CAMARA PARA EL ESTUDIO DEL METABOLISMO LITORAL DE UN EMBALSE.

Néstor A. GABELLONE* y Francisco KAISIN**.

*Laboratorio de Ecología Vegetal. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de La Plata, Argentina.

**Museo de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, Buenos Aires, Argentina.

Palabras claves: Metabolismo litoral, macrófitas, embalses.

SUMMARY

CHAMBER FOR THE STUDY OF THE LITTORAL METABOLISM OF A RESERVOIR.

Key words: Littoral metabolism, macrophytes, reservoirs.

In this paper we describe the utilization of a benthic chamber, specially designed to measure metabolism changes in a large reservoir littoral with submerged macrophytes at northern Patagonia.

The apparatus was build with acrylic material, a capacity of 250 l, 1 m height and 0,25 m² of exposed area. The change of water was made each three hours, the oxygen metabolism was calculate according to Hall, Tempel and Peterson (1979) at four different heights into the chamber.

The results show distinct metabolism at different heights into the chamber in each sampling site, due to, presumably, the variability in the benthic community between each site.

INTRODUCCION

En los últimos años se realizaron estudios sobre las comunidades litorales del embalse Ezequiel Ramos Mexía (prov. de Río Negro y del Neuquén, Argentina) en cuanto al zoobentos (Kaisin, 1986), al perifiton y fitobentos (Casco, 1986), y a las macrófitas acuáticas sumergidas (Gabella, 1986). Estos trabajos permitieron conocer la distribución de la biomasa, la producción primaria, la distribución de los organismos, sus ciclos de vida, sus hábitos de crecimiento y en general relaciones con parámetros ambientales.

Actualmente y con el fin de conocer mejor el funcionamiento del complejo litoral del embalse, ocupado por vegetación acuática sumergida, se decidió estudiar su metabolismo e integrarlo a la información obtenida previamente.

El embalse se encuentra entre los 39° 15' - 39° 40' de lat. S a 68° 40' - 69° 29' de long. W. Ocupa una superficie de 815 km² a cota máxima, la profundidad media es de 24,7 m y la máxima de 60 m. El clima

de la región es árido mesotermal con una precipitación media anual de 200 mm con 340 días al año con viento, cuya velocidad promedio aproximada es de 22 km/h.

Para llevar a cabo el estudio se utilizó la técnica de la curva de oxígeno (Odum y Hoskin, 1958; Odum y Wilson, 1962; Hall y Moll, 1975 y Hall, Tempel y Peterson, 1979). Este método, aunque en algunos casos no es útil para estimar la productividad primaria de un compartimiento productor determinado (Wetzel, 1964), sí se considera adecuado cuando se desea estimar la productividad primaria de toda la comunidad (Wetzel, 1964). Al utilizarse esta técnica en el agua libre debe corregirse el intercambio de oxígeno entre el agua y el aire (Odum y Hoskin, 1958); pero en el caso de estudios del bentos este inconveniente se puede superar con la construcción de cámaras para incubaciones in situ (Hall y Moll, 1975; Hall et al., 1979), que pueden reproducir mejor las condiciones del sitio que la incubación en laboratorio.

Por lo tanto se decidió construir una cámara que pudiera utilizarse en las zonas litorales del embalse ocupadas con macrófitas sumergidas, por lo cual debía tener una altura suficiente para poder incluir a las macrófitas. El uso de una cámara muy alta planteaba el inconveniente de que podía producirse una estratificación indeseada de los gases; ante esto se decidió realizar un muestreo estratificado dentro de la cámara que tenía las ventajas de controlar el funcionamiento de la cámara y de conocer el diferente metabolismo que pudiera existir a diferentes distancias del fondo, debido a factores como distinto porte de las plantas, acumulación de materia orgánica en el sedimento, abundancia de la fauna bentónica, etc.

Las caletas y bahías ocupadas por las macrófitas son en general sitios reparados del viento, que responden a condiciones lénticas, por lo cual se decidió renovar el agua dentro de la cámara, sólo después de concluida cada incubación y no constantemente.

