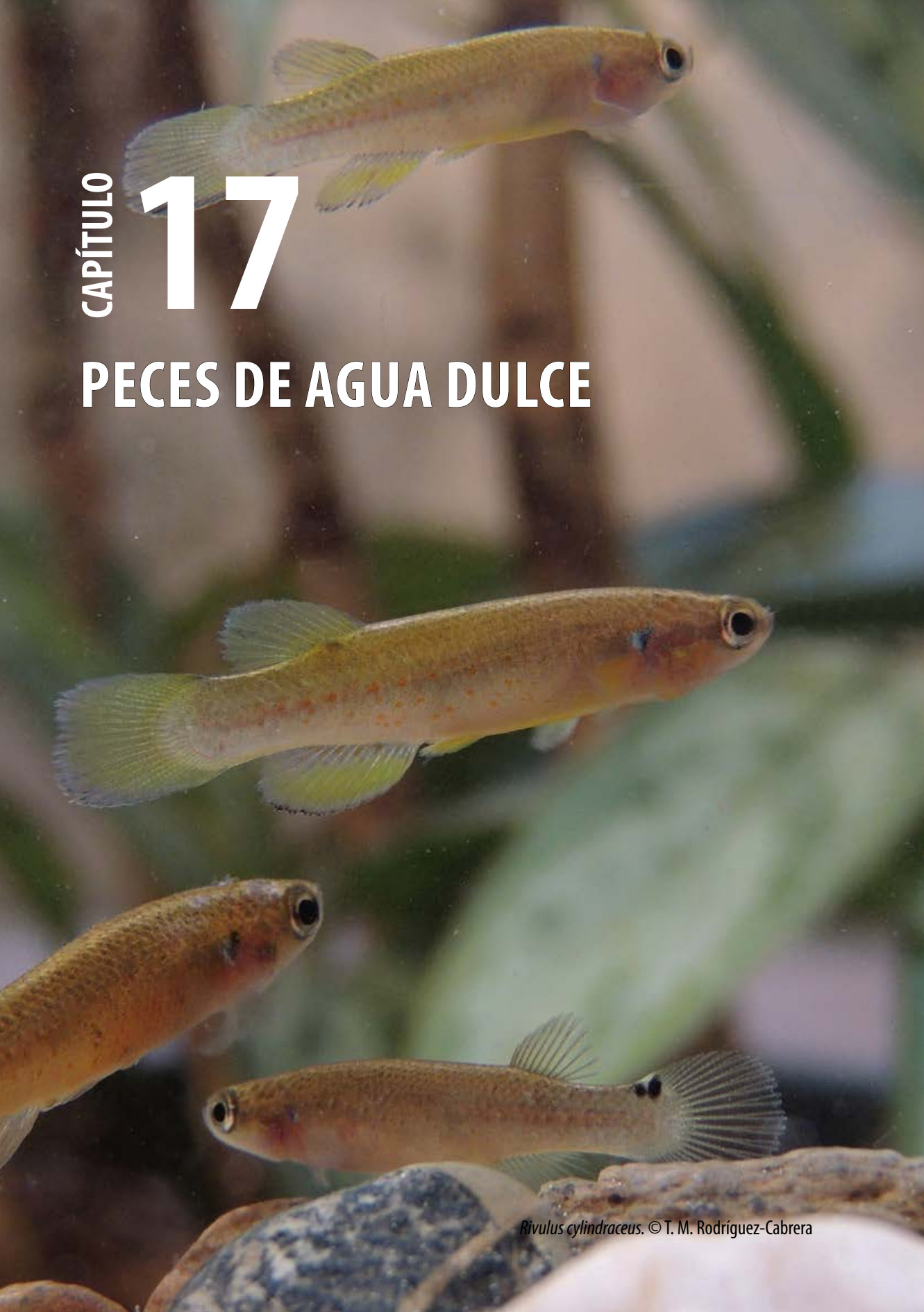


CAPÍTULO

# 17

## PECES DE AGUA DULCE



## PECES DE AGUA DULCE

SHEILA RODRÍGUEZ-MACHADO<sup>1</sup>  
 JOSÉ L. PONCE DE LEÓN<sup>2</sup>

1. Instituto de Ciencias del Mar  
 2. Sociedad Cubana de Zoología



*Cubanichthys cubensis*. © T. M. Rodríguez-Cabrera

### INTRODUCCIÓN

Los peces constituyen el grupo de vertebrados con mayor diversidad de formas de vida y de hábitats. La mitad de las especies de vertebrados del planeta son peces, y cifras conservadoras estiman en 32 500 el número de especies de peces. De estas, el 50 % habitan total o temporalmente en ecosistemas de agua dulce (Nelson, 2006). Los peces pueden habitar desde fosas oceánicas a 7 000 m de profundidad hasta ecosistemas a más de 5 000 m sobre el nivel del mar. También, algunas especies pueden sobrevivir en lagos y océanos cuya superficie se congela en invierno, o en contraste, en cuerpos de agua donde la temperatura puede alcanzar los 40 °C. Algunas especies pueden sobrevivir fuera del agua respirando aire (Singh y Hughes, 1971).

Por otra parte, los peces son elementos claves en las redes tróficas donde habitan. En particular, en los ecosistemas acuáticos muchas especies son depredadoras importantes de larvas de insectos plagas que transmiten enfermedades al hombre (Walton, 2007; Fimia, 2010). Además, los peces brindan un aporte importante a la proteína de origen animal consumida por la población mundial. En la última década, más del 75 % de la producción mundial de pescado se usa para consumo humano y más de un tercio de la producción mundial de pescado tiene algún uso comercial (FAO, 2010).

El archipiélago cubano alberga la mayor diversidad y endemismo de peces dulceacuícolas del Caribe Insular (Rosen y Bailey, 1963; Burgess y Franz, 1989; Vergara, 1992;). De acuerdo con Vales *et al.* (1998), la ictiofauna nativa de Cuba comprende 57 especies incluidas en 10 órdenes, 15 familias y 35 géneros (Fig. 17.1). Estos valores incluyen especies que incursionan en ecosistemas de agua dulce. Sin embargo, Vergara (1992) reconoció solamente 38 especies como estrictamente dulceacuícolas. Este autor se basó en la limitada tolerancia a la salinidad y en la presencia de estas especies en ecosistemas de agua dulce durante la mayor parte de su ciclo de vida. En este texto se sigue el criterio de Vergara (1992), aunque se incluyen las lisas (*Mugil* spp., recientemente revisadas por Alvarez-Lajonchere y Alvarez-Lajonchere, 2015) y la anguila (*Anguilla rostrata*). Estas especies están presentes durante casi todo el año en la mayoría de los ambientes de agua dulce que se comunican con el mar. En el presente capítulo, un número significativamente alto de especies (*e. g.* pataos, cuberas, agujones, sábalos, róbalos, mojarra, machuelos, mapos, roncós, morenas, levisas, algunos juveniles de tiburones, etc.) que pueden incursionar en los ecosistemas de agua dulce, no son consideradas como especies dulceacuícolas.

Por otro lado, es importante señalar que el número de especies de peces de agua dulce ha cambiado con respecto al estudio de Vergara

(1992). Algunas de las especies han sido clasificadas como sinonimias de otras (Ponce de León *et al.*, 2014), otras han sido confirmadas (Alvarez-Lajonchere y Alvarez-Lajonchere, 2015; Galván-Quesada *et al.*, 2016) y se han descrito nuevas especies (Rodríguez, 2015). En total, aquí se listan 46 especies, incluidas en 15 familias y 9 órdenes (Anexo 17.1). Sin embargo, en el futuro cercano el número de especies de peces de agua dulce conocidas para Cuba seguirá cambiando debido a que estudios recientes de genética molecular sugieren la existencia de numerosas especies crípticas (Lara *et al.*, 2010; García-Machado *et al.*, 2011; Lemus, 2013; Gutiérrez, 2016).

Entre las principales amenazas a la fauna cubana de peces dulceacuícolas se encuentra la fragmentación y destrucción de los hábitats, producto del represamiento de ríos y la deforestación. Por otro lado, la contaminación de las aguas producto del vertimiento de residuales industriales y domésticos (Cabrera *et al.*, 2008), así como la pesca de las especies de mayor talla, también afectan severamente a la ictiofauna cubana. Otra importante amenaza son las especies exóticas, las cuales tienen un fuerte impacto en las especies nativas a través de la depredación y la competencia por los recursos. Según Welcomme (1988), hay 21 especies de peces introducidos en los ecosistemas cubanos de agua dulce; sin embargo, un estudio reciente reveló que esta cifra podría ascender a 35 especies (Alvarez, 2013). Aunque son pocos, algunos pasos se han dado para tratar de entender los efectos que estas especies introducidas pueden tener en la fauna autóctona de Cuba (Ponce de León *et al.*, 2013a; Rodríguez-Machado y Rodríguez-Cabrera, 2015).

