

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 10

Dinámica y relevancia de la materia orgánica

JESÚS POZO

ARTURO ELOSEGI

JOSERRA DÍEZ

JON MOLINERO

Primera edición: abril 2009

ISBN: 978-84-96515-87-1

© los autores, 2009

© de la edición en español, Fundación BBVA, 2009

Dinámica y relevancia de la materia orgánica

JESÚS POZO, ARTURO ELOSEGI, JOSERRA DÍEZ Y JON MOLINERO

10.1. Introducción

Muy frecuentemente, al hablar de materia orgánica se sobreentiende que se trata de materia orgánica muerta o detritus, ya que para la fracción viva se utiliza el término biomasa. La materia orgánica muerta representa la mayor parte de la energía química presente en los ecosistemas. En cualquier eslabón de la cadena trófica, la biomasa que no es consumida tarde o temprano muere y pasa a formar parte del detritus, un conjunto de restos vegetales, animales, microbianos y productos de sus metabolismos, en grado variable de descomposición. El detritus es aprovechado por los detritívoros y por los descomponedores que, finalmente, lo mineralizan (fig. 10.1). La descomposición de la materia orgánica representa, pues, la vía de mineralización en los ecosistemas fluviales.

La materia orgánica muerta constituye el reservorio de energía más abundante en los ecosistemas

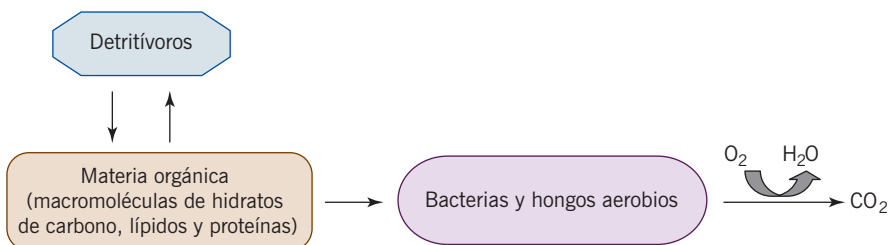


Figura 10.1: Modelo simplificado de interacción detritus-detritívoros-descomponedores en el procesado y mineralización de la materia orgánica en ríos bien oxigenados

Figura 10.2:
 Acumulación de hojarasca
 en un lecho fluvial, el
 recurso más aprovechado
 por detritívoros y
 descomponedores



Desde el punto de vista de la persistencia, en la materia orgánica se pueden distinguir dos grupos de sustancias (Wetzel 2001). Unas son fáciles de degradar (lábil) por el sistema enzimático hidrolítico de los microorganismos. Se trata de un conjunto amplio de carbohidratos, proteínas y otros compuestos de bajo peso molecular. Otras, las más abundantes, son de elevado peso molecular y resistentes a la degradación microbiana, como la celulosa o la lignina, o inhibitorios de la actividad bacteriana y fúngica, como los fenoles.

En función de su tamaño se distingue la materia orgánica disuelta, la particulada fina y la particulada gruesa

Por convención práctica, la materia orgánica se suele dividir en tres categorías atendiendo a su tamaño: la *materia orgánica disuelta* (MOD) es aquella que atraviesa un filtro de $0,45 \mu\text{m}$ de tamaño de poro; la *materia orgánica particulada gruesa* (MOPG) es la que queda retenida por un filtro de 1 mm; entre ambas se sitúa la *materia orgánica particulada fina* (MOPF).

Muchos arroyos discurren bajo un dosel arbóreo que limita fuertemente la entrada de luz, con pendiente elevada, y escasez de nutrientes, lo que dificulta el crecimiento de los productores primarios. En estas circunstancias, la comunidad de heterótrofos depende del alimento externo o *alóctono* (por ejemplo, Wallace et al. 1999), principalmente material vegetal en forma de hojas, frutos, ramas, etc. (figs. 10.2 y 10.3). Esta MOPG ingresa en el tramo por transporte desde aguas arriba o desde el medio terrestre circundante, poniendo de manifiesto la importancia del bosque ripario para el ecosistema fluvial (Naiman et al. 2005).

La importancia de la vegetación riparia para la energética del río ha sido reconocida desde hace tiempo (por ejemplo, Minshall 1967). Las hojas de los árboles

**Figura 10.3:**

Restos de madera en el cauce de un río, un recurso alternativo a la hojarasca del que no todos los organismos pueden hacer uso. Se aprecia el efecto sobre la retención de otros materiales y la heterogeneidad que genera en el cauce

representan una cantidad relevante de ese material (por ejemplo, Pozo et al. 1997a), y son rápidamente utilizadas por los descomponedores y por los detritívoros. Otros aportes orgánicos terrestres, como los restos de madera, pueden presentarse localmente en gran cantidad (fig. 10.3), y tienen importancia en el flujo de energía (Elosegi et al. 2007), a la vez que un papel estructural.

La cantidad y el tipo de materiales orgánicos disponibles para los organismos varía de unos ríos a otros y estacionalmente, sobre todo en función de la cobertura arbórea riparia, pero también dependiendo del régimen hidrológico (González y Pozo 1996, Sabater et al. 2001, Gonçalves et al. 2006, Mathuriau et al. 2008) y de la capacidad retentiva de los cauces (Larrañaga et al. 2003).

La madera muerta, además de ser una fuente de alimento para algunos organismos, influye en la estructura física del cauce

Además de materia orgánica particulada (MOP), los ríos reciben aportes de materia orgánica disuelta (MOD) provenientes del lavado de los suelos, siendo ésta la fracción mayoritaria. Por término medio, la concentración de carbono orgánico de los ríos es de unos 7 mg C/L, con una razón disuelto/particulado en torno a 3:1 (Wetzel 2001).

El origen alóctono de la mayor parte de la materia orgánica en ciertos tramos o ríos determina el carácter heterotrófico de estos sistemas (Vannote et al. 1980), que disponen de una base energética mucho más amplia para consumidores y descomponedores que la que proporciona la fotosíntesis dentro del río. Sin embargo, la materia orgánica alóctona no tiene la misma importancia en todos los tramos. Así, donde se elimina la vegetación riparia arbórea (fig. 10.4), la producción primaria autóctona puede llegar a convertirse en la principal fuente de energía para la comunidad fluvial.

Figura 10.4:

En los ríos desprovistos de vegetación arbórea riparia, la producción primaria puede suplir por sí sola las necesidades energéticas de la comunidad. Son sistemas autotróficos



A fin de cuantificar las distintas partidas y estudiar el destino de la materia orgánica en el ecosistema se construyen balances, aunque es difícil que incluyan y cuantifiquen los diferentes compartimentos y flujos de energía (Cebrián 1999). En este capítulo se describen los métodos más habituales en el estudio de la MOPG, desde su ingreso en los ríos, su retención o transporte, su disponibilidad en el lecho, y su utilización por los organismos. Por último, se aborda la elaboración de un balance de este recurso en un tramo fluvial. La mayor parte del material que entra es hojarasca, aunque la madera puede ingresar en cantidades incluso mayores, pero más circunstancial y puntualmente. Se requieren metodologías específicas para su respectiva cuantificación, por lo que ambos componentes deben ser tratados separadamente. De hecho, la denominación MOPG habitualmente excluye restos de madera de más de 1 cm de diámetro (Pozo et al. 1997a). Información adicional sobre técnicas relativas al estudio de la materia orgánica en los ríos se puede encontrar en Hauer y Lamberti (2007).

