



# Manual de

# Limnología

y

# Ecología

## AUTORES

Adrián Cervantes Martínez  
Brianna J. Jacobson  
Víctor Hugo Delgado-Blas  
Martha Angélica Gutiérrez-Aguirre  
Jovana L. Arroyo Castro



Universidad  
de  
Quintana Roo

División de  
Desarrollo  
Sustentable

**DCI** DIVISIÓN DE  
CIENCIAS E  
INGENIERÍA

# MANUAL DE LIMNOLOGÍA Y ECOLOGÍA

Adrián Cervantes Martínez  
Brianna J. Jacobson  
Víctor Hugo Delgado Blas  
Martha Angélica Gutiérrez Aguirre  
Jovana L. Arroyo Castro

Universidad de Quintana Roo  
2013



Universidad  
de  
Quintana Roo

División de  
Desarrollo  
Sustentable

**DCI** DIVISIÓN DE  
CIENCIAS E  
INGENIERÍA

## **DIRECTORIO UNIVERSIDAD DE QUINTANA ROO**

M. A. Elina Elfi Coral Castilla, Rectora

M. en F. Erika Leticia Alonso Flores Coordinadora Unidad Académica Cozumel

Dr. Alejandro Alvarado Herrera Director de la División de Desarrollo Sustentable

Dr. José Hernández Rodríguez Director de la División de Ciencias e Ingeniería

© **Derechos reservados:** Universidad de Quintana Roo (UQROO), 2013. Primera edición: 2013

### **Autores:**

Adrián Cervantes-Martínez, Brianna J. Jacobson, Víctor Hugo Delgado-Blas, Martha Angélica-Gutiérrez Aguirre y Jovana L. Arroyo Castro.

**Diseño de portada:** Jorge Alberto Sulub Tolosa

### **Reproducción:**

Esta obra es una edición y producción de la Universidad de Quintana Roo, Unidades Académicas Cozumel y Chetumal. Queda prohibida la reproducción total o parcial del contenido de este manual por cualquier método gráfico o electrónico incluyendo fotocopiado, escáner y cinta magnética, sin previa autorización de los autores.

**ISBN: 978-607-9015-75-6 IMPRESO Y HECHO EN MÉXICO**

# ÍNDICE

<u>Presentación.....</u>	<u>5</u>
<u>Agradecimientos.....</u>	<u>6</u>
<u>Práctica I: Equipo básico empleado en un estudio limnológico .....</u>	<u>7</u>
<u>Práctica II: Toma de variables físicas y químicas del agua.....</u>	<u>12</u>
<u>Práctica III: Análisis de la temperatura del agua en un gradiente vertical.....</u>	<u>17</u>
<u>Práctica IV: Perfiles de oxígeno disuelto en un gradiente vertical.....</u>	<u>19</u>
<u>Práctica V: Análisis cualitativo y cuantitativo de comunidades del zooplancton.....</u>	<u>21</u>
<u>Práctica VI: Estrategias de supervivencia y dispersión del zooplancton.....</u>	<u>30</u>
<u>Práctica VII: Invertebrados asociados a humedales (manglares).....</u>	<u>33</u>
<u>Práctica VIII: Determinación de la producción primaria y estado trófico de agua por medio de la medición de clorofila <i>a</i>.....</u>	<u>35</u>
<u>Práctica IX: Determinación de la productividad primaria a partir del método de Botellas claras y oscuras.....</u>	<u>38</u>
<u>Práctica X: Morfometría.....</u>	<u>40</u>
<u>Bibliografía.....</u>	<u>43</u>

La limnología es la ciencia que estudia los cuerpos de agua que se encuentran en el continente. Dicha ciencia se originó y desarrolló a partir del análisis de sistemas acuáticos distribuidos en la región templada, de hecho, muchos de los planes de manejo y teorías aplicables en dichas latitudes, se han “extrapolado” y aplicado sin previo conocimiento de la dinámica y características básicas de los sistemas acuáticos tropicales. Esta práctica es errónea e inapropiada debido a que ambos tipos de ambientes, intrínsecamente presentan diferencias latitudinales, físicas, geológicas, químicas y biológicas (Lewis, 1996; Cervantes-Martinez, 2005).

Por ejemplo, en los sistemas acuáticos de latitudes templadas, se ha reportado que los factores que regulan la tasa de producción primaria del fitoplancton son, la radiación solar disponible, la temperatura, concentración de nutrientes, herbivoría, parasitismo y competencia; sin embargo en latitudes tropicales la temperatura no es, aparentemente, un factor tan importante (debido a su poca variación); se ha encontrado que la concentración de nutrientes y cantidad de luz subacuática son los factores principales y, como factores secundarios se han valorado la herbivoría y el parasitismo (Lewis, 1996; Lugo, 2000).

Este tipo de observaciones permiten entender la dinámica básica de los sistemas dulceacuícolas y proporcionan herramientas para el manejo del recurso. Sin embargo, el conocimiento de la limnología tropical es aún insuficiente y con la información disponible es difícil el desarrollo y la aplicación de planes de manejo, además de que no se puede generalizar el comportamiento limnológico de los sistemas tropicales.

Tomado en cuenta la gran cantidad de sistemas acuáticos continentales de nuestro país y la escasez de conocimiento limnológico para sistemas acuáticos de latitudes tropicales, el presente manual, surge por la necesidad de generar conocimiento para la formación de recursos humanos, capacitados que puedan emitir recomendaciones sobre el uso, conservación y aprovechamiento de los recursos acuáticos.

## AGRADECIMIENTOS

Los autores quieren agradecer a la División de Desarrollo Sustentable y al Departamento de Ciencias y Humanidades (Unidad Cozumel), quienes aportaron fondos para la impresión de esta obra. A los Drs. Alfonso Lugo Vázquez y María del Rosario Sánchez Rodríguez del laboratorio de Limnología Tropical UIICSE, FES Iztacala de la Universidad Nacional Autónoma de México, por las observaciones y sugerencias que realizaron al presente manual, lo cual enriqueció el contenido del presente material. Un agradecimiento especial a los estudiantes que han participado en los proyectos de investigación del Laboratorio de Limnología y Ecología de Sistemas Acuáticos, adscrito al Departamento de Ciencias y Humanidades Unidad Cozumel y a los alumnos del Departamento de Ingeniería Ambiental de la División de Ciencias e Ingeniería, Unidad Chetumal de la Universidad de Quintana Roo, su dedicación e ímpetu como futuros investigadores de esta ciencia, motivó a la creación de esta herramienta didáctica.

### Introducción

La limnología se encarga del estudio de los cuerpos de agua continentales (lagos, lagunas, charcos, cenotes, presas, bordos, arroyos, etc.). Así como un oceanólogo o biólogo marino estudian los océanos, un limnólogo estudia los cuerpos de agua continentales. Algunos científicos opinan, que la limnología, es la oceanología de los cuerpos de agua continentales.

Muchas de las investigaciones de un limnólogo ocurren en el campo (colectando muestras de peces, anfibios, insectos, zooplancton, fitoplancton, etc.) y compilando información acerca de las características limnológicas e interacciones ecológicas que ocurren en los cuerpos de agua epicontinentales. Por lo tanto, es fundamental saber utilizar y reconocer las herramientas que componen el equipo básico necesario para llevar a cabo un estudio limnológico (Torres-Orozco y García-Calderón. 1995, Lampert & Sommer, 1997).

### Objetivo:

- Identificar las herramientas e instrumentos involucrados en los estudios limnológicos.
- Aprender a utilizar equipos básicos para llevar a cabo los estudios limnológicos.

### Material que aportará el laboratorio

- Botella de Van Dorn
- Red de zooplancton en forma de cono
- Trampas de necton
- Sonda multiparamétrica digital
- Disco de Secchi
- Lancha inflable
- Motor fuera de borda (5 hp)

### Material que aportará el alumno

- Flexómetro (de plástico, de un metro de longitud por equipo)
- Libreta o bitácora de campo
- Botellas de plástico de 50, 100 o 250 ml
- Etiquetas

### Método:

Escuchar las instrucciones y tomar notas del uso y funcionamiento de algunas herramientas e instrumentos utilizados en estudios limnológicos.

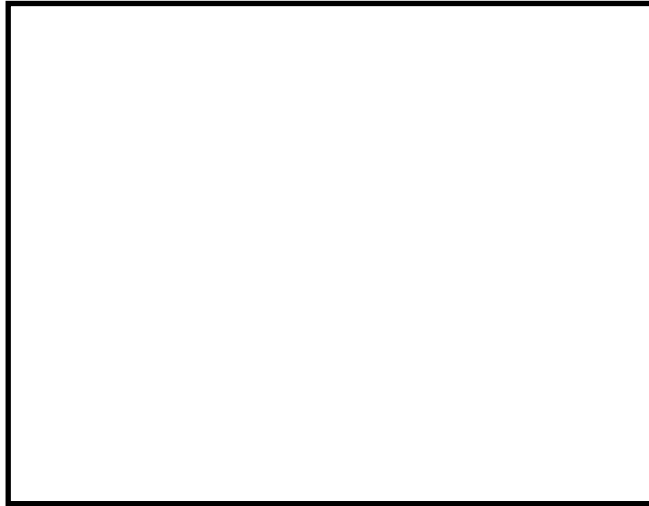
Realizar un esquema de cada herramienta e instrumento y señalar sus componentes principales.

