



Limnología

Guía de Trabajos Prácticos

2019



La Limnología es la ciencia que estudia las aguas continentales, sus factores abióticos, bióticos e interrelaciones entre los organismos y la dinámica del ambiente físico, químico y biológico (Wetzel, 2001). De acuerdo a Tundisi y Matsumura Tundisi (2008), es la ciencia de las aguas interiores estudiadas como ecosistemas. Estas definiciones, adquieren un importante significado en una región en la cual los ambientes acuáticos son frecuentes y en la cual el río Paraná y su planicie, dejan su impronta. En este contexto, esta asignatura pretende que los alumnos desarrollen competencias que consoliden su formación en el conocimiento y cuidado de los lagos, lagunas, ríos, arroyos, invitándolos a la reflexión, la crítica, la investigación y la participación, para que puedan contribuir a la conservación de estos humedales.

De acuerdo al programa de la asignatura, los trabajos prácticos fueron organizados de la siguiente manera:

1. Introducción
2. Objetivos de cada actividad
3. Materiales utilizados y Métodos aplicados
4. Resultados obtenidos
5. Conclusiones
6. Bibliografía

• **Acerca de las salidas al campo:** Conocer los ambientes acuáticos en campo, requiere tener en cuenta algunos detalles que facilitan el desarrollo de esta actividad. Expresamos aquí algunos de ellos:

- Ropa cómoda (botas de goma, pantalones y camisas holgadas, sombrero).
- Protector solar
- Agua
- Repelente para insectos
- Medicamentos personales
- Elementos para tomar apuntes

• **Acerca de los trabajos prácticos en laboratorio:** Para el desarrollo de estos trabajos prácticos se necesita:

- Calculadora/Notebook
- Caja entomológica: portaobjetos, cubreobjetos, pinzas, agujas.
- Guía de Trabajos Prácticos

Integrantes de la cátedra:

Profesora Titular: Dra. Sylvina Lorena Casco. E-mail: sylvina.casco@gmail.com

Adscriptos: Dra. Luciana Gallardo. E-mail: lucianagallardo@hotmail.com

Dr. Federico Marangoni: E-mail: fedemarangoni@gmail.com

Lic. César Obregón: E-mail: cesarale89@gmail.com

Índice

Trabajo Práctico	Página
N°1: Medición de variables físico-químicas en ambientes acuáticos	1
N°2: Censos y Muestreos	4
N°3: Análisis de diversidad alfa y beta	8
N°4: Trabajo de campo en un ambiente léntico	12
N°5: Trabajo de campo en un ambiente lótico	14
N°6: Cuantificación y diversidad del plancton de ambientes lénticos y lóticos	15
N°7: Cuantificación de bentos y ensambles de invertebrados asociados a la vegetación acuática	20
N°8: Plantas acuáticas y su rol en la estructuración del hábitat de los invertebrados	23
N°9: Análisis de dieta y edad de peces de agua dulce	26

Trabajo Práctico N° 1

Tema: Medición de variables fisico-químicas en ambientes acuáticos

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

Para caracterizar limnológicamente a los ambientes de agua dulce (aguas lénticas y lóticas) es necesario conocer sus propiedades físicas y químicas que influyen en la vida de los seres vivos que la habitan. Las características del agua pueden variar de acuerdo con las relaciones funcionales de los seres vivos dentro de las mallas tróficas. A modo de ejemplo, los nutrientes y gases disueltos cambian sus propiedades como resultado del metabolismo de los organismos acuáticos, contribuyendo o impidiendo la vida en el agua (Wetzel, 2001).

Parámetros Físicos: características organolépticas: color, olor, sabor, temperatura; sólidos suspendidos, concentración de sales (conductividad eléctrica) y radioactividad.

Parámetros Químicos: pH, materia orgánica (Carbono orgánico total, COT); DBO; DQO. Nitrógeno y compuestos derivados (amoníaco, nitratos, nitritos, etc.). Fósforo y compuestos derivados (fosfatos). Aceites y grasas, hidrocarburos. Detergentes, cloro y cloruros. Fluoruros, Sulfatos y sulfuros. Fenoles, Cianuros, Metales y Pesticidas.

Gases disueltos: Oxígeno, Nitrógeno, Dióxido de carbono, Metano, Ácido sulfhídrico.

Considerando que no se pueden medir todas las variables químicas y físicas durante el Trabajo práctico, se seleccionaran algunas mediciones directas e indirectas (salinidad) utilizando instrumentos específicos que permiten caracterizar en forma rápida las condiciones ambientales acuáticas.

⇒ Objetivos

A-Determinar algunos parámetros esenciales del agua que condicionan la vida acuática (transparencia, temperatura, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica -medida indirecta de la cantidad total de sales- y pH), en dos reservorios artificiales: uno, sin vegetación acuática (A) y otro, con vegetación acuática (B).

B- Graficar las variaciones de los parámetros medidos, teniendo en cuenta las unidades en las que se expresan y justificar las diferencias encontradas considerando, además, la presencia o ausencia de vegetación acuática.

⇒ Materiales y Métodos

1. **Medición de la transparencia:** Disco de Secchi (disco de color blanco o negro en cuartos alternos), de 20 a 25 cm de diámetro. En lagos grandes debe medir 40 cm. Cuerda. Cinta métrica.

➤ Sumergir lentamente el disco de Secchi en un sitio sombreado, hasta que su contorno desaparezca de la vista del operador.

➤ Medir la profundidad.

➤ Sumergir nuevamente el disco, a mayor profundidad de la medida anterior. Ascender lentamente hasta que su contorno se haga visible para el operador.

➤ Medir la profundidad.

➤ El valor medio entre ambas lecturas se denomina **profundidad de visibilidad** y se expresa en centímetros (cm).



2. Variaciones verticales de temperatura y oxígeno disuelto: oxímetro digital de campo.

- En un reservorio sin vegetación flotante, sumergir el sensor, cada 15 cm, comenzando inmediatamente por debajo de la superficie del agua y llegando hasta el fondo, cuidando que no tome contacto el sensor.
- Registrar los valores de temperatura y de oxígeno disuelto. En este último caso, registrar los valores de porcentaje de saturación (%) y de concentración (ppm o mg/L).
- Repetir todo el procedimiento en un reservorio con vegetación flotante.



3. Medición del pH y de Conductividad eléctrica: peachímetro y conductímetro.

- Sumergir cada instrumento en el reservorio sin vegetación, esperando que se estabilicen.
- Registrar los valores de cada parámetro (pH y conductividad eléctrica).
- Repetir el procedimiento en otro cuerpo de agua con presencia de macrófitas acuáticas.



La **salinidad iónica total** expresada en mg/L o meq/L corresponde a la suma de los aniones (Carbonato (CO₃)²⁻, Bicarbonato (HCO₃)⁻, Cloruro (Cl)⁻, Sulfato (SO₄)²⁻ y cationes principales (Calcio (Ca)²⁺, Magnesio (Mg)²⁺, Sodio (Na)⁺, Potasio (K)⁺). **La salinidad total (mg/L) debe aproximarse a la mitad de la conductividad medida en µS/cm.**

Para los parámetros que deben ser analizados en laboratorio (**Alcalinidad** -expresada en meq/L o mg CO₃Ca/L y analizada por el método potenciométrico-, **Cloruro**- expresado en mg/L y analizado por el método volumétrico-, **Sulfato**- expresado en mg/L y analizado por método turbidimétrico y medido con espectrofotómetro a 420 nm, **Calcio, magnesio, sodio y potasio**-expresados en mg/L y medidos por espectrofotometría de Absorción atómica), se obtiene una muestra de agua con botella de plástico de un litro, lavada con agua destilada.

⇒ **Resultados**

Consignar los resultados en la planilla que sigue:

Reservorio A: sin vegetación acuática.			Fecha:	Hora:	
Profundidad (m)	Oxígeno disuelto		Temperatura (°C)	Conductividad eléctrica (µS/cm)	pH
	Concentración (mg/L)	% de saturación			
0,15					
0,5					
1					
1,5					
2	Sedimento	Sedimento	Sedimento	Sedimento	
Reservorio B: Vegetación dominante: <i>Oxycarium cubense</i> , <i>Salvina</i> sp., <i>Eichhornia crassipes</i> , <i>Imperata brasiliensis</i> . *borrar las especies no presentes.					
Profundidad (m)	Oxígeno disuelto		Temperatura (°C)	Conductividad eléctrica (µS/cm)	pH
	Concentración (mg/L)	% de saturación			
0,15					
0,5					
1					
1,5					
Agregar datos adicionales puntuales:					

⇒ Conclusiones

En base a los resultados obtenidos, elaborar las conclusiones del trabajo práctico

Bibliografía

- APHA, AWWA, WEF (American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation). 1995. Standards Methods for the examination of water and wastewater, 14 th edition. Eaton, A.D.; L.S. Clesceri y A.E. Greenberg (eds.). Washington.
- Clarke, G.L. 1971. Elementos de Ecología. 4ta Edición. Barcelona, España.
- Esteves, F. A. 1998. Fundamentos de Limnología. 2ª Ed. – Rio de Janeiro: Interciência.
- Roldán Pérez, G. y J.J. Ramírez Restrepo. 2008. Fundamentos de Limnología Neotropical. Universidad de Antioquía (Colombia). 421 pp.
- Wetzel, L. Robert. 2001. Limnología. Ediciones Omega, S.A. Barcelona. España.
- Willard, H., L.L. Merrit, Jr. y J.A. Dean. 1971. Métodos instrumentales de análisis. Cía. Editorial Continental. México. 965 p.

