

Universidad Nacional Autónoma  
de México



Unidad Multidisciplinaria de  
Docencia e Investigación

Facultad de Ciencias

# Manual de Prácticas de Ecología Acuática

Licenciatura en Manejo  
Sustentable de Zonas  
Costeras

Materia: Ecología de  
Poblaciones y Comunidades

Maribel Badillo Alemán  
María del C. Galindo de Santiago  
Alfredo Gallardo Torres  
Gabriel Lizama Uc  
Gabriela Palomino Albarrán  
María Leticia Arena Ortiz  
Xavier Chiappa Carrara

Junio 2010



**Universidad Nacional Autónoma de México**



**Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación**

**Facultad de Ciencias**

# **Manual de Prácticas de Ecología Acuática**

**Licenciatura en Manejo Sustentable de Zonas Costeras**

**Materia:  
Ecología de Poblaciones y Comunidades**

**Maribel Badillo Alemán  
María del C. Galindo de Santiago  
Alfredo Gallardo Torres  
Gabriel Lizama Uc  
Gabriela Palomino Albarrán  
María Leticia Arena Ortiz  
Xavier Chiappa Carrara**

**Junio 2010**



# ÍNDICE

Pág.	Título
7	<b>Prólogo.</b>
9	<b>Introducción.</b>
13	<b>Práctica 1.</b> Fitoplancton y productividad primaria.
27	<b>Práctica 2.</b> Balance energético en peces. La importancia de la dieta en los procesos metabólicos.
35	<b>Práctica 3.</b> Tasa de crecimiento del rotífero <i>brachionus plicatilis</i> .
45	<b>Práctica 4.</b> Evaluación de la expresión fenotípica de la tripsina en dos especies de camarón ( <i>farfantepenaeus duorarum</i> y <i>litopenaeus vannamei</i> ) mediante electroforesis.
55	<b>Práctica 5.</b> Composición de la comunidad zooplanctónica en un ambiente marino.
67	<b>Práctica 6.</b> Estructura de la comunidad de peces en un cuerpo de agua costero.
83	<b>Práctica 7.</b> Diversidad de invertebrados en dos ambientes bénticos de la zona costera.
93	<b>Bibliografía general.</b>



# Prólogo

La misión de la Licenciatura en Manejo Sustentable de Zonas Costeras (LMSZC) es la de preparar a estudiantes para desarrollar actividades profesionales de docencia y de investigación dirigidas a entender, analizar y establecer planes de manejo integrales en las zonas costeras. Estos futuros profesionistas serán capaces de insertarse en actividades productivas, de protección al ambiente y de investigación científica, así como a las demandas que el crecimiento de las actividades productivas en los litorales impone a distintos sectores para la toma de decisiones.

Los ecosistemas costeros constituyen uno de los ejemplos más notables de las interacciones entre el agua, el aire y la tierra que hacen posible la vida en el planeta. En las zonas tropicales, estos sistemas de alta diversidad biológica, funcionan en forma interconectada puesto que los componentes marinos, litorales y costeros se encuentran estrechamente acoplados por un mismo flujo de energía. En este contexto, la materia de Ecología de poblaciones y comunidades que se imparte en el tercer semestre del plan de estudios de la LMSZC y que pertenece al eje de Biología, ecología y evolución, tiene como objetivo que el estudiante adquiera los conocimientos necesarios que permitan analizar las relaciones de los seres vivos con su medio ambiente y la manera en que estas interacciones determinan entre otras cosas, las adaptaciones morfológicas y fisiológicas, así como la abundancia, distribución y diversidad de los organismos en la naturaleza. Estos conocimientos se adquirirán a través del desarrollo, en el aula de clase, de temáticas teóricas formalizadas con herramientas matemáticas y de modelación y con herramientas metodológicas, mediante el componente práctico, que permita que el conocimiento obtenido en el aula, trascienda mediante el trabajo de campo.

Es así, que las prácticas de este manual están diseñadas para que el estudiante conozca y aplique las herramientas prácticas para realizar, desde la evaluación de los recursos hasta el diagnóstico, la caracterización y descripción de los ecosistemas que le permitan el entendimiento de los procesos biológicos que ahí se llevan a cabo. Con esta base de conocimiento, estarán en posibilidades de desarrollar y proponer estrategias de manejo para los diferentes ambientes de las zonas costeras.





# Introducción

Desde que los seres humanos aparecieron en nuestro planeta hace cientos de miles de años, se comenzaron a acumular conocimientos empíricos sobre los ambientes donde vivían y las relaciones que establecían con los organismos con los que convivían y de los que dependía su vida (Valverde, et al. 2005).

Después de que Darwin publicó “El Origen de las Especies”, el pensamiento evolucionista se integró gradualmente al quehacer de los biólogos de aquella época. Surgió el interés por estudiar a los organismos en su propio medio ambiente y analizar sus relaciones recíprocas, las presiones de selección que producen los cambios evolutivos. En ese momento apareció propiamente la disciplina de la ecología, que fue definida por primera vez por el zoólogo alemán Ernesto Haeckel (1834-1919) en 1886, la llamó *Oecologie* y definió su ámbito de aplicación como el estudio de las relaciones entre los animales y su ambiente (Smith & Smith, 2001).

Actualmente se define a la ecología como la ciencia que estudia las interacciones entre los seres vivos y de ellos con su ambiente abiótico (Begon, et al, 1999). Aunque los naturalistas clásicos habían descrito desde hace mucho tiempo notables casos de interacciones entre varias especies, solo hasta principios del siglo XX se empieza a desarrollar una teoría matemática de las interacciones (Soberón, 1998). Los niveles de organización que abarca la ecología son: el individuo que reaccionan frente al ambiente físico e influyen sobre el mismo, los individuos de la misma especie que forman poblaciones que se pueden describir en términos de abundancia, tasa de crecimiento y distribución por edades, en un nivel posterior, los individuos de estas poblaciones que interactúan entre sí y con los de otras poblaciones para formar una comunidad y finalmente la comunidad y el ambiente físico que constituyen un ecosistema. Así, los ecosistemas son considerados la unidad básica funcional de la ecología, sin embargo, para poder entender su funcionamiento hay que conocer primero cuáles poblaciones estructuran las comunidades y cuáles son los parámetros abióticos que determinan su dinámica (Nahle, 1999).

Los individuos de una especie no viven aislados, interactúan formando grupos (poblaciones), coexisten en el espacio y en el tiempo y pueden reproducirse potencialmente (Smith & Smith, 2001). La delimitación de una población no es tarea sencilla, en la mayoría de los casos no existen límites claros que permita identificar dónde empieza y dónde termina una población. Para llevar a cabo estudios ecológicos con poblaciones se tiene que tener muy claro qué es lo que se quiere saber sobre el sistema que se va a analizar para poder decidir los límites de estudio. Las poblaciones presentan propiedades o características que no presentan los individuos que las componen, lo que define y da unidad a una población es el hecho de que los individuos que la forman comparten un mismo espacio y pueden reproducirse entre ellos. Las propiedades emergentes de la población, que son las características a partir de las cuales los ecólogos estudian a las poblaciones, las describen y las distinguen unas de otras, son:

- **Tamaño**  
Es el número de organismos que componen a una población y es una medida de su abundancia.
- **Densidad**  
Es el número de organismos por unidad de área. Brinda información de que tan cerca se encuentran los organismos unos de otros, lo cual da información sobre la intensidad de sus interacciones ecológicas.
- **Patrón de distribución**  
Es el arreglo espacial de los organismos en una población. En general hay tres patrones de distribución: el agregado, el aleatorio y el uniforme. Obviamente, esto se refiere sólo a los organismos sésiles, que no se mueven y que forman arreglos espaciales más o menos estables.
- **Parámetros demográficos**  
Son los procesos que dan lugar a cambios numéricos en las poblaciones. Hay cuatro parámetros demográficos básicos: tasa de natalidad, tasa de mortalidad, tasa de emigración y tasa de inmigración.
- **Tasa de crecimiento poblacional**  
Como resultado del nacimiento, muertes, emigraciones e inmigraciones, el tamaño de la población cambia con el tiempo. Esas tasas de cambio se conocen como tasa de crecimiento poblacional y es uno de los parámetros más importantes de las poblaciones que los ecólogos intentan conocer.
- **Estructura poblacional**  
Es una descripción de cómo está compuesta la población. Diferencias de edades, tamaños, colores, sexos, etc. (Valverde, et al. 2005)

En la naturaleza los organismos y las poblaciones no existen solos, siempre conforman ensambles de poblaciones que viven juntas en un área o en un hábitat y tiempo

dato (Begon, et al, 1999). Las comunidades biológicas se van ensamblando espontáneamente, primero sobre la matriz inerte del medio físico y después sobre el sustrato construido por las especies y existentes. El resultado final son arreglos de cientos o miles de especies que viven en una misma área: las comunidades (Soberón, 1998). Bajo este esquema, los ecólogos se han formulado nuevas preguntas como: ¿Qué especies forman una comunidad?, ¿Cuántas especies pueden vivir juntas?, ¿por qué parece que algunas son particularmente raras en ciertos sitios? ¿Cómo cambia todo esto con el tiempo? Para dar respuesta a éstas y otras preguntas, los ecólogos reconocen un nivel de organización de mayor complejidad que el poblacional y que corresponde al de las comunidades ecológicas. Una comunidad es un conjunto de poblaciones de numerosas especies que conviven en un sitio donde interactúan de diversas formas, al menos potencialmente (Valverde, et al. 2005). Al igual que los otros niveles de organización que estudia la ecología, las comunidades poseen un conjunto de características exclusivas que definen su estructura física y biológica. Estas características varían tanto en tiempo como en espacio (Smith & Smith, 2001). El conocimiento de las propiedades de una comunidad es importante para describirla, caracterizarla, compararla con otras comunidades y entender su funcionamiento. Las propiedades emergentes más importantes de las comunidades ecológicas son:

- **Riqueza de especies**

Se refiere al número de especies que conforman una comunidad, también se denomina riqueza específica.

- **Composición**

La composición de una comunidad es el conjunto de especies que la forman.

- **Estructura**

Se refiere a la forma en que están organizadas las comunidades. Esta organización se estudia desde distintos puntos de vista. Algunas se caracterizan por su estructura vertical, que es la manera en que se distribuyen los componentes de la comunidad a lo largo del eje vertical (por ejemplo: la profundidad bajo la superficie del agua a la que se encuentran los organismos), o por su estructura horizontal, que se refiere a la manera en que se distribuyen los componentes de la comunidad en el terreno que ocupan, esta caracterización tiene sentido con los organismos sésiles (por ejemplo la flora bentónica de un cuerpo acuático). En su conjunto ambas distribuciones son llamadas estructura espacial.

- **Fisonomía**

Es el aspecto visual de las comunidades. Esta característica suele estudiarse sólo en comunidades vegetales y arrecifes coralinos debido a que se aplica en comunidades sésiles.

- **Diversidad**

Es la variedad de organismos que forman una comunidad. La diversidad tiene dos componentes: riqueza de especies y abundancia.

- **Dominancia y rareza**

Estos atributos se relacionan con la estructura cuantitativa y la diversidad de las comunidades que se mencionaron anteriormente. La dominancia es la proporción de especies que son muy abundantes en la comunidad. Por otro lado, la rareza se refiere a la proporción de especies en una comunidad que son escasas. Las especies raras son muy importantes porque suelen ser la causa de una fracción considerable de la riqueza total de una comunidad.

- **Fenología**

Se refiere al comportamiento estacional de la comunidad en su conjunto, como resultado de los procesos del ciclo de vida de las especies que la componen.

- **Estado sucesional**

Es el grado de desarrollo de una comunidad en el proceso de recuperación después de un disturbio, el cual da lugar a la apertura de nuevas áreas de colonización.

- **Tasa de recambio de especies**

Es la velocidad a la que se lleva a cabo el proceso de pérdida y ganancia de especies. La composición de especies de una comunidad no permanece inalterable, debido a que constantemente se pierden especies de una comunidad (extinción local) pero llegan nuevas todo el tiempo (colonización), ya sea en forma de semillas, esporas, huevos, juveniles o como adultos. (Valverde, et al. 2005)

Un aspecto importante a considerar dentro de las interacciones entre los seres vivos es el concepto de recurso. Una gran parte de la ecología trata del ensamblaje de los recursos inorgánicos por parte de las plantas y del ensamblaje de dichos paquetes en cada una de las sucesivas etapas en la red de interacciones de los consumidores. Los recursos de los organismos vivos son principalmente los materiales de los que están constituidos sus cuerpos, la energía que intervienen en sus actividades y los lugares o espacios en los que desarrollan sus ciclos vitales. Asimismo, los organismos forman parte de los recursos alimentarios: los autótrofos (plantas verdes, fitoplancton y algunas bacterias) asimilan recursos inorgánicos formando paquetes de moléculas orgánicas (proteínas, carbohidratos, etc.). Estos se convierten en recursos de los heterótrofos (descomponedores, parásitos, depredadores), organismos que necesitan los recursos en forma orgánica, rica en energía y toman parte en una cadena de acontecimientos en la que cada consumidor de un recurso se convierte a su vez, en recurso para otro consumidor (Begon, et al, 1999).



# 1

PRÁCTICA

## FITOPLANCTON Y PRODUCTIVIDAD PRIMARIA



# FITOPLANCTON Y PRODUCTIVIDAD PRIMARIA

## Introducción

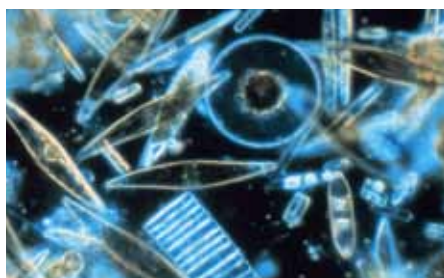
Las comunidades ecológicas se encuentran conectadas a través de los flujos de materia y energía, el flujo de materia es cíclico y el de energía unidireccional. Es a través de estos flujos que convergen las componentes abiótica y biótica del ecosistema y uno de estos puntos de convergencia es la fotosíntesis, una gran variedad de estudios ecológicos tienen como objetivo evaluar, además del número de organismos de una población, la biomasa, producción y productividad de un sistema acuático. Esto permite establecer, hipotéticamente, su potencial trófico, esto es, si un sistema tiene una mayor productividad primaria, deberá ser capaz de mantener un mayor número de niveles tróficos (Begon et al., 1999). El fitoplancton, como productor primario, es el primer eslabón de la cadena trófica y es el conjunto de organismos acuáticos autótrofos del plancton que tiene capacidad fotosintética. Forman parte de éste las microalgas, que actualmente se encuentran clasificados como bacterias (algas verde-azules) o como protistas. De acuerdo a la clasificación de Reynolds et al., (1996), el fitoplancton se clasifica por tallas, picoplancton de  $0.2 - 2 \mu\text{m}$ , nanoplancton de  $2 - 20 \mu\text{m}$ , microplancton de  $20 - 200 \mu\text{m}$  y el mesoplancton de  $200 - 2000 \mu\text{m}$ .