Manipular las herramientas e instrumentos para practicar el uso del equipo.

**Equipo básico:**

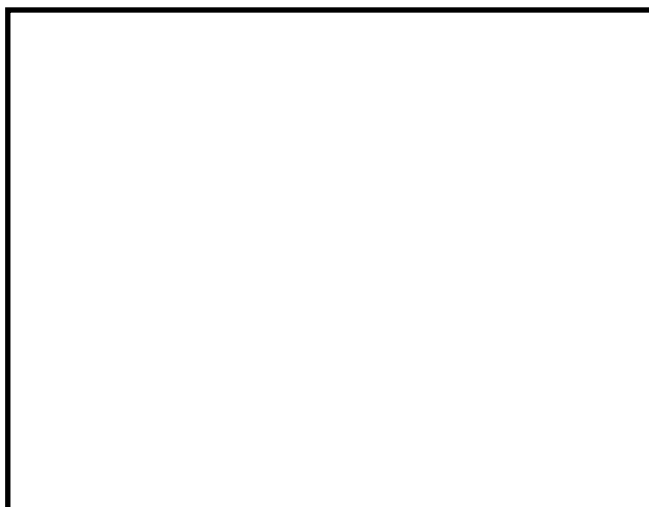
- 1) **Botella Van Dorn:** La botella es un muestreador de agua horizontal o vertical, usado para tomar muestras de agua en regiones superficiales o profundas de sistemas acuáticos como lagos, lagunas, arroyos, charcos etc. También es útil en la recolección de organismos en diferentes estratos de la columna de agua.

Otra de las cualidades de la botella, es que permite conocer el volumen de agua colectada. Para sistemas pequeños, es común usar una botella de Van Dorn de 2.2-5 litros de capacidad.



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

- 2) **Red de zooplancton:** Es otra herramienta importante en la recolecta de organismos zoopláncticos de un sistema acuático. Se toma una muestra de agua (con una botella Van Dorn, cubeta o alguna otra herramienta que sirva para tal fin) el agua se pasa por una red de zooplancton con abertura de malla de 45  $\mu\text{m}$ , los organismos son conducidos a un vaso colector y de ahí se pasan a un frasco de plástico de 50, 100 o 250 ml (con tapa hermética) y se fijan con alcohol concentrado para su posterior análisis en el laboratorio.



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

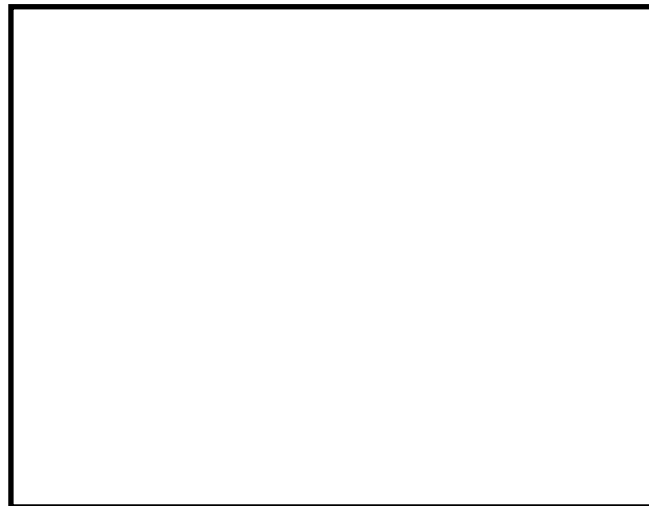


**3) Red y trampa de necton:** Existen varias herramientas, que pueden auxiliar en la colecta de organismos pertenecientes al necton (peces, renacuajos etc.).

1) Atarraya pequeña (1 m de diametro), para que pueda ser manipulada desde la orilla de un sistema acuático o dentro de una lancha inflable pequeña.

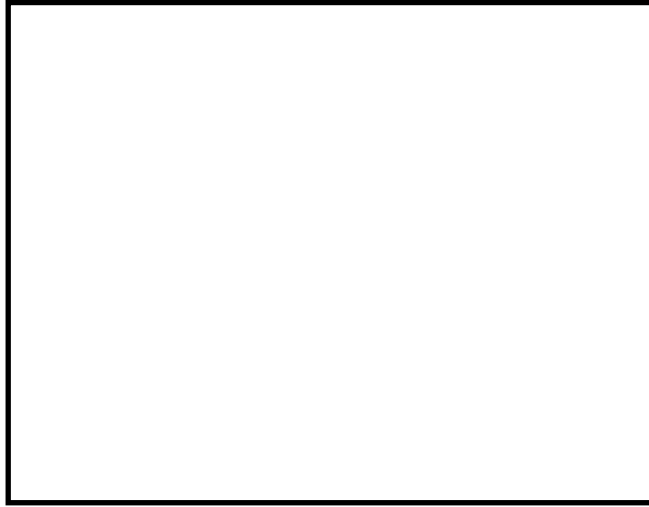
2) Red de mosquitero de 1 m<sup>2</sup>. La red es manipulada por dos personas y cada uno, toma los extremos de la misma (se le pueden colocar cuerdas, lo suficientemente largas para no estar tan cerca de los peces y así, evitar espantarlos). La red se coloca a media agua o en el fondo de sistema, esto dependerá de la profundidad en la que se encuentren los organismos. Se puede utilizar algún tipo de cebo para atraer a las presas y una vez concentrados en la red, esta se levanta rápidamente y se procede a colectar a los organismos.

3) Trampa maya, es una simple botella de Pet (refresco) a la cual se le corta la parte distal (cuello) y se invierte formando un embudo (la parte de la boca, queda hacia adentro de la botella). Se coloca un poco de cebo (tortilla, masa, carne etc.), los organismos entran por la parte del embudo y ya no pueden salir. Es recomendable, que para facilitar el hundimiento de la botella, se hagan “dos pequeñas ventanas” y se les coloque malla de mosquitero, pegada con silicon comercial, de esta manera, se permite el paso del agua al interior de la botella y el hundimiento de la misma. Amarre una cuerda o hilo a la botella, para que se le facilite recuperarla. La talla aproximada de peces que pueden ser capturados con esta herramienta es de 1-5 cm. Para tallas más grandes se utiizan botellas más grandes.



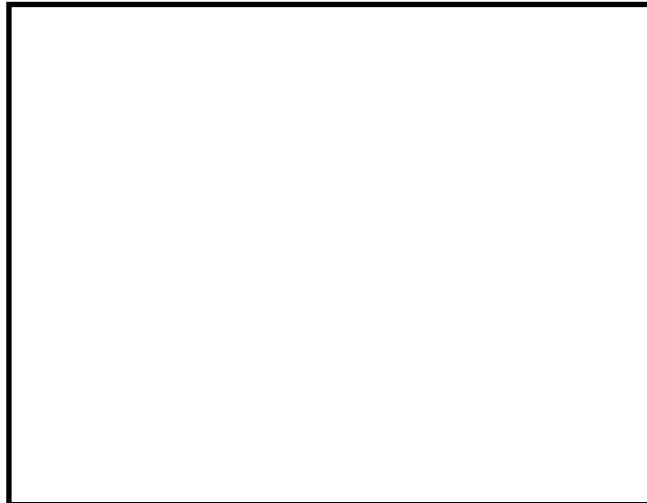
Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

- 4) **Sondas digitales multiparamétricas (Oxímetro, Hydrolab etc):** Usadas para determinar las características físicas y químicas de un sistema acuático: Temperatura del agua ( $^{\circ}\text{C}$ ), pH, Conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}^3$ ), Salinidad (ups) Oxígeno disuelto ( $\text{mg}/\text{L}$ ), Saturación de oxígeno (%), etc.



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

- 5) **Disco de Secchi:** Es utilizado para medir la transparencia del agua (profundidad de visibilidad del disco de Secchi) y profundidad de la columna de agua (en aguas principalmente someras).



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

- 6) Flexómetro:** Se usa para obtener medidas de parámetros como la profundidad del sistema, profundidad de la columna de agua, establecer puntos de medición cuando se hacen perfiles verticales en la columna de agua, medir la cuerda de la botella Van Dorn, el cable de la sonda, etc.



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

- 7) Lancha inflable con motor fuera de borda:** Para poder introducirse a sistemas acuáticos con profundidades considerables (embalses, lagos, lagunas, cenotes, etc.).



