

CAPÍTULO

16

MACROINVERTEBRADOS DULCEACUÍCOLAS



Chinche acuática de la familia Belostomatidae

MACROINVERTEBRADOS DULCEACUÍCOLAS

ORESTES C. BELLO GONZÁLEZ¹

PEDRO LÓPEZ DEL CASTILLO²

ADRIÁN D. TRAPERO QUINTANA³

YOANDRI SUÁREZ MEGNA³

BETINA NEYRA RAOLA¹

MAIKE HERNÁNDEZ QUINTA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad

3. Universidad de Oriente



Larva de libélula (Odonata). © Monika Springer

INTRODUCCIÓN

Los macroinvertebrados dulceacuícolas incluyen a especies de moluscos, anélidos, artrópodos (mayoritariamente insectos), nemátodos y turbelarios que tienen en común una talla igual o superior a los 500 μm y que desarrollan al menos una parte de su ciclo de vida en un cuerpo de agua no marino (Jacobsen *et al.*, 2008; Thorp y Covich, 2009). Estos habitan en prácticamente todos los ríos y arroyos del mundo (Hauer y Resh, 2006). En estos ecosistemas son un componente importante de la diversidad y desempeñan un papel clave en las tramas tróficas. Además son organismos claves en el procesamiento de la materia orgánica alóctona y en los mecanismos de redistribución de los nutrientes sedimentados (Roldán 1992; Wallace y Webster, 1996; Lampert y Sommer, 2007).

DIVERSIDAD TAXONÓMICA Y CONSERVACIÓN

En Cuba los estudios de macroinvertebrados han estado enfocados en la taxonomía. Algunos grupos como Ephemeroptera (Naranjo *et al.*, 2014), Trichoptera (Naranjo *et al.*, 2014), Odonata (Trapero y Naranjo, 2003) y Heteroptera (Naranjo *et al.*, 2010; Muñoz *et al.*, 2010) muestran un mayor nivel de conocimiento. En la Tabla 16.1 se resumen la categorización taxonómica de los macroinvertebrados acuá-

ticos que se encuentran o que con mayores posibilidades pueden encontrarse en los cuerpos de agua de Cuba. Algunos grupos de macroinvertebrados muestran alto porcentaje de endemismos, tal es el caso de los insectos del orden Ephemeroptera, con 94 % (González *et al.*, 2008) y Trichoptera, con 73 % (Naranjo y González, 2005).

A pesar de la alta especialización ecológica de los macroinvertebrados acuáticos y el notable deterioro ambiental que sufren la mayoría de los ríos del país, afectados por la contaminación (principalmente fertilizantes, pesticidas, y aguas residuales domésticas e industriales sin tratamiento), el represamiento, la deforestación en sus márgenes, el cambio de usos del suelo, extracción de materiales para la construcción, introducción de especies invasoras, etc. (Naranjo *et al.*, 2014), solo dos especies del orden Odonata aparecen en alguna categoría de amenaza (Amaro, 2012). Al parecer la ausencia de un mayor número de especies en las listas rojas es más motivada por la falta de estudios que brinden la información para evaluar el estatus de los táxones en cuestión, que por el buen estado de conservación de los ecosistemas fluviales cubanos.

Los trabajos que incluyen información ecológica sobre los macroinvertebrados son escasos. Entre los más destacados se encuentra la

Tabla 16.1. Categorías taxonómicas de los principales grupos de macroinvertebrados acuáticos presentes en Cuba.

CLASE	ORDEN	FAMILIA
		PHYLUM NEMATODA
Adenophorea	Mermithida	Mermithidae
		Phylum Nematomorpha
Gordioida	Chordodea	Chordodidae, Parachordodidae
		Phylum Platyhelminthes
Turbellaria	Tricladida	Dugesidae
		PHYLUM ANNELIDA
Hirudinea	Rhynchobdellae	Glossiphoniidae
Polychaeta	Scolecida	Aelosomatidae
Oligochaeta	Haplotaxida	Enchytraeidae, Naididae, Opistocystidae, Tubificidae
		PHYLUM ARTHROPODA
Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae, Talitridae
	Isopoda	Anthuridae
	Decapoda	Astacidae, Atyidae, Cambaridae, Grapsidae, Hyppolitidae, Palaemonidae, Pseudothelphusidae
Insecta	Ephemeroptera	Baetidae, Caenidae, Euthyplociidae, Leptohiphidae, Leptophlebiidae, Oligoneuridae
	Odonata	Aeshnidae, Coenagrionidae, Gomphidae, Lestidae, Libellulidae, Megapodagrionidae, Protoneuridae
	Heteroptera	Belostomatidae, Corixidae, Dipsocoridae, Gelastocoridae, Gerridae, Hebridae, Hermatobatidae, Hydrometridae, Mesoveliidae, Naucoridae, Nepidae, Notonectidae, Ochteridae, Pleidae, Saldidae, Veliidae
	Coleoptera	Chrysomelidae, Curculionidae, Dryopidae, Dytiscidae, Elmidae, Gyrinidae, Haliplidae, Heteroceridae, Hydraenidae, Hydrophilidae, Lampyridae, Limnichidae, Lutrochidae, Noteridae, Psephenidae, Ptilodactylidae, Scarabaeidae, Scirtidae, Staphylinidae
	Trichoptera	Calamoceratidae, Ecnomidae, Glossosomatidae, Helicopsychidae, Hydrobiosidae, Hydropsychidae, Hydroptilidae, Leptoceridae, Philopotamidae, Polycentropodidae, Odontoceridae, Xiphocentronidae
	Lepidoptera	Crambidae
	Diptera	Blephariceridae, Ceratopogonidae, Chaoboridae, Chironomidae, Culicidae, Dixidae, Dolichopodidae, Empididae, Psychodidae, Simuliidae, Stratiomyidae, Syrphidae, Tipulidae
		PHYLUM MOLLUSCA
Gasteropoda	Neritimorpha	Neritidae
	Hygrophila	Lymnaeidae, Physidae y Planorbidae
Bivalvia	Unionoida	Unionidae
	Veneroida	Corbiculidae, Dreissenidae, Sphaeriidae

“Guía elemental de las aguas dulces de Cuba” de Alayo (1965), donde el autor brinda datos sobre la ecología de los principales grupos acuáticos, incluyendo muchos macroinvertebrados. Un punto aparte merecen la serie de publicaciones derivadas de las expediciones cubano-rumanas que abarcaron diferentes ambientes acuáticos por todo el archipiélago cubano. Los principales resultados se editaron en cuatro tomos que incluyeron nuevos registros, descripción de nuevas especies y valiosa información ecológica, principalmente del hábitat, de muchos tricópteros, coleópteros, dípteros, lepidópteros, ácaros y crustáceos (Orghidan *et al.* 1973; 1977; 1981; 1983).

Los macroinvertebrados han sido extensivamente utilizados como bioindicadores y en estudios de integridad ecológica (Hellawell, 1986; Rosemberg y Resh, 1996; Karr, 1999; Figueroa *et al.*, 2003; Bonada *et al.*, 2006; Gravelle *et al.*, 2009; Ibáñez *et al.* 2010), al punto que hoy se aplican por ley estándares basados en su empleo en varios países latinoamericanos, europeos y en los EE UU (Bonada *et al.*, 2006). Su empleo puede resultar económicamente ventajoso frente al empleo de los indicadores químico-físicos (Resh, 1995). Estos últimos además tienen la desventaja de representar las características del agua solo en el momento de la toma de muestras, mientras que los macroinvertebrados integran un periodo que puede durar semanas, por lo que es posible detectar perturbaciones ocurridas en ese periodo de tiempo (Jacobsen *et al.*, 2008).