Técnica 16. Entradas de materia orgánica particulada gruesa al río

La cantidad de materia orgánica que la corriente arrastra en un tramo se ve afectada por el caudal

Un río de cabecera en medio forestal puede recibir al año varios cientos de gramos de materia orgánica particulada gruesa (MOPG) por metro cuadrado desde el bosque ripario, tanto por vía directa (verticalmente desde la vegetación), como indirecta (lateralmente desde los materiales depositados en el suelo) (Elosegi y Pozo 2005). Por otro lado, el transporte hace que la columna de agua de ese mis-



Figura 10.5:
Barrera de malla fija para retener la MOPG transportada. Una gran cantidad de sedimento también queda retenida, lo que dificulta la recogida del material

mo metro cuadrado sea atravesada por cantidades mucho mayores a lo largo del año. Es precisamente esta partida la más difícil de cuantificar, al estar condicionada por el caudal, que tiende a ser muy variable, con eventos de crecida impredecibles. Debido a ello, la MOPG transportada tiende a subestimarse, sobre todo si el período para el que se hacen las extrapolaciones es largo.

Aunque el muestreo en continuo mediante estructuras de filtración permanentes sería el más deseable, los problemas derivados de la acumulación de otro tipo de materiales arrastrados (fig. 10.5) y el esfuerzo necesario para la separación de los componentes orgánicos no compensan la información obtenida por ese procedimiento. Por ello se describe una técnica basada en el muestreo discreto del transporte de MOPG utilizando redes de deriva de 1 mm de poro (fig. 10.6).



Figura 10.6:
Red de deriva para el muestreo discreto de MOPG transportada

Figura 10.7:

Trampa para recogida de aportes verticales de MOPG



Las entradas directas (verticales) desde el ambiente ripario se miden por medio de trampas de malla (por ejemplo, 0,25 m² de boca de captación y malla de 1 mm de poro), a modo de cestos elevados por medio de cuerdas atadas a árboles o por una estructura soporte (fig. 10.7). Las indirectas, mediante trampas ubicadas en las orillas, ancladas mediante estacas y con la abertura (0,5 m de anchura) orientada al ambiente terrestre (fig. 10.8).

MATERIAL

- Balanza.
- Bolsas de plástico con autocierre.
- Cinta métrica.

Figura 10.8:

Trampa que permite la recogida de MOPG depositada en el suelo, removilizada por el viento u otras causas y que, finalmente, entra en el cauce



- Congelador (opcional).
- Correntímetro.
- Crisoles de porcelana.
- Cubetas de papel de filtro o de aluminio.
- Cubetas de plástico.
- Cuerdas.
- Desecador.
- Estacas para anclaje.
- Estufa.
- Horno.
- Maza.
- Redes de deriva.
- Regla rígida.
- Rotulador.
- Tabla de números aleatorios.
- Trampas para recogida de aportes verticales.
- Trampas para recogida de aportes laterales.

PROCEDIMIENTO

1. En un arroyo vadeable de zona boscosa, seleccionar un tramo de entre 50 y 100 metros, sin tributarios.
2. Medir la longitud del tramo.
3. Medir la anchura del cauce varias veces y calcular la anchura media.
4. Determinar el área del tramo (m^2).
5. Con la tabla de números aleatorios y usando un sistema cartesiano (coordenadas x,y con respecto a un punto de referencia, por ejemplo un árbol) colocar aleatoriamente las trampas de captación de los aportes verticales. Si se trata de un río estrecho cubierto por la bóveda vegetal, el cauce recibirá aportes semejantes a los del suelo circundante, por lo que las trampas se pueden colocar en las márgenes.
6. Seleccionar aleatoriamente, a lo largo de ambas orillas del cauce, los puntos donde ubicar las trampas para captación de entradas laterales y fijarlas con el marco inferior de la boca a ras del suelo (fig. 10.8).
7. Con ayuda de la cinta métrica, de la regla y del correntímetro, determinar la sección superior del segmento fluvial, así como el caudal (técnica 3).
8. En cada ocasión de muestreo, colocar una o varias (depende de la anchura del cauce) redes de deriva, de forma que capten la mayor parte del caudal en la sección superior del tramo. Dejar actuar durante 4 horas, o hasta que la red se sature por el material retenido. Medir la sección de cada red que es atravesada por el agua y su velocidad al inicio y al final del tiempo que esté colocada. Transferir el material a una bolsa con autocierre y etiquetar.

En arroyos pequeños las trampas verticales se pueden colocar indistintamente encima del cauce o en las orillas

9. Recoger el material acumulado por cada trampa vertical desde el muestreo precedente, transferir a una bolsa con autocierre y etiquetar.
10. Con la misma frecuencia que se muestrean las trampas verticales, recoger el material retenido por las horizontales, transferir a bolsas con autocierre y etiquetar.
11. Los muestreos deben realizarse al menos una vez al mes, aumentando la frecuencia (por ejemplo, semanalmente) en las épocas de mayores aportes de hojarasca.
12. Trasladar las muestras al laboratorio. En el caso de no poder procesarlas de inmediato, congelarlas hasta el momento de su análisis.
13. Depositar cada muestra en una cubeta de plástico.
14. Separar la MOPG en categorías, por ejemplo, hojas (pueden separarse a su vez en especies), ramitas, corteza, frutos, flores y material no identificado. Colocar cada categoría en una cubeta de aluminio o de papel de filtro previamente pesada.
15. Secar en estufa a 70 °C durante 72 h, enfriar en desecador y pesar, obteniendo así su *peso seco* (PS).
16. Transferir el material de cada cubeta a un crisol de porcelana previamente pesado. Si la muestra es muy grande puede utilizarse una alícuota de la misma y extrapolar después al conjunto.
17. Para determinar el *peso de las cenizas* (PC) introducir los crisoles en el horno y calcinar a 500 °C durante 4 horas, enfriar en desecador y pesar.
18. Calcular el *peso seco libre de cenizas* (PSLC), o fracción orgánica de cada componente de la MOPG, restando del peso seco (PS) el peso de las cenizas (PC). Sumar los valores de todos los componentes para determinar el PSLC total de cada muestra.
19. Calcular el volumen de agua filtrado por cada red de deriva multiplicando la sección de la red por la velocidad del agua que la atraviesa.
20. Calcular la concentración de MOPG transportada dividiendo la masa retenida por la red entre el volumen de agua filtrado. Realizar las correcciones pertinentes si se han utilizado varias redes de deriva.
21. Calcular la entrada de MOPG por transporte multiplicando su concentración por el caudal del río y por el tiempo transcurrido entre muestreos. Dividir el resultado anterior por el área del tramo fluvial para expresar los resultados en $\text{g PSLC m}^{-2} \text{d}^{-1}$.
22. Calcular la entrada vertical de MOPG dividiendo la masa recogida en cada trampa por la superficie de captación y por el tiempo transcurrido entre muestreos, expresándola en términos de $\text{g PSLC m}^{-2} \text{d}^{-1}$.
23. Para calcular las entradas laterales, primero dividir la masa de la muestra por la anchura de la boca de la trampa y por el número de días transcurridos ($\text{g PSLC m}^{-1} \text{d}^{-1}$); después multiplicar el resultado anterior por 2 y dividirlo por la anchura media del cauce para poder expresar los resultados por unidad de superficie del lecho fluvial ($\text{g PSLC m}^{-2} \text{d}^{-1}$).

Es importante expresar las entradas verticales, laterales y por transporte en las mismas unidades: $\text{g PSLC m}^{-2} \text{d}^{-1}$

Técnica 17. Retención de hojarasca

En arroyos de bosques caducifolios, la hojarasca entra al río en grandes cantidades durante el otoño y puede acumularse in situ o ser arrastrada aguas abajo, y en consecuencia perderse para los organismos del tramo. Por ello, la retención del cauce es importante para la productividad del ecosistema fluvial (Bilby y Likens 1980, Pozo et al. 1997b). Los cauces estrechos y de fondo rugoso suelen ser más retentivos (Webster et al. 1994), especialmente si hay troncos formando presas (Díez et al. 2000). En época de crecidas, la retención disminuye, ya que aumentan la profundidad, la anchura y la potencia hidráulica (Larrañaga et al. 2003).