Realice un esquema de la herramienta en cuestión y señale los componentes principales.

Cuestionario

¿Qué herramientas se le facilitaron más?

¿Qué tipos de estudios se podrían realizar con estos tipos de instrumentos?

¿Por qué considera importantes estos instrumentos?

**Conclusión**

#### Introducción

Cada cuerpo de agua tiene sus propias características físicas y químicas. Dichas variables pueden influir en las especies que habitan en un ecosistema acuático y son parámetros que se consideran para el estudio limnológico debido a las interrelaciones que guardan con las variables bióticas y utilidad para clasificar ambientalmente un sistema acuático.

Entre las características físicas más comunes, se pueden mencionar: la temperatura del agua, profundidad, transparencia. Las variables físicas son aquellas, que no involucran procesos químicos.

Las variables químicas son las que están relacionadas a los procesos químicos y propiedades químicas del agua. Entre las características químicas se encuentran: oxígeno disuelto, saturación de oxígeno, salinidad, conductividad, pH, nutrientes, alcalinidad, dureza, entre otras.

Al término de esta práctica, se anexa una tabla, donde se pueden consultar algunas de las técnicas que se usan para determinar la calidad del agua, a través de técnicas analíticas.

#### Objetivo:

- Identificar variables físicas y químicas de sistemas acuáticos continentales.
- Tomar datos de variables físicas y químicas en un sistema acuático continental.

#### Material que aportará el laboratorio

- Sonda multiparamétrica (marcada cada metro)
- Potenciometro o papel pH
- Refractómetro
- Disco de Secchi (marcado cada metro)
- Termómetro

#### Material que aportará el alumno

- Libreta de campo
- Bitácora

#### Método:

La toma de datos de variables físicas y químicas, se puede realizar con la ayuda de una sonda digital (ver ejemplo). El multisensor es introducido en el agua y se comienzan a leer y anotar los valores de las variables ambientales que contenga dicha sonda.

Para medir la transparencia del agua se puede utilizar el disco de Secchi. Para ello, coloque el disco dentro del agua, súbelo hasta que desaparezca y anote esta profundidad, bájelo un poco nuevamente, súbelo muy lentamente hasta que vuelva a ver el disco y registre esta profundidad. El promedio de estas dos mediciones es la transparencia del agua o limnológicamente hablando, la profundidad de visibilidad al disco de Secchi. Procure hacer esta medición, del lado no soleado (ya sea de la lancha o donde usted se encuentre ubicado), si hay mucha luz solar, puede interferir en que usted pueda ver el disco.

### A continuación, se ejemplifica la toma de variables físicas y químicas con una sonda multiparamétrica comercial

Para este ejemplo, se utilizará un oxímetro para medir variables físicas y químicas del agua.

- 1) Introduzca el sensor.



- 2) Encender el equipo donde dice ON/OFF.
- 3) Es importante que la persona que este sujetando el sensor, lo mueva de manera circular constantemente.



- 4) Para leer las variables presione el botón MODE.
- 5) Es probable que la palabra RANGE aparezca en la pantalla, presiona MODE para seguir leyendo las variables.
- 6) Las variables aparecen una por una en la pantalla, para cambiar a la siguiente variable presione MODE.
- 7) Las variables disponibles a medir con el multisensor son: salinidad (ppt) conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ), temperatura del agua ( $^{\circ}\text{C}$ ), oxígeno disuelto (mg/l) y saturación de oxígeno (%).
- 8) Es importante que cuando se este tomando el valor del oxígeno disuelto, inmediatamente despues, se lea la saturación de oxígeno.
- 9) Se recomienda que se lea cada variable por lo menos 2 veces, esto servirá para tener un promedio.
- 10) Una vez que termine de leer las variables, apague el oxímetro (OFF) y enjuague el sensor con agua destillada para su almacenamiento.



- Nota: Es importante mencionar: 1) que la sonda este previamente calibrada (siguiendo el manual de operación del instrumento en cuestión) 2) considerar error de medición (rango de error) de la sonda que se vaya a utilizar y 3) leer las instrucciones de uso del aparato a utilizar.

#### Cuestionario

Para prevenir errores en las lecturas ¿Qué acciones debe usted realizar, antes de comenzar a tomar datos?

¿Qué información limnológica se obtiene al tomar datos de variables físicas y químicas del agua?

¿Es importante medir todas las variables en todos los cuerpos de agua? Ó ¿Considera que hay variables más importantes que otras para ciertos sistemas acuáticos?

#### Conclusión

Anexo., requerimientos de colecta y conservación para técnicas analíticas de agua; P= plástico; V= vidrio; P(A) plástico enjuagado con HNO<sub>3</sub>; V(A) vidrio enjuagado con HNO<sub>3</sub>; h= horas; d= días; m= meses.

VARIABLE	Tipo de recipiente para colecta o almacenamiento	Volumen mínimo de muestra (mL)	CONSERVACIÓN	Tiempo máximo de almacenamiento
Acidez	P, V	100	Refrigerar	14 d
Alcalinidad	P, V	200	Refrigerar	14 d
DBO <sub>5</sub>	P, V	1000	Refrigerar	48 h
Boro	P	100	No se requiere	28 d
Bromuros	P, V		No se requiere	28 d
Carbono orgánico total		100	Analizar inmediatamente o refrigere y agregue H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> hasta pH<2	28 d
Bióxido de carbono	P, V	100	Analizar inmediatamente	
Demanda Química de Oxígeno	P, V	100	Analizar lo antes posible o refrigere y agregue H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> hasta pH<2	28 d
Cloro residual	P, V	500	Analizar inmediatamente	2 h
Clorofila	P, V	500	Obscuridad. Refrigerar o congelar	30 d
Conductividad	P, V	500	Refrigerar	28 d
Dureza	P, V	100	Añadir HNO <sub>3</sub> hasta pH<2	6 m
Metales	P(A), V(A)	200	Para metales disueltos filtre inmediatamente. Agregue HNO <sub>3</sub> hasta pH<2	6 m
Amonio	P, V	500	Analizar lo antes posible o refrigere y agregue H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> hasta pH<2	28 d
Nitratos	P, V	100	Analizar lo antes posible o congele a -20 °C	48 h
Nitratos + nitritos	P, V	200	Agregue H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> a pH<2, o refrigere	28 d
Nitritos	P, V	100	Analizar lo antes posible o refrigere y agregue H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> hasta pH<2	28 d
Nitrógeno orgánico	P, V	500	Refrigerar	28 d
Plaguicidas		500	Refrigerar; añada 100 mg/L de Na <sub>2</sub> SO <sub>3</sub> si hay cloro residual	7 d hasta la extracción
Fenoles	P, V	500	Refrigere; añada H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	40 d después de

			a pH>2	extraer
Oxígeno disuelto, Método Winkler	V, DBO	300	Analizar inmediatamente. La titulación se puede demorar 8 h	0.5 h
pH	P, V		Analizar inmediatamente	2 h
Fosfatos	V(A)	100	Para fosfatos disueltos, filtre inmediatamente; refrigere o congele a - 10 °C	48 h
Salinidad	V, cera	250	Analizar inmediatamente o usar sello de cera	6 m
Sílice	P	100	Refrigerar; NO CONGELAR	28 d
Sólidos	P, V	300	Refrigerar	14 d
Sulfatos	P, V	100	Refrigerar	28 d
Sulfuros	P, V	100	Refrigerar; añadir 4 gotas de acetato de zinc 2N por cada 100 ml	28 d
Temperatura	P, V	-	Analizar inmediatamente	-

Traducido de APHA, 1995 por A. Lugo 2013.



### Introducción

Se ha observado que la estratificación de un lago está en función de los cambios estacionales en la temperatura ambiente, los cuales subsecuentemente tienen efecto sobre la temperatura del agua (Lewis, 1987). Un descenso de la temperatura (por ejemplo en la estación climática fría), puede contribuir a la mezcla de la columna de agua, mientras que el incremento en la misma (estación climática cálida), puede producir estratificación.

Es típico (sobre todo en lagos de latitudes tropicales), que el exceso de calor ambiental, produzca un incremento en la temperatura del agua superficial y eventualmente, una diferencia importante en la densidad del agua, impidiendo la mezcla total de la columna de agua (Reid & Wood, 1976; Kalff, 2002). La diferencia de densidad del agua (producida por la temperatura) es lo que ocasiona la separación de las masas de agua. El descenso de la temperatura ambiente, en conjunto con la acción de los vientos, pueden romper dicha estratificación.

Por otro lado, se ha observado que los cambios de temperatura en la columna de agua, puede tener efectos sobre la abundancia, reproducción crecimiento y distribución vertical de organismos acuáticos (Williamson *et al.*, 1996; Adrian&Schiplowski, 2003; Lampert & Grey, 2003; Cervantes-Martínez *et al.*, 2005).