En Cuba se han realizado avances en el empleo de los macroinvertebrados como bioindicadores mediante la adaptación de un índice biótico, el “*Biological Monitoring Working Party*” (BMWP) (Hellawell, 1978). El índice resultante, el BMWP-Cub, tiene en cuenta los valores de tolerancia de 69 familias de macroinvertebrados cubanos (Naranjo *et al.*, 2005; Naranjo y González, 2007) y permite categorizar la calidad del agua. Basado en este índice, González *et al.* (2005) analizaron la calidad del agua en tres ríos del macizo Nipe-Sagua-Baracoa.

En el presente capítulo se brindan elementos sobre la diversidad, composición taxonómica y la utilización de los macroinvertebrados como bioindicadores. Además, se ofrecen métodos para la recolecta y preservación de los representantes del grupo, así como la estimación de índices para obtener información sobre la calidad y estado de conservación de los ríos y arroyos cubanos. Finalmente se proporciona una clave dicotómica para identificar los principales órdenes que conforman la fauna de macroinvertebrados acuáticos de Cuba.

RECOLECTA DE MACROINVERTEBRADOS

El hábitat fluvial es usualmente muy heterogéneo, ya que comprende diversas combinaciones de profundidad, velocidad de la corriente y tipos de sustrato (Allan y Castillo, 2007), los que varían espacialmente (Li *et al.*, 2001). Esta situación, junto a las consideraciones logísticas, los objetivos propios de cada estudio y la intrínseca heterogeneidad del grupo, impone retos para la recolecta. A pesar de que se han descritos numerosos equipos para la recolecta (*e. g.* Merritt *et al.*, 1996; Ausden, 1996; Hauer y Resh, 2006; Rodríguez-Capítulo *et al.*, 2009), en la práctica existe un pequeño número de técnicas estandarizadas, con equipamiento relativamente sencillo, que se utilizan en la mayoría de los estudios (Hauer y Resh, 2006).

La gran mayoría de los ríos cubanos y especialmente los de zonas montañosas, son poco profundos, de corriente relativamente rápida y fondos más o menos rocosos. Para este tipo de ríos la mayoría de los métodos de recolecta siguen un principio de funcionamiento básico. La idea consiste en aprovechar la corriente y remover el sustrato en el que se encuentran los macroinvertebrados, de modo que estos sean arrastrados aguas abajo donde son capturados generalmente con algún tipo de red. Bajo este principio funcionan las redes Surber, Hess y “de pateo” (*kick-net*) que forman parte, especialmente la última, de un gran número de protocolos (Hilsenhoff, 1988; Poreti *et al.*, 2007; Acosta *et al.*, 2009).

La “red de pateo” básicamente consiste en dos listones de madera o metal a los que se fija una red (Fig. 16.1). Sin embargo, en la práctica, puede ser sustituida por la misma red fijada a un marco rectangular, triangular o en forma de “D” (Fig. 16.2). Su uso ha demostrado ser efectivo en la evaluación rápida de la riqueza de especies y en la aplicación de índices relacionados con la diversidad y la calidad biológica de las aguas. En Cuba solo existe un trabajo publicado que aborda el tema de los aspectos técnicos y metodológicos del muestreo de los macroinvertebrados en ecosistemas lóticos. Naranjo *et al.* (2010) describieron un protocolo para obtener muestras representativas de la comunidad de macroinvertebrados con el objetivo de aplicar el BMWP-Cub y evaluar así la calidad biológica de las aguas.

MÉTODOS DE INVENTARIOS

En los ríos típicamente existe una alternancia de zonas donde el agua alcanza una alta velocidad (zonas erosionales, rápidos o rabinos) y zonas con muy poca velocidad de la corriente (zonas deposicionales o remansos). Los métodos que a continuación se



Figura 16.1. Empleo de la “red de pateo” (*kick net*). © M. Springer.



Figura 16.2. La red “D” y su utilización. © M. Springer

describen están concebidos para obtener la mayor información posible sobre la riqueza y composición taxonómica de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos en una estación de recolecta de un río o arroyo de poca profundidad, donde existan zonas de rápidos y remansos y donde estén representados la mayoría de los hábitats acuáticos.

Siguiendo los procedimientos recomendados, es posible obtener la información necesaria de sitios con elevada heterogeneidad de hábitats. Si por determinadas razones, la estación se ubica en un tramo sin zonas de rápidos o remansos o que carezca de algunos de los hábitats considerados, solamente habría que aplicar aquellas técnicas correspondientes a los hábitats presentes. En la Tabla 16.2 aparece el método a emplear en cada zona y hábitat.

INSPECCIÓN DIRECTA DE PIEDRAS

Este método se emplea con frecuencia en ríos y arroyos con abundante presencia de rocas de entre 6 y 25 cm de diámetro. Consiste en la revisión visual de las piedras del fondo y la extracción directa de los ejemplares con ayuda de pinzas y pinceles. El levantamiento e inspección visual se realiza durante 10 min en la zona de remansos e igual periodo de tiempo en la de rápidos. En cada estación de muestreo es importante, tanto en la aplicación de este método como en los siguientes, que se realicen siempre avanzando en contra de la corriente, de esta forma las perturbaciones en el sustrato ocasionadas por los movimientos de los recolectores no alteran los sitios de los que posteriormente se toman las muestras.

Las rocas deben seleccionarse tratando de cubrir la mayor heterogeneidad de condiciones posibles, considerando aspectos como: posición respecto a las orillas (rocas próximas a las orillas o al centro del cauce), color de las rocas (claras u oscuras), velocidad de la corriente y profundidad. No debe invertirse más de 1 min en la revisión de cada roca seleccionada. El énfasis en la captura de ejemplares debe ponerse en aquellos táxones fuertemente adheridos al sustrato debido a sus estructuras o forma corporales (e. g. larvas de Simuliidae, Blaphariceridae, Psephenidae) y en aquellos que construyen casas (e.g. larvas de Trichoptera y algunas de Chironomidae y Crambidae). Los representantes de

los táxones que se mueven activamente serán mucho más fácilmente capturados con el método de “pateo de fondo” que describimos a continuación.

Los ejemplares serán depositados en frascos previamente etiquetados, herméticos y bien rellenos de alcohol etílico 80 %. Para obtener la mayor información posible es necesario separar la muestra procedente de la zona de rápidos de la de remansos, etiquetándolas correspondientemente.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Este método aumenta la probabilidad de capturar aquellos táxones estrechamente adheridos a las rocas como las larvas de Crambidae (Lepidoptera), algunos representantes del orden Trichoptera, que construyen refugios aprovechando el microrelieve de las rocas, las larvas de Psephenidae (Coleoptera) y de Simuliidae (Diptera) que de otra manera sería poco probable encontrar.

El método que se sugiere es una modificación de la propuesta de Naranjo *et al.* (2010). Estos autores consideraron el levantamiento de 25 piedras en la zona de remansos y otras tantas en la de rápidos. Sin embargo, es preciso mencionar dos inconvenientes a este proceder. El primero tiene que ver con las variaciones en el área superficial y por tanto en la superficie colonizable por los macroinvertebrados entre las rocas de diferentes ríos y de diferentes puntos en un mismo río. De forma natural existe un gradiente desde las

Tabla 16.2. Métodos a aplicar en las zonas de rápidos y remansos de una estación de recolecta en dependencia del tipo de hábitat.

ZONA	HÁBITATS	MÉTODO
Rápidos o rabiones	Rocas, cantos, guijarros, grava, hojarasca, fragmentos de madera, esponjas	Pateo de fondo
	Rocas entre seis y 25 cm de diámetro	Inspección directa de piedras
Remansos	Vegetación acuática (incluyendo algas filamentosas) y partes sumergidas de la vegetación riparia	Tamizaje de vegetación de orilla
	Cantos, guijarros, grava, arena, limo	Pateo de fondo
	Vegetación acuática (incluyendo algas filamentosas) y partes sumergidas de la vegetación riparia	Tamizaje de vegetación de orilla
	Acumulaciones de hojarasca y fragmentos de madera	Tamizaje de hojarasca depositada

cabeceras a la desembocadura donde cabe esperar una reducción en las dimensiones de las partículas que forman el sustrato de los ríos (Thorp *et al.*, 2008). Consecuentemente, la superficie colonizable de los tramos superiores de los ríos diferirá notablemente de aquella aguas abajo. Esta situación implica un sesgo importante a la hora de comparar resultados entre sitios. En la práctica la meta de lograr un tamaño de muestra comparable puede ser abordada más eficientemente estandarizando el esfuerzo de muestreo por el tiempo invertido en la captura de los ejemplares (Vinson y Hawkins, 1996; Li *et al.*, 2001). En segundo lugar, si la meta final es obtener la mayor información posible sobre la riqueza y composición taxonómica de los macroinvertebrados, no resulta práctico invertir tanto esfuerzo en un hábitat del que se puede extraer la mayor cantidad de información con otra técnica más sencilla, como el “pateo de fondo” al que nos referiremos seguidamente.