MATERIAL Y METODOS

La cámara (Fig. 1) está construída con cuatro paredes y un techo de acrílico de 3 mm de espesor, fijados con perfiles de aluminio de 4 cm de ancho y aislados con caucho sintético. Su altura es de 1 m, la superficie de 0,25 m² y su volumen de 0,25 m³. Se apoya en el sedimento por medio de 4 patas triangulares (1) que se hunden en el fondo y garantizan la estabilidad durante la incubación. En la base de la cámara perfiles de aluminio (2) limitan el hundimiento de la cámara, para que sea similar en distintas texturas de sedimento. Además en la base de la cámara se pueden agregar lastres de plomo sujetos con mariposas.

Para la renovación del agua se le colocó una bomba de sentina (3) Bilge pump de 24 v CC, que renueva 250 l en 5 minutos. La bomba está adherida herméticamente por medio de un disco de plástico que, a su vez, tiene enroscada la válvula de retención superior (4) (que no permite la entrada del agua cuando la bomba está desconectada). El agua entra a la cámara a través de 4 válvulas (5) de retención unidireccionales ubicadas a distinta altura en cada una de las paredes de la cámara, para permitir así una buena distribución del flujo de entrada y evitar turbulencias.

FIGURA 1 : Diagrama de la cámara (referencias en el texto).

FIGURE 1 : Chamber diagram (references in the text).

El agua para las muestras se extrae de 4 alturas diferentes (estratos) dentro de la cámara (6), a 5, 25, 50 y 75 cm de distancia respecto a la base de la cámara. Para conducir el agua se utilizaron tubos de Tecalan de 3 mm de luz, que no se colapsan ni se perforan. Dentro de la cámara los tubos están montados sobre una varilla rígida de aluminio (no dibujada para no complicar el esquema de la figura 1), que se enrosca en la tapa de la cámara junto a la bomba.

Los tubos de Tecalan, una vez que salen de la cámara tienen 15 m de largo, y mientras dura la incubación permanecen en la superficie del agua sujetos a una boya junto con los cables de alimentación de la bomba. La muestra se extrae desde el bote por medio de una jeringa (7) de 150 ml de capacidad, conectada a los tubos por medio de una llave de 3 posiciones (8) que permite el purgado del tubo, de aproximadamente 15 ml (agua que permanece en el tubo y no en la cámara).

La cámara se utilizó en enero y mayo de 1986, realizando incubaciones de 3 horas, con 3 extracciones de muestras, una inicial, otra a la mitad del período y otra al final.

Los muestreos se realizaron en 4 sitios diferentes (Tabla 1), en los sitios 1, 2 y 3 se realizaron muestreos de 24 horas y en el sitio 4 de 48 horas.

TABLA 1 : Características de los sitios muestreados.

TABLE 1 : Characteristics of the sampling sites.

SITIO	FECHA	MACROFITAS	PROF. (m)	Carbono org * (%)	TEXTURA * (%)	BIOMASA DE MACROF. (en g/m2 de peso seco)
1	1/86	Pm, M, Nc.	1,2	0,93	arena: 62,4 limo : 29,5 arcil: 7,9	207,00 [±] 5,0
2	1/86	No, Pb.	1,5	1,17	arena: 22 limo : 65 arcil: 12	265,00 [±] 37,5
3	5/86	No.	1,5	---	fr-limoso	527,25 [±] 122,5
4	5/86	Nh, Chg.	1,5	1,33	arena: 43,8 limo : 44,2 arcil: 11,8	269,25 [±] 37,5

*Gabellone (1986)

Pilularia mandonii (Pm) ; Myriophyllum elatinoides (M) ; Nitella clavata (Nc) ; Nitella opaca (No) ; Potamogeton berteroanus (Pb) ; Nitella hyalina (Nh) ; Chara globularis (Chg).