Este tipo de información, puede obtenerse, haciendo un análisis de la temperatura en un perfil vertical. Los estratos de la columna de agua se caracterizan por tener características físicas, químicas y biológicas diferentes. Al encontrar un cambio de temperatura en el gradiente de profundidad, se puede inferir sobre el comportamiento de otras variables, ya sea bióticas o abióticas.

### Objetivo:

- Determinar el perfil vertical de temperatura de un cuerpo acuático.

### Material que proporcionará el laboratorio

- Sonda multiparamétrica
- Botella de Van Dorn
- Chaleco salvavidas
- Lancha inflable con motor fuera de borda

### Material que proporcionará el alumno

- Flexometro (de plástico y de un metro de longitud por equipo)
- Equipo básico de buceo (snorkel, visor y aletas)
- Bitácora

### Método:

Para esta práctica, se recomienda hacer las mediciones en un sistema acuático profundo (más de 10 metros de profundidad) o donde la columna de agua, permita encontrar diferencias de temperatura (mayor o igual a un grado centígrado, entre medición y medición).

Tome el sensor de la sonda multiparamétrica y bájelo lentamente, apunte los resultados de la profundidad a la que se encuentra la sonda y registre en una libreta o bitacora de campo los resultados observados. No olvidar poner lugar, fecha, hora características del ambiente (nubosidad, dirección del viento, temperatura ambiente, etc.). Las mediciones se pueden hacer metro a metro o a profundidades menores, esto dependerá de las características físicas o químicas del sistema analizado.

Por otro lado, es importante, que los perfiles se realicen de la superficie hacia el fondo y no al revés (del fondo a la superficie), esto evitará desestabilizar la columna de agua y perder algún evento de estratificación (o microestratificación), ya sea química (quimioclina, oxiclina), física (termoclina) o biológica (distribución de organismos, máximo profundo de clorofila, etc.).

#### Cuestionario

1. ¿Para que sirve un estudio de perfiles verticales de temperatura en un sistema acuático?
2. ¿Qué tipo de información limnológica, usted obtendría al hacer un estudio de perfil vertical de temperatura?
3. ¿Qué es el máximo profundo de clorofila?

#### Conclusión

### Introducción

Después de la temperatura, el oxígeno es uno de los factores más importantes que debe ser medido en el agua. Las fuentes de oxígeno son la precipitación pluvial, la disolución del oxígeno atmosférico en el agua, la fotosíntesis, los afluentes y la turbulencia. El consumo de oxígeno ocurre por respiración de plantas y animales, las demandas bioquímicas, química y bentónica de oxígeno, los afluentes, la agitación excesiva, la extensión del periodo de estratificación térmica y el sedimento (Roldán-Pérez y Ramírez-Restrepo, 2008); y el principal factor de consumo de oxígeno es la oxidación de materia orgánica por respiración de organismos descomponedores (bacterias heterotróficas aerobias).

En general existen tres tipos de perfiles (Lampert & Sommer, 1997) (Fig. 1): Perfil ortógrado característico de sistemas oligotróficos; indica bajo consumo de oxígeno. Perfil heterógrado: puede ser positivo o negativo. El perfil heterógrado positivo tiene un aumento de oxígeno en el metalimnion y el perfil heterógrado negativo presenta una disminución de oxígeno en el metalimnion. Perfil clinógrado se presenta cuando ocurre una disminución progresiva de oxígeno hacia el fondo y es común en sistemas meso-eutróficos.

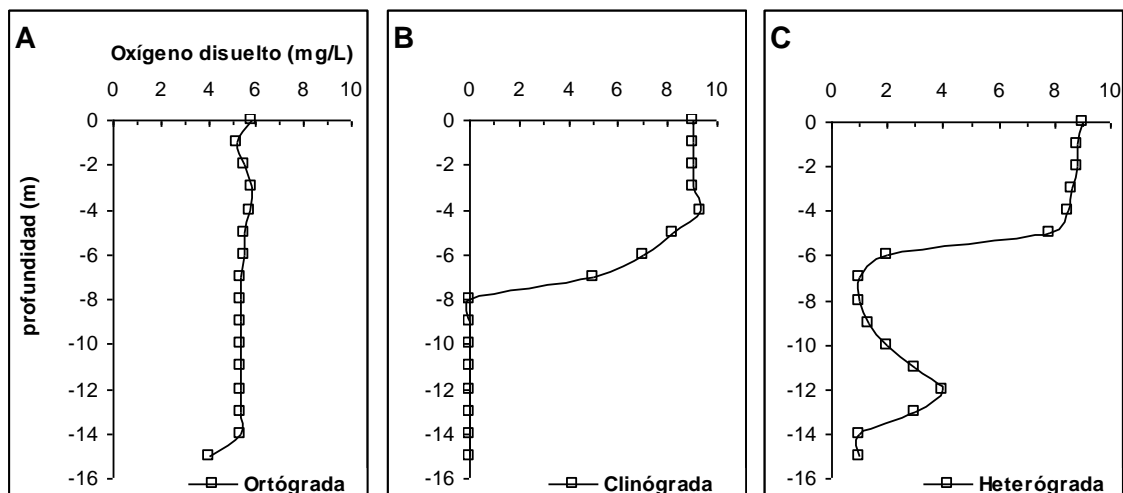


Fig. 1. Tipos de perfiles de oxígeno A= curva ortógrada, B= Clinógrada y C= Herterógrada.

### Objetivo:

- Determinar el perfil de oxígeno en un cuerpo acuático.

### Material que proporcionará el laboratorio

- Botella Van Dorn
- Cuerda marcada cada metro
- Sonda multiparamétrica
- chaleco salvavidas
- Lancha inflable con motor fuera de borda

### **Material que proporcionará el alumno**

- Tabla de acrílico blanca y ligeramente lijada para registrar los datos o bitacora de papel albanene con encabezados verticales de los parámetros ambientales que se vayan a medir

### **Método**

Tome la botella Van Dorn y sumérgala lentamente a cada metro de profundidad (la profundidad dependerá del cuerpo de agua, puede reducirse a cada 50 cm o menos en ambientes someros), una vez que llegue a la profundidad deseada; desde la superficie envíe el mensajero de la botella para que cierre el mecanismo de las tapas de la botella y se obtenga la muestra de esa profundidad. Posteriormente saque la botella a la superficie y destápela, sumerja el sensor para medir el oxígeno y registre en una tabla de acrílico los resultados observados.

Esta técnica también se puede realizar, utilizando una sonda multiparamétrica, que cuente con cable lo suficientemente largo (20-50-100 metros). De igual manera, baje el sensor cada metro o dependiendo de la profundidad del sistema (como se menciona arriba).

**Grafique el tipo de perfil de oxígeno que encontró en el sitio de muestreo.**

### **Cuestionario**

1. ¿Investigar los factores que afectan los perfiles heterógrado positivo y negativo y el perfil clinógrado?.
2. ¿Investigar la importancia del oxígeno en los cuerpos de agua?.
3. ¿Explique los factores que afectan la solubilidad del oxígeno en los cuerpos de agua?.
4. ¿Que son los lagos oligotróficos, mesotróficos y eutróficos?.

### **Conclusión**

## Introducción

En cualquier investigación científica los análisis cualitativos y cuantitativos son indispensables. En los estudios limnológicos de las comunidades de zooplancton pueden realizarse análisis cualitativos o cuantitativos y en algunos casos se pueden aplicar ambos métodos o análisis.

El análisis cualitativo en su sentido más amplio es la investigación que produce la mayor cantidad de datos descriptivos como sean posibles, es decir, se observa detenidamente el objeto de estudio y se le otorga la mayor cantidad de cualidades como se puedan detallar (Calero, 2000). Como un ejemplo, el análisis cualitativo puede ser la evaluación de la riqueza de zooplancton que se encuentra en un sistema acuático, en un momento y punto determinado.

Mientras que el análisis cuantitativo, es un proceso sistemático y ordenado, que se lleva a cabo siguiendo determinados pasos, donde es posible obtener datos sólidos acerca del objeto de interés, de manera que se pueda conseguir información cada vez más específica. Generalmente este análisis se ve complementado con herramientas estadísticas. El análisis cuantitativo, tiene una concepción lineal donde hay claridad entre los elementos que conforman el problema, que tenga definición, saber con exactitud donde se inicia el problema y saber qué tipo de incidencia existe entre sus elementos (Calero, 2000).

En un análisis cuantitativo se hacen mediciones de variables cuantitativas (número de organismos en un área determinada). Un ejemplo del análisis cuantitativo involucra la recolección de una cantidad específica de elementos, por ejemplo conocer la densidad de organismos presentes en una área o volumen de algún sistema acuático.