TRABAJO PRÁCTICO N° 2

Tema: Censos y Muestreos

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

En Limnología, los muestreos de las comunidades en ambientes lénticos o lóticos varían de acuerdo al objeto de estudio (Lopretto y Tell, 1995). Debido a que resulta imposible tomar muestras de un lago, laguna, arroyo o río enteros, es necesario elegir un método de muestreo que se adapte al objeto de estudio, tanto espacial como temporalmente.

Los métodos disponibles para caracterizar la abundancia de las poblaciones varían en función de las características de la especie a estudiar. Existen diferentes métodos para estimar el tamaño poblacional:

- **Censo:** recuento del número total de individuos de una población en un área especificada y en un momento dado. Sólo es factible en el caso de poblaciones pequeñas y aisladas, donde no hay migración de individuos.

- **Muestreo:** es el recuento parcial de los individuos de una población, mediante el cual se estima el tamaño de toda la población. Este dato multiplicado por la extensión del área ocupada por la población arroja una estimación del número total de individuos.

- **Método de captura / recaptura:** se utiliza frecuentemente para poblaciones de peces, micro-mamíferos y reptiles. Se capturan individuos que son marcados y devueltos a su ambiente. Después de un cierto período de tiempo, suficiente para que los marcados se mezclen con el resto de la población, se realiza una nueva captura y se establece la proporción entre animales marcados y no marcados. Conocido el número de individuos marcados inicialmente se puede determinar el tamaño de la población a partir de dicha proporción.

Otro aspecto a tener en cuenta al momento de diseñar el método de muestreo, es la distribución espacial de las muestras. Existen distintos tipos de muestreo (Martella, *et al.*, 2012):

- **Muestreo al azar o aleatorio simple:** cada elemento de la población tiene la misma probabilidad de ser elegido. Es apropiado en el caso de que el ambiente de muestreo sea homogéneo o no tengamos información que indique lo contrario.

- **Muestreo al azar o aleatorio estratificado:** es preferible al muestreo al azar simple cuando el ambiente a muestrear es heterogéneo y la probabilidad de encontrar individuos es diferente en las distintas partes del hábitat. Para aumentar la eficiencia del muestreo se suele subdividir el hábitat en estratos para que la muestra esté constituida por elementos de cada uno de ellos. Un estrato es una porción del terreno de características homogéneas. La ubicación de las unidades muestrales en cada estrato se elige al azar. Recomendado para el muestreo de las comunidades bentónicas (Elliot, 1971).

- **Muestreo sistemático o regular:** las unidades de muestreo se distribuyen a intervalos regulares, según un criterio preestablecido. Es adecuado cuando la presencia de un elemento afecta a alguna propiedad de interés de los elementos más próximos.

- **Muestreo por grupos o conglomerados ("clusters"):** se aplica cuando todos los individuos que forman parte de la población se encuentran naturalmente agrupados, ya sea por características del hábitat o por pautas comportamentales. El muestreo se realiza eligiendo varios de esos grupos al azar. Una vez elegidos estos grupos se pueden estudiar a todos los individuos que lo componen o bien seguir aplicando dentro de ellos más muestreos por grupos, por estratos, aleatorios simples, etc.

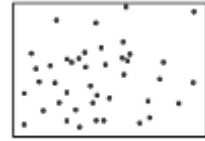
De acuerdo al objetivo planteado, debe elegirse el método más apropiado según la comunidad a estudiar (fitoplancton, zooplancton, pleuston, necton o peces y bentos).

Determinación del número de muestras y el tamaño de las mismas:

Se llama (n) al número de réplicas u observaciones que se deben estudiar para obtener un porcentaje de error estimado aceptable. Generalmente se usa un porcentaje de error del 20% (0,2) y con menor frecuencia se utiliza el 10% (0,1).

Para calcular el número mínimo de muestras (réplicas) a obtener, debe tenerse en cuenta el **patrón espacial** de las poblaciones, que se refiere a cómo se distribuyen los individuos de una población en el espacio en un momento determinado.

•**Al azar o aleatorio:** la presencia de un individuo no afecta la presencia de otro, entonces existe una probabilidad uniforme (igual) de que un individuo ocupe cualquier lugar en el espacio. La distribución del número de individuos por unidad muestral (ej. cuadrado o aro) seguirá una distribución de tipo Poisson, cuya principal característica es que la media es igual a la varianza. Por lo tanto, el cociente varianza/media = 1.



Dispersión aleatoria

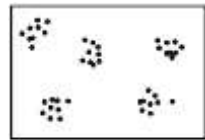
El número de muestras requerido para obtener un error estándar del 10 % alrededor de la media, estará dado por la siguiente relación (donde \bar{x} es la media):

$$s/\sqrt{n} / \bar{x} = 0,1$$

Y si despejamos n se obtiene:

$$n = 100 \frac{s^2}{\bar{x}^2}$$

•**Agregado o contagioso:** la razón varianza/media es mayor a 1. La varianza del número de individuos por unidad de muestreo excede a la media; esto se debe a que las muestras pueden caer en zonas con alta o nula densidad de individuos y la varianza será muy grande. Este patrón es consistente con la distribución binomial negativa. El número de muestras se calcula como:



Dispersión agrupada

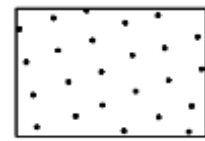
$$n = \frac{1}{\frac{\bar{X} + 1/k}{D^2}}$$

D es el nivel de precisión requerido, en este caso 10 % o, equivalentemente expresado como proporción, 0,1. El valor de k es el parámetro de dispersión de la distribución binomial negativa que se estima a través de la media y varianza muestrales:

$$k = \frac{\bar{X}^2}{s^2 - \bar{X}^2}$$

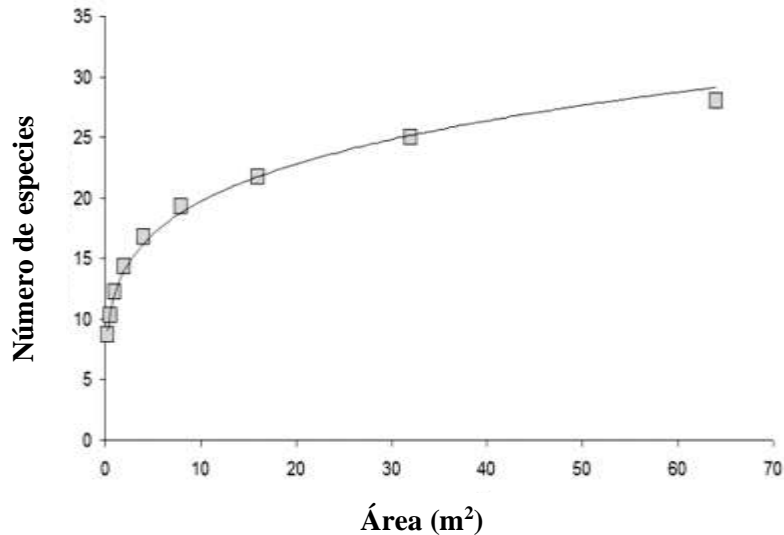
Cuanto menor es k , mayor es el grado de agrupamiento de los individuos y viceversa.

•**Regular o uniforme:** la varianza relativa es menor que 1 debido a que los individuos distribuidos regularmente en las unidades muestrales, lográndose una varianza menor que la media. Este patrón espacial se describe con una distribución probabilística binomial positiva. se aplica la fórmula general de Southwood (1978).



Dispersión uniforme

Para determinar el tamaño de la muestra (tamaño mínimo y representativo de la muestra a extraer de la comunidad en estudio), el método que se utiliza con frecuencia es de la **curva especies – área**, referida al incremento del número de especies en función del incremento del área considerada. Cuanto mayor es el área, mayor posibilidad de capturar más especies. Sin embargo, llega un punto en que ya no se capturan más especies, es decir que la curva se asintotiza. Ese es el punto en que se define el área mínima de muestreo.



El área mínima de muestreo (superficie o volumen) se expresa en medidas métricas (m^2) o volumétricas (litros, m^3). En algunas comunidades bióticas ya se encuentra estandarizada en tablas, por ejemplo para el bentos (Downing y Rigler, 1984).

Se han aplicado estas fórmulas en estudios de estimación de biomasa vegetal y bentos (Modenutti y Balseiro, 1995) en tanto que para el zooplancton se utilizó la curva especies-área y el método de Caín, que es una modificación de la curva especies-área.