La corriente tiende a llevarse gran parte de la hojarasca que entra al río, por lo que la capacidad de retención del cauce tiene gran importancia ecológica

Para medir la capacidad de los cauces para retener hojas se pueden utilizar cuatro tipos de materiales: 1) hojas naturales pintadas en colores brillantes, preferentemente en una banda estrecha a lo largo del nervio central (haz y envés), 2) hojas exóticas que sean fácilmente reconocibles (por ejemplo, *Ginkgo biloba*), recogidas en otoño y conservadas secas, 3) hojas de plástico artificiales (poco recomendable: aunque se parecen a las reales pueden tener un comportamiento muy diferente) y 4) cualquier material fácil de reconocer que se comporte de forma parecida a las hojas (por ejemplo, tiras de loneta plastificada de 3 × 10 cm). Dado que no siempre es posible recuperar todas las hojas que se echan al arroyo, proponemos utilizar hojas de *Ginkgo biloba* para trabajos rutinarios. En arroyos pequeños, y durante el estiaje, la mayor parte de las hojas son retenidas en apenas unos metros (Larrañaga et al. 2003) por el primer obstáculo que se encuentran. Por ello, es recomendable marcar tres tramos, cada uno diez veces más largo que la anchura del cauce húmedo (Lamberti y Gregory 1996), y realizar tres experimentos consecutivos. En época de aguas altas la distancia recorrida por las hojas suele ser mayor, por lo que el punto de suelta no es tan crítico.

MATERIAL

- Hojas de *Ginkgo biloba* recogidas recién caídas y puestas a secar entre hojas de papel absorbente. Guardar en grupos de 50 hojas.
- Red de 1 o 2 cm de malla, más ancha que el cauce.
- Cinta métrica.
- Cuerdas para atar la red.

Antes de usarlas las hojas de ginkgo deben ser remojadas durante horas para favorecer su distribución en la columna de agua

PROCEDIMIENTO

Trabajo de campo

1. La víspera del experimento, poner las hojas en remojo durante toda la noche (fig. 10.9).
2. Colocar la cinta métrica a lo largo de la orilla del tramo.

Figura 10.9:
Hojas de ginkgo listas para
su uso



3. Bloquear el punto inferior del tramo experimental con la red.
4. Soltar las hojas en el extremo superior del tramo, una a una, y distribuyéndolas a lo ancho del cauce húmedo.
5. Una hora después de liberar las hojas, recoger y contar las que han quedado en la red. Mantener la red en posición.
6. Caminar por el cauce, aguas arriba, recogiendo todas las hojas. Marcar la distancia recorrida por cada una (precisión = 1 m) y anotar el tipo de estructura que retuvo la hoja (rápido, poza, margen, raíces, madera, macrófitos, arena, grava, cantos, bloques).
7. Tras recoger todas las hojas, quitar la red.

Cálculos

1. Expresar el número de hojas en transporte (L_d) frente a la distancia recorrida (d), y ajustar al modelo exponencial (Young et al. 1978):

$$L_d = L_0 e^{-kd} \quad (10.1)$$

donde L_0 : número total de hojas liberadas (o recuperadas), e : base de los logaritmos neperianos, y k : tasa de retención (m^{-1}).

2. Para ajustar los datos al modelo, calcular la regresión entre el logaritmo neperiano del número de hojas en transporte y la distancia. La pendiente de la regresión equivale a la tasa de retención k .
3. La distancia media recorrida (m) se calcula como $1/k$ (Newbold et al. 1981).
4. Para calcular la eficiencia relativa de retención de cada tipo de estructura, dividir el porcentaje de hojas que ha retenido una estructura por el porcentaje de cauce húmedo que cubre esa estructura.

La macro 10.1 calcula la
tasa de retención de
hojarasca

Técnica 18. Materia orgánica particulada bentónica

La materia orgánica particulada gruesa (MOPG) es la principal fuente de alimento para las comunidades fluviales de zonas boscosas (por ejemplo, Hall et al. 2000), probablemente porque es más fácilmente retenida en el lecho que otras fracciones más finas. Este material alóctono es aportado por el bosque ripario en grandes cantidades (Abelho 2001) e incluye restos de madera, frutos, flores y, sobre todo, por su cantidad y regularidad, hojas (por ejemplo, Pozo et al. 1997a).

La distribución de la *materia orgánica particulada gruesa bentónica* (MOPGB) es bastante gregaria y está sometida a una gran variabilidad temporal (Molinero y Pozo 2004), principalmente debida a la fenología de los aportes y al régimen hidrológico. Por otra parte, las alteraciones en la vegetación riparia (eliminación del bosque ripario o sustitución por plantaciones de especies exóticas) modifican la cantidad, la calidad y la fenología de las entradas, así como su acumulación en el lecho fluvial (Molinero y Pozo 2004).

Las cantidades de MOPG bentónica son muy variables de unos estudios a otros (Abelho 2001), poniéndose de manifiesto, además, la escasez de estudios en el hemisferio sur (cuadro 10.1).

Existen varios métodos para cuantificar la MOPGB: muestreo al azar del cauce húmedo (González y Pozo 1996), muestreo de transectos al azar (Golladay et al.

Las hojas suelen constituir la fracción más abundante de la MOPG bentónica

Localidad	Latitud	Vegetación	Orden de río	MOPGB (g PSLC m ⁻²)	Referencia [*]
Alaska, EE.UU.	65 °N	Taiga	2	8	1
Québec, Canadá	50 °N	Píceas y bosque caducifolio	1	968	2
			2	317	2
			5	456	2
Oregón, EE.UU.	45 °N	Coníferas	1	1012-5117	3
			3	388	3
			5	61	3
España	43 °N	Bosque caducifolio Plantación de eucaliptos	1	91	4
			1	140	4
Virginia, EE.UU.	37 °N	Bosque mixto	1	1730	5
Carolina del Norte, EE.UU.	35 °N	Bosque caducifolio	1	391	6
		Bosque caducifolio talado	2	286	6
Victoria, Australia	37 °S	Bosque de eucaliptos	4	105	7

Cuadro 10.1:

Materia orgánica particulada gruesa bentónica (MOPGB) (exceptuando restos grandes de madera) en varios ríos

* 1: Irons y Oswood (1997); 2: Naiman y Link (1997); 3: Webster y Meyer (1997); 4: Molinero y Pozo (2004); 5: Smock (1990); 6: Webster et al. (1990); 7: Treadwell et al. (1997).

Fuente: Modificado de Pozo y Elosegí (2005).

Figura 10.10:
*Red de tipo Surber
 modificada, con la que se
 recoge la MOPG del lecho
 fluvial*



Es recomendable realizar transectos transversales al azar para estimar la MOPG bentónica

1989) o a intervalos regulares a lo largo del cauce (Wallace et al. 1995), y muestreo estratificado al azar (Mulholland 1997). Uno de los utensilios más utilizados es una red de tipo Surber (fig. 10.10). Dependiendo de la entidad del río, puede seleccionarse un tramo de entre 50 y 100 metros de longitud que sea lo más homogéneo posible atendiendo a la vegetación riparia, la morfología fluvial y el sustrato.

MATERIAL

- Balanza.
- Bolsas de plástico con autocierre.
- Cinta métrica.
- Congelador (opcional).
- Crisoles de porcelana.
- Cubetas de papel de filtro o de aluminio.
- Cubetas de plástico.
- Desecador.
- Estufa.
- Horno.
- Jarra.
- Pala pequeña.
- Red de tipo Surber (superficie de muestreo de $0,25 \text{ m}^2$; tamaño de poro de la red de 1 mm).
- Rotulador.
- Tabla de números aleatorios.
- Tamices de 1 y 10 mm de poro.