Entonces, los análisis antes mencionados, dependen de la medición y clasificación de las variables de interés. Una variable es cualquier cualidad o característica de un objeto (o evento) que contenga atributos que sirvan para clasificarlo(s). A continuación se proporciona una clasificación general de algunos tipos de variables:

### **Variables cualitativas o no métricas**

- 1) **Variables nominales.** Expresan una cualidad del objeto o evento, sin establecer ninguna graduación entre las distintas categorías que conforman la variable (grupo sanguíneo, sexo, color de pelo etc.).
- 2) **Variables ordinales.** Semejantes a la anterior, se puede “ordenar” en el sentido de “mayor que” o “menor que” (con extremado color de pelo, con menor color de pelo etc.).

### **Variables cuantitativas o métricas**

- 1) **Variables de intervalo.** Puede cuantificarse la distancia exacta que separa cada valor de la variable (años, peso, horas, metros, tallas etc.).

Ejemplo:

Talla (m)	Frecuencia
1.2-1.4	2
1.5-1.8	8
1.9-2.1	1

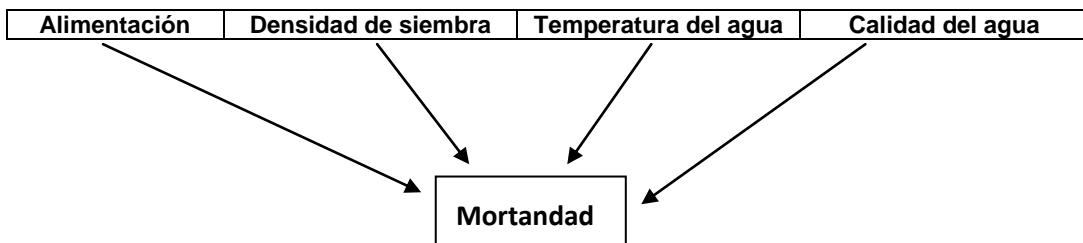
- 2) **Variables de proporción o razón.** A las características del nivel de intervalo se suma la posibilidad de establecer un cero absoluto. Esto permite el cálculo de proporciones y la realización de cualquier operación aritmética (ingresos, número de habitantes, número de veces que se arroja un anzuelo etc.).

**Escalas de medición**

- a) **Variables continuas.** Aquellas en las que pueden hallarse valores intermedios en la escala de medición entre dos valores dados (“peso” 23.0 kg con 750 gr; “talla” 1 m con 72 cm).
- b) **Variables discretas.** Cuando no cabe la posibilidad de hallar valores intermedios entre dos valores dados.

Variables discretas	Variables continuas
Número de arrastres de plancton	Tiempo duración arrastre
Número de peces medidos	Longitud caudal
Número de termosensores	Temperatura atmosférica.

- c) **Variables independientes, explicativas o criterio (x).** Variable cuyos atributos se supone, influyen en una segunda variable (la dependiente). Figuran en las hipótesis de investigación e indican posibles causas de la variación de la variable.
- d) **Variables dependientes o criterio (y).** Variables cuyos atributos “dependen” de los que adoptan las variables independientes. Por ejemplo, ver que variables determinan la mortandad de larvas de peces.



Es posible llevar a cabo estudios que involucran el análisis cuantitativo y cualitativo simultáneamente. A continuación se describirá la metodología utilizada con gran regularidad en el campo de la limnología.

## Objetivo:

- Identificar las diferencias que existen entre un análisis cualitativo y un cuantitativo.
- Aprender a hacer un estudio cualitativo y cuantitativo del zooplancton, usando una metodología específica.

## Material que aportará el laboratorio

- Botella Van Dorn de capacidad de 2.5 l
- Red de zooplancton
- Microscopio óptico
- Microscopio estereoscópico
- Glicerina
- Alcohol al 70%
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Frascos de plástico (250 ml)
- Pinzas
- Aguja de disección

## Material que aportará el alumno

- Libros de consulta (básicos de limnología y ecología y claves especializadas del zooplancton).
- Muestra de agua viva, de algún charco, laguna, etc.
- 250 ml, de muestra de agua viva, de algún charco, laguna, etc.

## Método

Para llevar a cabo un estudio cualitativo o cuantitativo se debe seguir los siguientes pasos:

- 1) Organice los materiales necesarios para recolectar muestras en el campo (alcohol, envases de plástico, sondas digitales multiparamétricas, red de zooplancton. botella Van Dorn, etc.).



## Recolección de zooplancton

- 2) Destape la botella de Van Dorn.
- 3) Introduzca la botella en los primeros centímetros de la columna de agua.



- 4) Suelte el mensajero para que cierre la botella.



- 5) Saque la botella y con la ayuda de un compañero, vacíe con cuidado el contenido en una red de zooplancton.



- 6) Repita los pasos 2-5, si es que desea filtrar más volumen de agua.  
7) De unas palmadas al colector de la red para eliminar el exceso de agua.





- 8) Vacíe el contenido en un envase de plástico y agregue alcohol concentrado para la preservación de la muestra. La muestra debe de quedar con una relación de 1:9, es decir muestra concentrada (poca agua) y una mayor cantidad de alcohol, para asegurar que queden bien fijadas las muestras.
- 9) Para minimizar pérdida del material colectado, enjuague la red con agua del mismo sistema y vacíela nuevamente en el envase.



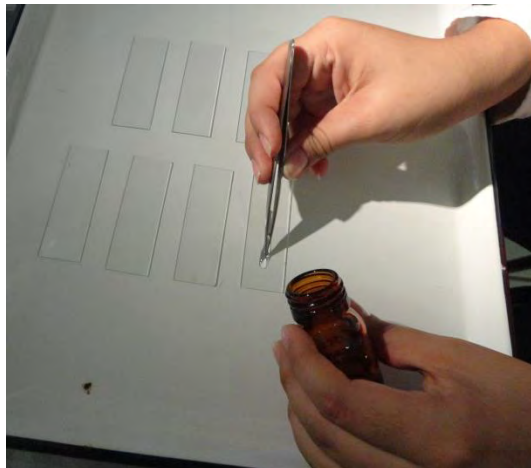
- 10) Etiquete la muestra con la fecha, localidad, colector, tipo de muestra (muestra o replica).
- 11) Repita los pasos del 2-9 por si quiere obtener replicas.

### Trabajo del gabinete

- 1) Para llevar a cabo el trabajo en el laboratorio, se requiere: las muestras previamente recolectadas, caja de Petri, microscopios ópticos y estereoscópicos, porta y cubreobjetos, glicerina pinzas de relojero y pipetas con bulbo.



- 2) Se puede empezar a analizar cualquiera de las dos muestras sea A o B, (si es que colectó, muestra y replica).
- 3) La cantidad de material orgánico que se encuentra en su muestra, puede determinar la cantidad de portaobjetos que se debe preparar antes de filtrar la muestra. Para unos 5 litros de agua filtrados de la zona limnética, se prepararan aproximadamente de 7-10 portaobjetos.

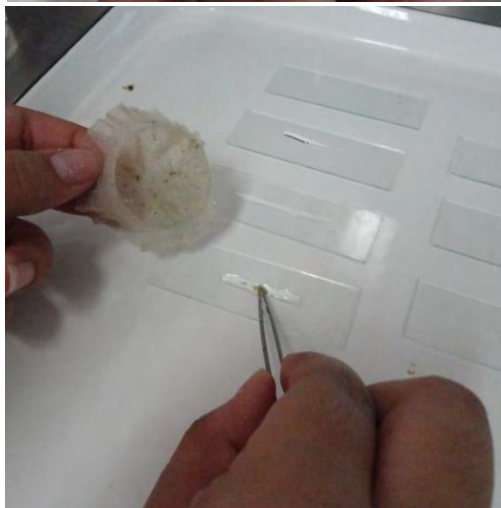


- 4) En cada uno de los portaobjetos se coloca una línea de glicerina sobre la cual se pondrá la muestra para evitar que se seque. Una vez preparado, déjelo a un lado y siga pasando su muestra a los demás portaobjetos.

- 5) Se debe filtrar la muestra (ya colectada) usando un concentrador. Se vacía el contenido del envase poco a poco en el concentrador (Figura de abajo).



- 6) Separe el filtro del concentrador sobre la caja de Petri para evitar la pérdida de muestra.
- 7) Con las pinzas raspe ligeramente el filtro para juntar el material en el centro del filtro.



- 8) Transfiera con cuidado, el material biológico a los portaobjetos con sus pinzas.

- 9) Enjuague el filtro y concentrador con el alcohol utilizando una pipeta y una caja de Petri y regrese el contenido al envase para que pueda filtrar nuevamente el sobrante de su muestra. Esta acción le permitirá recuperar en su totalidad la muestra.
- 10) Repita pasos 5-9 hasta que se acabe la muestra.
- 11) Utilizando un microscopio estereoscópico se puede distribuir de manera homogénea el material que se encuentra en los portaobjetos. Se utiliza una aguja de disección para distribuir la muestra. Este paso es importante porque facilita la observación del material colectado, cuando se examina la muestra en el microscopio óptico. Si el material biológico no está lo suficientemente distribuido, se dificulta la observación, conteo e identificación.



