

Conceptos y técnicas en ecología fluvial

Edición a cargo de:

ARTURO ELOSEGI

Profesor titular de Ecología en la Universidad del País Vasco

SERGI SABATER

Catedrático de Ecología en la Universidad de Girona

Separata del capítulo 14

La biota de los ríos: los invertebrados

ALBERTO RODRIGUES-CAPÍTULO

ISABEL MUÑOZ

NÚRIA BONADA

AINHOA GAUDES

SYLVIE TOMANOVA

Primera edición: abril 2009

ISBN: 978-84-96515-87-1

© los autores, 2009

© de la edición en español, Fundación BBVA, 2009

La biota de los ríos: los invertebrados

ALBERTO RODRIGUES-CAPÍTULO, ISABEL MUÑOZ,
NÚRIA BONADA, AINHOA GAUDES Y SYLVIE TOMANOVA

14.1. Introducción

Los invertebrados se encuentran entre los organismos que mejor se han adaptado a los ecosistemas fluviales, ya que viven en la mayoría de los arroyos y ríos de todo el mundo, con excepción de aquellos más efímeros o muy contaminados. Además, la densidad y diversidad de invertebrados suele ser muy elevada, habiéndose encontrado hasta un millar de especies en arroyos particularmente bien estudiados. Entre los taxones más comunes de los sistemas fluviales se incluyen insectos, crustáceos, anélidos, moluscos, nematodos, planarias, briozoos y cnidarios. Habitan en los sedimentos, tanto blandos como rocosos, así como en plantas sumergidas. Los ecólogos suelen distinguir entre macroinvertebrados y meiofauna. Los macroinvertebrados son los animales retenidos por una malla de 500 μm (Hauer y Resh 2006), aunque en etapas tempranas de su desarrollo pueden pasar a través de dicha malla. Por su parte, la meiofauna está constituida por organismos menores, que habitualmente son capturados con mallas más finas (32 μm según Higinis y Thiel 1988). Los invertebrados juegan un papel fundamental en la transferencia de energía desde los recursos basales (macrófitos, algas, detritus y microbios asociados) hacia los consumidores superiores de las redes tróficas (vertebrados acuáticos, aves), y constituyen el principal recurso alimentario para muchas especies de peces.

Los invertebrados constituyen un grupo de elevada diversidad y gran importancia ecológica

La elevada diversidad de las comunidades de macroinvertebrados implica que en cualquier tramo de río habita un elevado número de especies poco frecuentes o

raras, que sólo aparecen si se realiza el esfuerzo de muestreo suficiente. Además, estas comunidades son muy variables en el espacio y en el tiempo, lo que complica aún más el muestreo. Por si eso fuera poco, muchos invertebrados fluviales son muy exigentes con su hábitat, por lo que el estudio de la composición, abundancia y diversidad de las comunidades debe basarse en programas de muestreo que recojan la variabilidad en los hábitats más representativos (Barbour et al. 1999, ISO 1985). La sensibilidad ante la degradación ambiental y la facilidad de estudio ha hecho que se desarrollen innumerables métodos para la biomonitorización basados en los invertebrados. No mostraremos aquí ninguno de esos métodos, aunque los protocolos explicados pueden utilizarse también con este fin.

La clasificación general de invertebrados en grupos tróficos funcionales debe adaptarse a cada zona de estudio mediante el análisis de contenidos estomacales

Aparte de la información que proporcionan sobre la calidad del agua y otras características del medio fluvial, los invertebrados tienen gran importancia en los ecosistemas fluviales. Un punto que ha levantado gran interés es el de su papel funcional. A diferencia de los invertebrados terrestres, muchos de los cuales se alimentan de unas pocas especies de presa, los invertebrados fluviales han evolucionado en un medio impredecible, lo que les ha llevado a desarrollar dietas generalistas y estrategias oportunistas. Sin embargo, sobre la base de su estrategia de alimentación se pueden agrupar en grupos tróficos funcionales (Merritt y Cummins 1996), y numerosos trabajos han mostrado cómo cambia la estructura trófica de la comunidad de unos ríos a otros. De todas formas, la clasificación de Merritt y Cummins debe ser complementada localmente para ajustarla a la fauna regional. Para ello es necesario analizar los contenidos estomacales (técnica 48), lo que permite cuantificar la dieta alimentaria estimando la densidad y biomasa de las especies consumidas, en función de la disponibilidad de los recursos del hábitat (Tavares-Cromar y Williams 1996).

Además de la estructura trófica, las comunidades de invertebrados muestran gran plasticidad en lo que se refiere a sus rasgos vitales, que optimizan en función de las características ambientales. Así, la dureza, variabilidad e impredecibilidad del medio ambiente determinan en buena medida las estrategias reproductoras y otros rasgos vitales de las comunidades que habitan en cualquier tramo, hasta el punto que algunos autores utilizan la concordancia entre características ambientales y rasgos biológicos para predecir cambios en gradientes ambientales en lugar de hacerlo sólo por su composición taxonómica (Townsend y Hildrew 1994, Bonada et al. 2006). De esta manera se puede obtener información de tipo funcional en distintas escalas espaciales independientes de la región biogeográfica de que se trate.

Técnica 34. Estudio de la comunidad de macroinvertebrados

Como se ha mencionado, las comunidades de macroinvertebrados muestran gran variabilidad espacial y temporal, y muchos taxones tienen gran afinidad por deter-

minado tipo de hábitat. Todo ello ha de tenerse en cuenta al establecer el programa de muestreo idóneo. Hay técnicas cualitativas, como el muestreo con red (*kick-ing*) y otras cuantitativas (Surber, Hess, *freezing corers*, sustratos artificiales, etc.). Las técnicas cualitativas, si bien no aportan datos cuantitativos precisos, proporcionan una información a menudo más completa de la riqueza de taxones del tramo, e incluso dan una idea de la relación de abundancia entre los diferentes taxones.