Dentro los grupos más abundantes de fitoplancton, encontramos a las cianobacterias (algas verde-azules) y las diatomeas que son organismos microscópicos con pigmentos amarillos-dorados. También se encuentran los dinoflagelados, responsables de las mareas rojas (Foto 1).

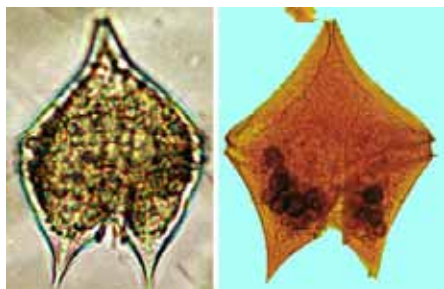
El fitoplancton es uno de los grupos biológicos más importantes, se encuentra en la base de la cadena alimentaria de los ecosistemas acuáticos, ya que sirve de alimento a organismos mayores; es decir realiza la parte principal de la producción primaria en los ambientes acuáticos, sobre todo los marinos. Además, juega un papel relevante en la captura de carbono, al encargarse de fijar el  $\text{CO}_2$  atmosférico. Parte del exceso de  $\text{CO}_2$  que hay en la atmósfera entra en la red trófica del océano gracias al fitoplancton, de tal manera, que al ser este el primer eslabón y considerando que todos los



a



b



c

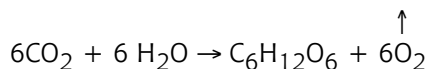
Foto 1.

- a) *Cyanobacteria*  
 b) *Diatomeas*  
 c) *dinoflagelados* vistas a través del microscopio

Prof. Gordon T. Taylor,  
 Stony Brook University corp2365,  
 NOAA Corps Collection, 1983

organismos están compuestos por carbono, la red comienza a funcionar hasta llegar a los organismos más grandes (peces y algunos mamíferos), los que poseen esqueletos y estructuras muy abundantes en carbono, que al morir caen al fondo marino por gravedad. Este  $\text{CO}_2$  queda retenido en las profundidades del océano, en una capa de agua profunda, de manera que se encuentra en disolución manteniendo así el equilibrio de carbono en el océano. Otra pequeña parte se deposita en el sedimento del fondo (Libes, 1992).

La fotosíntesis es un proceso mediante el cual los productores primarios forman su propia materia a partir de luz,  $\text{CO}_2$  y nutrientes. Como resultado de este proceso, liberan cantidades proporcionales de oxígeno al medio, este proceso puede esquematizarse de la siguiente manera:



El dióxido de carbono que utilizan los productores es tomado del medio ambiente, puede afirmarse que de cada tres moléculas de  $\text{CO}_2$ , dos son utilizadas para la fotosíntesis y una precipita como  $\text{CaCO}_3$  (Cole, 1988).

En los cuerpos acuáticos, la luz es el principal limitante para la fotosíntesis, ésta se va atenuando conforme desciende en la columna de agua, de acuerdo a la razón P/R (producción P - respiración R) y se pueden distinguir tres zonas: la primera donde  $P > R$  ( $P/R > 1$ ), se conoce como zona eufótica, la zona de compensación es donde  $P = R$  ( $P/R = 1$ ) y la zona afótica donde  $P < R$  ( $P/R < 1$ ). La fotosíntesis tiene su mejor desarrollo en la zona eufótica, en donde la penetración



de luz es más intensa. Sin embargo, un exceso de luz puede resultar poco conveniente (Ryther, 1956), ya que al aumentar la intensidad luminosa se llega a un punto en el cual existe una inhibición de la fotosíntesis; esta intensidad umbral se localiza hacia los  $185.19 \mu\text{mol. m}^{-2}\text{.seg}$  (estas unidades son de Radiación Fotosintéticamente Activa, PAR por sus siglas en inglés), intensidad fácilmente rebasada en un día soleado, por lo que se infiere que la mayor fotosíntesis se realiza al amanecer y al atardecer.

Después de la luz, los nutrientes son los principales agentes responsables de la productividad primaria, en los lagos el nutriente limitante es principalmente el fósforo y en el mar el nitrógeno. En zonas costeras o estuarios prácticamente no existe limitante debido al constante acarreo de los ríos y la gran cantidad de biomasa presente, esto aunado a la velocidad de los procesos de regeneración de los mismos (Contreras, 1991).

### **Cuantificación de la productividad**

La productividad primaria consta de tres elementos:

- Productividad bruta (PB).
- Productividad neta (PN).
- Respiración (R).

De donde  $PB = PN + R$ , PN es la productividad que se exporta a los siguientes niveles tróficos y R es la energía que utilizan los propios productores primarios para sus procesos metabólicos.

## Unidad Temática

# Ecología: recursos y requerimientos

### Objetivo General

Determinar mediante dos técnicas de laboratorio la productividad primaria en un ecosistema costero e identificar la importancia de los productores primarios en la red trófica de estas zonas.

### Materiales y Métodos

#### Método de la botella clara y oscura

La productividad primaria se puede medir mediante la cuantificación de la cantidad de oxígeno producido por el fitoplancton en un tiempo conocido.

En cuerpos acuáticos, los productores primarios así como los consumidores primarios o herbívoros se encuentran en la zona planctónica, gracias a esta condición se pueden estimar la tasa de carbono fotosintético fijado (productividad primaria) y la tasa respiratoria por medio de mediciones de la capacidad de producción y consumo de oxígeno en un volumen conocido de agua por medio del método de la botella clara y oscura o por métodos más directos como la cuantificación diurna y nocturna de las concentraciones de oxígeno y dióxido de carbono.

#### Materiales y Equipos

- Botella Van Dorn de 3 L
- Botellas DBO
- Boya
- Oxímetro
- Estufa
- Balanza analítica
- Matraces Erlenmeyer de 25 ml
- Bureta
- Soporte y pinzas para bureta
- Pipeta de volumen variable de 1 a 10 ml
- Vasos de precipitados de 200 ml
- Reactivos

## Reactivos

### Solución de Sulfato Manganoso

Disolver 48 g de sulfato manganoso ( $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ ) ó 40 g de sulfato manganoso dihidratado o 36.5 g de sulfato manganoso monohidratado en agua destilada y llevar a 100 ml. Guardar en frasco de plástico.

### Disolución estándar de yoduro alcalino

Disolver 50 g de hidróxido de sodio (NaOH) en 50 ml de agua destilada y 30 g de yoduro de potasio (KI) en 45 ml de agua destilada, mezclar las dos soluciones. Guardar en frasco oscuro.

### Solución de almidón

Disolver 0.2 g de almidón soluble en 30-40 ml de agua destilada, agregar hidróxido de sodio al 20% hasta que la solución sea clara, dejar reposando 1 ó 2 hrs. Agregar ácido clorhídrico hasta que la disolución tenga reacción ácida con el papel tornasol, agregar 0.2 ml de ácido acético glacial y diluir a 100 ml con agua destilada.

### Ácido sulfúrico concentrado

Solución de tiosulfato de sodio (0.01 N): disolver 1.45 g de tiosulfato de sodio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ ) y 0.05 de carbonato de sodio  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  en 500 ml de agua destilada. Agregar una gota de bisulfuro de carbono como conservador.

### Disolución de Yodato de Potasio (0.001 N)

Secar el yodato de potasio a  $105^\circ\text{C}$  por una hora. Enfriar y pesar con la mayor exactitud 0.1784 g y disolver en 300 ml de agua calentando ligeramente si es necesario. Enfriar y llevar a 500 ml de disolución.

## Procedimiento

Las muestras de agua serán extraídas con una botella Van Dorn de 3 L y se verterán en botellas DBO (botellas que se utilizan para analizar la demanda bioquímica de oxígeno) de volúmenes conocidos (300 ml), ya que de esta forma cada submuestra contiene cantidades proporcionalmente iguales de zooplancton y fitoplancton del hábitat. Para mayor confiabilidad en los análisis se tomarán muestras en varios sitios y a diferentes profundidades.

Se tomarán tres muestras de cada sitio, de las cuales la primera es para medir la cantidad de oxígeno inicial y las otras dos serán incubadas (se mantendrán dentro del cuerpo acuático en las condiciones a las que fue tomada la muestra, las botellas DBO se cierran herméticamente ya que cuentan con un tapón esmerilado). Es importante mencionar que una de las dos botellas que se dejarán en cada sitio deberá ser cubierta de tal manera que no incida la luz, para ello es necesario pintarla de negro, cubrirla

con una bolsa negra, con papel aluminio o cinta de aislar. Las botellas se dejarán durante un tiempo conocido, contabilizado desde el momento que se introducen al agua. Se recomienda que para sistemas oligotróficos (poco productivos) el tiempo mínimo sea de 6 horas y en sistemas eutróficos (muy productivos) de 4 horas. El periodo de tiempo no debe exceder las 24 horas ya que tiempos más largos tienden a invalidar los resultados, debido a que al permanecer más de un día puede haber errores causados por el prolongado confinamiento de muestras con alto contenido de materiales en suspensión y disueltos debido al desarrollo de bacterias e inhibición del progreso fotosintético por los altos niveles del oxígeno generado. Para medir la concentración de oxígeno se puede utilizar un oxímetro o hacer la determinación por el método de Winkler. Por medio de éste método se cuantifica la concentración de oxígeno de manera indirecta a través de iodo, el cual desplaza al oxígeno proporcionalmente, mediante la adición de sulfato manganoso y un álcali de yoduro de sodio, fijado con ácido sulfúrico al 0.05 N. El contenido de yodo es equivalente al de oxígeno disuelto encontrado originalmente en la muestra y es titulado posteriormente con una disolución de tiosulfato de sodio utilizando almidón como indicador. De este modo se estima indirectamente la concentración de oxígeno disuelto, la cual debe ser expresada en mg/L. Los pasos son los siguientes:

- a) A la muestra de agua en la botella DBO, se le agrega 1 mL de sulfato de manganoso.
- b) Enseguida agregar 1 mL de yoduro alcalino (yoduro de potasio).
- c) Se formará un precipitado color café en presencia de oxígeno. Ante la ausencia de oxígeno el precipitado sería blanco. Una vez formado el precipitado tapar la botella y agitarla vigorosamente durante 30 segundos.
- d) Dejar sedimentar el precipitado, adicionar 1 mL de ácido sulfúrico concentrado y agitar hasta la total disolución del precipitado.
- e) Tomar una alícuota de 10 mL y colocarla en un matraz erlenmeyer. Titular con la disolución valorada de tiosulfato de sodio hasta obtener un color amarillo pálido. Agregar 10 gotas del indicador de almidón y continuar la titulación hasta la desaparición del color azul. Hacer la titulación por triplicado.
- f) Anotar el volumen gastado en la titulación.

La cantidad de oxígeno disuelto se calcula con la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido de O}_2 \text{ en mg/L} = (V_1)(N_1) * \left[ \frac{(5.6)(1000)}{\left(\frac{300-2}{300}\right)(10)} \right] * \text{Densidad de O}_2$$

$$\text{Densidad de } O_2 = \frac{PM_{O_2}}{1 \text{ mol de gas}} = \frac{32 \text{ g/mol}}{22.4 \text{ L/mol}}$$

a temp y presión cte

V1 = Volumen de Tiosulfato de sodio consumido

N1 = Normalidad del Tiosulfato de sodio

Nota: 1 meq  $Na_2S_2O_3 = 5.6 \text{ mL de } O_2$

La tasa de respiración (R) en términos de consumo es calculada como:

$$R = (B_i - B_o) / \Delta_t$$

Donde:

$B_i$  = Concentración inicial de  $O_2$  (en mg/L)

$B_o$  = Concentración final de  $O_2$  en la botella oscura (en mg/L)

$\Delta_t$  = Periodo de tiempo en el cual se lleva a cabo la respiración (tiempo de incubación).

Si  $\Delta_t$  es medido en días, entonces R se expresará en mg  $O_2$ /L/día; si se expresa en horas, entonces R se representa como mg  $O_2$ /L/hora. La respiración y producción también se pueden expresar en metros cúbicos de agua, en lugar de litros. Sabiendo que un metro cúbico tiene 1000 litros, deberá multiplicarse por 1000 el resultado y se obtendrán valores en metros cúbicos ( $m^3$ ).

La productividad fotosintética o bruta de oxígeno PB, en mg  $O_2$ /L/día, es:

$$PB = (B_c - B_o) / \Delta_t$$

Donde:

$B_c$  = Concentración final de oxígeno en la botella clara

$B_o$  = Concentración final de  $O_2$  en la botella oscura

$\Delta_t$  = Periodo de tiempo en el cual se lleva a cabo la respiración.

La productividad neta de oxígeno (PN) expresada en mg  $O_2$ /litro/día u hora es:

$$PN = (B_c - B_i) / \Delta_t \quad (\text{Gaarder y Gran, 1927})$$

O bien:

$$PN = PB - R$$

Si las muestras de agua fueron obtenidas en diferentes sitios y profundidades de un cuerpo acuático, entonces el promedio de varios valores de R, PB y PN expresará tasas promedio de respiración, productividad bruta y productividad neta.

Para el cálculo de la productividad primaria en términos de biomasa, las fórmulas generales son:

$$PB = \frac{(B_c - B_o)}{\Delta_t} \times \frac{0.375}{1.2} \times 1000$$

$$PN = \frac{(B_c - B_i)}{\Delta_t} \times \frac{0.375}{1.2} \times 1000$$

$$R = PB - PN$$

Se expresan en mg/C/m<sup>3</sup>/hr

### Consideraciones a la técnica

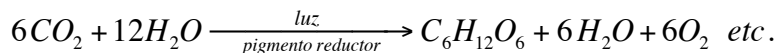
1) El procedimiento de la botella clara y oscura asume que las tasas de respiración dentro de ella son las mismas, pero esto no siempre resulta verdadero. Además se acepta que las tasas de producción en un frasco cerrado son las mismas que en el medio ambiente natural. Así que este método mide solo una parte de la respiración y de la productividad de la comunidad total; e ignora a las algas fijas, tanto como a las macrofitas, bentos y necton.