Por una razón u otra, en la actualidad siete especies de peces dulceacuícolas se encuentran en peligro de extinción: dos categorizadas como En Peligro Crítico, cuatro En Peligro y una considerada Vulnerable (Ponce de León *et al.*, 2012a) (Anexo 17.2). De estas especies, sólo *Lucifuga subterranea* y *Girardinus cubensis* están fuera del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (CNAIP, 2013). Sin embargo, los peces cubanos de agua dulce están muy poco

representados en los planes de manejo de las áreas y por tanto, los esfuerzos para su conservación son limitados.

En general se conoce poco sobre la ictiofauna cubana. Aspectos básicos sobre la biología de la mayoría de las especies aún están por investigar. Actualmente, en Cuba no existe un inventario actualizado de especies de peces de agua dulce. La mayor parte de los trabajos sobre este grupo comprenden estudios sobre su identificación y distribución (Eigenmann, 1903; Poey, 1984; Rivas, 1944; 1958; 1963) y hábitos tróficos (Fong *et al.*, 1996; Fong y Garcés, 1997; Hernández *et al.*, 2004; 2006; Ponce de León y Rodríguez, 2013). No obstante, en la última década se han incrementado las investigaciones enfocadas en la filogenia molecular y filogeografía del grupo (Lara *et al.*, 2010). Esto ha permitido profundizar el análisis en diferentes géneros como *Lucifuga* (García-Machado *et al.*, 2011; Hernández *et al.*, 2016), *Gambusia* (Lemus 2013; Gutiérrez, 2016), *Rivulus* (Ponce de León *et al.*, 2014; Rodríguez, 2015), *Girardinus* (Doadrio *et al.*, 2009; Lara *et al.*, 2010) y *Atractosteus* (Ulmo-Díaz *et al.*, 2016).

Aunque son muy importantes para entender aspectos evolutivos, los estudios de ecología sobre los peces de agua dulce de Cuba también son escasos. Sólo algunos estudios presentan datos sobre el estado de las comunidades de peces (Vergara, 1992; Ponce de León y Rodríguez, 2012), sus variaciones temporales (Ponce de León y Rodríguez, 2007), las interacciones entre las especies que las componen (Ponce de León, 2012; Ponce de León y Rodríguez, 2013) o las características de historia de vida relacionadas con la reproducción, como es el caso de la familia Poeciliidae (Ponce de León *et al.*, 2011, 2013b).

En resumen, existe un número creciente de investigaciones relacionadas con la biología de los peces de agua dulce de Cuba y hay avances evidentes en la clarificación del estado taxonómico del grupo. Sin embargo, todavía es necesario trabajar para lograr un sistema eficiente de generación de datos que permita realizar análisis útiles a la conservación.



Figura 17.1. Representación de la diversidad de especies de agua dulce de Cuba. A. *Lucifuga* sp., B. *Agonostomus monticola*, C. *Alepidomus evermanni*, D. *Nandopsis tetracanthus*, E. *Girardinus falcatus*, F. *Gambusia punctata*, G. *Kryptolebias marmoratus*, H. *Atractosteus tristoechus*, I. *Gobiomorus dormitor* y J. *Dormitator maculatus*. © E. García-Machado (A), © T. M. Rodríguez-Cabrera (B-G, J), © S. León (H) y © R. Marrero (I).

En ese sentido, se vuelve imprescindible la capacitación del personal de áreas protegidas, tanto en la identificación de las especies como en el uso adecuado de los métodos básicos de recolecta para los inventarios y el monitoreo. El objetivo de este texto no es sustituir los manuales clásicos sobre técnicas de censo y monitoreo. Sin embargo, aquí los autores presentan brevemente una selección de elementos a tener en cuenta, así como algunas técnicas y métodos que son frecuentemente utilizados en el campo para estudiar poblaciones de peces, con la intención de facilitar estudios de campo para la conservación de los peces de agua dulce en Cuba.

## MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

### CONSIDERACIONES PREVIAS

Los inventarios taxonómicos o censos de especies son elementos básicos en cualquier estudio de ecología, biogeografía y biología de la conservación. Son sumamente importantes debido a su utilidad para la identificación y construcción de patrones de riqueza de especies y la definición de los rangos de distribución de especies. También permiten cuantificar los riesgos de extinción de especies y establecer prioridades de esfuerzos de conservación en áreas de elevada diversidad biológica (Mora *et al.*, 2008).

Entre los vertebrados, los peces son un grupo particularmente sensible a la manipulación: la mayoría de las especies son muy susceptibles a daños o a morir al estar fuera del agua. Por eso, en los casos que involucran manipulación, una vez tomados los datos es necesario devolver los peces al agua y sujetarlos mientras se espera a que se recuperen totalmente. Este paso puede tomar algunos minutos, pero es muy importante porque así se facilita que los individuos muestreados recuperen la capacidad de reacción frente a depredadores o elementos físicos del hábitat. Algunos inventarios requieren de la recolecta de especímenes para su posterior identificación o análisis. En estos casos, los peces deberán ser eutanizados con algún tipo de anestésico. El más comúnmente usado es el Metasulfonato de

Tricaína (MS-222), único producto aprobado en Norte América y Europa con este objetivo. En general, se emplea en una concentración aproximada de 10 mg/L, aunque será necesario usarlo en concentraciones más altas si se requiere tratar especies de gran talla.

La ictiofauna cubana de agua dulce está compuesta, en su mayoría, por especies de tamaño pequeño (Vergara, 1992). Sin embargo, muestran una gran diversidad de formas del cuerpo y modos de vida. Existen especies que pasan más tiempo cerca de la superficie, como el manjuarí (*Lepisosteidae*) y peces pipa (*Syngnathidae*), otras en la mitad de la columna de agua, como los peces ciegos (*Bythitidae*) y algunas especies de guajacones (*Girardinus*, familia *Poeciliidae*), otras cerca del fondo (*Cichlidae*), mientras que otras permanecen quietas en el fondo o escondidas entre piedras u otros elementos del fondo, como guabinas, gobios y chupapiedras (*Eleotridae*, *Gobiidae* y *Gobiesocidae*) (Fig. 17.2). En correspondencia con los hábitos de las especies y las características de los ecosistemas donde habitan serán los requerimientos en cuanto a los métodos y artes de pesca a emplear para su captura.

Entre los aspectos físicos a tener en consideración a la hora de la selección de las artes de pesca para los inventarios en los diferentes ecosistemas se encuentran la profundidad del acuatorio, el tipo de fondo y la velocidad de la corriente. En el caso de artes de pesca más sofisticados como es la pesca con electricidad (*electrofishing*), se debe tener en cuenta la turbidez del agua y la concentración de sales. Otro aspecto importante a considerar es el momento del año en la que se va a realizar la recolecta. En los meses lluviosos aumenta el nivel del agua y los peces están menos confinados espacialmente, lo que hace más difícil su captura. También hay que tener en cuenta el momento del día en que es mejor recolectar una determinada especie. Aunque la mayoría de los peces cubanos son diurnos y es más fácil encontrarlos y capturarlos de día, algunos permanecen quietos cerca del fondo o la superficie durante la noche y eso los hace muy fáciles de recolectar a esas horas

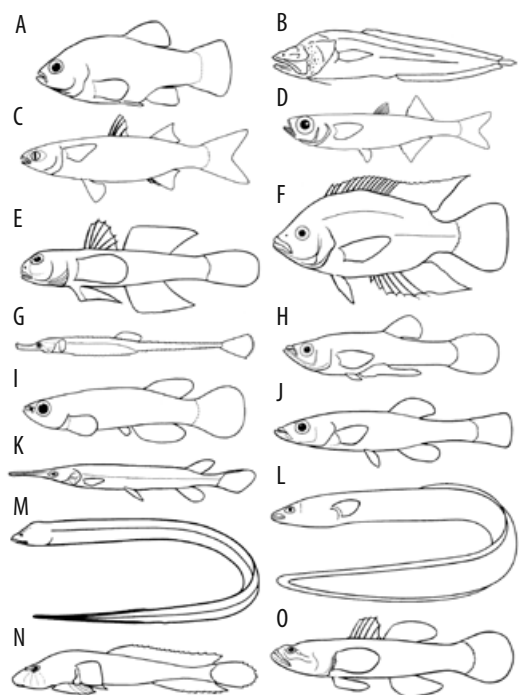


Figura 17.2. Diversidad de formas del cuerpo de las familias de peces de agua dulce de Cuba. A. Cyprinidontidae, B. Bythitidae, C. Mugilidae, D. Atherinidae, E. Gobiidae, F. Cichlidae, G. Syngnathidae, H. Poeciliidae, I. Rivulidae, J. Fundulidae, K. Lepisosteidae, L. Anguiliidae, M. Synbranchidae, N. Gobiesocidae y O. Eleotridae; modificado de Nelson (2006).

en los humedales someros y en arroyos de montañas con ayuda de luces. Sin embargo, las recolectas de noche suelen tener la desventaja de que en la oscuridad la visibilidad es limitada. Además, las recolectas a veces se hacen difíciles por el efecto de otros elementos del ecosistema como son los mosquitos, jejenes y en ocasiones también los cocodrilos.

