

CAPÍTULO

18

ANFIBIOS



Peltophryne peltocephala

ANFIBIOS

ROBERTO ALONSO BOSCH¹
L. YUSNAVEL GARCÍA PADRÓN²

1. Museo de Historia Natural "Felipe Poey", Universidad de La Habana
2. Museo de Historia Natural "Tranquilino Sandalio de Noda", Pinar del Río



Peltophryne florentinoi © L. Gómez

INTRODUCCIÓN

La diversidad de anfibios está disminuyendo a escala global, se conocen más de 7500 especies y cerca del 41 % de ellas están amenazadas (Stuart *et al.*, 2004; Pounds *et al.*, 2006; AmphibiaWeb, 2016). Entre las principales causas de este fenómeno se han identificado el cambio de uso del suelo (pérdida o alteración de los hábitats), la introducción de especies invasoras, la sobreexplotación, el cambio climático global y las enfermedades emergentes (Wake y Vredenburg, 2008; Catenazzi, 2015). Sin embargo, la sinergia entre más de una de estas causas a escala local parece ser la interpretación más coherente al decline de las poblaciones (Hof *et al.*, 2011; Mantyka-Pringle *et al.*, 2012).

Hasta la fecha, Cuba cuenta con unas 68 especies reconocidas de anfibios (Fig. 18.1, Anexo 18.1), lo que constituye casi un ter-

cio de la fauna de estos vertebrados en las Antillas (Caribherp, 2016). De los tres órdenes en que se agrupan los anfibios, solo Anura está representado en el archipiélago y son cuatro las familias e igual número de géneros las que componen la batracofauna cubana (Tabla 18.1, Anexo 18.2). Se destaca el género *Eleutherodactylus* por su diversidad y endemismo, en tanto el archipiélago alberga la mayor riqueza de especies de *Peltophryne*, un género endémico de las Antillas Mayores, cuyas representantes son todos exclusivos de sus respectivas islas. De las cinco especies de anfibios introducidos en Cuba (*Hoplobatrachus tigerinus*, *Lithobates catesbeianus*, *Osteocephalus* sp., *Pseudacris crucifer*, y *Rhinella marina*), solo una de ellas (*L. catesbeianus*) ha logrado expandirse en los ecosistemas cubanos (Borroto-Páez *et al.*, 2015).

Según la UICN (2016), Cuba figura entre los países con mayor cantidad de especies de

Tabla 18.1. Diversidad y endemismo de especies de anfibios en el archipiélago cubano*

Familias	Géneros	Especies	% Endemismo
Bufoanidae	<i>Peltophryne</i>	8	100
Eleutherodactylidae	<i>Eleutherodactylus</i>	58	98,3
Hylidae	<i>Osteopilus</i>	1	0
Ranidae	<i>Lithobates</i>	1	0

* Cuba es uno de los primeros diez países del mundo con mayor porcentaje de endémicos (Stuart *et al.*, 2008).

anfibios bajo alguna categoría de amenaza. En el Libro Rojo de los Vertebrados Cubanos (González *et al.*, 2012), de las 61 especies evaluadas, aproximadamente 44 % de estas fueron categorizadas como amenazadas (Anexo 18.1). La mayoría de ellas bajo la categoría Vulnerable por su reducida distribución geográfica, y solo para dos se han detectado declines en el número de localidades conocidas (Anexo 18.1). Sin embargo, poco se conoce acerca de la estructura y densidad poblacional de la mayoría de las especies (Fong *et al.*, 2010) y de los principales riesgos que estas afrontan en sus respectivos hábitats (Rodríguez, 2012).

Aunque en los últimos dos siglos se han dado a conocer numerosas listas de especies de anfibios de Cuba (Gundlach, 1880; Barbour y Ramsden, 1919; Alayo, 1955; Buide, 1967; Garrido y Jaume, 1984; Díaz y Cádiz, 2008;

Estrada, 2012; Rivalta *et al.*, 2014), con información por localidades (Estrada *et al.*, 1987; Novo *et al.*, 1987; Estrada, 1994; Hedges, 1999; Fong, 2000; Rivalta, 2000; Fong y Navarro, 2001; Rivalta *et al.*, 2014), pocos son los trabajos que brindan detalles sobre los métodos y técnicas empleadas (Fong, 2010; Fong *et al.*, 2010). En un esfuerzo por contribuir al conocimiento de la biodiversidad cubana, utilizando una aproximación a la metodología de inventarios rápidos (Sayre *et al.*, 2000), entre los años 2005-2006, fueron publicados varios informes que recogen los resultados de los inventarios florísticos y faunísticos de varias localidades de la isla, donde se incluyeron los anfibios (Díaz y Abreu, 2005; Díaz *et al.*, 2005; Fong *et al.*, 2005; Fong, 2006).



Figura 18.1. Representatividad de la diversidad de anfibios presentes en Cuba. A. *Peltophryne gundlachi*, B. *P. longinasa*, C. *E. empusa*, D. *P. taladai*, E. *Eleutherodactylus acmonis*, F. *E. dimidiatus*, G. *E. atkinsi*, H. *E. goini* e I. *E. zugii*.



Figura 18.1 (continuación). J. *Eleutherodactylus caspari*, K. *E. limbatus*, L. *E. ricordii*, M. *E. orientalis*, N. *E. iberia*, Ñ. *E. guanahacabibes*, O. *E. klinikowskii*, P. *E. blairhedgesi*, Q. *E. thomasi*, R. *E. greyi*, S. *E. symingtoni*, T. *E. eileenae*, U. *E. olibrus*, V. *Osteopilus septentrionalis* en amplexus and W. *Lithobates catesbeianus*. © R. Alonso (A, D, E, L, N), © L. Y. García (B, G, Ñ, S, U), © T. M. Rodríguez (I, Q), © A. I. Castellón (C), © R. Teruel (M) y © C. A. Mancina (T).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

CONSIDERACIONES GENERALES PREVIAS

Antes de recomendar cuales podrían ser los métodos y técnicas más apropiados para inventariar y monitorear exitosamente la diversidad de anfibios de Cuba (“el cómo”), primero hay que tener claro qué es lo que se desea inventariar específicamente, además de dónde y cuándo debemos llevar a cabo el estudio. Algunas especies viven en hábitats próximos a las costas, en zonas bajas o llanuras al nivel del mar, mientras otras habitan tierra adentro, ocupando incluso las cotas máximas de altitud en los principales macizos montañosos de la isla (Hedges, 1999; Rivalta *et al.*, 2014). Un gran número de especies se encuentran asociadas a hábitats boscosos, en tanto otras exhiben mayor plasticidad ecológica, lo cual les ha permitido sobrevivir en una gran diversidad de ambientes, incluso en sitios perturbados por la actividad humana (Henderson y Powell, 2009).

Se debe tener en cuenta que la mayor parte de la fauna de anfibios de Cuba es de hábitos terrestres, muchos de ellos se han independizado casi totalmente del agua para la reproducción. Solo diez especies (ocho bufónidos, un hílido y un ránido) acuden a los cuerpos de agua para la reproducción, donde tiene lugar el amplexus, la ovoposición, el desarrollo larval y la metamorfosis. Los eleuterodactílicos frecuentan sitios húmedos protegidos de la desecación y la depredación, donde desarrollan todas sus actividades vitales, incluidas la alimentación y la reproducción (Díaz y Cádiz, 2008). En los ecosistemas boscosos cubanos suele apreciarse una segregación espacial entre las especies, las que exhiben adaptaciones morfológicas, ecológicas y conductuales para la vida en los diferentes microhábitats (Díaz y Cádiz, 2008).

Los individuos de algunas especies de estas comunidades se encuentran exclusivamente adaptados a la vida entre la hojarasca y otros componentes del suelo (Fig. 18.2A); este quizás sea el grupo más abundante y diverso entre los anfibios de una comunidad. Otras



Figura 18.2. Ejemplos de la diversidad de ecomorfos dentro del género *Eleutherodactylus*. A. De suelo y hojarasca: *Eleutherodactylus emiliae*, B. De suelo y vegetación herbácea: *E. varleyi*, C. Arborícola: *E. auriculatus*, D. Bromeliadícola: *E. guantanamera*, E. Ribereña: *E. riparius*, F. Cavernícola-lapidícola: *E. zeus*. © L. Y. García (E, F), © R. Alonso (D), © S. L. del Castillo (C) y © L. Larramendi (B).

desarrollan gran parte de su actividad en el estrato herbáceo (Fig. 18.2B), mientras un grupo, quizás el más conspicuo dada su abundancia y el atractivo de sus vocalizaciones, está representado por tres o cuatro especies y ocupa sitios elevados entre las ramas, hojas y troncos de la vegetación arbustiva y arbórea (Fig. 18.2C), con la mayor especialización en las ranas bromeliadícolas (Fig. 18.2D), que son aquellas que desarrollan gran parte de su ciclo de vida en las bromeliáceas epifíticas del dosel del bosque. En las márgenes de ríos, arroyos, lagunas, presas, estanques y otros cuerpos de agua usualmente aparecen una o dos especies con hábitos riparinos y adaptaciones a la vida ribereña (Fig. 18.2E). Otro grupo perfectamente distinguible dentro de una comunidad de anfibios cubanos, está constituido por aquellas especies con hábitos cavernícolas-lapidícolas que frecuentan solapas, abrigos rocosos, oquedades entre las rocas, cuevas, cavernas y otras formaciones cársicas (Fig. 18.2F). Es por ello que a la hora de realizar un inventario debe considerarse que el muestreo podría abarcar zonas bajas, llanuras y montañas, cuerpos de agua dulce o salobre (lénticos y loticos, perennes o temporales), áreas abiertas o boscosas, abrigos rocosos y cavernas, entre otros microhábitats (Fig. 18.3A-F).

Para realizar los inventarios es preciso considerar en qué momento las especies focales son más activas, por ello el período de muestreo debe ajustarse al de mayor actividad diaria y estacional. Los monitoreos de anfibios deberán llevarse a cabo por lo menos dos veces al año, para incluir los cambios estacionales asociados a los periodos de seca y de lluvia. Sin embargo, inicialmente se sugiere hacer tres a cuatro monitoreos por año, especialmente en sitios poco estudiados (Ibañez, 2014). Algunos autores han apuntado que el inicio de la temporada lluviosa es el mejor momento para el muestreo de anfibios, dadas las condiciones de temperatura y humedad (Duellman, 1995), pero las precipitaciones intensas suelen afectar la conducta de muchos individuos adultos, y ocasionar daños a huevos y larvas.

Los anuros son mayoritariamente nocturnos (Wells, 2007), en Cuba la mayor parte de las especies son activas desde el atardecer y las primeras horas de la noche. Algunas tienen cortos picos de actividad, mientras otras permanecen activas durante toda la madrugada. Unas pocas especies tienen actividad diurna (e. g. las ranas del grupo *Eleutherodactylus limbatus*) o crepuscular (e.g. algunas especies del grupo *E. auriculatus*). En nuestro país no se ha investigado la influencia de la fase lunar sobre la actividad y detectabilidad de los anfibios, no obstante se sugiere evitar las noches de luna llena. Los muestreos de huevos y larvas deben realizarse durante el día para garantizar una mayor fiabilidad en la toma y cuantificación de datos.