2) Una fuente común de error consiste en el hecho de que en algunas ocasiones el valor de la productividad bruta resulta negativa; esto se debe a una elevada concentración de oxígeno en la botella oscura. Las causas principales de este error son: el producto de la inhibición fotosintética, de la respiración bacteriana y de la inercia fotosintética que se da en ambos recipientes.

3) El tiempo de incubación puede variar de acuerdo al origen de la muestra, es decir en sistemas oligotróficos (poco productivos) el tiempo mínimo sea de 6 horas y en sistemas eutróficos (muy productivos) de 4 horas.

### Método de extracción y cuantificación de clorofila $\alpha$

La productividad fitoplanctónica representa la mayor síntesis de la materia orgánica de los sistemas acuáticos, la cual puede ser simplificada en la ecuación universalmente conocida como:



La fotosíntesis es la función metabólica mediante la cual se obtiene el carbono celular por reducción del  $\text{CO}_2$  y en donde el agua actúa como reductor inorgánico. El agua a su vez es oxidada por el oxígeno, así, la mayoría de las algas son fotoautotróficas obligadas, pues requieren energía luminosa para efectuar estas transformaciones y un pigmento apropiado que actúe de receptor.

Dicho pigmento es la clorofila, la cual es una molécula que contiene una porfirina y un fitol. El núcleo porfirídico polar (soluble en agua) está formado por un anillo tetrapirrólico y un átomo de magnesio. La clorofila  $\alpha$  es el pigmento fotosintético primario de todos los organismos fotosintetizadores que desprenden oxígeno y está presente en todas las algas. La clorofila  $\beta$  funciona como un acumulador de luz que transfiere la energía luminosa absorbida a la clorofila  $\alpha$  para la quimiosíntesis primaria. La clorofila  $c$  tiene la misma función que la clorofila  $\beta$ , pero en el fitoplancton formado por heterokontophyta del fotosistema II.

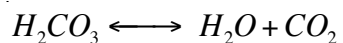
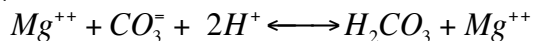
### Materiales y equipos

- Botella Van Dorn de 3 L
- Filtros de celulosa o derivados de celulosa (membranas) cuya amplitud de poro sea entre 0.45 y 0.65  $\mu\text{m}$  (con esta abertura de poro será posible obtener todos los componentes del fitoplancton, desde el picoplancton hasta en mesoplancton).
- Equipo de filtración.
- Pinzas, papel aluminio.
- Gel de sílice (6-16 mallas).
- Tubos de centrífuga graduados (se recomienda usar de plástico).
- Centrífuga.
- Pipetas Pasteur.

### Reactivos

#### Carbonato de magnesio en suspensión al 1 %

Se pesa 1 g de carbonato de magnesio en polvo y se disuelve en 100 ml de agua destilada almacenándose para su uso posterior. Esta solución deberá agitarse fuertemente antes de usarse. El empleo de  $\text{MgCO}_3$  se recomienda ya que evita la acidificación de la muestra a través la siguiente reacción:



Además de retardar la formación de feofitina ayuda a un mejor filtrado y facilita la centrifugación.

### Acetona al 90%

Deberá usarse acetona grado espectrofotométrico; una vez preparada deberá guardarse en un frasco de polietileno. Existen otros solventes como el metanol pero se recomienda el uso de acetona debido a las siguientes características: la clorofila es más estable en ella que en otro solvente, la banda de absorción en el rojo es más conspicua y el coeficiente de extinción más alto.

### Procedimiento

- a) Las muestras serán tomadas con una botella Van Dorn de 3 L.
  - b) El volumen de la muestra dependerá del cuerpo acuático muestreado, de 4.5 a 5 L para agua marina y sólo 0.050 L para aguas estuarinas.
  - c) El agua se filtra a través de un filtro de membrana Millipore (0.45  $\mu\text{m}$ ). Antes de iniciar el filtrado se añaden unas gotas de solución de  $\text{MgCO}_3$ , debido a que la sal afecta la solubilidad de los filtros (para aguas interiores no es necesario), estos deberán ser desecados tan rápido como sea posible después del filtrado.
  - d) Doblar el filtro hacia adentro con pinzas y colocarlo en papel aluminio en un recipiente que contenga gel de sílice. Posteriormente serán congelados y podrán conservarse hasta un mes, aunque es preferible hacer la medición lo más pronto posible.
  - e) Para la extracción, colocar el filtro en un tubo de centrifuga, añadir 2 a 3 ml de acetona al 90%, macerar el filtro y completar el volumen de acetona a 10 ml.
  - f) Dejar los tubos en la oscuridad durante 24 horas a temperatura ambiente.
  - g) Posteriormente centrifugar durante 10 minutos a 4000 rpm.
  - h) Extraer el sobrenadante con una pipeta Pasteur y colocarlo en una celda para llevar a cabo su lectura en el espectrofotómetro.
  - i) Las longitudes de onda a las cuales deberá ser leída la muestra son: 665, 645 y 630 nm, que son las máximas absorbancias para la clorofila  $\alpha$ ,  $\beta$  y  $c$ , respectivamente y 750 nm para correcciones por error de turbidez en las celdas. Si se desea aplicar el índice de Margalef ( $D_{430/665}$ ), se deberá leer también a 430 nm, que es la absorbancia de los pigmentos amarillos.
- Estas lecturas se llevarán a cabo contra un blanco de acetona al 90%, la misma que se utilizó para la extracción.

### Datos y cálculos

Restar la extinción a 750 nm de las extinciones a 665, 645 y 630 nm (en su caso también a la de 430 nm); la concentración para cada clorofila en  $\mu\text{g/L}$  ( $=\text{mg/m}^3$ ) se obtendrá a partir de las siguientes ecuaciones (SCOR/UNESCO, 1980).



$$\text{Clorofila } \alpha = 11.64 E665 - 2.16 E645 + 0.10 E630$$

$$\text{Clorofila } \beta = 20.97 E645 - 3.94 E665 - 3.66 E630$$

$$\text{Clorofila } c = 54.22 E630 - 14.81 E645 - 5.53 E663$$

Los valores obtenidos se multiplican por el volumen de la extracción en mililitros (10 mL) y se dividen por el volumen de la muestra de agua en litros.

### Consideraciones a la técnica

- Cuando la cantidad de clorofila  $\alpha$  esperada sea mayor a 10 mg deberá efectuarse una segunda extracción.
- Una centrifugación rotatoria da mayor separación que la angular.
- Si hay turbidez tratar de aclarar utilizando un poco de acetona al 100%, o agua destilada, o bien volver a centrifugar.
- Si la lectura a 750 es mayor que 0.080 reduzca la turbidez de la misma manera que en el punto anterior.
- El coeficiente  $D_{430/665}$  (índice de Margalef) es una relación entre los pigmentos verdes y los amarillos, de manera que si el valor obtenido es alto indicará que se trata de una población vieja y viceversa.

### Preguntas para guiar la discusión

- ¿En qué se diferencian la productividad primaria bruta y la neta? ¿Cómo se puede medir la diferencia?
- ¿Qué factores regulan la productividad primaria en los ecosistemas acuáticos? ¿Cómo afectan a la distribución global de la producción primaria?
- ¿Cómo se desplazan el carbono y la energía a través de los ecosistemas?
- Explique por qué la luz tiende a ser un factor más limitante en los ecosistemas costeros o de agua dulce que en los de mar abierto.
- Explique el concepto de nutriente limitante. ¿Cómo diseñaría un experimento dirigido a determinar qué nutriente es limitante en un sistema dado?
- ¿Por qué es el fitoplancton mucho más productivo (desde el punto de vista de la biomasa) que las plantas terrestres? Dé una medida aproximada de la contribución del fitoplancton y de las plantas terrestres a la productividad global primaria.

## Bibliografía

1. Begon, M., Harper, J. L. y Townsend, C. R., 1990. Ecology: Individuals, Populations and Communities. Blackwell Scientific Publications, Oxford.
2. Cole, G. A., 1988. Manual de Limnología. Ed. Hemisferio Sur S. A., Montevideo. 386 pp.
3. Contreras, E. F., 1991. Clasificación trófica de lagunas costeras, Ciencia: 42:227-231.
4. Libes, S., 1992. An introduction to marine biogeochemistry. John Wiley & Sons
5. Reynolds, C. S.; Huszar, V.; Kruk, C.; Naselli-Flores, L. y Melo, S., 2002. Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton. Journal of Plankton Research 24: 417-428.
6. Ryther, J. H., 1956. Photosynthesis in the ocean as a function of light intensity. Limnol. Oceanogr. 1:61-70.
7. SCOR-UNESCO, 1980. Determination of chlorophyll in seawater. Unesco technical papers in marine science, No. 35.



# 2

PRÁCTICA

**BALANCE  
ENERGÉTICO EN  
PECES.  
LA IMPORTANCIA  
DE LA DIETA EN  
LOS PROCESOS  
METABÓLICOS.**



# BALANCE ENERGÉTICO EN PECES. LA IMPORTANCIA DE LA DIETA EN LOS PROCESOS METABÓLICOS.

## Introducción

La alimentación es el proceso mediante el cual un organismo heterótrofo adquiere la materia que contiene la energía y los nutrientes necesarios para realizar todas las funciones metabólicas, incluyendo el crecimiento y la reproducción (Wetzel, 2001). La forma en la que se reparte la energía para que los principales procesos fisiológicos se efectúen constituye el balance energético individual. La energía obtenida de la ingestión de los alimentos se dirige en primer lugar a mantener los procesos básicos y necesarios para la vida. El resto (comúnmente llamado *energía de reserva*), se canaliza para que se puedan llevar a cabo otros procesos no fundamentales como el crecimiento tanto somático como reproductivo y para que se realicen distintas actividades (locomoción y conducta). La cantidad de energía disponible para cada proceso depende de un gran número de factores. Entre ellos están las diferentes conductas alimentarias (diurnas o nocturnas), los diferentes tipos de dieta (herbívoros o carnívoros) que pueden resumirse en la estrategia que cada individuo utiliza para conseguir el alimento.

En los ecosistemas acuáticos, los peces son un componente importante de las redes tróficas debido a que ocupan virtualmente todos los nichos tróficos posibles (a excepción del primer eslabón), por lo que actúan como conductores de materia y energía a través del ecosistema. Los estudios ecológicos en peces, particularmente aquellos dirigidos al conocimiento de la ecología trófica (tipos de presas consumidas, amplitud de la dieta e importancia nutricional de cada componente) son útiles para determinar el papel funcional de este diverso grupo de organismos en un ecosistema (Cruz-Escalona et al. 2000).

Arrington et al. (2002) analizan la manera en la que el balance energético se modifica dados los diferentes modos de alimentación de los peces para cual agruparon a los peces en cuatro categorías: piscívoros, omnívoros, invertívoros y algívoros–detritívoros. Examinaron la relación entre el estado trófico (definido como el conjunto de presas de las que se alimenta el pez) y el número de peces que suelen encontrarse con los estómagos vacíos. Estos autores utilizaron la proporción de organismos con estó-

magos vacíos, en relación al total de los organismos analizados, como un “índice instantáneo de balance energético”. De esta manera fue posible conocer qué fracción de una población se encuentra alternando estados de hambruna y saciedad (aquella que tenga una gran proporción de estómagos vacíos) en contraste con las que mantienen un balance positivo de energía con mayor frecuencia (aquella en la que se presenta una proporción pequeña de estómagos vacíos).

En el mismo trabajo, Arrington et al. (2002) recabaron información sobre la forma de reproducción de los peces y encontraron que un gran número de especies piscívoras proporcionan cuidados parentales a sus crías. Dado que esta actividad es muy costosa en términos energéticos y, además, reduce la cantidad de alimento que puede ser consumido durante este período en el cual se realiza esta tarea, puede concluirse que los organismos que son capaces de almacenar la energía de reserva principalmente en forma de lípidos serán capaces de tolerar los altos costos asociados con la reproducción o con períodos de estrés.

## Unidad Temática

# Ecología. Balance de masa y energía de un individuo.

### Objetivo General

Utilizando los datos del trabajo de Arrington et al. (2002), el alumno evaluará la importancia que tienen las diferentes estrategias de alimentación en el balance energético de un individuo y la relación que guardan con las historias de vida que tienen.

### Materiales y Métodos

#### Procedimiento

Se leerá y discutirá en clase el trabajo de Arrington et al. (2002). Se elaborará una base de datos en Excel que permita definir numérica y gráficamente cada categoría trófica en función del porcentaje de estómagos vacíos.

#### Preguntas para guiar la discusión

1. ¿Cuál de las cuatro estrategias alimenticias será la más costosa en términos de energía utilizada por los peces? ¿Cuál es la menos costosa? Discuta y argumente.
2. ¿Cuál de las cuatro estrategias alimenticias será la más adecuada para que los peces puedan almacenar lípidos de reserva? ¿cuáles son las ventajas/desventajas de un pez algívoro o detritívoro en comparación con un pez piscívoro? ¿por qué existen diferencias entre los peces invertívoros y piscívoros si los dos son carnívoros? Explique.
3. Arrington et al. (2002) concluyen que "...nuestros resultados muestran una influencia potencial de las estrategias de alimentación y de balance de energía en la evolución de las historias de vida." Explique.
4. ¿Qué ventajas tendrá para los peces el que sean capaces de efectuar cuidados parentales de su progenie? Discuta.

## Bibliografía

1. Arrington, D. A., Winemiller, K. O., Loftus, W. F. y Akin, S., 2002. "How often do fishes 'run on empty'? Ecology 83(8): 2145-2151
2. Cruz-Escalona, V.H., Abitia-Cárdenas, L.A., Campos-Dávila, L. y Galván-Magaña, F., 2000. Trophic interrelations of the three most abundant fish species from laguna San Ignacio, Baja California Sur, Mexico. Bulletin of Marine Science 66(2): 361-373.
3. Gerking, S., 1994. Feeding ecology of fish. Academic Press. U.S.A. 416 p.
4. Jobling, M., 1994. Fish Bioenergetics. Chapman & Hall. U.S.A. 309 p.
5. Wotton, R., 1990. Ecology of teleost fishes. Chapman & Hall. U.S.A. 404 p.
6. Wetzel, R., G. 2001. Limnology: Lake and river ecosystems. 3a edición. Academic Press. U.S.A. 1006 p.