### TOMA DE DATOS

En función de los objetivos del trabajo los datos pueden ser tomados en el campo si se tienen los equipos necesarios. Por ejemplo, algunos parámetros abióticos como profundidad, velocidad de la corriente, pH, temperatura y conductividad, o también parámetros bióticos como composición y abundancia por grupos o por sexo, densidad, peso,

número de ectoparásitos por individuo, etc. El Anexo 17.3 presenta ejemplos de planillas utilizadas para registrar los datos básicos para muchas investigaciones y programas de monitoreo. La uniformidad en la toma de datos que facilita el uso de este tipo de planilla permite utilizar datos de diferentes ecosistemas y especies en estudios locales, regionales o nacionales, así como para estudios a corto (menos de cinco años) y largo plazo. Además, permite establecer comparaciones entre tipos de hábitat, especies, morfos, grupos etarios, etc. Por otra parte, permitiría investigar como varía la relación longitud/peso con otras variables como número y localización de los ectoparásitos y si existen diferencias en las relaciones entre esas variables entre especies, hábitats, etc.

Otros datos pueden ser tomados en el laboratorio previa recolecta. Algunas variables como la composición y abundancia de los elementos presentes en el contenido estomacal, la masa de las gónadas, el tamaño o el número de ovocitos, la forma de determinadas estructuras como las mandíbulas, o la faringe, entre otras, son algunos ejemplos. La mayoría de los datos que se toman en el laboratorio son aquellos que requieren el uso de instrumentos o herramientas especializadas o que, sencillamente, consumen mucho tiempo como para tomarlos en el campo.

En particular, los inventarios biológicos son ejemplos de datos que se toman en el campo. En general, consisten en identificar especies y estimar el tamaño de las poblaciones en un lugar, área o ecosistema determinados. Son relativamente fáciles de realizar y son imprescindibles para conocer la diversidad de especies en los ecosistemas. De esta forma es posible conocer las necesidades de conservación y realizar planes de manejo en correspondencia con el estado de las poblaciones. En Cuba, se deben realizar los inventarios de especies de peces en ambas estaciones del año. Esto permite conocer la dinámica de la comunidad de peces o de la población objeto de estudio. Sin embargo, en el peor de los escenarios, donde sólo se pueda muestrear una sola vez, se recomienda muestrear en los meses lluviosos a

pesar de que generalmente aumenta el nivel de agua y la recolecta puede hacerse difícil. En el período lluvioso frecuentemente existe una mayor diversidad debido a que aumenta la conectividad entre ecosistemas y algunas especies de peces migran entre ecosistemas de agua dulce y salada.

### TIPOS DE ARTES DE PESCA

Los peces son un grupo muy diverso y en general es muy difícil de observar en su hábitat natural. Muestrear peces requiere de muchos recursos (tiempo, trabajo, costo del equipamiento, etc.) lo cual se incrementa en hábitats de mayor tamaño (Martella *et al.*, 2012). En general hay dos tipos de artes de pesca (Neumann, 2010): (1) los métodos activos, que necesitan del uso constante por parte de los recolectores (ej. atarrayas, chinchorros, jamos y pesca con electricidad) y (2) los métodos pasivos, que se colocan y posteriormente son revisados para la recolecta de los peces (ej. redes de enmalle y trampas). A continuación se describen algunos de estos métodos que pueden ser utilizados para la recolecta de peces de agua dulce para investigaciones científicas en Cuba. La descripción de estos métodos sigue los criterios de los manuales de técnicas de muestreo de Cote y Perrow (2006) y de Martella *et al.* (2012).

### MÉTODOS ACTIVOS

**ATARRAYA** (Fig. 17.3). Este arte de pesca requiere de entrenamiento previo para que la captura sea efectiva, puede ser lanzada desde la orilla o desde una embarcación por una sola persona. El sitio de captura debe estar libre de obstáculos, de lo contrario la red se cierra antes de poder capturar los peces. Debe ser empleada en cuerpos de agua de poca corriente y con una profundidad de más de un metro. El ancho y paso de malla (generalmente entre 0,8-2 cm) varía según las especies objeto de estudio, pero es mejor para aquellas que nadan en la superficie y/o a media agua. En Cuba se usa habitualmente para la pesca de subsistencia y comercial.



Figura 17.3. Atarraya abierta dentro del agua, tomado de [www.youtube.com](http://www.youtube.com)

**CHINCHORRO** (Fig. 17.4). No requiere de entrenamiento previo, generalmente dos personas arrastran la red desde la orilla o desde una embarcación. Es adecuado para lugares poco profundos ( $\leq 1,5$  m) cuando se usa desde la orilla. Funciona bien en lugares con poca, moderada o mucha corriente, pero a mayor corriente mayor fuerza hay que ejercer durante el arrastre. Es importante que el sitio de captura esté libre de obstáculos, fundamentalmente en el fondo, de lo contrario la red se traba y los peces escapan saltando por encima de las boyas o por debajo de los plomos. El paso de malla, así como el ancho y largo de la red pueden variar de acuerdo con las características de las especies que se deseen capturar y del tamaño y la profundidad del ecosistema. Puede ser aplicado para capturar especies que nadan en la superficie, a media agua y cerca del fondo; las especies bentónicas que permanecen cerca de las rocas del fondo frecuentemente escapan del chinchorro.



Figura 17.4. Recolectores arrastrando un chinchorro hacia la orilla.

JAMO (Fig. 17.5). No requiere de entrenamiento previo, pero sí agilidad y rapidez durante la captura. Es manipulado por una sola persona, que puede encontrarse dentro del agua o desde la orilla. Puede ser muy eficiente en lugares poco profundos donde no es factible usar chinchorros ni atarrayas; o para lugares más profundos en caso que el interés sea en especies de superficie. Existen varias modificaciones en cuanto al paso de malla y la forma de la anilla (circular, triangular, rectangular, cuadrada) que pueden ser más o menos eficientes según las especies a recolectar y los hábitats. Este arte de pesca es el más recomendado para capturar especies bentónicas de pequeño tamaño o de poca movilidad, así como los individuos que salen al pescar con electricidad. En Cuba, el jamo ha sido uno de los métodos más empleados para realizar inventarios de especies.



Figura 17.5. Ejemplos de jamos utilizados para la captura de peces, tomado de [www.hoskin.ca](http://www.hoskin.ca).

PESCA CON ELECTRICIDAD (Fig. 17.6). En este método la corriente eléctrica es pasada a través de dos electrodos que se encuentran sumergidos. La electricidad transmitida a través del agua atrae y produce un “*shock*” eléctrico en los peces, lo que facilita su captura con jamos o redes. Este método se basa en que los peces responden involuntariamente al efecto de los campos eléctricos, nadando hacia el polo positivo (electrotaxis) (Reynolds, 1983) o quedando inmóviles por la contracción muscular (electronarcosis). Para su aplicación se requiere entrenamiento previo y una vestimenta apropiada (incluyendo



Figura 17.6. Manipulación del equipo de pesca con electricidad por dos recolectores, tomado de [www.fishbio.com](http://www.fishbio.com)

guantes de goma) para aislar la electricidad de las personas que están en el agua. Generalmente se necesitan dos personas, una que trabaja con el equipo y otra que recolecta los peces. Cuando se usa por una persona dentro del agua, es mejor emplearlo en acuatorios de poca profundidad ( $\leq 1$  m). Este es un método relativamente fácil de usar, aunque costoso comparado con los mencionados anteriormente. Siempre que el equipo se use correctamente, los peces que son aturridos por la electricidad se pueden recuperar relativamente rápido sin efectos secundarios negativos (Snyder, 1995). Este método es recomendado para hacer estimaciones poblacionales y ha sido muy poco empleado en Cuba con fines científicos. Al emplear este método hay que tener en cuenta la concentración de sales y la turbidez del agua. Una mayor concentración de sales, favorece la conductividad de la corriente eléctrica en el agua y, por tanto, el efecto de la descarga eléctrica del equipo en los peces será mayor. La turbidez del agua afecta la visibilidad. Entonces, el usuario del equipo podría estar causando daño a peces que no serían visualizados ni recolectados y por tanto no se utilizarían en el muestreo.