El método de muestreo que se describe posibilita obtener representación de todos los taxones relativamente abundantes, estimar su densidad y biomasa para cada tramo y períodos de muestreo, y calcular los índices de diversidad para cada tramo y período. Se basa en un método multihábitat, lo que significa que se muestrean todos los hábitats presentes en el tramo elegido en función de su representatividad. Es una adaptación del método AQEM (2002) para la evaluación ecológica de los ríos, basado en Barbour et al. (1999) y en las normas oficiales para el muestreo de macroinvertebrados (ISO 1985).

Para conocer la comunidad de macroinvertebrados es esencial muestrear en todos los tipos de hábitat presentes en cada tramo

MATERIAL DE MUESTREO

- Red Surber o red de mano (tamaño en función del sustrato predominante en el río) de 250-500 μm de malla. Normalmente se utilizan redes Surber de 25 \times 25 cm o de 30 \times 30 cm.
- Draga Eckman o corers (cilindro de metacrilato entre 10-15 cm de diámetro, con tapas extraíbles a cada extremo) para los ríos con sedimento fino abundante.
- Cuadrícula de 25 cm de lado para ríos con macrófitas.
- Formaldehído (40%) y alcohol (70%).
- Batería de cedazos de malla decreciente (5 cm, 1 cm, 2 mm, 1 mm, 500 μm , 250 μm).
- Microscopio binocular estereoscópico (lupa) con micrómetro.
- Estufa y mufla.
- Balanza de precisión (de 0,0001 g).

PROTOCOLO DE MUESTREO

Elegir tramos de 50 m razonablemente homogéneos y que sean representativos del río que queremos estudiar.

Porcentaje de los diferentes hábitats

Para este método se definen los hábitats en función de los tipos y tamaños de sustrato que aparecen en el lecho fluvial (cuadro 14.1). Desde la ribera del río y sin perturbar el lecho, calcular visualmente el porcentaje de cobertura de cada uno de los sustratos presentes en el río. Si, como es habitual, el equipo de muestreo

Cuadro 14.1:
Clasificación de los tipos de sustrato que se pueden encontrar en el río

| Tipos | Características |
|--------------------------------------|---|
| Sustrato mineral | |
| Rocas y bloques | Diámetro mayor > 25 cm |
| Cantos | Diámetro 6-25 cm |
| Guijarros | Diámetro 2-6 cm |
| Grava | Diámetro 0,2-2 cm |
| Arena | Partículas de 6 µm a 2 mm. Presentan un tacto áspero |
| Limo/arcilla | Partículas < 6 µm. Presentan un tacto suave |
| Sustrato orgánico | |
| Masas flotantes | Macrófitos flotantes. Masas de bacterias, hongos, musgos o algas. Normalmente acompañados de detritus |
| Algas | Algas filamentosas, diatomeas |
| Macrófitos sumergidos | Macrófitos, incluidas briófitos y caráceas |
| Macrófitos emergentes | Por ejemplo: <i>Typha</i> , <i>Carex</i> , <i>Phragmites</i> |
| Partes vivas de vegetación terrestre | Raíces o ramas de vegetación riparia |
| Madera muerta | Troncos, ramas, madera muerta |
| MOPG | Detritus grueso (> 1 mm): hojas, etc. |
| MOPF | Depósitos de detritus finos. No se distinguen sus constituyentes |

está constituido por varias personas, es aconsejable recorrer todo el tramo, anotando cada persona mentalmente la abundancia de cada tipo de hábitat, para después ponderar entre todos su cobertura. Todos los sustratos que cubran al menos un 5% de la superficie del lecho deben muestrearse para obtener la máxima representación de la comunidad. Cada sustrato se puede separar también en función de la velocidad de la corriente (zonas rápidas y lentas).

Trabajo de campo

1. La toma de muestras debe adecuarse al tipo de sustrato. Los sustratos duros (rocas, cantos, madera...) y los acúmulos de materia orgánica se muestrean con la red Surber. En los sustratos blandos (arena, limos...) es preferible utilizar la draga o los corers. Los macrófitos se muestrean recortando una porción de la planta con la ayuda de la cuadrícula de 25 cm. La red Surber se coloca contracorriente y con el pie o la mano se limpia y remueve todo el sustrato comprendido en el área determinada por la Surber, hasta una profundidad de 10-15 cm, asegurando que los animales y el sedimento fino liberados acaban dentro de la red. Si es difícil fijar la Surber en el sustrato (por ejemplo, en el caso que los sustratos sean demasiado grandes) se puede utilizar cada sustrato

Cada tipo de sustrato puede muestrearse mediante métodos específicos, pero siempre teniendo cuidado de conocer la superficie de cada muestra

- (por ejemplo, una piedra) como unidad de muestreo. En este caso hay que determinar la superficie de la piedra, para lo que se puede recubrir con papel de aluminio (sin solapamiento), que posteriormente se pesará en el laboratorio. Es importante apuntar siempre el área de muestreo para cada muestra.
2. Muestrear desde aguas abajo hacia arriba. Recoger 20 réplicas repartidas en función de la cobertura de cada sustrato. Por ejemplo, si en el tramo hay un 50% de cobertura de guijarros, un 25% de gravas y un 25% de MOPG, se deben recoger 10 muestras en las zonas de guijarros, cinco muestras en las gravas y cinco muestras más en los depósitos de MOPG.
 3. Una vez extraída la muestra, colocarla sobre el cedazo, y lavarla con abundante agua de río, eliminando en la medida de lo posible las piedras y otras partículas grandes, los macrófitos, así como todo el sedimento fino que atraviese el cedazo. Tener mucho cuidado de no perder invertebrados.
 4. Introducir la muestra en un bote de plástico de boca ancha, y fijarla con formaldehído al 4%. *¡No incluir más de una réplica por bote!*

Trabajo en el laboratorio

1. Tamizar las muestras con los cedazos para obtener las diferentes fracciones: 2000 μm , 1000 μm , 500 μm y 250 μm . Si no se dispone de estos cedazos, la muestra se puede separar directamente.
2. Separar los animales, primero a simple vista y después mediante lupa binocular utilizando los aumentos necesarios. Las muestras deben separarse en unidades sistemáticas lo más próximo posible a la especie. Si en alguna de las fracciones la densidad fuera muy alta, pueden hacerse submuestras a partir de 500 especímenes encontrados.
3. Enumerar los individuos encontrados para cada especie y preservarlos en formaldehído (4%), que mantiene las propiedades del contenido estomacal. Si no se va a analizar el contenido estomacal, también se pueden preservar los individuos en alcohol al 70%. Es aconsejable separar los individuos de cada familia o especie, en función de su abundancia, en botes separados, para facilitar su posterior análisis.