Otro aspecto importante a tener en cuenta es el número de réplicas que deben realizarse para cada muestreo. Se sugiere hacer tantas réplicas como sean posibles, pero como mínimo se deben tener tres en cada hábitat seleccionado, de manera que esto pueda ofrecer un cuadro representativo de la diversidad del área de estudio y pueda ser utilizado con fines comparativos en el tiempo y el espacio.

Paralelamente a la toma de datos de los individuos se debe recopilar información sobre las variables abióticas y climatológicas (e.g. temperaturas del aire, humedad relativa, velocidad y dirección del viento; en el caso del agua: pH, conductividad del agua, etc.), las características del hábitat (topografía, tipo de suelo, formación vegetal, cobertura y altura de la vegetación; en ambientes acuáticos, si es de tipo léntico o lótico, profundidad del agua, grado de perturbación antropogénica, etc.). Se recomienda obtener datos sobre las condiciones ambientales al comenzar y al finalizar los muestreos. Los valores de temperatura y acumulados de precipitación a largo plazo en las áreas de estudio son también importantes para los inventarios.

En el diseño de los inventarios deben considerarse además otros aspectos claves como, la disponibilidad de personal y tiempo para hacer los muestreos, así como el equipamiento disponible. De igual manera se debe tener

en cuenta cuales son los materiales indispensables para lograr obtener la información deseada. La lista de materiales podría incluir: libreta de notas, planillas diseñadas a los efectos (Anexo 18.3), lápices y marcadores indelebiles, cintas de colores para señalar el área de trabajo, calibrador y balanzas para medir la longitud hocico-cloaca y estimar la masa corporal de los animales respectivamente, un equipo de posicionamiento global (GPS) para la ubicación y localización precisa de las áreas trabajadas, así como el equipamiento necesario para la medición de las variables ambientales (e. g. termo-higrómetro, termómetros para medir la temperatura del agua y los sustratos, anemómetros, etc.). La toma de datos climatológicos puede hacerse de forma manual activa o de forma automática pasiva, en función de la disponibilidad de tiempo, personal capacitado y equipamiento.

INVENTARIOS Y MONITOREOS DE ADULTOS Y JUVENILES

Varios son los métodos descritos y evaluados para realizar inventarios y monitoreo de poblaciones de anfibios (Heyer *et al.*, 1994; Pearman *et al.*, 1995; Parris, 1999; Lips *et al.*, 2001; Rodda *et al.*, 2001; Rödel y Ernst, 2004;

Angulo *et al.*, 2006). Estos pueden brindar información sobre la riqueza de especies, la densidad de individuos e incluso ofrecer datos sobre la fenología y la dinámica poblacional de cada una de ellas en una localidad dada. La efectividad de estas metodologías varía de acuerdo con el tipo de hábitat y la detectabilidad de las especies (Doan, 2003). En la Tabla 18.2 se ofrece una valoración de cada uno de los métodos para que el investigador pueda decidir cuál de ellos elegir en función de los objetivos y las realidades concretas de su investigación.

A continuación se exponen algunos de los métodos más comúnmente utilizados, aunque para obtener información más detallada de cada uno de estos, se recomienda consultar Heyer *et al.* (1994). Estos métodos, aunque estandarizados, son flexibles y susceptibles a cambios para una mejor adecuación a las condiciones locales. La combinación de dos o más de ellos, permitiría obtener una información más completa de la diversidad y abundancia de anfibios del área de estudio. En el Anexo 18.3 se ofrecen algunas planillas para facilitar la toma de datos según el método empleado.

Tabla 18.2. Factores a considerar para la selección de técnicas estándares, adaptado de Heyer *et al.* (1994).

TECNICA	INFORMACIÓN OBTENIDA	INVERSIÓN DE TIEMPO	COSTO	PERSONAL
Inventarios completos de especies	Riqueza de especies	Alta	Barato	1 persona
Transectos de franja auditiva	Abundancia relativa	Media	Moderadamente caro	1 persona
Muestreo de parcelas	Densidad	Alta	Barato	1 o más
Muestreo de transectos	Densidad	Alta	Barato	1 o más
Grabaciones automáticas	Riqueza de especies	Baja	Caro	1 persona
Trampas de caídas	Riqueza de especies y Abundancia relativa	Alta	Moderadamente caro	3 o más
Cercas de desvío con trampas de caídas	Riqueza de especies y Abundancia relativa	Alta	Moderadamente caro	3 o más
Inventario en sitios de apareamiento	Abundancia relativa	Media	Barato	1 o más
Inventario de larvas	Densidad o abundancia relativa	Media	Moderadamente caro	1 o más

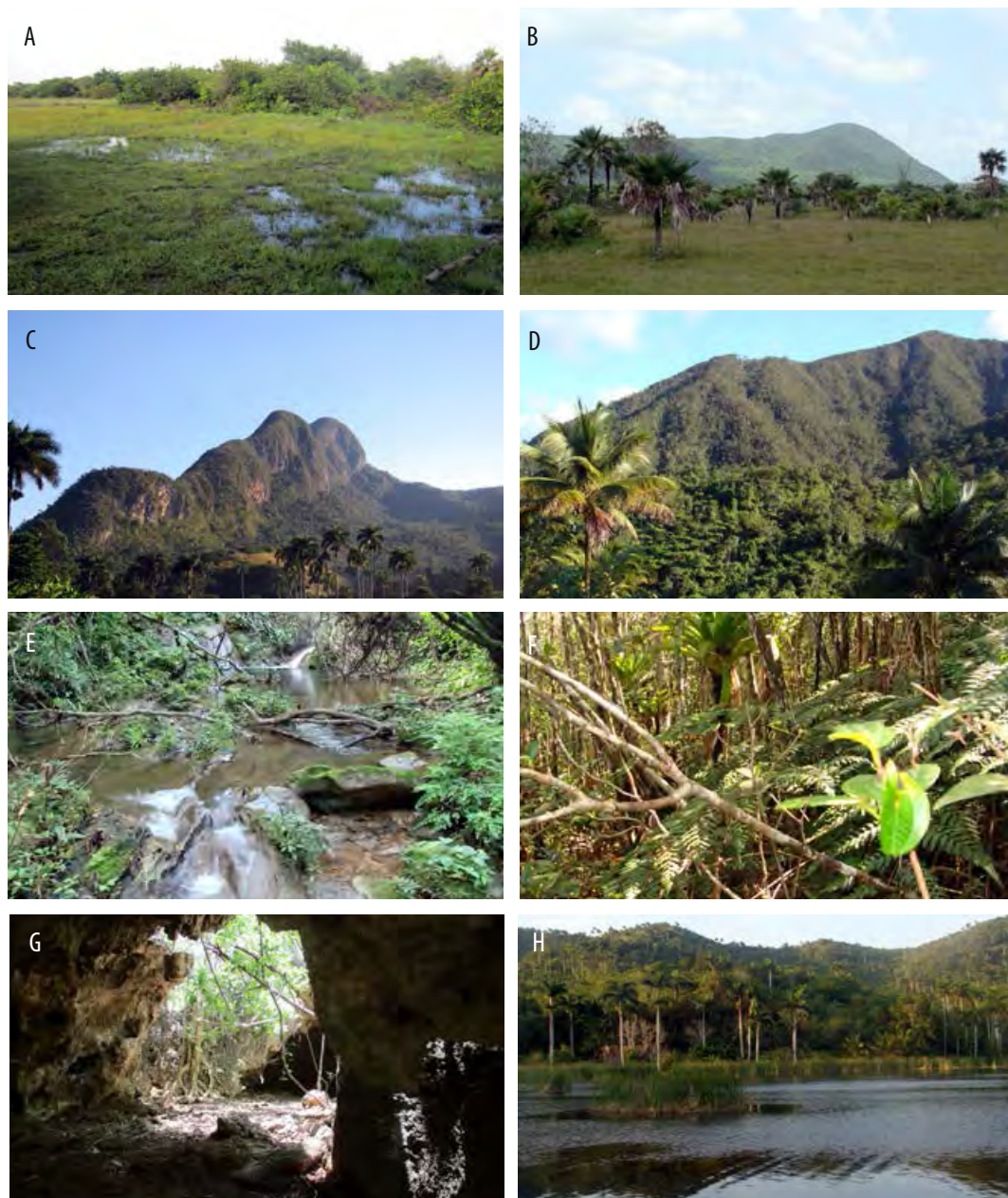


Figura 18.3. Algunos paisajes y microhábitats donde es posible recolectar anfibios en Cuba. Áreas abiertas en zonas bajas y llanuras: A. Los Pretiles, Pinar del Río. B. Llanura al Sur de Sierra de Cubitas, Camagüey. Áreas boscosas en zonas montañosas: C. Pan de Guajaibón, Artemisa. D. Meseta de Monte Iberia, Guantánamo. Ambientes lóticos (ríos y arroyos de curso permanente o estacional): E. Afluente de río Trinitario, Cienfuegos. Ambientes lénticos (lagunas, presas y charcas estacionales). F. Pluvivilva en la Meseta de Monte Iberia, Guantánamo. G. Cavernas, cuevas y abrigos rocosos, Gran Caverna de Santo Tomás, Viñales, Pinar del Río. H. Lago El Palmar, Artemisa. © R. Alonso (B, D, E, F, H) y © L. Y. García (A, C, G).

1. **INVENTARIOS COMPLETOS DE ESPECIES** (búsqueda libre y sin restricciones). Según Rueda-Almonacid *et al.* (2006) este es el método más eficiente, por parte de personal experimentado, para detectar el mayor número de especies en el menor tiempo. Consiste en buscar anfibios en todos los microhábitats disponibles, durante el día y la noche, sin restricciones de tiempo, distancia o área. No obstante, se recomienda cuantificar el número de observadores y el número de horas muestreadas. La riqueza estimada podría ser predicha mediante curvas de acumulación de especies, exponencial o logarítmica, en función del esfuerzo de muestreo y el tamaño y heterogeneidad del hábitat muestreado; también podrían emplearse análisis de regresión. En Cuba este método se recomienda para muestrear especies que viven en hábitats homogéneos (*e. g.* bosques de pinos, vegetación costera) o en áreas pequeñas (*e. g.* pequeños cayos ó islotes, parches aislados de vegetación, etc.).