## Hoja de trabajo

A continuación se presentan las hojas de trabajo que deberán crearse en una hoja de cálculo (Excel) utilizando la base de datos del trabajo de Arrington et al. (2002).

Conducta alimentaria	Categoría trófica
Diurna	Algívoro/detrítivo
Nocturna	Invertívoro
	Omnívoro
	Piscívoro

Especie	Número de individuos analizados	Conducta alimenticia	Categoría trófica	Porcentaje de estómagos vacíos de la especie analizada
1				
2				
3				
4				
5				
.				
.				
.				
N				

Categoría trófica	Porcentaje de estómagos vacíos de la categoría trófica	Desviación estándar	Error estándar
Algívoro/detrítivo			
Invertívoro			
Omnívoro			
Piscívoro			





# 3

PRÁCTICA

## TASA DE CRECIMIENTO DEL ROTÍFERO

*Brachionus  
plicatilis*



# TASA DE CRECIMIENTO DEL ROTÍFERO *Brachionus plicatilis*

## Introducción

Los rotíferos pertenecen al Phylum Rotifera, Clase Rotatoria, Orden Monogonta y Familia Brachionoidea, hay alrededor de 1500 especies. Son organismos de distribución cosmopolita, habitan en agua dulce y marina, predominan en agua dulce y muy pocas especies se encuentran en aguas marinas. Son solitarios de nado libre. Son organismos filtradores muy pequeños que miden entre 50 a 400  $\mu\text{m}$ . Su cuerpo es transparente y presentan coloración según su alimentación. Su morfología consta de una parte anterior que está compuesta por una **corona** de cilios que rodea la boca, cuyo movimiento origina corrientes que acarrear a los microorganismos de los que se nutre. Esta estructura también sirve como órgano de propulsión natatorio. Asimismo, tienen un **tronco** y un **pie** que hacen la función reptante (Barnes, 1994).

El rotífero *Brachionus plicatilis* es una especie que no selecciona su alimento (polí-fago), es un filtro-alimentador, que puede consumir microalgas: Cianoficeas, Chloroficeas, Pheoficeas, etc., bacterias y levaduras (Hirayama, 1973). Pejler (1983) señala que no se incluye en su dieta las Familias Cryptomonas y Chrysophytas. Pueden ingerir partículas de 12–15  $\mu\text{m}$  en tamaño (Hirayama, 1978). Existen diferentes trabajos que reportan tasas de ingestión de: 0.14 $\mu\text{m}/\text{min}$  de *Chlamidomonas*, 0.034 $\mu\text{m}/\text{min}$  de *Olisthodiscus*, 0.1 $\mu\text{m}/\text{min}$  de *Chlorella*, 0.025 $\mu\text{m}/\text{min}$  de *Dunaliella* (Hirayama et al., 1972).

El ciclo de vida es dependiente de las condiciones ambientales e involucra una alternancia en la reproducción sexual y asexual. Normalmente la reproducción de *B. plicatilis* es partenogenética, pero también existe la reproducción sexual la cual se da bajo condiciones particulares. Su esperanza de vida es de 3 - 4 días. En 0,5 - 1,5 días son adultos, la hembra puede reproducirse cada 4 horas. Se estima que la hembra puede reproducirse 10 veces antes de morir (Lavens y Sorgeloos, 1996).

Uno de los factores limitantes para el desarrollo larvario de peces, crustáceos y moluscos en cautiverio es la obtención y producción alimento vivo (fitoplancton y zooplancton) que es esencial para cubrir los requerimientos nutricionales de las especies de

cultivo, mediante un esquema de producción que resulte costeables. En la actualidad la investigación orientada hacia los microorganismos como fuente de alimentación está en pleno desarrollo. En países como Japón, donde se practica con éxito la maricultura, los cultivos masivos de microalgas, rotíferos, copépodos y cladóceros son la base de la producción comercial.

Los rotíferos son organismos con muchas ventajas para la acuicultura, dentro de las cuales destacan principalmente su alta tasa de reproducción, su tamaño y su movimiento de nado lento. Dado que es un organismo que se distribuye a lo largo de toda la columna de agua, resulta una presa fácil para muchas especies.

A pesar de ser un organismo bastante noble para ser cultivado a gran escala, tiene muchos factores limitantes para lograrlo, entre ellos destaca la alimentación, la densidad de la población, la temperatura, el oxígeno disuelto, la salinidad, entre otros.

## Unidad Temática

# Poblaciones. Introducción a la modelación

### Objetivo General

Determinar la tasa de crecimiento de *Braquionus plicatilis* con diferentes densidades de siembra y alimentados con dos tipos de microalgas.

### Materiales y Métodos

#### Materiales

- 18 matraces de 1 L
- 18 varillas de plástico para aireación
- 18 tapones de algodón con gasa
- 2 jarras de plástico de 5 L
- 6 probetas de 100 mL
- 3 embudos de plástico chicos
- 6 Cámaras de conteo de zooplancton
- 6 estereoscopios (microscopio)
- 6 pipetas graduadas de 0.5 mL
- 1 Micropipeta de 1 mL
- 100 tubos eppendorf de 2 mL
- 1 frasco de solución de lugol
- 6 Contadores

#### Material vivo

- 10 L Cultivo de microalgas verdes *Tetraselmis chuii*
- 10 L Cultivo de microalgas verdes *Nannochloropsis oculata*
- 1 millón de rotíferos vivos

### Diseño Experimental

#### VARIABLES CONTROLADAS

Densidad de siembra (5, 50, 100 rotíferos/mL) y alimento, un cultivo de microalgas en fase estacionaria (*Tetraselmis chuii* y *Nannochloropsis oculata*).

Tabla 1  
Diseño experimental para la evaluación de la tasa de crecimiento de *Braquionus plicatilis*

Alimento	Densidad de siembra (Rotíferos/ml)				
	5 (C)		50 (D)		100 (E)
Tetraselmis chuii (A)	AC		AD		AE
Nannochloropsis oculata (B)	BC		BD		BE

*A y B son el tipo de alimento y C, D, E refieren a la densidad de siembra. Cada condición experimental tiene tres repeticiones, haciendo un total de 18 tratamientos*



Figura. 1.- Dispositivo experimental

### Procedimiento

Para cada condición experimental (Densidad de siembra-alimento) se tendrán tres repeticiones, dando un total de 18 matraces experimentales. Los matraces estarán numerados del 1 al 18 y cada matraz tendrá la etiqueta del tratamiento que aleatoriamente se le asignó. Asimismo, los matraces serán colocados de forma aleatoria en la mesa de trabajo.



Se formarán equipos de 3 alumnos, a cada equipo se le asignará una condición experimental con sus respectivas repeticiones, teniendo a su cargo un total de 3 matraces de 1L.

Cada matraz será llenado con el cultivo de microalgas hasta 900 mL mediante un embudo, (según la especie de microalgas que les haya tocado), se le colocará una varilla de aireación con manguera y se tatará con una bola de algodón.

Por otra parte, de la cubeta donde se encontrarán los rotíferos concentrados se tomará el volumen correspondiente que asegure la cantidad de rotíferos totales que se necesitan sembrar por matraz para cumplir con las condiciones experimentales. Para esto se necesita tener una varilla de aireación con manguera conectada al aire para homogenizar muy bien la cubeta y tomar la muestra de rotíferos. Esto se realizará cada vez que se necesite una muestra de rotíferos.

Una vez que se tenga el volumen para cada matraz se verterá en los matraces correspondientes y si es necesario se aforará con cultivo de microalgas hasta llegar a los 1000 mL, se tatarán con la bola de algodón, se conectará la manguera al aire y se modulará el aire para tener un burbujeo moderado. En este momento da inicio el día 1 del cultivo.

Todos los días se tomarán 6 muestras de 0.5 mL de cada matraz mediante una micropipeta de 1 mL. Cada muestra se colocará en un tubo Eppendorf. Para tomar la muestra se debe homogenizar con la misma varilla de aireación del matraz (teniendo en cuenta que por cada muestra tomada se debe homogenizar).

Una vez que se tengan las 6 muestras de cada matraz, se revisará al microscopio una muestra viva, para determinar el estado de los organismos considerando: si están vivos todos y si su nado es bueno. A las otras 5 muestras se les pondrá una gota de fijador Lugol y se esperarán 2 minutos para después contar al microscopio cada una de las muestras con la ayuda del contador, siguiendo este procedimiento:

1. Colocar las 6 muestras espaciadas entre ellas en una cámara de conteo para zooplancton, o cámara de Bogorov y observar la muestra viva, anotando cualquier observación propia.
2. Contar los rotíferos de las muestras fijas, anotando el número de rotíferos por muestra y también el número de hembras con huevos.

Así será posible construir una tabla que contenga el número total de individuos por muestra y el número de hembras con huevos de esa misma muestra. Es necesario calcular el promedio de las 5 muestras y transformar el dato a organismos por cada mililitro. Por otro lado, calcular el porcentaje de las hembras con huevo en relación con el número total de rotíferos por muestra.

Este procedimiento se realizará todos los días por un periodo de dos semanas.

### **Datos y cálculos**

1. Llenar la hoja de laboratorio con los datos de la condición experimental, en la que se incluya: Fecha, día de cultivo, sumatoria de rotíferos por muestra, promedio de cada muestra, rotíferos/ml, número de hembras con huevo, porcentaje de hembras con huevo.
2. Realizar una gráfica donde se incluyan los datos de los 3 matraces de su condición experimental.
3. Realizar tabla y gráfico incluyendo los datos de todos los equipos (para abarcar todas las condiciones experimentales considerando las otras dos densidades diferentes pero con el mismo alimento).
4. Realizar una gráfica comparativa con todos los datos de los demás equipos.

### **Preguntas para guiar la discusión**

1. Hacer una discusión particular de cada condición experimental y una comparativa global considerando todos los datos de los equipos.
2. Integrar a la discusión los posibles factores físico-químicos o de otro tipo que pudieron afectar el crecimiento de su población

## Bibliografía

3. Barnes, R. y Ruppert, E., 1994. Invertebrate Zoology. Saunders College Publishing. USA. 1056 pp.
4. Hirata, H. y Mori, Y., 1963. Mass culture of marine rotifer *Brachionus plicatilis* fed the bread yeast. *Saibai-gyogyo*, 5:36–40.
5. Hirayama, K., Watanabe, T. y Kusano, T., 1973. Fundamental studies on physiology of rotifer for mass culture III. Influence of phytoplankton density on population growth. *Bull. Japan. Soc. Sci. Fish.*, 39 (11):1123–1127.
6. Pejler, B., Starkweather, R. y Nogrady, T., 1983. Biology of rotifers. Proc. of the Third International Rotifer Symposium. Reprinted in *Hydrobiology*, Vol. 14.
7. Ruttner-Kolisko, A., 1974. Plankton rotifers. Biology and taxonomy. Biological Station Lunz of the Austrian Academy of Science. E. Schweizebart sche verlagsbuch handlung, p. 62–69.
8. Cabrera, T., Rosas J., Velásquez A. y Millán, J., 2002. Cultivo de Copépodos en Venezuela, Escuela de Ciencias Aplicadas del Mar, Universidad de Oriente, Venezuela. [http://www.panoramaacuicola.net/noticia.php?art\\_clave=70](http://www.panoramaacuicola.net/noticia.php?art_clave=70)
9. Lavens, P. y Sorgeloos, P., 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture Technical paper. University of Gent.
10. Reartes, J.L., 1995. El Pejerrey (*Odontheosectes bonariensis*): Métodos de cría y cultivo masivo. COPESCAL Documento Ocasional. No. 9. Roma. 35p.
11. Korstad, J., Neyts, A., Danielsen, T., Overrein, I. y Olsen, Y., 1995. Use of swimming speed and egg ratio as predictors of the status of rotifer cultures in aquaculture. *Hydrobiologia*. 313/314: 395-398.
12. Snell, T.W., Childress, M. J., Boyer, E. M. y Hoff, F.H., 1987. Assessing the status of rotifer mass culture. *Journal of the World Aquaculture Society*. 18: 270-277.
13. Lavens, P. y Sorgeloos, P. 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture. Artemia Reference Center. Technical paper, FAO
14. Hoff, F. H. y Shell, T. W. 1999. Plankton culture manual. Fifth edition. Florida Aquaculture Farms, Florida. USA





# 4

PRÁCTICA

**EVALUACIÓN DE  
LA EXPRESIÓN  
FENOTÍPICA DE  
LA TRIPSINA EN  
DOS ESPECIES  
DE CAMARÓN  
(*FARFANTEPENAEUS  
DUORARUM* Y  
*LITOPENAEUS  
VANNAMEI*)  
MEDIANTE  
ELECTROFORESIS.**



# EVALUACIÓN DE LA EXPRESIÓN FENOTÍPICA DE LA TRIPSINA EN DOS ESPECIES DE CAMARÓN (*FARFANTEPENAEUS DUORARUM* Y *LITOPENAEUS VANNAMEI*) MEDIANTE ELECTROFORESIS

