P. Ross. 1995. *Guía de Identificación de CITES - Cocodrilos*. Minister of Supply and Services Canada.
- Lillywhite, H. B. (Ed.). 2014. *How Snakes Work. Structure, Function and Behavior of the World's Snakes*. Oxford University Press, NY. 241 pp.
- Linares-Rodríguez, J. L., V. Berovides Álvarez, J. A. Camejo Lamas, L. Márque Llauger, A. Rojas Valdés y O. Borrego Fernández. 2009. Estudio de las características del hábitat, distribución geográfica y uso de la especie majá de Santa María (*Epicrates angulifer*) en la Reserva de Biosfera Península de Guanahacabibes. *Cuba-zoo* 23: 27-32.
- Martínez Reyes, M., E. Socarrás Torres, L. V. Moreno García, A. Chamizo Lara y A. Daniel Álvarez. 2005. Reptiles terrestres del Archipiélago de Sabana-Camagüey, Cuba. *Poeyana* 493: 1-11.

- McDiarmid, R. W., M. S. Foster, C. Guyer, J. W. Gibbons y N. Chernoff (Eds.). 2012. *Reptile biodiversity: standard methods for inventory and monitoring*. University of California Press, Berkeley, California, 412 pp.
- McMahan, W., J. Perran Ross, R. Rodríguez Soberón y R. Ramos Targarona. 1998. Reintroducción del cocodrilo cubano en Isla de Pinos. *Flora y Fauna* 1: 18-21.
- Moncada Gavilán, F., J. Azanza Ricardo, G. Nodarse Andreu, Y. Medina Cruz, Y. Forneiro Martín-Viaña y J. L. Gerhartz Muro. 2013. *Protocolo para el monitoreo de la anidación de tortugas marinas en Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente, 84 pp.
- Neill, W. T. 1954. Evidence of venom in snakes of the genera *Alsophis* and *Rhadinea*. *Copeia* 1954: 59.
- Parham, J. F., T. J. Papenfuss, P. P. van Dijk, B. S. Wilson, C. Marte, L. Rodríguez Schettino y W. Brian Simison. 2013. Genetic introgression and hybridization in Antillean freshwater turtles (*Trachemys*) revealed by coalescent analyses of mitochondrial and cloned nuclear markers. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 67: 176-187.
- Pough, F. H., R. M. Andrews, J. E. Cadle, M. L. Crump, A. H. Savitzky y K. D. Wells. 2016. *Herpetology. Fourth Edition*. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, 591 pp.
- Ramos Targarona, R. 1998. Manejo en cautiverio en el zoológico de la Ciénaga de Zapata. *Flora y Fauna* 1: 10-15.
- Ramos Targarona, R. 2005. Monitoreo del cocodrilo cubano (*Crocodylus rhombifer*) en el Parque Nacional Ciénaga de Zapata. Pp. 42-44. En: *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba* (Berovides Alvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Serrano, Eds.). Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente.
- Ramos Targarona, R. 2007. Monitoreo de las poblaciones de cocodrilo cubano *Crocodylus rhombifer* y americano *Crocodylus acutus* en el Parque Nacional Ciénaga de Zapata. *Cuba-zoo* 17: 17-19.
- Reeder, T. W., T. M. Townsend, D. G. Mulcahy, B. P. Noonan, P. L. Wood, Jr., J. W. Sites y J. J. Wiens. 2015. Integrated analyses resolve conflicts over squamate reptile phylogeny and reveal unexpected placements for fossil taxa. *Plos One* DOI: 10.1371/journal.pone.0118199.
- Rodríguez-Cabrera, T. M., J. Torres, R. Marrero y J. A. Podio-Martínez. 2016. Predation attempt by the Cuban Racer, *Cubophis cantherigerus* (Squamata: Dipsadidae) on the Cuban Giant Anole, *Anolis equestris buidei* (Squamata: Dactyloidae), a threatened endemic subspecies. *IRCF Reptiles and Amphibians* 23(1): 46-50.
- Rodríguez Schettino, L. 1999 (ed.). *The Iguanid Lizards of Cuba*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, USA, 428 pp.
- Rodríguez Schettino, L., D. L. Marcellini y J. Novo. 1987. Algunos aspectos ecológicos sobre *Anolis vermiculatus* (Sauria: Iguanidae) en Soroa, Pinar del Río, Cuba. *Poeyana* 343: 1-9.
- Rodríguez Schettino, L. y M. Lizana. 1997. Historia natural del lagarto caimán cubano, *Anolis vermiculatus* (Iguania: Polychrotidae). *Boletín de la Sociedad Herpetológica Española* 8: 23-26.
- Rodríguez Schettino, L., J. B. Losos, P. E. Hertz, K. de Queiroz, A. R. Chamizo, M. Leal y V. Rivalta González. 2010. The anoles of Soroa: aspects of their ecological relationships. *Breviora* 520: 1-22.
- Rodríguez Schettino, L., C. A. Mancina y V. Rivalta González. 2013. Reptiles of Cuba: Checklist and Geographic Distribution. *Smithsonian Herpetological Information Service* 144: 1-96.
- Rueda Almonacid, J. V., J. V. Rodríguez Mahecha, J. Nicolás Rueda, R. B. Mast, A. González Hernández y D. Amorochó. 2005. *Tortugas Marinas Neotropicales*. Conservation International, 128 pp.
- Sampedro Marín, A. 1998. Adaptaciones morfológicas y conductuales de *Trachemys decussata decussata* (Chelonia: Emydidae). [Inédito]. Tesis de doctorado. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 114 pp.
- Sampedro Marín, A. 2002. Actividad termorreguladora de *Trachemys decussata* (Chelonia: Emydidae) en una localidad de la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Revista Biología* 16: 19-26.
- Simmons, J. E. y Y. Muñoz-Saba (Eds.). 2005. *Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia, 288 pp.
- Uetz, P. y J. Hošek. 2017. *The Reptile Database*. Disponible en <http://www.reptile-database.org/>. Último acceso: 24 de diciembre de 2016.
- UNEP-WCMC (Comp.). 2014. Checklist of CITES species. CITES Secretariat, Geneva, Switzerland y Cambridge, United Kingdom.
- Vidal, N. y S. B. Hedges. 2005. The phylogeny of squamate reptiles (lizards, snakes, and amphisbaenians) inferred from nine nucle-