La variación entre muestras es fácil de calcular con la fórmula:

$$C.V. = s/\bar{x} \cdot 100$$

Donde C.V es el Coeficiente de variación, s es la desviación estándar de la muestra y \bar{x} es la media aritmética de la muestra. La variación decrece con el incremento de la densidad en la muestra.

⇒ **Objetivos**

-Calcular el área mínima de muestreo para una comunidad de macrófitas mediante la curva especies-área.

⇒ **Materiales y Métodos**

Ejercicio práctico: en un cuerpo de agua con vegetación flotante (*Salvinia* sp., *Pistia* sp., *Eichhornia* sp., entre otras) se aplicará la técnica de los cuadrados o aros para obtener el área mínima de muestreo mediante la curva especies-área.

Se utilizarán cinco aros de tamaño creciente. En cada aro (que representa una muestra de la comunidad a censar) se contará el número de especies encontradas.

Aro	Diámetro (cm)	Radio (r^2)	Área (cm^2)	Área (m^2)
1	30	15^2	706,86	0,0706
2	40	20^2	1256,64	0,1256
3	50	25^2	1963,5	0,1963
4	60	30^2	2857,44	0,2857
5	70	35^2	3848,46	0,3848

⇒ **Resultados**

Consignar los resultados en la siguiente tabla.

N°	ESPECIES	CUADRADOS o AROS				
		1	2	3	4	5
	Nombre de la especie					
1	<i>Oxycarium cubensis</i>					
2	<i>Salvinia</i> sp.					
3	<i>Eichhornia crassipes</i>					
4	<i>Imperata brasiliensis</i>					
5	<i>Nymphoides</i> sp.					
6						
7						

La curva se estabiliza en el aro de _____ cm².

Con el área que resulte elegida, se tomarán tres réplicas. En cada réplica se contará el número de individuos por unidad de superficie (n) y se calculará:

Área elegida	Réplica 1	Replica 2	Réplica 3
Especies	Abundancia	Abundancia	Abundancia
<i>Oxycarium cubensis</i>			
<i>Salvinia</i> sp.			
<i>Eichhornia crassipes</i>			
<i>Imperata brasiliensis</i>			
<i>Nymphoides</i> sp.			
Total de Individuos			
Media aritmética : \bar{x}			
Desviación estándar: s			
Varianza: s²			
C.V. muestras: $s/\bar{x} \cdot 100$			

⇒ Conclusiones

En base a los resultados obtenidos, elaborar las conclusiones del trabajo práctico.

Bibliografía

- Downing, J. A. y Rigler, F.H. 1984. A Manual on Methods for the Assesment of Secondary Productivity in Fresh Waters. IBP, Hand Book 17.
- Elliot, J. M. 1997. Some Methods for the Statistical Analysis of Samples of Benthic Invertebrates. Scientiphic Publication N° 25 (2nd ed.) Freshwater Biol. Assoc.
- Kehr, A.I. y Duré, M. I. 2002. Glosario de Términos Ecológicos. Moglia S.R.L., Corrientes, Argentina.
- Lopretto E. C. y Tell, G. 1995. Ecosistemas de Aguas Continentales. Metodologías para su estudio. Tomo 1. ED. Sur.
- Magurran, A.E. 1989. Diversidad Ecológica y su Medición. Ediciones Vedral, Barcelona, España.
- Martella, M.B.; Trumper, E.; Bellis, L.M.; Renison, D.; Giordano, P.F.; Bazzano, G. y Gleiser, R.M. 2012. Manual de Ecología. Poblaciones: Introducción a las técnicas para el estudio de las poblaciones silvestres. *Reduca* (Biología). Serie Ecología, 5: 1-31.
- Matteucci, S.D. y Colma, A. 2002. Metodología para el estudio de la vegetación. Grupo de Ecología del Paisaje (GEPAMA), Universidad de Buenos Aires (UBA).
- Modenutti, B. E. y Balseiro, E. G. 1995. Muestreo y Error Ecosistemas de Aguas Continentales. Metodologías para su estudio.
- Southwood, T. R. E., 1978. Ecological Methods. Chapman y Hall, Londres.

TRABAJO PRÁCTICO N° 3

Tema: Análisis de diversidad alfa y beta

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

La biodiversidad o diversidad biológica se define como “la variabilidad entre los organismos vivientes de todas las fuentes, incluyendo, entre otros, los organismos terrestres, marinos y de otros ecosistemas acuáticos, así como los complejos ecológicos de los que forman parte; esto incluye diversidad dentro de las especies, entre especies y de ecosistemas” (UNEP, 1992).

La diversidad biológica representa un tema central de la teoría ecológica y ha sido objeto de amplio debate, ya que es el resultado de un complejo e irreplicable proceso evolutivo que trasciende el marco de estudio general de la Ecología (Magurran, 1988).

La pérdida de biodiversidad como consecuencia de las actividades humanas, por sobre explotación o por modificaciones o pérdidas del hábitat, es en la actualidad una de las mayores preocupaciones a nivel mundial (Moreno, 2001). En este contexto ha surgido en la comunidad científica el debate acerca de cuáles son las mejores estrategias de conservación.

Ante la ausencia de criterios unificados sobre la medición y valoración de la biodiversidad por parte de los organismos encargados de fijar políticas de conservación, los científicos han propuesto algunos parámetros básicos y aceptados internacionalmente, como una herramienta eficaz para abordar los problemas que enfrentan los ambientes naturales en peligro. Dentro de estos parámetros se destacan la riqueza de especies, rareza, endemismos, vulnerabilidad y especies indicadoras.

Los métodos de medición de la biodiversidad a nivel de especies, han sido separados en tres componentes alfa, beta y gamma (Whittaker, 1972), permitiendo así comprender los cambios de la misma con relación a la estructura del paisaje:

Diversidad alfa es la riqueza de especies de una comunidad particular a la que consideramos Homogénea.

Diversidad beta es el grado de cambio o reemplazo en la composición de especies entre diferentes comunidades en un paisaje.

Diversidad gamma es la riqueza de especies del conjunto de comunidades que integran un paisaje, resultante tanto de las diversidades alfa como de las diversidades beta.

⇒ Objetivos

1. Comprender la diferencia entre diversidad alfa y beta.
2. Aplicar índices de diversidad y coeficientes de similaridad para comprender cada componente de la biodiversidad.
3. Evaluar ejemplos propuestos por la cátedra y establecer conclusiones sobre el uso adecuado de los índices en cada caso.

⇒ Materiales y Métodos

Con los dos ejemplos de censos que se proporcionará: a) censo de invertebrados correspondiente a una laguna de inundación del río Paraná (en aguas altas y aguas bajas) y b) censo de aves, calcular:

1. Riqueza de especies para los dos censos.
2. Índice de Shannon, utilizando el censo de aves.
3. Coeficiente de similaridad, índice de Jaccard (1908) y de Bray-Curtis (1957) o cuantitativo de Sorenson.

• **Índice de diversidad de Shannon** (1963): considera que los individuos se muestrean al azar a partir de una población “indefinidamente grande” (Pielou, 1975). También asume que todas las especies están

representadas en la muestra. Su rango varía entre 0 y 5 BITS.

$$H' = -\sum P_i \log_2 P_i$$

donde:

H' : diversidad específica

$$P_i = \frac{n_i}{N}$$

n_i : número de individuos de cada especie.

N : número total de individuos.

Especies	Situación A		Situación B	
	Pi	Pi log ₂ Pi	Pi	Pi log ₂ Pi
1				
2				
....				

✓ Calcular el índice de Shannon utilizando el censo de aves. Discutir los resultados.

A= Laguna de la planicie de inundación

B= Laguna alejada de la planicie de inundación

Diversidad beta: es el grado de cambio en diversidad (de especies) a lo largo de un transecto o entre hábitats.

El sistema más fácil para medir la diversidad β entre pares de localidades es mediante el uso de los coeficientes de similaridad. Utilizando matriz de afinidades comparar los datos obtenidos en A, B, C y D en la tabla adjunta:

donde: A=laguna en aguas bajas en verano (enero).

B=laguna en aguas bajas en invierno (septiembre). C=laguna en aguas altas en invierno (julio).

D=laguna en aguas altas (creciente extraordinaria) en verano (enero).

•**Índice de Jaccard (1908):** este índice está diseñado para ser igual a 1 en casos de similaridad completa e igual a 0 si las estaciones son disimilares y no tienen especies en común.

$$SJ = \frac{c}{a + b + c}; \quad 0 < SJ < 1$$

donde:

= elementos exclusivos de la condición A.

b = elementos exclusivos de la condición B.

c = elementos comunes a las condiciones A y B.

•**Índice de Bray-Curtis (1957)** o cuantitativo de Sorenson: igual a 1 en casos de similaridad completa e igual a 0 si las estaciones son disimilares y no tienen especies en común.

$$C_N = \frac{2jN}{aN + bN}$$

donde:

aN = número total de individuos en la estación A.

bN = número total de individuos en la estación B.

jN = es la suma de las abundancias menores de las especies halladas en ambas localidades.