PATEO DE FONDO

Este método se desarrolla preferentemente entre dos personas, aunque también puede realizarlo una sola con algo de práctica. La primera persona, de frente a la corriente sostiene una red de 30×20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro, la segunda persona remueve el fondo pateándolo con fuerza. Ambos van desplazándose en contra de la corriente hasta completar una distancia total de 8 m. La distancia entre la boca de la red y los pies de la persona que remueve el sustrato no debe exceder los 40 cm para evitar que los ejemplares removidos se depositen nuevamente. Una vez recorrida la distancia indicada se vierte el contenido de la red en una bandeja blanca y se extraen los ejemplares directamente con la ayuda de pinzas y pinceles (Fig. 16.3). El tiempo empleado en la revisión del material depositado en la bandeja es de 15 min, una vez concluido ese tiempo el material que queda en la bandeja se devuelve al río. Si el material es demasiado como para ser analizado de una sola vez, se vierte una parte del contenido de la red en la bandeja para su análisis. La red se deposita de forma que permanezca húme-

da pero con la boca cerrada para evitar que se escapen ejemplares. Una vez concluida con la primera parte se vierte el resto del contenido de la red en la bandeja y se termina la revisión. Es conveniente que junto con el contenido de la red se vierta en la bandeja un poco de agua, de esta manera muchos ejemplares serán más visibles al nadar activamente.

Los ejemplares extraídos serán depositados en frascos previamente etiquetados, herméticos y bien rellenos de alcohol etílico 80 %. En el caso de que se disponga de poco tiempo para hacer la revisión en el campo esta se puede realizar en el laboratorio si se sigue el siguiente procedimiento. Una vez que el contenido de la red está depositado en la bandeja se debe añadir agua en cantidad suficiente



Figura 16.3. Vertimiento del contenido de la red en la bandeja blanca y extracción de los ejemplares. © M. Springer

como para que los fragmentos de roca, madera y hojarasca queden cubiertos. Luego estos se remueven vigorosamente con la mano para desprender los ejemplares y que estos queden suspendidos en la columna de agua. Inmediatamente se filtra el agua sobrenadante a través de un fragmento de la red de 0,5 mm de diámetro. En la bandeja permanecerán todavía la mayor parte de los fragmentos de roca, madera, etc. Se vuelve a añadir agua a la bandeja y la operación se repite hasta completar las tres veces. El material retenido por la red se deposita entonces en un frasco con alcohol según lo descrito anteriormente.

Este método se recomienda para una serie de hábitats que incluyen: rocas, hojarasca, grava, arena, fragmentos de madera, etc. En el supuesto de que existan dos o más de esos hábitats deben abarcarse con el esfuerzo de muestreo recomendado. Por ejemplo, si en la zona de rápidos de una estación determinada existen dos o más de estos hábitats entonces deben quedar incluidos en el recorrido de ocho metros. No importa que tenga que extraerse la red al cabo de recorrer una parte de los 8 m y que haya que desplazarse (dentro de la misma zona de rápidos) para incluir en el resto del recorrido a los otros hábitats presentes. Si existen dos o más zonas de rápidos o remansos en la estación es preferible tomar tramos menores en cada una de estas zonas hasta completar los ocho metros correspondientes a remansos y los ochos metros correspondientes a rápidos.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. La principal ventaja de este método es su sencillez y que bien realizado, abarca de una vez una serie de hábitats, por lo que suele ser el que aporta la mayor parte de los táxones capturados. Los ejemplares fuertemente adheridos al sustrato pueden no ser capturados con este método. Otro inconveniente está relacionado con el proceso de revisión en la bandeja blanca. Durante esta fase suelen ser mucho más visibles los ejemplares de colores llamativos y de elevada movilidad mientras que los pequeños, de colores sombríos y poco móviles pasan desapercibidos. Para resolver esta situación debe ponerse énfasis en la captura de estos

táxones inconspicuos. Otra variante consiste en evitar la revisión en el campo de la muestra recolectada y, siguiendo los pasos descritos anteriormente, trasladarla para su revisión en el laboratorio. En la zona de remansos, la poca velocidad de la corriente plantea un inconveniente ya que los ejemplares desprendidos del sustrato tienden a depositarse más rápidamente. En este caso debe emplearse la red con movimientos ascendentes desde el fondo a la vez que se avanza, semejando los movimientos que realiza una pala mecánica para recoger materiales.

TAMIZAJE DE VEGETACIÓN DE ORILLA

Con frecuencia la vegetación riparia extiende ramas que entran en contacto con el agua o proyecta conjuntos de raíces que permanecen sumergidas. Suelen encontrarse también numerosas plantas acuáticas sumergidas, flotantes o emergentes que constituyen hábitats preferidos de numerosas especies de macroinvertebrados. Para capturarlos se emplea este método que consiste básicamente en el arrastre de una red de 30 × 20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro, a lo largo de una distancia total de 8 m a través de las partes sumergidas de la vegetación riparia o acuática. Como en los casos anteriores, es necesario proceder siempre en sentido contrario a la corriente para que los ejemplares desprendidos caigan a la red más fácilmente arrastrados por la corriente. Para facilitar la tarea, si la estructura de las partes de la vegetación a muestrear lo permite, puede insertarse por debajo la red y remover vigorosamente las partes de la vegetación. La distancia de 8 m a recorrer debe incluir a todos los hábitats mencionados, trasladándose de uno a otro y dedicando a cada uno una parte, proporcional a la abundancia del hábitat en cuestión. El material retenido por la red se vierte entonces sobre una bandeja blanca y a partir de aquí se sigue el mismo proceder y sugerencias que en el método anterior.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Muchos táxones son especialmente abundantes o más o menos exclusivos de estos tipos de hábitats. Tal

es el caso de muchas larvas de odonatos, crustáceos y algunos moluscos. Este método es la mejor opción para capturarlos. El principal inconveniente práctico radica en que muchas veces se acumulan en la red gran cantidad de hojas, fragmentos de madera y raíces que dificultan la visualización y extracción de los ejemplares. Esta dificultad puede minimizarse si antes de verter el contenido de la red en la bandeja blanca y dejando dicha red a medio sumergir se lavan vigorosamente dentro de esta los pedazos más grandes de materiales retenidos. Estos fragmentos una vez lavados se pueden devolver al río.

TAMIZAJE DE HOJARASCA DEPOSITADA

En el protocolo sugerido por Naranjo *et al.* (2010) no se incluye el muestreo del hábitat formado por las acumulaciones de hojarasca y fragmentos de madera, que puede ser abundante en la zonas de remansos y puede albergar un número elevado de especies de algunos grupos como: tricópteros, quironómidos y crustáceos, muchos de ellos presentes solo en este tipo de hábitat. Existen experiencias para la estandarización del tamaño de muestras empleando una red en este tipo de hábitat (Henderson y Walker, 1986; Southwood y Henderson, 2000).

