



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO



FACULTAD DE BIOLOGÍA

MANUAL DE PRÁCTICAS DE CAMPO BIOLOGÍA DE PROTISTAS



José Gerardo Alejandro Ceballos-Corona
Sandy Fabiola Andrade-Hernández
Reyna Alvarado-Villanueva
Rubén Hernández-Morales
María Alejandra Sánchez-Trejo
María de los Ángeles Beltrán-Nambo
Alba María Ortega Gómez
Violeta Rangel Osornio

Morelia, Michoacán, enero 2026

CONTENIDO

	página
INTRODUCCIÓN	1
COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE PROTISTAS DULCEACUÍCOLAS	2
COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE PROTISTAS MARINOS	14

©2026

Se prohíbe la publicación de este manual fuera de la página oficial de la Facultad de Biología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (<http://bios.biologia.umich.mx/>).

INTRODUCCIÓN

El presente manual tiene una doble finalidad, primero es una guía para el trabajo de campo con la idea de apoyar el proyecto de investigación que los alumnos se propongan, y en segundo lugar que el alumno cuente con una orientación en forma de notas para llevar a cabo la correcta recolección de protistas de vida libre en aguas marinas o dulceacuícolas, de esta manera, el manual constituye el instrumento básico en el muestreo y en la evaluación de los sistemas acuáticos, bajo la perspectiva del uso y aplicación del material biológico.

La problemática que representa la recolección de muestras de los protistas en los sistemas acuáticos es de diferentes tipos, parte desde el saber elegir el material para muestrear agua, sedimentos y organismos, hasta la identificación *in situ* ya sea en campo o en el laboratorio de los especímenes colectados. Varios de los problemas en la interpretación de los resultados, tanto en el ámbito biótico como abiótico, surgen de una mala elección del equipo y materiales de colecta, del manejo de las muestras y su transporte al laboratorio; y sobre todo, de las variables ambientales que deben registrarse y que influyen en las características y presencia de protistas en el agua.

Cuando se trabaja con bioindicadores, para cada grupo de organismos protistas, el equipo y los materiales para su colecta, los registros ambientales y su integración para la interpretación final de los resultados, varían. Por este motivo, es necesario contar con una herramienta que nos permita saber que técnicas, materiales y equipo son las adecuadas para el monitoreo biológico de acuerdo al tema que hallamos elegido para nuestra investigación.

Bajo esta perspectiva el presente manual se elaboró con la finalidad de que los estudiantes desarrollen habilidades y destrezas con relación al uso de instrumentos y equipo de campo, para la obtención de ejemplares de protistas, así como, determinar las variables ambientales fisicoquímicas de los sistemas muestreados.

COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE PROTISTAS DULCEACUÍCOLAS

1. Introducción

Los ambientes dulceacuícolas se reconocen porque poseen sales menores a un gramo por litro de agua, se clasifican de acuerdo al movimiento del agua, los cuales se describen a continuación:

Sistemas léticos o de aguas estancadas: se consideran lagos, lagunas, presas, charcos, en general todos aquellos sistemas donde se encuentren acumuladas las aguas (Fig. 1)



Figura 1. Sistemas léticos, izquierda un axalapasco, centro un lago y derecha una presa.

Sistemas lóticos o de aguas en movimiento: se toman en cuenta ríos, arroyos y manantiales, (Fig. 2)

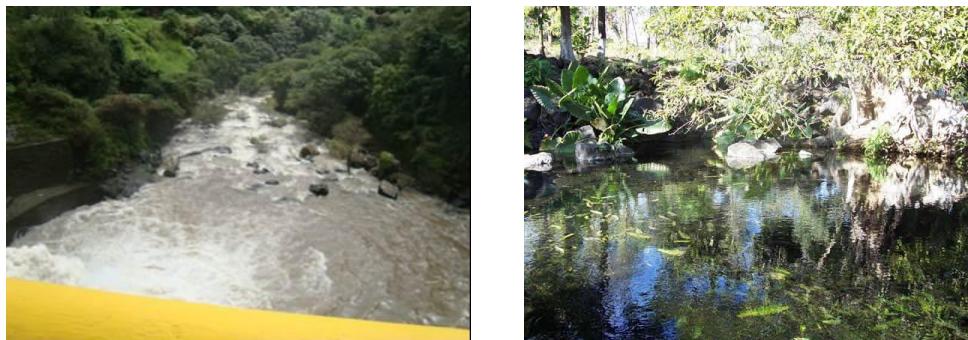


Figura 2. Sistemas lóticos, izquierda río Cupatitzio y derecha manantial de Parácuaro.

Los grupos de microalgas y protozoos, se encuentran en una gran diversidad de sistemas tanto terrestres como acuáticos, en el caso particular de los sistemas dulceacuícolas, ambos grupos los ubicamos en los gremios del plancton y perifiton.

Entendemos como plancton, aquel gremio compuesto por organismos que se encuentran en la superficie del agua flotando libremente los cuales no son capaces de contrarrestar las corrientes, aun cuando presentan cierto movimiento es de poca importancia, sin embargo, éste si juega un papel significativo en cuanto a la alimentación. De acuerdo a sus tipos de nutrición los protistas planctónicos se dividen en fitoplancton los autótrofos y zooplantton los heterótrofos.

Considerando su ciclo de vida este gremio se divide en:

- Euplancton u holoplancton, constituido por organismos cuyo ciclo de vida es totalmente pelágico.
- Meroplancton, organismos que permanecen solo una parte de su ciclo de vida en el plancton.
- Seudoplancton o tictoplancton, formado por organismos que accidentalmente se incorporan al plancton.

Además, los planctones también se separan de acuerdo al tamaño que estos presentan, estableciéndose la siguiente clasificación para el caso de los dulceacuícolas:

- Macroplancton, organismos mayores de 500 µm.
- Microplancton, organismos entre 20 µm y 500 µm.
- Nannoplancton, organismos entre 2 µm y 20 µm.
- Picoplancton, organismos menores de 2 µm.

Si se toma en cuenta la columna de agua reciben otra clasificación:

- Epiplancton, se distribuyen en las capas iluminadas, aquí predomina el fitoplancton y muy poco zooplancton.
- Escotoplancton, se localiza en aguas profundas, predomina el zooplancton, aunque pueden observarse algunos organismos del fitoplancton.

El otro gremio se llama perifiton el cual vive en torno o adherido a sustratos y generalmente se localiza en la zona litoral de estos sistemas y de acuerdo al tipo de sustrato reciben los siguientes nombres:

- Epífito, aquellos organismos que viven entorno o adheridos a algas o vegetales acuáticos.
- Epixilótico, los que se encuentran sobre troncos sumergidos.
- Epilítico, organismos que están sobre rocas o cualquier estructura mineral, incluyendo los elaborados por el humano.
- Epizóico, organismos que se encuentran sobre conchas o caparazones de animales.
- Epipsámico, son organismos que se encuentran sobre la arena o sustratos limosos formando una película o “biofilm”.

1.1. Dónde y cómo colectar protistas dulceacuícolas

La captura de protistas dulceacuícolas, se lleva a cabo mediante diferentes técnicas, dependiendo de los objetivos establecidos. Algo fundamental cuando se muestrean los sistemas dulceacuícolas, es conocer las variables ambientales, porque de acuerdo a esto los sistemas se comportan muy diferente.

Uno es la energía solar que penetra hasta cierta profundidad marcando de esta manera la distribución de los organismos, esto se analiza con el disco de Secchi y con la nubosidad ya que si es un día nublado los organismos tienden a localizarse más hacia la superficie, que si está despejado puesto que tienden a bajar un poco, esto se reporta en porcentaje, la profundidad también marca la distribución por lo tanto se debe estimar, para eso se cuenta con una cuerda graduada en metros que contiene peso.

El pH permite conocer si son aguas ácidas o básicas, lo cual se determina mediante colorimetría, el oxígeno disuelto se efectúa con la técnica de Winkler modificada al azida de sodio, el viento puede formar parches en la distribución de los protistas en los sistemas, por eso se debe evaluar, para ello se cuenta con la escala de Beaufort. La temperatura del aire y del agua es muy importante estimarlas lo cual se lleva a cabo mediante un termómetro de mercurio.