✓ Para el cálculo de los índices de diversidad beta utilizar el censo de Invertebrados. Discutir los resultados.

Censo de invertebrados correspondiente a una laguna de inundación del río Paraná.

	A	B	C	D
CLADOCERA				
<i>Simocephalus serrulatus</i>	15	7		
<i>Ilyocryptus spinifer</i>	3	16		
COPEPODA				
<i>Notodiaptomus carteri</i>	12	16	9	
CONCHOSTRACA				
<i>Cyclestera hislopi</i>			4	3
OSTRACODA				
<i>Cytheridella islovayi</i>	6	14		
INSECTA				
<i>Callibaetis</i> sp (ninfas)	42	20	11	4
<i>Caenis</i> sp (ninfas)		18		
<i>Tenagobia schadei</i>	7	35	25	
<i>Belostoma micantulum</i>	24		33	16
<i>Ablasbesmyia</i> sp (larvas)	18	17	19	2
<i>Brachydeutera</i> sp (larvas)		47	14	
<i>Forcipomyia</i> sp (larvas)	18	37	21	10
<i>Lepiselaga</i> sp (larvas)	21			
<i>Scirtes</i> sp (larvas)	41			
<i>Hydrocanthus</i> sp	28		25	
<i>Suphisellus</i> sp			10	
<i>Tropisternus ovalis</i>	45		26	
<i>Berosus</i> sp	16			
<i>Hydrochus</i> sp	30			
<i>Desmopachria</i> sp	15	20	3	
<i>Liodessus</i> sp	22	7		
<i>Laccophylus</i> sp			21	
<i>Tyloderma cupresum</i>			36	
<i>Listroderes</i> sp	33	40	19	
<i>Oxyethira</i> sp	14	20	2	
MOLUSCA				
<i>Eupera</i> sp	20	30	16	
<i>Uncancylus</i> sp		39	30	

Censo de aves correspondiente a dos lagunas: 1) laguna ubicada en la planicie de inundación del río Paraná. 2) laguna alejada de la planicie de inundación, escasamente vegetada.

	A	B
<i>Phalacrocorax olivaceus</i>	32	
<i>Ardea alba</i>	24	13
<i>Egretta thula</i>	14	6
<i>Mycteria americana</i>	6	
<i>Ciconia maguari</i>	8	2
<i>Phimosus infuscatus</i>	8	
<i>Plegadis Chi</i>	2	
<i>Jacana jacana</i>	3	7
<i>Dendrocygna viduata</i>	5	54
<i>Dendrocygna autumnalis</i>		31
<i>Chauna torquata</i>	3	
<i>Himantopus melanurus</i>	6	10
<i>Charadrius collaris</i>	3	
<i>Calidris melanotos</i>	3	
<i>Tringa flavipes</i>	1	
<i>Tringa solitaria</i>	1	
<i>Tringa melanoleuca</i>	1	
<i>Rynchops Niger</i>	2	
<i>Gallinago paraguaiiae</i>	2	
<i>Jabiru mycteria</i>	3	
<i>Trigrisoma lineatum</i>	4	4
<i>Aramus guarauna</i>		6
<i>Vanellus chilensis</i>		3
<i>Porphyrio martinicos</i>		2
<i>Bartramia longicauda</i>		2
<i>Ajaia ajaja</i>		2
<i>Butorides striatus</i>		2
<i>Syrigma sibilatrix</i>		2

⇒Resultados

Consignar los resultados en un breve informe.

⇒Conclusiones

En base a los resultados obtenidos, responder las siguientes preguntas:

1. ¿En qué ambientes se encuentra la máxima diversidad alfa? ¿Por qué?
2. Explique las diferencias entre diversidad alfa y beta.
3. Si se cuentan con datos cualitativos: ¿Qué índice utilizaría para estimar diversidad beta?

Bibliografía

- Magurran, A. E. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, 179 pp.
- Moreno, C. 2001. Manual de metodos para medir la biodiversidad. Textos Universitarios, Universidad Veracruzana, Mexico. 49pp.
- Whittaker, R. H. 1972. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, **21**(2/3): 213-251.
- UNEP. 1992. *Convention on biological diversity*. United Nations Environmental Program, Environmental Law and Institutions Program Activity Centre. Nairobi.

TRABAJO PRÁCTICO N° 4

Tema: Obtención de muestras en un ambiente léntico

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

Un ambiente léntico se caracteriza por tener aguas quietas, distinguiéndose una zona litoral y una limnética en los lagos templados. Los lagos subtropicales poseen vegetación acuática o anfibia en la zona litoral y pueden presentar praderas sumergidas de macrófitas acuáticas. Existen leves diferencias en los parámetros físicos y químicos entre la zona limnética (libre de vegetación) y la litoral (con macrófitas acuáticas o anfibias).

⇒ Objetivos

1. Caracterizar un ambiente léntico, de acuerdo a sus condiciones físicas, químicas y biológicas.
2. Reconocer las comunidades acuáticas vegetales y animales presentes en un ambiente léntico y aplicar los métodos adecuados para la obtención de muestras de las mismas.

⇒ Materiales y Métodos:

Para las mediciones de las características físico-químicas del agua se utilizarán los equipos utilizados en el Trabajo Práctico 1.

Para la obtención de muestras de cada comunidad se utilizarán redes con diferentes tamaños de abertura de malla:

Para la obtención de organismos del fitoplancton: Red de 25 μm . Fijador: Lugol

Para la obtención de organismos del zooplancton: Red de 50 μm . Fijador: Formaldeído 4%.

Para la obtención fauna asociada: Red de 500 μm . Fijador: Formaldeído 10%

Para obtener organismos bentónicos, en sustrato arenoso: Draga cilindro de 10 cm de diámetro.

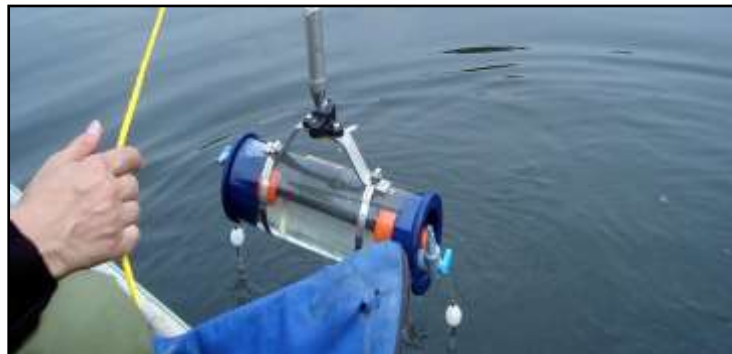
Para capturar peces: Copo o red de 1 mm de apertura de malla.

Luego de obtenidas las muestras, serán trasladadas al laboratorio y procesadas para el posterior recuento de cada comunidad que se realizará en los siguientes prácticos de la asignatura.

El plancton (Fitoplancton y Zooplancton) se cuantificará aplicando las fórmulas preestablecidas para cada comunidad.

Procesamiento en laboratorio:

Fauna asociada y Bentos: estas comunidades acuáticas requieren una separación por tamaño de los organismos a través de una batería de tamices, de distinta apertura de malla, para separarlos en subcomunidades denominadas Macrofauna (>500 μm), Mesofauna (< 250 μm) y Microfauna (<125 μm).



Botella hidrográfica de Rüttner (Fitoplancton y Zooplancton)



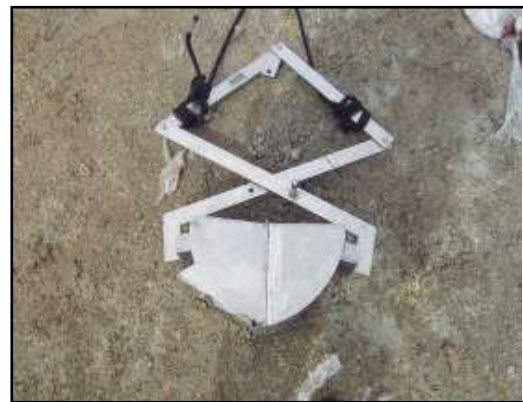
Toma del zooplancton con una bomba centrífuga y filtrado con red de 53 µm de abertura de malla.



Concentración y fijación de la muestra con formol (4%).



Red de arrastre (pleuston)



Draga Petersen (bentos)



Pesca con atarraya



Pesca con electricidad

Fotos. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Museo de Historia Natural. Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú / Departamento de Limnología, Departamento de Ictiología -- Lima: Ministerio del Ambiente, 2014.

⇒Resultados

Consignar los resultados de la salida al campo, considerando las muestras que se pudieron obtener o que no fueron posibles obtener y fundamentar.

⇒Conclusiones

En base a los resultados obtenidos, considerar la importancia de las salidas al campo para la obtención de muestras en el proceso de los trabajos de investigación.

