

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 13

La biota de los ríos: los macrófitos

CLAUDIA FEIJOÓ

MARGARITA MENÉNDEZ

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 macrófitos

CLAUDIA FEIJOÓ Y MARGARITA MENÉNDEZ

13.1. Introducción

Las plantas acuáticas ejercen una profunda influencia sobre el ambiente de los ríos, y juegan un papel preponderante en la estructura y funcionamiento de estos ecosistemas, especialmente en aquellos que reciben mucha luz debido a la ausencia de bosque ripario. A través de los procesos de fotosíntesis y respiración, y de su arquitectura y tasa de crecimiento, los macrófitos influyen mucho sobre diversos factores físicos y químicos, y sobre la microflora y fauna asociadas, a las que dan soporte, protección y alimento. En ríos donde forman comunidades densas, los macrófitos pueden constituir la principal comunidad productora (Vilches 2005), además de incrementar la heterogeneidad del hábitat. La arquitectura compleja de ciertas especies afecta a la velocidad de la corriente, a la disponibilidad de luz, y a diversas variables físicas y químicas, generando nuevos microhábitats que pueden ser ocupados por algas, invertebrados y peces. La densidad y diversidad de invertebrados y peces son más elevadas en las zonas cubiertas por macrófitos, donde pueden hallar alimento y refugio contra la depredación (Rozas y Odum 1988, Uvíra et al. 2005). Las plantas con mayor complejidad estructural suelen tener asociada una comunidad algal más desarrollada y mayor densidad y riqueza de invertebrados (Cattaneo y Kalff 1980, Taniguchi et al. 2003). En ríos como los pampeanos, donde los lechos están formados por sedimentos finos y no hay piedras o guijarros, la heterogeneidad de hábitat depende fundamentalmente de la vegetación acuática que, además, es un sustrato cuya estructura varía con el tiempo (Giorgi et al. 2005).

Los macrófitos tienen gran importancia en el hábitat y en el funcionamiento de ríos poco turbulentos y sin bosque ripario

Las interacciones entre macrófitos y algas epífitas son materia de controversia. Aunque es posible que los macrófitos actúen como un sustrato neutro en ambientes eutróficos, en sistemas oligotróficos serían un sustrato activo, brindándole nutrientes a los epífitos (Blindow 1987). Algunos autores han planteado que existe una relación simbiótica entre los macrófitos y los epífitos: los macrófitos proporcionan sustrato y nutrientes, mientras que los epífitos son consumidos por herbívoros que, de otra manera, atacarían a la planta; además, liberan dióxido de carbono y micronutrientes orgánicos (Brönmark 1989, Gopal y Goel 1993). Sin embargo, un crecimiento excesivo de las algas disminuye la fotosíntesis macrofítica, al interceptar la luz e influir sobre el intercambio de gases y nutrientes. La interacción entre macrófitas y perifiton, en definitiva, dependería de la concentración de nutrientes en agua, de las especies involucradas y de otras variables ambientales (Brönmark 1989). En cuanto a los invertebrados, los macrófitos les brindan alimento, refugio, sustrato para poner huevos o alcanzar la interfase aire-agua, y un entorno químico favorable, al aumentar la concentración de oxígeno disuelto durante el día y absorber sustancias tóxicas como amonio (Gopal y Goel 1993). Los macrófitos como fuente directa de alimento son menos importantes que las algas epífitas, e influyen menos en el ciclo del carbono de las redes tróficas bentónicas (France 1995), posiblemente debido a la liberación de sustancias alelopáticas que los defienden de los herbívoros, o a su baja calidad alimentaria.