Conviene preservar los organismos separados en botes por familia o por especie

La macro 14.1 permite calcular la densidad de invertebrados en un tramo en base al muestreo multihábitat

Biomasa

Para las especies de mayor tamaño y/o abundancia se puede calcular la biomasa a partir del peso seco:

1. Separar un número conocido de individuos de tamaño similar y de la misma especie.
2. Secarlos a 70 °C durante 24-48 horas hasta peso constante.
3. Pesarlos en balanza de precisión. Para invertebrados de cierto tamaño, como los grandes dípteros, plecópteros, odonatos, etc., los individuos se pueden pesar separadamente. Para los de menor tamaño, pesar un número de individuos conocido y calcular el peso medio por individuo.

4. Calcinar los materiales en una mufla a 450 °C durante 4 horas.
5. Pesar las cenizas.
6. Determinar el peso seco libre de cenizas calculando la diferencia entre el peso seco y el peso de las cenizas. El peso seco libre de cenizas corresponde a la biomasa de los macroinvertebrados.

Medida o peso seco

La macro 14.2 permite calcular la biomasa de los invertebrados en función de medidas corporales

Una alternativa a la metodología anterior puede ser medir los individuos que se separan e identifican, y calcular la biomasa siguiendo las ecuaciones propuestas por Meyer (1989) para ríos de montaña europeos, u otras similares. Se obtiene así una biomasa más fiable para los individuos pequeños o de especies poco abundantes. Para medir los individuos se necesita una lupa binocular con micrómetro en el ocular. Para cada familia se toman medidas diferentes que suelen ser la longitud del animal, la anchura de la cabeza, etc.

Con la determinación taxonómica y los datos de abundancia se pueden calcular índices de diversidad. Los resultados de abundancia y biomasa se expresan por unidad de superficie de muestreo o de tramo.

Técnica 35. Estudio de la meiofauna

La meiofauna está constituida por metazoos pequeños de distintos grupos taxonómicos, incluyendo fases larvarias tempranas de macroinvertebrados

La *meiofauna* está constituida por aquellos metazoos bentónicos que pasan a través de una malla de 500 μm pero quedan retenidos por una de 32 μm (Fenchel 1978, Higgins y Thiel 1988). Las comunidades dulceacuícolas que forman parte de este grupo suelen estar dominadas por nematodos, rotíferos, microcrustáceos (copépodos harpacticoides y ciclopoideos, ostrácodos y cladóceros), quironómidos y oligoquetos (enquitræidos y naídidos), aunque también suelen estar presentes microturbelarios, gastrotricos, tardígrados, ácaros y fases larvarias tempranas de varios insectos (efemerópteros, plecópteros, coleópteros, etc.). De hecho, comúnmente se suele dividir la meiofauna en permanente (aquellos que pasan todo su ciclo vital siendo meiofauna) y temporal (aquellos que empiezan sus primeros estadios larvarios como meiofauna y luego pasan a formar parte de los macroinvertebrados).

La meiofauna está estrechamente ligada al sedimento, y por tanto es muy sensible a cambios en la velocidad del agua y en la granulometría del sedimento. Estos organismos, junto con los protozoos, constituyen el eslabón trófico entre los detritus, su comunidad microbiana asociada, y los macroinvertebrados (por ejemplo, Meyer 1994, Borchardt y Bott 1995). Además, constituyen una parte importante del número total de invertebrados en los sedimentos (por ejemplo, Stead et al. 2004), aunque su biomasa es relativamente modesta.

La observación y estudio de la meiofauna se puede realizar bien mediante muestras frescas o bien mediante muestras fijadas. El material fresco ofrece la posibilidad de poder identificar y enumerar la mayoría de individuos, ya que los organismos de tegumento blando son vulnerables ante las técnicas de fijación. El inconveniente es que la muestra fresca debe ser procesada lo más rápidamente posible para evitar que el estrés sufrido por los organismos pueda modificar los resultados. Por el contrario, las muestras fijadas con formol se pueden conservar durante mucho tiempo, aunque no fijen la totalidad de los organismos.

MATERIAL PARA RECOGIDA DE MUESTRAS EN EL CAMPO

- Cilindro (corer) de plástico rígido (por ejemplo, Perspex) con regla dibujada.
- 2 tapones de goma.
- 5 botes de plástico (aproximadamente 250 mL).
- 2 cedazos apilables de 32 y 500 μm de tamaño de poro.
- Botella o frasco lavador.
- Nevera con acumuladores de frío.

PROCEDIMIENTO

Escoger la zona de estudio teniendo en cuenta que los organismos de la meiofauna son muy sensibles a los cambios de velocidad del agua y a la granulometría del sedimento (por ejemplo, zonas leníticas con granulometrías intermedias).

Hay que tomar al menos cinco muestras por tramo



Figura 14.1:
Cilindro o corer de muestreo

Clavar el cilindro sobre el sustrato a muestrear, a unos 8-10 cm de profundidad, para evitar posibles zonas de anoxia, y sacarlo con ayuda de los tapones de goma. Una vez fuera, decantar sobre los dos cedazos apilados (500 μm arriba, 32 μm abajo; fig. 14.1). Con ayuda del frasco lavador lleno de agua del río, lavar bien la fracción mayor de 500 μm para evitar que haya organismos aún sujetos al sedimento. Con ayuda del mismo frasco, recoger la fracción retenida en el cedazo de 32 μm y colocarla dentro del bote de plástico. Cerrar el bote y guardarlo en la nevera. Hay que recoger un mínimo de cinco réplicas por punto de muestreo, debido a la tendencia de estos organismos a tener distribuciones agregadas.