## Introducción

Del estudio de la influencia del ambiente en la regulación de la expresión de los genes, surge la genómica nutricional, la cual investiga la relación entre los nutrientes y los genes (Paoloni-Giacobino et al., 2003). Las ventajas de los estudios de dicha relación se han ido aplicando con atención a la determinación del patrón de adaptación de los organismos, para utilizarlo posteriormente como una referencia aplicable para el cultivo artificial (Fernández et al., 1997; Paoloni-Giacobino et al., 2003). En este sentido se desarrollan varias líneas de investigación en torno a la acuicultura, pretendiendo principalmente determinar la relación de los factores ambientales, entre ellos el alimento, en la expresión genética de los organismos acuáticos, como es el caso de los trabajos realizados por Torstensen (2006) y Stubhaug (2006) y de Froystad (2006). En este mismo contexto se desarrollan varias de las investigaciones alrededor del camaronicultivo en nuestro país, algunos ejemplos son los trabajos de Córdova-Murueta (2004), Sánchez-Paz (2003) y Mulhia-Almazan (2002). En las investigaciones sobre los efectos del alimento, las enzimas digestivas han sido ampliamente estudiadas, ya que son elementos clave que actúan como mediadores entre la ingesta de comida y la asimilación de los nutrientes, por lo que juegan un papel muy importante en el desarrollo y crecimiento de los organismos (Sainz et al., 2004). Sin embargo estas técnicas han sido utilizadas para comprender la constitución y al acervo genético de las poblaciones tanto cultivadas como silvestres. Esta práctica se centrará en el análisis de la tripsina, la cual es la enzima que representa por sí sola el 60% de la actividad proteásica del hepatopáncreas en los crustáceos peneidos, lo que la convierte en una enzima muy importante en cuanto al desarrollo biológico y las adaptaciones alimenticias de estos organismos (Cruz-Suárez, 1996; Sánchez-Paz et al., 2003). La técnica más utilizada para analizar la heterogeneidad y el peso molecular de las proteínas es la electroforesis desnaturizante en geles de poliacrilamida (Córdova-Murreta et al, 2004). El método de electroforesis fue empleado por primera vez por Tiselius en 1937. Su fundamento

es la migración de solutos iónicos bajo la influencia de un campo eléctrico, dependiendo de su carga, peso molecular y estructura tridimensional. Actualmente se emplea como soporte para la electroforesis un gel de poliacrilamida (PAGE, por sus siglas en inglés), el cual funge como una matriz en donde se puede controlar el tamaño de los poros para lograr la separación de las proteínas. El duodecilsulfato de sodio (SDS) es un detergente que desnaturaliza las proteínas y rompe las interacciones no covalentes que determinan la estructura terciaria y cuaternaria. Todos los complejos SDS-proteína de la muestra toman carga negativa, por lo que la relación carga/masa es aproximadamente igual, lo que convierte a el peso molecular en el factor determinante de la separación. Una de las técnicas utilizadas para la determinación de las proteasas consiste en la inmersión del gel en un sustrato, provocando que se de una reacción entre este y la enzima de interés (García-Carreño et al., 1993). La tinción del gel se lleva a cabo con azul de Coomassie. Esta tinción se basa en la atracción electrostática entre las moléculas del colorante y los grupos amino de las proteínas, por lo que se revela una banda blanca en donde hubo una reacción de la enzima con el sustrato, evidenciando así la ubicación de las proteasas en el gel. (García-Carreño et al., 1993; García, 2000).



## Unidad Temática

# Ecología de poblaciones

### Objetivo general

Determinar las diferencias en el patrón de isoformas de la tripsina en el estadio C de muda, en juveniles de dos especies de camarón *Litopenaeus vannamei* y *Farfantepenaeus duorarum*.

### Materiales y Métodos

#### Preparación de soluciones

En las tablas 1 y 2 se observan los reactivos necesarios para preparar un gel de poliacrilamida SDS al 12%. Enseguida se desglosan las cantidades requeridas para la preparación de los reactivos.

Tabla 1.  
Reactivos para el gel de separación.

Reactivos	Volumen (mL)
Agua destilada	1.7
Acrilamida/bisacrilamida 30%	2.0
Tris 1,5 m pH 8,8	1.25
SDS 10%	0.050
Persulfato de amonio 10%	0.040
TEMED	0.030

Tabla 2.  
Reactivos para el gel de corrida.

Reactivos	Volumen (mL)
Agua destilada	2.82
Acrilamida/bisacrilamida 30%	0.65
Tris 1,5 m pH 6,8	1.25
SDS 10%	0.050
Persulfato de amonio 10%	0.040
TEMED	0.030

**Acrilamida al 30%**

Se utiliza Acrilamida al 29.2% y bisacrilamida al 0.8%

**Buffer Tris 1.5 m pH=8.8**

Pesar 181.65 g de tris base y enrasar con agua bidestilada hasta un volumen de 1 L. Ajustar a pH= 8.8 con HCl.

**SDS 10%**

Disolver 10 g de SDS en 80 mL de agua bidestilada, una vez disuelto se lleva a pH 7.2 con NaOH, finalmente se completa hasta 100 mL con agua bidestilada.

**Persulfato de Amonio (aps 10%)**

Pesar 100 mg y diluir en un volumen final de 1 mL con agua tridestilada. Esta preparación debe ser de 1 semana de antigüedad como máximo.

**Azul de Bromofenol**

Mezclar 500 $\mu$ L de Buffer 8.8 (Tris-Glicina-SDS), 500  $\mu$ L de glicerol al 50% y una punta de espátula de azul de Bromofenol.

**Solución madre de azul de Comasie R250**

Disolver 0.25 g de azul brillante de Coomassie R250 en 90 mL de metanol: H<sub>2</sub>O (v/v 1:1) y 10 mL de ácido acético glacial. Filtrar la solución a través de un papel Whatman No. 1 para eliminar los residuos extraños. Antes de usar dejar en reposo por una semana en un frasco oscuro.

**Solución de decoloración rápida**

Mezclar 10 mL de ácido acético glacial con 50 mL de metanol. Llevar la solución a 100 mL con 40 mL de agua destilada.

**Procedimiento****Preparación de las muestras**

Se homogenizarán los hepatopáncreas de los individuos que se encuentran en estadio C de muda y se centrifugarán las muestras a 14,000 rpm durante 20 min a 4 °C, Recuperar el sobrenadante, el cual será utilizado para la cuantificación de proteínas y las electroforesis.

**Electroforesis**

Para determinar la presencia y la variación de las isoformas de la tripsina, se realizarán electroforesis en geles de poliacrilamida al 12%, en un medio desnaturante de SDS (Sodium-dodecyl sulfato) (Davis 1964).

Preparación de las muestras para la corrida de electroforesis.- Antes de descongelar las muestras y con el fin de que permanezcan a temperatura ambiente lo menos posible, se colocarán en una placa de frío cubierta con papel parafilm®. Se preparan 15 alícuotas de 5  $\mu$ L de solución de azul Bromofenol. Posteriormente se derriten las muestras y se mezclan 10  $\mu$ L de cada una con una de las alícuotas de la solución de azul de Bromofenol.

### **Preparación del marcador**

Para clasificar las enzimas que se desprendieron de la electroforesis se utiliza un marcador de bajo peso molecular (Sigma Marker®, M3913-10VL). De la misma forma que las muestras, se mezclan 5 mL de marcador con 5 mL de solución de azul de Bromofenol.

### **Corrida de las muestras**

La corrida electroforética se lleva a cabo a 4 °C y 100 V durante 90 min., supervisando que el frente de corrida quede a 2 cm del final de la placa.

### **Revelado del gel**

Al terminar el tiempo de corrida, los geles se lavan con agua destilada en tres sesiones de 5 min, para que no queden residuos de SDS y las enzimas puedan recuperar su forma nativa y reaccionar con el substrato, en este caso Caseína al 1% en Buffer fosfato a pH 8. Se llevan a cabo dos incubaciones, la primera con una duración de 30 min a 4 °C para que el substrato (Caseína 1%) se difunda bien por todo el gel y la segunda con una duración de 90 min a 37 °C, en donde ocurre la reacción enzimática (García-Carreño et al., 1993). Al terminar la incubación se repite el tratamiento de lavado en 3 sesiones de 5 min y se tiñe con una solución de azul de Coomasie. La tinción se lleva a cabo introduciendo los geles por lapsos de 10 segundos al horno de microondas hasta que presenten el mismo tono que la solución. Posteriormente se dejan reposar durante 10 a 15 min a temperatura ambiente en constante agitación. La destinción se realiza con una solución de decoloración rápida, en donde se sumergen los geles y se mantienen durante aproximadamente dos horas a temperatura ambiente y en constante agitación. Al término se sumergen en agua ultrapura, donde permanecen toda la noche.

### **Análisis de los resultados**

Los geles serán observados en un transiluminador, para comparar el patrón de bandas entre las dos especies, si es posible analizar en más de un individuo podrá constatarse como en una misma población es posible con estos marcadores identificar cambios que pueden ser utilizados para comparar poblaciones naturales de una misma especie.

**Preguntas para guiar la discusión**

1. ¿Cuál es la importancia del uso de isoenzimas como marcadores moleculares en el estudio de especies, poblaciones y comunidades?
2. ¿Se trata de herramientas utilizadas actualmente?
3. ¿Qué tipo de información aportan estos análisis?

## Bibliografía

1. Córdova-Murueta J.H., F.L. García-Carreño, M. A. Navarrete-del-Toro. 2004. Effect of stressors on shrimp digestive enzymes from assays of feces: an alternate method of evaluation. *Aquaculture*. 233: 439-449 .
2. Cruz Suárez E.1996. Digestión en camarón y su relación con formulación y fabricación de alimentos balanceados. *Avances en Nutrición Acuícola III. Memorias del III Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*. 11-13 de noviembre. Universidad Autonoma de Nuevo León , Monterrey, Nuevo León , México.
3. García H. 2000. Electroforesis en geles de poliacrilamida: fundamentos, actualidad e importancia. *UNIV DIAG*. 1 (2) : 31-41.
4. García-Carreño F, L. Dimes y N. Haard. 1993. Substrate-gel electrophoresis for composition and molecular weight of proteinases or proteinaceous proteinase inhibitors. *Analytical Biochemistry*. 214: 65-69.
5. Fernandez I., M. Oha, O. Curd y Van Wormhoudt A. 1997. Digestive enzyme activities of *Penaeus notialis* during reproduction and moulting cycle. *Comparative biochemistry physiology*. Vol. 118. No. 4. pp 1267-1271
6. Froystad M.K., E. Lileeng, K. Vekterud, E.C. Valen, A. Krogdahl. 2006. Comparison of intestinal gene expression from atlantic cod fed standard fishmeal and soybean meal, by means of suppression subtractive hybridization. *XII International Symposium Fish Nutrition and Feeding*. 28 de mayo – 1 de junio. Biarritz, Francia.
7. Mulhia-Almazan A. y F.L. García-Carreño. 2002. Influence of molting and starvation on the synthesis of proteolytic enzymes in the midgut gland of the white shrimp *Penaeus vannamei*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 133: 383-394
8. Paoloni-Giacobino A., R. Grimble y C. Richard. 2003. Genetics and nutrition. *Clinical Nutrition*. Vol. 22 (5) 429-435
9. Sainz J. C., F. L. García-Carreño y P. Hernández-Cortéz. 2004a. *Penaeus vannamei* isotrypsins: purification and characterization. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 138: 155-162.
10. Sánchez-Paz A., F. García-Carreño, A. Mulhia-Almazan, N.Y. Hernández-Saavedra y G. Yepiz-Plascencia. 2003. Differential expression of trypsin mRNA in the White shrimp (*Penaeus vannamei*) midgut gland under starvation conditions. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 292: 1-17

11. Stubhaug I., D.A.Nanton, E. Mykkeltvedt, B. Ruyter, H. Sundvold y B.E. Torstensen. 2006. Gene expression in various atlantic salmon (*Salmo salar* L.) tissues fed either 100% fish oil or 100% plant oil blend. XII International Symposium Fish Nutrition and Feeding. 28 de mayo – 1 de junio. Biarritz, Francia.
12. Torstensen B.E., A-E. Jordal y O. Lie. 2006. Liver lipid, plasma lipoproteins and expression of fatty acid binding proteins (FABP'S) in atlantic salmon (*Salmo salar* L.) – Effects of complete replacement of dietary fish oil with a vegetable oil blend. XII International Symposium Fish Nutrition and Feeding. 28 de mayo – 1 de junio. Biarritz, Francia.



# 5

PRÁCTICA

## COMPOSICIÓN DE LA COMUNIDAD ZOOPLANCTÓNICA EN UN AMBIENTE MARINO





# COMPOSICIÓN DE LA COMUNIDAD ZOOPLANCTÓNICA EN UN AMBIENTE MARINO

## Introducción

Los ecosistemas marinos son complejos y presentan una estructura jerárquica. De acuerdo al comportamiento del ambiente, se hace necesario estudiar las variaciones a pequeñas escalas. Uno de los componentes principales de las comunidades biológicas de los sistemas marinos es el zooplancton, que agrupa a un gran número de especies que constituyen el eslabón entre el fitoplancton y otros consumidores de mayor tamaño. Al igual que el fitoplancton, el zooplancton vive principalmente a merced de las corrientes pero algunas especies poseen suficiente poder de natación y realizan excursiones a través de la columna de agua. La mayor parte de los organismos cuyo ciclo de vida transcurre como parte del zooplancton vive por periodos cortos (Zavala y Espinoza, 2000).

La composición del zooplancton varía de acuerdo a la ubicación geográfica. Por ejemplo, la comunidad zooplanctónica presente en las zonas de la plataforma continental contiene un gran número de especies de larvas de peces y de organismos bentónicos. En general se observa una mayor diversidad de especies, que puede ser explicada por la variedad de condiciones ambientales y la elevada concentración de nutrientes presentes en estas zonas. En contraste, el mar abierto es más homogéneo y las concentraciones de nutrientes son menores, por lo que tiene una menor diversidad zooplanctónica. Las especies de zooplancton de aguas polares y templadas, que pasan el invierno en estado latente en aguas profundas, se mueven por la columna de agua hasta la superficie en donde se reproducen en coincidencia con los cortos periodos en los que se observan las proliferaciones de diatomeas. En las regiones templadas, la distribución y la abundancia de las especies zooplanctónicas están fuertemente determinadas por la temperatura del agua. En las regiones tropicales, donde se observan variaciones de la temperatura menos pronunciadas, la disponibilidad del alimento es el principal factor que limita la abundancia poblacional y los periodos reproductivos que se han observado abarcan buena parte del año (Smith y Smith, 2001).

Las comunidades zooplanctónicas están constituidas principalmente por rotíferos y crustáceos (cladóceros y copépodos). Los ciliados y flagelados heterotróficos pueden ser incluidos dentro del zooplancton pero, generalmente, se estudian aparte.

Los rotíferos juegan un papel fundamental en las cadenas tróficas pelágicas. Son un eslabón entre el fitoplancton y los consumidores secundarios, pero su importancia resalta dado que pueden incorporar materia proveniente de fuentes poco convencionales como son las bacterias y las partículas detríticas de pequeño tamaño, que son recursos que otros organismos planctónicos no pueden utilizar. Pocas especies de rotíferos son depredadoras.