Para estimar la respiración nocturna no se incubó durante toda la noche, sino que se realizó una incubación antes del amanecer y otra luego del atardecer (Odum y Hoskin, 1958). Para el cálculo del metabolismo de oxígeno se utilizó la fórmula de Hall, Tempel y Peterson (1979),

$$M = \frac{(O_f - O_i) (V)}{(t) (A)}$$

donde M es metabolismo de oxígeno en g/m2 h; O_i es la concentración inicial de oxígeno en la cámara en g/m3; O_f es la concentración de oxígeno luego de la incubación; V es el volumen de agua en la cámara; t es el tiempo de incubación expresado en fracciones de hora y A es el área de fondo expuesta bajo la cámara.

La productividad primaria (fotosíntesis) neta y bruta y la respiración fueron calculadas de acuerdo con Hall y Moll (1975) y Hall et al. (1979).

Para esta primer experiencia, la cámara se utilizó a poca profundidad (ver Tabla 1) y su correcta colocación así como el recambio de agua se observaron por buceo.

De las muestras obtenidas se realizaron determinaciones de oxígeno alcalinidad total, dióxido de carbono (acidez) y pH. Las determinaciones de oxígeno se realizaron para cada uno de los estratos, las demás sobre una muestra integrada de los 4 estratos. También se realizaron mediciones de temperatura del agua y de intensidad lumínica en superficie. La visibilidad del disco de Secchi fue hasta el fondo en todos los casos.

Además, para cada uno de los sitios se estimó la biomasa de macrófitos por cosecha con una draga Ponar de 400 cm² de superficie de corte. Todos los análisis químicos se realizaron según APHA (1975) en el Laboratorio de Ecología del embalse Ezequiel Ramos Mexía (Neuquén, Argentina).

RESULTADOS Y DISCUSION

En las Figuras 2 y 3 se presentan, como ejemplo del funcionamiento de la cámara y de los datos obtenidos en los análisis realizados, los resultados luego de 48 h de incubación en la Estación 4.

En el gráfico superior de la Figura 2 se observan la evolución de la luz y de la temperatura, durante los 2 días de muestreo. La temperatura descendió en el segundo día, así como en la tarde del segundo día existió una leve disminución de la luz por nubes; esto incidió sobre la producción del segundo día y se discutirá cuando se trate la Figura 3.

En el gráfico central de la misma figura se presentan los resultados de pH (círculos blancos) y alcalinidad (círculos negros). En este caso se observa una relación inversa muy marcada entre ambos parámetros. Si bien no se utilizaron en esta ocasión, los cambios observados en el pH podrían usarse para el cálculo del metabolismo de CO₂ según el método de Beyers, Larimer, Odum, Parker y Armstrong, 1963. Por lo mismo se ve en el gráfico inferior que aunque las mediciones de CO₂ (como acidez) se ven opuestas a las de O₂, cuando el pH aumenta por sobre aproximadamente 7,5, los valores de CO₂ son cero y hacen imposible su utilización para el cálculo del metabolismo.

En el gráfico inferior se observan los cambios en la concentración de oxígeno para las diferentes incubaciones. Para ambos días de muestreo el mayor aumento en la concentración de oxígeno se midió entre las 12 y 14 horas, coincidiendo con la mayor iluminación (gráfico superior), luego se observa otro aumento a media tarde, a las 17 horas aproximadamente. Estos aumentos en la producción de oxígeno, adjudicados a la fotosíntesis, coinciden con valores cero de dióxido de carbono, por lo que habría asimilación de bicarbonato por algunos productores. Se debe tener en cuenta que la determinación de CO₂ realizada sólo mide su forma libre y no total, por lo que cuando el pH se aproxima a 8 los valores son aproximados. Por este mismo motivo no fueron utilizadas las mediciones de CO₂ para medir el metabolismo.

Las concentraciones de oxígeno presentadas en la Figura 2 fueron obtenidas promediando las de cada uno de los estratos para cada incubación, y reflejan la tendencia general dentro de toda la cámara.