PROCEDIMIENTO

1. Utilizando una tabla de números aleatorios, seleccionar cinco puntos que puedan ser localizados longitudinalmente con ayuda de una cinta métrica. En cada punto trazar un transecto de 0,5 m de ancho, de orilla a orilla del cauce, incluido el cauce seco (fig. 10.11).
2. Anotar la anchura del cauce en cada transecto.
3. Si en un transecto todo el cauce es húmedo seguir sólo el procedimiento b de este apartado. En el caso de existir una parte seca en el cauce, seguir los dos procedimientos que se indican a continuación:
 - a) Recoger todo el material de la parte seca del transecto con ayuda de una pala pequeña hasta una profundidad de 5 cm. Retirar las piedras de la muestra. Colocar el material recogido sobre un conjunto de tamices: 10 mm arriba, 1 mm abajo. Lavar la muestra con una jarra y agua del río, desechando todo el material inorgánico que se pueda, así como los restos de madera de más de 1 cm de diámetro. Introducir el resto en una bolsa de plástico con autocierre y etiquetar convenientemente con un rotulador.
 - b) En la parte de cauce húmedo, muestrear la MOPG del lecho con ayuda de una red de tipo Surber. Remover manualmente y con la pala el sustrato hasta una profundidad de 5 cm, permitiendo que la corriente transporte la materia orgánica resuspendida hasta la red. Lavar el contenido de la red sobre el tamiz de 10 mm, retirando piedras y grava y las piezas de madera de más de 1 cm de diámetro. Repetir el proceso hasta muestrear todo el transecto. Introducir la muestra en una bolsa con autocierre y etiquetar. En el caso de haber muestra de a, puede reunirse en la misma bolsa con el material recolectado aquí.
4. Proceder del mismo modo con los otros transectos.

Para la estima de la MOPG bentónica se debe muestrear tanto el cauce húmedo como el seco

Aunque se recojan varias redes Surber por transecto, el conjunto de todas ellas constituye una única réplica



Figura 10.11:
Tramo fluvial donde se señalan una serie de transectos de 0,5 m de anchura elegidos al azar donde se recogerá la MOPG bentónica

5. Trasladar las muestras al laboratorio. En el caso de no poder procesarlas de inmediato, congelarlas hasta el momento de su análisis.
6. Si el estudio contempla varios muestreos en el tiempo, pueden realizarse con una frecuencia mensual, aumentándola (por ejemplo, a dos veces al mes) en las épocas de mayores entradas.
7. Una vez en el laboratorio, abrir cada bolsa y verter su contenido sobre un tamiz de 1 mm, lavando con agua de grifo para acabar de eliminar los materiales inorgánicos (arenas, limos...). Depositar la muestra de MOPG en una cubeta de plástico.
8. Separar la MOPG en categorías, por ejemplo, hojas (pueden separarse a su vez en especies), ramitas, corteza, frutos, flores y material no identificado. Colocar cada categoría en una cubeta de aluminio o de papel de filtro previamente pesada.
9. Medir el peso seco (PS) tras secar en estufa a 70 °C durante 72 horas y enfriar en desecador.
10. Transferir el material de cada cubeta a un crisol de porcelana previamente pesado. Si la muestra es muy grande puede utilizarse una parte alícuota de la misma y extrapolar después al conjunto.
11. Medida del peso de las cenizas (PC): introducir los crisoles en el horno y calentar a 500 °C durante 4 horas, enfriar en desecador y pesar.
12. Determinar el peso seco libre de cenizas (PSLC) de cada componente de la MOPG restando del peso seco (PS) el peso de las cenizas (PC). Sumar los valores de todos los componentes para determinar el PSLC total de cada muestra.
13. Calcular la superficie (m^2) de cada transecto multiplicando la anchura del cauce (m) por 0,5 m.
14. Para expresar los resultados por unidad de superficie del lecho fluvial ($g\ PSLC\ m^{-2}$), dividir en cada caso la cantidad de material por la superficie del transecto.

Técnica 19. Cantidad de madera en el cauce

La madera muerta gruesa tiene un papel estructural más importante que la madera fina

La madera muerta es un componente que puede llegar a ser muy abundante en muchos arroyos y ríos (Harmon et al. 1986, Gregory et al. 2003). Los restos leñosos en el cauce retienen agua, sedimentos y materia orgánica, estabilizan el cauce, reducen el impacto de las crecidas sobre la biota, proporcionan hábitat para invertebrados y peces, mejoran la calidad del agua, etc. (Gregory et al. 2003). La cantidad de madera muerta depende no sólo de la composición y estructura del bosque adyacente y de la morfología del río en cada tramo, sino también de las actividades humanas en el cauce y en sus riberas (Díez et al. 2001). Sin embargo, la madera suele presentar una distribución de contagio, por lo que los métodos clásicos de determinación del tipo de sustrato son inadecuados para medir su abundancia. Habitualmente se distingue entre madera muerta gruesa (restos mayores de 5 o 10 cm de diámetro, > 1 m de longitud) y madera fina, que tiene un papel estructural me-

nos importante (Harmon et al. 1986). Determinar la cantidad de madera en un tramo puede ser poco o muy costoso, en función de la cantidad y disposición, y del tamaño mínimo que se quiera considerar. Medir los troncos grandes es relativamente sencillo, según su abundancia y disposición, pero medir todos los palos pequeños resulta más complicado. Aquí se propone realizar un censo total de todos los restos de madera mayores de 5 cm de diámetro, dada su mayor influencia sobre el cauce.

Además de cuantificar la cantidad de madera en el cauce, resulta de interés observar su dinámica temporal de movimiento en el cauce, sobre todo desde el punto de vista de su manejo. Para ello se suelen marcar los troncos, se ubican en la cartografía, y se revisa periódicamente su posición.

MATERIAL

- Cinta métrica de 50 m.
- Calibre forestal o, en su defecto, cinta métrica de 2 m.
- Regla de 2 m.
- Martillo.
- Clavos.
- Chapas metálicas numeradas.
- Cartografía del tramo (técnica 5).

PROCEDIMIENTO

Trabajo de campo

1. Empezando en el extremo inferior del tramo, identificar y ubicar en la cartografía todos los restos leñosos con un diámetro superior a 5 cm que se encuentren en el cauce (fig. 10.12).
2. Para restos ubicados íntegramente dentro del cauce, medir el diámetro (o el perímetro) de los dos extremos y la longitud del tronco. Para troncos ramificados, determinar los diámetros y longitud de cada rama.
3. Para restos parcialmente fuera del cauce, medir el diámetro y la longitud del trozo dentro del cauce, y lo mismo con el trozo fuera del cauce.
4. Medir la altura del tronco respecto del lecho.
5. Marcar el tronco con una chapa numerada y anotar su posición con 1 m de precisión.

Se miden y se localizan todas las piezas de madera muerta gruesa

Cálculos

1. Calcular el volumen de cada tronco aplicando la fórmula del troncocono:

$$V = \pi l \frac{(R^2 + r^2) + (Rr)}{3} \quad (10.2)$$

Figura. 10.12:
Medición del diámetro
de un tronco



donde V : volumen (cm^3), l : longitud (cm), R : radio del extremo más grueso (cm), y r : radio del extremo más delgado (cm).

2. Sumar el volumen de todos los troncos, y dividirlo por la superficie del cauce del tramo. Expresar el volumen de madera en $\text{cm}^3 \text{m}^{-2}$ de cauce, o en $\text{m}^3 \text{ha}^{-1}$ de cauce.

Otras consideraciones

La cantidad de madera muerta suele variar muy poco con el tiempo, por lo que un muestreo anual suele ser suficiente si no ocurren eventos imprevistos.