13.2. Papel de los macrófitos en la dinámica de nutrientes

Los macrófitos pueden captar nutrientes del agua y del sustrato

Los macrófitos enraizados pueden absorber nutrientes de los sedimentos, aun en ambientes fértiles donde los efectos de las plantas sobre el potencial redox del sustrato son mínimos, debido a la acumulación de materia orgánica en descomposición (Barko et al. 1991). En ambientes oligotróficos, este mecanismo introduce nutrientes al sistema que, de otra manera, no estarían disponibles para los autótrofos (Barko y Smart 1980). Los macrófitos también pueden captar nutrientes del agua, pero su papel en la disminución de la carga de nutrientes en arroyos no es tan importante debido a los cambios estacionales que sufre su biomasa (Feijóo 2000). La estequiometría de los macrófitos es bastante estricta, por lo que su concentración tisular se relaciona poco con la disponibilidad de nutrientes. Esto limita el valor de los macrófitos como bioindicadores de eutrofización, aunque se observan cambios en la respuesta específica en función de la carga de nutrientes (Demars y Edwards 2007).

Durante la senescencia, los macrófitos pueden liberar importantes cantidades de fósforo, nitrógeno y materia orgánica al agua, materia que suele descomponerse más rápidamente en ecosistemas acuáticos que en terrestres. En la necromasa, el fósforo se suele liberar más rápido que el carbono, mientras que el nitrógeno lo

hace más lentamente, generalmente en forma de amonio (Feijoó 2000). La senescencia, al final del período vegetativo, contribuye a la disminución de la concentración de oxígeno disuelto y, en condiciones anaeróbicas, promueve la sedimentación de gran cantidad de materia orgánica refractaria (Barko et al. 1991). En plantas no senescentes también se ha observado liberación activa de fósforo y nitrógeno, aunque en pequeñas cantidades; en el caso del primer nutriente, no supera el 10% del fósforo movilizado desde el sedimento (Barko y Smart 1980).

Técnica 33. Estructura y biomasa de comunidades macrofíticas

Para el seguimiento de las comunidades de macrófitos en los ríos, es importante registrar las especies presentes, su biomasa, así como la superficie y distribución de las manchas de macrófitos en el tramo estudiado. En algunos estudios también puede resultar de interés analizar la composición de los pigmentos fotosintéticos en los tejidos vegetales, dado que estas medidas pueden dar información sobre el estado fisiológico de la planta y las posibles adaptaciones a la radiación luminosa recibida.

Además de estudiar la composición y biomasa, es interesante analizar la distribución espacial de los macrófitos

MAPEO DEL TRAMO

Material

- Regla de 1,5 metros para medir la profundidad del cauce.
- Cinta métrica de 25 m.
- Cuerdas.
- Estacas para identificar las áreas de estudio.
- Martillo.

Procedimiento

Para realizar este mapeo, se establecen transectos distanciados entre 0,5 y 2 m a lo largo del tramo a estudiar (fig. 13.1), dependiendo del tamaño de los manchones de macrófitos y de la longitud del tramo. En dichos transectos se estima

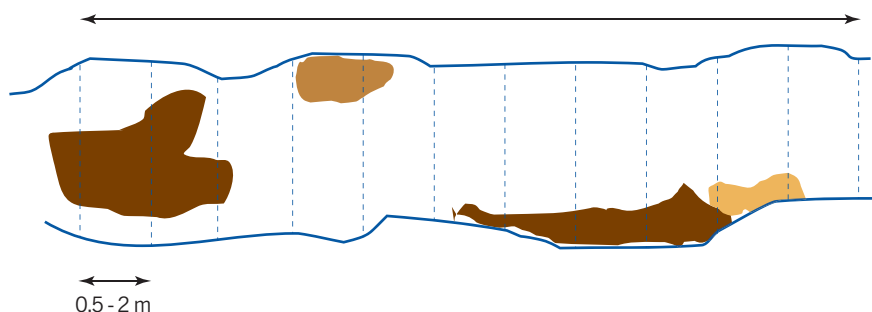
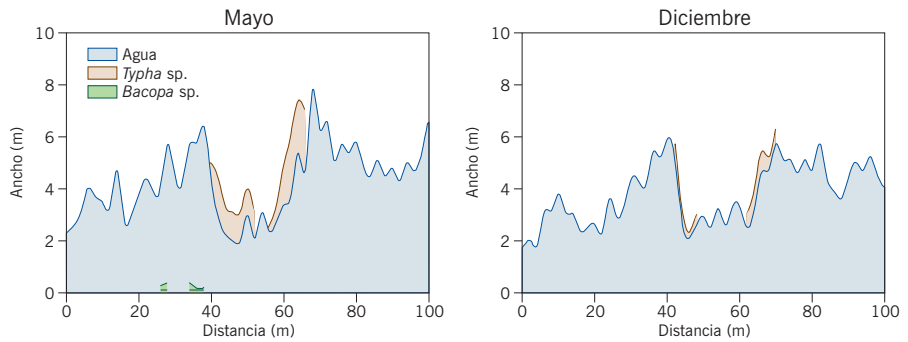