PESCA CON ANZUELO Y CORDEL. Esta técnica se basa en la captura de peces con un anzuelo con un cebo o carnada atado a un cordel. Para los peces depredadores, el cebo o carnada pueden ser invertebrados vivos, como gusanos o trozos de carne, pescado, etc.



Imitaciones de gusanos, moscas, peces, ranas y mamíferos, también funcionan. El cordel puede ser corto y puede simplemente ser sostenido a mano, o más largo y estar amarrado a una vara. El uso de varas permite que los peces no tengan que ser abordados demasiado cerca y por eso son menos perturbados. Esta técnica puede ser utilizada para generar estadísticos del tipo captura por unidad de esfuerzo (CPUE, ver mas adelante en este texto) para grupos o especies en particular.

**OBSERVACIONES DIRECTAS BAJO EL AGUA.** Este método se puede realizar con máscara y snorkel solamente o se pueden utilizar tanques de oxígeno comprimido (SCUBA) en caso de hábitats profundos, sitios o transectos grandes o en hábitats de complejidad física, como son las cavernas subacuáticas. Esta técnica normalmente permite obtener buenas mediciones de la abundancia, la densidad y la diversidad de especies.

**CONTEO DE RIBERA.** Este método consiste en realizar observaciones directas desde la orilla. Las estimaciones se pueden realizar a través de transectos o por unidad de tiempo. Una vez en el lugar, se debe esperar al menos 5 min antes de empezar a contar para minimizar los disturbios creados por la presencia del investigador. Para este método es imprescindible que los investigadores sepan identificar las especies o disponer de guías de identificación. Este método es más eficiente en ambientes acuáticos de aguas claras y poca profundidad. Normalmente se usa en transectos lineales previamente establecidos.

## MÉTODOS PASIVOS

**RED DE ENMALLE O RED DE AGALLAS** (Fig. 17.7). Este método no requiere de un elevado entrenamiento, pero sí mucho cuidado para no dañar los peces al sacarlos de la red. En este método una o dos personas ponen la red perpendicular a la corriente de agua y después de esperar algunas horas la recogen. Tanto el paso de malla, como el ancho y largo de la red varían según las características de las especies y del tipo y profundidad del cuerpo de agua, respectivamente. Las redes de en-



Figura 17.7. Peces capturados en una red de enmalle, tomado de [www.fao.org](http://www.fao.org)

malle se aplican con mayor éxito en hábitats poco profundos ( $\leq 1,5$  m) y para la captura de las especies de mayor tamaño (e.g. bajiacas, tilapias, carpas, clarias, etc.) que nadan cerca de la superficie, a media agua y cerca del fondo. Este método facilita el muestreo de especies nocturnas y dado el daño que pudieran ocasionar a los peces, es útil para estudios fisiológicos o morfológicos que requieran sacrificar los animales. En Cuba estas redes se emplean fundamentalmente en la pesca de subsistencia y comercial.

**TRAMPAS O NASAS** (Fig. 17.8). Este arte de pesca no requiere entrenamiento previo y una o dos personas pueden poner la trampa y después retirarla. El paso de malla, así como el ancho (o diámetro) y largo de la nasa varía en función de los objetivos: para especies de menor tamaño pueden ser de  $30 \times 60$  cm con paso de malla pequeño ( $< 5$  mm), mientras que para especies grandes puede ser  $75 \times 200$  cm y paso de malla entre 5-20 mm. Las nasas funcionan mejor en lugares poco profundos y con poca corriente. Son efectivas para capturar especies de baja densidad poblacional,



Figura 17.8. Diferentes formas de las trampas o nasas, tomado de [www.es.dhgate.com](http://www.es.dhgate.com).

especies bentónicas y especies nocturnas. En Cuba se usan fundamentalmente para la captura de invertebrados acuáticos.

### ESTIMACIÓN DEL TAMAÑO DE LA POBLACIÓN

El tamaño de la población (número de individuos de la misma especie), la estructura etaria (número de individuos en cada categoría de edad: juvenil, preadulto, adulto, etc.) y el factor de condición, son variables frecuentemente utilizadas para describir el estado de las poblaciones de peces (Hubert y Fabrizio, 2004). Sin embargo, dado que en la mayoría de las situaciones es imposible contar todos los individuos de una población, se realizan diferentes estimaciones. En los estimados absolutos se obtiene un valor exacto (media  $\pm$  error) al cuantificar una muestra representativa de la población. Las formas más comunes de obtener dichos valores son mediante (1) capturas sucesivas con extracción y (2) captura, marcaje y recaptura. Sin embargo, el principal inconveniente de estas técnicas es que requieren mucho esfuerzo en términos de tiempo, personal y recursos. Por otro lado, los estimados relativos permiten comparar entre tramos o entre ríos, pero no calcular un número o densidad real. La forma más común de estimaciones por métodos relativos es a través de índices de abundancia, como la (3) captura por unidad de esfuerzo. De esta última forma se obtienen tendencias de la población en vez del número de individuos. Una vez más, los métodos a usar deben

responder a las características de los peces y sus hábitats, así como a los objetivos de la investigación (Fig. 17.9).

1. CAPTURAS SUCESIVAS CON EXTRACCIÓN. De los tres métodos, este es el más factible en términos de tiempo, personal, recursos y análisis de los datos, aunque asume varias premisas (Moran, 1951). Consiste en realizar capturas sucesivas dentro de un tramo cerrado del río o cualquier otro acuatorio. Los individuos capturados en cada ocasión sólo se devuelven al agua al final del experimento (es decir, hay que mantenerlos en recipientes de tamaño apropiado para evitar dañarlos durante el confinamiento) y el tamaño de la población se estima a partir de la disminución de las capturas en las distintas ocasiones (Schwarz y Seber, 1999). El esfuerzo de captura debe ser conocido y constante, y se puede medir a partir del tiempo total de pesca, o de la longitud del tramo (o superficie) en caso de pesca con electricidad, o de las dimensiones de la red si se usan trampas o cercos, etc. (Zamora *et al.*, 2009). El número de eventos de captura por lo general es entre tres y ocho veces, en dependencia de las disminuciones en las capturas de los peces. Para el cálculo del tamaño de la población basado en este método se puede consultar a Zippin (1956, 1958),

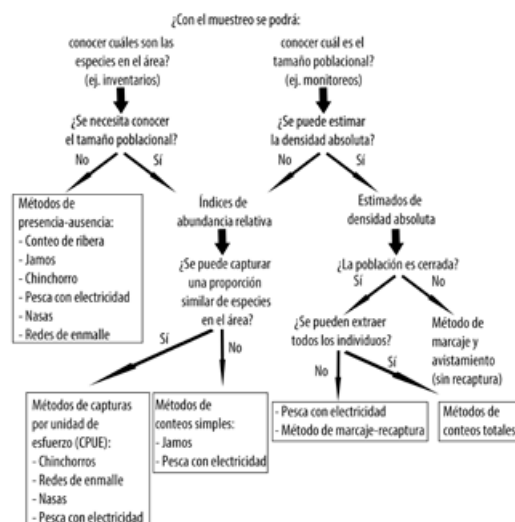


Figura 17.9. Secuencia de decisiones para seleccionar el método de acuerdo a los objetivos del estudio

Seber (1982) y Junge y Libosvárský (1965). Como los análisis matemáticos detrás de estos modelos son complejos, en la actualidad se usan programas que realizan los cálculos. Los programas MARK (White, 2008; Cooch y White, 2010) y MicroFish (Van Deventer, 1989) son ampliamente usados y están parcialmente disponibles en internet.

2. MARCAJE-RECAPTURA. Este método se basa en capturar un grupo de animales de una población, marcarlos, dejar un tiempo prudencial que se mezclen con el resto y volver a tomar una muestra (Martella *et al.*, 2012). Es imprescindible que en cada muestreo el esfuerzo de captura sea el mismo. La lógica sugiere que si la proporción de animales marcados en el segundo muestreo es representativa, entonces dicha proporción es un estimador razonable del tamaño poblacional total. En términos matemáticos esta idea se puede expresar de la siguiente forma:  $m_2/n_2 = n_1/N$ , donde  $n_1$  es el número de animales marcados y liberados en el primer muestreo,  $n_2$  es el número de animales capturados en el segundo muestreo,  $m_2$  es el número de animales marcados en dicho muestreo y  $N$  es el tamaño poblacional. Como  $n_1$ ,  $n_2$  y  $m_2$  son conocidos, entonces se puede estimar el tamaño poblacional ( $N$ ). Este estimador es el mejor usado en poblaciones cerradas, es decir, donde la mortalidad, la emigración, la natalidad y la inmigración son despreciables, por lo que  $N$  es constante.