Además de calcular el volumen de madera, se puede determinar su masa. Para ello hay que recoger algunas muestras (15 o 20 trozos son suficientes), determinar su volumen, y medir su masa por gravimetría, como se hace con el resto de la MOPG (por ejemplo, técnica 18).

Técnica 20. Descomposición de la hojarasca

El término *descomposición* se ha usado en la literatura para referirse a dos procesos diferentes: 1) la desintegración mecánica de los materiales vegetales hasta un estado en el que la estructura celular no es reconocible, y 2) la mineralización de los compuestos orgánicos hasta formas inorgánicas. La descomposición de la materia orgánica se lleva a cabo por un diverso conjunto de organismos, detritívoros, como muchos invertebrados fluviales, y descomponedores, como hongos y bacterias. La actividad microbiana pone en marcha una maquinaria enzimática extracelular hidrolítica y oxidativa que despolimeriza las celulosas, las hemicelulosas y las ligninas en compuestos más fácilmente asimilables (Graça et al. 2005), que después se utilizan para construir estructuras y como fuente de energía (técnica 27).

Cuando un resto orgánico cae al agua algunos de sus componentes se pierden rápidamente por un proceso físico de lixiviación, disolución o arrastre por el agua (Bärlocher 2005). Al mismo tiempo se inicia una colonización microbiana (bacterias y hongos) que acondiciona el material, aumentando su palatabilidad para los detritívoros y desencadenando un período de intensa actividad biológica. Además de la fragmentación debida a los detritívoros, la abrasión física, causada por la corriente, y la producción de heces contribuyen a aumentar la superficie de detritus susceptible de ser usada por los descomponedores. El producto es un material cada vez más difícil de descomponer, porque pocos microorganismos disponen de las enzimas necesarias para romper los enlaces más refractarios.

Factores físicos, como la temperatura, o químicos, como la concentración de nutrientes en los materiales y en el agua, son los principales condicionantes de la actividad biológica y de la velocidad a la que se descompone la materia orgánica muerta.

La tasa de descomposición de la materia orgánica aumenta con la temperatura, por lo que varía estacionalmente (fig. 10.13). Debido a ello, y con objeto de poder comparar tasas corrigiendo el efecto de la temperatura, las pérdidas se suelen expresar en función de *grados-días*, un concepto que representa una cantidad de calor acumulado en un cierto periodo de tiempo. El valor de grados-días se calcula como la suma de las temperaturas medias diarias durante un periodo determinado.

La tasa a la que desaparece el material por la acción de descomponedores y detritívoros depende, además, de su calidad, que se puede medir en términos de textura, composición bioquímica y contenido en nutrientes. La hojarasca que posee un elevado contenido en componentes estructurales refractarios, como celulosas y ligninas, es de poco valor nutricional para los detritívoros que carecen de las enzimas apropiadas para la degradación de esos compuestos y, por lo tanto, se descompone lentamente.

La descomposición de la hojarasca es uno de los procesos más estudiados en ríos pequeños donde los aportes vegetales terrestres son abundantes. Más información acerca de las metodologías aplicadas se puede encontrar en Graça et al. (2005).

La descomposición incluye la fragmentación física, los cambios químicos, y la actividad de los detritívoros y descomponedores

La tasa de descomposición depende de la temperatura y de la calidad de la materia orgánica

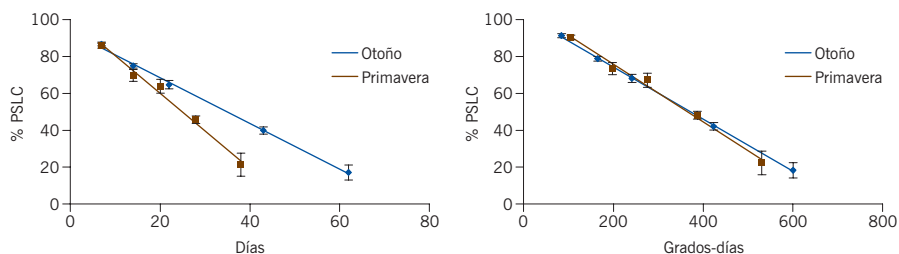
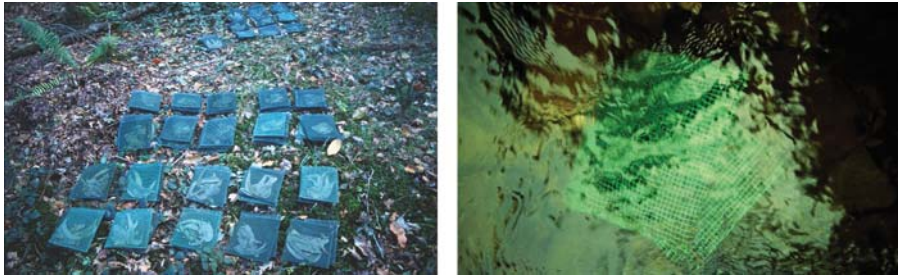


Figura 10.13: Pérdida de masa en función del tiempo (izquierda) y de los grados-días (derecha) de la hojarasca de aliso en un arroyo del norte de España

Figura 10.14:
Bolsas de malla de 5 mm de poro preparadas para depositar (izquierda) o ya sumergidas en el río (derecha). Para asegurarlas se pueden atar a piedras o a barras de hierro clavadas en el lecho



MATERIAL

- Balanza (precisión: 0,01 g).
- Barras de hierro (aproximadamente 10 mm de diámetro y 0,50 m longitud).
- Bolsas de incubación confeccionadas con malla plástica comercial de 5 mm de poro (fig. 10.14).
- Bolsas de plástico con autocierre.
- Cajas metálicas con paredes agujereadas y cable para sujeción.
- Cubetas de papel de filtro o de aluminio.
- Estufa.
- Etanol al 70%.
- Etiquetas de identificación de las muestras. Deben soportar los efectos del agua.
- Sedal fuerte de pesca.
- Horno.
- Maza.
- Pulverizador de jardinería.
- Rotulador.
- Sensores de medición de temperatura en continuo.
- Tamiz (0,2 mm de poro).
- Tijeras.
- Viales para conservar los invertebrados.

PROCEDIMIENTO

Se deben recoger hojas recién caídas, enteras y sin manchas

1. Recolectar hojas de la especie a estudiar inmediatamente después de su abscisión, preferentemente de una sola localidad. Desechar las hojas en mal estado, con manchas, carentes de pecíolo o que presenten signos de actividad fúngica o material mineral adherido.
2. Una vez en el laboratorio, mezclar bien el conjunto y extender las hojas en un lugar bien aireado, sobre una superficie limpia, para agilizar la pérdida de humedad. Remover diariamente para evitar el desarrollo de hongos, sobre

todo si las hojas venían muy húmedas del campo. El material puede estar listo para su utilización al cabo de unos siete días.