- 12) Una vez que los portaobjetos están preparados se puede empezar a observar la muestra en un microscopio óptico. En el caso de un estudio cualitativo se determina la riqueza de zooplancton encontrada en el sistema bajo estudio. En un análisis cuantitativo se deben identificar las especies presentes además de contar los individuos de cada especie para llegar a una abundancia específica.



Nota: No olvide lavar las redes y material empleado, antes y después de la siguiente muestra, sitio de muestreo o colecta.

### Cuestionario

- ¿Cómo se puede diferenciar entre un estudio cualitativo y cuantitativo?
- ¿Qué características tiene un estudio cualitativo y un estudio cuantitativo?
- ¿Qué información ecológica obtiene, al hacer este tipo de estudios?

### Conclusión

### Introducción

Rotíferos y cladóceros son dos grupos de zooplancton que se reproducen mediante partenogénesis cíclica. Es decir tienen un ciclo de reproducción asexual y sexual. Algunos grupos como los rotíferos *Bdelloideos*, nunca se reproducen sexualmente y han sobrevivido por millones de años con reproducción estrictamente asexual.

La mayoría de las especies del zooplancton se reproducen sexualmente en alguna etapa de su vida. En la etapa asexual la hembra produce huevos amicticos mediante mitosis donde la siguiente generación resultan ser clones idénticos a la madre. Debido a la reproducción asexual, sus poblaciones crecen rápidamente y es un mecanismo exitoso para poblar ecosistemas acuáticos (Nogrady *et al.*, 1993).

En la etapa sexual las hembras producen un huevo de resistencia (rotíferos) o efipios (cladóceros). Esta etapa se presenta, cuando existe estrés ambiental (falta de nutrientes, depredación, desecación, sobrepoblación, entre otros). Los huevos de resistencia de los rotíferos y efipiales en los cladóceros son importantes en la sobrevivencia, integridad genética y como indicadores de estrés ambiental. Además son fundamentales en la dispersión de las especies debido a que son resistentes a los procesos digestivos de depredadores como peces y anfibios. Algunos otros, tienen estructuras que les permiten adherirse a las plumas de aves y pelos de mamíferos. Cuando los organismos migran o se mueven a otros lugares, llevan consigo estas estructuras de resistencia, permitiendo así, la dispersión de las especies.

Los huevos de resistencia y efipiales permanecen latentes por mucho tiempo (hasta 50 años o más, como en los copépodos calanoideos) en el ecosistema y producen hembras cuando las condiciones vuelven a ser favorables, contribuyendo así, a la sobrevivencia de las especies.

Los copépodos tienen la habilidad de producir huevos de resistencia (calanoides) entrar en un estado de diapausa (cyclopoides) o formar quistes en estado adulto (Harpacticoida) (Santer, 1998; Cervantes-Martínez, *et al.*, 2012).

El estado de diapausa puede ocurrir en cualquier etapa de desarrollo de los copépodos, pero todos estos mecanismos de resistencia y dispersión mencionados, entran en función, cuando existe un desequilibrio en el ambiente, como sobrepoblación, exposición excesiva a radiación solar, depredación, competencia etc. Cuando las condiciones ambientales vuelven a ser favorables, los organismos regresan y continúan con sus ciclos vitales en los sistemas acuáticos.

### Objetivo:

- Observar la eclosión de huevos de resistencia, efipiales y/o de organismos en estado diapausa presentes en una muestra de suelo, sometido a procesos de inundación y desecación.

### Material que aportará el laboratorio

- Caja de Petri
- Microscópico estereoscópico
- Agua destilada
- Pipetas con bulbo
- Portaobjetos
- Preparaciones semipermanentes con huevos de resistencia y efipiales.

**Material que aportará el alumno**

- Una muestra de suelo que haya sido sometido a procesos de desecación e inundación
- Libro de Consulta

**Método:**

Se requiere una muestra de suelo que haya estado sometido a procesos de inundación y subsecuentemente seguida de una sequía. Se llena la mitad de una caja de Petri con la muestra del suelo y se agrega agua destilada hasta que se cubra la muestra. Tapar la caja de Petri y colocarla en un lugar seguro y sin perturbación alguna. Revisar diariamente la muestra hasta observar la aparición de especies de zooplancton. Anotar los cambios biológicos observados en su muestra.

Si se observa la presencia de algún organismo, se puede colocar una gota de la muestra (usando una pipeta) en un portaobjeto y se observa bajo un microscópico óptico para identificar a los organismos con mayor facilidad.

Registre sus observaciones en su libreta tratando de identificar especies de zooplancton y los huevos de resistencia o efipiales si es que están presentes en su muestra.

**Observaciones**

Grupo de zooplancton	Especie	Dibujo o Fotografía

**Cuestionario**

¿Cuáles son las estrategias de los rotíferos y cladóceros que son utilizados para dispersarse?

¿Cuáles son las características que tienen los huevos de resistencia y efipiales que les hace diferentes de un huevo normal?

¿Cuáles son las ventajas que tiene el ciclo de vida del zooplancton en la sobrevivencia y dispersión?

Investiga el concepto de diapausa. ¿Ayuda a los copépodos dispersarse o solamente en la sobrevivencia?

### **Conclusión**



### Introducción

El manglar parte de un ecosistema de humedal. Ocupa la zona intermareal cercana a las desembocaduras de cursos de agua dulce de las costas de latitudes tropicales. Entre las áreas con manglares se incluyen estuarios y zonas costeras.

Este ecosistema está compuesto por árboles o arbustos que poseen adaptaciones que les permiten colonizar terrenos anegados que están sujetos a intrusiones de agua salada. El término manglar incluye varias especies que poseen adaptaciones similares como son: tolerancia a altos niveles de salinidad; raíces aéreas que estabilizan el árbol en terrenos blandos; semillas flotantes (plántulas); estructuras especializadas que permiten la entrada de oxígeno y la salida de bióxido de carbono.

En México predominan cuatro especies de mangle: Mangle rojo (*Rhizophora mangle*), Mangle blanco (*Laguncularia racemosa*), Mangle negro (*Avicennia germinans*), y Mangle botoncillo (*Conocarpus erectus*).

La importancia del manglar radica en que funcionan como barrera natural de protección que contiene la erosión de vientos y mareas, huracanes, corrientes marinas, protección y control de inundaciones. Sirven como filtros para sedimentos y nutrientes manteniendo la calidad del agua. Son fuente de materia orgánica e inorgánica que sostiene la red alimentaria estuarina y marina. Producen oxígeno y capturan el carbono.

Este ecosistema se destaca por su alta productividad y producción de materia orgánica. Promueven la biodiversidad ya que sus raíces sumergidas proveen el hábitat de estadios juveniles de muchos peces pelágicos y litorales, y de invertebrados como son moluscos, crustáceos, equinodermos, anélidos, cuyos hábitat en estadios adultos son las praderas de fanerógamas, las marismas, lagunas costeras y aguas dulces en el interior de los continentes.

### Objetivo:

- Identificar los principales grupos de animales asociados a las raíces de los manglares que permitan determinar patrones de distribución vertical sobre las raíces.

### Material que aportará el laboratorio

- Espátula
- Formol
- Cajas petri
- Porta y cubreobjetos
- Pipetas Pasteur con bulbo
- Aguja de disección
- Microscopio óptico
- Microscopio estereoscópico
- Colorantes
- Pinzas de relojero

### **Material que aportará el alumno**

- Cubeta
- Bolsas de plástico
- Cuchillo o navaja
- Alcohol concentrado
- Libreta de campo o Bitácora

### **Método:**

Observe y describa el patrón de distribución de la fauna que se encuentra adherida sobre las raíces de los mangles. Con un cuchillo o navaja desprenda una porción de la raíz, deposítela en una cubeta o bolsa de plástico con agua del mismo sitio para su traslado y análisis en el laboratorio.

Separe cuidadosamente con la ayuda de una espátula y un cuchillo la fauna adherida, colóquela en cajas Petri con agua del sitio y posteriormente fije el material con formol al 10%; después de 3 días lave el material biológico con agua de la llave para la eliminación del formol y se debe preservar en alcohol al 70%; posteriormente observe bajo el microscopio estereoscópico e identifique a los ejemplares a nivel de clase o nivel inferior e ilustre la fauna encontrada.

### **Dibujos de organismos observados**

Esquematice los tipos de animales que se encontraron adheridos a las raíces de los mangles.

### **Esquemas para la descripción ecológica**

Ilustre el patrón de distribución de los invertebrados sésiles sobre la raíz de mangle, señalando claramente los grupos taxonómicos.

### **Cuestionario**

¿Qué factor ambiental considera como limitante en la distribución de los invertebrados sésiles sobre las raíces de manglar?