ar protein-coding genes. *C. R. Biologies* 328: 1000-1008.

Vitt, L. J. y J. P. Caldwell. 2014. *Herpetology: An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles*. 4th Edition. Elsevier B.V., Amsterdam, 757pp.

Wyneken, J. 2004. *La Anatomía de las Tortugas Marinas*. U.S. Department of Commerce

NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172 pp.



Lagarto caimán (*Anolis vermiculatus*)

Anexo 19.1. Lista taxonómica de las especies de reptiles reportadas para Cuba. Estatus (Est.): endémica(E), autóctona (A) e introducida (I). Categoría de amenaza según la UICN y González *et al.* (2012): No Evaluada (NE), Preocupación menor (LC), Casi Amenazada (NT), Vulnerable (VU), En Peligro (EN) y En Peligro Crítico (CR). Para la categoría en CITES se siguió a UNEP-WCMC (2014) y la Resolución 160 (R 160) del Consejo de Ministros de Cuba de 2011.

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
ORDEN TESTUDINES				
FAMILIA CHELONIIDAE				
<i>Caretta caretta</i> (Linnaeus, 1758)	A	VU	EN	I / I
<i>Chelonia mydas</i> (Linnaeus, 1758)	A	EN	EN	I / I
<i>Eretmochelys imbricata</i> (Linnaeus, 1766)	A	CR	CR	I / I
<i>Lepidochelys olivacea</i> (Eschscholtz, 1829)	A	VU	VU	I / I
FAMILIA DERMOCHELYIDAE				
<i>Dermochelys coriacea</i> (Vandelli, 1761)	A	VU	CR	I / I
FAMILIA EMIDYDAE				
<i>Trachemys decussata</i> (Gray, 1831)	A	NE	NT	/ II
ORDEN CROCODILIA				
FAMILIA CROCODYLIDAE				
<i>Crocodylus acutus</i> (Cuvier, 1807)	A	VU	VU	II / II
<i>Crocodylus rhombifer</i> (Cuvier, 1807)	E	CR	CR	I / I
FAMILIA ALLIGATORIDAE				
<i>Caiman crocodilus</i> Linnaeus, 1758	I	LC	NE	II / II
ORDEN SQUAMATA				
FAMILIA AMPHISBAENIDAE				
<i>Amphisbaena barbouri</i> Gans y Alexander, 1962	E	NE	NE	/ I
<i>Amphisbaena carlgansi</i> Thomas y Hedges, 1998	E	NE	CR	/ I
<i>Amphisbaena cubana</i> Gundlach y W. Peters, 1879	E	NE	NE	/ I
FAMILIA CADEIDAE				
<i>Cadea blancoides</i> (Stejneger, 1916)	E	NE	NE	/ I
<i>Cadea palirostrata</i> Dickerson, 1916	E	NE	CR	/ I
FAMILIA DACTYLOIDAE				
<i>Anolis agueroi</i> (Díaz, Navarro y Garrido, 1998)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis ahli</i> Barbour, 1925	E	EN	VU	/ II
<i>Anolis alayoni</i> Estrada y Hedges, 1995	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis alfaroi</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis allisoni</i> Barbour, 1928	A	NE	NE	
<i>Anolis allogus</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	LC	NE	
<i>Anolis altitudinalis</i> Garrido, 1985	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis alutaceus</i> Cope, 1861	E	NE	NE	
<i>Anolis anfloquioi</i> Garrido, 1980	E	NE	NE	/ II