En caso de muestrear sustratos diferentes a las arenas o limos, como por ejemplo hojarasca o piedras, extraerlos con precaución fuera del agua (por ejemplo poniendo una red de 32 μm aguas abajo) y limpiarlo con ayuda de un pincel o con las manos sobre una bandeja de plástico con agua del río. Tratar el líquido con el material desprendido de la forma anteriormente descrita para las arenas/limos.

MATERIAL PARA PROCESADO DE MUESTRAS FRESCAS

- Lupa esteoroscópica de 50X.
- Placas de Petri.
- Pinzas.
- Aguja enmangada.
- Succionador de punta estrecha para recoger y manipular los individuos.
- Frasco lavador con agua procedente del río.

PROCEDIMIENTO

Lavar las muestras siempre con agua del río

Este método tiene la ventaja de que se mantienen todos los taxones, incluso los microturbelarios, rotíferos, gastrotricos y algunos oligoquetos, que son muy sensibles. Filtrar de nuevo las muestras en el laboratorio para eliminar el exceso de agua y separar los organismos mediante la lupa. El agua utilizada para la limpieza de la muestra o para la observación ha de ser la misma que la del río. Muchos de estos organismos son muy sensibles a cambios de la mineralización del agua y pueden explotar o contraerse cuando el medio cambia. Las muestras se pueden mantener un máximo de 4 días a 4 °C.

MATERIAL PARA PROCESADO DE MUESTRAS PRESERVADAS

- Solución al 6% de MgCl_2 (73,2 g/L) o algún otro anestésico (por ejemplo, agua carbonatada).
- Tinción con rosa de Bengala (1 g de polvo de rosa de Bengala por litro de formol al 4%).

- Bandeja de plástico.
- Cedazo de 32 μm .
- Lupa esteoroscópica de 50X.
- Placas de Petri.
- Pinzas.
- Aguja enmangada.
- Succionador de punta estrecha para recoger y manipular los individuos.

PROCEDIMIENTO

Este es un método aconsejable si se quieren estudiar los microcrustáceos y nematodos, que toleran mejor las técnicas conservativas. Para fijar las muestras se puede añadir un relajante previo para que los organismos no queden contraídos (por ejemplo, calor o MgCl_2) y una tinción para realzar su contraste (rosa de Bengala). La cantidad de colorante o anestésico puede variar en función de las características del agua así como de su contenido en materia orgánica (debido a su acción quelante). En el momento del procesado de las muestras hay que eliminar el formol utilizando el cedazo de 32 μm con cuidado de no perder una fracción significativa de muestra en el proceso. Algunos autores (Pfannkuche y Thiel 1988) proponen métodos de agitación y decantación o de gradiente de densidades por centrifugación (por ejemplo, usando LUDOX-TM®). En cualquier caso, se recomienda una buena calibración previa al estudio para cada tipo de sedimento, inspeccionando con detenimiento los sedimentos remanentes.

Los crustáceos y nematodos se estudian mejor sobre muestras preservadas

IDENTIFICACIÓN Y BIOMASA

El nivel de resolución taxonómica es un compromiso que debe asumir cada investigador, pues algunos grupos son difíciles de identificar debido a la inmadurez de los individuos. Las claves más adecuadas para determinar estos organismos se

La macro 14.2 permite calcular la biomasa de meiofauna

| Grupo | Referencia |
|------------------|--|
| General | Lopretto y Tell (1995) |
| Copepoda | Reid (1985) |
| Cladocera | Dodson y Frey (1991) |
| Gastrotricha | Rundle et al. (2002) |
| Ostracoda | Moguilevsky y Whatley (1995) |
| Microturbellaria | Kolasa (1991), Cannon (1986) |
| Nematoda | Eyualem-Abebe et al. (2006) |
| Rotifera | Pennak (1978), Wallace y Snell (2001), Nogrady et al. (1993) |
| Tardigrada | Rundle y Robertson et al. (2002) |

Cuadro 14.2:

Algunas claves taxonómicas para la identificación de meiofauna, especialmente indicadas para América Latina

Cuadro 14.3:

Algunas claves taxonómicas para la identificación de meiofauna, especialmente indicadas para Europa

| Grupo | Referencia |
|------------------|------------------------------|
| General | Rundle et al. (2002) |
| Cladocera | Alonso (1986), Amorós (1984) |
| Copepoda | Dussart y Defaye (1995) |
| Gastrotricha | Rundle et al. (2002) |
| Ostracoda | Meisch (2000) |
| Microturbellaria | Young (1970), Cannon (1986) |
| Nematoda | Eyualem-Abebe et al. (2006) |
| Rotifera | Nogrady et al. (1993) |
| Tardigrada | Rundle et al. (2002) |

detallan en los cuadros 14.2 y 14.3. En el caso de organismos de difícil determinación es recomendable tomar una fotografía digital que permita consultar con especialistas.

La biomasa y el biovolumen se determinan midiendo los organismos

Para calcular la biomasa, un método aconsejable es medir los organismos directamente mediante la escala métrica del ocular de la lupa o microscopio, y aplicar regresiones ya publicadas (por ejemplo, Meyer 1989, Bottrell et al. 1976, Burgherr y Meyer 1997, Benke et al. 1999) para calcular el peso seco. También se pueden aplicar fórmulas de estima del biovolumen descritas en la literatura. Por ejemplo, para nematodos, Andrassy (1956), para oligoquetos, Smit y Vanhed (1993), y para ostrácodos, ácaros, tardígrados y microturbelarios, Ramsay y Rundle (1997).

La producción secundaria suele obtenerse mediante el método de frecuencia de tamaños (técnica 47). Puede hallarse más información en Palmer y Strayer (2007) y en Rundle y Robertson (2002).