2. **INSPECCIÓN POR ENCUENTRO VISUAL.** Consiste en que, durante un tiempo fijo, el investigador caminando observa y cuenta todos los animales detectados. La búsqueda puede realizarse en direcciones al azar, a lo largo de transectos o en cuadrantes (Fig. 18.4 A-C). Este método es utilizado para la evaluación rápida en grandes áreas boscosas donde la visibilidad sea buena. Debe de evitarse hacer los inventarios cerca de caminos y trochas usadas por pobladores locales. En Cuba puede ser utilizado para ranas de hojarasca, arborícolas que frecuenten los estratos

arbóreos y arbustivos bajos, y algunas riparianas que habiten bosques de galerías relativamente abiertos. Esto requiere por supuesto que cada individuo observado sea considerado una sola vez. La abundancia relativa, para fines comparativos, podría ser estimada en función del tiempo.

3. **MUESTREO DE TRANSECTOS.** Son recorridos de longitud previamente establecida que permiten evaluar diferencias faunísticas entre varias áreas (gradientes topográficos y de hábitats, zonas con diferentes tipos de vegetación, etc.). Se recomienda que el trazado de cada transecto sea debidamente señalado (banderillas o cintas de colores) para garantizar el éxito del muestreo y sus réplicas, durante el estudio o en investigaciones futuras. Los transectos deben disponerse de forma perpendicular y alejada entre 5 y 10 m del acceso, camino o trocha (Lips *et al.*, 2001), en tanto deberán espaciarse unos de otros entre 50 y 250 metros (Lips *et al.*, 2001; Doan, 2003; Rueda-Almonacid *et al.*, 2006).

a) **TRANSECTOS DE REGISTRO DE ENCUENTROS VISUALES (REV).** El método consiste en que dos o más personas caminan lentamente a lo largo de un transecto y cuidadosamente buscan ranas en todos los microhábitats posibles. Se pueden realizar inspecciones limitada por distancia (*e. g.* 400 m) o tiempo (1 hora de búsqueda) o una combinación de ambos (*e. g.* un transecto de 400 m inspeccionado en una hora). La distancia efectiva para encontrar ranas visualmente es aproximadamente de 1 a 3 m a cada lado del transecto, dependiendo

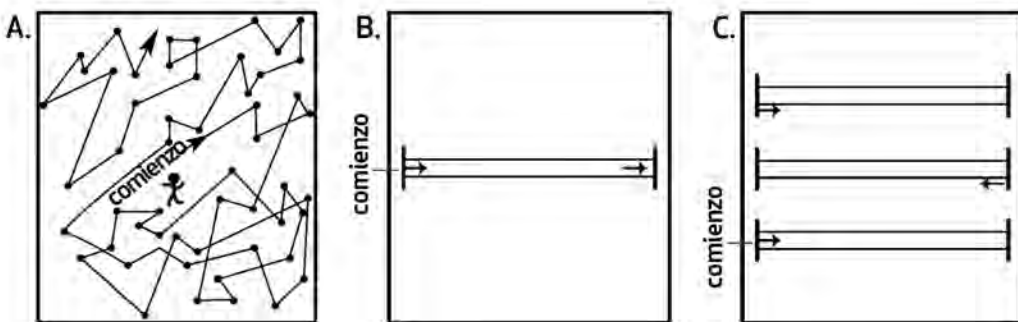


Figura 18.4. Diseño de rutas para inspecciones visuales en el interior de un bosque. A. En direcciones al azar. B. A lo largo de transectos lineales. C. En transectos múltiples paralelos, adaptado de Heyer *et al.* (2001).

de la densidad de la vegetación. Para mayor eficiencia se sugiere lo realicen dos personas, una hace las observaciones, mientras la otra registra la información.

En la medida de lo posible se hace necesario determinar la especie, sexo y edad (adulto, juvenil) de cada ejemplar avistado. Deberá también medirse la longitud y peso de cada individuo, registrar la información básica sobre su actividad, hora de captura y el sustrato donde fue detectado. Deberá registrarse además la localización de cada animal en relación a la marca más cercana en el transecto, así como las variables ambientales que se requieran. El animal deberá manipularse lo menos posible y liberarse rápidamente en el mismo sitio de captura. En nuestro país estos transectos pueden ser efectivos en el inventario y monitoreo de ranas terrestres, arbóricolas (en el interior del bosque), riparinas (a lo largo del curso de un cuerpo de agua) y cavernícolas-lapidícolas (en el interior de una cueva o caverna).

b) TRANSECTOS DE FRANJA AUDITIVA. Los transectos auditivos son similares a los encuentros visuales, pero se basan en la detección de las señales acústicas especie-específicas emitidas por los machos adultos (vocalizaciones) para atraer a las hembras durante la época reproductiva. Los observadores identifican y cuantifican el número de machos vocalizando a lo largo de un transecto. Para ello deben estar lo suficientemente entrenados, o disponer de un equipo reproductor (e. g. CD ó MPEG-4) con las vocalizaciones de la mayor parte de las especies conocidas de la zona para facilitar la identificación. Individuos juveniles, hembras, o no aptas para el apareamiento no son detectados mediante inventarios auditivos, se recomienda que se utilice en combinación con los transectos de registro de encuentros visuales. En ocasiones puede estimarse el número de individuos vocalizando; Bishop *et al.* (1995) recomendaron rangos para la estimación de la densidad poblacional de machos cantores, estos son: 1. para un macho individual, 2. coros de 2 a 5, 3. coros de 6 a 10, y 4. coros de más de 10 machos.

En nuestro país los inventarios auditivos resultan efectivos para identificar y cuantificar individuos de especies que vocalizan desde los diferentes estratos del bosque, desde el suelo hasta el dosel, siempre y cuando las vocalizaciones sean lo suficientemente intensas como para ser audibles. Este método es particularmente útil para el registro de las especies arbóricolas del género *Eleutherodactylus*, las cuales emiten conspicuas e intensas vocalizaciones.

Para los inventarios en sitios de apareamiento, los observadores se deben posicionar próximos a los cuerpos de agua donde se congregan hembras y machos para la reproducción desde donde es posible estimar la abundancia de especies individuales durante sus picos de actividad acústica. La cuantificación puede realizarse de la misma manera que para los transectos auditivos.

4. GRABACIONES AUTOMÁTICAS DE LAS VOCALIZACIONES. Se coloca el equipo de grabación automático digital en un lugar seleccionado y se procede a grabar por un tiempo determinado (Fig. 18.5). El equipo (Song-



Figura 18.5. Equipo de grabación remota (SongMeter®) instalado en lo alto de la vegetación para grabar especies que frecuentan los estratos arbustivos y arbóreos en el interior de un bosque (*Upper Green River Biological Reserve*, Kentucky, EE UU). © R. Márquez.

Meter®) permite hacer ciclos de grabaciones programables y almacena los datos en una tarjeta de memoria SD. Los registros acústicos obtenidos se transfieren a una computadora y se analizan utilizando un programa de audio adecuado para el procesamiento (e. g. SongScope). Por ejemplo, es posible grabar 5 minutos de actividad acústica cada hora, durante 12 horas consecutivas y de esta manera obtener información sobre las diferentes especies que vocalizaron durante este período. Sin la necesidad de hacer un muestreo activo y presencial es posible además obtener información acústica de especies raras o poco comunes, grabar todo o parte importante del repertorio vocal de las especies y establecer sus picos de actividad acústica diaria y/o estacional.

5. MUESTREO DE PARCELAS (cuadrantes). Los cuadrantes son áreas de tamaño conocido delimitados sobre el terreno, dentro de los que se deben identificar y contar a todos los individuos presentes. Los resultados a obtener dependerán del tamaño, forma y número de cuadrantes utilizados y del hábitat, si es homogéneo o no. Se recomienda emplear pequeñas parcelas cuadradas (e. g. 5×5 m) para aumentar el número de réplicas en espacios accesibles; y parcelas grandes (e. g. 10×10 m) para incrementar la probabilidad de encontrar un mayor número de animales (Fig. 18.6A). Estas deben ser dispuestas y muestreadas en una secuencia aleatoria para minimizar los efectos de los cambios temporales de corto plazo en la actividad de las especies. El procedimiento implica que un equipo de dos o más observadores (cuatro es preferible) recoge y remueve lentamente toda la hojarasca y otros restos vegetales fuera de esta, comenzando de los bordes hacia adentro (Lips *et al.*, 2001; Doan, 2003). Los animales capturados se identificarán, medirán y liberarán en un área cercana. De ser posible, el equipo deberá colocar la hojarasca nuevamente en la parcela para minimizar el disturbio causado.

Este método usualmente muestra buenos resultados en la cuantificación de algunas especies del género *Eleutherodactylus*, especialmente aquellas del ecomorfo terríco-

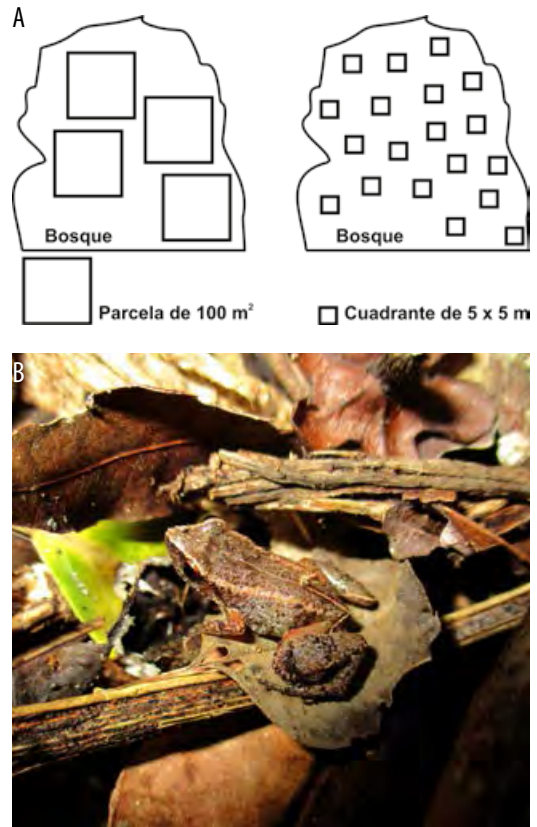


Figura 18.6. Diseño del muestro en parcelas de hojarasca. A. Localización de parcelas al azar dentro de un área de muestreo, cuyas dimensiones varían en función de la(s) especie(s) en estudio. B. Un ejemplar activo del subgénero *Eleutherodactylus* dentro de una parcela de hojarasca en el Occidente de Cuba. © L. Y. García (B).

la o de hojarasca (Fig. 18.6B), pero también aquellos arborícolas que encuentran refugio diurno en el suelo. Tiene como principales inconvenientes que además de requerir una intensa labor, puede no ser muy efectivo en terrenos irregulares o pendientes, y causa perturbación en los hábitats.