Los crustáceos planctónicos se dividen en braquiópodos y copépodos. De los distintos órdenes de braquiópodos, los más conocidos y estudiados son los anomópodos, comúnmente llamados cladóceros. Los copépodos son crustáceos más complejos que se pueden localizar tanto en aguas continentales como en aguas marinas. En este ambiente son mucho más abundantes y diversos que los rotíferos y los cladóceros (Conde-Porcuna, 2004).

Conocer la composición específica del zooplancton puede ser un excelente criterio para caracterizar el estado trófico de los sistemas acuáticos y conocer algunas de las interacciones dominantes en ellos.

## Unidad Temática

# Comunidades. Factores que determinan la diversidad.

### Objetivo General

Identificar los principales grupos de zooplancton y determinar su función dentro de la comunidad planctónica frente a la costa de Sisal

### Objetivos Específicos

- Identificar los organismos zooplanctónicos presentes en las aguas costeras de la plataforma continental de Yucatán.
- Determinar el patrón de distribución espacial del plancton para caracterizar el estado trófico del sistema.
- Relacionar la distribución y abundancia zooplanctónica con algunos parámetros físicos y químicos del agua.

### Materiales y Métodos

#### Procedimiento

El trabajo de campo se realizará a bordo de la embarcación K'áak'náab de la UMDI-Sisal. Se ha planteado un esquema de muestreo que incluye 14 estaciones localizadas frente a la costa de Sisal (Tabla 1 y Figura 1). La distancia entre cada sitio es de una milla náutica y en cada uno se registrará la posición (GPS), la profundidad (F,  $m \pm 0.1$ ) con una ecosonda y, con un analizador de agua HQ40d marca Hach, los valores de los parámetros físicos y químicos (salinidad, temperatura, oxígeno disuelto y pH) en tres niveles de la columna de agua (S: superficie, F: fondo y  $\frac{1}{2}$  F: media agua).

El plancton se recolectará con una red cónica de 50 cm de diámetro de boca y 120  $\mu m$  de abertura de malla, equipada con un flujómetro mecánico previamente calibrado. Los arrastres serán horizontales y superficiales (entre 1 y 2 metros de profundidad). Antes de realizar cada arrastre se registrará la lectura inicial del flujómetro y, al inicio del arrastre, se anotará la hora de inicio ( $T_i$ ). Los arrastres tendrán una duración de  $\sim 10$  minutos a una velocidad de un nudo. Al término del arrastre se anotarán la hora ( $T_f$ ) y la lectura final del flujómetro. Las muestras se fijarán inmediatamente después de la colecta con una solución de formaldehído al 4% neutralizada con borato de sodio. El volumen del fijador con respecto al plancton debe mantenerse en una relación alrededor de 9 a 1. Las muestras serán almacenadas individualmente en frascos de

plástico de boca ancha con tapa hermética en los que se mantendrá el máximo nivel de líquido para evitar el deterioro del material biológico a consecuencia de la agitación. Los frascos serán debidamente etiquetados tanto interna como externamente con los siguientes datos: fecha, hora y nombre del recolector, número de estación, embarcación, posición geográfica, tipo de red, profundidad, tiempo de arrastre ( $T_a = T_f - T_i$ ), lectura inicial y final del flujómetro. Las muestras serán transportadas a las aulas-laboratorio de la UMDI-Sisal para su posterior análisis.

Una vez en el laboratorio y 24 horas después de la fijación en formol, las muestras se posfijarán con alcohol al 70%. Para ello es necesario filtrar cada muestra a través de una malla con una abertura de  $120 \mu\text{m}$  para retirar el formaldehído. El material filtrado se colocará en el frasco y se adicionará alcohol al 70%. El análisis del plancton en el laboratorio incluye varias etapas: medición de la biomasa, separación, identificación y conteo de los organismos.

Tabla 1  
Posición aproximada de las estaciones de muestreo

Estación	Latitud Norte	Longitud Oeste
1	21°09'53"	90°02'50"
2	21°11'47"	90°03'59"
3	21°13'39"	90°05'00"
4	21°15'54"	90°06'10"
5	21°18'37"	90°07'38"
6	21°21'00"	90°09'00"
7	21°22'07"	90°06'31"
8	21°23'24"	90°03'56"
9	21°20'04"	90°02'25"
10	21°18'11"	90°01'20"
11	21°16'08"	90°59'50"
12	21°14'10"	90°58'44"
13	21°12'23"	90°57'44"
14	21°11'09"	90°00'13"



Figura 1.- Mapa que muestra la red de estaciones de muestreo frente a la costa de Sisal.

### **Biomasa**

La biomasa se estimará calculando el peso húmedo de la muestra, es decir, el peso del total de los organismos planctónicos en la muestra, incluyendo contenido de agua natural del cuerpo de los animales. En esta estimación se considera la materia orgánica e inorgánica total presente en la muestra.

La determinación del peso húmedo se realiza una vez que se ha removido todo el líquido de la muestra. Esto se logra filtrando la muestra con una malla (de la misma abertura con la que se hizo la colecta) colocada en un embudo de porcelana. La malla utilizada para la filtración de la muestra se pesa aproximadamente unas 10 veces antes de filtrar cada muestra. Esto es con el fin de poder restar el peso de la malla al peso de la muestra filtrada. Para extraer de una forma más eficiente el agua de la muestra el embudo es colocado en un matraz Kendall a través del cual se succiona el agua por medio de una bomba de vacío. Una vez obtenida la masa drenada de la muestra se pesa en una balanza analítica. Después de estimar la biomasa, las muestras serán regresadas nuevamente a sus frascos adicionando la misma cantidad de alcohol que al inicio.

### **Separación**

La muestra se colocará en un fraccionador de plancton tipo Folsom para obtener una alícuota de 50 ml. De esa alícuota se separarán y cuantificarán, con ayuda de un microscopio estereoscópico, los diferentes grupos taxonómicos. En las figuras 2 y 3 se muestran los organismos más comunes presentes en la zona de estudio.

### Identificación de los organismos

Con ayuda de claves o bibliografía especializadas (Trégouboff y Rose, 1957; Barnes, 1977; McLaughlin, 1980; Williams, 1984) se identificarán a los organismos hasta el nivel taxonómico de orden.

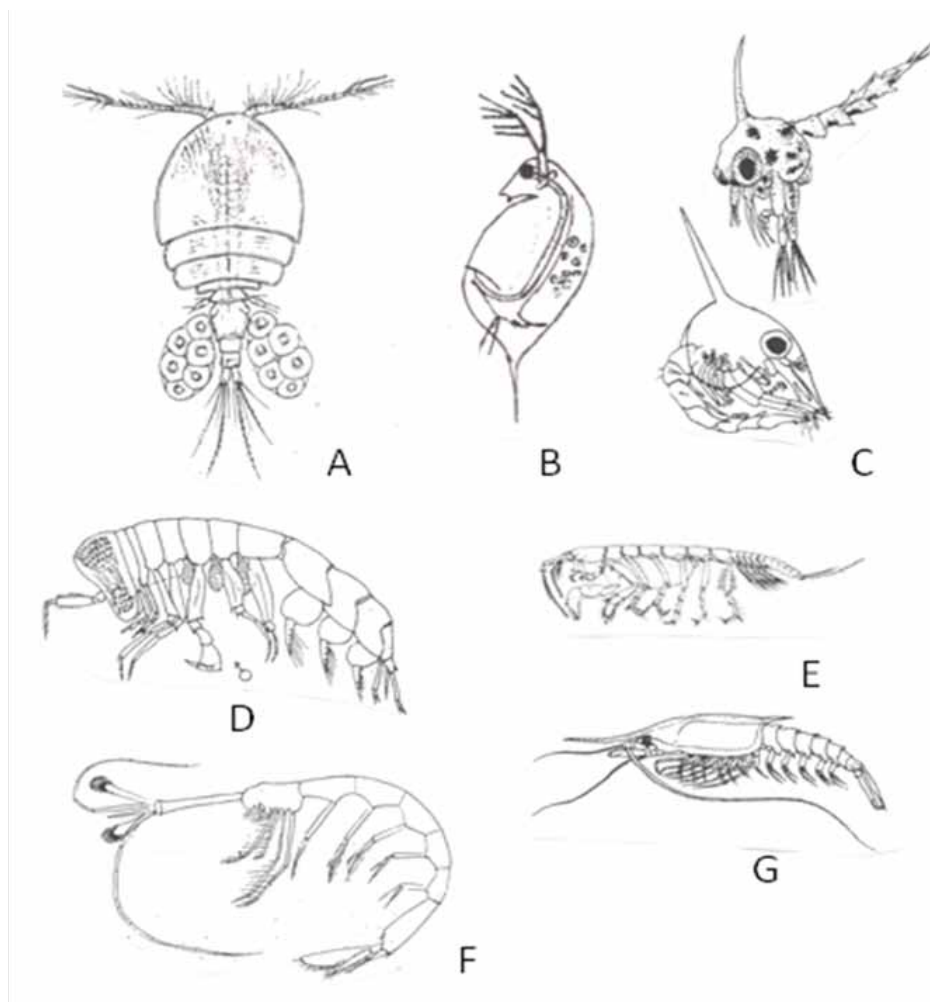


Figura 2: Principales crustáceos presentes en el zooplancton marino. A) Copépodos; B) Cladóceros; C) Larvas de decápodos, zoeas y metazoeas; D) Isópodos; E) Tanaidáceos; F y G) Misidáceos.

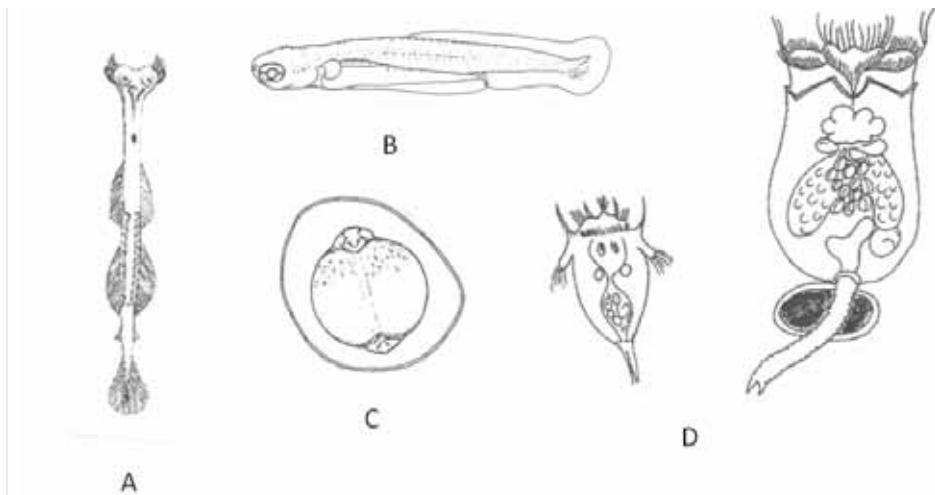


Figura 3: Otros grupos: A) quetognatos, B) larvas de pez, C) huevo de pez, D) rotíferos .

### Conteo

Se contará el número total de organismos de cada grupo taxonómico presente en la alícuota. Se utilizará la densidad (número de organismos por litro, org/L) como un estimador de la abundancia de cada grupo. Para estimar el total de organismos encontrados en cada muestra por estación es necesario estimar el volumen de agua filtrado en cada arrastre que se realizó por cada estación. De esta forma, con los datos del número de organismos encontrados en la alícuota y el volumen total de agua filtrada durante el arrastre es posible estimar el número total de organismos capturados por la red en cada arrastre.

Para calcular el volumen de agua filtrada por la red se procede al cálculo de la siguiente fórmula, usando los datos del flujómetro:

$$Vf = \left(3.14 * Dr^2 / 4\right)(Nr * Cr / 999999)$$

Donde:

Vf = Volumen de agua filtrada por la red, m<sup>3</sup>

Dr = Diámetro de la boca de la red, m

Nr = Número de revoluciones en el flujómetro (El número de revoluciones en el flujómetro se obtiene restando la lectura inicial de la lectura final).

Cr = Constante del rotor (El valor de la constante de rotor estándar para un flujómetro de bala modelo 2030 de General Oceanic es de 26873).

### Datos y cálculos

Con los datos obtenidos se determinará:

1. La distribución horizontal y vertical de los parámetros abióticos.
2. El listado de los grupos taxonómicos identificados en las muestras, en el que se señalarán los principales aspectos de la biología de cada grupo obtenidos a partir de las lecturas.
  - La biomasa zooplanctónica total en cada una de las estaciones de muestreo.
  - El grupo taxonómico numéricamente dominante en cada estación de muestreo.
  - Los mapas de distribución de los grupos dominantes en la región.

### Preguntas para guiar la discusión

1. ¿Cuáles son los principales componentes del zooplancton marino?
2. ¿Existe alguna relación entre los parámetros ambientales con la abundancia y dominancia de los grupos planctónicos?
3. ¿Existen diferencias en cuanto a la composición del zooplancton en las diferentes estaciones de muestreo? Mencionar las posibles causas de estas diferencias.
4. ¿Cuál es el estado trófico del sistema, inferido a partir de la estructura de la comunidad planctónica de la región estudiada?



## Bibliografía

1. Barnes, R. D., 1977. Zoología de los Invertebrados. Interamericana, México, 826p.
2. Conde-Porcuna, J. M., Ramos-Rodríguez, E. y Morales-Baquero, R., 2004. El zooplancton como integrante de la estructura trófica de los ecosistemas lénticos. *Ecosistemas* 13 (2): 23-29.
3. Zavala, F. y Espinoza, M. L., 2000. Muestreo del zooplancton. In: *Métodos de muestreo en la investigación oceanográfica*. Ed. Granados, B. A., V. Solís, R. Bernal. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología, UNAM. México, D.F. 253-286 pp.
4. Trégouboff, G. y Rose, M., 1957. *Manuel de planctonologie Méditerranéenne*. Tomo II. Centre National de la Recherche Scientifique. Paris. 587 p.
5. Williams, A. B., 1984. *Shrimps, lobsters and crabs of the Atlantic coast of the united states, maine to florida*. Washington D. C. Smithsonian Institution.