Para llevar a cabo el muestreo de protistas dulceacuícolas, primero debemos tomar en cuenta cuál de los gremios vamos a colectar ¿los protistas del plancton o los del perifiton?, además debemos de establecer qué tipo de muestreo será ¿cuantitativo o cualitativo?, de acuerdo a los objetivos que se establezcan.

1.1. Colecta de plancton

Los muestreos se deben realizar en el mismo punto o lo más cerca posible de donde se analicen las variables ambientales, el número de colectas y sitios dependerá de los objetivos planteados.

1.1.1. Colecta para análisis cualitativo

El análisis cualitativo es importante para saber el tipo de organismo que existe en el cuerpo de agua, con este se llega a conocer que especies son dominantes y junto con el análisis de las variables ambientales se puede conocer el estado de envejecimiento del cuerpo de agua. El muestreo se puede realizar preferentemente con una red de cuchara 39 µm para sistemas someros, a continuación, se describen los métodos tanto para sistemas lóticos como para lénticos.

➤ Potamoplancton (el plancton de ríos)

En este caso se debe de aprovechar que el agua se encuentra en continuo movimiento, para esto se busca una zona con una profundidad de ser posible mayor a los 50 cm, se coloca la red de cuchara contracorrientes y se deja durante cinco minutos para capturar el plancton, posteriormente este material se colocará en un frasco de plástico y se fijará con formol al 4 % neutralizado con bórax, el frasco se etiquetará, para trasladarlo al laboratorio para su posterior análisis (Fig. 3)



Figura 3. Colecta de potamoplancton, se muestra la colecta en un arroyo.

➤ Limnoplankton (el plancton de lagos y embalses)

Si se trata de sistemas con profundidades mayores de cinco metros, es conveniente la utilización de redes cónicas de arrastre, para lo cual se usa una lancha con motor fuera de borda, manteniéndose la velocidad más baja más o menos constante.

El arrastre puede ser horizontal ya sea en zigzag, circular, en este la red deberá de colocarse por la parte interna del circulo para evitar que la misma sea destruida por la propela del motor, o vertical, para lo cual a la red se le coloca un peso muerto, ya sea en el aro mayor o en la unión de los cabos, bajándose a una profundidad generalmente definida por la transparencia del sistema y efectuando un movimiento diagonal del fondo hacia arriba (Fig. 4)

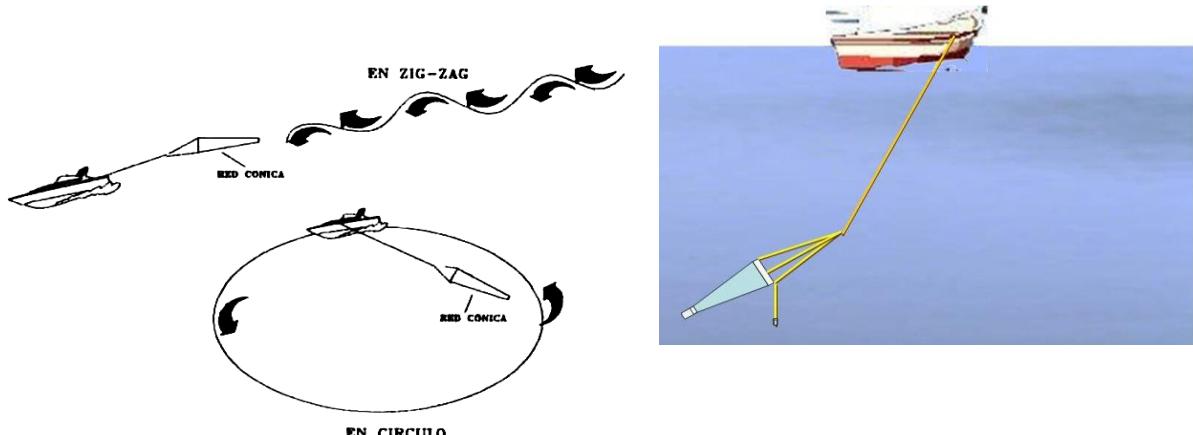


Figura 4. Colecta por arrastre horizontal con lancha de motor fuera de borda, a la izquierda forma del movimiento de la lancha, a la derecha muestreo vertical con peso muerto.

Si los sistemas son someros, menores de tres metros, ya sean charcas temporales, canales, bordos, lagunas y lagos, no es conveniente usar lancha con motor fuera de borda, en cambio se recomienda una lancha movida por remos, procurando mantener también una velocidad constante en lo posible, el movimiento de la lancha es semejante

al que se presenta en la Figura 4, se utiliza de preferencia una red de cuchara o una red pequeña de arrastre (Fig. 5).



Figura 5. Muestreo de red para análisis cualitativo, colecta en la columna del agua de un cuerpo de agua profundo.

Cuando el sistema es muy somero la colecta se realiza de manera estacionaria, es decir, el agua se colecta utilizando una red de cuchara, con la cual se realizan arrastres en forma de ochos, calculando un tiempo aproximado de cinco minutos si el sistema es muy transparente y tres o menos minutos si es muy turbio y se nota alto contenido de materia orgánica (Fig. 6)

El material obtenido se coloca en frascos de plástico con una capacidad de 250 ml, la muestra deberá de quedar fijada a con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 4 % con agua del medio, los mismos se rotularán con marcador de tinta permanente contra el agua con los siguientes datos:

Localidad:
Coordenadas geográficas
Fecha de colecta:
Número de Colecta:
Nombre del colector:
Tipo de colector:
Fijador:



Figura 6. Muestreo en un sistema lítico somero, a la izquierda sistema somero con baja transparencia y alto contenido de materia orgánica y a la derecha sistema somero muy transparente.

1.1.2. Colecta para análisis cuantitativo

El análisis cuantitativo requiere de la colecta de un volumen determinado de agua, ya que es necesario que se tengan representados todos los planctones incluyendo el picoplancton. Lo cual únicamente se logra mediante la utilización de muestreadores de volumen determinado, no menor de 2 litros ya que también se requiere agua para el análisis de variables fisicoquímicas, es el caso de las botellas tomamuestras horizontales tipo Van Dorn (Fig. 7)



Figura 7. Botella tomamuestras tipo Van Dorn.

Mediante este método se pueden obtener muestras a diferentes profundidades, considerando el nivel de transparencia del sistema, los cuales pueden ser generalmente en tres: superficie, a la mitad de la transparencia obtenida y un metro por debajo del límite inferior de transparencia (Fig. 8)



Figura 8. Muestreo para análisis cuantitativo de plancton mediante botella tipo Van Dorn, a diferentes profundidades de la columna de agua.

Las muestras obtenidas de esta manera se colocan en frascos de color ámbar de un litro de capacidad y se fijan con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 1 %, o bien con lugol hasta alcanzar una coloración paja oscuro. Los frascos deberán de etiquetarse con los mismos datos que las muestras obtenidas con red.

1.1.3. Colecta de perifiton o “biofilm”

En el caso de sistemas lóticos se recomienda que los sitios se ubiquen a corta distancia de su formación y en las partes bajas, también, en las uniones con otras corrientes, así como en lugares contaminados tanto en las partes altas como en las partes bajas del sistema. En los cuerpos líenticos debe considerarse tanto las entradas, así como las salidas del cuerpo de agua, además de áreas contaminadas y no contaminadas.

Al igual que en el plancton es necesario realizar estudios cualitativos y cuantitativos de los sistemas, además de que es importante también llevar a cabo el análisis de las variables fisicoquímicas puesto que éstos influyen en la calidad del agua, ahora bien, el “biofilm” no es un buen indicador biológico, como en el caso del plancton, debido a la falta de sustratos naturales en muchos de los sitios dentro del cuerpo de agua a estudiar.

El perifiton o biofilm se clasifica dependiendo del sustrato sobre el cual yace (Fig. 9), a continuación, se presentan las subdivisiones del mismo:

- Epifítico, aquel que se encuentra sobre algas y plantas éstas últimas ya sean hidrófitas o no.
- Epilítico, se localiza sobre rocas y otros minerales, incluyendo los concretos fabricados por los humanos.
- Epixilótico, adherido a troncos muertos o a la corteza de árboles sumergidos.
- Epipsámico, si están sobre la arena, limo o arcilla.
- Epizoico, cuando se encuentran sobre animales en particular sobre bivalvos o caparazones de tortugas.

Algunos organismos se encuentran relacionados con los sustratos que el humano ha introducido en los ecosistemas dulceacuícolas, es el caso de pedazos de tela, plásticos, botellas de vidrio, aluminio, PVC, entre otros, en este sentido se le dará el nombre directo del sustrato.