3. Para llevar a cabo las incubaciones, introducir una cantidad de hojas, previamente pesada, de la especie de interés, en bolsas de malla inerte (por ejemplo, Pozo 1993) (fig. 10.14). Confeccionar bolsas de unos 20 x 25 cm con malla plástica verde comercial de 5 mm de poro, suficiente para permitir el acceso a las hojas de la mayor parte de los invertebrados bentónicos. Si se usan bolsas de diferentes tamaños de poro se puede estudiar el efecto de la exclusión de algunos invertebrados discriminando por su tamaño. En función del tamaño de los fragmentadores locales se puede usar un tamaño de malla u otro.
4. Establecer un calendario de muestreo para la retirada de las bolsas del río. La frecuencia de recogida depende de la velocidad a la que desaparece el material, pudiendo ser semanalmente para las especies de descomposición rápida, o cada dos semanas o mensualmente para especies de más lento procesado. Se puede establecer un calendario interactivo después de un primer muestreo a los siete días, de manera que las fechas se van determinando (por ejemplo, T_{50} , tiempo estimado para una pérdida del 50% del material) en función de la velocidad del proceso (basada en los muestreos precedentes al próximo) y asumiendo que la dinámica de la pérdida de masa se ajusta a un modelo de regresión exponencial negativo. Realizar cinco muestreos, retirando cinco réplicas en cada ocasión.
5. Pesar entre 5 y 10 ($\pm 0,25$) g de hojas secadas al aire (Pa) y colocarlas en una bandeja junto con la etiqueta de identificación.
6. Humedecer las hojas de las bandejas con un vaporizador de jardinería para evitar su fragmentación cuando se manipulen. Usar agua del río.
7. Introducir el material y cerrar cada bolsa con el sedal sobrante.
8. Transportar las bolsas al río, distribuirlas en conjuntos de cinco réplicas en rápidos seleccionados aleatoriamente, o en función de las posibilidades de espacio que ofrezca el río si es pequeño. Clavar una barra de hierro en el lecho, con la ayuda de una maza, para cada conjunto de cinco réplicas. Atar las bolsas con sedal, comenzando a trabajar desde el extremo superior del tramo y continuando aguas abajo. Dibujar un esquema de la situación de las barras.
9. En cada tramo, emplazar al menos un sensor de temperatura en continuo, protegido por una caja metálica agujereada, y fijado de forma segura, de modo que quede protegido de la acción directa de la luz solar, de daños mecánicos y de curiosos.
10. Utilizar al menos cinco réplicas extras, sumergirlas en el tramo de estudio (evitar pozas con renovación deficiente), sin que entren en contacto con el lecho. Al cabo de 24 horas retirar estas cinco bolsas y devolverlas al laboratorio. Determinar el peso seco de cada una de las cinco réplicas tras secar en estufa (70 °C, 72 h), dejar enfriar en desecador y pesar. Dividir cada uno de esos pesos entre el correspondiente peso seco al aire (Pa). El valor medio

Aunque normalmente se usan bolsas de 5 mm, la malla se puede cambiar en función del tamaño de los fragmentadores de cada río

de esas cinco determinaciones es el coeficiente (S) para estimar el peso seco a estufa (Pe) inicial a partir del peso seco al aire (Pa) de cada una de las muestras preparadas para el experimento, corregidas para el efecto de la manipulación (preparación de bolsas, transporte...) y para el lixiviado.

$$Pe = Pa S \quad (10.3)$$

11. Utilizar las mismas cinco réplicas para calcinar el material en mufla (500 °C, 4 h). Dejar enfriar en desecador y pesar. Calcular el peso seco libre de cenizas ($PSLC$) de cada réplica como la diferencia entre el peso introducido en el horno y el peso de las cenizas; dividirlo por el peso introducido en el horno y determinar el coeficiente (C), como la media de esos cinco valores, para estimar el *peso seco libre de cenizas inicial* ($PSLCi$) de cada muestra a partir de su peso seco a estufa (Pe).

$$PSLCi = Pe C \quad (10.4)$$

Alternativamente,

$$PSLCi = Pa S C \quad (10.5)$$

12. Realizar la primera recogida a los siete días después del implante. Los sucesivos muestreos se determinan sobre la base de los datos de los muestreos precedentes como se indicó anteriormente. Ir muestreando río arriba, recogiendo una bolsa de cada barra, hasta totalizar cinco réplicas. Transferir inmediatamente cada réplica a un bolsa de plástico con autocierre con un pequeño volumen de agua y etiquetarla convenientemente. Colocar en nevera portátil con hielo para su traslado al laboratorio.
13. En cada muestreo tomar un volumen suficiente (aproximadamente 5 L) de agua del río pasada por un tamiz de 0,2 mm, para usarla después en el lavado del material en el laboratorio.
14. La forma de proceder con las bolsas en el laboratorio depende del número de variables que se vayan a analizar. Abrir cada bolsa y verter su contenido sobre un tamiz de 0,2 mm de poro. Si se van a estudiar los invertebrados asociados, verter y limpiar adecuadamente sobre el tamiz el contenido de la bolsa de plástico donde se transportaba la réplica.
15. Limpiar las hojas con agua del río mediante el pulverizador de jardinería para separar los animales y las partículas minerales adheridas. Depositar las hojas lavadas en una bandeja de papel de filtro convenientemente etiquetada.
16. Separar, si es el caso, los macroinvertebrados retenidos en el tamiz, conservándolos directamente en etanol al 70%.
17. Secar el material de cada réplica en estufa (70 °C, 72 h). Enfriar en desecador y pesar con precisión de 0,01 g, obteniendo el *peso seco remanente* (Pr).

18. Calcinar la muestra seca en mufla (500 °C, 4 h), dejar enfriar en desecador y pesar para determinar el *peso seco libre de cenizas remanente (PSLCr)*.
19. Determinar el porcentaje de material remanente en términos de *PSLC* de cada muestra (*%PSLCr*).

$$\%PSLCr = (PSLCr/PSLCi)100, \text{ o } \%PSLCr = (PSLCr/PSLCi)100,$$

si se parte de valores iniciales post lixiviado.

20. La pérdida de masa se puede ajustar a algún modelo de regresión, aunque el más común de la literatura es el exponencial negativo:

$$M_t = M_0 e^{-kt} \quad (10.6)$$

donde M_t : masa en el tiempo t (g), M_0 : masa inicial, k : tasa de pérdida diaria (día^{-1}), y t : tiempo (días).

21. La tasa de descomposición, k , es la pendiente de la regresión entre el $\ln \%PSLCr$ y el tiempo, en días, y representa una fracción constante de pérdida de la cantidad de material que va quedando. Si se desea corregir el efecto de la temperatura, en lugar del tiempo como variable independiente se pueden utilizar la temperatura acumulada (grados-días).

La macro 10.2 permite calcular la tasa de descomposición de hojarasca

Técnica 21. Balances de materia orgánica particulada gruesa en sistemas fluviales

Un balance es un conjunto de cálculos relativos a entradas (E) y salidas (S) en un sistema. Para el conjunto de la materia orgánica en un ecosistema fluvial es difícil construir un balance por la complicación de vías de circulación y conversiones que se producen, principalmente en las fracciones fina y disuelta, y por las interacciones tierra-agua-sedimentos, que hacen enormemente laborioso el trabajo (Cummins et al. 1983). El balance básico de MOPG en un tramo fluvial en particular se construye determinando las entradas verticales y laterales desde el medio terrestre circundante, el transporte desde río arriba, la acumulación en el cauce y las salidas, tanto por transporte río abajo como por efecto del consumo y la descomposición (fig. 10.15).

El balance es un resultado de las entradas verticales laterales y por transporte, y las salidas por transporte, consumo y descomposición

La ecuación general de un balance de MOPG en un tramo fluvial determinado puede expresarse como:

$$S = E + \Delta B \quad (10.7)$$

donde S : salida de material en un determinado tiempo, E : entrada de material en un período, e ΔB : variación en la acumulación de MOPG bentónica en ese mismo período.

Figura 10.15:
Componentes de un balance
de materia orgánica
particulada gruesa (MOPG)
en un tramo fluvial



Fuente: Modificado de Pozo (2005).

Esa expresión se puede desglosar así:

$$B_t = B_0 + E_T + E_V + E_L - S_T - S_D \quad (10.8)$$

donde B_t : cantidad de MOPG en el lecho en un tiempo t , B_0 : cantidad de MOPG en el lecho en el tiempo 0 (o previo), E_T : entrada por transporte, E_V : entrada vertical (directa) desde el medio terrestre circundante, en el período entre 0 y t , E_L : entrada lateral (indirecta) en el mismo período, S_T : salida por transporte, y S_D : pérdida genérica por descomposición (procesado), que incluye pérdidas por abrasión física, consumo y descomposición.