# 6

PRÁCTICA

## ESTRUCTURA DE LA COMUNIDAD DE PECES EN UN CUERPO DE AGUA COSTERO



# ESTRUCTURA DE LA COMUNIDAD DE PECES EN UN CUERPO DE AGUA COSTERO

## Introducción

Los peces son un componente importante de las redes tróficas acuáticas debido a que ocupan virtualmente todos los nichos tróficos posibles (a excepción del primer eslabón), por lo que actúan como conductores de materia y energía a través del ecosistema. Son estructuradores de la comunidad puesto que el papel que juegan como depredadores puede potencialmente afectar la dinámica de las poblaciones de sus presas, y cuando ellos se constituyen en presas, pueden limitar la dinámica de sus depredadores. Los peces son un componente importante e integral de muchos sistemas costeros, poseen la suficiente plasticidad fisiológica que les permite responder a los cambios de las variables ambientales como la salinidad, turbidez y temperatura. También poseen una gran plasticidad conductual que les permiten utilizar espacial y temporalmente diferentes hábitats cuando su ambiente ha sido deteriorado (Vega-Cendejas, 2004).

Las variaciones en la comunidad de peces pueden estar representadas por los cambios en el número y en la composición de especies, que se reflejan o repercuten en atributos poblacionales (Lyons et al., 2000). El estudio de las comunidades de peces considerando las características de las diferentes especies en un sistema con referencia a su nicho trófico, modalidad reproductiva, requerimientos de hábitat y tolerancia a algunos parámetros de la calidad del agua, permite comprender aspectos importantes acerca del funcionamiento del ecosistema e identificar las fuentes de afectación al mismo (Das y Chakrabarty, 2007). Esta información, aunada a la medición de valores de riqueza y diversidad, abundancias relativas y relaciones de talla-peso, son la base sobre la cual se confeccionan las medidas que regulan el uso de los recursos acuáticos (Mercado-Silva et al., 2006).

La evaluación de los cambios en las comunidades de peces se ha convertido en una herramienta útil para evaluar el grado de alteración o deterioro de un sistema, dado que la taxonomía de un gran número de familias está bien establecida y, en comparación con algunos otros grupos bióticos, son relativamente más económicos de obtener (Methratta y Link, 2006).

## Unidad Temática

# Comunidades. Estructura y funcionamiento de una comunidad.

## Objetivo General

Establecer cómo está constituida la comunidad de peces en un cuerpo de agua costero.

## Objetivos Particulares

- Identificar la composición específica de la comunidad de peces en tres sitios de muestreo (hábitats contrastantes en un cuerpo de agua costero) para obtener un listado de especies.
- Determinar la variación de la riqueza y abundancias relativas de especies en la comunidad íctica de los tres sitios de muestreo.
- Determinar la estructura de las poblaciones de las diferentes especies en términos de sus relaciones talla vs peso. Se obtendrán índices de factor de condición para cada una de las especies encontradas

## Materiales y Métodos

### Procedimiento

El muestreo se realizará en la laguna Boca de la Carbonera, en el litoral norte de la península de Yucatán donde, en un espacio reducido, se encuentran hábitats característicos de una laguna costera, una marisma y una ciénega. En cada sitio se ubicarán las estaciones de muestreo en las que se obtendrá el material biológico para el desarrollo de esta práctica.

### Muestreo de la comunidad de peces

La obtención del material biológico para esta práctica incluye los estadios juveniles y adultos de los peces que habitan en el sistema. Para la recolección de los organismos se utilizará, en cada estación, un chinchorro playero de 40 m de longitud con una caída de 1 m y una abertura de malla de ½ pulgada. Se contarán todos los organismos de las especies capturadas en cada estación de muestreo y de ser necesario, se fraccionará la muestra si las abundancias por especie e intervalo de talla rebasan los 30 individuos. Los peces colectados serán fijados con formol al 10% y separados por

estación en bolsas o frascos de plástico debidamente etiquetados (todas las muestras deberán ser etiquetadas con el nombre de la localidad, estación, fecha de colecta, tipo de hábitat, nombre del colector, método de colecta y número de muestra). Se realizará en cada sitio de muestreo la toma de parámetros físico-químicos tales como: la salinidad, oxígeno disuelto (OD), temperatura, sólidos totales disueltos (STD) y pH con un analizador de agua Hach HQ40. La profundidad de cada sitio también será medida con una sondaleza.

Una vez en el laboratorio los organismos colectados en cada estación de muestreo serán determinados hasta el nivel de especie utilizando claves especializadas (Castro-Aguirre et al., 1999; Greenfield et al., 1997; Schmitter-Soto, 1998; Carpenter, 2002) y contrastados con los ejemplares presentes en la colección ictiológica de referencia de la UMDI-Sisal. Esta información permitirá estimar la riqueza específica de cada sitio. Todos los organismos colectados serán medidos, pesados y eviscerados para analizar el contenido estomacal así como para determinar su condición reproductiva.

### **Datos y Cálculos**

#### **Análisis morfométrico**

Se registrarán los datos morfométricos de todos los organismos colectados.

- Longitud total (LT)  
Medida de la punta de la mandíbula superior a la punta de la aleta caudal.
- Longitud estándar (LE)  
Medida de la punta de la mandíbula superior a la base de la aleta caudal.
- Altura máxima del cuerpo (AC)
- Apertura de la boca (AB)
- Amplitud de la boca (AmB)
- Peso húmedo (W)

#### **Estructura trófica**

Para clasificar a las diferentes especies de peces en grupos tróficos se llevará a cabo el análisis del contenido estomacal de todos los organismos colectados. De acuerdo a sus hábitos alimentarios los peces serán clasificados en cuatro niveles tróficos:

- 1) Planctívoros (P)
- 2) Bénticos (B)
- 3) Omnívoro (OM)
- 4) Carnívoro (CA)

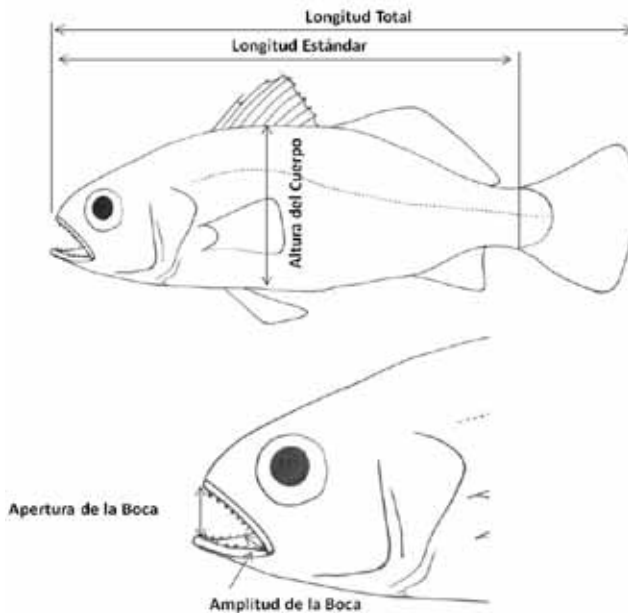


Figura 1.- Principales registros morfométricos externos en peces óseos

Tabla 1  
Escala empírica de madurez gonádica modificada de Nikolsky (1963)

ESTADO	DESCRIPCIÓN
I. Inmadura	Gónadas de tamaño muy pequeño, en el caso de los ovarios los huevecillos no son distinguibles a simple vista. Individuos jóvenes que aún no han alcanzado la madurez sexual u organismos adultos que aún no han comenzado a desarrollar sus productos sexuales.
II. En maduración	Gónadas de mayor tamaño con un incremento muy rápido en peso. En ovarios los huevecillos son distinguibles a simple vista. Los testículos cambian de transparente a un color rosado.
III. Madura	Las gónadas han alcanzado su máximo peso y ocupan la mayor parte de la cavidad celómica. Los ovarios presentan gran irrigación y su coloración es amarilla o rojiza. Los testículos presentan una coloración ligeramente beige y su consistencia es compacta.
IV. Gastada o Regresión	Las gónadas presentan una apariencia de saco desinflado debido a que los productos sexuales han sido expulsados o desovados. Los ovarios generalmente contienen unos cuantos huevecillos residuales y los testículos algo de esperma residual.



### Condición reproductiva

La condición reproductiva será evaluada extrayendo las gónadas de los organismos para una inspección macroscópica. De acuerdo a su coloración, tamaño y consistencia se clasificarán en 4 estados según la siguiente escala de maduración empírica modificada de Nikolsky (1963):

- I) Inmadura
- II) En maduración
- III) Madura
- IV) Gastada o en regresión.

### Datos y Cálculos

Una vez determinadas las especies y obtenido sus medidas morfométricas se realizará lo siguiente:

1. - Un listado del total de especies encontradas en el cuerpo de agua así como por estación de muestreo.
2. - Estimación de la relación peso-longitud y factor de condición para cada especie.
3. - Cálculo del índice de abundancia y diversidad para las diferentes estaciones de muestreo
4. - Comparación entre los diferentes sitios de muestreo utilizando los coeficientes de Sorensen y de Bray-Curtis.

### Relación peso-longitud

El crecimiento en los peces puede ser evaluado como un incremento en el peso, el cual puede medirse observando la relación longitud-peso. La relación peso-longitud puede ser representada como:

$$W = a LP^b$$

donde:

W = Peso en gramos

L = Longitud (total o patrón) en milímetros

El coeficiente de alometría  $b$ , es específico para cada población por lo que puede variar espacial o temporalmente (Bagenal y Tesch, 1978). Este coeficiente de alometría indica el tipo de crecimiento que tiene un pez. Cuando  $b$  es mayor a 3, el crecimiento alométrico positivo, es decir, hay cambios en las proporciones corporales, de tal manera que conforme crece el pez, incrementa más en peso que en longitud. Por el contrario, si  $b$  es menor a 3, conforme el pez crece se incrementa más la longitud que en peso. Si  $b$  es igual a 3, el crecimiento es isométrico, es decir, no hay cambios

en las proporciones corporales considerando que la gravedad específica se mantiene constante (Jones et al., 1999).

Se obtendrán los parámetros de la ecuación para las diferentes especies capturadas. Con los valores de los coeficientes de alometría  $b$  obtenidos se elaborará una tabla en la que se colocará el nombre de la especie, la ecuación que defina su relación peso-longitud y el tipo de crecimiento esperado, de acuerdo al coeficiente de alometría  $b$ .

### Factor de condición

Con los resultados de talla y peso se calculará el factor de condición relativa (Ricker, 1975) de las especies en estudio de acuerdo con la siguiente expresión:

$$K' = WLP^b$$

donde:

$K'$  = Factor de condición

$W$  = Peso en gramos

$L$  = Longitud (total o patrón) en milímetros de los organismos

$b$  = Coeficiente de alometría obtenido de la relación peso-longitud.

El factor de condición indica el estado o condición en que se encuentra un organismo y puede reflejar cambios ocasionados por la dieta o la reproducción. Se asume que los peces más pesados de una determinada talla se encuentran en mejor condición que aquellos de la misma talla, pero de menor peso.

### Índices de diversidad y abundancia

Se aplicarán los índices de diversidad ( $H'$ ) y equidad de Shannon:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i \quad i = 1$$

Donde:

$p_i$  = Proporción de todas las observaciones de la categoría de especies  $i$ .

$S$  = Número total de especies.

Nota: A mayor valor de  $H'$  mayor la diversidad. (Ver anexo para tabla de manejo de los datos).

Se calculará posteriormente la *equidad*  $J'$ :

$$J' = \frac{H'}{H'_{m\acute{a}x}}$$

Donde:

$$H'_{m\acute{a}x} = \ln(S)$$

### Índices de similitud y disimilitud

Para realizar una comparación entre los diferentes sitios de muestreo se aplicarán los coeficientes de Sorensen y de Bray-Curtis.

El coeficiente de Sorensen (SC) desarrollado como un índice llamado "índice de similitud", es una medida de similitud entre dos hábitat (hábitat A y B).

$$SC = \frac{2 * A}{2 * A + B + C}$$

Donde:

A = Número de especies comunes en los dos hábitats.

B = Número de especies presentes en el hábitat B, pero ausente en el hábitat A.

C = Número de especies presentes en el hábitat A pero, ausentes en el hábitat B.

El valor del índice varía entre 0 y 1. Cero indica no similitud y 1 indica la máxima similitud. El coeficiente de Sorensen será calculado entre las diferentes estaciones de muestreo.

Adicionalmente se estimará el índice de disimilitud de Bray-Curtis (B) que es un índice robusto y ecológicamente interpretable que muestra los cambios en la composición de las especies (Das y Chakrabarty, 2007). El BCD será calculado transformando los datos de abundancia [usando  $\log_{10}(X + 1)$ ]. El índice de Bray-Curtis es una medida de disimilitud; donde  $1 - B$  es una medida de similitud:

$$B = \sum |X_{ij} - X_{jk}|$$

que tiene una escala de 0 a 1

Donde:

$X_{ij}$  = Número de individuos de las especies  $i$  en la muestra o hábitat o comunidad  $j$

$X_{ik}$  = Número de individuos de las especies  $i$  en la muestra o hábitat o comunidad  $k$ .

**Preguntas para guiar la discusión**

1. ¿Cuál es la riqueza específica del cuerpo de agua?
2. ¿Cuál es la especie de pez más abundante en el cuerpo de agua?
3. ¿Cuál de los sitios de muestreo es el más diverso y por qué?
4. ¿Cuáles son los sitios que más se parecen entre si y por qué?
5. ¿Existe alguna relación entre los parámetros físico-químicos con la abundancia de las especies?
6. ¿Por qué es importante conocer la relación peso-longitud de las especies de peces?
7. ¿Cómo puede afectar el estado reproductivo de una especie al factor de condición?
8. ¿Por qué es importante conocer la estructura trófica de una comunidad?