Técnica 36. Rasgos biológicos de especies

Muchos rasgos biológicos están relacionados con funciones ecológicas

La *teoría del «river habitat templet»* establece una estrecha relación entre las condiciones ambientales del hábitat y los rasgos biológicos de las especies (adaptaciones) que viven en dicho hábitat (Townsend y Hildrew 1994). En este sentido, los rasgos biológicos de las especies pueden ser utilizados para predecir cambios en las comunidades de invertebrados en gradientes ambientales (naturales o antrópicos) (por ejemplo, Statzner et al. 2005). A pesar de que la clasificación de la comunidad en estrategias tróficas (técnica 51) puede considerarse un rasgo biológico, en este apartado nos referiremos a un conjunto más amplio de rasgos.

Caracterizar la comunidad de invertebrados por sus rasgos biológicos permite (Bonada et al. 2006):

1. Obtener información de tipo funcional, ya que muchos de los rasgos utilizados están relacionados directa o indirectamente con funciones ecológicas (como, por ejemplo, el tipo de alimentación o el tamaño y la relación producción:biomasa).
2. Utilizarlos en estudios a distintas escalas espaciales (entre distintas ecorregiones), ya que la mayoría de rasgos son independientes de aspectos taxonómicos y, por lo tanto, también de la región biogeográfica que se considere.
3. Establecer hipótesis simples que permitan predecir cambios en las comunidades debidos a cambios en el ambiente.

A pesar de estas ventajas, el uso de los rasgos biológicos requiere información biológica detallada para todas las especies de una región, que todavía sigue incompleta (Statzner et al. 2007).

MATERIAL

- Base de datos de invertebrados (presencia/ausencia o abundancias).
- Base de datos con características ambientales de los sitios de estudio.
- Base de datos de rasgos biológicos. Varias bases de datos están ya disponibles o se están desarrollando en diferentes partes del mundo: Europa (Tachet et al. 2002), Estados Unidos (Bêche et al. 2006, Vieira et al. 2006), América del Sur (Tomanova y Usseglio-Polatera 2007) y Nueva Zelanda (Dolédéc et al. 2006).

PROCEDIMIENTO

Características de las bases de datos de rasgos biológicos

1. Los rasgos biológicos describen varias características de las especies relacionadas con la morfología, los ciclos vitales, la reproducción, la dispersión, la fisiología y el comportamiento. Cada rasgo biológico está subdividido en categorías (cuadros 14.4 a 14.7). El número y tipo de rasgos y categorías varía según la base de datos utilizada.
2. Todos los datos sobre los rasgos se obtienen de información bibliográfica y/o de observaciones directas de las especies, e incluyen toda la información biológica existente para cada taxón.
3. En la mayoría de los casos, la resolución taxonómica utilizada es el género. Estas bases de datos contienen información para cada taxón y cada categoría (presencia/ausencia o afinidad) utilizando la técnica del código difuso (método más común).

Cuadro 14.4:

Algunos ejemplos de rasgos biológicos y sus correspondientes categorías relacionadas con características morfológicas

| Rasgo biológico | Categorías |
|--|--|
| Tamaño máximo (mm) | ≤ 2,5 2,6-5 5,1-10 10,1-20 20,1-40 40,1-80 > 80,1 |
| Flexibilidad del cuerpo | < 10° 10-45° > 45° |
| Forma del cuerpo | Hidrodinámica Aplanada Cilíndrica Esférica |
| Adaptaciones morfológicas a la corriente | Ventosas Glándula de seda Material mineral (estuches) Gancho anal Gancho en el tarso Sin adaptación |

4. La técnica del código difuso permite cuantificar la afinidad de cada taxón a cada categoría (Chevenet et al. 1994). Generalmente se usa el código desde 0 hasta 3, así un 0 indica no afinidad y un 3 indica una fuerte afinidad de ese taxón para esa categoría. Por ejemplo, si tenemos un rasgo «voltinismo» que tiene como categorías «semivoltino/univoltino/multivoltino» (cuadro 14.5) una

Cuadro 14.5:

Algunos ejemplos de rasgos biológicos y sus correspondientes categorías relacionadas con características del ciclo vital

| Rasgo biológico | Categorías |
|--------------------------------|--|
| Duración ciclo de vida (años) | 1 > 1 |
| Voltinismo | Semivoltino Univoltino Multivoltino |
| Duración de los adultos (días) | 1-10 10-30 30-365 > 365 |
| Estadios acuáticos | Larva Ninfa Imago Huevos |
| Formas de resistencia | Estatoblastos Gémulas Capullos Refugios (por ejemplo, grietas) Diapausa Ninguna |

| Rasgo biológico | Categorías |
|-----------------|--|
| Reproducción | Ovoviviparidad Huevos aislados libres Huevos aislados fijados en sustrato Huevos agrupados libres Huevos agrupados fijados en sustrato Huevos en la vegetación Huevos terrestres |
| Dispersión | Asexual Acuática pasiva Acuática activa Aérea pasiva Aérea activa |

Cuadro 14.6:

Algunos ejemplos de rasgos biológicos y sus correspondientes categorías relacionadas con características reproductivas y de dispersión

codificación de «0/3/1», indicaría que se trata de un taxón normalmente univoltino pero que algunas veces (para algunas especies dentro del taxón o para todas las especies en determinadas condiciones ambientales) es multivoltino.