Figura 13.1:
Esquema de los transectos para determinar la superficie cubierta por cada especie de macrófito

Figura 13.2:
Distribución de los manchones de macrófitos en dos épocas del año en un río pampeano



la cobertura total del manchón y la cobertura de cada especie de macrófito, midiendo la longitud del transecto cubierta por agua y por cada especie.

Los mapeos se realizan a partir de transectos espaciados regularmente

Es conveniente realizar este mapeo antes de extraer muestras para estimar la biomasa macrofítica. A partir de esta información se pueden elaborar mapas que permitan la comparación visual de los distintos muestreos (fig. 13.2).

A partir de estas gráficas se pueden estimar las áreas cubiertas por cada manchón de macrófitos usando algún programa de tratamiento de imágenes. Si dentro del mismo plan de muestreo se realizan estimaciones de biomasa, esta información puede combinarse con las áreas de los manchones para referir la biomasa a escala de tramo, lo que permite realizar comparaciones entre diferentes tramos y ríos.

ESTIMACIÓN DE LA BIOMASA

Material

- Marco de madera de 20 × 20 cm de luz (o de 15 × 15 cm si los manchones de macrófitos fueran pequeños).
- Cover de PVC o metal.
- Marco metálico de 20 × 20 cm de luz.
- Cedazo de 1 mm de poro.
- Tijeras de campo.
- Bolsas de plástico transparentes.
- Nevera portátil.
- Estufa.
- Balanza con precisión de 0,01 g.

Procedimiento de campo

Se toman muestras en los manchones de macrófitos utilizando el marco de madera. En el caso que se quiera determinar la biomasa subterránea se puede utili-

zar un *corer* (Menéndez y Comín 1989) o si el sustrato es blando, un marco metálico que se pueda clavar en el sedimento. La muestra se pasa por un cedazo para separar el sedimento del material vegetal. Hay que cuidar el mantenimiento de la comunidad macrofítica, dado que el riesgo de sobremuestreo suele ser alto en ríos pequeños. Como referencia, en un tramo de 100 m de longitud con una presencia de macrófitos medianamente abundante, suelen bastar entre 6 y 10 muestras. Se debe evitar tomar muestras en machones pequeños, donde la extracción puede llevar a su desaparición. Las muestras se ubican al azar dentro de cada manchón. Con una tijera, se corta toda la biomasa que se observe dentro del marco, desde la superficie hasta el fondo. Las muestras extraídas se guardan en bolsas y en frío hasta su traslado al laboratorio.

Procedimiento de laboratorio

Es conveniente realizar el tratamiento de las muestras de macrófitos en laboratorio el mismo día de la recolección. Si esto no fuera posible, pueden guardarse un día en nevera y oscuridad. Las muestras se lavan para extraer las algas filamentosas e invertebrados asociados a las plantas. El lavado se realiza con agua de grifo y sobre un tamiz, recogiendo el material vegetal pequeño que pudiera quedar sobre el tamiz con una pinza. El material lavado se separa por especies y se coloca en bandejas de aluminio de peso conocido, registrando su tipo funcional. Habitualmente se consideran los siguientes tipos funcionales:

Emergentes: especies arraigadas al sustrato y cuyas hojas emergen por encima de la superficie del agua. Ejemplos: *Typha*, *Schoenoplectus*, *Ludwigia*, *Iris*, etc. (fig. 13.3).