En la Figura 3, y ya para el metabolismo de oxígeno, podemos observar la conducta de cada uno de los estratos. Los estratos superiores

FIGURA 2 : Comparación de los cambios de temperatura (círculos negros), iluminación, alcalinidad (círculos negros), pH (círculos blancos), concentración de O₂ (círculos negros) y concentración de CO₂ (círculos blancos); durante 48 h de muestreo en el sitio 4. Excepto en el gráfico superior, cada línea que une círculos corresponde a una incubación.

FIGURE 2 : Comparisons of temperature (black circles), light intensity, pH (white circles), alkalinity (black circles), O₂ concentration (black circles) and CO₂ concentration (white circles); during 48 hr sampling in site 4. Except in the top part, each line that links circles corresponds a incubation.

FIGURA 3 : Metabolismo de oxígeno para cada estrato y promedio (producción bruta : trama clara ; respiración : trama oscura) de 48 h de muestreo en el sitio 4. La escala vertical es la misma para los 5 gráficos. Esta figura se puede comparar con la número 2.

FIGURE 3 : Oxygen metabolism for each strata and average (gross production: clear hatchure ; respiration : dark hatchure) for 48 hr of sampling in the site 4. The vertical scale is the same for the five graphs. This figure can be confronted with number 2.

1 y 2 (a 25 y 50 cm del techo de la cámara respectivamente) presentaron los mayores valores de producción de oxígeno, y el estrato 4 la mayor tasa de respiración. Esta característica del estrato más profundo se repitió en todas las situaciones muestreadas (Figura 4). También se refleja en el gráfico construido con los valores promedios (Figura 3) un descenso de la producción a media tarde, visible también en la Figura 2 y aparentemente relacionado con un descenso en la iluminación producida por una leve nubosidad.

En la Figura 4 se comparan las estimaciones de producción primaria bruta (PPB), producción primaria neta (PPN) y respiración total (Rt) para los 4 sitios muestreados. La primera diferencia se observa en que la PPN fue mayor en los muestreos de enero (verano) que en los de mayo (otoño). Los sitios 2 y 4, con las mayores tasas de respiración en el estrato 4, son sitios con más carbono orgánico en el sedimento (mayor consumo de oxígeno), con macrófitas de mayor porte (40 a 100 cm de altura) muy ramificadas en su parte superior produciendo mayor atenuación de la luz en el fondo. A pesar de las diferencias entre los distintos sitios, la producción bruta por unidad de biomasa fue muy similar para las estaciones 1 = 15,9 mgO₂/g.día, 2 = 12,4 mgO₂/g.día, y 4 = 14,1 mgO₂/g.día y menor para el sitio 3 = 3,8 mgO₂/g.día, quizás debido a que la especie presente, *Nitella opaca*, no crece en otoño (Gabellone, 1986) a diferencia de *Nitella hyalina* y *Chara globularis*, dos especies que aparecen en los otros sitios y que sí crecen al final del verano.

En resumen, se observa que tanto la alcalinidad como el pH (Figura 2) tienen importantes cambios diurnos adjudicados a los procesos de fotosíntesis y respiración dentro de la cámara, que las diferencias del metabolismo de oxígeno a distinta profundidad dentro de la cámara son muy marcadas, separándose "estratos productores" y "respiradores" (Figuras 3 y 4), y por último que los distintos sitios muestreados fueron diferentes en cuanto al metabolismo de oxígeno, a pesar de lo cual algunas características como la mayor respiración del estrato más profundo o la producción bruta por gramos de biomasa resultaron similares.