6. TRAMPAS DE CAÍDA (*pitfalltraps*). Este método involucra la colocación de recipientes cilíndricos enterrados en el suelo con la boca hacia la superficie. El tamaño, la forma y la profundidad del recipiente (3 – 20 L) dependerán de las especies a muestrear. Los recipientes pueden colocarse en cuadrantes

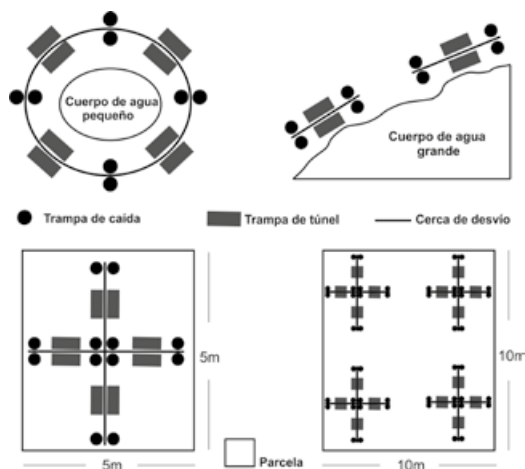


Figura 18.7. Disposición de trampas y cercas de desvío dentro en diseños para el monitoreo de especies que frecuentan cuerpos de agua, y para parcelas de dimensiones variables, modificado de Heyer *et al.* (2001).

o transectos (Fig. 18.7). Los animales capturados pudieran marcarse para hacer estimaciones del tamaño poblacional mediante el método de captura-recaptura. Para fines comparativos entre áreas, el muestreo debe estandarizarse en relación al tipo de trampa utilizada, disposición, época y horario. Es re-

comendable para pequeñas especies de hojarasca que no tengan gran capacidad de salto.

7. CERCAS DE DESVÍO (*drift fences*) ASOCIADAS A TRAMPAS (*pitfall* o *funnel traps*). Es una de las técnicas más efectivas para la captura de anfibios. Se basa en la intercepción de animales con cercas (0,8 – 1 m de altura), ya que al encontrarse con éstas, los anfibios cambian de dirección a la izquierda o derecha y continúan a lo largo de la cerca hasta que caen dentro de las trampas (Fig. 18.8). Sin embargo, las cercas y trampas requieren de un esfuerzo considerable para construirlas, colocarlas, mantenerlas y operarlas, por ello su empleo se suele restringir a lugares relativamente planos, de suelos arenosos o fango-arenosos, fáciles de cavar y bien drenados, y en programas de monitoreo a largo plazo (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Las trampas de caída tienen la ventaja de ser menos conspicuas y elaboradas que las cercas. Recomendamos este trabajoso método para algunas especies de bufónidos que concurren a pequeños cuerpos de agua temporales para su reproducción.

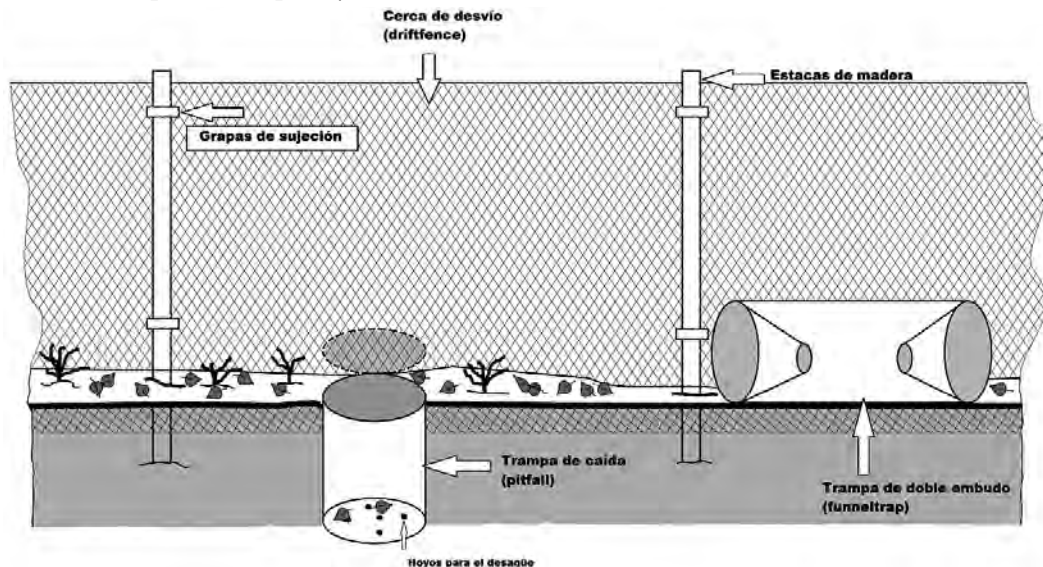


Figura 18.8. Disposición de tipos de trampas y cercas de desvío, el esquema representa la ampliación de uno de los sistemas de trampas de la Fig. 18.7, representando la colocación de una de desvío en combinación con una trampa de caída y una trampa de túnel de doble entrada, modificado de Heyer *et al.* (2001).

La longitud de la cerca puede variar dependiendo del hábitat, por lo general estas pueden ser de alrededor de 10 m (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Es importante que las cercas estén bien tensionadas y sean enterradas a una profundidad de al menos 25 cm. Las cercas pueden contener de dos a seis recipientes, separados entre cinco y diez metros. Cada recipiente requiere orificios de drenaje para permitir la salida del agua (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Estas trampas usualmente se colocan por un mínimo de cuatro días y se revisan periódicamente (cada seis a ocho horas), para evitar que los animales capturados logren escapar, sean depredados o ahogarse después de fuertes lluvias.

De cualquier manera se deben emplear como mínimo dos técnicas de muestreo para cada área de inventario, para que este sea más completo y exhaustivo. Los métodos de muestreos pueden a su vez combinarse con estrategias de remoción de individuos o captura-recaptura para que los estimados de abundancia sean más certeros y confiables. La remoción de individuos, es la extracción física o por marcado consecutivo de los organismos para contabilizarlos en un área dada, la tasa de disminución de las nuevas remociones está en relación directa con el tamaño de la población. Mientras que con el procedimiento de captura-marcaje-recaptura, los individuos detectados se capturan, marcan y liberan en el sitio de captura, para luego ser recapturados durante múltiples muestreos consecutivos. La probabilidad de recapturar al mismo individuo será menor en la medida que la población a la que se reincorpore sea de mayor tamaño.

INVENTARIOS Y MONITOREOS DE LARVAS

En Cuba diez especies de anfibios ponen sus huevos en el medio acuático (Fig. 18.9), donde tiene lugar el desarrollo larval y la metamorfosis: las ocho especies de sapos endémicos (*Peltophryne* ssp), la nativa rana platanera (*Osteopilus septentrionalis*) y la introducida rana toro (*Lithobates catesbeianus*). Para una apropiada identificación de las larvas de cada

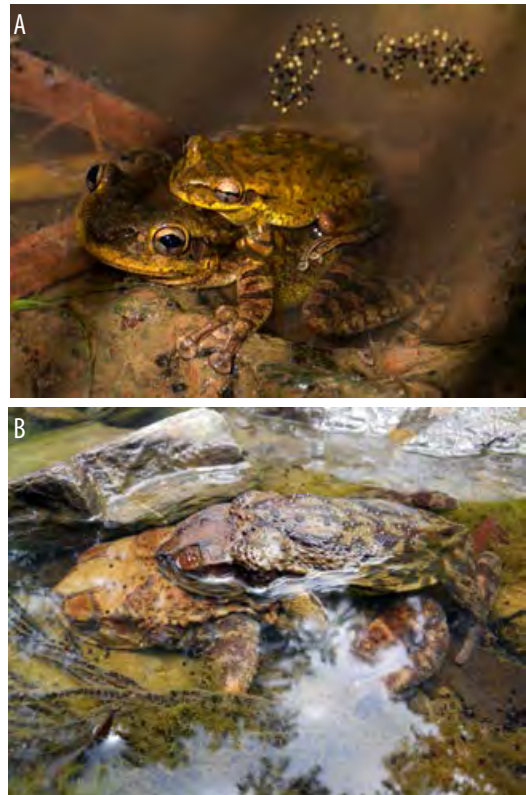


Figura 18.9. A. *Osteopilus septentrionalis* en amplexo, B. *Peltophryne fustiger* en amplexo. Nótese las puestas a modo de masa de huevos en A y cordones gelatinosos (una sola hilera de huevos) en B. © L. Y. García (B).

una de estas, se sugiere consultar Díaz y Cádiz (2008)

DISEÑO DEL MUESTREO. Existen dos técnicas: 1) para estimados del tamaño de la población por remoción, donde el muestreo es aleatorio, sin poner atención a la independencia de la muestra; 2) para cuadrantes, donde las muestras deben ser independientes. Atribuir independencia en hábitats acuáticos no siempre es sencillo, porque las larvas pueden nadar varios metros para escapar de la red o del humano. Las muestras que estén separadas a 5 m pueden ser consideradas independientes (Shaffer *et al.*, 1994). Entonces, si una charca pequeña o un arroyo son muestreados, dichas muestras, por definición, no son independientes, y el estimado por cuadrantes para estimar abundancia en este caso es inapro-

piado. La selección de la técnica dependerá del tamaño del área muestreada en relación con el tamaño del hábitat. Algunos de los análisis cuantitativos pueden ser aplicables solo en determinadas situaciones. Cuando un esfuerzo desigual es requerido para microhábitats diferentes entonces estos tipos de análisis se hacen imposibles. Sin embargo, la riqueza de especies podría determinarse cualitativamente.

Si el barrido de las redes de captura es demasiado lento o las redes no se sumergen lo suficiente, las larvas pueden escapar hasta el fondo del cuerpo de agua dado que la mayoría son rápidas y buenas nadadoras. Muchas larvas de anfibios se especializan en el hábitat donde se encuentran, por tal razón cada parte del hábitat debe ser identificado como un “estrato diferente”. Para mayor información sobre los diferentes tipos de larvas y sus microhábitats se recomienda consultar a McDiarmid y Altig (1999). Por ejemplo, las larvas de los sapos usualmente utilizan el fondo y son semi-sésiles; mientras que las de *O. septentrionalis* pueden nadar en cualquier lugar de la columna de agua, tanto en el fondo, como en el medio o la superficie. En estos casos el fondo, el medio y la superficie son identificados como tres estratos diferentes en un diseño de muestra estratificado.