TRABAJO PRÁCTICO N° 5

Tema: Toma de muestras en un ambiente lótico

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

Los ambientes lóticos se caracterizan por tener aguas corrientes, por lo tanto son sistemas de transporte de materia y energía, donde se pueden distinguir zonas costeras (márgenes) y el curso del río. En zonas subtropicales tienen una planicie inundable muy extensa, con presencia de vegetación acuática en la zona litoral. Existen diferencias de los parámetros físicos y químicos entre la zona de agua corriente y la zona de la costa. Las variables físicas y químicas dependen de pulsos hidrosedimentológicos que determinan fases de aguas altas y bajas. En consecuencia, los organismos acuáticos presentes varían sustancialmente en diversidad y cantidad.

⇒ Objetivos

1. Caracterizar un ambiente lótico, de acuerdo a sus condiciones físicas, químicas y biológicas.
2. Reconocer las comunidades acuáticas vegetales y animales presentes en un ambiente lótico y aplicar los métodos adecuados para la obtención de muestras de las mismas.

⇒ Materiales y Métodos

Para las mediciones de las características físico-químicas del agua se utilizarán los equipos utilizados en el Trabajo Práctico 1, además de un correntómetro que es un instrumento que se utiliza para la medición de la velocidad de la corriente.

Para la obtención de muestras de cada comunidad se utilizarán redes con diferentes tamaños de abertura de malla:

Para la obtención de organismos del fitoplancton: Red de 25 μm . Fijador: Lugol

Para la obtención de organismos del zooplancton: Red de 50 μm . Fijador: Formaldeído 4%.

Para la obtención fauna asociada: Red de 500 μm . Fijador: Formaldeído 10%

Para capturar peces: Copo o redes de distinta apertura de malla y torpedo para obtener ictioplancton.

Luego de obtenidas las muestras, serán trasladadas al laboratorio y procesadas para el posterior recuento de cada comunidad que se realizará en los siguientes prácticos de la asignatura.

El plancton (Fitoplancton y Zooplancton) se cuantificará aplicando las fórmulas preestablecidas para cada comunidad.

Procesamiento en laboratorio:

Fauna asociada: estas comunidades acuáticas requieren una separación por tamaño de los organismos a través de una batería de tamices, de distinta apertura de malla, para separarlos en subcomunidades denominadas Macrofauna (>500 μm), Mesofauna (< 250 μm) y Microfauna (<125 μm).

Torpedo para la obtener muestras de ictioplancton



⇒ **Resultados**

Consignar los resultados de la salida al campo, considerando las muestras que se pudieron obtener o que no fueron posibles obtener y fundamentar.

⇒ **Conclusiones**

En base a los resultados obtenidos, considerar la importancia de las salidas al campo para la obtención de muestras en el proceso de los trabajos de investigación.

TRABAJO PRÁCTICO N° 6

Tema: Cuantificación y diversidad del plancton de ambientes lénticos y lóticos

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

La palabra **plancton** proviene del griego y significa "errante"; está compuesto por organismos acuáticos microscópicos de origen vegetal y animal que se encuentran suspendidos en el seno del agua y que son arrastrados o que poseen una capacidad natatoria muy débil, forman comunidades vegetales (**fitoplancton**) y animales (**zooplancton**).

El fitoplancton de los ambientes acuáticos continentales está integrado por algas microscópicas cuyo tamaño oscila entre 1 y 150 μm , pudiendo alcanzar hasta 500 μm y 1 mm en las formas más grandes. Se caracterizan por tener pigmentos que le permiten realizar la fotosíntesis, por lo que son los productores primarios dentro de la malla trófica. Las algas además forman parte de otras comunidades tales como el bentos y el perifiton. Los pigmentos accesorios enmascaran a la clorofila dándole color que las caracteriza: algas verdes, azules, amarillentas, rojas y pardas.

El zooplancton de sistemas dulceacuícolas incluye organismos de diferentes taxa microscópicos que miden desde pocos mm hasta 5 mm. Pueden ser filtradores, herbívoros, depredadores activos y omnívoros, siendo Consumidores Primarios dentro de la malla trófica. Este grupo incluye Rotíferos, microcrustáceos, Cladóceras y Copépodos (calanoida y ciclopoidea). Constituye un eslabón de particular importancia en el flujo de energía hacia los niveles superiores, por lo general constituyen el principal grupo de herbívoros de estos ecosistemas.

⇒ Objetivos

-Determinar la abundancia y riqueza de taxa del fitoplancton y del zooplancton en los ambientes lénticos y lóticos.

-Clasificar a organismos del fitoplancton según el grupo funcional basado en la morfología (GFBM).

-Asignar el grupo funcional trófico a los organismos del zooplancton hallados.

ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD DEL FITOPLANCTON

⇒ Materiales y Métodos

1. Preparación de la muestra

En primer lugar, la muestra debe ser homogenizada, debido a que durante el tiempo de almacenaje las partículas sedimentan en la botella y se forman agregados entre las algas y/o los detritos. Esto puede realizarse manualmente o mediante un dispositivo de mezcla.

En aguas con elevada densidad de algas (aguas eutróficas e hipereutróficas), es recomendable diluir la muestra, extrayendo una pequeña cantidad de muestra y añadiendo agua destilada filtrada. En cambio, si la densidad de algas es muy baja, la muestra debe concentrarse. Los métodos más frecuentemente utilizados de concentración del fitoplancton sobre una superficie son:

1- Por filtración (a baja presión menos de 0,5 atmósferas para no dañar las células)

2- Por sedimentación. Para ello se utilizan:

• **Cámaras tubulares (de Utermöhl)**: con capacidad de 1, 5, 10, 25, 50 y 100 ml. El tiempo de sedimentación recomendado es de 1-4 horas



<http://indalo.com.es/es/analisis-de-plancton/15-camara-sedimentacion-fitoplancton-utermohl-hydro-bios-435-025.html>

por centímetro de columna de sedimentación, para muestras fijadas con Lugol. El contaje debe hacerse en microscopio invertido. El microscopio se denomina invertido porque los objetivos del mismo están dirigidos desde abajo hacia arriba (enfocando en primer lugar el fondo de las cámaras).



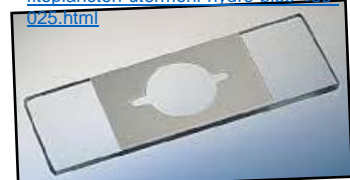
• **Cámaras no tubulares:** Estas cámaras pueden utilizarse para el recuento en microscopios convencionales, pero no permiten el empleo de aumentos mayores a 400x debido a su altura. Existen distintos tipos:

-Cámara de Kolkwitz: Su base está marcada con una red ortogonal para localizar la muestra por zonas. Puede presentar un volumen de 0,5 o 1ml.

-Palmer Maloney: diseñada para contabilizar fitoplancton y zooplancton muy pequeño. Posee 17,5 mm de diámetro por 4 mm de profundidad y 1 ml de volumen.

-Segwick- Rafter: la cámara es de 50 x 20 x 1 mm (= 1 cm³) es graduada con un retículo de 1 mm que subdivide 1 ml en 1000 µl.

<http://indalo.com.es/es/analisis-de-plancton/15-camara-sedimentacion-fitoplancton-utermohl-hydro-bios-435-025.html>



<https://www.thomassci.com/Equipment/Counters/THOMAS-NANOPLANKTON-COUNTING-SLIDE>



Para facilitar los recuentos, pueden utilizarse oculares que poseen una retícula grabada (retícula de Whipple) o bandas paralelas de ancho ajustable.

2. Recuento del fitoplancton

La cuantificación del fitoplancton puede realizarse a través del:

- Recuento de un número de campos ópticos del microscopio seleccionados al azar
- Recuento de toda la cámara.

Para el recuento del fitoplancton, debe tenerse en cuenta si los organismos son celulares, coloniales o filamentosos. En los dos últimos casos es necesario contar el número promedio de células por colonia o filamentos.

Se recomienda contar por lo menos 400 individuos o células.

3. Estimación de la abundancia

Existen diferentes métodos para estimar la abundancia del fitoplancton:

-Método de Edmonson

N° total de ind. por gota: primero debe conocerse el volumen de la gota (1ml = 1mg)

Área de cubre objeto x ind. contados

Área de una transecta

S: número de tiras contadas

-Método de Lund et al. (1958) en microscopio invertido

Luego de contadas las algas de n cuadrados, se deberá calcular el número de células por mililitro (cel/ml) de la siguiente manera:

$$\text{Cel /ml} = \frac{(N^{\circ} a) (S_o)}{(N^{\circ} c) (S_c)} / V$$

$N^{\circ} a$ = número de algas contadas.

S_o =superficie de la cámara de Utermöl utilizada.

$N^{\circ} c$ =número de cuadrados contados.

S_c =superficie del cuadrado.

V=volumen de la cámara.

-Contador de algas unicelulares en cámara de Sedgwick-Rafter

En el práctico se contarán las algas presentes en toda la cámara de Sedgwick-Rafter usando un microscopio convencional y se aplicará la siguiente fórmula para estimar la abundancia del fitoplancton en las muestras provenientes de ambientes lénticos y lóticos.