El balance como mínimo
debe corresponder
a un año

No es habitual medir todas las vías de flujo, y algunas se determinan por diferencia. Es importante referir las medidas a una unidad de superficie (m^2), lo que permite comparar entre tramos o entre ríos, con independencia de su tamaño. En cuanto a la extensión temporal del balance, las series temporales largas producen mejores resultados, aunque los balances más frecuentes corresponden a períodos de un año o inferiores (Webster y Meyer 1997). La cantidad y fenología de los aportes vegetales desde el medio terrestre, la acumulación y las salidas por transporte y por procesado dependen de la especie, por lo que el conocimiento cuantitativo de las vías de flujo y reservorios de materia orgánica en el sistema permite determinar eficiencias que son útiles como indicadores de impactos en el funcionamiento fluvial, por ejemplo, por cambios en la vegetación riparia. El cuadro 10.2 muestra tasas de renovación de la MOPG en varios ríos del mundo.

Localidad	Latitud	Vegetación	Orden de río	Renovación (año ⁻¹)	Referencia*
Alaska, EE.UU.	65 °N	Taiga	2	7,6	1
Québec, Canadá	50 °N	Píceas y bosque caducifolio	1	0,8	2
			2	0,9	2
			5	0,1	2
Oregón, EE.UU.	45 °N	Coníferas	1	0,3-0,7	3
			3	1,9	3
			5	12,0	3
España**	43 °N	Bosque caducifolio	1	7,9	4
			Plantación de eucaliptos	1	4,0
Virginia, EE.UU.	37 °N	Bosque mixto	1	0,3	5
Carolina del Norte, EE.UU.	35 °N	Bosque caducifolio	1	1,6	6
			Bosque caducifolio talado	2	1,5
Victoria, Australia	37 °S	Bosque de eucaliptos	4	6,0	7

* 1: Irons y Oswood (1997); 2: Naiman y Link (1997); 3: Webster y Meyer (1997); 4: Molinero y Pozo (2004); 5: Smock (1990); 6: Webster et al. (1990); 7: Treadwell et al. (1997).

** Sólo hojas.

Fuente: Modificado de Pozo y Elosegí (2005).

Cuadro 10.2:

Tasas de renovación (entradas terrestres/acumulación en el lecho) de la materia orgánica (exceptuando restos grandes de madera) en varios ríos

Esta técnica puede aplicarse al conjunto de la MOPG o a cualquiera de sus componentes (especies de hojas, ramas, frutos), ya que su separación se puede realizar con facilidad. Si el período considerado es de un año, el muestreo debe realizarse al menos una vez al mes, aumentando la frecuencia (al menos quincenalmente) en las épocas de mayores aportes de hojarasca.

MATERIAL

- Equipamiento para determinación de las entradas por transporte, así como de las directas e indirectas desde el entorno ripario (técnica 16).
- Equipamiento utilizado en la técnica 18 para determinar la MOPG del lecho fluvial.
- Equipamiento utilizado para determinar la tasa de descomposición (técnica 20).

PROCEDIMIENTO

1. Seleccionar un pequeño río o un tramo vadeable sin tributarios de entre 50 y 100 metros de longitud en una zona boscosa.
2. Medir, además de la longitud del tramo, la anchura media del cauce a partir de varias medidas de anchura.
3. Determinar las secciones superior e inferior del tramo, así como la descarga (técnica 3).
4. Determinar las entradas terrestres (directas e indirectas) siguiendo la técnica 16.

5. Determinar las entradas por transporte a partir del material retenido por las redes de deriva colocadas en la sección superior del segmento fluvial siguiendo la técnica 16. Las salidas por transporte pueden ser calculadas por diferencia en la ecuación del balance.
6. Determinar la MOPG del lecho siguiendo la técnica 18.
7. Determinar las tasas de descomposición, k , del, o de los componentes de la MOPG siguiendo la técnica 20.
8. Expresar las entradas verticales (E_v) de MOPG en términos de g PSLC $m^{-2} d^{-1}$, dividiendo la cantidad de material en el cesto entre el producto de la superficie de captación y el número de días entre dos muestreos consecutivos.
9. Expresar las entradas laterales (E_L) de MOPG en términos de g PSLC $m^{-2} d^{-1}$ mediante la expresión:

$$E_L = 2M_L / lWt \quad (10.9)$$

donde M_L : cantidad de MOPG en la trampa lateral (g), l : anchura de captación (longitudinal al río) de la trampa (m), W : anchura media del cauce (m), y t : tiempo transcurrido entre muestreos (d).

10. Expresar las entradas y/o salidas por transporte (E_T, S_T) en términos de g PSLC $m^{-2} d^{-1}$, dividiendo la cantidad de material que ingresa diariamente por el área del segmento fluvial estudiado, A , la cual se calcula multiplicando W por la longitud del segmento, L .
11. La variación de la MOPG del lecho del río, ΔB , se puede expresar en términos de g PSLC $m^{-2} d^{-1}$, dividiendo la diferencia de almacenamiento entre muestreos (g PSLC m^{-2}) por el número de días transcurridos.
12. Calcular la tasa de renovación (R , en d^{-1}) de la MOPG del lecho como el cociente entre la entrada total de MOPG (E) y la acumulación media de MOPG bentónica (B) en el período considerado (por ejemplo, un año).
13. Si se aplica la tasa de descomposición, k , de un componente de la MOPG a su acumulación media en el lecho en un período determinado (por ejemplo, un año), las salidas por descomposición se calculan como:

$$S_D = Bk \quad (10.10)$$

14. Asimismo, se puede calcular la eficiencia de utilización de la MOPG que ingresa desde el bosque ripario:

$$D = S_D / (E_v + E_L) \quad (10.11)$$

15. Resumir los cálculos del balance para un determinado período (por ejemplo, un año) (cuadro 10.3).

La macro 10.3 permite establecer un balance de materia orgánica a nivel de tramo

La eficiencia de utilización indica la capacidad que tiene el río para descomponer el material orgánico que recibe

Entradas	Verticales Laterales Transporte Total	g PSLC m ⁻² a ⁻¹ g PSLC m ⁻² a ⁻¹ g PSLC m ⁻² a ⁻¹ g PSLC m ⁻² a ⁻¹
Acumulación en el lecho	Stock medio	g PSLC m ⁻²
Salidas*	Procesado Transporte Total	g PSLC m ⁻² a ⁻¹ g PSLC m ⁻² a ⁻¹ g PSLC m ⁻² a ⁻¹

Cuadro 10.3:
Balance anual de MOPG

* Las salidas por transporte podrían calcularse por diferencia, si se ha medido la descomposición y se considera que el sistema está en equilibrio.