Figura 9. Perifiton o Biofilm de acuerdo a los tipos de sustratos, a la izquierda epixilótico, epífito y epilítico, en medio epipsámico y a la derecha epizoico.

1.1.2.1. Muestreo cualitativo

La colecta del perifiton o biofilm, se lleva a cabo en los diferentes sustratos, se le debe de dar prioridad a los sustratos naturales, las muestras se obtienen raspando la superficie de los mismos, utilizando para ello un cuchillo, navaja o espátula para aquellos sustratos duros o bien un cepillo de dientes para los suaves, en este último caso el raspado se realiza de manera circular, algunos sustratos como plantas acuáticas pueden ser exprimidos suavemente dentro de una bolsa de plástico para después depositarlo en un frasco de plástico de 250 ml. El material colectado de esta manera se fija con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 4 % con agua del medio los frascos deben ser etiquetados mediante marcador de tinta permanente contra el agua antes de depositar las muestras, con los siguientes datos:

Localidad: _____ Municipio: _____
Fecha _____ Hora de colecta _____
Coordenadas: _____

Perifiton: _____

Tipo de sustrato: _____

Color de la muestra: _____

Dimensiones de cuadro: _____

Fijador: _____

Nombre del colector: _____ No. Colecta_____

1.1.2.2. Muestreo cuantitativo

Para poder realizar este muestreo, se debe conocer el área donde se localizan los organismos, este método sirve para recolectar solamente en la zona del litoral y es donde se encuentra una gran variedad de organismos, la técnica que se recomienda es el uso del cuadrante, los cuales pueden ser de 20 x 20 cm, 10 x 10 cm y 5 x 5 cm, mientras más perturbado este el sistema más pequeño debe ser el cuadrante a utilizar (Fig. 10).



Figura 10. Diferentes técnicas de muestreo de cuantificación, izquierda un cuadrante abierto, centro un cuadrante cerrado y derecha un cuadrado marcado con cinta métrica, en todos los casos se colecta todo el material que queda dentro de la zona demarcada por el cuadro.

También existe el estudio cuantitativo a lo largo de la columna de agua, ya que el biofilm se distribuye verticalmente, para ello se debe muestrear en las plantas acuáticas con tallos, por medio de una hoz se corta los tallos justo al nivel del suelo y se saca del agua, se van raspando a diferentes longitudes del tallo (cada 25 cm) que están en el agua y cada nivel se va colocando en un frasco de plástico diferente, el volumen puede ser desde 10 hasta 50 ml de agua, mientras que se pueden también ubicar rocas en diferentes niveles verticales para su raspado y fijación las muestras se estudian por separado.

Una variante de los sustratos sólidos o minerales naturales, para la cuantificación, se lleva a cabo mediante la técnica de sustratos artificiales de Koanetzow y Sladeckova (Fig. 11), esta técnica se recomienda para un análisis cuantitativo, así como para estudiar la colonización de los organismos en los sustratos. Para tal efecto se recomienda utilizar portaobjetos u otro material acrílico o de asbesto, se sugiere no realizar cambios del tipo de sustrato durante el estudio ya que la colonización varía con el sustrato.

La recolección y transporte de las placas en posición horizontal y vertical (Fig. 11), debe realizarse cada ocho días quitando las placas horizontales y verticales y se colocan otras nuevas. Las placas recolectadas se limpian dentro de un frasco de plástico de 250 ml y el material es fijado con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 4 %, el etiquetado del frasco es semejante al que se usa para el perifiton agregando el periodo de exposición.

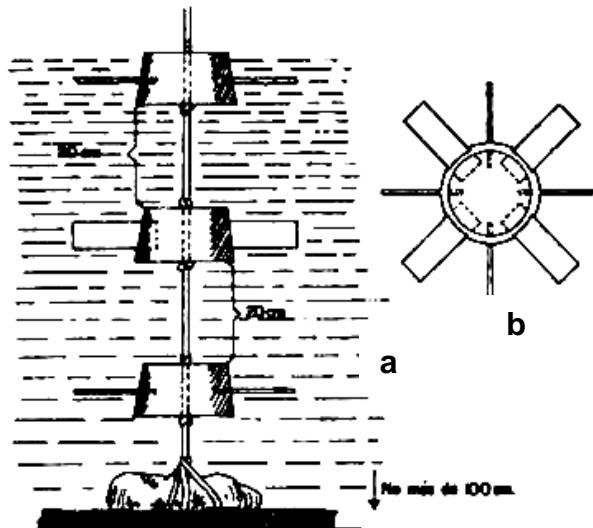


Figura 11. Colector artificial de Koanetzow y Sladeckova, exposición de portaobjetos a) de lado, b) tapón en vista transversal.

2. Desarrollo de la práctica de campo

2.1. Objetivo

Desarrollar habilidades y destrezas con relación al uso de instrumentos y equipo de campo, para la obtención de ejemplares de protistas, así como, determinar las variables ambientales fisicoquímicas de los sistemas muestreados, que les permitan su correcta

identificación y desarrollo de su proyecto de investigación, así como tener una perspectiva de las condiciones bajo las que se desarrollan los protistas dulceacuícolas.

2.2. Equipo y materiales para la colecta de protistas planctónicos y perifíticos

A continuación, se citan los materiales necesarios para colectar protistas dulceacuícolas:

- Red cónica de cuchara con abertura de malla de 39 µm.
- Equipo Winkler para oxígeno disuelto.
- Termómetro.
- Brújula y altímetro.
- Disco de Secchi.
- Papel indicador de pH.
- Cinta métrica.
- Frascos de plástico de 50 ml.
- Frascos de plástico de 250 ml.
- Cuerda marcada en metros.
- Escala de Beaufort (velocidad del viento)
- Libreta de tránsito o de nivel (diario de campo)
- Lápiz Mirado # 2.
- Marcador de tinta permanente contra el agua y de punto mediano.

2.3. Determinación de variables fisicoquímicas

Antes de iniciar la colecta de plancton y perifiton es necesario realizar la determinación de las variables fisicoquímicas, para lo cual se deberán de tomar en cuenta los siguientes pasos:

2.3.1. Oxígeno disuelto

Utilizando un frasco para DBO y mediante el adaptador obtenga una muestra de agua, recuerde que no debe provocar burbujas, puesto que alterará los resultados de oxígeno disuelto, una vez obtenida la muestra tape y agregue dos mililitros de sulfato manganoso con una pipeta metiendo solo la punta de la misma en el frasco de DBO, tape y agite suavemente, y ahora agregué con otra pipeta dos mililitros de álcali-yoduro introduciendo solo la punta de la pipeta en el frasco de DBO tape y agite y deje decantar la muestra hasta casi la mitad del frasco, tenga cuidado porque puede quemarse con este reactivo, finalmente agregue dos mililitros de ácido sulfúrico con otra pipeta haciendo lo mismo que en los pasos anteriores tenga mucho más cuidado porque se puede quemar ya que este es un ácido fuerte. Guarde y traslade al campamento para titular con tiosulfato de sodio de preferencia al 0.025 N.

2.3.2. Temperatura

Con un termómetro de mercurio, medir la temperatura del agua de la superficie y el fondo, así como de diferentes niveles si el cuerpo de agua es profundo, además se tomará la temperatura del aire a la sombra.

2.3.3. Determinación de pH

Mediante una tira del papel indicador de pH determine su valor en el sistema.

2.3.4. Transparencia

Utilizando el disco de Secchi determine la transparencia del sistema, ésta actividad deberá de llevarse a cabo del lado donde este iluminado por el sol, la medición se realizará en centímetros.

2.3.5. Profundidad

Auxiliándose del disco de Secchi obtenga la profundidad del medio, la medición se realiza en centímetros.

2.3.6. Nubosidad, dirección y velocidad del viento

Para obtener la cobertura de nubosidad realícelo en porcentaje sobre el área de estudio.

Mediante la escala de Beaufort, determine la intensidad del viento y con la brújula la dirección de dicha variable.

2.4. Colecta de plancton y perifiton

Previamente a esta actividad se deberá de elegir un cuerpo de agua dulce para estudiar los protistas.