En general, este método ofrece una estimación absoluta de la abundancia, permite calcular la tasa de supervivencia y obtener información individual de procesos biológicos como la tasa de crecimiento, migraciones y selección de microhábitats. Al emplearlo se debe tener en cuenta que: las marcas no pueden lastimar a los peces, deben ser duraderas y fácilmente reconocibles, se emplea frecuentemente en especies de mayor talla, donde las marcas no afectan a los individuos y se necesita de una inversión económica para la adquisición de las marcas (Martella *et al.*, 2012).

Al usar este método asumiendo que la población es cerrada se tienen que cumplir las

siguientes premisas: 1) todos los animales tienen la misma probabilidad de ser capturados en la primera captura, 2) la marca no afecta la probabilidad de captura de un animal, 3) la segunda captura es una muestra aleatoria simple, o sea que cualquiera de las posibles muestras tiene igual oportunidad de ser elegida, 4) los animales no pierden la marca durante el tiempo transcurrido entre la primera y la segunda captura, 5) todas las recapturas son registradas sin error (Martella *et al.*, 2012). Si este es el caso, entonces se puede estimar el tamaño poblacional de dos formas. Una manera es a través del método de Petersen (Ricker, 1975), descrito al inicio e incluye un evento de marcaje y uno de recaptura. La otra forma es a través del método de Schnabel (1938), que incluye un evento de marcaje y varios eventos de recaptura. La disminución del número de animales marcados en cada evento de recaptura es un buen indicador de que la población no es cerrada. Ambos análisis se pueden realizar en los programas CAPTURE (Otis *et al.*, 1978) y MARK (White, 2008; Cooch y White, 2010).

En el caso de asumir que las poblaciones son abiertas (como realmente ocurre en la naturaleza), se propone el método de Jolly-Seber (Jolly, 1965; Seber, 1982) (JS). Es recomendado para investigaciones a largo plazo o para monitoreos. Este método consiste en realizar varios eventos de captura y recaptura, específicamente, más de tres eventos. Para realizar el muestreo es imprescindible tener en cuenta que: el identificador de la marca debe ser específico de cada momento en que se vaya a muestrear (las marcas deben dejar bien claro cuando fue la última vez que se capturó el individuo en cuestión), los intervalos entre muestreos no necesitan ser exactamente constantes y a partir del segundo muestreo la captura total debe ser dividida en dos fracciones: animales marcados-animales sin marcar. Para usar este método es importante muestrear dos veces antes y dos veces después del tiempo en que realmente se quiere cuantificar la población. El programa MARK realiza los cálculos necesarios y ofrece los estimados de abundancia poblacional de JS, probabilidad de supervivencia y otros.

3. CAPTURA POR UNIDAD DE ESFUERZO (CPUE). Es un índice de abundancia recomendado para poblaciones en explotación (Leslie y Davis, 1939) o para ecosistemas muy grandes, donde un estimado relativo de este tipo es más apropiado. Estima el tamaño poblacional a partir de la disminución en la CPUE con el tiempo. Este método sólo funcionará si se extrae una fracción suficiente de la población, de manera que haya una disminución en la CPUE. No funcionará si la población es grande respecto a las extracciones. Las principales premisas son: la población es cerrada y los individuos tienen la misma probabilidad de ser capturados en cada muestreo. Bajo estas asunciones, las CPUE serán directamente proporcionales al tamaño poblacional. Se puede estimar como  $Ct/Et = qNt$ , donde  $Ct$  es número o peso de individuos extraídos en el tiempo  $t$ ,  $Et$  es la unidad de esfuerzo invertido en ese tiempo  $t$ ,  $q$  es el coeficiente de capturabilidad (o probabilidad de capturar un individuo cuando se aplica una unidad de esfuerzo) y  $Nt$  es el tamaño de la población en ese tiempo  $t$ . De esta forma, cuando se aplica una unidad de esfuerzo, el número de peces capturados depende del total de individuos de la población en cuestión y de la probabilidad de capturarlos. De estas, el número de capturas y el esfuerzo son las únicas variables que se pueden controlar.

En este sentido, Zamora *et al.* (2009) comentaron que las capturas se pueden relacionar con el tiempo invertido durante una sesión de pesca con electricidad, con la distancia de río muestreada, con el número de trampas dispuestas o con la superficie de redes instaladas. El esfuerzo se puede medir en función de las técnicas y métodos utilizados, por ejemplo. Estos autores sugirieron que en el diseño del muestreo la clave es contrarrestar los efectos de la variación de la capturabilidad, aunque esto es difícilmente evitable. Si se identifican los factores que determinan las CPUE y se estandariza el muestreo (el esfuerzo), es posible llegar a minimizar la variabilidad de  $q$ , por ejemplo, pescando siempre con el mismo equipo, con la misma intensidad, en

los mismos tramos o en los mismos períodos del año.

### PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Una vez terminadas las recolectas de peces, aquellos individuos que no serán devueltos al agua deben ser depositados en colecciones ictiológicas. Es importante depositar los especímenes en colecciones porque: 1) los estudios deben estar respaldados por la evidencia que representan los ejemplares depositados en colecciones zoológicas reconocidas y 2) los especímenes conservados podrán ser consultados para análisis en estudios posteriores.

Los especímenes deben ser incorporados a las colecciones con etiquetas que porten la mayor cantidad de datos asociados con su captura. Estas etiquetas deben ser rotuladas con lápiz o impresas a láser, pues la tinta de los bolígrafos comunes es soluble en alcohol. Los principales datos a incluir son: el nombre científico y común de la especie, la ubicación geográfica del sitio de recolecta (*e. g.* provincia, municipio, localidad, reparto, etc., y si es posible usar coordenadas geográficas). También resulta útil una descripción detallada del lugar que incluya características del sitio como la profundidad, tipo de fondo, área del acuatorio, otras especies de peces observadas durante el muestreo, fecha de captura y recolectores (Fig. 17.10).

Actualmente, se sugiere que los ejemplares se conserven en alcohol etílico, pues esta sustancia permite que los animales puedan ser usados en estudios moleculares. La concentración ideal es 70 %, pues por debajo de esta el etanol no es eficiente como agente conservante de los tejidos de los peces y en concentraciones más altas los ejemplares pueden ser deshidratados en exceso. El formaldehído, popularmente conocido como formol, aunque permite una excelente fijación de los tejidos, existe la tendencia a no emplearlo como preservante porque se ha comprobado que destruye el material genético. Finalmente, el curador de la colección deberá otorgar un número de catálogo a cada individuo o a cada lote correctamente etiquetado. El catá-

logo facilita la organización para el trabajo y el control de las colecciones.

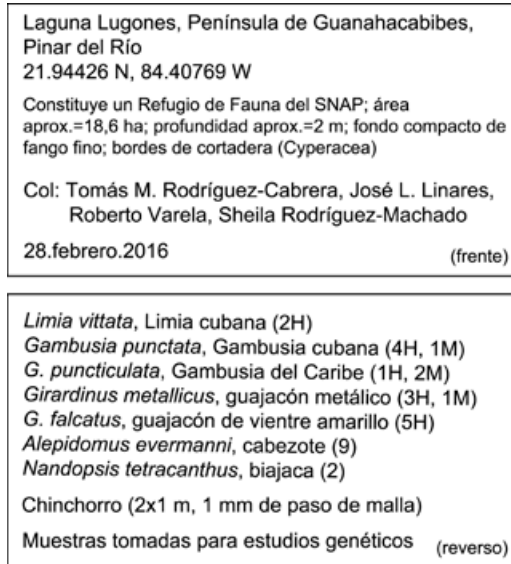


Figura 17.10. Ejemplo de etiqueta con los datos más importante de una captura de varias especies de peces.