Se tomarán cuatro muestras en la zona de remansos, que es donde se acumula la mayor cantidad de hojarasca y fragmentos de madera. Cada muestra corresponde a un área delimitada por el marco de una red de 30 x 20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro. Para que la muestra de hojarasca quede incluida en el cuerpo de la red la boca de esta se colocará sobre la acumulación de hojarasca, luego con un movimiento semejante a una pala mecánica, se insertará uno de los bordes de la boca de la red por debajo y ayudándose con la mano la muestra quedará dentro. La red se elevará hasta que su borde quede por encima del nivel del agua pero la mayor parte de su cuerpo permanezca sumergido. La hojarasca incluida en el interior de la red será enjuagada, con fuerza para que se desprendan los ejemplares y luego devuelta al río. Este en-

juague se realiza con pequeños conjuntos de hojas para reducir la posibilidad de que entre ellas sean descartados ejemplares. El material retenido por la red se vierte entonces sobre una bandeja blanca y a partir de aquí se sigue el mismo proceder antes descrito. Si existen dos o más zonas de remansos con este hábitat en la estación es preferible dispersar las muestras por cada una de estas zonas hasta completar las cuatro muestras.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Muchos táxones son más o menos exclusivos de este tipo de hábitats, por ejemplo algunos crustáceos, sanguijuelas, coleópteros y larvas de algunos otros insectos; este es el método más práctico para su captura. El principal inconveniente viene dado por las dificultades para visualizar y capturar los ejemplares entre tanta hojarasca una vez depositada la muestra en la bandeja blanca. Este inconveniente puede minimizarse enjuagando y desechando la mayor cantidad posible de hojarasca antes de verter la muestra a la bandeja.

COMENTARIOS Y RECOMENDACIONES GENERALES PARA LA MEJOR APLICACIÓN DE LOS MÉTODOS DE INVENTARIOS

* Los grandes fragmentos de hojas, ramas, piedras, etc. pueden ser lavados dentro de la red antes de verter su contenido en la bandeja blanca. Así se evita que la red se deteriore rápidamente, se llene demasiado mientras se toman las muestras y se facilita la posterior extracción de los ejemplares.

* Cuando se está revisando la muestra en la bandeja blanca, generalmente los ejemplares son grandes, coloreados y fácilmente visibles son encontrados en los primeros minutos. Debe ponerse énfasis entonces en los ejemplares diferentes, pequeños y de colores poco notables. Generalmente esos grupos contribuyen mucho a la diversidad.

* El gotero es de mucha ayuda para extraer los ejemplares pequeños y buenos nadadores como ácaros y larvas de quironómidos. Cuando los ejemplares se depositan en el frasco con alcohol desde el gotero, general-

mente van acompañados de una porción de agua. Es conveniente tener en cuenta que este aporte de agua puede diluir demasiado el alcohol del frasco donde se están depositando los ejemplares extraídos. Cuando se han depositado todos los ejemplares en el frasco es recomendable extraer un poco del líquido en su interior y rellenarlo con alcohol.

MATERIALES NECESARIOS

La lista de materiales (Tabla 16.3) incluye no solo los necesarios para la recolecta de muestras de macroinvertebrados, sino también para la caracterización de las estaciones de muestreo durante el trabajo de campo y el posterior procesamiento de las muestras.

ETIQUETADO, TRANSPORTACIÓN Y CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las muestras de cada estación deben depositarse en frascos herméticos, separadas entre zonas de rápidos y remansos y dentro de cada zona por la técnica de recolecta empleada. Típicamente para cada estación de muestreo se requieren unos seis frascos. Conviene llevar algunos más para el caso de un mayor número de ejemplares o posibles roturas.

Cada frasco debe tener una etiqueta en su interior, escrita con grafito o tinta insoluble en alcohol, donde aparezca al menos la información referida a la estación de recolecta, localidad, río o arroyo, provincia y municipio, fecha, recolector y referencia de si la muestra fue tomada en rápidos o remanso y el método de recolecta. Los frascos para transportar los ejemplares deben completarse hasta la boca con alcohol para evitar el movimiento excesivo que puede desprender estructuras importantes en la identificación. Cada frasco tendrá su correspondiente etiqueta. En caso de ser necesaria la conservación por tiempo prolongado de los ejemplares, estos pueden permanecer en alcohol al 80 % en un lugar fresco y protegido de la luz directa.

Tabla 16.3. Lista de materiales necesarios para la descripción de las estaciones, recolecta de macroinvertebrados y procesamiento de muestras.

MATERIALES	A EMPLEAR EN:		
	Descripción de estaciones	Recolecta	Procesamiento de muestras
Red de 30 x 20 cm de abertura en la boca, con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro		X	
Bandeja blanca		X	
Pinzas		X	X
Pinceles		X	
Gotero		X	
Alcohol 80-90 %		X	X
Etiquetas		X	X
Lápiz, portaminas o lapicero con tinta indeleble		X	X
Frascos diversos de cierre hermético		X	X
Lupa		X	X
Cuerda marcada cada 0,2 m	X		
Planillas para toma de datos	X		
Placas de Petri			X
Agujas enmangadas			X
Claves para la identificación			X
Libreta de notas	X		X

DESCRIPCIÓN Y UBICACIÓN ESPACIAL Y TEMPORAL DE LOS SITIOS DE MUESTREO

LOCALIZACIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Debe tratarse que la estación seleccionada incluya tanto zonas de rápidos como de remansos, ya que existen especies adaptadas a las condiciones predominantes en cada una

de ellas. Cada estación consistirá en un tramo de unos 100 m de longitud en el que:

* Exista al menos una parte de rápidos y una de remansos

* No exista ninguna fuente de alteración apreciable en la calidad o volumen de las aguas o en la continuidad del río (*e. g.* embalses u otras obras ingenieras, cascadas, tubos de descarga de residuales, sitios de lavado de autos, paso de animales, etc.)

* No exista, al menos 100 metros aguas arriba, un tributario.

De acuerdo al objetivo del estudio podremos considerar dos distribuciones típicas de las estaciones de recolecta:

Si la meta es obtener información sobre la diversidad del grupo, las estaciones de recolecta deben ubicarse a distancias más o menos regulares a lo largo del tramo de río de interés. Existen fuertes variaciones naturales en las características del ambiente fluvial desde el nacimiento a la desembocadura. En correspondencia con estas variaciones existe un recambio espacial en la comunidad de macroinvertebrados. En dependencia del largo del río y de la heterogeneidad natural de las condiciones de este (litología, pendiente, etc.) las estaciones pueden ubicarse tan cerca como cada 2 – 3 km o estar separadas por 8 – 10 km.

Si la meta es analizar la influencia de la actividad humana originada por fuentes puntuales o no de contaminación u otra fuente potencial de impactos, debe ubicarse una estación aguas arriba y otra aguas abajo del tramo potencialmente impactado. Ambas estaciones deben estar tan próximas como sea posible para minimizar la influencia de las variaciones naturales en la estructura de las comunidades y tan lejos como sea necesario para reducir la posibilidad de que los macroinvertebrados arrastrados por la corriente desde la estación de aguas arriba lleguen directamente a la estación de aguas abajo. En la práctica ambas estaciones pueden es-

tar separadas por 500 – 800 m. La estación ubicada aguas arriba funcionará como una estación en “condiciones de referencia” con la que contrastar los datos obtenidos en la estación de aguas abajo. En ocasiones cuando no se dispone de una estación con “condiciones de referencia” en el mismo río o arroyo (*e. g.* debido a que la estación aguas arriba ya sufre de evidentes impactos por actividad antrópica) pueden emplearse, con cautela, los datos de una estación ubicada en otro río o arroyo lo más cercano posible que sea muy semejante en las características físico-geográficas al estudiado. También pueden ubicarse más estaciones aguas arriba y debajo de la potencial fuente de impactos. Las primeras para reforzar la información sobre las “condiciones de referencia” y las segundas para evaluar la recuperación del ecosistema o de la comunidad de macroinvertebrados.