2.4.1. Colecta de plancton

Para el análisis cualitativo la colecta se efectuará con la red de cuchara de 39 µm, un arrastre horizontal en forma de “8” sobre la superficie durante 5 minutos. Al retirar la red, puede ir bajando el contenido de plancton con agua del medio por la parte exterior de la red, esta operación deberá de realizarse las veces necesarias para completar 250 ml. Previamente etique un frasco de plástico de 250 ml con el marcador de tinta permanente y coloque 10 ml de formol neutralizado con bórax, donde deberá de vaciar el contenido concentrado del frasco colector para que la muestra quede fijada al 4 %. Para el análisis cuantitativo se tomará una muestra de 250 ml para efectuar el conteo en el laboratorio, fijar y rotular frasco.

2.4.2. Colecta de perifiton o biofilm

Para la colecta de los organismos adheridos, el análisis cualitativo se efectuará en forma manual con un cuchillo o un cepillo, de cada sustrato que exista en el cuerpo de agua. Cada muestra obtenida se vaciará en un frasco de 50 ml con agua y se etiquetará, la muestra deberá de quedar fijada con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 4 %.

Con respecto a la obtención de las muestras para cuantificar se utilizará un cuadrante de 5 x 5, el cual se colocará en el sustrato y se raspará, la muestra obtenida de cada sustrato se colocará en diferentes frascos de 50 ml, cada frasco llevará los datos correspondientes y su fijador.

NOTA. Si el equipo quiere estudiar los organismos en vivo del plancton se traerá una muestra utilizando la red de 39 µm, el contenido se vaciará en un frasco de un litro, dicho frasco se llenará con agua se colocará la tapadera y se traerá a baja temperatura.

FICHA ECOLÓGICA		
DE LA COLECTA		
Localidad: Coordenadas geográficas:	Fecha:	hora de colecta:
Número de colecta:	Nombre del colector (nunca iniciales):	
Tipo de ambiente:	Zona y Tipo de colecta:	
VARIABLES AMBIENTALES:		
Profundidad:	Oxígeno disuelto:	
Transparencia:	Conductividad:	
T°C del aire:	Sólidos suspendidos:	
T°C del agua:	Velocidad del viento:	
S%:	Dirección del viento:	
pH:	Nubosidad:	

Para el caso de fitoplancton	
Localidad:	Municipio:
Coordenadas:	
Fecha:	Hora de colecta:
Tipo de colector:	
Tiempo de muestreo:	
Cantidad del Concentrado:	Fijador:
Nombre del colector:	
 Para el caso de perifiton	
Localidad:	Municipio:
Coordenadas:	
Fecha:	Hora de colecta:
Tipo de sustrato:	
Color de la muestra:	
Cantidad de la muestra:	Fijador:
Nombre del colector:	

COLECTA, FIJACIÓN Y PRESERVACIÓN DE PROTISTAS MARINOS

1. Introducción

Un bioma es la asociación de ecosistemas característicos de una zona biogeográfica, y está definido a partir de las relaciones entre sus componente bióticos y abióticos. A nivel global se pueden distinguir tres grandes biomas: el aéreo, el terrestre y el acuático. A su vez el bioma acuático esta subdividido en dos, el dulceacuícola y el marino.

El bioma marino está formado por un conjunto de ecosistemas que configuran un grupo más o menos homogéneo, debido a dos factores importantes la temperatura y la salinidad, éstas variables le dan un carácter de mayor estabilidad, ya que las temperaturas de las aguas oceánicas presentan poca modificación, recordemos que el agua tienen un carácter regulador, presenta una alta inercia térmica, es lenta la trasmisión de calor y también es lento el enfriamiento por irradiación, en comparación con las áreas terrestres o continentales.

Por otra parte, la salinidad en el medio marino más o menos es constante, 35 % en promedio, esto hace que la composición iónica del agua de mar sea semejante a los líquidos corporales de la gran mayoría de la biota que habita este bioma, aquí se incluyen los océanos, mares, marismas, lagunas costeras, rías, entre otros.

Para facilitar el estudio del bioma marino se han establecido diferentes divisiones y subdivisiones del mismo considerando parámetros bióticos y abióticos. En sentido horizontal, partiendo de la línea de costa hacia aguas abiertas, en el ambiente pelágico, se reconocen dos provincias la nerítica y la oceánica (Fig. 12)

La provincia nerítica, corresponde a la zona más cercana a la línea de costa, básicamente la podemos ubicar sobre la plataforma continental, y en promedio tiene una amplitud de 200 m, por su proximidad al continente y por su menor profundidad, muestra condiciones ambientales más variables en el tiempo y en el espacio, permitiendo que se encuentre en ella una mayor diversidad de formas vivas, presenta abundante microflora (algas) y microfauna (protozoos), ya que sus aguas tienden a ser más ricas, por contar con altas concentraciones de nutrientes y porque la luz solar penetra en toda su extensión, por la acción del oleaje y las corrientes se acumula gran cantidad de nutrientes, lo que permite un abundante crecimiento de algas. Muchas de las especies encontradas aquí generalmente no se localizan en otros lugares del mar o en aguas abiertas; los microorganismos, además de ser abundantes, presentan gran diversidad.

La provincia oceánica, se presenta más allá de los 200 m de la línea de costa, arbitrariamente se dice que comienza donde termina la plataforma continental, es un ambiente netamente pelágico, que corresponde a las aguas conocidas como mar abierto, los nutrientes son escasos, la luz solar solo penetra en la llamada zona fótica, a diferencia de la provincia nerítica, en ésta las corrientes superficiales y el oleaje no influyen en la remoción y concentración de nutrientes, aquí se observa una diversidad menor de especies, dominando los representantes microalgales sobre los protozoos.

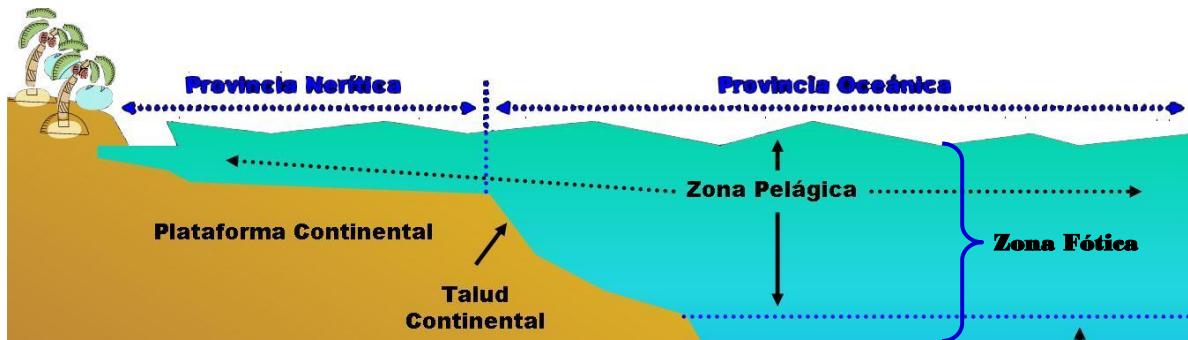


Figura 12. Provincias marinas.

Los protistas marinos básicamente se van a ubicar en dos de los ecosistemas del bioma marino, en el plancton y en el bentos. La vida suspendida en las aguas y que no es capaz de contrarrestar los movimientos de la misma, como es el oleaje y las corrientes superficiales, por su nula o escasa capacidad de movimiento, es llamada “plancton”, en este sentido aquel que se encuentra en la provincia nerítica es denominado “plancton nerítico” y el que se encuentra en la provincia oceánica se le nombra “plancton oceánico”.

Los organismos que viven relacionados con los sustratos, es decir el bentos, se localiza tanto en áreas profundas como en la línea de costa, propiamente el litoral, en éste último se presentan otras divisiones, las zonas supralitoral, mesolitoral o intermareal e infralitoral o submareal, considerando la presencia de organismos bioindicadores (Fig. 13)



Figura 13. Zonificación del litoral.