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Anolis angusticeps</i> Hallowell, 1856	A	NE	NE	
<i>Anolis argenteolus</i> Cope, 1861	E	NE	NE	
<i>Anolis argillaceus</i> Cope, 1862	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis baracoae</i> Schwartz, 1964	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis barbatus</i> (Garrido, 1982)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis bartschi</i> (Cochran, 1928)	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis birama</i> Garrido, 1990	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis bremeri</i> Barbour, 1914	E	NE	NE	
<i>Anolis centralis</i> G. Peters, 1970	E	LC	NE	
<i>Anolis chamaeleonides</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis clivicola</i> Barbour y Shreve, 1935	E	LC	VU	/ II
<i>Anolis confusus</i> Estrada y Garrido, 1991	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis cupeyalensis</i> G. Peters, 1970	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis cyanopleurus</i> Cope, 1861	E	NE	NT	/ II
<i>Anolis delafuentei</i> Garrido, 1982	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis equestris</i> Merrem, 1820	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis fugitivus</i> Garrido, 1975	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis garridoi</i> Díaz, Estrada y Moreno, 1996	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis guafe</i> Estrada y Garrido, 1991	E	EN	VU	/ II
<i>Anolis guamuhaya</i> (Garrido, Pérez-Beato y Moreno, 1991)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis guazuma</i> Garrido, 1983	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis homolechis</i> (Cope, 1864)	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis imias</i> Ruibal y Williams, 1961	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis incredulus</i> Garrido y Moreno, 1998	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis inexpectatus</i> Garrido y Estrada, 1989	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis isolepis</i> Cope, 1861	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis juangundlachi</i> Garrido, 1975	E	CR	CR	/ I
<i>Anolis jubar</i> Schwartz, 1968	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis litoralis</i> Garrido, 1975	E	NE	NE	
<i>Anolis loysiana</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis lucius</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	
<i>Anolis luteogularis</i> Noble y Hassler, 1935	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis macilentus</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis mestrei</i> Barbour y Ramsden, 1916	E	NE	NE	
<i>Anolis noblei</i> Barbour y Shreve, 1935	E	NE	NE	
<i>Anolis ophiolepis</i> Cope, 1861	E	NE	NE	

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Anolis oporinus</i> Garrido y Hedges, 2001	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis paternus</i> Hardy, 1967	E	NE	NE	
<i>Anolis pigmaequestris</i> Garrido, 1975	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis porcatius</i> Gray, 1840	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis porcus</i> (Cope, 1864)	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis pumilus</i> Garrido, 1988	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis quadriocellifer</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	NT	/ II
<i>Anolis relictus</i> Garrido y Schwartz, 1972	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis rubribarbus</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis ruibali</i> Navarro y Garrido, 2004	E	NE	VU	/ I
<i>Anolis sagrei</i> Duméril y Bibron, 1837	A	NE	NE	
<i>Anolis sierramaestrae</i> Holánova, Reháková y Frynta, 2012	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis smallwoodi</i> Schwartz, 1964	E	NE	NE	
<i>Anolis spectrum</i> W. Peters, 1863	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis terueli</i> Navarro, Fernández y Garrido, 2001	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis toledo</i> Fong y Garrido, 2000	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis vanidicus</i> Garrido y Schwartz, 1972	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis vermiculatus</i> Cocteau, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis vescus</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
FAMILIA IGUANIDAE				
<i>Cyclura nubila</i> (Gray, 1831)	A	VU	VU	I / I
FAMILIA LEOCEPHALIDAE				
<i>Leiocephalus carinatus</i> Gray, 1827	A	LC	NE	/ II
<i>Leiocephalus cubensis</i> (Gray, 1840)	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus macropus</i> (Cope, 1863)	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus onaneyi</i> Garrido, 1973	E	NE	CR	/ I
<i>Leiocephalus raviceps</i> Cope, 1863	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus stictigaster</i> Schwartz, 1959	E	NE	NE	/ I
FAMILIA DIPLOGLOSSIDAE				
<i>Diploglossus delasagra</i> (Cocteau, 1838)	E	NE	NE	/ I
<i>Diploglossus nigropunctatus</i> Barbour y Shreve, 1837	E	NE	VU	/ I
<i>Diploglossus garridoi</i> Thomas y Hedges, 1998	E	NE	CR	/ I
FAMILIA TEIIDAE				
<i>Pholidoscelis auberi</i> (Cocteau, 1839)	E	NE	NE	
FAMILIA XANTUSIIDAE				
<i>Cricosaura typica</i> Gundlach, 1863	E	NE	VU	/ I