Sumergidos: especies arraigadas o libres, que presentan sus hojas totalmente sumergidas. Ejemplos: *Egeria*, *Elodea*, *Ceratophyllum*, *Myriophyllum*, etc. (fig. 13.4).

Flotantes: especies que no están arraigadas al sustrato y que flotan sobre la superficie del agua. Ejemplos: *Lemna*, *Azolla*, *Pistia*, *Eichhornia*, *Ricciocarpus*, etc. (fig. 13.5).



Figura 13.3:

Ejemplos de especies emergentes: a la izquierda Iris pseudacorus, y a la derecha Rorippa nasturtium-aquaticum e Hydrocleys nymphoides

Figura 13.4:

Ejemplos de especies sumergidas: a la izquierda *Myriophyllum* sp y a la derecha *Potamogeton* sp



La biomasa se determina a partir del peso seco o de peso seco libre de cenizas

Secar las muestras en estufa a 60 °C hasta peso constante (en general, entre 3 y 5 días). Retirarlas de la estufa y dejar enfriar en desecador antes de pesarlas en balanza con precisión de 0,01 g. La biomasa se expresa en g/m². Una vez determinada la biomasa, las muestras secas pueden utilizarse para medir el contenido de carbono, nitrógeno y fósforo.

ANÁLISIS DE LA CONCENTRACIÓN DE PIGMENTOS

Material

- Homogeneizador de cristal.
- Acetona 90%.
- Filtros de fibra de vidrio Whatman GF/C.
- Espectrofotómetro.

Procedimiento de campo

Para determinar el contenido de pigmentos hay que tomar muestras del tejido a examinar que, a modo orientativo, pueden ser de 0,5 cm². Las muestras deben ser

Figura 13.5:

Las macrófitas flotantes
Pistia stratiotes
y *Azolla filiculoides*



representativas del material a estudiar, y se deben recolectar varias réplicas (entre tres y seis) de material vegetal en distinto estadio de desarrollo (hojas jóvenes y viejas). Las muestras deben protegerse de la luz durante el transporte al laboratorio, ya que la luz es uno de los factores que más afecta a la degradación de la clorofila. Es preferible analizar las muestras lo más pronto posible, aunque se pueden conservar protegiéndolas de la luz en frío (a menos de 5 °C) durante 24 horas. Si se desea conservarlas más tiempo se deben congelar.

Procedimiento en laboratorio

Existen varios disolventes para extraer pigmentos vegetales, pero el más utilizado por su baja toxicidad es la acetona al 90%. Es necesario triturar el material con un homogeneizador como el Potter-Elrehjem (fig. 13.6) o un mortero de mano al que se le añade arena de cuarzo, a temperatura ambiente. Se recomienda utilizar un volumen de acetona entre 5 y 6 mL para facilitar el triturado y posteriormente añadir pequeñas cantidades de acetona (unos 2 mL) para limpiar el triturador.

La muestra se tritura hasta que no se puedan distinguir pedazos de tejido y la pasta sea homogénea. Seguidamente el extracto se filtra a través de un filtro de fibra de vidrio de 0,45 μm (Whatman GF/C). Se mide el volumen final del extracto y su absorbancia en un espectrofotómetro. El extracto debe ser transparente; para confirmar esta transparencia se mide la absorbancia en el espectrofotómetro a 750 nm, longitud de onda a la cual las clorofilas no presentan absorción. Esta absorbancia nos da idea de la turbidez de la muestra y se debe restar a los valores

La clorofila se mide por espectrofotometría



Figura 13.6:
*Homogeneizador de vidrio
Potter-Elrehjem*

de absorbancia a 664 y 647 nm, que son los correspondientes a los máximos de absorción de la clorofila *a* y *b*. Este procedimiento debe llevarse a cabo de manera que la luz incida lo menos posible sobre la muestra y el extracto. Las ecuaciones más utilizadas son las de Jeffrey y Humphrey (1975):

$$\text{Clorofila } a \text{ (mg/L)} = 11,93 (A_{664} - A_{750}) - 1,93 (A_{647} - A_{750}) \quad (13.1)$$

$$\text{Clorofila } b \text{ (mg/L)} = 20,36 (A_{647} - A_{750}) - 5,50 (A_{664} - A_{750}) \quad (13.2)$$

donde A_x : absorbancia a la longitud de onda x nm.