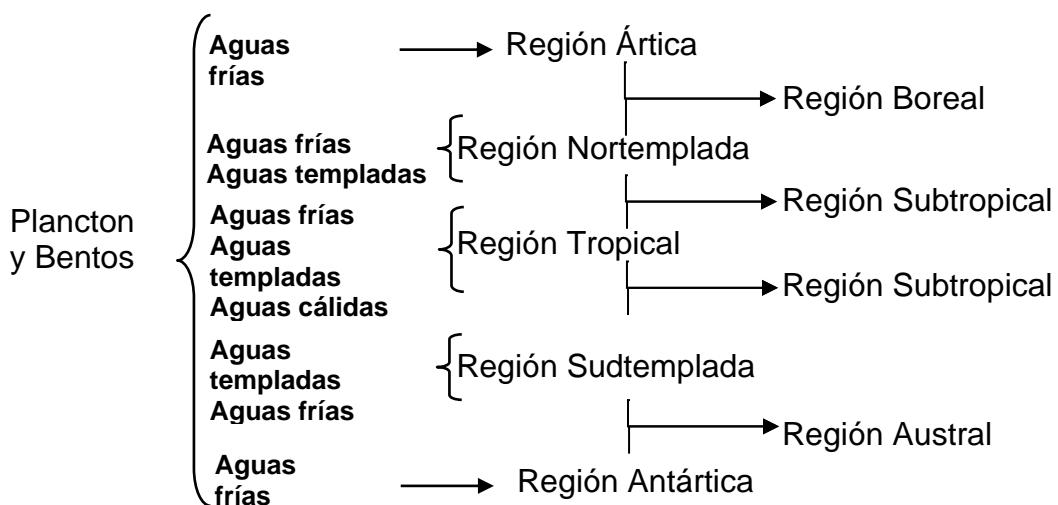
La zona supralitoral, es un ambiente completamente terrestre, el agua de mar solo llega de manera nebulizada, la brisa, o bien por algún desastre provocado por ciclones o un tsunami, aquí no encontraremos organismos marinos de ningún tipo.

La zona mesolitoral o intermareal, esta área se encuentra sometida a los períodos de mareas, bajamar y pleamar, es un ambiente netamente marino; en la parte superior podemos ubicar unos pequeños moluscos llamados litorinas, cianobacterias y otras algas capaces de resistir las condiciones adversas de sequedad a la que ésta sujetado este segmento del litoral.

En la parte media se encuentran tapetes de macroalgas que sirven de refugio para una gran diversidad de organismos, muchos en estadios larvales o juveniles, algunos protistas se encuentran asociados a esas macroalgas, incluso formando una película, biofilm, sobre sustratos rocosos y troncos sumergidos, como son dinoflagelados y diatomeas. En zona inferior se observa también tapetes macroalgales, pero diferentes a los de la zona media, ya que deben ser resistentes a las condiciones extremas por la exposición directa al fuerte oleaje, también son áreas de refugio para macroinvertebrados principalmente crustáceos, los protistas que aquí viven también están asociados a las macroalgas y en películas sobre las rocas.

La zona infralitoral o submareal, es un ambiente totalmente sumergido, submarino, la posibilidad de que quede al descubierto es muy remota ya que solo ocurrirá en caso de un tsunami, es una zona muy estable generalmente cubierta por tapetes macroalgales, convirtiéndose en un área perfecta para el refugio, reproducción, crecimiento y alimentación de muchos peces e invertebrados, las macroalgas y las rocas contienen un número considerable de dinoflagelados, que pueden ser tóxicos productores de ciguatera o no nocivos.

Los protistas que podemos encontrar tanto en el ambiente planctónico como en el bentónico corresponden a grupos de criptofíceas, dinoflagelados, silicoflagelados, rafideofíceas, diatomeas, haptofíceas, euglenofíceas, coanoflagelados, foraminíferos, radiolarios, acantáridos y ciliados principalmente. Geográficamente se encuentran distribuidos siguiendo las regiones bioclimáticas (Osorio, 1943) ya sea en aguas frías, templadas o cálidas, como se muestra en el siguiente esquema:



En la parte pelágica, los océanos están formados por masas de agua definidas por la temperatura y la salinidad, en la Tabla 1 se muestra esta clasificación, modificada de Cifuentes *et al.* (1986)

Tabla 1. Masas de agua superficial marina (modificado de Cifuentes *et al.* 1986)

Masas de agua	Temperatura		
	Mínima	Máxima	Media
Fría	1°C	17°C	11°C
Templada	16°C	27°C	22°C
Cálida	20°C	30°C	27°C

Los protistas también pueden ser utilizados como bioindicadores, ya que responden sensiblemente a los cambios de temperatura y salinidad, lo cual afecta su distribución.

Otro grupo de protistas corresponden a los nocivos, entre ellos se encuentran los tóxicos y los no tóxicos, además de aquellos que son parásitos inclusive de otros protistas. La mayor parte de estos son dinoflagelados, aunque también se encuentran rafidiofíceas y diatomeas.

1.1. Dónde y cómo colectar protistas marinos

Para llevar a cabo esta actividad primero debemos tomar en cuenta en cuál de los ecosistemas marinos vamos a colectar los protistas en el plancton o en el bentos.

1.1.1. Colecta de plancton

Para ello se deben considerar varios aspectos como sus tipos de nutrición, ciclo de vida y sus tamaños; con relación al tipo de nutrición se divide en fitoplancton o plancton fotosintético y zooplancton o plancton heterótrofo, examinando sus ciclos de vida ha sido clasificado de la siguiente manera:

- Euplancton u holoplantón, organismos cuyo ciclo de vida es totalmente planctónico.
- Meroplantón, son organismos que parte de su ciclo de vida son planctónicos y la otra generalmente son bentónicos.
- Tícoplantón o seudoplantón, formado por organismos que accidentalmente se incorporan al plancton, ya sea por el oleaje o el movimiento de mareas que los desprende de las macroalgas y otros sustratos.

El plancton marino también se clasifica de acuerdo al tamaño, en realidad éste es un criterio un tanto cuanto arbitrario, ya que se tomó como base para su clasificación la abertura de malla más fina que se conocía para la captura del plancton y considerando que una micra es la milésima parte de un milímetro, aceptándose de manera generalizada los siguientes criterios:

- Picoplantón, menor de 2.0 µm.
- Nanoplantón, de 2.0 a 20.0 µm.
- Microplantón de 20.0 a 200.0 µm.

- Mesoplancton de 200.0 µm a 2.0 cm.
- Macroplancton de 2.0 a 20.0 cm.
- Megoplancton mayor de 20.0 cm.

Para la colecta de plancton marino se requieren diferentes modelos de muestreadores, dependiendo de los objetivos del trabajo que se vaya a realizar; las colectas pueden ser para estudios cuantitativos y/o cualitativos.

1.1.1.2. Estudios cuantitativos

La colecta para este tipo de investigaciones requiere de poder capturar muestras de una cantidad determinada de agua al azar, lo cual nos permite poder llevar a cabo un conteo de células, esto implica la utilización de colectores específicos como las botellas tomamuestras, ya sean verticales, Niskin y horizontales, Van Dorn (Fig. 14)



Figura 14. Botellas tomamuestras tipo Niskin izquierda y Van Dorn derecha.

La cantidad de agua que se tome dependerá del número de variables que se vayan a medir, es común que se obtenga de tres a doce litros dependiendo de la capacidad de la botella tomamuestras, de esa muestra para el caso de la cuantificación de células basta con un litro, el cual se deposita en un frasco de preferencia de color ámbar, si el frasco es transparente entonces se deberá de cubrir ya sea con papel aluminio o con cinta para aislar de color negro y deberá de fijarse con lugol hasta alcanzar una tonalidad ámbar ligeramente clara, la muestra así obtenida posteriormente se llevará a un proceso de sedimentación en cámaras cilíndricas especiales tipo Kolwitz o bien en celdas Sedgewick-rafter (Fig. 15)

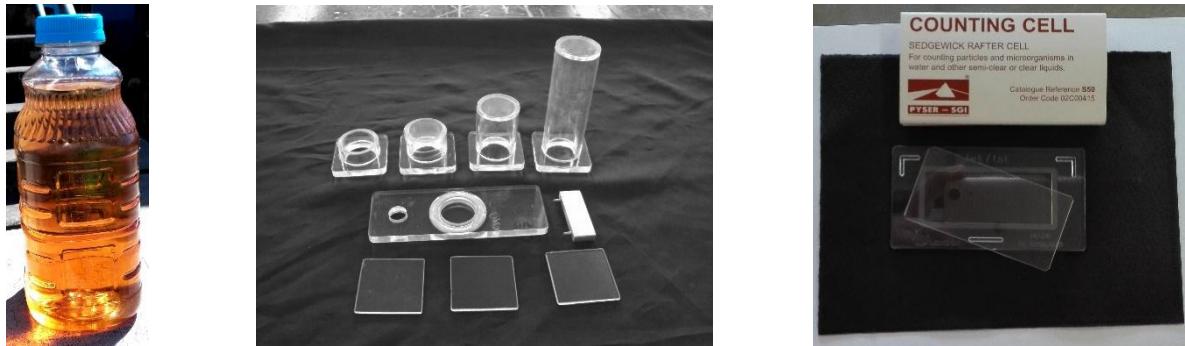


Figura 15. Izquierda muestra fijada con lugol, al centro cámaras cilíndricas tipo Kolwitz y a la derecha celda Sedgewick rafter.