$N^\circ \text{ de células por mL} = \frac{C \times 1000 \text{ mm}^3}{A \times D \times F}$

Referencias
 C: número de organismos contados
 A: Área (cubre objeto) en mm². Cuando se cuenta toda la cámara A= 1000mm²
 D: profundidad en mm de la cámara de Sedgwick-Rafter (D= 1 mm)
 F: número de campos contados (F= 1, debido a que no hay campos contados, se cuenta toda la submuestra para mayor seguridad).

⇒ **Resultados**

Consignar en la tabla los recuentos y los grupos funcionales basados en la morfología del fitoplancton.

Taxa	Ambiente léntico		Ambiente lótico		Grupos funcionales basados en morfología (GFBM)
	Número de células	Abundancia (Nº de cél./mL)	Número de células	Abundancia (Nº de cél./mL)	
Cyanophyta					
Chlorophyta					
Bacillariophyceae					
Euglenophyta					
Cryptophyta					
Cryptohyta					
Dinophyta					
Riqueza (Número de especies)					

ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD DEL ZOOPLANCTON

⇒ **Materiales y Métodos**

Según el método utilizado para la recolección de las muestras (botellas hidrográficas, redes y bombas), se determinará el tamaño de los organismos que vamos a encontrar en la muestra:

- Organismos pequeños (1-50 µm: Nanoplancton)
- Organismos grandes (50-5000 µm: Plancton de red)

1.Preparación de la muestra

Homogeneizar manualmente el volumen filtrado de la muestra. Luego tomar una submuestra.

Submuestra: para captar organismos grandes (microcrustáceos cladóceros y copépodos) usar pipeta de Hensel-Stempen (2ml), para organismos pequeños (rotíferos y nauplios) usar una pipeta de 1ml.

2.Estimación de la abundancia

El conteo de organismos pequeños se realiza en microscopio común, y el de organismos grandes en microscopio estereoscópico. El recuento requiere contar los individuos del zooplancton hasta que el dominante llegue a 100. En el caso, de que se encuentren pocos individuos contar toda la muestra. La cámara de Bogorov- Smirnov se usa para los organismos grandes y la cámara de Sedgwick-Rafter para los organismos pequeños. La abundancia se estimará empleando la fórmula siguiente:

$$Ind.l^{-1} = \frac{(Vcf)(Ni)}{(Vti)Vc}$$

Referencias:
 Ind. = individuos
 l⁻¹ = litro
 Vcf = volumen de la concentración filtrado
 Ni = número de individuos contados
 Vti = volumen total inicial
 Vc = volumen de la muestra contado

⇒ **Resultados**

Consignar en la tabla los recuentos y el grupo funcional asignado.

Taxa	Ambiente léntico		Ambiente lótico		Grupo funcional trófico *
	Número de individuos	Abundancia (Ind.l ⁻¹)	Número de individuos	Abundancia (Ind.l ⁻¹)	
Rotíferos					
Cladóceros					
Copépodos					
Nauplios (larvas)					
Ciclopoideos					
Calanoideos					
Riqueza (Número de especies)					

*F=filtradores, herbívoros; O=omnívoros; D=depredadores

⇒Conclusiones

En base a los resultados obtenidos, elaborar las conclusiones del trabajo práctico, comparando las comunidades del fitoplancton y zooplancton entre ambientes lénticos y lóticos.

Bibliografía

Downing, J. A. y Rigler, F.H, 1984. A Manual on Methods for the Assesment of Secondary Productivity in Fresh Waters. IBP, Hand Book 17.

Esteves, F.A., 2011. Fundamentos de Limnología. Río de Janeiro. Brasil. Editora Interciencia/Finep.

Jose de Paggi y Paggi 1995. Determinación de la abundancia y biomasa zooplanctónica. En: Ecosistemas de Aguas Continentales. Metodologías para su estudio. Tomo 1. ED. Sur.

Lopretto E. C. y Tell, G. 1995.Ecosistemas de Aguas Continentales. Metodologías para su estudio. Tomo 1-2 y 3. Ed. Sur.

Modenutti, B. E. y E. G. Balseiro, 1995. Muestreo y Error. En: Ecosistemas de Aguas Continentales. Metodologías para su estudio. Ed. Sur.

Vicente, E.; De Hoyos, C; Sánchez, P.; Cambra, J. 2005. Metodología para el establecimiento del estado ecológico según la directiva MARCO del agua. Protocolos de muestreo y análisis para fitoplancton. Ministerio de ambiente y Confederación hidrográfica del Ebro, España.

Wetzel, R.J., 1981.Limnología. Barcelona. Ed. Omega.

TRABAJO PRÁCTICO N° 7

Tema: Análisis del bentos y ensambles de invertebrados asociadas a la vegetación acuática

Fecha: _____ **Alumno:** _____

A. Bentos

⇒ Introducción

Los macroinvertebrados bentónicos son los organismos más utilizados desde hace varias décadas como indicadores de calidad del agua en biomonitoreos de ambientes acuáticos por presentar numerosas ventajas (Plafkin *et al.*, 1989). La abundancia que presentan en los diversos sistemas acuáticos y el gran número de especies que integran la comunidad zoobentónica, ofrece un amplio espectro de respuestas al estrés ambiental. Los organismos bentónicos son capaces de reflejar diferentes perturbaciones antropogénicas (contaminación orgánica, acidez, pérdida de hábitats, entre otros) a través de cambios en su estructura o función (Plafkin *et al.*, 1989).

⇒ Objetivos

-Conocer los grupos de invertebrados integrantes del bentos de un ambiente léntico de nuestra región e identificar los taxa dominantes.

-Comparar la abundancia y riqueza del bentos hallada en el ambiente léntico muestreado con información bibliográfica sobre el bentos de ambientes lóticos.

⇒ Materiales y Métodos

Los materiales y métodos utilizados para la recolección de las muestras del bentos fueron descritos en el trabajo práctico N°4 (Toma de muestras en un ambiente léntico).

Los invertebrados serán identificados siguiendo las claves taxonómicas de Domínguez y Fernández (2009).

⇒ Resultados y conclusiones

Se confeccionará una lista de los taxones de invertebrados presentes en el bentos del ambiente léntico y se determinarán los taxa dominantes, relacionándolo con el tipo de sedimento que presenta dicho ambiente.

B. Ensambls de invertebrados asociados a la vegetación acuática

⇒ Introducción

En los ambientes con aguas quietas, pequeños y de escasa profundidad, la zona litoral tiene gran extensión y una gran variedad de plantas acuáticas las cuales por su elevada biomasa constituyen la principal fuente de materia orgánica muerta o detrito. A pesar de su importancia en el funcionamiento de los ambientes acuáticos, las colectividades de plantas acuáticas y su fauna, denominadas pleuston o perizoo han sido mucho menos estudiadas que otras comunidades acuáticas. Las macrófitas representan un hábitat muy heterogéneo para sus organismos asociados. Proveen las condiciones adecuadas para la alimentación, reproducción, desove y cría de los animales, así como también, refugio contra los depredadores para los invertebrados y peces de pequeño tamaño (Lachavanne y Juge, 1997; Esteves, 2011). Además, diferentes arquitecturas y formas de crecimiento de las plantas acuáticas afectan la abundancia, riqueza de especies, biomasa, distribución y estructura trófica de las colectividades de invertebrados asociadas (Wissinger, 1999; Poi de Neiff y Neiff, 2006; Kratzer y Batzer, 2007).

⇒ Objetivos

-Comparar la densidad y riqueza de los invertebrados asociados a plantas acuáticas con diferente bioforma.

-Determinar los taxa de invertebrados dominantes y asignarlos a un determinado grupo trófico funcional (según el tipo de alimento consumido) siguiendo la clasificación de Merrit y Cummins (1996).

⇒ **Materiales y Métodos**

Las muestras de plantas acuáticas con diferente bioforma (flotante libre: *Salvinia biloba* o *Pistia stratiotes*; arraigada de hojas emergentes: *Eichhornia azurea* y sumergida: *Egeria najas* o *Ceratophyllum demersum*) y sus invertebrados asociados se recolectarán utilizando una red o copo de mano de 962 cm² de diámetro y 500 µm de apertura de malla (Poi de Neiff y Carignan, 1997). Las muestras serán colocadas en bolsas plásticas y fijadas con formol al 10%.



Red o copo de mano de 35 cm de diámetro (Pleuston)

En el laboratorio las plantas serán agitadas repetidas veces en un recipiente con agua y su contenido filtrado por tamices para la separación de los invertebrados. Según el objetivo del trabajo propuesto, se utilizarán tamices de diferente tamaño de apertura de malla:

- U.S. Standard Mesh 18 = 1 mm
- U.S. Standard Mesh 35 = 500 µm
- U.S. Standard Mesh 60 = 250 µm
- U.S. Standard Mesh 120 = 125 µm



Tamices de 1 mm (parte superior) y 500 µm (parte inferior) de apertura de malla, para la separación de los macroinvertebrados (mayores de 0,5 mm).

Los individuos serán clasificados y contabilizados. Los resultados se expresarán en número de individuos por m² y en número de individuos por 1000 g de peso seco de plantas.