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
FAMILIA GYMNOPHTHALMIDAE				
<i>Gymnophthalmus underwoodi</i> Grant, 1958	I	LC	NE	
FAMILIA GEKKONIDAE				
<i>Hemidactylus angulatus</i> Hallowell, 1854	I	NE	NE	
<i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnés, 1818)	I	NE	NE	
<i>Hemidactylus frenatus</i> (Duméril y Bibron, 1836)	I	LC	NE	
FAMILIA PHYLLODACTYLIDAE				
<i>Tarentola americana</i> (Gray, 1831)	A	LC	NE	
<i>Tarentola crombiei</i> Díaz y Hedges, 2008	E	NE	VU	
FAMILIA SPHAERODACTYLIDAE				
<i>Aristelliger reyesi</i> Díaz y Hedges, 2009	E	NE	CR	
<i>Gonatodes albogularis</i> (Duméril y Bibron, 1836)	I	NE	NE	
<i>Sphaerodactylus argus</i> Gosse, 1850	I	NE	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus armasi</i> Schwartz y Garrido, 1974	E	EN	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus bromeliarum</i> G. Peters y Schwartz, 1977	E	NE	CR	/ I
<i>Sphaerodactylus celicara</i> Garrido y Schwartz, 1982	E	NE	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus cricoderus</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1992	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus dimorphicus</i> Fong y Díaz, 2004	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus docimus</i> Schwartz y Garrido, 1985	E	NE	CR	/ I
<i>Sphaerodactylus elegans</i> (MacLeay, 1834)	A	NE	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus intermedius</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus nigropunctatus</i> Gray, 1845	E	NE	NE	/ II
<i>Sphaerodactylus notatus</i> (Baird, 1859)	A	LC	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus oliveri</i> Grant, 1944	E	NE	VU	/ I
<i>Sphaerodactylus pimienta</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1998	E	NE	CR	/ I
<i>Sphaerodactylus ramsdeni</i> Ruibal, 1959	E	NE	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus richardi</i> Hedges y Garrido 1993	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus ruibali</i> Grant, 1959	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus scaber</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	NE	/ I
<i>Sphaerodactylus schwartzi</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	/ I
<i>Sphaerodactylus siboney</i> Fong y Díaz, 2004	E	NE	EN	/ I
<i>Sphaerodactylus storeyae</i> Grant, 1944	E	NE	CR	/ I
<i>Sphaerodactylus torrei</i> Barbour, 1914	E	NE	NE	/ I
FAMILIA BOIDAE				
<i>Chilabothrus angulifer</i> (Cocteau y Bibron, 1840)	E	NT	NT	II / II

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
FAMILIA COLUBRIDAE				
<i>Cubophis cantherigerus</i> (Bibron, 1840)	A	NE	NE	/ II
<i>Caraiba andreae</i> (Reinhardt y Lütken, 1862)	E	LC	NE	/ I
<i>Arrhyton ainictum</i> Schwartz y Garrido, 1981	E	NE	CR	/ I
<i>Arrhyton dolichura</i> Werner, 1909	E	NE	VU	/ I
<i>Arrhyton procerum</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	/ I
<i>Arrhyton redimitum</i> (Cope, 1863)	E	NE	NE	/ I
<i>Arrhyton supernum</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	EN	/ I
<i>Arrhyton taeniatum</i> Günther, 1858	E	LC	NE	/ I
<i>Arrhyton tanyplectum</i> Schwartz y Garrido, 1981	E	NE	EN	/ I
<i>Arrhyton vittatum</i> Gundlach y W. Peters, 1862	E	NE	NE	/ I
<i>Nerodia clarkii</i> (Baird y Girard, 1853)	A	LC	NE	
<i>Tretanorhinus variabilis</i> Duméril y Bibron, 1854	A	NE	NE	/ II
FAMILIA TROPIDOPHIIDAE				
<i>Tropidophis celiae</i> Hedges, Estrada y Díaz, 1999	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis feicki</i> Schwartz, 1957	E	NE	VU	II / I
<i>Tropidophis fuscus</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis galacelidus</i> Schwartz y Garrido, 1975	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis hardyi</i> Schwartz y Garrido, 1975	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis hendersoni</i> Hedges y Garrido, 2002	E	CR	CR	II / I
<i>Tropidophis maculatus</i> (Bibron, 1840)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis melanurus</i> (Schlegel, 1837)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis morenoi</i> Hedges, Garrido y Díaz, 2001	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis nigriventris</i> Bailey, 1937	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis pardalis</i> (Gundlach, 1840)	E	LC	NE	II / I
<i>Tropidophis pilsbryi</i> Bailey, 1937	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis semicinctus</i> (Gundlach y W. Peters, 1865)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis spiritus</i> Hedges y Garrido, 1999	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis wrighti</i> Stull, 1928	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis xanthogaster</i> Domínguez, Moreno y Hedges, 2006	E	NE	EN	II / I
FAMILIA TYPHLOPIDAE				
<i>Cubatyphlops anchaurus</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops anousius</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops arator</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops contorhinus</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops golyathi</i> (Domínguez y Moreno, 2009)	E	NE	CR	/ I