En la Tabla 2 se presentan los resultados de productividad (neta y bruta), respiración (diurna, nocturna y total) y el cociente producción bruta-respiración (PB/R) para los 4 sitios muestreados. Se repite algo de lo observado en los gráficos: el estrato 4 siempre fue el de mayores valores de respiración; la respiración diurna siempre fue mayor que la nocturna (explicable por la fotorespiración de algunas macrófitas sumergidas aunque no hay información sobre esto para las especies de macrófitas presentes en el embalse); el cociente PB/R para los datos promediados es menor que 1, pero esto último está muy influido por el estrato 4. Si realizamos el promedio exceptuando dicho estrato, el resultado del cociente PB/R es 0,92, valor muy cercano a 1 y razonable para la comunidad bentónica litoral. Tampoco hay que olvidar el subsidio pelágico que recibe la comunidad litoral, sobre todo en este embalse en que la zona con profundidades menores de 10 m sólo ocupa el 10 % de su superficie.

Las diferencias entre los distintos sitios pueden adjudicarse, en una primera aproximación, al porte y hábito de crecimiento de las distintas macrófitas, a la presencia de carbono orgánico en el sedimento y a la abundancia de la fauna bentónica como factores que pueden influir en la mayor producción o respiración de la comunidad. Otros procesos

FIGURA 4 : Histogramas de productividad primaria bruta (PPB), neta (PPN) y respiración total (Rt), de cada estrato y promedio, para los cuatro sitios muestreados.

FIGURA 4 : histograms of gross primary productivity (PPB), net (PPN) and total respiration (Rt) of each strata and average for the four sites.

TABLA 2 : Productividad (neta y bruta), respiración (diurna, nocturna y total) y relación PB/R para los 4 sitios muestreados. Todos los valores en g O₂/m² día.

TABLE 2 : Productivity (net and gross), respiration (diurnal, nocturnal and total) and relation PB/R for the 4 sites sampling. The values in g O₂/m² día.

Estrato	R.Día	R.Noche	R.Total	P.Bruta	P.Neta	PB/R
Sitio 1 1/86						
1	3,29	1,95	5,24	4,58	2,24	0,87
2	2,10	1,42	3,52	3,76	2,16	1,07
3	3,15	2,47	5,62	3,08	0,69	0,55
4	3,20	1,80	5,00	2,25	0,53	0,45
$\bar{X}$	2,93	1,91	4,84	3,41	1,40	0,73
Sitio 2 1/86						
1	1,46	0,61	2,07	2,82	1,82	1,36
2	1,86	0,85	2,70	3,96	2,39	1,47
3	1,72	0,69	2,41	4,28	2,88	1,78
4	12,33	9,09	21,42	9,25	0,77	0,43
$\bar{X}$	4,34	2,81	7,15	5,07	1,96	1,41
Sitio 3 5/86						
1	4,14	0,90	5,04	2,71	0,00	0,54
2	1,53	0,91	2,44	1,14	0,22	0,47
3	2,21	2,04	4,25	3,06	1,34	0,72
4	4,62	2,49	7,11	4,10	0,93	0,58
$\bar{X}$	3,12	1,58	4,71	2,75	0,62	0,57
Sitio 4 5/86						
	1ª y 2ª días					
1	7,27	3,51	10,79	6,28	1,18	0,58
	9,34	-	12,85	7,35	1,15	0,57
2	3,52	2,03	5,54	4,35	1,34	0,78
	1,50	-	3,53	6,56	5,01	1,86
3	4,03	2,34	6,37	3,80	0,46	0,60
	11,92	-	14,26	9,60	1,19	0,67
4	19,71	4,73	24,43	9,16	0,33	0,37
	11,48	-	16,21	7,09	1,46	0,44
$\bar{X}$	8,62	3,14	11,77	5,29	0,82	0,58
	8,55	-	11,70	7,65	2,28	0,88

a estudiar implicados en los cambios dentro de la cámara serían la influencia de la fotorespiración en la respiración diurna, la actividad respiratoria de invertebrados bentónicos que crean un intercambio de CO₂ y O₂ entre el fondo y el agua suprayacente, y la actividad bacteriana.