1.1.1.2. Estudios cualitativos

La colecta para este tipo de investigaciones requiere solamente de redes de tipo cónico, cuya abertura de malla va desde 10.0 μm hasta 60.0 μm , los modelos de las mismas son muy variados, dependen del tipo de muestreo que se quiera realizar. Las más utilizadas son las de arrastre horizontal, llamadas redes cónicas, con una longitud promedio mayor a 150 cm y un diámetro del aro aproximadamente de 50 cm, ideales para las zonas con una profundidad mayor a los tres metros, a este tipo de redes se le agrega un peso llamado “muerto” en uno de los cabos del aro de entrada para mantenerla por debajo de la superficie (Fig. 16)



Figura 16. Redes de aro estándar para colecta horizontal, se muestra una red cónica con abertura de malla aproximadamente de 39.0 μm y una longitud de 150 cm, con un aro mayor de abertura de 50 cm de diámetro.

Para llevar a cabo un muestreo en la provincia nerítica, se requiere de una embarcación, mínimamente de 7 m de eslora y motor fuera de borda, lo cual implica poder realizar muestreos en círculo o en zig-zag (Fig. 17), el tiempo de arrastre dependerá del color y transparencia del agua, entre más verdosa y menos transparente sea el arrastre deberá de ser entre 2 y 3 minutos, si el agua es más azulosa y mayor la transparencia se aumentará el tiempo de arrastre hasta los 5 minutos.

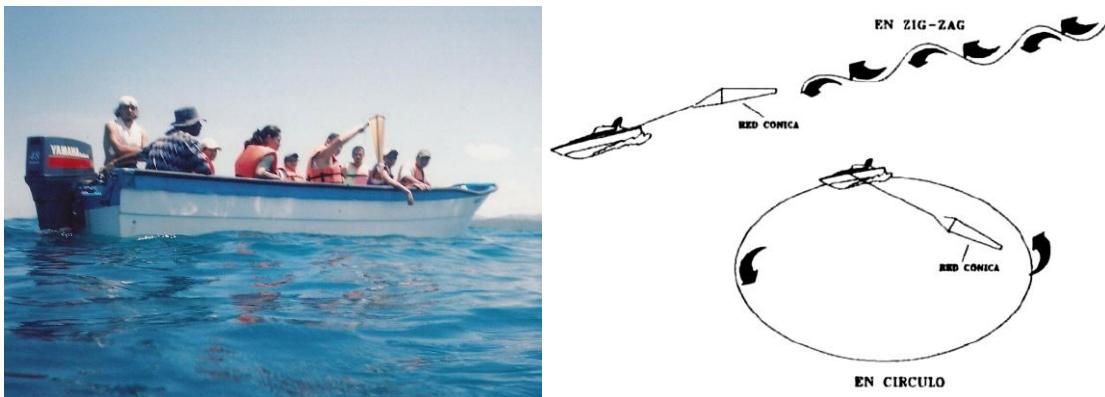


Figura 17. Muestreo de plancton marino por arrastre en la provincia nerítica, a la izquierda se muestra el tipo de embarcación a utilizar y a la derecha los modelos de arrastre superficial.

Para el caso de la provincia oceánica forzosamente se deberá de utilizar una embarcación de mayor calado, como los buques oceanográficos, el arrastre se realiza de manera vertical con la ayuda de un winche con motor (Fig. 18), a una velocidad aproximada de 30 rpm, la profundidad del arrastre dependerá de la ubicación del mínimo de luz detectado.

El agua filtrada se deposita en frascos de plástico con una capacidad de 250 ml, previamente se le colocará a dicho embace con marcador de tinta permanente lo siguientes datos: fecha, localidad, coordenadas, hora de colecta, tipo de muestreador, tipo de fijador, nombre del colector, además de 10 ml de formol concentrado neutralizado con bórax, para que la muestra quede a una concentración final de formol al 4 %, el bórax cambia el pH del formol haciéndolo neutro, y de esta manera se evita la degradación de las estructuras que contengan carbonato de calcio como es el caso de los cocolitofóridos y los foraminíferos, entre otros.



Figura 18. Muestreo de plancton marino por arrastre vertical en la provincia oceánica, a la izquierda se muestra el B/O El Puma de la UNAM y al centro y derecha el winche y la red cónica de arrastre.

La recolecta de plancton en sistemas someros como las lagunas costeras, marismas, manantiales, desembocadura de arroyos, esteros, entre otros, puede realizarse con red cónica de aro o de cuchara, en forma estacionaria (Fig. 19). El agua requiere de un filtrado de la misma mayor de 200 l, para lo cual se utiliza una cubeta de preferencia de cuatro litros de capacidad, con la cual se obtiene de manera directa el agua para depositarla en la red cónica.



Figura 19. Muestreo estacionario, red cónica para arrastre con una longitud aproximada de 50 cm, aro mayor de 25 cm y una abertura de malla más o menos de 39 μm .

Otra forma de capturar el agua es mediante un arrastre, lo cual se puede realizar con una red de cuchara o una de arrastre, la longitud de ambas es la misma, al igual que el diámetro del aro mayor y la abertura de malla, 39 μm (Fig. 20), este arrastre se puede llevar a cabo a pie sumergido en el agua, si el sistema lo permite, o bien a bordo de una embarcación pequeña ya sea impulsada por remos o con motor fuera de borda de 4 hp.



Figura 20. Muestreo por arrastre en sistemas someros, izquierda con red cónica de arrastre y derecha con red de cuchara.

Al igual que las muestras obtenidas en sistemas profundos las muestras se fijan a una concentración final de formol al 4 % neutralizado con bórax.

Es importante mencionar que cuando existen fenómenos como las “mareas rojas” o Florecimientos Algaes Nocivos, FAN, el arrastre se suprime ya que las aberturas de la malla de la red se colmatan inmediatamente y se corre el riesgo de que se rompa, en

en esos casos la muestra se obtiene de manera directa ya sea mediante una red cónica por arrastre vertical manual o mediante una cubeta de 19 l.

1.1.2. Colecta de protistas bentónicos

Los protistas del bentos, es una comunidad multiespecífica, generalmente en forma de película “biofilm”, asociada a diferentes sustratos, macroalgas, pastos marinos, troncos sumergidos, esqueletos de coral, corales vivos, rocas, arena y sedimentos arcillosos, incluso en el detritus submarino, entre otros. Por sus hábitos de vida podemos subdividirlos en:

- Endobiontes, aquellos que viven en simbiosis en el interior de tejidos de pólipos, típicamente en los corales.
- Epibiontes, son protistas que se encuentran asociados de manera externa, se pueden dividir de acuerdo al tipo de sustrato en:
 - Epífitos, sobre algas y fanerógamas marinas.
 - Epixilóticos, sobre troncos sumergidos.
 - Epilíticos, sobre sustratos rocosos, concretos e incluso podemos considerar aquí los que están en partes metálicas sumergidas.
 - Epipsámicos, aquellos que viven adheridos o sobre los granos de arena en aguas marinas superficiales, aquí podrían considerarse también los que viven sobre sedimentos arcillosos.

Los métodos de colecta básicamente se pueden dividir en dos, manuales y con dragas, ambos pueden ser aplicados a estudios cuantitativos y/o cualitativos.

1.1.2.1. Colecta de protistas epífitos

Las colectas se realizan de los sustratos macroalgales de los grupos de algas verdes Chlorophyta, algas rojas Rhodophyta y algas pardas Phaeophyceae.