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Cubatylphlops notorachius</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatylphlops perimychus</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatylphlops satelles</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Typhlops leptolepis</i> Domínguez, Fong e Iturriaga, 2013	E	NE	NE	/ I
<i>Typhlops oxyrhinus</i> Domínguez y Díaz, 2011	E	NE	NE	/ I
<i>Typhlops pachyrhinus</i> Domínguez y Díaz, 2011	E	NE	NE	/ I
<i>Typhlops silus</i> Legler, 1959	E	NE	NE	/ I
<i>Indotyphlops braminus</i> (Daudin, 1803)	I	NE	NE	

Anexo 19.2. Aspectos a tener en cuenta para maximizar un inventario de especies de reptiles.

Aspecto	Comentarios
Tipo de vegetación	Se deben considerar todas las formaciones vegetales presentes en el área de estudio.
Tipo de sustrato	La vegetación muchas veces dependerá del tipo de sustrato y a su vez, muchos reptiles están asociados a un hábito de planta determinado (hierba, árbol, arbusto) o a una porción específica de ellas (rama, tronco, copa).
Hábitats	Se deben considerar todos los posibles hábitats, microhábitats y refugios; muestrear distintos grados de conservación de los principales hábitats.
Elevación	Cuba no se caracteriza por presentar montañas muy altas, pero existen varias especies que solo habitan en la alta montaña, especialmente en la región oriental.
Momento del muestreo	La estación lluviosa es la mejor época para registrar la mayor cantidad de especies; se debe muestrear tanto de día como de noche.
Duración del muestreo	Con un muestreo de cuatro horas en la mañana (9:00 am – 1:00 pm) y tres en la noche (a partir que se haga completamente oscuro) se pueden registrar la mayoría de las especies de un área. De ser posible los muestreos deben ser replicados en más de dos días.
Tamaño del equipo de muestreo	Muchas personas agrupadas pueden tener un efecto contraproducente en el muestreo, pues puede afectar tanto la logística como la eficiencia en la detección de animales. Para inventariar reptiles dos o tres personas son suficientes.
Experiencia del equipo de muestreo	El equipo debe estar integrado al menos por un especialista en reptiles y alguien que conozca bien la zona. Cuando no se disponga de un especialista que permita la identificación <i>in situ</i> de alguna especie, el espécimen podría ser fotografiado o recolectado y enviado a un especialista.
Motivación del equipo de muestreo	El equipo de trabajo debe estar integrado por personas a las que le agrada la actividad y la carga de trabajo no debe socavar la motivación del equipo.
Trampas	Si se añaden trampas al diseño de muestreo posiblemente permita detectar una mayor cantidad de especies.
Literatura	La consulta de literatura es fundamental para tener una idea de la diversidad del área de estudio. Revisar las descripciones originales, guías de campo y sitios web, podría facilitar la identificación de especies en el campo.
Colecciones de museos	Existen varias colecciones herpetológicas en Cuba como las del Instituto de Ecología y Sistemática, Museo Nacional de Historia Natural, Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad, etc., que pueden apoyar el trabajo de identificación de especies mediante la comparación de especímenes.