MOMENTO Y FRECUENCIA DE LA TOMA DE MUESTRAS

La mayoría de las especies de macroinvertebrados en los ríos tropicales son multivoltinas; sin embargo, existen variaciones en las abundancias asociadas a los periodos de lluvia y poca lluvia. En cada estación de muestreo deben tomarse muestras al menos una vez en cada periodo comprendido entre mayo y octubre (época de lluvias) y noviembre y abril (época de pocas lluvias), para tener una idea más completa de la composición y de las variaciones temporales en la estructura de la comunidad de macroinvertebrados. Las muestras deben tomarse con el caudal normal del río y no antes de dos semanas después de haber ocurrido la última crecida. No es relevante el momento del día para la toma de muestras, aunque es recomendable realizarla durante las horas de máxima iluminación para facilitar la visualización de los macroinvertebrados.

DESCRIPCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Una vez ubicadas las estaciones es necesario proceder a su descripción, con énfasis en las variables que aparecen en la Tabla 16.4.

Dentro de las estaciones, los elementos que componen el fondo, juegan un rol clave en la distribución y abundancia de los macroinvertebrados. Una propuesta para la clasificación de los elementos del fondo aparece en la Tabla 16.5.

IDENTIFICACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS MACROINVERTEBRADOS

Para la identificación se deben seguir los siguientes pasos:

Primeramente se debe verter el contenido del frasco en una placa de Petri. Seguidamente se deben agrupar los ejemplares por sus características morfológicas, considerando principalmente: forma del cuerpo, tamaño, presencia/ausencia de patas, antenas, branquias, patrones de manchas y bandas (el color podría no ser un buen criterio ya que tiende a perderse en el alcohol) y de filamentos al

final del cuerpo. También puede considerarse que estén o no utilizando alguna especie de refugio y las características de este (e. g. hecho con recortes de hojas, con pequeñas piedras, etc.). En este último caso debe tenerse en cuenta que algunos individuos pueden haber abandonado el refugio al ponerse en contacto con el alcohol por lo que en un primer momento podrían considerarse como un taxon diferente.

Cada conjunto de ejemplares semejantes deberá agruparse en una placa de Petri y proceder con su identificación. La identificación se realizará primeramente a nivel de orden y luego de familia. En esta fase pueden ser muy importantes una lupa y buenas condiciones de iluminación. La clave que aparece en este capítulo (Anexo 16.1) pudiera ser de utilidad para separar los especímenes al nivel de orden. Esta clave ha sido preparada, siempre que fue posible, en base a caracteres

Tabla 16.4. Definición y forma de medición de las principales variables a considerar para la descripción de las estaciones de muestreo

Variable	Definición y/o forma de evaluación
Velocidad de la corriente	Se deja arrastrar por la corriente a lo largo de cinco metros un objeto flotante y se mide el tiempo en recorrer esa distancia. Se repite el ejercicio diez veces y con los valores promediados se aplica la ecuación: $V = 0,8 \times (S/t)$, siendo: <i>S</i> : distancia recorrida por el objeto y <i>t</i> : tiempo en recorrerla
Profundidad máxima	Es la máxima profundidad en la estación, se mide directamente utilizando una vara o cinta marcada.
Profundidad predominante	Es la profundidad típica en la estación, se estima por apreciación realizando cuantas mediciones sean necesarias.
Ancho máximo y mínimo del cauce	La mayor y la menor distancia a la que se encuentra una orilla de la opuesta en el tramo definido como estación de muestreo
Composición del fondo	El fondo está formado por elementos de origen biológico y no biológico. Los primeros, cuando están presentes, se depositan o crecen sobre los segundos. Según la apreciación del observador se anota la presencia/ausencia de cada elemento y el % de cobertura respecto a toda la estación. Deben considerarse ambos grupos de elementos independientemente (los elementos a considerar aparecen resumidos en el Tabla 5)
Sombreo del espejo de agua por la vegetación riparia	Según la apreciación del observador o mediciones efectuadas se selecciona una de las siguientes categorías: estación sin sombreado del espejo de agua, < 25 % del espejo de agua sombreado, del 25 al 50 %, > del 75 % y espejo de agua completamente sombreado.
Anchura de la franja de vegetación riparia:	Según la apreciación del observador o mediciones efectuadas se selecciona una de las siguientes categorías: sin vegetación riparia, hasta cinco metros de anchura, entre cinco y diez metros, entre diez y 20 metros o > de 20 metros de anchura.

Tabla 16.5. Elementos a considerar durante la descripción del fondo.

Elementos no biológicos		
	Diámetro (mm)	Comentarios
Roca madre	---	Roca continua y desnuda o los bloques de más de un metro
Bloques	> 250	Mayores que la mano abierta y menores de un metro de diámetro
Cantos	60 - 250	Desde el tamaño de la mano abierta hasta el de una caja de fósforos
Guijarros	20 - 60	Menor que una caja de fósforos hasta el tamaño de una moneda de 20 centavos
Grava	0,2 - 20	Menor que una moneda de 20 centavos
Arena	0,006 - 0,2	Aún más fina y áspera al contacto
Limo	< 0,002	Al contacto es suave y se suspende en el agua muy fácilmente
Elementos biológicos		
	Comentarios	
Hojarasca, fragmentos de madera, etc	Hojas, fragmentos de hojas y ramas de diverso tamaño que caen al río desde la vegetación riparia. En el remanso se acumulan en el fondo de las pozas y en los rápidos entre algunas rocas.	
Plantas acuáticas sumergidas	Varias plantas acuáticas pueden formar densas aglomeraciones y cubrir buena parte del fondo.	
Algas filamentosas	Suelen tener un color verde brillante y se extienden como "pelos" en el sentido de la corriente. Generalmente crecen sobre sustratos duros.	
Espojas	Forman colonias con bordes redondeados y típicamente de entre 2 y 8 cm de diámetro y solo un par de milímetros de alto. Generalmente de color blancuzco o verdoso. Se encuentran sobre sustratos duros.	

fácilmente observables, aún sin disponer de un microscopio estereoscópico.

Otros trabajos que pueden ayudar a las identificaciones al nivel de familia son:

- * Phylum Mollusca: Pointier *et al.* (2005)
- * Phylum Platyhelminthes: Codreanu y Balcesco (1973)
- * Orden Decapoda: Holthuis (1977), Gómez *et al.* (1990), Juarrero y Gómez (1995)
- * Orden Ephemeroptera: González y Salles (2007), González y Naranjo (2007)
- * Orden Odonata: Naranjo y Trapero (2008)
- * Orden Heteroptera: Alayo (1974), Muñoz *et al.* (2010), Naranjo *et al.* (2010)
- * Orden Trichoptera: Botosaneanu (1994)
- * Orden Coleoptera: Archangelsky *et al.* (2009), Epler (2010), Shepard y Megna (2006)
- * Orden Lepidoptera: Hollinger (1983)
- * Orden Diptera: González (2008)

CÁLCULO DEL BMWP-CuB

El índice BMWP-CUB se calcula basándose en las listas de familias, aún cuando algunas identificaciones taxonómicas puedan ser por debajo de este nivel. El índice tiene gran utilidad para lograr una estimación rápida del estado de las aguas y de las condiciones de los ecosistemas estudiados. Pertenecer al grupo de los índices bióticos y tiene entre sus principales ventajas que no precisa de datos cuantitativos, solo de información sobre presencia/ausencia. A partir de la lista de familias recolectadas en cada estación de muestreo (el inventario para cada estación de muestreo incluye lo recolectado con todos los métodos) se le asigna a cada familia la puntuación (Tabla 16.6). En caso de recolectar individuos que no pertenecen a las familias que se listan en la Tabla 16.6 se continúa el procedimiento solo con aquellos que reciben puntaje. Al concluir, se suma el puntaje de todas las familias encontradas en la estación y con el valor

resultante se busca el rango correspondiente en la Tabla 16.7.

Tabla 16.6. Puntuación correspondiente a cada familia según el BMWP-Cub.