## LITERATURA CITADA

- Álvarez García, O. 2013. Un análisis a los vertebrados introducidos en Cuba. Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología, Universidad de La Habana. 93 pp.
- Alvarez-Lajonchere, L. y L. Alvarez-Lajonchere-Ponce de León. 2015. Presencia de *Mugil rubrioculus* en Cuba y situación taxonómica de *Mugil longicauda* (Pisces, Mugilidae). *Poeyana* 501: 41-48.
- Barbour, M.T., J. Gerritsen, B.D. Zinder y J.B. Stribling. 1999. *Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable Rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and fish*. Segunda edición. EPA 841-B41-99-002. U.S. Environmental Protection Agency. Office of Water, Washington D.C.
- Burgess, H. G. y R. Franz. 1989. Zoogeography of the Antillean freshwater fish fauna. Pp. 263-304. En: *Biogeography of the West Indies: Past, Present, and Future* (C. A. Woods, Ed.). Sandhill Crane Press, Gainesville, 878 pp.
- Cabrera Y., C. Aguilar y G. González-Sansón. 2008. Reproductive and morphological indicators of the fish *Gambusia puncticulata* (Poeciliidae) in very polluted sections of Almendares River, Cuba. *Revista de Biología Tropical* 56: 1991-2004.
- CNAP. 2013. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. Ministerio de Ciencias Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, 366 pp.
- Cooch, E. y G. C. White. 2010. Program MARK: A Gentle Introduction. Novena edición. Disponible en <http://www.phidot.org/software/mark/docs/book/>. Último acceso: 17 de agosto de 2016.
- Cote, I. M. y M. R. Perrow. 2006. Fish. Pp. 250-277. En: *Ecological Census Techniques: A Handbook* (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press, Cambridge, 432 pp.
- Eigenmann, C. H. 1903. The fresh-water fishes of western Cuba. *Bulletin of the U. S. Fish Commission* 22: 211-236.
- FAO. 2010. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. ISBN 978-92-5-306675-9. Disponible en <http://www.fao.org/fishery/statistics/es/>. Último acceso: 30 de agosto de 2016.
- Fimia, R. 2010. Eficacia del control de larvas de mosquitos (Diptera: Culicidae) con peces larvivoros en Placetas, provincia Villa Clara, Cuba. *Revista Electrónica de Veterinaria* 11 (03B): [http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n030310B/0310B\\_DS12.pdf](http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n030310B/0310B_DS12.pdf)
- Fischler, K. J. 1965. The use of catch-effort, catch-sampling, and tagging data to estimate a population of blue crabs. *Transactions of the American Fisheries Society* 94: 287-310.
- Fong, A. y G. Garcés. 1997. Notas sobre la alimentación de *Gambusia puncticulata* Poey (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en un hábitat marino. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 2: 54-58.
- Fong, A., G. Garcés y E. Portuondo. 1996. Invertebrados en la alimentación de *Gambusia punctata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en aguas marinas. *Cocuyo* 5: 13-14.
- Galván-Quesada, S., I. Doadrio, F. Alda, A. Perdices, R. G. Reina, M. García Varela, et al. 2016. Molecular phylogeny and biogeography of the amphidromous fish genus *Dormitator* Gill 1861 (Teleostei: Eleotridae). *PLoS ONE* 11(4): e0153538.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012a. *Lucifuga dentata dentata*. Pp. 37-39. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012b. *Lucifuga simile*. Pp. 40-42. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González

- Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012c. *Lucifuga subterranea*. Pp. 42–44. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García-Machado, E., D. Hernández, A. García-Debrás, P. Chevalier-Montea-gudo, C. Metcalfe, Bernatchez, L. y Casane, D. 2011. Molecular phylogeny and phylogeography of the Cuban cave-fishes of the genus *Lucifuga*: Evidence for cryptic allopatric diversity. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 61: 470-483.
- García Machado, E., D. Hernández Martínez y A. García Debrás. 2012. *Lucifuga dentata holguinensis*. Pp. 39–40. 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, 303 pp.
- Greenwood, J. J. D. y R. A. Robinson. 2006. General census methods. Pp. 87–185. En: *Ecological Census Techniques: A Handbook* (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press, Cambridge, 432 pp.
- Gutiérrez, M. A. 2016. Análisis filogenético del complejo de especies *Gambusia punctata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en Cuba: nuevas evidencias de especiación críptica. Tesis de Maestría. Facultad de Biología, Universidad de La Habana. ix + 79 pp.
- Hernández, N., M. Díaz, J. Mendiola, J. A. Báez y I. García. 2004. Ingestión de larvas de *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) por *Girardinus metallicus* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae). *Revista Cubana Medicina Tropical* 56: 152-155.
- Hernández, N., I. Doadrio, A. Sostoa, R. Fimia y N. Odio. 2006. Determinación de la ictiofauna que participa en el control de culicidos en sistemas acuáticos del municipio Guamá, Santiago de Cuba. *Revista Cubana Medicina Tropical* 58:36-9.
- Hernández, D., D. Casane, P. Chevalier-Montea-gudo, L. Bernatchez y E. García-Machado. 2016. Go West: A One Way Stepping-Stone Dispersion Model for the Cave fish *Lucifuga dentata* in Western Cuba. *PLoS ONE* 11(4): e0153545.
- Hubert, W. A. y M. C. Fabrizio. 2004. Relative abundance and catch/effort relationships. Pp. 1–95. En: *Analysis and interpretation of freshwater fisheries data* (M.L. Brown, y C.S. Guy, Eds.). American Fisheries Society, Bethesda, 961 pp.
- Jolly, G. M. 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. *Biometrika* 52: 225-247.
- Junge, C.O. y J. Libosvárský. 1965. Effects of size selectivity on populations estimates based on successive removals with electrical fishing gear. *Zoologické Listy* 14: 171-178.
- Lara, A., J. L. Ponce de León, R. Rodríguez, D. Casane, G. Côté, L. Bernatchez y E. García-Machado. 2010. DNA barcoding of Cuban freshwater fishes: evidence for cryptic species and taxonomic conflicts. *Molecular Ecology Resources* 10: 421-430.
- Lemus, E. 2013. Relaciones filogenéticas en el complejo de especies *Gambusia puncticulata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en Cuba. Tesis de Diploma. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 104 pp.
- Leslie, P. H. y D. H. S. Davis. 1939. An attempt to determine the absolute number of rats on a given area. *Journal of Animal Ecology* 8: 94-113.
- Martella, M. B., E. Trumper, L. M. Bellis, D. Renison, P. F. Giordano, G. Bazzano y R. M. Gleiser. 2012. Manual de Ecología. Poblaciones: Introducción a las técnicas para el estudio de las poblaciones silvestres. *Reduca (Biología). Serie Ecología* 5 (1): 1-31.
- Mora, C. D., P. Tittensor y R. A. Myers. 2008. The completeness of taxonomic inventories for describing the global diversity and distribution of marine fishes. *Proceeding of the Royal Society B* 275: 149-155.
- Moran, P. A. P. 1951. A mathematical theory of animal trapping. *Biometrika* 38: 307-311.
- Nelson, J. S. 2006. *Fishes of the World*. Cuarta edición. Hoboken: John Wiley & Sons. New Jersey, 601 pp.
- Neumann, D. 2010. Preservation of freshwater fishes in the field. Pp. 587–631. En: *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring* (J. Eymann, J. Gegreef, C. L. Hauser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. Vanden Spiegel, Eds.). Abc Taxa, 632 pp.
- Otis, D. L., K. P. Burnham, G. C. White y D. R. Anderson. 1978. Statistical inference from capture data on closed animal populations. *Wildlife Monographs* 62: 1-135.
- Poey, F. 1854. Los guajacones, pececillos de agua dulce. *Memorias de la Historia Natural de la Isla de Cuba* 1 (32): 374-392.
- Ponce de León, J. L. 2012. Estrategias de historia de vida relacionadas con la reproducción de la