La identificación taxonómica se realizará a nivel de Familia y, algunos insectos, serán determinados a nivel de Género o Especie utilizando las claves de Lopretto y Tell (1995), Domínguez y Fernández (2009) y Ramírez (2010).

⇒ **Resultados y Conclusiones**

Confeccionar una tabla con la abundancia de los taxa de invertebrados asociados a distintas especies de plantas acuáticas y los grupos tróficos funcionales (GTF) asignados a cada taxón.

A través de análisis de los trabajos científicos sugeridos, comparar la abundancia y composición de los ensambles de invertebrados entre plantas acuáticas con diferente bioforma.

	<i>Salvinia biloba</i>		<i>Egeria najas</i>		GTF
Taxa	Ind.m ²	Ind.1000g de peso seco de plantas	Ind.m ²	Ind.1000g de peso seco de plantas	
INSECTA					
ARACHNIDA					
OSTRACODA					
AMPHIPODA					
GASTROPODA					
OLIGOCHAETA					

Bibliografía

- Esteves, F. (Ed.). 2011. *Fundamentos de limnología, tercera edición*. Editora Interciencia Ltda.
- Domínguez, E y H. R. Fernández. 2009. *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillio.
- Kratzer, E. B. y D. P. Batzer. 2007. Spatial and temporal variation in aquatic macroinvertebrates in the Okefenokee Swamp, Georgia, USA. *Wetlands*, 27: 127-140.
- Lachavanne, J. B. y R. Juge (Eds.). 1997. *Biodiversity in land-inland water ecotones*. Man and the Biosphere Series. UNESCO y Parthenon Publ., Paris, Francia.
- Lopretto, E. C. y G. Tell. 1995. *Ecosistemas de aguas continentales. Metodología para su estudio*. Ediciones Sur, La Plata, Argentina.
- Pavé, P.J. y M. Marchese, 2005. Invertebrados bentónicos como indicadores de calidad del agua en ríos urbanos (Paraná-Entre Ríos, Argentina). *Ecología Austral* 15:183-197.
- Plafkin, J. L.; M. T. Barbour; K. D. Porter; S. K. Gross y R. M. Hughes. 1989. *Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Rivers. Benthic Macroinvertebrates and Fish*. Office of Water Regulations and Standards, Environmental Protection Agency. Washington DC, USA
- Poi de Neiff, A. y R. Carignan. 1997. Macroinvertebrates on *Eichhornia crassipes* roots in two lakes of the Paraná River floodplain. *Hydrobiología*, 345: 185-196.
- Poi de Neiff, a. y J. J. Neiff. 2006. Riqueza de especies y similaridad de los invertebrados que viven en plantas flotantes de la planicie de inundación del río Paraná. *Interciencia*, 31: 220-225.
- Ramírez, A. 2010. Odonata. *Revista de Biología Tropical*, 58: 97-136.
- Wissinger, S. A. 1999. Ecology of wetland invertebrates: synthesis and applications for conservation and management, pp. 1043-1086. En: D. P. Batzer; R. R. Rader y S. A. Wissinger (Eds.): *Invertebrates in freshwater wetlands of North America: ecology and management*. John Wiley & Sons, Inc. Hoboken, NJ, USA.

Trabajo Práctico N° 8

Tema: Plantas acuáticas y su rol en la estructuración del hábitat de los invertebrados

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

La estructuración del hábitat es uno de los factores fundamentales que determinan la distribución de los organismos en todas las escalas espaciales y, la vegetación, es primordial en la conformación de la estructura del hábitat para los invertebrados en una variedad de sistemas (McAbendroth *et al.*, 2005). La composición y estructura trófica (Batzer y Wissinger, 1996), la abundancia (Walker *et al.*, 2013) y biomasa (Tessier *et al.*, 2004) de los invertebrados están, a menudo, influenciadas por las formas de crecimiento y el tipo de macrófitas que crecen en un humedal.

El tamaño, área y rugosidad de las hojas y el índice morfológico, son algunas de las características morfológicas que indican la complejidad de la arquitectura de las plantas (Monção *et al.*, 2012; Walker *et al.*, 2013). La teoría de la geometría fractal surgió como una herramienta para medir la complejidad del hábitat y ha sido aplicada a grandes escalas espaciales en diferentes ambientes (Dibble y Thomaz, 2009). Los modelos fractales describen la geometría de una gran variedad de objetos tanto naturales (costas, cadenas de islas, arrecifes de coral, imágenes satelitales a color del océano y parches de vegetación) como artificiales (Sugihara y May, 1990).

⇒ Objetivos

1. Describir los principales caracteres o rasgos morfológicos de plantas acuáticas con diferente bioforma, a fin de distinguir las diversas formas o arquitecturas de las plantas, las cuales conforman distintos tipos de hábitats para los invertebrados.

2. Calcular la Dimensión Fractal (D) del área (D_A) y del perímetro (D_P) de las especies de plantas acuáticas seleccionadas.

3. Analizar la influencia de la complejidad estructural de las distintas especies de plantas acuáticas sobre la abundancia y riqueza de las comunidades de invertebrados asociados.

⇒ Materiales y Métodos:

1. Características del hábitat

Para caracterizar los tipos de hábitats conformados por las distintas especies de plantas acuáticas, se confeccionará una tabla que describa los principales rasgos o caracteres morfológicos de cada especie vegetal, utilizando la bibliografía sugerida (Willby *et al.*, 2000; Monção *et al.*, 2012; Hurrell *et al.*, 2008).

2. Cálculo de la dimensión fractal

Obtención de imágenes

Para calcular las dimensiones fractales de las distintas especies de plantas acuáticas, se tomarán fotografías de 4 porciones representativas de cada especie vegetal con una cámara digital de 20 megapíxeles y zoom de G 5.0-100.0 mm. De cada porción, se tomarán 4 fotografías, empleando el mismo zoom y de ellas se elegirá la de mejor calidad.

Para agilizar la realización del trabajo práctico, el cálculo de las dimensiones fractales se realizará utilizando fotografías de diferentes especies de plantas acuáticas que fueron previamente editadas.

Procesamiento de imágenes

Se utilizará el programa Adobe Photoshop CC (Versión 14.0) para corregir el brillo y las sombras, con la finalidad de resaltar la morfología de las plantas.

Con el programa Image J 1.4 v, se convertirán las imágenes TIFF a escala de grises y mapa de bits para producir una imagen en blanco y negro.

Cálculo y análisis

Con el programa Image se calcularán las dimensiones fractales (D) del área (D_A) y del perímetro (D_P) para cada especie vegetal, utilizando el método “box counting” (Sugihara y May, 1990). Series de celdas de diferentes tamaños: 2, 4, 6, 8, 12, 16, 32, 64, 128 y 256 pixeles de ancho (Thomaz *et al.*, 2008), serán utilizadas para estimar las dimensiones fractales. La dimensión fractal para cada especie de planta acuática, será expresada como el promedio (\pm 1 desvío estándar) de las 4 porciones representativas seleccionadas.

En los trabajos científicos sugeridos, buscar datos sobre la abundancia total y la riqueza de taxa de los invertebrados asociados a distintas especies de plantas acuáticas y realizar comparaciones teniendo en cuenta la complejidad estructural de las mismas.

⇒ Resultados

Para analizar los resultados, comparar los valores obtenidos de las dimensiones fractales de las distintas especies de plantas acuáticas, determinar cuáles son las especies que presentan mayor complejidad estructural y a qué se debe.

Además, analizar si existe variación en la abundancia y riqueza de taxa de invertebrados en plantas acuáticas con diferente complejidad estructural.

	Plantas acuáticas			
Rasgos o caracteres	<i>Salvinia biloba</i>	<i>Eichhornia azurea</i>	<i>Egeria najas</i>	<i>Potamogeton gayi</i>
Tamaño de la planta				
Forma de crecimiento				
Características de las frondes/hojas				
Características del rizoma/tallo				
Área de la fronde/hoja				
Perímetro de la fronde/hoja				
Longitud de las frondes/raíces sumergidas		-		
Dimensión fractal				

⇒ Conclusiones

A través del análisis de los resultados obtenidos, elaborar las conclusiones del trabajo práctico, teniendo en cuenta cuáles son las principales características que definen la complejidad estructural de las plantas acuáticas y cómo influyen estas diferentes arquitecturas de las plantas sobre las comunidades de invertebrados asociados.

⇒ Bibliografía

Batzer, D.P. y Wissinger, S.A. 1996. Ecology of insect communities in non tidal wetlands. *Annual Review of Entomology*, 41: 75–100.

Dibble, E.D y Thomaz, S.M. 2009. Use of fractal dimension to assess habitat complexity and its influence on dominant invertebrates inhabiting tropical and temperate macrophytes. *Journal of Freshwater Ecology*, 24: 93–102.

Ferreiro, N.; Feijoó, C.; Giorgi, A. y Leggeri, L. 2011. Effects of macrophyte heterogeneity and food availability on structural parameters of the macroinvertebrate community in a Pampean stream. *Hydrobiología*, 664: 199–211.