Aunque existen varias clasificaciones de aguas, como mínimo debería especificarse si son lóxicas o lénticas, temporales o permanentes o claras, blancas o negras. Hay tres tipos básicos de hábitats donde se desarrollan las larvas de los anfibios:

a) PEQUEÑOS CUERPOS DE AGUA. Se incluyen hoyos en el suelo y en los árboles, charcas y otros cuerpos de agua de menos de 1 m de diámetro. En estos hábitats es preferible la utilización de redes barrederas o pequeñas redes sumergibles. El número de larvas capturadas en cada barrido es contabilizado, pero no son devueltas al agua, sino que se mantienen en un depósito. Después de cinco a diez barridos sin capturar larvas, es probable que se haya capturado la población total, o al menos la mayoría de las larvas. Luego

de haber tomado los datos correspondientes, las larvas se devuelven al cuerpo de agua. En nuestras condiciones solo las larvas de un par de especies podrían ser identificadas en estos microhábitats. *Osteopilus septentrionalis* dada su extraordinaria plasticidad ecológica, particularmente relacionada con la reproducción (Meshaka, 2001), y *Peltophryne florentinoi*, que utiliza para la ovoposición y desarrollo de los renacuajos exclusivamente casimbas y pequeñas depresiones en el carso del suelo que han sido inundadas por las lluvias (Díaz y Cádiz, 2008).

b) CHARCAS O LAGUNAS. Para charcas temporales se sugiere un esfuerzo de muestreo estratificado por cada microhábitat. Se recomienda usar un esquema aleatoriamente estratificado, teniendo en cuenta la profundidad y distancia de la orilla. Para esto es necesario establecer un transecto a lo largo del perímetro de la charca o laguna (Shaffer *et al.*, 1994). En lagunas se pueden seleccionar transectos de 100 m de longitud, dispuestos paralelos a la línea costera y subdivididos en 5 secciones de 20 m de longitud cada uno. Las diferentes zonas de profundidad (tres o cuatro como máximo) pueden ser establecidas acorde con la máxima profundidad registrada (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Con excepción de *P. florentinoi*, las restantes especies podrían encontrarse reproduciéndose en tales condiciones (Díaz y Cádiz, 2008).

c) RÍOS Y ARROYOS. Los arroyos tienden a ser más heterogéneos, lo que hace que el estimado cuantitativo de la abundancia sea más difícil. Por eso se recomienda hacer conteos basados en muestras por cada hábitat en un intervalo de tiempo determinado, promediando las muestras de larvas en todos los tipos de hábitats. Varias especies de sapos (*Peltophryne fustiger*, *P. longinasa*, *P. peltoccephala*, *P. taladai*), la rana platanera y la rana toro utilizan los remansos de ríos y arroyos para la reproducción (Díaz y Cádiz, 2008).

Varias técnicas se utilizan con el fin de contar e identificar las especies de larvas en un cuerpo de agua, entre estas se encuentran: redes sumergidas (*seining*), red barredera o red

“D” (*dipnetting*), muestreo cercado (*enclose*), y trampas (*trapping*). Estas técnicas proveen un muestreo cualitativo o cuantitativo rápido, relativamente confiable y con un mínimo de personal, recursos y tiempo; además, si son usadas correctamente, no dañan a las larvas. Las dos metas principales que se persiguen con estos procedimientos son: determinar la riqueza de especies de larvas en un cuerpo de agua y tener un estimado del tamaño poblacional (Shaffer *et al.*, 1994; Lips *et al.*, 2001).

Cada técnica es más eficiente en cierto tipo de hábitats. Basados en lo propuesto por Shaffer *et al.* (1994) a continuación describiremos cada técnica, donde sería mejor utilizarla y el tipo de estudio que se puede realizar con cada una.

1. REDES SUMERGIDAS O NASAS (*seining*). Son redes sin marco, sostenidas por los extremos laterales por dos personas, una a cada lado, y en caso de redes pequeñas es posible sostenerlas con pequeñas varas para faci-

tar su manipulación por una sola persona (Fig. 18.10A). Esta técnica es muy efectiva en charcas poco profundas y en lagunas con pequeña vegetación en el fondo. Quizás sea esta la técnica más eficiente para lograr un tamaño de muestra suficiente como para estimar la riqueza y la abundancia de larvas de anfibios, especialmente cuando las muestras son removidas del cuerpo de agua, en lugar de utilizar la técnica de captura-marcaje-recaptura antes mencionada.

Es recomendable barrer el fondo de orilla a orilla; algunos investigadores colocan flotantes en la parte superior de estas redes y en la base colocan pesos (como plomadas o cadenas) para evitar que las larvas escapen por encima o por debajo, además de que facilita el trabajo en fondos con mucha hojarasca. Tanto los flotadores como los pesos deben estar acordes al tipo y tamaño de red, para evitar roturas y facilitar la manipulación. Estas redes son utilizadas, generalmente para muestrear larvas grandes, como pueden ser

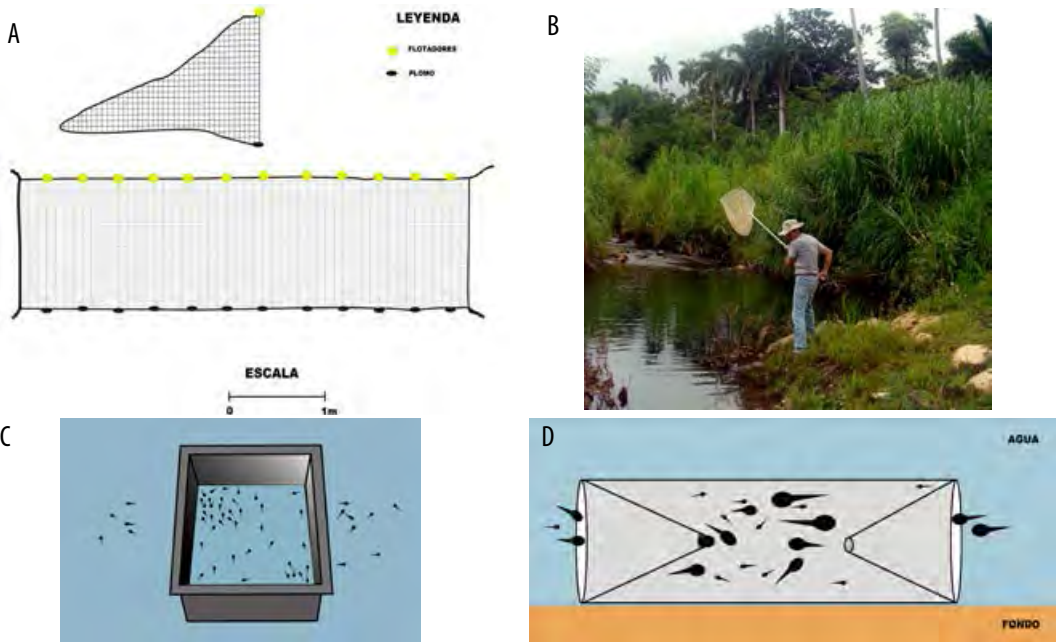


Figura 18.10. Algunas técnicas utilizadas para el muestreo y cuantificación de larvas de anfibios en un cuerpo de agua. A. Representación esquemática de una red sumergida (*seining*). B. Un investigador utilizando una red de barredera en forma de D o jamo (*dipnetting*) en la orilla de un arroyo. C. Esquema de un muestreo cercado (*enclose*). D. Esquema de una trampa tubo de doble entrada sumergida.

las de *L. catesbeianus* (McDiarmid y Altig, 1999). No obstante, también podrían ser útiles para muestrear las larvas de *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne fustiger*, *P. peltocephala*, *P. taladai*, *P. empusa*, *P. gundlachi* y *P. cataulaciceps*.

2. REDES BARREDERAS (*dipnetting*). Son redes relativamente pequeñas con marcos, que por lo general son rectangulares o con forma de "D" (Fig. 18.10B). El mango debe ser de metal y su longitud varía en dependencia de la profundidad del cuerpo de agua. Es el método más simple para monitorear lugares con vegetación densa, arroyos de difícil acceso o gran complejidad estructural, pequeñas charcas, agujeros en los árboles, axilas de bromelias, etc. Es más efectivo para estimar abundancia en arroyos poco profundos (generalmente menos de 1 m de profundidad), y su efectividad aumenta a medida que el cuerpo de agua es más pequeño. En charcas pequeñas es posible contar y remover todos los individuos, pudiéndose obtener incluso la abundancia absoluta. Las larvas de *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne longinasa* y *P. florentinoi* podrían ser muestreadas con esta técnica.

3. MUESTREO POR CERCADO (*enclose*). Pueden utilizarse cajas u otros objetos que permitan cercar un área determinada (Fig. 18.10C). Esta técnica es efectiva en hábitats de aguas poco profundas con sustrato relativamente uniforme (fondos fangosos, grava fina, hojarasca o plantas sumergidas), y como las redes barrederas, es apropiada para pequeños cuerpos de agua y se utiliza generalmente para estimar el tamaño de la población. Tiene entre sus limitaciones que la profundidad del agua nunca debe ser superior a la altura de la caja y que esta tiene que hacer un contacto total con el fondo. Adicionalmente, el disturbio provocado por la persona al colocar la caja puede hacer que las larvas evadan la captura y cuando la caja es de un material pesado (e. g. zinc galvanizado) pueda ser difícil su traslado y manipulación por una sola persona. Las larvas de especies cubanas que pudieran ser muestreadas con esta técnica son: *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne fustiger*,

P. peltocephala, *P. empusa*, *P. gundlachi*, y *P. cataulaciceps*.

4. TRAMPAS (*trapping*). Ya que generalmente son usadas en peces, esta técnica también es conocida como trampas para peces. Posiblemente sea la única forma de monitoreo para larvas que se encuentran en hábitats profundos o fondos complejos, como fondos rocosos y palizadas. Esta técnica es utilizada solo en situaciones especiales, cuando las otras técnicas fallan. En general, este tipo de trampa (trampa-tubo, porque tiene forma cilíndrica; Fig. 18.10D) puede utilizarse como herramienta para estimar la riqueza de especies y la abundancia relativa. No obstante, esta técnica aún no ha sido apropiadamente validada para larvas de anfibios, por lo que su uso puede considerarse aún experimental. Las larvas de *Lithobates catesbeianus* que aparezcan en tales situaciones son factibles de ser muestreadas con esta técnica.

Independientemente del tipo de técnica que se utilice, es muy útil tomar datos abióticos de la localidad por cada muestra. Un mínimo de datos pueden incluir, la profundidad, tipo de sustrato del fondo, condiciones climáticas y algunos parámetros del agua como la temperatura, la concentración del oxígeno disuelto, conductividad y turbidez; también es útil tomar datos de la presencia de otros animales como peces e invertebrados acuáticos. Para mayor información sobre las técnicas antes descritas, se recomienda consultar los trabajos de: Shaffer *et al.* (1994), Adams *et al.* (1997), Olson y Leonard (1997), Wassersug (1997) y McDiarmid y Altig (1999).

PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA USO CIENTÍFICO Y COMO MATERIAL DE COLECCIONES ZOLÓGICAS

Una vez recolectados aquellos individuos cuya identificación no haya sido posible hasta el nivel específico, se recomienda su preservación para la consulta de especialistas. Los animales deben ser sacrificados (eutanasia) mediante su inmersión en una solución de clorobutanol (1 cda/ galón) o en una solución de hidrato de cloral (1 cc de una solución

saturada en alcohol etílico 70 %/ 1 L). Una vez sacrificados, se procede a su montaje, fijación y preservación (Fig. 18.11A). Las soluciones preservantes más comúnmente utilizadas son la formalina 10 % y el alcohol etílico (etanol) 70 %. La formalina se emplea generalmente para fijar y preservar larvas y huevos, mientras el etanol 70 % es la solución por excelencia para adultos y juveniles; las muestras de tejidos suelen conservarse en etanol 95 %. Se sugiere que todo el material recolectado durante los inventarios u otro tipo de estudios sean depositados en colecciones científicas con personal especializado en su mantenimiento y preservación a largo plazo.