5. Una manera de caracterizar los taxones mediante la codificación difusa es analizando los perfiles ecológicos del taxón para cada rasgo. Así, por ejemplo, la

| Rasgo biológico | Categorías |
|----------------------|--|
| Respiración | Tegumento Branquia Plastrón Espiráculo o vesícula hidrostática |
| Locomoción | Volador Nadador en superficie Nadador Andadores Excavadores (epibentónicos) Intersticiales (endobentónicos) Temporalmente fijados al sustrato Permanentemente fijados al sustrato |
| Alimentación | Sedimento fino y microorganismos Detritus < 1 mm Detritus vegetal > 1 mm Micrófitos vivos Macrófitos vivos Animales muertos > 1 mm Microinvertebrados vivos Macroinvertebrados vivos Vertebrados |
| Modo de alimentación | Absorción a través del tegumento Ingestión de sedimentos finos/Colector Triturador/Desmenuzador Ramoneador/Raspador Filtrador Perforador (vegetación o animales) Depredador Parásito |

Cuadro 14.7:

Algunos ejemplos de rasgos biológicos y sus correspondientes categorías relacionadas con características fisiológicas y de comportamiento

Figura 14.2:

Ejemplo de codificación del rasgo «alimentación» utilizando información sobre los contenidos estomacales de varias especies del género *Leptonema* (Trichoptera, Hydropsychidae)

género *Leptonema* (Hydropsychidae) - América del Sur



| | |
|---------|----------------------------------|
| SF + M | Sedimento fino y microorganismos |
| Det < 1 | Detritus < 1 mm |
| Det > 1 | Detritus vegetal > 1 mm |
| MiF | Micrófitos vivos |
| MaF | Macrófitos vivos |
| AM | Animales muertos > 1 mm |
| MIIn | Microinvertebrados vivos |
| MAIn | Macroinvertebrados vivos |
| Ve | Vertebrados |

| Rasgo biológico | Alimentación | | | | | | | | |
|-----------------|--------------|---------|---------|-----|-----|----|------|------|----|
| Categorías | SF + M* | Det < 1 | Det > 1 | MiF | MaF | AM | MIIn | MAIn | Ve |
| Código difuso | 0 | 3 | 2 | 2 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 |

(* SF + M sólo se codifica cuando domina en el alimento ya que podría ser ingerido accidentalmente)

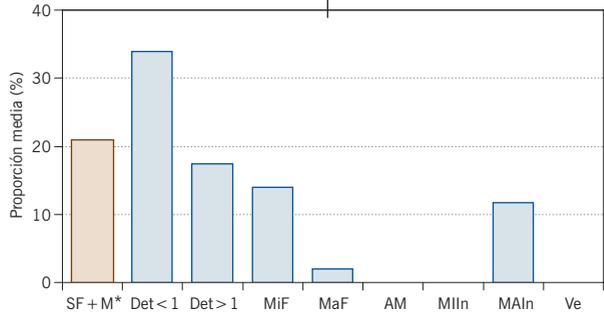


figura 14.2 muestra la codificación del rasgo «alimentación» utilizando los contenidos estomacales de varias especies de género *Leptonema* (Trichoptera, Hydropsychidae).

Cómo usar una base de datos de rasgos biológicos

Se calcula la proporción de individuos de cada categoría de rasgo en cada estación

1. Calcular la proporción relativa de distintos rasgos biológicos en la comunidad de la siguiente manera: a) transformar la base de datos de presencia/ausencia o abundancias de invertebrados en datos relativos (matriz A: estaciones × taxones), b) para cada taxón y rasgo biológico reescalar los valores difusos de manera que sumen 1 (matriz B: taxones × categorías) y c) multiplicar la matriz A por la matriz B para obtener una nueva matriz que incluya información sobre la proporción de cada categoría en cada estación (matriz C: estaciones × categorías) (fig. 14.3).
2. En función de los objetivos planteados existen varias maneras para analizar este tipo de datos. La matriz C, 1) se puede utilizar para, por ejemplo, obtener métricas (por ejemplo, índices de diversidad) que podrán ser relacionadas con la base de datos de características ambientales (matriz D: estaciones × ambiente) o 2) se puede analizar conjuntamente con la matriz D mediante técnicas multivariantes de ordenación (por ejemplo, análisis de coinercia).
3. Los métodos estadísticos más utilizados para estos análisis son aquellos desarrollados inicialmente por Dolédec et al. (1996) y cuyas aplicaciones estadísticas están disponibles gratuitamente en el programa ADE-4,¹ también implementado en el programa R.² Otros métodos, como por ejemplo el *4th Corner*

¹ El programa ADE-4 está disponible en <http://pbil.univ-lyon1.fr/ADE-4/home.php?lang=eng>

² Disponible en <http://cran.r-project.org/>

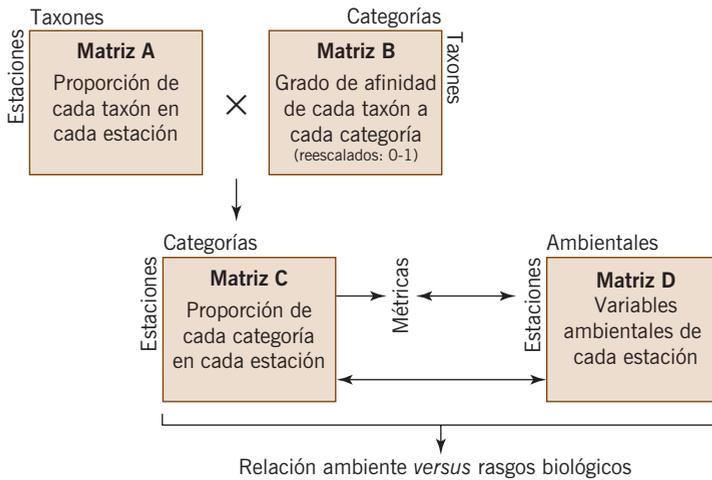


Figura 14.3:
Estructura de las bases de datos

Program (Legendre et al. 1997), también permiten tratar estadísticamente este tipo de datos.