## Bibliografía

1. Bagenal, T. B. y Tesch, F. W., 1978: Age and growth. In: Methods for assessment of fish production in fresh waters. T. Bagenal (Ed.). IBP Handbook No. 3, 3ra. edición. Blackwell Scientific Publications, Oxford, UK, pp. 101–136.
2. Castro-Aguirre, J. L., Espinoza, H. y Schmitter-Soto, J. J., 1999. Ictiofauna estuario-lagunar y vicaria de México. Editorial Limusa. México. 705p.
3. Carpenter, K. E., 2001. FAO The living marine resources of the Western Central Atlantic. Volume 2: Bony fishes part 1. Species Identification Guide for Fishery Purposes and American Society of Ichthyologists and Herpetologists. Special Publication No. 5. Pp. 601-1374.
4. Contreras-Espinosa, F. y Warner, B. G., 2004. Ecosystem characteristics and Management considerations for coastal wetlands in Mexico. *Hydrobiologia*. 511: 233-245.
5. Das, S. K. y Chakrabarty, D., 2007. The use of fish community structure as a measure of ecological degradation: A case study in two tropical Rivers of India. *BioSystems*. 90: 188-196.
6. Greenfield, D. W y Thomerson, J. E., 1997. Fishes of continental water of Belize. University Press of Florida, Gainesville.
7. Jones, R. E., Petrell, R. J. y Pauly, D., 1999. Using modified length–weight relationships to assess the condition of fish. *Aquacultural Engineering* 20: 261–276
8. Lyons, J., Gutiérrez-Hernández, A., Díaz-Pardo, E., Soto-Galera, E., Medina-Nava, M. y Pineda-López, R., 2000. Development of a preliminary index of biotic integrity (IBI) based on fish assemblages to assess ecosystem condition in the lakes of Central Mexico. *Hydrobiologia*. 418: 57-72.
9. Mercado-Silva, N., Olden, J. D., Maxted, J. T., Hrabik, T. R. y Vander, Y. M., 2006. Forecasting the spread of invasive Rainbow smelt in the Laurentian Great Lakes Region of North America. *Conservation Biology*. 20(6): 1740-1749
10. Methratta, E. T. y Link, J. S., 2006. Evaluation of quantitative indicator for marine fish communities. *Ecological Indicators*. 6: 575-588.
11. Nikolsky, G., 1963. The ecology of fishes. Academic Press. USA. 352p.
12. Ricker, W. E., 1975. Computation and interpretation of the biological statistics of fish populations. *Bulletin Fisheries. Research Board of Canada*. 191: 1–382.

13. Schmitter-Soto, J. J., 1998. Catálogo de los peces continentales de Quintana Roo. Ecosur, Quintana Roo, México. 239p.
14. Vega-Cendejas, M. E., 2004. Ictiofauna de la reserva de la biosfera Celestún, Yucatán: una contribución al conocimiento de su biodiversidad. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoológica. 75(1): 193-206.







Ejemplo de Tabla para manejo de los datos para calcular el índice de diversidad y abundancia.

# Especie	Especie	No.	Pi	Porcentaje acumulativo
1	A	9	19.15	19.15
2	B	8	17.02	36.17
3	C	6	12.77	48.94
4	D	6	12.77	61.70
5	E	4	8.51	70.21
6	F	4	8.51	78.72
7	g	3	6.38	85.11
8	h	3	6.38	91.49
9	i	2	4.26	95.74
10	j	1	2.13	97.87
11	k	1	2.13	100.00
	<b>TOTAL</b>	<b>47</b>	<b>100</b>	<b>100</b>





# 7

PRÁCTICA

**DIVERSIDAD DE  
INVERTEBRADOS  
EN DOS  
AMBIENTES  
BÉNTICOS DE LA  
ZONA COSTERA**



# DIVERSIDAD DE INVERTEBRADOS EN DOS AMBIENTES BÉNTICOS DE LA ZONA COSTERA

## Introducción

En el ambiente acuático, el fondo cumple con un papel fundamental que determina el funcionamiento del ecosistema puesto que se llevan a cabo intensos intercambios de materia y energía entre el agua y el suelo que imponen condiciones particulares que, a su vez, regulan la velocidad a la que ocurren los procesos físicos, químicos y biológicos. Asociada al fondo habita una gran cantidad de organismos gracias a que en esta zona se acumula materia orgánica e inorgánica proveniente de distintos estratos de la columna de agua. En esta práctica nos enfocaremos al estudio de los organismos que viven manteniendo una estrecha relación con el fondo, a los que se les conoce como bentos.

Este término deriva del griego βενθος que significa fondo o profundidad. El bentos incluye al conjunto de organismos acuáticos que vive toda su vida o gran parte de ella en estrecha relación con el sustrato, ya sea fijos en éste o desplazándose en su vecindad (Granados-Barba et al., 2000). Como parte del bentos encontramos una gran diversidad de organismos, que van desde bacterias hasta peces, siendo algunos de los grupos más representativos de las zonas costeras los nemátodos, los anélidos, los moluscos y algunos crustáceos.

Los nemátodos son animales bentónicos que viven en los espacios intersticiales de los sedimentos acuáticos y de los suelos. Son de los organismos más comunes y abundantes que suelen encontrarse en cualquier muestra de bentos. Son gusanos pequeños (generalmente, los de vida libre miden  $\leq 2.5$  cm), de cuerpo cilíndrico, esbelto y alargado, con los extremos aguzados (Barnes, 1989).

Los anélidos son gusanos segmentados cuya peculiaridad más notable es la división del cuerpo en segmentos similares dispuestos en secuencia lineal a lo largo del eje anteroposterior (Barnes, 1989). En este grupo encontramos a las típicas lombrices de tierra y a las sanguijuelas.

De los moluscos, los mejor representados en la zona costera pertenecen a las clases Gastropoda y Bivalvia. Los gasterópodos (caracoles y chivitas) son organismos con

una concha univalva, generalmente en espiral, que puede presentar una gran variedad de colores y ornamentaciones, siendo muy abundantes en las ciénagas. Los bivalvos (almejas ostras y mejillones) están comprimidos lateralmente y poseen una concha con dos valvas que encierran al cuerpo, firmemente unidas entre sí por un ligamento.

Finalmente, entre los crustáceos que podemos encontrar en las muestras de bentos se encuentran los ostrácodos (con un caparazón en forma de concha, semejante a la de los bivalvos), los isópodos (aplanados dorsoventralmente, como las “cochinitas”), los anfípodos (con el cuerpo comprimido lateralmente) y los decápodos (camarones principalmente) (Pennak, 1989; Peckarsky et al., 1990).

## Unidad Temática:

# Comunidades

### Objetivo General

Observar la diversidad de invertebrados bentónicos que se encuentran en dos ambientes costeros típicos de Yucatán, la ciénaga y el petén.

### Materiales y Métodos

#### Materiales y equipo

- Mininucleador de pvc de 4" de diámetro y 40 cm de largo (1 por equipo)
- Tamices de 1 mm, 500  $\mu\text{m}$  y 200  $\mu\text{m}$
- Draga
- GPS
- Multisonda con sensor de oxígeno, temperatura, salinidad y pH
- Bolsas de plástico
- Frascos
- Etiquetas
- Formol 4%
- Cloruro de magnesio al 15%
- Libreta y lápiz

#### Procedimiento

Se elegirá un sitio cercano a Sisal (se sugiere la zona cercana a la granja camaronera de La Marca) en donde se ubique un petén con ojo de agua dulce adyacente de la ciénaga. Los alumnos se dividirán en cuatro equipos, dos equipos trabajarán en el ojo de agua y dos en la ciénaga. Una vez divididos, cada equipo tomará la posición geográfica, datos ambientales (oxígeno disuelto, temperatura, salinidad y pH). Tomados los datos ambientales cada equipo tomarán tres núcleos de sedimento, colocarán dicho sedimento en una bolsa y le agregarán cloruro de magnesio (para relajar a los organismos) y pasados 15 minutos formol para fijar.

En el laboratorio, se tamizarán las muestras de sedimento, teniendo cuidado de no confundir las muestras, se separarán a los organismos que vayan saliendo en cada uno de los tamices. Con ayuda de microscopios estereoscópicos y las claves pertinentes se identificarán hasta grandes grupos o el nivel taxonómico más bajo posible (Pennak, 1989, Peckarsky, et al., 1990). Se registrará la abundancia en cada muestra anotando el número total de cada taxón o morfotipo identificado.

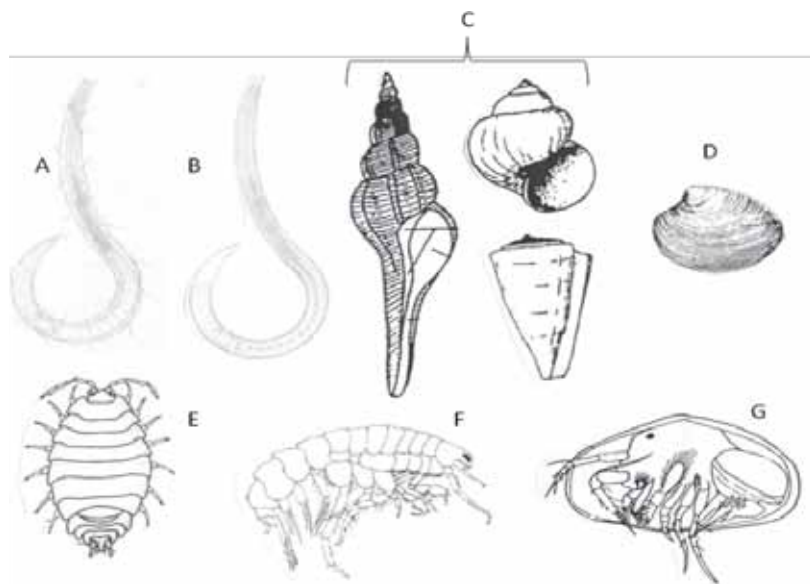


Figura 1. Principales grupos taxonómicos de bentos. A) Anélidos; B) Nematodos; C) Gasterópodos; D) Bivalvos; E) Isópodos, F) Anfípodos; G) Ostrácodos.

### Datos y cálculos

- Calcular los índices de diversidad ( $H'$ ) y de equidad ( $J'$ ) de Shannon (ver práctica 5).
- Elaborar tablas que muestren los datos colectados de manera ordenada.
- Elaborar una tabla que muestre los índices calculados
- Elaborar gráficas y figuras que muestren los resultados obtenidos
- Graficar en una sola figura el porcentaje acumulativo vs el número de especies de cada uno de los sitios muestreados. ¿Cuál sitio es el más diverso?
- Comparar los índices, intérpretelos y enuncie posibles explicaciones de las diferencias o similitudes encontradas.

### Preguntas para guiar la discusión

1. ¿Cuál es la importancia de los organismos bentónicos en los ecosistemas costeros?
2. ¿Cómo sería la grafica del porcentaje acumulativo vs el número especie de un sitio en donde todas las especies estuvieran igualmente representadas?
3. ¿Cómo sería la grafica del porcentaje acumulativo vs el número de especies de un sitio que tuviera la diversidad mínima posible?



## Bibliografía

1. Barnes, R. D., 1989. Zoología de los invertebrados. Quinta edición. Editorial Interamericana 957 p.
2. Barnes, R. S. K., y Hughes, R. N., 1999. An Introduction to Marine Ecology. Blackwell Publishing, Oxford.
3. Begon, M. y Mortimer, M., 1981. Population Ecology. Blackwell Scientific Publications, Oxford, U.K.
4. Begon, M., Townsend C. y Harper, J., 2005. Ecology, Blackwell Publishing, Oxford.
5. Chapman, J. L. y Reiss, M. J., 1999. Ecology: Principles and applications. Cambridge University Press. 330 p.
6. Gourney, W. S. C. y Nisbet, R. M., 1998. Ecological dynamics. Oxford.
7. Krebs, C. J., 1998. Ecology: the experimental analysis of distribution and abundance. Harper and Row Publishers, New York.
8. Magurran, A. E., 1998. Ecological diversity and its measurement. Princeton University Press, U.S.A. 192 p.
9. Peckarsky, B., Fraissinet, P., Penton, M. y Conklin, D., 1990., Freshwater macroinvertebrates of northeastern North America. Comstock Publishing Associates. U.S.A. 442 p.
10. Pennak, R., 1989. Fresh water invertebrates of the United States. Third edition. John Wiley & Sons. U.S.A. 628 p.
11. Rockwood, L., 2006. Introduction to Population Ecology, Blackwell Publishing, Oxford,
12. Solís-Weiss, V., Hernández-Alcántara, P. y Solís-Marin, F., 2000. Muestreo del bentos. En: Granados-Barba, A., Solís-Weiss, V., Bernal-Ramírez, R.(eds). Métodos de muestreo en la investigación oceanográfica. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 448 p.

## Hoja de campo: Datos ambientales

Fecha \_\_\_\_\_ Localidad \_\_\_\_\_

Observaciones \_\_\_\_\_

Anotó \_\_\_\_\_

Estación	Coordenadas	Oxígeno disuelto (mg/l)	Temperatura (°C)	Salinidad	pH
1					
2					
3					
4					
5					
6					
7					
8					
9					
10					
11					
12					
13					
14					

Ejemplo de Tabla para manejo de los datos.

### Sitio 1

# Especie	Especie	No.	Pi	Porcentaje acumulativo
1	A	9	19.15	19.15
2	B	8	17.02	36.17
3	C	6	12.77	48.94
4	D	6	12.77	61.70
5	E	4	8.51	70.21
6	F	4	8.51	78.72
7	g	3	6.38	85.11
8	h	3	6.38	91.49
9	i	2	4.26	95.74
10	j	1	2.13	97.87
11	k	1	2.13	100.00
	<b>TOTAL</b>	<b>47</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

### Sitio 2

# Especie	Especie	No.	Pi	Porcentaje acumulativo
1	A	14	31.82	31.82
2	B	12	27.27	59.09
3	C	7	15.91	75
4	D	6	13.64	88.64
5	E	2	4.55	93.18
6	F	1	2.27	95.45
7	g	1	2.27	97.63
8	h	1	2.27	100
9	i	0	0	100
10	j	0	0	100
11	k	0	0	100
	<b>TOTAL</b>	<b>44</b>	<b>100</b>	<b>100</b>





# **BIBLIOGRAFÍA GENERAL**



# BIBLIOGRAFÍA GENERAL

## Introducción

1. Begon, M., Harper, J. L. y Townsend, C. R., 1990. Ecology: Individuals, Populations and Communities. Blackwell Scientific Publications, Oxford.
2. Nahle, N., 1999. Ecología. ©Biology Cabinet Organization. New Braunfels, TX. Actualizado en marzo de 2008. <http://www.biocab.org/Ecologia.html>.
3. Smith R. L., Smith, T. M., 2001. Ecología. Edit. Addison Wesley Pearson, 4a edición. 642 pp.
4. Soberón J. 1998. Ecología de Poblaciones. Secretaría de Educación Pública, Fondo de Cultura Económica, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. 149 pp.
5. Valverde T., Z. Cano-Santana, J. Meave y J. Carabias. 2005. Ecología y medio ambiente. Edit. Addison Wesley Pearson. 230 pp.