¿Qué tipo de organismo fue el más abundante?

¿Cuál fue el grupo de mayor diversidad?

### **Conclusión**

## Introducción

La concentración de clorofila es una aproximación de la cantidad de biomasa del fitoplancton y es un indicador de la producción primaria (Carlson, 1977).

En los sistemas acuáticos, dicha producción se realiza en parte por el fitoplancton. La producción fitopláctica se puede enmarcar desde su importancia ecológica (papel en la red trófica), química (producción de oxígeno, secuestrador de CO<sub>2</sub> y consumidores de nutrientes) y aplicada (como indicador del estado trófico del agua).

En un sistema acuático, los productores primarios, regulan la concentración del CO<sub>2</sub> y nutrientes como el fósforo y los nitratos, los cuales son esenciales para su desarrollo (Mazumder & Havens, 1998). De hecho, una forma indirecta de conocer la disponibilidad de organismos fotosintéticos en un ambiente acuático es a través de la determinación de la concentración de clorofila a, la cual a su vez, puede emplearse como indicador de la concentración y variabilidad de los nutrientes disueltos en el agua, ya que algunos estudios han mostrado que ambos parámetros están positivamente correlacionados (Contreras-Espinosa, *et al.*, 1994; Mazumder & Havens, 1998).

La clorofila a es el pigmento común a todos los organismos que realizan fotosíntesis con liberación de oxígeno. Los métodos de extracción se basan en la transferencia del pigmento a un solvente orgánico sin provocar cambios químicos en la molécula y la concentración de la clorofila se cuantifica por absorbancia en un espectrofotómetro (colorimetría o espectrofotometría) (APHA, 1986). El pigmento es muy sensible a la degradación fotoquímica por lo que todas las manipulaciones deben hacerse en condiciones de luz tenue.

La principal propiedad fisicoquímica responsable de este hecho, es la elevada absorbancia que presenta el pigmento, en el intervalo de longitudes de onda entre 400 y 700 nm (Avers, 1980).

**Objetivo:**

- Determinar la concentración de clorofila a, en un sistema acuático.

**Material que aportará el laboratorio**

- Porta filtro
- Bomba de vacío
- Una Centrifuga
- Espectrofotómetro
- Filtros de fibra de vidrio de 0.47  $\mu\text{m}$
- Tubos para centrifuga de 15 ml
- Una Gradilla
- Pinzas de relojero
- Acetona concentrada

**Material que aportará el alumno**

- 1 litro de muestra de agua de diferentes cuerpos de agua (charcos, lagunas, cenotes, lagos etc.)
- 300 ml de acetona al 90% (esta acetona, la preparará el alumno en el laboratorio)

**Método:**

El método químico más útil para determinar la cantidad total de fitoplancton en el agua, es estimar la cantidad de clorofila (usualmente como clorofila a). La técnica descrita aquí usa ecuaciones espectrofotométricas.

El límite de detección de los pigmentos fotosintéticos no puede darse debido a que éste depende de la cantidad total de agua filtrada. En muestras que es necesario filtrar más de 2 litros de agua, los límites más bajos están alrededor de 0.02  $\text{mg}/\text{m}^3$  de clorofila a; si por el contrario, el filtro se obstruye debido a una gran cantidad de material detrítico después de filtrar menos 1 litro, entonces los límites más bajos de clorofila a en la determinación serán de aproximadamente 0.2  $\text{mg}/\text{m}^3$ .

Un volumen conocido de agua debe filtrarse a través de un filtro sintético (*v. gr.* Millipore, AA) o un filtro de fibra de vidrio con poro de 0.5  $\mu\text{m}$ ; los pigmentos se extraen del filtro usando acetona al 90% y posteriormente, su concentración se estima espectrofotométricamente.

**Procedimiento de muestreo y almacenamiento.**

Preparación del Reactivo:

Acetona al 90%. Coloque 100 ml de agua destilada dentro de un matraz volumétrico de 1 litro. Diluya acetona en grado analítico hasta la marca de 1000 ml. El reactivo puede guardarse en una botella, tapada.

Filtre un volumen de agua conocido de agua a través de una membrana de acetato de celulosa o de fibra de vidrio, con ayuda de una bomba de vacío. El volumen

dependerá del estado trófico del sistema, sistemas transparentes con 1 o 2 litros es suficiente y unos 100 ml para sistemas turbios.

El filtro debe colocarse y retirarse del portafiltro con ayuda de unas pinzas (no debe tocarse con los dedos). Una vez retirado, se pliega y se coloca en un trozo de papel aluminio para guardarse en refrigeración. El filtro puede estar guardado hasta por 30 días si no se realiza el análisis inmediatamente.

Una vez que se tenga el filtro con pigmentos, éste se coloca dentro de un tubo de centrifuga; agregue 10 a 15 ml de acetona al 90 % y agite. Haga un "blanco" con solo acetona. Guarde los tubos en refrigeración y en oscuridad al menos durante una noche (máximo 2 para evitar la evaporación de la acetona)

Centrifugue el contenido de los tubos por 5 a 10 minutos a temperatura ambiente a 3000 rpm.

Decante el sobrenadante en una cubeta de espectrofotómetro y realice la medida de la extinción de las siguientes longitudes de onda: 750, 664, 647 y 630.

Corrija cada medida restando la turbidez del blanco, medida a los 750 nm de las lecturas obtenidas en 664, 647 y 630.

Calcule la cantidad de pigmento de clorofila *a* de la muestra a través de la siguiente ecuación:

$$(Ca) \text{ Clorofila } a = (11.85) * (E664-1.54) * (E647-0.08) * (E630)$$

Para obtener la concentración de Clorofila en el agua, entonces se aplica la siguiente ecuación:

$$\text{mg de clorofila } a/\text{m}^3 = \frac{(Ca) (v)}{(V) (10)}$$

Donde, "*v*" es el volumen de acetona empleado para la extracción de los pigmentos (10 ó 15 ml), "*V*" es el volumen de agua filtrada en litros y *Ca* es la cantidad de pigmento de la muestra.

### Cuestionario

¿Para que sirve evaluar la producción primaria de un sistema acuático?

¿Qué otras variables ambientales pueden estar relacionadas con la producción fotosintética de los sistemas acuáticos?

De acuerdo a los valores obtenidos ¿Qué tipo de estado trófico presenta el agua que analizó?

### Conclusión

#### Introducción

La productividad primaria se define como la velocidad a la que los organismos fotosintéticos transforman el carbono inorgánico en una forma orgánica (Lampert & Sommer, 1997). En la fotosíntesis, el carbono inorgánico ( $\text{CO}_2$ ) es reducido a carbono orgánico con la liberación de oxígeno como producto de desecho.

Un método para conocer dicha productividad es la técnica de las botellas claras y oscuras. Este método se basa, en la cantidad de oxígeno que produce una muestra de agua incubada bajo sus propias condiciones ambientales, en un período de tiempo determinado.

La técnica consiste en determinar la cantidad de oxígeno disuelto en una muestra de agua, una parte de esa agua es incubada en una botella clara, en donde se asume se sigue realizando la fotosíntesis y otra parte de esa misma muestra, es colocada en una botella oscura (en donde se asume que se inhibirá la fotosíntesis y dominarán procesos de respiración sobre los procesos de producción).

Después de un lapso determinado, se estima la concentración de oxígeno en ambas muestras. La determinación de las concentraciones de oxígeno, se puede realizar mediante la técnica de Winkler o por medio de sondas digitales como los oxímetros).

La diferencia entre la concentración de oxígeno en la botella clara y la concentración de oxígeno en el medio, se le conoce comúnmente como productividad neta.

La diferencia de la concentración de oxígeno inicial y la concentración final de oxígeno en la botella clara, es la respiración.

La productividad bruta es la productividad total: oxígeno producido=productividad neta; más oxígeno respirado=respiración.

#### Objetivo:

- Determinar la productividad de un sistema acuático a partir de la técnica de botellas claras y oscuras.

#### Material que aportará el laboratorio

- Oxímetro
- Equipo analítico para hacer la prueba de oxígeno por Winkler
- Botella clara de oxígeno Winkler
- Botella oscura (color ambar)

#### Material que aportará el alumno

- Muestras de agua de diferentes localidades
- Libreta de apuntes

### **Método:**

En un sistema acuático determinado, colecte una muestra de agua (1 litro será suficiente) mida la concentración inicial de oxígeno presente en la muestra.

Ponga 250 ml de esa muestra en una botella Winkler clara y otros 250 ml en una botella Winkler esmerilada (oscura), una vez hecho lo anterior, coloque el tapón a las botellas y déjelas a temperatura ambiente en un intervalo de entre 6 y 16 horas.

Pasando el período de tiempo establecido, vuelva a medir la concentración de oxígeno en ambas botellas y aplique la siguiente relación:

Oxígeno Inicial-Oxígeno Final

El resultado, será la productividad primaria de ese sistema acuático.