Fontanarrosa, M. S.; Chaparro, G. N y O’Farrel, I. 2013. Temporal and spatial patterns of macroinvertebrates associated with small and medium-sized free-floating plants. *Wetlands*, 33:47–63.

Gallardo, L. I.; Carnevali, R. P.; Porcel, E. A. y Poi, A. S. G. 2017. Does the effect of aquatic plant types on invertebrate assemblages change across seasons in a subtropical wetland?. *Limnetica*, 36: 87-98.

- Hurrell, J.A.; Bacigalupo, M.N.; Delucchi, G. y Tur, M.N. 2008: *Flora Rioplatense. Sistemática, ecología y etnobotánica de las plantas vasculares rioplatenses. Parte 3 Monocotiledóneas*. Editorial LOLA, Buenos Aires, Argentina.
- McAbendroth, L.; Ramsay, P.M.; Foggo, A.; Rundle, S.D. y Bilton, D.T. 2005. Does macrophyte fractal complexity drive invertebrate diversity, biomass and body size distributions?. *Oikos*, 111: 279–290.
- Meerhoff, M.; Mazzeo, N.; Moss, B. y Rodríguez-Gallego, L. 2003. The structuring role of free-floating versus submerged plants in a subtropical shallow lake. *Aquatic Ecology*, 37:377–391.
- Monção, F.S.; Dos Santos, A.M. y Bini, L.M. 2012. Aquatic macrophyte traits and habitat utilization in the Upper Paraná River floodplain, Brazil. *Aquatic Botany*, 102: 50–55.
- Sugihara, G. y May, R.M. 1990. Applications of Fractals in Ecology. *Trends in Ecology and Evolution*, 5: 79–86.
- Tessier, C.; Cattaneo, A.; Pinel-Alloul, B.; Galanti, G. y Morabito, G. 2004. Biomass, composition and size structure of invertebrate communities associated to different types of aquatic vegetation during summer in Lago di Candia (Italy). *Journal of Limnology*, 63: 190–198.
- Thomaz, S.M.; Dibble, E.D.; Evangelista, L.R.; Higuity, J. y Bini, L.M.. 2008. Influence of aquatic macrophyte habitat complexity on invertebrate abundance and richness in tropical lagoons. *Freshwater Biology*, 53: 358–367.
- Walker, P.D.; Wijnhoven, S. y Van Der Velde, G.. 2013. Macrophyte presence and growth form influence macroinvertebrate community structure. *Aquatic Botany*, 104: 80–87.
- Willby, N.J.; Abernethy, V.J. y Demars, B.O.L. 2000. Attribute-based classification of European hydrophytes and its relationship to habitat utilization. *Freshwater Biology*, 43: 43–74.

TRABAJO PRÁCTICO N° 9

Tema: Análisis de dieta y edad de peces de agua dulce

Fecha: _____ Alumno: _____

⇒ Introducción

El estudio de los hábitos alimentarios provee información sobre el uso del habitat y la disponibilidad de recursos alimenticios; además, es importante para entender las relaciones entre las poblaciones de peces y las diferentes comunidades que habitan en los ambientes acuáticos (Hahn et al., 2004).

Edad y crecimiento de los peces

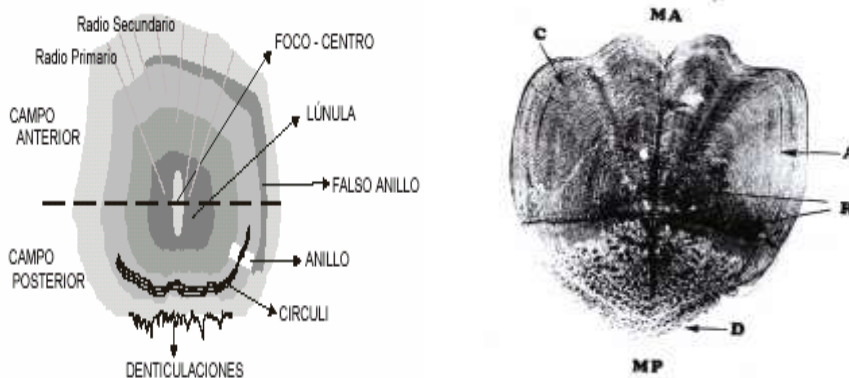
Edad y crecimiento de una especie de pez es de interés biológico, además de ser muy útil en el manejo del recurso pesquero. La historia del crecimiento de los peces está registrada en las marcas presentes en las estructuras duras como otolitos, escamas, radios de las aletas, vértebras, opérculos y otros huesos.

Es importante conocer el tiempo que tarda un pez en llegar a su edad adulta, esto incluye (longitud y peso) para que pueda ser capturable sin dañar su época reproductiva, además ayuda a detectar problemas ambientales.

Marcas anuales en estructuras duras: escamas, huesos, otolitos, vértebras, radios espinosos aletas (chusas)

En peces con escamas: se utiliza el estudio lepidológico: interpretación de las escamas.

Escamas: la datación de la edad de los peces se realiza mediante el examen de los anillos de crecimiento verdadero o *annuli*. Éstos son los indicadores de un año en la vida del pez. Los anillos falsos están determinados por diferentes causas tales como: cambios bruscos de temperatura, migraciones, desove, problemas relacionados con la alimentación, etc.



Escama de sábalo, MA: margen anterior; MP: margen posterior. A: annulus; C: círculo; R: radios; D: ctenidios o denticulaciones.

Otolitos (Fig. 1): son estructuras de carbonato de calcio ubicadas en el oído interno de los peces óseos. Actúan como mecanorreceptores que procesan información acústica y postural, sirven para determinar la edad y talla. Tiene anillos de crecimiento que se disponen en torno a un núcleo central. El patrón general en los peces indica que cada año se forman dos anillos de crecimiento. Estos ciclos de crecimiento estacionales están relacionados con cambios fisiológicos producidos por la temperatura, la actividad reproductora y el régimen alimentario.

Radios espinosos de las aletas (Fig. 2): llamados comúnmente “púas” o “chuzas”, en especies del orden Siluriformes (ej.; surubí, patí, bagre), ya que carecen de escamas, y son más fáciles de obtener que los otolitos. Los radios utilizados pueden ser de la aleta pectoral o dorsal.



Fig. 1

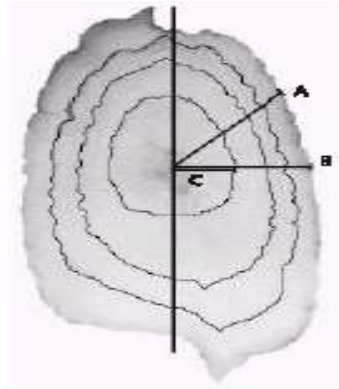


Fig. 2

Peces sin escamas:

En cada corte se observa una zona medular central, rodeada por otra, que en conjunto forman un núcleo. A partir de éste, se encuentran las bandas o zonas concéntricas de crecimiento: se inician con tonos oscuros que disminuyen hacia la periferia, finalizando con una zona blanquecina, que indica la finalización de un año en la vida del pez.

⇒ **Materiales y Métodos**

- Para estimar la edad de los peces, observar y dibujar escamas y espinas pectorales de peces.
- Analizar el contenido estomacal de los peces y determinar su hábito alimentario.

Estudio de alimentación

Procedimiento llevado a cabo con Lupa

Los ejemplares fijados son observados bajo lupa para identificar el estómago. Una vez separado el estómago, se lo coloca en una caja de petri. Se realiza un corte longitudinal para extraer totalmente su contenido. El contenido se coloca sobre el porta objetos.

Procedimiento con microscopio óptico

En microscopio se podrá observar el contenido estomacal (algas, rotíferos, protozoos, microcrustáceos, insectos, etc.).

⇒ **Resultados y Conclusiones**

En la siguiente tabla registrar la presencia o ausencia de alimento.

Ambiente léntico		
Ítems alimentarios	Especie	Especie B
Cladóceros		
Copépodos		
Ostrácodos		
Rotíferos		
Insectos		
Algas		
Otros		
Ambiente lótico		
Ítems alimentarios	Especie A	Especie B
Cladóceros		
Copépodos		
Ostrácodos		
Rotíferos		
Insectos		
Algas		
Otros		

Bibliografía

Barros, S. E. 2004. Alimentación de *Astyanax abramis* (Characiformes: Characidae) en el embalse Cabra Corral, Salta, Noroeste de Argentina. Revista AquaTIC, 20:88-96.

Hahn, N. S.; R. Fugí y I. F. Andrian (2004). Trophic ecology of the fish assemblages. Pp. 247-269.

Machado, C. A. D. S.; T. Rodrigues y A. C. Morales, 2009. Análisis del contenido estomacal de *Moenkhausia intermedia* (Eigenmann, 1908) (Characiformes: Characidae), Proveniente de la laguna do Diogo, cuenca del río Mogui-guaçu, Luis Antonio, Estado de San Pablo Nucleus, 6:7-20

Colecta de peces con red de arrastre



a) ingresando al curso de agua.



c) Fijación de la muestra con formol.



b) Barrido de la red de arrastre para capturar el mayor número de especies.