Adultos y juveniles deben inyectarse con el líquido fijador en el abdomen o a través de la cloaca, pero debe procurarse mantener la postura del animal, evitando que la piel se distienda por un volumen exagerado de líquido. Los animales pequeños no necesitan ser inyectados, mientras los grandes requieren incluso que les sean inyectados los miembros posteriores. Si no se dispone de material de inyección debe realizarse una pequeña incisión en el abdomen para garantizar que penetre el líquido fijador. Las larvas deben ser cubiertas totalmente con formalina 10 % y luego de 24 hrs. debe ser remplazada por

formalina fresca al mismo porcentaje. Una vez fijados los especímenes, estos deben ser colocados preferiblemente en frascos de vidrio que contengan la solución preservante y almacenados en sitios protegidos. Estos sitios deben ser más bien oscuros o con poca iluminación (el material no debe ser expuesto directamente a los rayos solares) y con condiciones estables de temperatura ($\sim 23\text{ }^{\circ}\text{C}$) y humedad relativa ($<50\%$). El formol se expende comercialmente como solución acuosa al 30-40 % por lo que es necesario mezclarla con agua destilada hasta el 10 %. Según Hughes y Cosgrove (1990) es recomendable utilizar 4 g de fosfato de sodio básico monobásico monohidratado ($\text{Na}_2\text{H}_2\text{PO}_4 + \text{H}_2\text{O}$) y 6 g de fosfato de sodio básico monobásico anhidratado ($\text{Na}_2\text{H}_2\text{PO}_4$) por cada litro de formalina 10 %).

Transferir los datos de campo a un catálogo de una colección y a la correspondiente etiqueta de cada animal es crucial para su valor como material de colección científica. Estas etiquetas no deben retirarse del ejemplar en estudio y deben contener como mínimo: la identificación específica, sexo y/o estadio, localidad con la mayor precisión posible (país, provincia, municipio, localidad específica, georreferenciación, etc.), nombre (-s) del

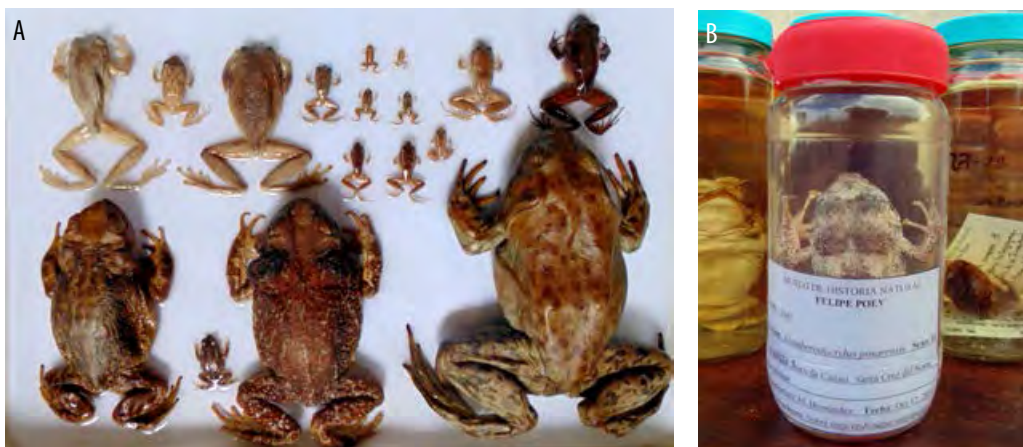


Figura 18.11. Ejemplares de colecciones de museo. A. Ejemplares de especies de los cuatro géneros de anfibios presentes en Cuba, fijados y montados en posición de estudio. B. Frasco de la colección del Museo de Historia Natural "Felipe Poey" de la Facultad de Biología de la Universidad de La Habana, véase la etiqueta con los datos de recolecta del ejemplar preservado. © R. Alonso.

recolector (-es), fecha y observaciones más relevantes (Fig. 18.11B).

PRECAUCIONES PARA EVITAR LA DISEMINACIÓN DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS EN ANFIBIOS

La Fuerza de Tarea para Enfrentar el Decline de los Anfibios (DAPTF, por sus siglas en inglés) ha dado a conocer una lista de medidas para evitar la diseminación de enfermedades entre las poblaciones de anfibios (DAPTF, 1998). Esta organización recomienda lavar y desinfectar todo el equipo de campo (*e. g.* botas, redes, guantes de goma, trípodes, instrumentos para calidad del agua, etc.). Para la desinfección se sugiere preparar una solución diluyendo 4 oz (120 ml) de hipoclorito de sodio en un galón (4 L) de agua limpia. Se recomienda que aquellos individuos con síntomas y/o signos de aletargamiento deban recolectarse y tratarse con cautela, e informar inmediatamente a especialistas. Para mayor detalle sobre estas medidas se sugiere consultar FROGLOG (<http://acs-info.open.ac.uk/info/newsletters/FROGLOG.html>) boletín oficial de la Fuerza de Tarea para Enfrentar el Decline de los Anfibios (*Declining Amphibian Population Task Force*).

LITERATURA CITADA

- Adams, M. J., K. L. Richter y W. P. Leonard. 1997. Surveying and monitoring amphibians using aquatic funnel traps. Pp. 47-54. En: *Sampling amphibian in lentic habitats* (D. H. Olson, W. P. Leonard, y R. B. Bury, Eds.). Northwest Fauna Number 4 Society for Northwestem Vertebrate Biology, Olympia, WA.
- Alayo, P. 1955. *Lista de los Anfibios de Cuba*. Museo Charles Ramsden, Universidad de Oriente, Santiago de Cuba, 11 pp.
- AmphibiaWeb. 2016. Information on amphibian biology and conservation. Berkeley, California: AmphibiaWeb. Disponible en <http://amphibiaweb.org>. Último acceso: 7 de abril de 2016.
- Angulo A., J. V. Rueda-Almonacid, J. V. Rodríguez-Mahecha y E. La Marca (Eds.) 2006. *Técnicas de inventario y monitoreo para los anfibios de la región tropical andina*. Conservación Internacional. Serie Manuales de Campo N° 2. Panamericana Formas e Impresos S.A., Bogotá D.C. 298 pp.
- Barbour T. y C. T. Ramsden. 1919. The herpetology of Cuba. *Memoirs of the Museum of Comparative Zoology* 47: 71-213.
- Bishop, C., D. Bradford, G. Casper, S. Corn, S. Droege, G. Fellers, *et al.* 1995. A proposed North American amphibian monitoring program. *CAH/ACH Bulletin* 9(1): 6 -13.
- Borroto-Páez, R., R. Alonso, B. A. Fabres y O. A. García. 2015. Introduced amphibians and reptiles in the Cuban archipelago. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 985-1012.
- Buide, M. S. 1967. Lista de los anfibios y reptiles de Cuba. *Torreia* 1: 1-60.
- Caribherp. 2016. Amphibians and reptiles of Caribbean Islands. Disponible en <http://www.caribherp.org/>. Último acceso: 7 de marzo de 2016.
- Catenazzi, A. 2015. State of the World's Amphibians. *Annual Review Environmental Resources* 40: 91-119.
- DAPTF (Declining Amphibians Population Task Force). 1998. The DAPTF Fieldwork Code of Practice. *FrogLog* 27: leaflet.
- Díaz, L. M. y E. Abreu. 2005. Anfibios y reptiles. Pp 50-53. En: *Cuba: Península de Zapata. Rapid Biological Inventories Report* 07. (Kirkconnell P. A., D. F. Stotzy y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Díaz, L. M., y A. Cádiz. 2008. Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *AbcTaxa* 4, 294 pp.
- Díaz, L. M., A. Fong, N. Viña y G. Knell. 2005. Anfibios y reptiles. Pp.72-75. En: *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa. Rapid Biological Inventories Report* 13. A. Fong, D. Maceira y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Doan, T. M. 2003. Which methods are most effective for surveying rainforest herpetofauna? *Journal of Herpetology* 37 (1): 72-81.
- Duellman, W. E. 1995. Temporal fluctuations in abundances of anuran amphibians in a seasonal Amazonian rainforest. *Journal of Herpetology* 29:13-21.
- Estrada, A. R. 1994. Herpetofauna de la Cuenca Banao-Higuanajo, Sancti Spiritus, Cuba. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias* 19: 353-360.
- Estrada, A. R. 2012. The Cuban archipelago. Pp. 113-125. En: *Island lists of West Indian amphibians and reptiles*. (R. Powell y R. W. Henderson, Eds.). Bulletin of the Florida Museum of Natural History 51(2): 85-166.
- Estrada, A. R., G. Alayón, A. A. Pérez, C. Peña y E. Solana. 1987. Lista preliminar de anfibios y reptiles de las cuchillas de Moa y Toa, Cuba. *Garciana* 8: 3-4.