Otras consideraciones

1. A pesar de que algunas bases de datos de rasgos biológicos incluyen información sobre especies, subgéneros, tribus, familias o grupos biológicos (Usseglio-Polatera et al. 2000a, Vieira et al. 2006), el género se considera la resolución taxonómica óptima, ya que permite caracterizar adecuadamente la relación rasgos–ambiente disminuyendo los costes de identificación que requiere el nivel específico (Dolédec et al. 2000). Según algunos trabajos (por ejemplo, Dolédec et al. 2000), también se puede trabajar a escala de familia, aunque se pierde información ecológica.
2. Los individuos que no puedan ser identificados a escala de género (tamaños pequeños, falta de piezas) se asignan a los géneros de la misma familia identificados en esa misma estación, repartiendo su abundancia según la distribución de abundancias de los géneros identificados. En el caso de que no haya géneros identificados en una estación, se utilizan los de estaciones cercanas de la misma cuenca o de cuencas cercanas.
3. En el caso de que en la zona de estudio se encuentren géneros no contemplados en la base de rasgos biológicos existentes, primero debe verificarse que no se trata de un cambio de nomenclatura. En caso de que sea necesario codificarlos, se aplica la metodología expuesta en anteriores apartados, teniendo en cuenta la información de las distintas especies del género así como la variabilidad dentro de cada especie. Para América del Sur, este trabajo es bastante complejo por el gran desconocimiento que se tiene de las especies y de su biología. En estos casos se recomienda utilizar toda la información disponi-

El nivel de resolución taxonómica suficiente es el de género

- ble en lugar de utilizar datos de otras regiones. En el caso de que la información biológica sea inaccesible para alguna/s categorías, éstas se codifican como 0 o se utiliza la media de todos los géneros de la misma familia.
4. Varios estudios (por ejemplo, Usseglio-Polatera et al. 2000b, Statzner et al. 2005, Dolédec et al. 2006) han demostrado el potencial de los rasgos biológicos para la bioindicación, y por lo tanto su utilidad para los sistemas de calidad del agua.
 5. Aparte de los rasgos biológicos se pueden usar también los rasgos ecológicos, ligados a la distribución y tolerancia ecológica de las especies (Tachet et al. 2002). La técnica de los códigos y el procedimiento de este tipo de datos son los mismos que los utilizados para los rasgos biológicos.

14.2. Bibliografía

- ALONSO M. «Crustacea, Branchiopoda». Vol. 7. En M.A. Ramos et al., eds. *Fauna ibérica*. Madrid: Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC, 1996: 486.
- AMORÓS C. «Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises -5- Crustacés Cladocères». *Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon* 53 (1984): 71-145.
- ANDRASSY I. «Die rauminhalts- und gewichtsbestimmung der fadenwürmer (Nematoden)». *Acta Zoologica Academica Scientiarum Hungaricae* 2 (1956): 1-15.
- AQEM. «Manual for the application of the AQEM system. A comprehensive method to assess European streams using benthic macroinvertebrates, developed for the purpose of the Water Framework Directive. Version 1.0». 2002.
- BARBOUR M.T., GERRITSEN J., SNYDER B.D., y STRIBLING J.B. *Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable rivers: Periphyton, benthic macroinvertebrates and fish*. Washington, D.C.: Environmental Protection Agency, Office of Water, 1999.
- BÊCHE L.A., MCELRAVY E.P., y RESH V.H. «Long-term seasonal variation in the biological traits of benthic-macroinvertebrates in two Mediterranean-climate streams in California, USA». *Freshwater Biology* 51 (2006): 56-75.
- BENKE A.C., HURYN A.D., SMOCK L.A., y WALLACE J.B. «Length-mass relationships for freshwater macroinvertebrates in North America with particular reference to the South-eastern United States». *Journal of the North American Benthological Society* 18 (1999): 308-343.
- BONADA N., PRAT N., RESH V.H., y STATZNER B. «Developments in aquatic insect biomonitoring: A comparative analysis of recent approaches». *Annual Review of Entomology* 51 (2006): 495-523.
- BORCHARDT M.A., y BOTT T.L. «Meiofaunal grazing of bacteria and algae in a piedmont stream». *Journal of the North American Benthological Society* 14 (1995): 278-298.
- BOTTRELL H.H., DUNCAN A., GLIWICZ Z.M., GRYGIEREK E., HERZIG A., HILLBRICHT-ILKOWSKA A., KURASAWA H., LARSSON P., y WEGLENSKA T. «A review of some problems in zooplankton production studies». *Norwegian Journal of Zoology* 24 (1976): 419-456.
- BURGHERR P., y MEYER E.I. «Regression analysis of linear body dimensions vs. dry mass in stream macroinvertebrates». *Archiv für Hydrobiologie* 139 (1997): 101-112.
- CANNON L.R.G. *Turbellaria of the world. A guide to families and genera*. Brisbane: Queensland Museum, 1986: 1-136.