Anexo 19.3. Clave para la identificación de familias y géneros de reptiles escamosos en Cuba

1. Cuerpo con cuatro extremidades _____	2
Cuerpo sin extremidades con vestigios de estas _____	13
2. Ojos sin párpados _____	3
Ojos con párpados _____	8
3. Cabeza cubierta de escamas diminutas y granulares (Gekkota) _____	4
Cabeza cubierta de escamas en forma de grandes placas (Fig. A1) _____	XANTUSIIDAE: CRICOSAURA
4. Cuerpo cubierto de tubérculos carnosos _____	5
Cuerpo sin tubérculos (Sphaerodactylidae) : _____	6
5. Una hilera de laminillas subdigitales, garras sólo en el 3er y 4to dedos (Fig A2) _____	PHYLLODACTYLIDAE: TARENTOLA
Dos hileras de laminillas subdigitales, garras en todos los dedos (Fig A3) _____	GEKKONIDAE: HEMIDACTYLUS
6. Con laminillas subdigitales (Fig. A4) _____	ARISTELLIGER
Sin laminillas subdigitales _____	7
7. Dedos sin garras, con una estructura discoidal adhesiva en su extremo inferior (Fig A5) _____	SPHAERODACTYLUS
Dedos con garras, sin estructuras adhesivas _____	GONATODES
8. Lengua bífida _____	9
Lengua no bífida _____	10
9. Extremidades muy reducidas, escamas dorsales y ventrales lisas e imbricadas _____	DIPLOGLOSSIDAE: DIPLOGLOSSUS
Extremidades de tamaño normal, escamas dorsales pequeñas y granulares, escamas ventrales grandes, rectangulares y yuxtapuestas _____	TEIIDAE: PHOLIDOSCELIS
10. Con laminillas subdigitales (Fig. A6) _____	DACTYLOIDAE: ANOLIS
Sin laminillas subdigitales _____	11
11. Extremidades reducidas, con 4 dedos en las anteriores _____	GYMNOPHTHALMIDAE: GYMNOPHTHALMUS
Extremidades de tamaño normal, con 5 dedos en las anteriores _____	12
12. De gran tamaño (> 20 cm LHC), cuerpo cubierto de escamas pequeñas, granulares y yuxtapuestas _____	IGUANIDAE: CYCLURA
De pequeño tamaño (< 20 cm LHC), cuerpo cubierto de escamas aquilladas e imbricadas _____	LEIOCEPHALIDAE: LEIOCEPHALUS
13. Escamas del cuerpo rectangulares, yuxtapuestas y dispuestas en anillos _____	14
Escamas del cuerpo imbricadas y dispuestas en hileras alternas _____	15
14. Con dos escamas prefrontales, nasales en contacto (Fig. A7) _____	AMPHISBAENIDAE: AMPHISBAENA
Con una escama prefrontal, nasales separadas (Fig. A8) _____	CADEIDAE: CADEA
15. Cuerpo cilíndrico, cuello indiferenciado, boca reducida y en posición ventral, escamas dorsales y ventrales no diferenciadas, ojos rudimentarios, cola muy corta y terminada en una púa (Typhlopidae) _____	16
Cuerpo bien diferenciado en regiones, boca amplia y en posición anterior, escamas dorsales y ventrales bien diferenciadas, ojos bien desarrollados, cola larga o moderadamente larga, sin púa terminal _____	18

Anexo 19.3 (continuación). Clave para la identificación de familias y géneros de reptiles escamosos en Cuba.

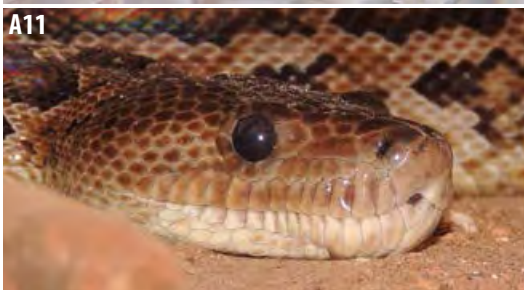
16. Dos escamas postoculares, preocular en contacto con supralabial # 3 _____ **TYPHLOPS**
Una escama postocular, preocular en contacto con supralabiales # 2 y 3 _____ 17
17. Menos de 350 escamas mediodorsales; patrón uniforme: pardo oscuro a negro _____ **INDOTYPHLOPS**
Más de 450 escamas mediodorsales; patrón bicolor: dorso rosáceo, pardo claro u oscuro y vientre despigmentado o débilmente pigmentado _____ **CUBATYPHLOPS**
18. Cuerpo esbelto, cola larga y puntiaguda, con dos hileras de escamas subcaudales, escamas cefálicas grandes (Colubridae) _____ 19
Cuerpo robusto y musculoso (serpientes constrictoras), cola corta y roma, con una hilera de escamas subcaudales, escamas cefálicas pequeñas _____ 23
19. Con fosetas apicales en las escamas dorsales _____ 20
Sin fosetas apicales en las escamas dorsales _____ 21
20. Con una foseta apical en las escamas dorsales, 131-158 escamas ventrales; patrón fuertemente bicolor: negro dorsalmente y blanco ventralmente (Fig. A9) _____ **CARAIBA**
Con dos fosetas apicales en las escamas dorsales, 162-187 escamas ventrales; coloración más o menos homogénea: grisácea o parduzca (Fig. A10) _____ **CUBOPHIS**
21. Escamas dorsales lisas, color parduzco con bandas longitudinales, hábitos terrestres _____ **ARRHYTON**
Escamas dorsales aquilladas, color oliváceo oscuro a pardo-rojizo con bandas transversales, longitudinales o patrón uniforme, hábitos acuáticos _____ 22
22. Escamas dorsales fuertemente aquilladas, cuerpo comprimido lateralmente, habita en zonas costeras y de manglares _____ **NERODIA**
Escamas dorsales muy débilmente aquilladas, cuerpo redondeado, habita en acuatorios interiores de agua dulce _____ **TRETANORHINUS**
23. Escamas labiales con fosetas termorreceptoras, patrón de manchas angulosas, espolones cloacales en ambos sexos (más desarrollados en los machos), tamaño muy grande (> 4 m) (Fig. A11) _____ **BOIDAE: CHILABOTHRUS**
Escamas labiales sin fosetas termorreceptoras, patrón de manchas redondeadas a ovaladas, espolones cloacales solo en los machos, pequeño tamaño (usualmente < 1 m) (Fig. A12) _____ **TROPIDOPHIIDAE: TROPIDOPHIS**