- Fong, A. 2000. Anfibios y reptiles del macizo montañoso Sierra Maestra, Cuba: Composición, distribución y aspectos ecológicos. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 124-132.
- Fong, A. 2006. Anfibios y reptiles. Pp. 58-59. En: *Cuba: Pico Mogote*. Rapid Biological Inventories Report 9 (D. Maceira, A. Fong y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Fong, A. 2010. *Anfibios de los macizos montañosos de Cuba oriental*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante, España. 242 pp.
- Fong, A. y N. Navarro. 2001. Checklist of amphibians and reptiles of the Sagua-Baracoa mountains, Eastern Cuba. *Smithsonian Herpetological Information Service* 130: 1-13.
- Fong, A., L. M. Díaz y N. Viña. 2005. Anfibios y reptiles. Pp. 93-98. En: *Cuba: Parque Nacional "Alejandro de Humboldt"*. Rapid Biological Inventories Report 14. (D. Maceira, A. Fong y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Fong, A., J. M. Hero, R. Viña y I. Bignotte-Giró. 2010. Population ecology of the riparian frog *Eleutherodactylus cuneatus* in Cuba. *Biotropica* 42(3): 348-354.
- Garrido, O. H. y M. L. Jaume. 1984. Catálogo descriptivo de los anfibios y reptiles de Cuba. *Doñana Acta Vertebrata* 11: 5-128.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García (Eds.). 2012. *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, Cuba. 303 pp.
- Gundlach, J. 1880. *Contribución a la Herpetología Cubana*. G. Montiel, La Habana, 99 pp.
- Hedges, S. B. 1999. Distribution patterns of amphibians in the West Indies. Pp. 211-254. En: *Patterns of distribution of amphibians: a global perspective*. (W. E. Duellman, Ed.). Johns Hopkins University Press. Baltimore, Maryland.
- Henderson, R. W. y R. Powell. 2009. *Natural History of West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, 496 pp.
- Heyer, W. R., M. A. Donnelly, R. W. Mc-Diarmid, L. C. Hayek y M. S. Foster. 1994. *Measuring and Monitoring Biological Diversity*. Smithsonian Institution Press, Washington, 364 pp.
- Hof, C., M. B. Araujo, W. Jetz y C. Rahbek. 2011. Additive threats from pathogens, climate and land-use change for global amphibian diversity. *Nature* 480: 516-21.
- Hughes, G. W. y J. A. Cosgrove. 1990. pH change in a formalin borax solution with inferences about uses of neutralized formalin in vertebrate collections. *Collection Forum* 6(1): 21-26.
- Ibañez, R. 2014. Anfibios y Reptiles. Pp 104-118. En: *Metodologías para el Sistema de Monitoreo de la Diversidad Biológica de Panamá* (versión en Español). (Puerta-Piñero C., R. E. Gullison y R. S. Condit, Eds.). R.S.DOI <http://dx.doi.org/10.5479/si.ctfs.0001>.
- Lips, K. R., J. K. Reaser, B. E. Young y R. Ibañez. 2001. *Amphibian Monitoring in Latin America: A Protocol Manual*. Monitoreo de Anfibios en América Latina: Manual de Protocolos. Herpetol. Circ. 30, Society for the Study of Amphibians and Reptiles.
- Mantyka-Pringle, C. S., T. G. Martin y J. R. Rhodes. 2012. Interactions between climate and habitat loss effects on biodiversity: a systematic review and meta-analysis. *Global Change Biology* 18: 1239-1252.
- McDiarmid, R. W. y R. Altig. 1999. *Tadpoles, the biology of anuran larvae*. The University of Chicago Press, Chicago, 444 pp.
- Meshaka, W. E. 2001. *The Cuban treefrog in Florida: life history of a successful colonizing species*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 224 pp.
- Novo, J., A. R. Estrada y L. V. Moreno. 1987. Adiciones a la fauna de anfibios de la Península de Guanahacabibes, Cuba. *Miscelania Zoológica* 36: 3-4.
- Olson D. H. y W. P. Leonard. 1997. Amphibian inventory and monitoring: a standardized approach for the Pacific Northwest. Pp 1-21. En: *Sampling amphibians in lentic habitats: methods and approaches for the Pacific Northwest Olympica* (D. H. Olson, W. P. Leonard y R. B. Bury, Eds.). Washington, USA: Society for Northwestern Vertebrate Biology.
- Parris, K. M. 1999. Review: Amphibian surveys in forests and woodlands. *Contemporary Herpetology* 1: 1-14.
- Pearman, P. B., A. M. Velasco y A. López. 1995. Tropical amphibian monitoring: a comparison of methods for detecting inter-site variation in species composition. *Herpetologica* 51: 325-335.
- Pounds, J. A., M. R. Bustamante, L. A. Coloma, J. A. Consuegra, M. P. Fogden, P. N. Foster, E. La Marca et al. 2006. Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. *Nature* 439: 161-167.
- Rivalta, V. 2000. Checklist and bibliography of Cuban amphibians (Anura). *Smithsonian Herpetological Information Service* 124: 1-20.
- Rivalta, V., L. Rodríguez-Schettino, C. A. Mancina y M. Iturriaga. 2014. Amphibians of Cuba: checklist and geographic distributions. *Smi-*

- thsonian Herpetological Information Service* 145: 1-48.
- Rodda, G. H., E. W. Campbell y T. H. Fritts. 2001. A high validity census technique for herpetofaunal assemblages. *Herpetological Review* 32: 24-30.
- Rödel, M. O. y R. Ernst. 2004. Measuring and monitoring amphibian diversity in tropical forests. I. An evaluation of methods with recommendations for standardization. *Ecotropica* 10: 1-14.
- Rodríguez, A. 2012. Anfibios. Pp.-55-59. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia, La Habana, Cuba.
- Rueda-Almonacid, J. V., F. Castro y C. Cortez. 2006. Técnicas para el inventario y muestreo de anfibios: una compilación. Pp. 135-71. En: *Técnicas de inventario y monitoreo para los anfibios de la región tropical andina* (A. Angulo, J. V. Rueda-Almonacid, J. V. Rodríguez-Machecha, y E. La Marca, Eds.). Conservación Internacional, Bogotá.
- Sayre, R., E. Roca, G. Sedaghatkish, B. Young, S. Keel, R. L. Rocay y S. Sheppard (Eds.) 2000. *Nature in focus: rapid ecological assessment*. Island Press, Washington DC., 185 pp.
- Shaffer, H. B., R. A. Alford, B. D. Woodward, S. J. Richards, R. G. Altig y C. Gascon. 1994. Quantitative sampling of amphibian larvae. Pp 130-141. En: *Measuring and monitoring biological diversity* (Heyer, W.R., M.A. Donnelly, R.W.McDiarmid, L.C. Hayek, y M.S. Foster, Eds.). Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.
- Stuart, S. N., J. S. Chanson, N. A. Cox, B. E. Young, A. S. L. Rodrigues, D. L. Fischman y R. W. Waller. 2004. Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science* 306: 1783-1786.
- Stuart, S. N., M. Hoffmann, J. S. Chanson, N. A. Cox, R. J. Berridge, P. Ramani y B. E. Young (Eds.). 2008. *Threatened Amphibians of the World*. Lynx Editions, Barcelona, Spain. IUCN, Gland, Switzerland; and Conservation International, Arlington, Virginia, USA.
- UICN. 2016. Lista Roja de especies amenazadas de la UICN. v 2016.1. [http:// www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org)
- Wake, D. B. y V. T. Vredenburg. 2008. Are we in the midst of the sixth mass extinction? A view from the world of amphibians. *PNAS* 105: 11466-11473.
- Wassersug, R. J. 1997. Where the tadpole meets the world – observations and speculations on biomechanical and biochemical factors that influence metamorphosis in anurans. *American Zoologist* 37: 124-136.
- Wells, K. D. 2007. *The Ecology and Behavior of Amphibians*. The University of Chicago Press, 1148 pp.



Eleutherodactylus atkinsi

Anexo 18.1. Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba. Para cada especie se indica el patrón de distribución geográfica (PDG) y la categoría de amenaza según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) y el Libro Rojo de los Vertebrados cubanos (González *et al.*, 2012). PC: Pancubano, CPC: Cuasi-pancubano, R: Regional, RPA: regional pero con poblaciones aisladas, L: local [varias localidades dentro de un área relativamente reducida o por encima de una cota de altitud (*e. g.* macizo Sierra Maestra, costa sur oriental)], LR: Local restringido (conocido de unas pocas localidades dentro de un área relativamente reducida), LMR Local restringido (solo conocido de una a tres localidades).

FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
FAMILIA BUFONIDAE			
<i>Peltophryne cataulaciceps</i> Schwartz, 1959	RPA	EN	EN
<i>Peltophryne empusa</i> Cope, 1862	PC	VU	NE
<i>Peltophryne florentinoi</i> Moreno y Rivalta, 2007	LMR	CR	VU
<i>Peltophryne fustiger</i> Schwartz, 1960	R	LC	NE
<i>Peltophryne gundlachi</i> Ruibal, 1959	PC	VU	NE
<i>Peltophryne longinasa</i> Stejneger, 1905		EN	EN
<i>Peltophryne l. longinasa</i> Stejneger, 1905	LMR		
<i>Peltophryne l. cajalbanensis</i> Valdés de la Osa y Ruiz García, 1980	LMR		
<i>Peltophryne l. dunni</i> Barbour, 1926	R		
<i>Peltophryne l. ramsdeni</i> Barbour, 1914	LMR		
<i>Peltophryne peltocephala</i> Tschudi, 1838	CPC	LC	NE
<i>Peltophryne taladai</i> Schwartz, 1960	RPA	VU	NE
FAMILIA ELEUTHERODACTYLIDAE			
<i>Eleutherodactylus acmonis</i> Schwartz, 1960	LMR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus adelus</i> Díaz, Cádiz y Hedges, 2003	LMR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus albipes</i> Barbour y Schreve, 1937	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus atkinsi</i> Dunn, 1925	LC	NE	
<i>Eleutherodactylus a. atkinsi</i> Dunn, 1925	R		
<i>Eleutherodactylus a. estradai</i> (Lynch, 1991)		R	
<i>Eleutherodactylus auriculatus</i> (Cope, 1863)	CPC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus bartonsmithi</i> Schwartz, 1960	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus beguei</i> Díaz y Hedges, 2015	LMR	NE	NE
<i>Eleutherodactylus blairhedgesi</i> Estrada, Díaz y Rodríguez, 1997	LMR	CR	CR
<i>Eleutherodactylus bresslerae</i> Schwartz, 1960	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus casparii</i> Dunn, 1926	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus cattus</i> Rodríguez <i>et al.</i> , 2017	LR	NE	NE
<i>Eleutherodactylus cubanus</i> Barbour, 1942	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus cuneatus</i> (Cope, 1863)	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus dimidiatus</i> (Cope, 1863)	NT	NE	
<i>Eleutherodactylus d. dimidiatus</i> (Cope, 1863)	CPC		
<i>Eleutherodactylus d. amelasma</i> Schwartz, 1958	R		

Anexo 18.1 (Continuación). Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba.