Las concentraciones de clorofila se deben corregir para el volumen del extracto y para el peso fresco, seco o superficie, de la submuestra empleada para obtener el extracto:

Clorofila (mg/g tejido) = Clorofila (mg/L) × Volumen extracto (L)/Peso fresco submuestra (g).

13.3. Agradecimientos

A Nicolás Ferreyro por la preparación de las figuras que ilustran este capítulo.

13.4. Bibliografía

- BARKO J.W., GUNNISON D., y CARPENTER S.R. «Sediment interactions with submersed macrophyte growth and community dynamics». *Aquatic Botany* 41 (1991): 41-65.
- BARKO J.W. y SMART R.M. «Mobilization of sediment phosphorus by submersed freshwater macrophytes». *Freshwater Biology* 10 (1980): 229-238.
- BLINDOW I. «The composition of epiphyton on several species of submerged macrophytes - the neutral substrate hypothesis tested». *Aquatic Botany* 29 (1987): 157-168.
- BRÖNMARK C. «Interactions between epiphytes, macrophytes and freshwater snails: A review». *Journal of Molluscan Studies* 55 (1989): 299-311.
- CATTANEO A., y KALF J. «The relative contribution of aquatic macrophytes and their epiphytes to the production of macrophytes beds». *Limnology and Oceanography* 25 (1980): 280-289.
- DEMARS B.O.L., y EDWARDS A.C. «Tissue nutrient concentrations in freshwater aquatic macrophytes: High inter-taxon differences and low phenotypic response to nutrient supply». *Freshwater Biology* 52 (2007): 2073-2086.
- FEIJO C. *Ciclo de vida y dinámica poblacional de Egeria densa planch. (Hydrocharitaceae) en un arroyo de llanura*. Tesis doctoral. Argentina: Universidad Nacional de La Plata, 2000: 168.
- FRANCE R.L. «Stable isotopic survey of the role of macrophytes in the carbon flow of aquatic foodwebs». *Vegetatio* 124 (1995): 67-72.

- GIORGI A., FEIJOÓ C., y TEL G. «Primary producers in a Pampean stream: Temporal variation and structuring role». *Biodiversity and Conservation* 14 (2005): 1699-1718.
- GOPAL B., y GOEL U. «Competition and allelopathy in aquatic plant communities». *Botanical Review* 59 (1993): 155-210.
- JEFFREY S.W., y HUMPHREY G.F. «New spectrophotometric equations for determining chlorophylls *a*, *b*, *c1* and *c2* in higher plants, algae and natural phytoplankton». *Biochemie und Physiologie der Pflanzen* 167 (1975): 191-194.
- MENÉNDEZ M., y COMÍN F.A. «Seasonal patterns of biomass variation of *Ruppia cirrhosa* (Peltagna) Grande and *Potamogeton pectinatus* L. in a coastal lagoon». *Scientia Marina* 53 (1989): 633-638.
- ROZAS L.P., y ODUM W.E. «Occupation of submerged aquatic vegetation by fishes- testing the roles of food and refuge». *Oecologia* 77 (1988): 101-106.
- UVÍRA V., UVÍROVÁ I., y KOMÁREK O. «Comparison of macrozoobenthic community structure within vegetative and mineral substrata in a stream rich in submerged macrophytes». *Verhandlungen Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie* 29 (2005): 1054-1058.
- VILCHES C.S. *Comparación del metabolismo en productores del Arroyo Las Flores*. Tesis de licenciatura. Luján: Universidad Nacional de Luján, 2005: 83.