10.2. Bibliografía

- ABELHO M. «From litterfall to breakdown in streams: A review». *The Scientific World* 1 (2001): 656-680.
- BÄRLOCHER F. «Leaching». En M.A.S. Graça F.B., y M.O. Gessner, eds. *Methods to study litter decomposition: A practical guide*. Dordrecht: Springer, 2005: 33-36.
- BILBY R.E., y LIKENS G.E. «Importance of organic debris dams in the structure and function of stream ecosystems». *Ecology* 6 (1980): 1107-1113.
- CEBRIÁN J. «Patterns in the fate of production in plant communities». *The American Naturalist* 154 (1999): 449-468.
- CUMMINS K.W., SEDELL J.R., y SWANSON F.J. «Organic matter budgets for stream ecosystems: Problems in their evaluation». En J.R. Barnes, y G.W. Minshall, eds. *Stream ecology: Application and testing of general ecological theory*. Nueva York: Plenum Press, 1983: 299-353.
- DÍEZ J.R., ELOSEGI A., y POZO J. «Woody debris in north iberian streams: Influence of geomorphology, vegetation and management». *Environmental Management* 28 (2001): 687-698.
- DÍEZ J.R., LARRAÑAGA S., ELOSEGI A., y POZO J. «Effect of removal of wood on streambed stability and retention of organic matter». *Journal of the North American Benthological Society* 19 (2000): 621-632.
- ELOSEGI A., DÍEZ J., y POZO J. «Contribution of dead wood to the carbon flux in forested streams». *Earth Surface Processes and Landforms* 32 (2007): 1219-1228.
- ELOSEGI A., y POZO J. «Litter input». En M.A.S. Graça, y M.O. Gessner, eds. *Methods to study litter decomposition: A practical guide*. Dordrecht: Springer, 2005: 3-12.
- GOLLADAY S.W., WEBSTER J.R., y BENFIELD E.F. «Changes in stream benthic organic matter following watershed disturbance». *Holarctic Ecology* 12 (1989): 96-105.
- GONÇALVES J.F.J., FRANÇA J.S., y CALLISTO M. «Dynamics of allochthonous organic matter in a tropical Brazilian headstream». *Brazilian Archives of Biology and Technology* 49 (2006): 967-973.
- GONZÁLEZ E., y POZO J. «Longitudinal and temporal patterns of benthic coarse particulate organic matter in the Agüera stream (Northern Spain)». *Aquatic Sciences* 58 (1996): 355-366.
- GRAÇA M.A.S., BÄRLOCHER F., y GESSNER M.O., eds. *Methods to study litter decomposition: A practical guide*. Dordrecht: Springer, 2005.
- GREGORY S.V., BOYER K.L., y GURNELL A.M., eds. *The ecology and management of wood in world rivers*. Bethesda: American Fisheries Society, 2003.
- HALL R.O.J., WALLACE J.B., y EGGERT S.L. «Organic matter flow in stream food webs with reduced detrital resource base». *Ecology* 81 (2000): 3445-3463.

- HARMON M.E., FRANKLIN J.F., SWANSON F.J., SOLLINS P., GREGORY S.V., LATTIN J.D., ANDERSON N.H., CLINE S.P., AUMEN N.G., SEDELL J.R., LIENKAEMPER G.W., CROMACK K., y CUMMINS K.W. «Ecology of coarse woody debris in temperate ecosystems». *Advances in Ecological Research* 15 (1986): 133-302.
- HAUER F.R., y LAMBERTI G.A., eds. *Methods in stream ecology*. San Diego: Academic Press, 2007.
- IRONS J.G., y OSWOOD M.W. «Organic matter dynamics in 3 subarctic streams of interior Alaska, USA». *Journal of the North American Benthological Society* 16: 23-28, 1997.
- LAMBERTI G.A., y GREGORY V. «Transport and retention of CPOM». En F.R.H. Lamberti, ed. *Methods in stream ecology*. San Diego: Academic Press, 1996: 217-229.
- LARRAÑAGA S., DÍEZ J.R., ELOSEGI A., y POZO J. «Leaf retention in streams of the Agüera basin (Northern Spain)». *Aquatic Sciences* 65 (2003): 158-166.
- MATHURIAU C., THOMAS A.G.B., y CHAUVET E. «Seasonal dynamics of benthic detritus and associated macroinvertebrate communities in a neotropical stream». *Fundamental and Applied Limnology* 171 (2008): 323-333.
- MINSHALL G.W. «Role of allochthonous detritus in the trophic structure of a woodland springbrook community». *Ecology* 48 (1967): 139-149.
- MOLINERO J., y POZO J. «Impact of a eucalyptus (*Eucalyptus globulus* Labill.) plantation on the nutrient content and dynamics of coarse particulate organic matter (CPOM) in a small stream». *Hydrobiologia* 528 (2004): 143-165.
- MULHOLLAND P.J. «Organic matter dynamics in the west fork of Walker Branch, Tennessee, USA». *Journal of the North American Benthological Society* 16 (1997): 61-67.
- NAIMAN R.J., DÉCAMP H., y MCCLAIN M.E. *Riparia: Ecology, conservation, and management of streamside communities*. Amsterdam: Elsevier Academic Press, 2005.
- NAIMAN R.J., y LINK G.L. «Organic matter dynamics in 5 subarctic streams, Québec, Canada». *Journal of the North American Benthological Society* 16 (1997): 33-39.
- NEWBOLD J.D., ELWOOD J.W., O'NEILL R.V., y VAN WINKLE W. «Measuring nutrient spiralling in streams». *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 38 (1981): 860-863.
- POZO J. «Leaf litter processing of alder and eucalyptus in the Agüera stream system (North Spain) I. Chemical changes». *Archiv für Hydrobiologie* 127 (1993): 299-317.
- POZO J. «Coarse particulate organic matter budgets». En M.A.S. Graça, F. Bärlocher, y M.O. Gessner, eds. *Methods to study litter decomposition: A practical guide*. Dordrecht: Springer, 2005: 43-50.
- POZO J., y ELOSEGI A. «Coarse benthic organic matter». En M.A.S. Graça, F. Bärlocher, y M.O. Gessner, eds. *Methods to study litter decomposition: A practical guide*. Dordrecht: Springer, 2005: 25-32.
- POZO J., GONZÁLEZ E., DÍEZ J.R., MOLINERO J., y ELOSEGI A. «Inputs of particulate organic matter to streams with different riparian vegetation». *Journal of the North American Benthological Society* 16 (1997a): 602-611.
- POZO J., GONZÁLEZ E., DÍEZ J.R., y ELOSEGI A. «Leaf-litter budgets in two contrasting forested streams». *Limnetica* 13 (1997b): 77-84.
- SABATER S., BERNAL S., BUTTURINI A., NIN E., y SABATER F. «Wood and leaf debris input in a Mediterranean stream: The influence of riparian vegetation». *Archiv für Hydrobiologie* 153 (2001): 91-102.
- SMOCK L.A. «Spatial and temporal variation in organic matter storage in low-gradient, headwater streams». *Archiv für Hydrobiologie* 118 (1990): 169-184.
- TREADWELL S.A., CAMPBELL I.C., y EDWARDS R.T. «Organic matter dynamics in Keppel Creek, Southeastern Australia». *Journal of the North American Benthological Society* 16 (1997): 58-61.
- VANNOTE R.L., MINSHALL G.W., CUMMINS K.W., SEDELL J.R., y CUSHING C.E. «The river continuum concept». *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37 (1980): 130-137.

- WALLACE J.B., WHILES M.R., EGGERT S., CUFFNEY T.F., LUGTHART G.J., y CHUNG K. «Long-term dynamics of coarse particulate organic matter in three Appalachian Mountain streams». *Journal of the North American Benthological Society* 14 (1995): 217-232.
- WALLACE J.B., EGGERT S.L., MEYER J.L., y WEBSTER J.R. «Effects of resource limitation on a detrital-based ecosystem». *Ecological Monographs* 69 (1999): 409-442.
- WEBSTER J.R., COVICH A.P., TANK J.L., y CROCKETT T.V. «Retention of coarse organic particles in the Southern Appalachian Mountains». *Journal of the North American Benthological Society* 13 (1994): 140-150.
- WEBSTER J.R., GOLLADAY S.W., BENFIELD E.F., D'ANGELO D.J., y PETERS G.T. «Effects of forest disturbance on particulate organic matter budgets of small streams». *Journal of the North American Benthological Society* 9 (1990): 120-140.
- WEBSTER J.R., y MEYER J.L. «Stream organic matter budgets». *Journal of the North American Benthological Society* 16 (1997): 3-4.
- WETZEL R.G. *Limnology: Lake and river ecosystems*. San Diego: Academic Press, 2001.
- YOUNG S.A., KOVALAK W.P., y DEL SIGNORE K.A. «Distances travelled by autumn leaves introduced into a woodland stream». *American Midland Naturalist* 100 (1978): 217-222.