- familia Poeciliidae (Actinopterygii: Cyprinodontiformes) en Cuba: Patrones opuestos en ambientes lóticos y lénticos. Tesis de Doctorado. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 120 pp.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2007. Dinámica poblacional de tres especies de Poeciliidae (Teleostei: Cyprinodontiformes) en Govea, un arroyo intermitente de Cuba. *Revista Biología* 21 (1-2): 40-45.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2012. Riqueza y abundancia relativa de especies de peces de agua dulce en dos localidades de la Isla de la Juventud, Cuba, al final de época de seca de 2008. *Revista Biología* 22 (1-2): 78-80.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2013. Spatial segregation of freshwater fish in an intermittent Cuban stream. *Revista Biología* 22: 31-35.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez, M. Acosta y M. C. Uribe. 2011. Egg size and its relationship with fecundity, newborn length and female size in Cuban poeciliid fishes (Teleostei: Cyprinodontiformes). *Ecology of Freshwater Fish* 20: 243-250.
- Ponce de León, J. L., E. García Machado, R. Rodríguez, I. Ramos García y D. Hernández. 2012a. Peces de agua dulce. Pp. 33-36. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez e I. Ramos. 2012b. *Girardinus cubensis*. Pp. 47-48. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez y F. Núñez. 2013a. Alimentación de juveniles de *Clarias gariepinus* (Teleostei: Clariidae) en un campo de cultivo de arroz en el Sur del Jíbaro, Sancti Spiritus, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* 2 (1): 43-45.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez y G. León. 2013b. Life-history patterns of Cuban poeciliid fishes (Teleostei: Cyprinodontiformes). *Zoo Biology* 32: 251-256.
- Ponce de León, J. L., G. León, R. Rodríguez, C. J. Metcalfe, D. Hernández, D. Casane y E. García-Machado. 2014. Phylogeography of Cuban *Rivulus*: Evidence for allopatric speciation and secondary dispersal across a marine barrier. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 79: 404-414.
- Ramos García, I. 2012a. *Nandopsis ramsdeni*. Pp. 44-45. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ramos García, I. 2012b. *Atractosteus tristoechus*. Pp. 46-47. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ramos García, I., J. L. Ponce de León y R. Rodríguez Silva. 2012. *Quintana atrizona*. Pp. 48-50. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Reynolds, J. B. 1983. Electrofishing. Pp. 147-164. En: *Fisheries Techniques* (L.A. Nielsen y D. L. Johnson, Eds.). American Fisheries Society. Maryland, 468 pp.
- Ricker, W. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Fisheries Research Board of Canada Bulletin* 191: 1-382.
- Rivas, L. R. 1944. Contributions to the study of the Poeciliid fishes of Cuba. I. Descriptions of six new species of the subfamily Gambusiinae. *Proceedings of the New England Zoological Club* 23: 41-53.
- Rivas, L. R. 1958. The origin, evolution, dispersal and geographical distribution of the Cuban poeciliid fishes of the tribe Girardinini. *The American Philosophical Society* 102: 281-320.
- Rivas, L. R. 1963. Subgenera and species groups in the poeciliid fish genus *Gambusia* Poey. *Copeia* 2: 331-347.
- Rodríguez, R. 2015. *Rivulus berovidesi*, a new killifish species (Teleostei: Rivulidae) from western Cuba. *Zootaxa* 3949 (2): 289-296.
- Rodríguez-Machado, S. y T. M. Rodríguez-Cabrera. 2015. First record of native amphibian predation by the invasive alien African catfish *Clarias gariepinus* (Siluriformes, Clariidae) in Cuba. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences* 10 (3): 254-258.
- Rosen, D. E. y R. M. Bailey. 1963. The poeciliid fishes (Cyprinodontiformes), their structure, zoogeography, and systematics. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 126: 1-176.
- Schnabel, Z. E. 1938. The estimation of the total fish population of a lake. *American Mathematician Monthly* 45: 348-352.
- Schwarz, C. J. y G. A. F. Seber. 1999. A review of estimating animal abundance III. *Statistical Science* 14: 427-456.

- Seber, G. A. F. 1982. *The estimation of animal abundance and related parameters*. Charles Griffin & Company, London, 654pp.
- Singh, B. N. y G. M. Hughes. 1971. Respiration of an air breathing catfish *Clarias batrachus* (Linn). *Experimental Biology* 55: 421-434.
- Snyder, D. E. 1995. Impacts of electrofishing on fish. *Fisheries Research* 20: 26-27.
- UICN, 2001. *Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN*. Versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN. UICN, Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido. 33 pp.
- Ulmo-Díaz, G., J. Castellanos-Gell, J. L. Ponce de León, D. Casane, A. Hurtado y E. García-Machado. 2016. Evidence of very low genetic diversity of Cuban gar (*Atractosteus tristoechus*). *Revista de Investigaciones Marinas* 36 (2).
- Vales, M., A. Álvarez, L. Montes y A. Ávila (Eds.). 1998. Pisces. Pp. 202-203. En: *Estudio nacional sobre la diversidad biológica en la República de Cuba*. CESYTA. Madrid, 480 pp.
- Van Deventer, J. S. 1989. Microcomputer software system for generating population statistics from electrofishing Data-User's Guide for MicroFish 3.0. USDA Forest Service, General Technical Report INT-254, 29 pp.
- Vergara, R. R. 1992. *Principales características de la ictiofauna dulceacuícola cubana*. Información adicional (N. R. Garrido, Ed.). Editorial Academia, La Habana, 27 pp.
- Walton, W. E. 2007. Larvivorous fish including *Gambusia*. *Journal of the American Mosquito Control Association* 23:184-220.
- Welcomme, R. L. 1988. *International introductions of inland aquatic species*. FAO Fisheries Technical Paper 294. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 303 pp.
- White, G. C. 2008. Closed population estimation models and their extensions in program MARK. *Environmental and Ecological Statistics* 15: 89-99.
- Zamora, L., A. Vilay J. Naspleda. 2009. La biota de los ríos: los peces. Pp. 271-291. En: *Conceptos y técnicas en ecología fluvial* (A. Elosegí y S. Sabater, Eds.). Fundación BBVA, Bilbao, 437 pp.
- Zippin, C. 1956. An evaluation of the removal method of estimating animal populations. *Biometrics* 12: 163-189.
- Zippin, C. 1958. The removal method of population estimation. *Journal of Wildlife Management* 22: 82-90.



*Nandopsis ramsdeni*. © S. León.



## Anexo 17.1. Clasificación taxonómica de los peces de agua dulce de Cuba; \* indica endemismo de Cuba.

Orden: Familia	Especie	Nombre común
Anguilliformes: Anguillidae	<i>Anguilla rostrata</i> (Lesueur, 1817)	Anguila americana
Atheriniformes: Atherinidae	<i>Alepidomus evermanni</i> (Eigenmann, 1903)*	Cabezote
Cyprinodontiformes: Cyprinodontidae	<i>Cyprinodon variegatus</i> La Cepède, 1803	Cachorro
	<i>Cubanichthys cubensis</i> (Eigenmann, 1903)*	Neón cubano
Cyprinodontiformes: Fundulidae	<i>Fundulus grandis</i> Baird y Girard, 1853	Guasábalo
Cyprinodontiformes: Poeciliidae	<i>Gambusia punctata</i> Poey, 1854*	Gambusia cubana
	<i>Gambusia puncticulata</i> Poey, 1854	Gambusia del Caribe
	<i>Gambusia rhizophorae</i> Rivas, 1969	Gambusia de manglar
	<i>Girardinus metallicus</i> Poey, 1854*	Guajacón metálico
	<i>Girardinus falcatus</i> (Eigenmann, 1903)*	Guajacón de vientre amarillo
	<i>Girardinus creolus</i> (Garman, 1895)*	Guajacón creol
	<i>Girardinus microdactylus</i> Rivas, 1944*	Guajacón
	<i>Girardinus uninonatus</i> Poey, 1860*	Guajacón
	<i>Girardinus cubensis</i> (Eigenmann, 1903)*	Guajacón
	<i>Girardinus denticulatus</i> (Garman, 1895)*	Guajacón
	<i>Limia vittata</i> Guichenot, 1853*	Limia cubana
Cyprinodontiformes: Rivulidae	<i>Quintana atrizona</i> Hubbs, 1934*	Guajacón barrado
	<i>Kryptolebias marmoratus</i> (Poey, 1880)	Rivulus de manglar
	<i>Rivulus berovidesi</i> Rodríguez, 2015*	Rivulus verde
Gasterosteiformes: Syngnathidae	<i>Rivulus cylindraceus</i> Poey, 1860*	Rivulus verde
Lepisosteiformes: Lepisosteidae	<i>Microphis lineatus</i> (Kaup, 1856)	Pez pipa
Mugiliformes: Mugilidae	<i>Atractosteus tristoechus</i> (Bloch y Schneider, 1801)*	Manjuarí
	<i>Agonostomus monticola</i> (Bancroft en Griffith y Smith, 1834)	Dajao
	<i>Joturus pichardi</i> Poey, 1860	Bobo
	<i>Mugil curema</i> Valenciennes en Cuvier y Valenciennes, 1836	Lisa blanca, Liseta
	<i>Mugil incilis</i> Hancock, 1830	Liseta
	<i>Mugil hospes</i> Jordan y Culver, 1895	Lebranchito
	<i>Mugil liza</i> Valenciennes en Cuvier y Valenciennes, 1836	Lisa, Lebranchito
	<i>Mugil longicauda</i> Guitart y Álvarez-Lajonchere, 1976	Lisa rabúa
	<i>Mugil rubrioculus</i> Harrison, Nirchio, Oliveira, Ron y Gaviña, 2007	Lisa ojicandela
	<i>Mugil trichodon</i> Harrison, Nirchio, Oliveira, Ron y Gaviña, 2007	Lisa plateada

Anexo 17.1 (continuación). Clasificación taxonómica de los peces de agua dulce de Cuba; \* indica endemismo de Cuba.