La obtención de las macroalgas se lleva a cabo en la zona mesolitoral o intermareal, se realiza con la ayuda de una espátula, considerando la exposición al oleaje, expuestas, semiexpuestas o no expuestas, los ejemplares colectados se depositan en bolsas de plástico de 30 x 30 cm, en la cual se coloca una pequeña etiqueta de papel herculene de 4x4 cm donde se anotan los siguientes datos: fecha, localidad, coordenadas, fijador utilizado y nombre del colector, la fijación se realiza con formol neutralizado con bórax a una concentración final al 4 % (Ceballos *et al.* 2015), después de 24 h de fijación, se vacía el agua formolada en frascos de plástico de 250 ml y se lleva a cabo una limpieza de los ejemplares macroalgales, eliminando los micro y macroinvertebrados con la ayuda de pinzas y agujas de disección, ambas muestras, el agua formolada y las macroalgas, se trasladan al laboratorio donde se llevará a cabo su posterior tratamiento.

Ya en laboratorio los protistas se obtienen de dos maneras: a) directamente de los talos mediante frotación ligera con un cepillo pequeño de sedas finas y suaves (Fig. 21), para evitar el desprendimiento de las células de las macroalgas y solo capturar los protistas y b) a partir de la revisión del agua formolada, debido al posible desprendimiento de los protistas asociados a los talos por acción del formol al ser agregado para la fijación.



Figura 21. Material para la obtención de protistas epífitos, a la izquierda cepillo limpiador, a la derecha macroalgas.

1.1.2.2. Colecta de protistas epipsálicos

Para la captura de protistas de sedimento se puede emplear una draga Petersen con una capacidad de 0.2 m², o bien un nucleador cilíndrico (Fig. 22). Las muestras se depositan en bolsas de plástico de 30x30 cm y se fijan con formol neutralizado con bórax a una concentración final del 5 %, a dicha bolsa se le agrega una pequeña etiqueta de papel herculene de 4x4 cm con los siguientes datos: fecha, localidad, coordenadas, fijador utilizado, tipo de muestreador y nombre del colector. Los sedimentos así obtenidos se trasladan al laboratorio para su posterior tratamiento.



Figura 22. Colectores para protistas epipsálicos, izquierda draga Petersen y derecha nucleador cilíndrico.

2. Desarrollo de la práctica de campo

2.1. Objetivo

Desarrollar habilidades y destrezas con relación al uso de instrumentos y equipo de campo, para la obtención de ejemplares de protistas, que les permitan su correcta identificación y desarrollo de su proyecto de investigación, así como tener una perspectiva de las condiciones bajo las que se desarrollan los protistas costeros y marinos.

Adquirir habilidades para la determinación de las variables ambientales fisicoquímicas de los sistemas muestreados.

2.1.1. Equipo y materiales para la colecta de protistas planctónicos y bentónicos.

- Red cónica de cuchara.
- Red cónica para arrastre.
- Draga Petersen.
- Nucleador cilíndrico.
- Termómetro de mercurio.
- GPS y brújula.
- Kit para variables fisicoquímicas.
- Salinómetro.
- Equipo para oxígeno disuelto.
- Disco de Secchii.
- Cepillitos interdentales para braquets.
- Lugol concentrado.
- Vernier milimétrico.
- Formol concentrado neutralizado con bórax.
- Sonda graduada en metros.
- Espátula.
- Frascos de plástico de 250 ml.
- Frasquitos ampolleteros.
- Papel indicador de pH.
- Papel aluminio.
- Etiquetas de papel herculene de 4x8 cm.
- Libreta de tránsito o de nivel.
- Marcador grueso de tinta permanente contra el agua.
- Lápiz Mirado # 2.
- Escalas de Beaufort y Douglas.

2.1.2. Determinación de variables fisicoquímicas

Antes de iniciar la colecta de plancton es necesario realizar la determinación de las variables fisicoquímicas mencionados en los objetivos, para lo cual se deberán de tomar en cuenta los siguientes pasos:

- a) Determine la transparencia del sistema mediante el disco de Secchi, las unidades a utilizar serán los centímetros.
- b) Obtenga la profundidad del medio, para lo cual se auxiliarán del disco de Secchi, las unidades serán los centímetros o metros o bien en brazas.
- c) Determine la temperatura del agua (superficie y fondo), y a la sombra la del aire.
- d) Mediante el kit determine el oxígeno disuelto, el pH y la conductividad.
- e) Por medio del salinómetro determine la salinidad.
- f) Establezca el porcentaje de nubosidad.
- g) Utilizando la escala de Beaufort y Douglas determine la velocidad y la dirección del viento con ayuda de la brújula, además establezca el estado del mar.

2.1.3. Colecta de plancton en sistemas someros

- a) Para los sistemas someros utilice redes de cuchara, con una abertura de malla aproximada de 39 μm . Efectué varios arrastres manuales en forma de ochos durante un tiempo aproximado de cinco minutos.
- b) Preparar un frasco de plástico de 250 ml con tapa y empaque, etiquetado con plumón de tinta permanente y marcando con una línea el nivel de 240 ml hasta donde debe llegar la muestra filtrada (Fig. 23) para que al agregar el formol la misma quede a una concentración final del 4 %.

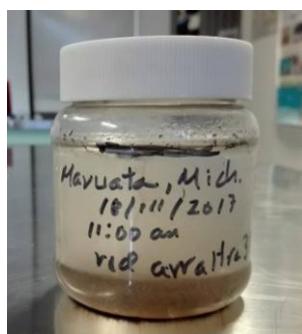


Figura 23. Frasco con muestra filtrada, la línea negra marca el nivel de 240 ml de concentrado, para agregar 10 ml de formol neutralizado con bórax.

- c) Vacié el agua filtrada en el frasco y de ser necesario repita la operación de arrastre para completar una muestra de 240 ml, agregue el formol necesario para que ésta quede al 4 %.

2.1.4. Colecta de plancton en sistemas pelágicos

- a) Para el caso de las aguas pelágicas de mar abierto, utilice una red de arrastre de aproximadamente 1.20 m de longitud y un diámetro del aro mayor de 50 cm, con abertura de malla de 39 μm o menos (Fig. 24)
- b) Previo al arrastre, la red junto con su frasco colector se atará a un cabo con una longitud aproximada de 30 m, además deberá de amarrarse un peso muerto con una cuerda de aproximadamente 1.5 m donde se une uno de los cabos al aro de la red, que permita mantener la red sumergida (Fig. 24)

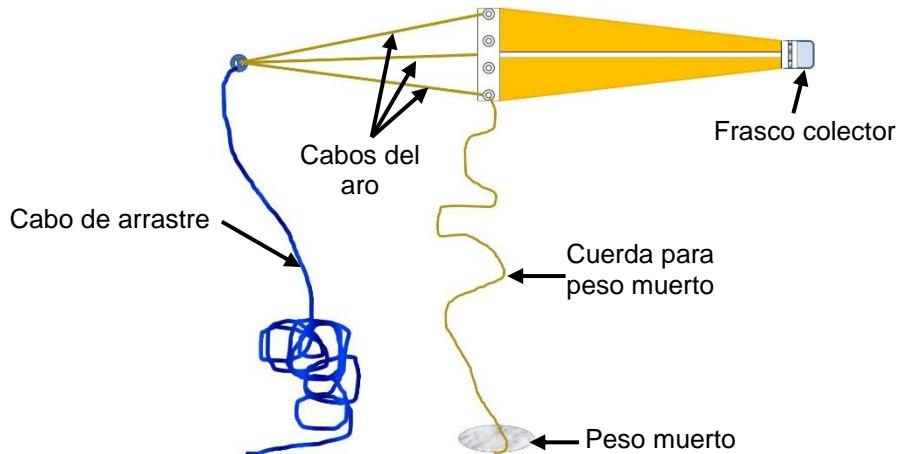


Figura 24. Red cónica de arrastre para aguas pelágicas, se muestran los cabos, el frasco colector y el peso muerto.

c) El muestreo deberá de realizarse a bordo de una lancha con motor fuera de borda, el arrastre deberá de llevarse a cabo de manera circular lo más amplio posible y a la velocidad más baja de la lancha, con la red por dentro del círculo para evitar su posible rompimiento por la propulsión del motor (Fig. 25)