### **Cuestionario**

¿Cuál es la diferencia entre producción y productividad primaria?

¿Qué factores influyen en la productividad primaria de un sistema acuático?

¿Para que sirve conocer la productividad de un sistema acuático?

### **Conclusión**

## Introducción

Desde el punto de vista geográfico y geológico la morfología de lagos significa el estudio de las formas de los lagos y sus elementos, mientras que la morfometría estudia la cuantificación y medida de esas formas y elementos (Håkanson, 1981).

La caracterización morfométrica de un cuerpo de agua idealmente debe ser el punto de partida de las investigaciones limnológicas, ya que a partir de ésta se puede determinar la ubicación de las estaciones de recolección de manera metódica, adicionalmente, se genera una idea global sobre el funcionamiento del sistema teniendo en cuenta las áreas de interfase agua-aire y agua-sedimento (Montoya-Moreno, 2005).

La información morfométrica es necesaria para investigar sobre la erosión, cargas de nutrientes, balances de masa, contenido calórico, estabilidad térmica, comunidades, productividad biológica, evaluación de volúmenes de agua disponible, aplicación de modelos físicos, productividad primaria y pesquera, así como el diseño de estrategias de restauración y conservación ecológica.

Estos estudios en la actualidad, son aislados e incompletos, ocasionando serias limitaciones en los procesos de diagnóstico y planeación del uso del agua en el país. Esto significa que los datos morfométricos son de fundamental importancia en proyectos limnológicos e hidrológicos.

### Objetivo:

Determinar las siguientes variables morfométricas:

- Longitud máxima ( $L_{m\acute{a}x}$ ), ancho máximo ( $b$ ), área total ( $a$ ), área superficial ( $A$ ), perímetro o longitud de la línea de costa ( $L_o$ ), ancho medio, ( $B_m$ ) índice de desarrollo de la línea de costa ( $I$ ).

### Material que aportará el laboratorio

- Computadora PC con internet habilitado

### Material que aportará el alumno

- Computadora Lap Top
- Escalímetro
- Papel milimétrico
- Calculadora científica

### Método:

La longitud máxima se determina mediante la medición de la distancia entre los dos puntos más separados de litorales opuestos sin cruzarse ninguna porción de terreno; y el ancho máximo se mide en los dos puntos opuestos del litoral y en un ángulo aproximadamente recto a la longitud máxima. La **longitud máxima** y el **ancho máximo** se pueden determinar usando la herramienta *Google Earth* con la función "regla" para medir la distancia entre dos puntos. También se puede usar un escalímetro y papel milimétrico por si no se cuenta con *Google Earth*.



El **área total** es la superficie de la laguna, incluyendo todas las islas y demás promontorios limitados por el perímetro.

El **área superficial** es la superficie inundada de la laguna que es el área total menos el área de todas las islas y rocas dentro de los límites de la línea costera.

El **perímetro o longitud de la línea de costa** es la medida del contorno de la laguna. Estos se determinan con la herramienta en línea *Mapa Digital de México* del Instituto Nacional de Estadística y Geografía, mediante la función “medir” que es para distancias y áreas. Esto también se puede hacer con la ayuda de un hilo (para seguir el contorno del sistema), escalímetro y es necesario contar con la escala del mapa o del sitio de estudio.

El **ancho medio** es el promedio de la anchura de la laguna y se define mediante la razón área superficial entre la longitud máxima:

$$B_m = A / L_{\text{máx.}}$$

Para la determinación del **índice de desarrollo de la línea de costa**, se utiliza la relación entre el perímetro y la circunferencia de un círculo que presenta el área superficial. Este dato es adimensional y proporciona una medida de la irregularidad del perímetro; si F es igual a 1 significa que la cuenca de la laguna es perfectamente circular, y si F es mayor a 1 significa que la cuenca es irregular. Su fórmula es:

$$F = (L_o / 2(\pi A))^{0.5}$$

**Esquematice el área de estudio señalando su morfometría.**

**Cuestionario**

1. ¿Investigue los factores que determinan la morfometría de un cuerpo de agua?
2. ¿Qué forma tiene la cuenca de estudio?

**Conclusión**

## Bibliografía

- Adrian R. & T. Schiplowski. 2003. Bacterial and protozoan mass accumulation in the deep chlorophyll maximum of a mesotrophic lake. *ArchivFürHydrobiologie* 157: 27-46.
- A.P.H.A. 1986. Standard methods for the examination of water and wastewater. American Publishing Health Association. Washington, Estados Unidos. 1193 p.
- Avers, Ch. J. 1980. *Biología celular*. México D. F., México. 2ª ed. Grupo Editorial Iberoamérica. 532 p.
- Castro, P. & M. Huber. 2008. Marine biology. Mc Graw-Hill. Dubuque. 459 p.
- Calero, J. L. 2000. Investigación cualitativa y cuantitativa. Problemas no resueltos en los debates actuales. *Rev. Cubana End.* 3: 192-198.
- Carlson, R. E. 1977. A trophic state index for lakes. *Limnology and oceanography* 22:361-369.
- Cervantes-Martínez A., Elías-Gutiérrez M., M. A. Gutiérrez-Aguirre & A. Kotov. 2005. Ecological aspects on *Mastigodiptomusnesus* Bowman, 1986 (Copepoda: Calanoida) in a Mexican sinkhole. *Hydrobiologia* 542: 95-102.
- Cervantes-Martínez, A., M. A. Gutiérrez-Aguirre, V. H. Delgado-Blas & J. D. Ruíz Ramírez. 2012. Especies de zooplancton dulceacuícola de Cozumel. México. Universidad de Quintana Roo.
- Contreras-Espinosa, F., O. Castañeda-López & A. García-Nagaya. 1994. La clorofila  $\alpha$  como base para un índice trófico en lagunas costeras mexicanas. *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, México*, 21: 1-12.
- Håkanson L., 1981. A manual of Lake Morphometry. Springer Verlag. Berlin, 78 pp.;
- Kalff, J. 2002. Limnology. Prentice Hall. USA. 592 p.
- Knox, G. A. 2000. The Ecology of Seashores. CRP Press. Usa. 557 p.
- Lampert, W. & U. Sommer. 1997. Limnoecology: The ecology of lakes and streams. Oxford University Press, Oxford. 382 p.
- Lampert, W & WAND J. G. 2003. Exploitation of a deep-water algal maximum by *Daphnia*: A stable-isotope tracer study. *Hydrobiologia* 500: 95–101.
- Lewis, M. W. Jr. 1983. A revised classification of lakes based on mixing. *Journal of Fisheries and Aquatic Science* 40: 1779-1787.
- Lewis, M W. Jr. 1987. Tropical limnology. *Annals and Review of Ecology Systems*. 18: 159-184.
- Lewis, M. W. Jr. 1996. Tropical lakes: how latitude makes a difference. In: F. Schiemer & K. T. Boland (eds.). *Perspectives in tropical Limnology*. Academic Publishing. The Netherlands: 27-42 p.
- Lugo, V. A. 2000. Variación espacial y temporal de la estructura de la comunidad planctónica del lago de Alchichica, Puebla, con algunos aspectos de interacciones tróficas. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 98 p.

Mazumder, A. & K.E. Havens. 1998. Nutrient-chlorophyll-Secchi relations under contrasting grazer communities of temperate versus subtropical lakes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 55: 1652-1662.

Montoya-Moreno, Y., 2005. Caracterización morfológica básica de tres lagos someros en el municipio de El Carmen de Viboral (Antioquia), Colombia. *Actualidades Biológicas* 27: 79-86.

Nogrady, T., R. L. Wallace and T. W. Snell. 1993. Rotifera 1. Biology, ecology and systematics. SPB Academic Publishing, The Netherlands 142 p.

Reid, G. K. & R. D. Wood. 1976. Ecology of inland waters and estuaries. D. Van Nostrand. Nueva York, USA. 485 p.

Roldán-Pérez, G. y J. J. Ramírez-Restrepo, 2008. Fundamentos de limnología neotropical. 2ª edición. Editorial Universidad de Antioquia. 442 p.

Santer, B. 1998. Life cycle strategies of free-living copepods in fresh waters. *Journal of Marine Systems*, 15: 327-336.

Torres-Orozco, R. y J. L. García-Calderón. 1995. Introducción al manejo de datos limnológicos. UAM, Iztapalapa, México 63 p.

Williamson, C. E., R. W. Sanders, R. E. Moeller & P. L. Stutzman. 1996. Utilization of subsurface food resources for zooplankton reproduction: Implications for diel vertical migration theory. *Limnology and Oceanography* 41: 224-233.



Universidad de Quintana Roo



Universidad  
de  
Quintana Roo



División de  
Desarrollo  
Sustentable

**DCI** DIVISIÓN DE  
CIENCIAS E  
INGENIERÍA