Familia	BMWP-Cub	Familia	BMWP-Cub
Gnathobdellidae	1	Odontoceridae	10
Dugesiididae	7	Phylopotamidae	8
Ancylidae	6	Polycentropodidae	8
Thiaridae	6	Crambidae	5
Gammaridae	1	Carabidae	8
Paleomonidae	6	Dytiscidae	8
Coenagrionidae	5	Elmidae	6
Protoneuridae	4	Scirtidae	7
Gomphidae	8	Chironomidae	4
Libellulidae	3	Ceratopogonidae	5
Baetidae	7	Culicidae	2
Caenidae	4	Dixidae	7
Leptohyphidae	6	Simuliidae	5
Leptophlebiidae	9	Veliidae	6
Belostomidae	4	Calamoceratidae	8
Corixidae	2	Glossosomatidae	9
Gerridae	3	Hydropsychidae	5
Hydrometridae	3	Helicopsychidae	8
Notonectidae	7	Hydroptilidae	7
Pleidae	2		

Tabla 16.7. Calidad, significación y color correspondiente a cada rango de valores del BMWP-Cub.

Calidad	BMWP-Cub	Significación	Color
Buena	> 101	Aguas muy limpias, no alteradas de modo sensible.	Azul
Aceptable	61 a 100	Evidentes algunos efectos de contaminación.	Verde
Dudosa	36 a 60	Aguas contaminadas.	Amarillo
Crítica	16 a 35	Aguas muy contaminadas.	Naranja
Muy crítica	< 15	Aguas fuertemente contaminadas.	Rojo

Tabla 16.8. Familias de macroinvertebrados capturadas por tres tipos de métodos en dos zonas de una estación de recolecta hipotética.

Rápidos		Remansos
Inspección directa	Pateo de fondo	Tamizaje de hojarasca
Notonectidae	Thiaridae	Chironomidae
Leptohyphidae	Ceratopogonidae	Culicidae
Libellulidae		Scirtidae
Calamoceratidae		Dugesiididae
		Thiaridae
		Odontoceridae

A modo de ejemplo de la aplicación del índice BMWP-Cub, la Tabla 16.8 muestra el resultado de una recolecta “hipotética” de macroinvertebrados en un río del occidente de Cuba en julio de 2016. La lista total de las familias recolectadas es el resultado de la superposición de las listas por zonas y métodos de recolecta. La suma de los valores de tolerancia por familias es de 65 (Tabla 16.9), al ubicar este valor en el rango correspondiente de la Tabla 16.7, arroja que el tramo del río donde se efectuaron las recolectas presentaba aguas aceptables, aunque parecen existir algunos efectos de contaminación.

RECOMENDACIONES GENERALES PARA LA APLICACIÓN DEL BMWP-CUB

Siempre que sea posible es importante ubicar estaciones de recolecta en “condiciones de referencia”. Estas estaciones, para cumplir su papel, deben estar ubicadas en un contexto geográfico lo más semejante posible a aquel en el que se encuentran las estaciones que se sospecha han sido perturbadas. En la práctica se trata de ubicarlas en afluentes aldeaños bien conservados pertenecientes a la misma cuenca. Este proceder contribuye a separar las variaciones naturales en la estructura del ensamblaje de macroinvertebrados, de aquellas ocasionadas por las perturbaciones originadas por la actividad humana. Los resultados de los índices obtenidos en las estaciones potencialmente impactadas deben compararse con aquellos que proceden de las estaciones en condiciones de referencia.

Tabla 16.9. Lista general de familias y sus valores de tolerancia de una estación hipotética

Familias	Valores de tolerancia por familia
Notonectidae	7
Leptohiphidae	6
Libellulidae	3
Ceratopogonidae	5
Polycentropodidae	8
Chironomidae	4
Culicidae	2
Scirtidae	7
Dugesidae	7
Thiaridae	6
Odontoceridae	10
BMWP-Cub	65

Un valor semejante, sugeriría ausencia de impactos importantes; un valor diferente, usualmente menor, sugeriría alteraciones en la estructura de la comunidad de macroinvertebrados originados muy posiblemente por un deterioro en la calidad de las aguas debido a la actividad humana. En la misma medida en que aumente o disminuya la diferencia entre los valores del índice entre la estación evaluada y la de referencia, así se interpretará la dinámica de la degradación o recuperación del ecosistema.

LITERATURA CITADA

Acosta, R., B. Ríos, M. Rieradevall y N. Prat. 2009. Propuesta de un protocolo de evaluación de la calidad ecológica de ríos andinos (CERA) y su aplicación a dos cuencas en Ecuador y Perú. *Limnetica* 28 (1): 35-64.

Alayo, P. 1965. *Guía elemental de las aguas dulces de Cuba*. Museo Felipe Poey de la Academia de Ciencias de Cuba. Trabajo de Divulgación N° 31.

Alayo, P. 1974. Los Hemipteros Acuáticos de Cuba. *Torreia, Nueva serie* 36: 9-64.

Allan, J. D. y M. M. Castillo. 2007. *Stream Ecology. Structure and Function of Running Waters*. Springer. 436 pp.

Amaro, V. S. 2012. *Lista Roja de la fauna cubana*. Editorial AMA, La Habana. 171 pp.

Archangelsky, M., V. Manzo, M. C. Michaty y L. M. Torres. 2009. Coleoptera. Pp. 411-468. En: *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos*.

Sistemática y biología (E. Domínguez y H. R. Fernández, Eds.). Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Ausden, M. 1996. Invertebrates. Pp 139-177. En: *Ecological Census Techniques*. (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press. 336 pp.

Bonada, N., N. Prat, V. H. Resh y B. Statzner. 2006. Developments in Aquatic Insects Biomonitoring: A comparative analysis of recent approaches. *Annual Reviews of Entomology* 51: 495-523.

Botosaneanu, L. 1994. A study of the larvae of Caddisflies (Trichoptera) from Cuba. *Tropical Zoology* 7: 451-475.

Carvalho, E. M. y V. S. Uieda. 2009. Diet of invertebrates sampled in leaf-bags incubated in a tropical headwater stream. *Zoologia* 26 (4): 694-704.

Codreanu, R. y D. Balcesco. 1973. *Dugesia cubana n. sp.*, planarienouvelle de l'île de Cuba et ses affinités sud-américaines. Pp. 71-87. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines à Cuba* (1) (Orghidan, T., A. Núñez, L. Botosaneanu, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña., Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.

Epler, J. H. 2010. *The Water Beetles of Florida – an identification manual for the families Chrysomelidae, Curculionidae, Dryopidae, Elmidae, Gyrinidae, Haliplidae, Helophoridae, Hydracnidae, Hydrochidae, Hydrophilidae, Noteridae, Psephenidae, Ptilodactylidae and Scirtidae*. Florida Department of Environmental Protection, Tallahassee, FL., 399 pp.

Figueroa, R., C. Valdovinos, E. Araya y O. Parra. 2003. Macroinvertebrados bentónicos como indicadores de calidad de agua de ríos del sur de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 76: 275-285.

Gómez, O., A. Juarrero y A. Virsida. 1990. Catálogo y bibliografía de los camarones (Crustacea: Decapoda) cubanos de agua dulce. *Poeyana* 397: 1-11.

González, D. y C. Naranjo. 2007. Clave de identificación para larvas de las especies del orden Ephemeroptera (Insecta) presentes en Cuba. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 66 (1-2): 139-147.

González, D. y F. Salles. 2007. Description of a new species of *Fallceon* from Cuba, and redescription of the larva of *F. longifolius* (Ephemeroptera, Baetidae). *Zootaxa* 1583: 51-57.

González, D., F. Salles y C. Naranjo. 2008. Situación actual del estudio del orden Ephemeroptera en Cuba. *Neotropical Entomology* 37(1): 45-50.

González, D., A. Traper, C. Naranjo y P. López. 2005. Macroinvertebrados dulceacuicolas y calidad de las aguas de tres estaciones de Sierra de Nipe y Sierra Cristal, Región Oriental de Cuba. *Cocuyo* 15: 15-20.