A1



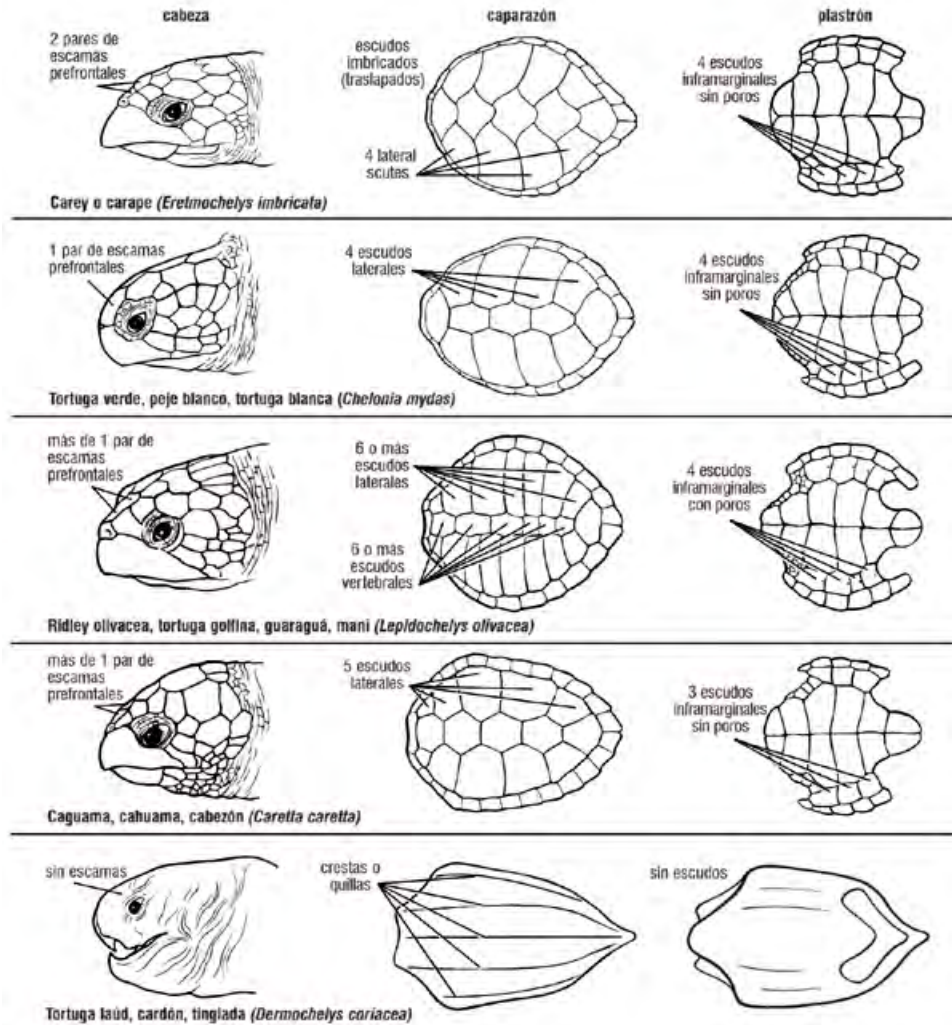
A2



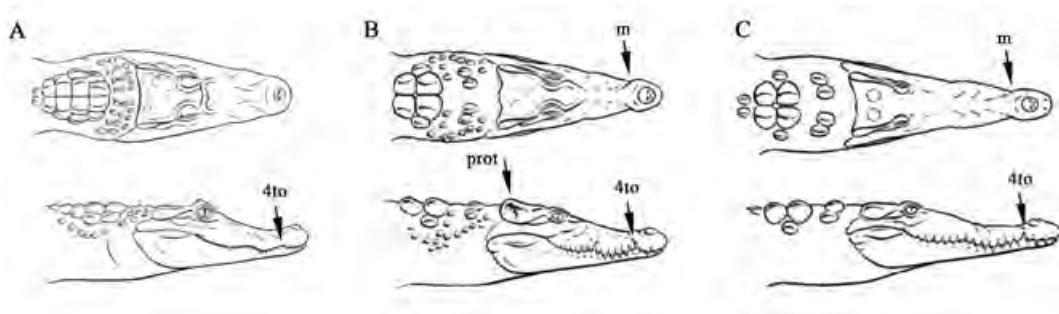


© R. Almeida (A1), © R. Marrero (A3, A4), © T. M. Rodríguez-Cabrera (A2, A6, A7, A9, A10; A11).

Anexo 19.4. Clave ilustrada para la identificación de las especies de tortugas marinas que anidan en las costas cubanas (modificado de Wyneken, 2004).



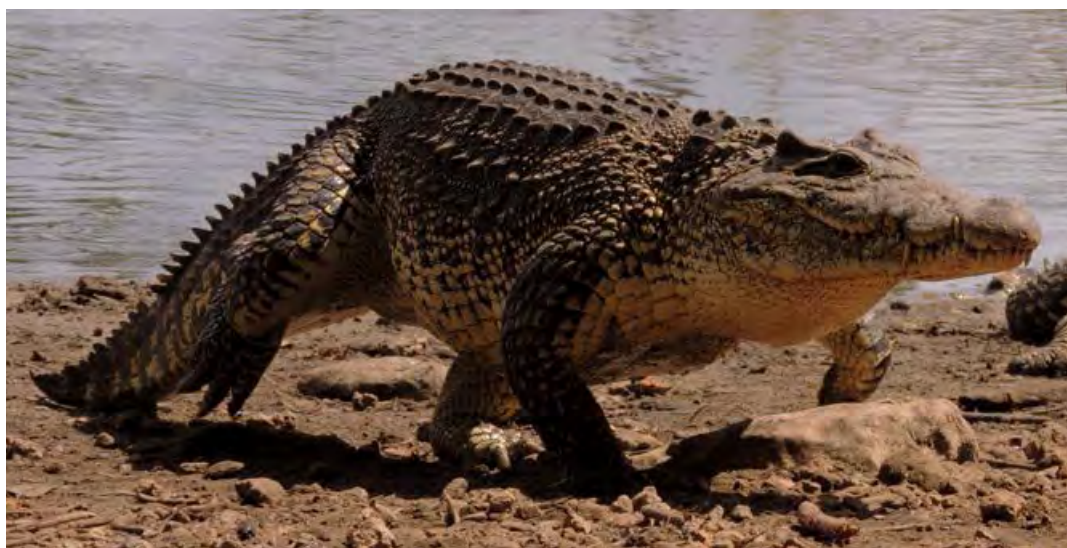
Anexo 19.5. Clave ilustrada para la identificación de las especies de cocodrilos y caimanes presentes en Cuba: A) *Caiman crocodilus*, B) *Crocodylus rhombifer*, C) *Crocodylus acutus*. Abreviaturas: 4to) posición del cuarto diente mandibular; prot) protuberancia supraauricular (hueso escamoso); m) muesca en el maxilar (modificado de Lafleur *et al.*, 1995).



Clave para la identificación de cocodrilos presentes en Cuba

1. Hocico ancho en forma de pala, cuarto diente mandibular oculto, sin muesca en el maxilar superior _____
ALLIGATORIDAE: CAIMAN CROCODILUS

2. Hocico aguzado hacia el extremo, cuarto diente mandibular visible, que se aloja en una muesca en el maxilar superior _____
CROCODYLIDAE: CROCODYLUS
 - a). Hocico corto y robusto, con protuberancia supraauricular fuertemente proyectada hacia arriba y hacia afuera (hueso escamoso) _____
C. RHOMBIFER
 - b). Hocico alargado y estrecho, sin protuberancia supraauricular _____
C. ACUTUS



Crocodylus rhombifer. © T. M. Rodríguez-Cabrera