Son interesantes los resultados obtenidos a distintas distancias del fondo. La estratificación del oxígeno puede significar la diferencia entre las partes de las macrófitas fotosintéticamente activas y aquellas partes ya senescentes o poco ramificadas. Al estrato más profundo (4) ya nos referimos anteriormente, adjudicando su mayor Rt a la respiración bacteriana y de invertebrados bentónicos. En general se produce un gradiente vertical de oxígeno, aumentando hacia la superficie a medida que aumenta la producción (Figura 4).

Con respecto al funcionamiento de la cámara, éste se considera aceptable. Su hermeticidad se comprueba al observar los diferentes resultados para cada uno de los estratos. Podría mejorarse con el montaje dentro de la cámara de electrodos para oxígeno a diferentes profundidades, lo que permitiría mediciones continuas. Con respecto a su diseño, la fijación en el sedimento fue buena para los distintos sitios muestreados, e incluso permaneció firme en días con viento. La toma de muestras por medio de jeringas no produjo problemas aunque la extracción es muy lenta. Una solución sería el uso de electrodos, ya citados, para las mediciones de O₂. También se considera a la incubación in situ con ventajas sobre la de laboratorio, con el fin de obtener los valores más representativos

posibles del funcionamiento del litoral.

En resumen se piensa que la cámara puede ser utilizada para estudios de metabolismo en un litoral con vegetación acuática sumergida, así como para estudios de dinámica del carbono orgánico y nutrientes y comprender mejor los procesos de fotosíntesis y respiración de la comunidad.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos muy especialmente al Dr. Jorge L. Frangi por sus ideas originales sobre la construcción de la cámara. Al Lic. Blasetti del Laboratorio de Ecología de la villa El Chocón por su esmerada colaboración en los análisis químicos mucho más allá de su obligación. A los Sres. Daniel D' Amelio y Omar Bosnia por sus valiosos aportes y consejos en la construcción de la cámara. Al CONICET y al convenio HIDRONOR-Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" por el apoyo financiero.

BIBLIOGRAFIA

- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. 1975. Standard Methods. 14 th. ed. 443 pp.
- BEYERS, R. J., J. LARIMER, H. T. ODUM, R. R. PARKER y N.E. ARMSTRONG..1963. Instruccions for the determination of changes in carbon dioxide concentrations from changes in pH. Publ. Inst. Mar. Sci. Univ. Tex., 9 : 451-489.
- CASCO, M. A. 1986. Estudio del ficoperifiton del embalse Ezequiel Ramos Mexía (Provincias de Río Negro y Neuquén). Informe final. CONICET. Argentina. 60 pp.
- GABELLONE, N. A. 1986. Estudio de las comunidades de Hidrófitos del Embalse Ezequiel Ramos Mexía (provincias de Río Negro y del Neuquén, Argentina). Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la Universidad Nacional de La Plata. Argentina.
- HALL, C., A. S. y R. MOLL. 1975. Methods of assessing aquatic primary productivity, pags. 19-53 en H. Lieth y R. H. Whittaker (eds.), Primary Productivity of the Biosphere. Springer Verlag, New York, 339 pp.
- HALL, C. A. S., N. TEMPEL y B. J. PETERSON. 1979. A Benthic Chamber for intensely metabolic lotic systems. Estuaries, 2 (3) : 178-183.
- KAISIN, F. J. 1986. Biota béntica de un embalse norpatagónico. Informe final. CONICET. Argentina. 46 pp.
- ODUM, H. T. y C. N. HOSKIN. 1958. Comparative studies on the metabolism of marine waters. Publ. Inst. Mar. Sci. Univ. Tex., 8 : 23-55.
- ODUM, H. T. y F. R. WILSON. 1962. Further studies on raeration and metabolism of Texas bay, 1956-1960. Publ. Inst. Mar. Sci. Univ. Tex., 8 : 23-55.
- WETZEL, R. G. . 1964. A comparative study of the primary productivity of higher aquatic plants, periphyton and phytoplankton in a large, shallow lake. Int. Rew. Ges. Hydrobiol. 49 (1) : 1-61.