- González, R. 2008. *Culicidos de Cuba*. Editorial Científico Técnica. La Habana, Cuba. Gravelle, J. A., T. E. Link, J. R. Broglio, y J. H. Braatne. 2009. Effects of timber harvest on aquatic macroinvertebrate community composition in a northern Idaho watershed. *Forest Science* 55(4): 352-366.
- Hauer, F. R. y V. H. Resh. 2006. Macroinvertebrates. Pp 435-464. En: *Methods in Stream Ecology* (F. R. Hauer, y G. A. Lamberti, Eds.). Academic Press, 877 pp.
- Hellawell, J. M. 1978. *Biological surveillance of rivers water*. Research Center, Stevenage, 322 pp.
- Hellawell, J. M. 1986. *Biological Indicators of Freshwater Pollution and Environmental Management*. London, Elsevier, 546 pp.
- Henderson, P. A. 2003. *Practical Methods in Ecology*. Blackwell Science Ltd, 163 pp.
- Henderson, P. A. e I. Walker. 1986. On the leaf-litter community of the Amazonian blackwaterstream Tarumazinho. *Journal of Tropical Ecology* 2: 1-17.
- Hilsenhoff, W. L. 1988. Rapid field assessment of organic pollution with a family-level biotic index. *Journal of the North American Benthological Society* 7 (1): 65-68.
- Hollinger, A. 1983. Larvae and pupae of aquatic Lepidoptera collected in running waters in Cuba. Pp. 208-215. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba* (4) (T. Orghidan, A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña, Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Holthuis, L. B. 1977. On some freshwater and terrestrial Crustacea Decapoda from Cuba. Pp. 271-275. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba* (2) (T. Orghidan, A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña, Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Ibáñez, C., N. Caiola, P. Sharpe y R. Trobajo. 2010. Ecological Indicators to Assess the Health of River Ecosystems. Pp 447-464. En: *Handbook of Ecological Indicator for Assessment of Ecosystems Health* (S. E. Jørgensen, F. Xu, y R. Costanza, Eds.). Taylor and Francis Group, LLC., 484 pp.
- Jacobsen, D., C. Cressa, J. M. Mathooko y D. Dudgeon. 2008. Macroinvertebrates: composition, life histories and production. Pp. 65-105. En: *Tropical Stream Ecology* (D. Dudgeon, Ed.). Academic Press, USA., 324 pp.
- Juarrero, A. y O. Gómez. 1995. *Sinopsis de los camarones dulceacuícolas: (Crustacea: Decapoda) de Cuba*. Editorial Academia, Cuba.
- Karr, J. R. 1999. Defining and measuring river health. *Freshwater Biology* 41: 221-234
- Lampert, W. y U. Sommer. 2007. *Limnology. The Ecology of Lakes and Streams*. Oxford University Press. Great Britain, 324 pp.
- Li, J., A. Herlihy, W. Gerth, P. Kaufmann, S. Gregory, S. Urquhart y D. P. Larsen. 2001. Variability in stream macroinvertebrates at multiple spatial scales. *Freshwater Biology* 46: 87-97.
- López, P., D. González y C. Naranjo. 2006. Lista de insectos acuáticos de la Reserva Ecológica "Alturas de Banao", Sancti Spiritus, Cuba (Insecta). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 38: 201-204.
- López, P., C. Naranjo, J. Fernández, D. González, A. Trapero y J. Pérez. 2004. Insectos acuáticos del parque nacional "La Bayamesa", Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 35: 225- 231.
- Merritt, R. W., V. H. Resh y K. W. Cummins. 1996. Design of Aquatic Insects Studies: Collecting, Sampling and Rearing Procedures. Pp 12-28. En: *An Introduction to the Aquatic Insects of North America* (R. W. Merritt, y K. W. Cummins, Eds.). Kendall/Hunt Publishing Company. 862 pp.
- Muñoz, S., F. Ferraz, F. Moreira y C. Naranjo. 2010. Checklist, distribution, and habitat of the semi-aquatic and aquatic bugs from Cuba (Heteroptera: Heteroptera: Dipsocoromorpha, Leptopodomorpha, Gerromorpha and Nepomorpha). *Zootaxa* 2562: 1-23.
- Naranjo, C., G. Garcés, D. González, A. Brandimarte, S. Muñoz y Y. Musle. 2005. Una metodología rápida y de fácil aplicación para la evaluación de la calidad del agua utilizando el índice BMWP-Cub para ríos cubanos. *Tecnura* 17: 65-76.
- Naranjo, C. y D. González. 2005. Situación actual del estudio del orden Trichoptera en Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 36: 147-152.
- Naranjo, C. y D. González. 2007. El BMWP, un índice biótico promisorio. *Bioriente* 1 (1): 9-12.
- Naranjo, C., I. Aguirre, Y. Martínez y J. Soria. 2010. Metodología de trabajo para macroinvertebrados dulceacuícolas en ríos de Cuba. *Cocuyo* 18: 55-57.
- Naranjo, C., P. López, O. Bello, y S. Muñoz. 2014. Cuba. Pp. 153-179. En: *Diversidad, conservación y uso de los macroinvertebrados dulceacuícolas de México, Centroamérica, Colombia, Cuba y Puerto Rico* (P. Alonso-Eguía, Lis, J. M. Mora, B. Campbell, y M. Springer, Eds.). Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, Jiutepec, Morelos, México.
- Naranjo C., S. Muñoz, F. Moreira y R. Correa. 2010. Taxonomy and distribution of aquatic and semi-aquatic Heteroptera (Insecta) from Cuba. *Revista de Biología Tropical* 58(3): 897- 907.

- Naranjo, C. y A. Trapero. 2008. Clave dicotómica para la identificación de las especies cubanas del orden Odonata, en estado larval. *Cocuyo* 17: 28-36.
- Orghidan, T., A. Núñez, L. Botosaneanu, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.) 1973. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (1)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.). 1977. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (2)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña (Eds.). 1981. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (3)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.). 1983. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (4)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Ortiz-Zayas, J. R., W. M. Lewis, J. F. Saunders, J. H. McCutchan y F. N. Scatena. 2005. Metabolism of a tropical rainforest stream. *Journal of the North American Benthological Society* 24 (4): 769-783.
- Pointier, J. P., M. Yong y A. Gutiérrez. 2005. *Guide to the freshwater mollusks of Cuba*. Conchbooks, Alemania.
- Poretti, V., D. Bryson y T. Miller. 2007. *Ambient Biological Monitoring using Macroinvertebrates. Field, Lab, and Assessment Methods*. New Jersey Department of Environmental Protection, pp 44.
- Resh, V. H. 1995. Freshwater benthic macroinvertebrates and rapid assessment procedures for water quality monitoring in developing and newly industrialized countries. Pp. 167-177. En: *Biological Assessment and Criteria - Tools for Water Resource Planning and Decision Making* (W. S. Davis, y T. P. Simon, Eds.). Lewis Publishers, Boca Raton, U.S.A.
- Rodríguez-Capítulo, A., I. Muñoz, N. Bonada, Ainhoa Gaudes y Sylvie Tomanova. 2009. La biota de los ríos: los invertebrados. Pp 253-270. En: *Conceptos y Técnicas en Ecología Fluvial* (A. Elosegui, y S. Sabater, Eds.). Fundación BBVA. 424 pp.
- Roldán, G. P. 1992. *Fundamentos de limnología neotropical*. Editorial Universidad de Antioquia, 523 pp.
- Rosemberg, D. M. y V. H. Resh. 1996. Use of aquatic insects in biomonitoring. Pp 87-97. En: *An Introduction to the Aquatic Insects of North America* (Merritt, R. W. y K. W. Cummins, Eds.). Kendall/Hunt Publishing Company, 862 pp
- Shepard, W. D. y Y. S. Megna. 2006. Los byrrhoideos acuáticos (Coleoptera: Byrrhoidea) en Cuba. *Cocuyo* 16: 32-35.
- Southwood, T. R. E. y P. A. Herderson. 2000. *Ecological Methods*. Blackwell Science Ltd. 575pp.
- Thorp, J. H. y A. P. Covich. 2009. Introduction to freshwater invertebrates. Pp: 1-18. En: *Ecology and Classification of North American freshwater invertebrates* (J. H. Thorp, y A. P. Covich, Eds.). Academic Press. 1056 pp.
- Thorp, J. H., M. C. Thoms y M. D. Delong. 2008. *The Riverine Ecosystem Synthesis. Toward Conceptual Cohesiveness in River Science*. Academic Press. 215 pp.
- Trapero, A. y C. Naranjo. 2003. Revision of the order Odonata in Cuba. *Bulletin of American Odonatology* 7(2): 23-40.
- Vinson, M. R. y C. P. Hawkins. 1996. Effects of sampling area and subsampling procedure on comparisons of taxa richness among streams. *Journal of the North American Benthological Society* 15:392-399.
- Wallace, J. B. y J. R. Webster. 1996. The role of macroinvertebrates in stream ecosystem function. *Annual Reviews of Entomology* 41: 115-139.
- Wantzen, K. M., C. M. Yule, J. M. Mathooko y C. M. Pringle. 2008. Organic Matter Processing in Tropical Streams. Pp: 43-64. En: *Tropical Stream Ecology* (D. Dudgeon, Ed.). Academic Press, USA. 324 pp.
- Welch, P. S. 1952. *Limnology*. McGraw-Hill Book Company, Inc. 538 pp.