- CHEVENET F., DOLÉDEC S., y CHESSEL D. «A fuzzy coding approach for the analysis of long-term ecological data». *Freshwater Biology* 31 (1994): 295-309.
- DODSON S.I., y FREY D.G. «Cladocera and other Branchiopoda», en: J.H. Thorp, y A.P. Covich, eds. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*. San Diego: Academic Press, 1991: 723-786.
- DOLÉDEC S., CHESSEL D., TER BRAAK C.F.J., y CHAMPELY S. «Matching species traits to environmental variables: A new three-table ordination method». *Environmental and Ecological Statistics* 3 (1996): 143-166.
- DOLÉDEC S., OLIVIER J.M., y STATZNER B. «Accurate description of the abundance of taxa and their biological traits in stream invertebrate communities: Effects of taxonomic and spatial resolution». *Achiv für Hydrobiologie* 148 (2000): 25-43.
- DOLÉDEC S., PHILLIPS N., SCARSBROOK M., RILEY R.H., y TOWNSEND C.R. «Comparison of structural and functional approaches to determining landuse effects on grassland stream invertebrate communities». *Journal of the North American Benthological Society* 25 (2006): 44-60.
- DUSSART B.H., y DEFAYE D. «Copepoda. Introduction to the Copepoda», en: H.J. Dumont (ed.). *Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world*. Vol. 7. La Haya: SPB Academic Publishing bv, 1995.
- EYUALEM-ABEBE E., TRAUNSPURGER W., y ANDRÁSSY I. *Freshwater nematodes: ecology and taxonomy*. Wallingford: CABI Publishing, 2006.
- FENCHEL T.M. «Ecology of microbenthos and meiobenthos». *Annual Review of Ecology and Systematics* 9 (1978): 99-121.
- HAUER F.R., y RESH V.H. «Macroinvertebrates». En R. Hauer, y G. Lamberti G., eds. *Methods in stream ecology*. Nueva York: Academic Press, 2006: 435-464.
- HIGGINS R.P., y THIEL H. *Introduction to the study of meiofauna*. Washington DC: Smithsonian Institution Press, 1988.
- ISO 7828. *Water quality – methods of biological sampling – guidance on handnet sampling of aquatic benthic macro-invertebrates*. Secondary Titl. 1985.
- KOLASA J. «Flatworms: Turbellaria and Nemertea», en: J.H. Thorp, y A.P. Covich, eds. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*. San Diego: Academic Press, 1991: 145-171.
- LEGENDRE P., GALZIN R., y HARMELIN-VIVIEN M.L. «Relating behavior to habitat: Solutions to the fourth-corner problem». *Ecology* 78 (1997): 547-562.
- LOPRETTO E., y TELL G. *Ecosistemas de aguas continentales. Metodologías para su estudio. I-II-III*. Buenos Aires: Ediciones Sur, 1995.
- MERRIT R.W., y CUMMINS K.W., eds. *An introduction of the aquatic insects of North America*. Dubuque: Kendall/Hunt, 1996.
- MEYER E.I. «The relationship between body length parameters and dry mass in running water invertebrates». *Archiv für Hydrobiologie* 117 (1989): 191-203.
- MEYER J.L. «The microbial loop in flowing waters». *Microbial Ecology* 28 (1994): 195-199.
- MOGUILVSKY A., y WHATLEY R. «Crustacea Ostracoda», en: E.C. Lopretto, y G. Tell, eds. *Ecosistemas de aguas continentales. Metodologías para su estudio*. Buenos Aires: Ediciones Sur, 1995: 973-999.
- NOGRADY T., WALLACE R.L., y SNELL T.W. *Rotifera. Volume 1: Biology, ecology and systematics. Guides to the Identification of the Microinvertebrates of the Continental Waters of the World (4T. Nogrady)*. The Hague: SPB Academic Publishing: 1993.
- PALMER M.A., y STRAYER D.L. «Meiofauna». En F.R. Hauer, y G. Lamberti, eds. *Methods in stream ecology*. San Diego: Academic Press Elsevier, 2007.
- PENNAK R.W. *Freshwater Invertebrates of the United States*. Nueva York: Wiley, 1978.

- PFANNKUCHE O., y THIEL H. «Sample processing», en R.G. Higgins, y H. Thiel. *Introduction to the study of meiofauna*. Washington DC: Smithsonian Institute Press, 1988.
- RAMSAY P.M., y RUNDLE S.D. «A rapid method for estimating biomass size spectra of benthic metazoan communities». *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 54 (1997): 1716-1724.
- REID J.W. «Chave de identificacao e lista de referencias bibliograficas para as especies continentais sulamericanas de vida livre da ordem Cyclopoida (Crustacea. Copepoda)». *Boletim de Zoologia* (Sao Paulo) 9, 17 (1985): 143.
- RUNDLE S., y ROBERTSON A., eds. *Freshwater meiofauna: Biology and ecology*. Leiden: Backhuys Publishers, 2002.
- SMIT H., y VANHEEL E.D. «Biovolume as a tool in biomass determination of *Oligochaeta* and *Chironomidae*». *Freshwater Biology* 29 (1993): 37-46.
- STATZNER B., BADY P., DOLÉDEC S., y SCHÖLL F. «Invertebrate traits for the biomonitoring of large European rivers: An initial assessment of trait patterns in least impacted river reaches». *Freshwater Biology* 50 (2005): 2136-2161.
- STATZNER B., BONADA N., y DOLÉDEC S. «Conservation of taxonomic and biological trait diversity of European stream macroinvertebrate communities: A case for a collective public database». *Biodiversity and Conservation* 16 (2007): 3609-3632.
- STEAD T.K., SCHMID-ARAYA J.M., y HILDREW A.G. «The contribution of subsurface invertebrates to benthic density and biomass in a gravel stream». *Archiv für Hydrobiologie* 160 (2004): 171-191.
- TACHET H., RICHOUX P., BOURNAUD M., y USSEGLIO-POLATERA P. *Invertébrés d'eau douce (2nd corrected impression)*. París: CNRS éditions, 2002.
- TAVARES-CROMAR A.F., y WILLIAMS D.D. «The importance of temporal resolution in food web analysis: Evidence from a detritus based stream». *Ecological Monographs* 66 (1996): 91-113.
- TOMANOVA S., y USSEGLIO-POLATERA P. «Patterns of benthic community traits in neotropical streams: Relationship to mesoscale spatial variability». *Fundamental and Applied Limnology* 170 (2007): 243-255.
- TOMANOVA S. y Usseglio Polatera P. «Patterns of benthic community traits in neotropical streams: Relationship to mesoscale spatial variability». *Fundamental and Applied Limnology* 170 (2007): 243-255.
- TOWNSEND C.R., y HILDREW A.G. «Species traits in relation to a habitat templet for river systems». *Freshwater Biology* 31 (1994): 265-275.
- USSEGLIO-POLATERA P., BOURNAUD M., RICHOUX P., y TACHET H. «Biological and ecological traits of benthic freshwater macroinvertebrates: Relationships and definition of groups with similar traits». *Freshwater Biology* 43 (2000a): 175-205.
- USSEGLIO-POLATERA P., BOURNAUD M., RICHOUX P., y TACHET H. «Biomonitoring through biological traits of benthic macroinvertebrates: How to use species trait databases». *Hydrobiologia* 422/423 (2000b): 153-162.
- VIEIRA N.K.M., POFF N.L., CARLISLE D.M., MOULTON Ii S.R., KOSKI M.L., y KONDRATIEFF B.C. «A database of lotic invertebrate traits for North America». *US Geological Survey Data Series* 187 (2006). Disponible en: <http://pubs.water.usgs.gov/ds187>.
- WALLACE R.L., y SNELL T.W. «Rotifera», en: J.H. Thorp, y A.P. Covich, eds. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*. San Diego: Academic Press, 1991: 187-248.