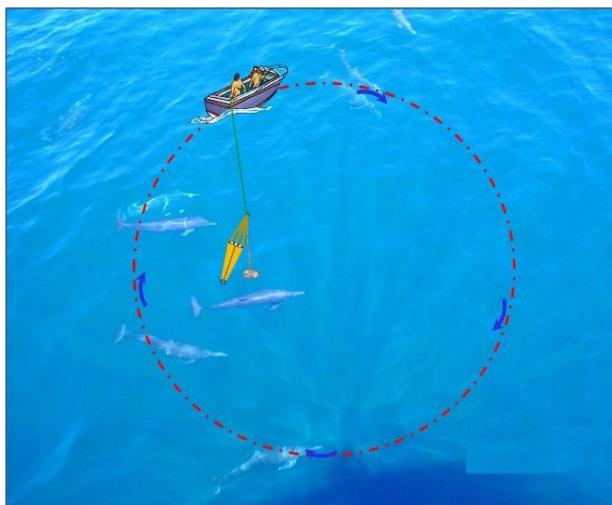


Figura 25. Arrastre circular con lancha con motor fuera de borda.

d) La duración de este dependerá de la transparencia y del color del agua, a mayor transparencia, más o menos de seis metros en adelante, mayor el tiempo de arrastre hasta alcanzar un máximo de cinco minutos, si la transparencia es menor de seis metros entonces el arrastre se reducirá hasta aproximadamente tres minutos.

e) El frasco colector tiene un volumen de 250 ml, por tal motivo solo deberá realizarse un arrastre por cada dos equipos, dividiéndose la muestra para vaciarse a un frasco de plástico previamente etiquetado con marcador de tinta permanente y señalando con una línea el nivel que debe alcanzar la muestra para agregar el formaldehído concentrado

neutralizado con bórax, de tal manera que la muestra quede fijada a una concentración final de 4 % con agua del medio.

2.1.5. Colecta de protistas epífitos y endófitos

a) Colectar algas pardas, rojas y verdes, cilíndricas y laminares, mediante una espátula, colocándolas en una bolsa de plástico, a dicha bolsa se le colocará una etiqueta de papel herculene de 4x8 cm, anotando con lápiz los datos correspondientes a la colecta (Fig. 26) y manteniéndolas siempre frescas dentro de una cubeta con agua del medio en un lugar sombreado.

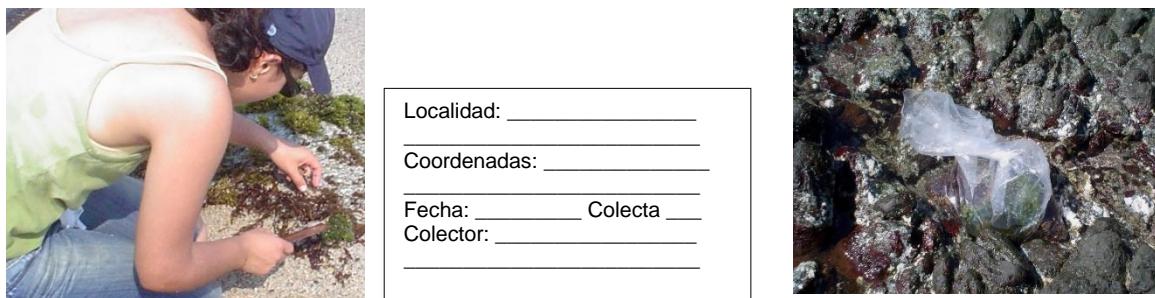


Figura 26. Colecta de material ficológico, a la izquierda uso de espátula, centro etiqueta de papel herculene y derecha bolsa de plástico con ejemplares recién colectados.

b) El material deberá de transportarse al área de trabajo donde se procesará, primero eliminando los microinvertebrados, que deberán de depositarse en un frasco ampolletero con agua del medio preparada a una concentración final de alcohol al 10 % y su respectiva etiqueta (Fig. 27)



Figura 27. Limpieza de microinvertebrados, a la derecha frasco ampolletero con microinvertebrados en alcohol al 10%.

c) Una vez eliminados los microinvertebrados, se procede a la obtención de los protistas epífitos y endófitos, para lo cual primero se prepara un frasco con formol neutralizado con bórax y agua de mar a una concentración final del 4 %, enseguida se llevará a cabo un cepillado suave sobre la superficie de los talos de las algas, procurando que el contenido arrastrado por el cepillito interdental entre en el frasco previamente preparado y etiquetado (Fig. 28), los datos de la etiqueta de este frasco corresponderán a los mismos de la etiqueta de la bolsa donde se transportaron las macroalgas.



Figura 28. Limpieza del talo de macroalgas mediante cepillo interdental.

- d) Si el objetivo es realizar un conteo para obtener la abundancia de los protistas, entonces se deberá de sacar la superficie del área cepillada, de preferencia esto se realizará mediante un vernier y las células se reportarán en cels/área.
- e) Algunos protistas son endófitos sobre todo en talos laminares gruesos o en talos cilíndricos de las algas pardas y rojas, para tal caso, el material colectado debemos de colocarlo en una bolsa de plástico, agregando formol neutralizado con bórax a una concentración final del 4 % con agua de mar y agitando vigorosamente para permitir que al romperse los talos se desprendan también los protistas endófitos.
- f) El material así obtenido deberá de pasarse por un tamiz de una abertura de malla de aproximadamente 150 µm para retener los restos de los talos, el líquido resultante deberá de colocarse en un frasco de plástico de 250 ml para su posterior revisión y tratamiento.

2.1.6. Colecta de protistas epipsámicos y bentónicos en sustratos blandos

- a) Para la zona mesolitoral de playas arenosas, en especial de arenas de grano muy fino, se requiere esperar a que baje la marea para colectar directamente con una pala de jardinero o bien utilizando un nucleador, elaborado a partir del cilindro metálico o de pvc de una bombilla para desinfectante (Fig. 29)
- b) La muestra se colocará en papel aluminio, la cual se depositará en una bolsa de plástico a la que se le agregará una etiqueta de papel herculene de 4x8 cm con los datos de la colecta.



Figura 29. Izquierda obtención de núcleo, derecha barra de núcleo fresca.

c) Las muestras de fondos blandos menores a tres metros se obtienen mediante una draga tipo Ekman (Fig. 30), ya sea a bordo de una embarcación o de forma manual, para saber si existen fondos blandos de donde se van a sacar las muestras es necesario una consulta con los pescadores quienes tienen una mayor experiencia en el conocimiento de las zonas a muestrear, una vez obtenidos los sedimentos directamente de la draga se obtiene una submuestra mediante una cuchara de jardinero y repita la misma operación del paso b)



Figura 30. Obtención de sedimentos blandos de zonas menores a tres metros de profundidad por medio de una draga tipo Ekman.

BIBLIOGRAFÍA GENERAL

- Arana-Mendivil, M. F., Elizarraras-Guerrero, A. Y., Rico-Hernández, S. Y. y López-Calderón, J. M. (2021). Técnicas de muestreo y preservado de algas marinas (microalgas, macroalgas y plantas vasculares marinas). Universidad Autónoma de Baja California.
- Boltovskoy, A. (1995). Taxonomía y Morfología de los Dinoflagelados: Métodos De Trabajo. En: Manual de Métodos Ficológicos. K. Aveal, M.E. Ferrario, E.C. Oliveira y E. Sar (eds.), Universidad de Concepción, Concepción-Chile: 55-82.
- De La Lanza Espino, G., Moreno, J. L., Godínes, J. L., Hudobro-Campos, L., Hernández J. L., Pérez-Rodríguez, R., Sandoval, J. C. y Moreno-Sarabia, D. O. (2004). Guía para la colecta, manejo y las observaciones de campo para bioindicadores de la calidad del agua. Comisión Nacional del Agua. México.
- Reguera, B., Alonso, R., Moreira, A., Méndez, S. (2011). Guía para el diseño y puesta en marcha de un plan de seguimiento de microalgas productoras de toxinas. COI de UNESCO y OIEA, Paris y Viena 2011. Manuales y Guías de la COI, 59
- Samanez, V. I., Rimarachín-Ching, V., Palma-González, C., Arana-Maestre, J., Ortega-Torres H., Correa-Roldán, V. y Hidalgo Del Águila, M. (2014). Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Museo de Historia Natural.
- Vázquez, G., Aké-Castillo, J. A. y Orduña-Medrano R. E. (2021). Catálogo de Fitoplancton de Sistemas Costeros del Golfo de México y Mar Caribe. Río Tuxpan, estero Tumilco, estero Jácome, laguna La Mancha, río Tonalá, Ría Lagartos e isla de Cozumel. cemie-Océano, Universidad Autónoma de Campeche.