Anexo 16.1. Clave para la identificación, a nivel de orden, de los principales grupos de macroinvertebrados acuáticos.

Nota: Muchos grupos de macroinvertebrados tienen una morfología externa compleja y los caracteres taxonómicos pueden ser difíciles de apreciar. Esta clave sencilla permitirá la separación de la mayoría de los macroinvertebrados en grandes grupos, que corresponden mayormente a órdenes. Hasta ese nivel muchos caracteres son visibles a simple vista o con la ayuda de una lupa, siempre contando con buena iluminación.

1a Con concha _____	2
1b Sin concha _____	4
2a Concha formada por una pieza usualmente en forma de espiral (Fig. A1) _____	MOLLUSCA, GASTEROPODA (CARACOLES)
2b Concha formada por dos piezas que se pueden cerrar y están unidas como si fuera por una bisagra _____	3
3a Patas y antenas ausentes. Generalmente > 2 mm de longitud. Usualmente viven enterrados en la arena y los sedimentos. Sedentarios (Fig. A2) _____	MOLLUSCA, BIVALVIA
3b Patas y antenas presentes. < 2 mm. Se desplazan activamente _____	OSTRACODA
4a Cuerpo blando, aplanado o cilíndrico, con o sin cabeza bien diferenciada, sin ningún tipo de apéndices (patas, parápodos, muelas, pinzas o antenas) _____	5
4b Cuerpo con cabeza bien diferenciada, con presencia de apéndices _____	8
5a Cuerpo no segmentado, sin ventosas, aplanado, en la región anterior generalmente se observan unos ensanchamientos laterales y pueden estar presentes un par de manchas que semejan ojos (Fig. A3) _____	TURBELLARIA
5b Cuerpo segmentado, forma general aplanada o cilíndrica, sin ensanchamientos en la región anterior _____	6
6a Cuerpo aplanado con presencia de dos ventosas en la región ventral, una anterior y otra posterior (Fig. A4) _____	HIRUDINEA (SANGUIJUELAS)
6b Cuerpo cilíndrico, sin ventosas _____	7
7a Cabeza no diferenciada _____	OLIGOCHAETA (LOMBRICES, GUSANOS)
7b Cabeza bien diferenciada (Fig. A5) _____	COLEOPTERA, LARVAS
8a Ocho o más patas _____	9
8b Seis patas o menos _____	11
9a Ocho patas, < 3 mm de longitud, cuerpo globoso (Fig. A6) _____	ACARI
9b Presencia de 10 patas, tamaño > 3 mm, cuerpo no globoso _____	10
10a Presencia de un caparazón continuo, no dividido, que cubre dorsal y lateralmente los segmentos donde se encuentran las patas (Fig. A7) _____	DECAPODA (CAMARONES Y CANGREJOS)
10b Los segmentos donde se encuentran las patas cubiertos por varias placas no fusionadas en un caparazón (Fig. A8) _____	AMPHIPODA, GAMMARIDAE
11a Sin patas articuladas, aunque pueden estar presentes apéndices con forma de patas, pero estos no son articulados (Fig. A9 y 10) _____	DIPTERA
11b Seis patas articuladas _____	12
12a Sin estuches alares o alas desarrolladas _____	13
12b Con estuches alares o alas desarrolladas _____	15

- 13a Con cinco pares de parápodos abdominales (en los tres segmentos que siguen a la cabeza se encuentran patas articuladas) _____ **LEPIDOPTERA, CRAMBIDAE**
- 13b Sin dichos parápodos abdominales _____ **14**
- 14a Presencia de un par de ganchos al final del cuerpo. Generalmente dentro de refugios hechos de fragmentos de hojas, madera, pequeñas piedras, etc. (Fig. A11 y 12) _____ **TRICHOPTERA**
- 14b Sin estos ganchos, no en el interior de refugios _____ **COLEOPTERA, LARVAS**
- 15a Primer par de alas duro formando una cubierta protectora para el segundo que se encuentra debajo y es membranoso _____ **COLEOPTERA, ADULTOS**
- 15b Primer par de alas más o menos membranoso o solo están presentes estuches alares _____ **16**
- 16a Aparato bucal puntiagudo semejando un punzón o estilete (Fig. A13 y 14) _____ **HETEROPTERA**
- 16b Aparato bucal de otra forma _____ **17**
- 17a Presencia de tres filamentos largos al final del cuerpo y branquias que pueden ser lobuladas o filamentosas a lo largo del abdomen (Fig. A15 y 16) _____ **Ephemeroptera**
- 17b Sin filamentos al final del cuerpo (no confundir con las branquias en los odonatos-zigópteros) ni branquias a lo largo del abdomen (Fig. A17 y 18) _____ **ODONATA (LIBÉLULAS, CIGARRILLOS)**



Figura A. Molusco gastrópodo (Mollusca, Gasteropoda) (A1), Molusco bivalvo (Mollusca, Bivalvia) (A2), Planaria (Platyhelminthes, Turbellaria) (A3), Sanguijuela (Annelida, Hirudinea) (A4), Larvas (y algunos adultos) de coleóptera (Arthropoda, Insecta, Coleoptera) (A5), Ácaro adulto (Arthropoda, Arachnida, Acari) (A6), Cangrejo (Arthropoda, Malacostraca, Decapoda) (A7). © M. Springer (A1, A5), © D. Vásquez (A2, A4), © T. Goldschmidt (A3, A6, A7).



Figura A (continuación). Anfípodo (Arthropoda, Malacostraca, Amphipoda) (A8), Larva de díptero (Arthropoda, Insecta, Diptera, Blephariceridae) (A9), Larva de díptero (Arthropoda, Insecta, Diptera, Simuliidae) (A10), Larva de tricóptero (Arthropoda, Insecta, Trichoptera) (A11), Larva de tricóptero (Arthropoda, Insecta, Trichoptera) (A12), Adultos de chinches (Arthropoda, Insecta, Heteroptera) (A13), Adultos de chinches (Arthropoda, Insecta, Heteroptera) (A14), Larva de efemeróptero (Arthropoda, Insecta, Ephemeroptera) (A15), Larva de efemeróptero (Arthropoda, Insecta, Ephemeroptera) (A16), Larva de libélula (Arthropoda, Insecta, Odonata, Anisoptera) (A17), Larva de libélula (Arthropoda, Insecta, Odonata, Zygoptera) (A18). © D. Vásquez (A8), © P. López (A9, A11, A12, A15, A16), © O. Bello (A10), © M. Springer (A13, A14; A17, A18).



Macrobrachium sp. © T. M. Rodríguez-Cabrera