Orden: Familia	Especie	Nombre común
Ophidiiformes: Bythitidae	<i>Lucifuga dentata</i> Poey, 1858*	Pez ciego
	<i>Lucifuga simile</i> Nalbant, 1981*	Pez ciego
	<i>Lucifuga subterranea</i> Poey, 1858*	Pez ciego
Perciformes: Cichlidae	<i>Nandopsis tetracanthus</i> (Valenciennes, 1831)*	Biajaca
	<i>Nandopsis ramsdeni</i> (Fowler, 1938)*	Joturo, Biajaca frentona o del Guaso
Perciformes: Eleotridae	<i>Eleotris pisonis</i> (Gmelin, 1789)	
	<i>Dormitator cubanus</i> (Ginsburg, 1953)*	
	<i>Dormitator maculatus</i> (Bloch, 1792)	
	<i>Gobiomurus dormitor</i> La Cepède, 1800	Guabina de ley, Guabina dormilona
Perciformes: Gobiesocidae	<i>Gobiesox nudus</i> (Linnaeus, 1758)	Chupapiedras
Perciformes: Gobiidae	<i>Awaous banana</i> (Valenciennes 1837)	Gobio de río
	<i>Lophogobius cyprinoides</i> (Pallas, 1770)	Guabina, mapo
	<i>Sicydium plumieri</i> (Bloch, 1786)	Sirajo
	<i>Sicydium altum</i> Meek, 1907	
Synbranchiformes: Synbrachidae	<i>Ophisternon aenigmaticus</i> Rosen y Greenwood, 1976	Mamporro

Anexo 17.2. Especies de peces de agua dulce de Cuba con algún grado de amenaza, los valores en paréntesis indican los criterios de la UICN (2001).

Especie	Categoría de amenaza		Referencia
	CUBA	UICN	
<i>Lucifuga dentata dentata</i>	Casi Amenazada	Vulnerable	García y Hernández, 2012a
<i>Lucifuga dentata holguinensis</i>	En Peligro Crítico (A2ce; B1+B2ab)	Vulnerable	García <i>et al.</i> , 2012
<i>Lucifuga simile</i>	En Peligro Crítico (A2ce; B1+B2ab)	Vulnerable	García y Hernández, 2012b
<i>Lucifuga subterranea</i>	Vulnerable (D1+2)	Vulnerable	García y Hernández, 2012c
<i>Nandopsis ramsdeni</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ramos, 2012a
<i>Atractosteus tristoechus</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ramos, 2012b
<i>Girardinus cubensis</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ponce de León <i>et al.</i> , 2012b
<i>Quintana atrizona</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	No Evaluada	Ramos <i>et al.</i> , 2012

Anexo 17.3.1. Planilla para la caracterización de la ictiofauna en ecosistemas de agua dulce.

Nombre del acuario				Planilla llenada por			
Provincia				Institución			
Latitud	Comentarios	Motivo del muestreo					
Longitud		Fecha		Hora			
Número del individuo	Especie	Sexo	Estadio	Largo estándar (mm)	Largo total (mm)	Peso (g)	Número de ectoparásitos evidentes
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							

Anexo 17.3.2. Planilla para la caracterización física y química del acuatorio (primera parte), modificado de Barbour *et al.* (1999).

Nombre del acuatorio			Planilla llenada por		
Provincia			Institución		
Sitio de muestreo			Fecha		
Latitud			Hora		
Longitud			Motivo del muestreo		
CONDICIONES CLIMÁTICAS	Al momento del muestreo		Pasadas 24 horas		¿Ha llovido mucho en los últimos 7 días? Sí___ No___
	___ tormenta ___ lluvia moderada ___ llovizna		___ tormenta ___ lluvia moderada ___ llovizna		Temperatura del aire ___°C
	___ nubosidad (%) ___ soleado		___ nubosidad (%)		Otros datos de interés
			___ soleado		
MAPA DEL LUGAR			ESQUEMA O FOTO DEL SITIO DE MUESTREO		
CARACTERIZACIÓN DEL ACUATORIO	Subsistema		Origen		Área de captura ___ km <sup>2</sup>
	___ permanente		___ montaña		
	___ intermitente		___ ciénaga		
			___ otro ( )		
COMPOSICIÓN INORGÁNICA DEL SUSTRATO (debe sumar 100%)			COMPOSICIÓN ORGÁNICA DEL SUSTRATO (no necesariamente debe sumar 100%)		
Tipo	Diámetro	Composición (%) en el área muestreada	Tipo	Característica	Composición (%) en el área muestreada
Fondo rocoso			Detrito	palos, madera, restos de plantas	
Rocas grandes	> 256 mm				
Rocas medianas	256-64 mm		Fango/Lodo	negro, materia orgánica muy fina	
Gravilla	64-2 mm				
Arena	2-0,06 mm		Marga	gris, fragmentos de conchas	
Fango	< 0,06 mm				

Anexo 17.3.2 (continuación). Planilla para la caracterización física y química del acuatorio (primera parte), modificado de Barbour *et al.* (1999).

CARACTERÍSTICAS DEL ÁREA CIRCUNDANTE	Uso predominante de la vegetación circundante. <input type="checkbox"/> Forestal <input type="checkbox"/> Pastoreo <input type="checkbox"/> Agricultura <input type="checkbox"/> Residencial <input type="checkbox"/> Industrial <input type="checkbox"/> Otro	
	Contaminación local. <input type="checkbox"/> No evidente <input type="checkbox"/> Algunas fuentes potenciales <input type="checkbox"/> Fuentes evidentes	
	Erosión local. <input type="checkbox"/> Ninguna <input type="checkbox"/> Moderada <input type="checkbox"/> Fuerte	
VEGETACIÓN RIBEREÑA (18 m amortiguamiento)	Vegetación dominante. <input type="checkbox"/> Árboles <input type="checkbox"/> Arbustos <input type="checkbox"/> Hierbas <input type="checkbox"/> Herbáceas Especies dominantes _____	
CARACTERÍSTICAS DEL ACUATORIO	Largo estimado _____ m Ancho estimado _____ m Área de muestreo _____ m <sup>2</sup> Profundidad estimada _____ m Velocidad de la corriente _____ m/seg Marca del máximo nivel de agua observado en la ribera _____ m	Cobertura del dosel <input type="checkbox"/> Abierto parcialmente <input type="checkbox"/> Sombreado parcialmente <input type="checkbox"/> Sombreado
	Proporción y tipo de morfología de los tramos del acuatorio <input type="checkbox"/> Agua corriente _____% <input type="checkbox"/> Poceta _____% <input type="checkbox"/> Saltos _____%	Canalización <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No
		Embalses/presas cercanos <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No
VEGETACIÓN ACUÁTICA	Vegetación dominante <input type="checkbox"/> Raíces emergidas <input type="checkbox"/> Raíces sumergidas <input type="checkbox"/> Raíces flotantes <input type="checkbox"/> Sin vegetación flotante <input type="checkbox"/> Algas flotantes <input type="checkbox"/> Algas fijas al fondo Especies dominantes _____ Vegetación acuática en el tramo muestreado _____%	
CALIDAD DEL AGUA	Temperatura _____ Conductividad específica _____ Oxígeno disuelto _____ pH _____ Turbidez _____ Propiedades y precisión del instrumento usado	Olor del agua <input type="checkbox"/> Normal/ninguno <input type="checkbox"/> Aguas residuales <input type="checkbox"/> <input type="checkbox"/> Petróleo <input type="checkbox"/> Químicos <input type="checkbox"/> Pescados <input type="checkbox"/> Otro
		Turbidez (a simple vista) <input type="checkbox"/> Limpio <input type="checkbox"/> Ligeramente turbio <input type="checkbox"/> Turbio <input type="checkbox"/> Opaco <input type="checkbox"/> Manchado <input type="checkbox"/> Otro
		Manchas de aceites <input type="checkbox"/> No evidentes <input type="checkbox"/> Evidentes
CALIDAD DEL SUSTRATO/ SEDIMENTO	Olores. <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Aguas residuales <input type="checkbox"/> Petróleo <input type="checkbox"/> Químicos <input type="checkbox"/> Anaerobio <input type="checkbox"/> Ninguno <input type="checkbox"/> Otro	
	Sedimento. <input type="checkbox"/> Residuales <input type="checkbox"/> Serrín <input type="checkbox"/> Fibroso <input type="checkbox"/> Arena <input type="checkbox"/> Conchas <input type="checkbox"/> Otro	
	Aceites. <input type="checkbox"/> Ausentes <input type="checkbox"/> Ligeros <input type="checkbox"/> Moderados <input type="checkbox"/> Muy evidentes	
	Color negro en la base de las rocas que no están muy profundas. <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No	



*Girardinus metallicus*. © T. M. Rodríguez-Cabrera