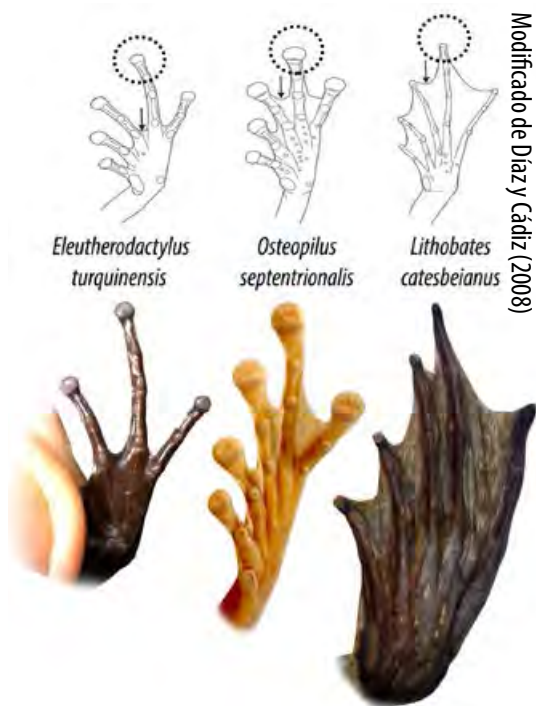
FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
<i>Eleutherodactylus eileenae</i> Dunn, 1926	RPA	NT	NE
<i>Eleutherodactylus emiliae</i> Dunn, 1926	R	EN	VU
<i>Eleutherodactylus erythroproctus</i> (Schwartz, 1960)	LMR	NA	NE
<i>Eleutherodactylus etheridgei</i> Schwartz, 1958	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus feichtingeri</i> Díaz, Hedges y Schmid, 2012	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus glamyrus</i> Estrada y Hedges, 1997	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus goini</i> Schwartz, 1960	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus greyi</i> Dunn, 1926		R	EN
<i>Eleutherodactylus guanahacabibes</i> Estrada y Novo Rodríguez, 1985	L	EN	NT
<i>Eleutherodactylus guantanamera</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus gundlachi</i> Schmidt, 1920	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus iberia</i> Estrada y Hedges, 1996	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus intermedius</i> Barbour y Schreve, 1937	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus ionthus</i> Schwartz, 1960	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus jaumei</i> Estrada y Alonso, 1997	LR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus klinikowskii</i> Schwartz, 1959	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus leberi</i> Schwartz, 1965	LR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus limbatus</i> (Cope, 1862)	CPC	VU	NE
<i>Eleutherodactylus maestrensis</i> Díaz, Cádiz y Navarro, 2005	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus mariposa</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus melacara</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus michaelschmidi</i> Díaz, Cádiz y Hedges, 2007	LR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus olibrus</i> Schwartz, 1958	R	NA	NE
<i>Eleutherodactylus orientalis</i> Barbour y Schreve, 1937	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus pezopetrus</i> Schwartz, 1960	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus ricordii</i> (Duméril y Bibron, 1841)	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus pinarensis</i> Dunn, 1926	RPA	LC	NE
<i>Eleutherodactylus planirostris</i> (Cope, 1863)	PC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus principalis</i> Estrada & Hedges, 1997	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus riparius</i> Estrada y Hedges, 1998	CPC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus rivularis</i> Díaz, Estrada y Hedges, 2001	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus ronaldi</i> Schwartz, 1960	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus simulans</i> Díaz y Fong, 2001	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus staurometopon</i> Schwartz, 1960	LMR	NA	NE
<i>Eleutherodactylus symingtoni</i> Schwartz, 1957	LR	CR	EN
<i>Eleutherodactylus tetajulia</i> Estrada y Hedges, 1996	L	CR	VU

Anexo 18.1 (Continuación). Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba.

FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
<i>Eleutherodactylus thomasi</i> Schwartz, 1959	CR	NE	
<i>Eleutherodactylus t. thomasi</i> Schwartz, 1959	L		
<i>Eleutherodactylus t. trinidadensis</i> Schwartz, 1959	L		
<i>Eleutherodactylus t. zayasi</i> Schwartz, 1960	L		
<i>Eleutherodactylus toa</i> Estrada y Hedges, 1991	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus tonyi</i> Estrada y Hedges, 1997	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus turquinensis</i> Barbour y Schreve, 1937	LR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus varians</i> (Gundlach y Peters, en Peters, 1864)	CPC	VU	NE
<i>Eleutherodactylus varleyi</i> Dunn, 1925	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus zeus</i> Schwartz, 1958	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus zugii</i> Schwartz, 1958	L	EN	NE
FAMILIA HYLIDAE			
<i>Osteopilus septentrionalis</i> (Duméril y Bibron, 1841)	PC	LC	NE
FAMILIA RANIDAE			
<i>Lithobates catesbeianus</i> Shaw, 1802	CPC	LC	NE

Anexo 18.2. Clave para la identificación de las familias y géneros de anfibios presentes en Cuba, modificado de Díaz y Cádiz, 2008; © R. Alonso, © J. Bosch y © J. Larramendi.

1. Pies sin membranas interdigitales o con éstas muy reducidas a la base de los dedos. Desarrollo directo (sin fase larval acuática) _____ **ELEUTHERODACTYLIDAE: GÉNERO *ELEUTHERODACTYLUS***
- 1^a. Pies con las membranas interdigitales sobrepasando la base de los dedos. Con fase larval acuática _____ 2.
2. Glándulas paratoides presentes; discos digitales siempre ausentes. Larvas con ojos dispuestos dorsalmente _____ **BUFONIDAE: GÉNERO *PELTOPHRYNE***
- 2^a. Glándulas paratoides ausentes; discos digitales presentes o ausentes. Larvas con ojos laterales _____ 3.
3. Discos digitales desarrollados; vientre granuloso; membranas interdigitales de los pies alcanzando la mitad del cuarto dedo. Larvas con claro rostral sin inflexiones laterales _____ **HYLIDAE: GÉNERO *OSTEOPILUS***
- 3^a. Discos digitales ausentes; vientre liso; membranas interdigitales de los pies casi alcanzando el extremo del cuarto dedo. Larvas con claro rostral con inflexiones laterales; a partir del estadio 26 son de gran tamaño _____ **RANIDAE: GÉNERO *LITHOBATES***



Anexo 18.3. Algunos formularios o planillas de campo propuestos por Lips *et al.* (2001).

Anexo 18.3.1 Datos del Sitio de Muestreo

Institución a cargo del proyecto		Sede Central de la Institución		Persona a cargo del proyecto	
País	Provincia	Nombre del pueblo más cercano		Nombre del sitio	
Descripción del lugar					
Coordenadas				Altitud	
TOPOGRAFÍA: Llanuras Montañas Pequeñas lomas		INCLINACIÓN: Poca (<3%) Moderada (3-6%) Mucha>6%		ASPECTO: Norte Este Sur Oeste	
FORMACIÓN VEGETAL:		ALTURA DE LA VEGETACIÓN: Baja (<3m) Mediana (3-6m)		Alta(>6m)	
DOSEL: Denso Medioabierto Muy Abierto				CANTIDAD DE EPIFITAS: Mucha Media Poca Nada	
CLASE DE EPIFITAS: Bromeliáceas Helechos Musgos Orquídeas Otras				SOTOBOSQUE: Denso Moderado Abierto	
GRADO DE PERTURBACIÓN: Ninguna (hábitat maduro) Poca (Algunos árboles extraídos) Moderada (vegetación secundaria) Extrema (Uso del suelo totalmente cambiado)					
AGUA					
Clase de agua superficial: Río Arroyo Ciénaga Laguna Charca temporal					
Evidencia de inundación estacional: SI NO Evidencia:					
SUELO					
Sustrato general: Fango/arcilla Arena Piedra Carso Hojarasca					
PROFUNDIDAD DE LA HOJARASCA: No hay: Hay, pero no cubre totalmente el suelo Cubre el suelo <1cm Cubre el suelo >1cm					
COMENTARIOS					

Anexo 18.3.2. Descripción del transecto

DESCRIPCIÓN DEL TRANSECTO		
Sitio		Nombre del Transecto
Clase de transecto	Terrestre	Acuático Río Laguna Ciénaga
UBICACIÓN DEL TRANSECTO		
Coordenadas del Inicio		Orientación
Altitud	Longitud	Ancho
DESCRIPCIÓN DEL HÁBITAT:		
DESCRIPCIÓN Y UBICACIÓN DEL AGUA SUPERFICIAL A LO LARGO DEL TRANSECTO		
OTRAS OBSERVACIONES DEL TRANSECTO QUE PUEDEN INFLUIR SOBRE LOS RESULTADOS DEL MUESTREO		

Anexo 18.3.3. Datos para el Muestreo en un Transecto

Nombre del Sitio			Nombre del transecto			
Fecha (dd/mm/aa)	Hora inicial		Hora final		No. de observadores 1 2 3 4	
Nombres de los observadores:						
Condiciones meteorológicas						
Cielo			Viento			
Claro	Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)
Poco nublado	Bastante nublado	100% nublado				
Precipitación hoy: Volumen: mm			Horario			
			Mañana		Tarde	Noche
Precipitación en los últimos días:	Seco		Poca lluvia		Mucha lluvia	Inundaciones
Luna hoy:	Nueva		Cuarto creciente		Llena	Cuarto menguante
Distancia total del transecto: m			Ancho del transecto: m			
Nivel del agua		Alto		Medio		Bajo
REGISTROS						
Especie	Sexo	LHC (mm)	Actividad	Hora	Sustrato	Comentarios

Anexo 18.3.4. Datos para el muestreo en una parcela

Nombre del Sitio			Nombre del transecto			
Fecha (dd/mm/aa)	Hora inicial		Hora final	No. de observadores 1 2 3 4 5		
Nombres de los observadores:						
Condiciones meteorológicas						
Cielo			Viento			
Claro	Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)
Poco nublado	Bastante nublado	100% nublado				
Precipitación hoy:			Horario			
Volumen: mm			Mañana	Tarde	Noche	
Precipitación en los últimos días:	Seco		Poca lluvia	Mucha lluvia	Inundaciones	
Luna hoy:	Nueva		Cuarto creciente	Llena	Cuarto menguante	
Parcela:						
Tamaño. Longitud de cada lado (m)			Profundidad de la hojarasca (mm)			
Humedad de la hojarasca		Seca	Húmeda	Saturada	Inclinación: poca < 3% moderada (3-6%) mucha > 6%	
Humedad del suelo		Seca	Húmeda	Saturada		
Hábitat dentro de la parcela:						
Árbol(es) > 10 cm DAP	Árbol(es) < 10 cm DAP		Troncos secos en el suelo	1-5 plantas < 1m altura	> 5 plantas < 1m altura	
REGISTROS						
Especie	Sexo	LHC (mm)		Peso (g)	Comentarios	

Anexo 18.3.5. Datos para el muestreo de vocalizaciones

Nombre del Sitio			Nombre del punto de observación				
Fecha (dd/mm/aa)		Hora inicial		Hora final		No. de observadores 1 2 3 4 5	
Nombres de los observadores:							
Condiciones meteorológicas							
Cielo			Viento				
Claro		Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)
Poco nublado		Bastante nublado	100% nublado				
Precipitación hoy: Volumen: mm			Horario				
			Mañana		Tarde	Noche	
Precipitación en los últimos días:		Seco		Poca lluvia	Mucha lluvia	Inundaciones	
Luna hoy:		Nueva		Cuarto creciente	Llena	Cuarto menguante	
Descripción del área acuática							
Clase:		Ciénaga		Río o Arroyo	Laguna o represa	Charca estacional	
Tamaño:		Área aproximada en m ² (si es ciénaga, laguna o represa)			Largo (m) Ancho (m) (si es río o Arroyo)		
Profundidad promedio				Coordenadas			
Índice de Vocalizaciones: 1: 1 macho 2: coro de 2-5 machos 3: coro de 6-10 machos 4: coro > 10 machos							
REGISTROS:							
Especie		Índice de Vocalizaciones				Comentarios	
		1	2	3	4		
		1	2	3	4		

ANEXO 3.6 Planilla para datos de microhábitat para renacuajos

FECHA		HORA	
Localidad			
Coordenadas		Altitud	No. Estación:
Tipo del Acuatorio:		Medidas	
Tipo de microhábitat:			
Descripción:			
Tipo de sustrato/fondo			
Corriente:		PH	Temperatura
Oxígeno disuelto		Salinidad	
Posición Vertical:			
Biota Acompañante:			
Otros datos:			