



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE BAJA CALIFORNIA SUR**



**ÁREA DE CONOCIMIENTO
DE CIENCIAS DEL MAR Y DE LA TIERRA**

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO
DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS**

**PROGRAMA EDUCATIVO: BIÓLOGO MARINO
PLAN DE ESTUDIOS POR COMPETENCIAS 2011-II**

OCEANOGRAFÍA BIOLÓGICA

V SEMESTRE

3 HORAS/SEMANA

LABORATORIO DE OCEANOGRAFÍA

MANUAL DE LABORATORIO

**Dr. Hermilo Santoyo Reyes
La Paz, B.C.S., Junio de 2011**

1. INTRODUCCIÓN:

Este manual fue creado para apoyar al curso de: **Oceanografía Biológica** que guiará al estudiante en la parte práctica del mismo, mientras coadyuva a desarrollar en este las competencias disciplinares descritas abajo, con el objetivo de prepararlo sólidamente en la disciplina y su aplicación en la Biología Marina, y simultáneamente, reforzar competencias genéricas que impactarán favorablemente los ámbitos de su vida.

El estudiante se preguntará ¿Qué es una competencia?:

“Es la capacidad de movilizar recursos cognitivos para hacer frente a un tipo de situaciones con buen juicio, a su debido tiempo, para definir y solucionar verdaderos problemas.”¹: Las competencias van más allá de las habilidades básicas o saber hacer ya que implican saber actuar y reaccionar; es decir saber qué hacer y cuándo. Dejando de lado la memorización sin sentido de temas desarticulados y la adquisición de habilidades mecánicas, promoviendo en cambio el desarrollo de competencias manifiestas en la resolución de problemas, procurando que en el aula y laboratorio exista una vinculación entre estos y la vida cotidiana incorporando aspectos socioculturales y disciplinarios que permitan a los egresados desarrollar competencias educativas.

Las competencias a desarrollar comprenden:

- C. Disciplinarias Básicas: las mínimas necesarias de cada campo disciplinar para que los estudiantes se desarrollen en diferentes contextos y situaciones a lo largo de la vida.
- C. Disciplinarias Extendidas: implican los niveles de complejidad deseables para quienes opten por una determinada trayectoria académica, teniendo así una función propedéutica en la medida que prepararán a los estudiantes de enseñanza superior para su ingreso y permanencia en posgrados y trabajos especializados.
- C. Disciplinarias Profesionales. Las que preparan al estudiante para desempeñar su vida con mayores probabilidades de éxito.
- C. Genéricas: las que se desarrollan de manera transversal en todas las asignaturas del mapa curricular y permiten al estudiante comprender su mundo e influir en él, le brindan autonomía en el proceso de aprendizaje y favorecen el desarrollo de relaciones armónicas con su entorno y quienes les rodean (Anexo 1).

¹ Mastache, Anahí et. al. Formar personas competentes. Desarrollo de competencias tecnológicas y psicosociales. Ed. Novedades Educativas. Buenos Aires / México. 2007.

Estudiante: Este manual encauzará las actividades que reforzarán o desarrollarán las competencias, además de cumplir con tareas que lleven al aprendizaje de forma colaborativa (aprender de y con tus compañeros). Al realizar las actividades y proyectos (reportes de práctica, informes, trabajos finales, etc.), encontrarás momentos para pensar y reflexionar, para comunicarte, expresarte, mientras:

- Conoces a tus compañeros.
- Compartes con ellos metas y objetivos.
- Cooperan y se ayudan mutuamente.
- Respetan sus puntos de vista y opiniones.
- Logran Acuerdos y Toman Decisiones.
- Proponen alternativas para resolver los problemas que se presentan.

En el modelo de competencias lo importante es aprender, adquirir conocimientos desarrollar habilidades y fortalecer actitudes y valores (No únicamente el aprobar un examen). Durante el laboratorio del curso desarrollarás diversas actividades y elaborarás tareas dirigidas a desarrollar tres tipos de evidencias que permitirán a tu maestr@ evaluar si has adquirido la competencia.

Evidenciando tus:

Conocimientos: *Teorías y principios, que deberás dominar* pues en ellos se basa un desempeño eficaz y práctica.

Desempeños: *Habilidades para usar herramientas* Tales como microscopios de diferente índole, equipo para toma de muestras y ubicación geográfica en el mar, ordenadores, claves de identificación, transectos, en la adquisición, ordenamiento y análisis de datos e información. Estos desempeños serán evaluados por tu profesor, alguno de tus compañeros e incluso por ti mismo.

Productos: *Evidencias tangibles de la competencia.* La presentación de informe de práctica, los reportes de campo y la integración de la información en un informe con formato técnico científico, en el cual se plasmará la información que buscaste, integraste al documento, y ordenaste en forma clara y estructurada; la sición y discusión formal en un seminario grupal en la etapa final del curso.

2. CONTRATO DE APRENDIZAJE

Para cubrir las actividades de aprendizaje y resultados dirigidos a alcanzar las competencias disciplinares y genéricas descritas es necesario el compromiso entre el alumno y la organización educativa, representada por el maestro.

ASIGNATURA: OCEANOGRAFÍA BIOLÓGICA

CONTRATO DE APRENDIZAJE

Al estudiante: Ahora que conoces los contenidos del curso de Oceanografía Biológica revisa el este **Contrato de Aprendizaje**, que tiene el propósito de establecer de forma conjunta: Estudiante – Maestro, **los acuerdos y lineamientos** que será conveniente respetar durante las sesiones del laboratorio de Oceanografía Biológica, a fin de generar en el mismo un espacio propicio para el trabajo y convivencia armónica y el **desarrollo de competencias disciplinares y genéricas**, contando con las condiciones óptimas para elaborar las **evidencias de logro** de todas y cada una de las competencias, que este curso plantea formar y reforzar en ustedes.

DERECHOS Y DEBERES

DEL ESTUDIANTE

Cláusulas:

Primera: Responsabilidad

Cada estudiante es responsable de su propio aprendizaje, por lo tanto su participación activa e interacción con sus compañeros de grupo y maestro, debe propiciar un ambiente que favorezca:

- El logro de competencias disciplinares.
- El desarrollo de competencias genéricas
- La convivencia armónica.

Con base en la colaboración, la dedicación a las tareas encomendadas y al respeto mutuo.

- El uso de bata es absolutamente obligatorio.
- Los materiales que le sean solicitados para desarrollar la practica deberán ser presentados de manera ordenada la inicio de la misma.
- Queda estrictamente prohibido el uso de teléfonos celulares durante la sesión de laboratorio.
- Acatar las disposiciones reglamentarias del laboratorio.

Segunda: Honestidad, Respeto y Tolerancia

El estudiante se compromete a tratar con respeto, ética, honestidad y tolerancia a si mismo, a sus compañeros, y a su profesor.

En tal sentido, todo plagio redundará en la expulsión y reprobación automática del estudiante.

DEL MAESTRO

Cláusulas:

Primera: Ambientes Propicios Para el Aprendizaje y Desarrollo de Competencias

El Profesor se compromete a:

- Realizar en forma oportuna la planeación del curso y actividades de laboratorio.
- Impartir su clase y conducir las actividades de enseñanza, aprendizaje, práctica y evaluación, de forma tal que se produzca un proceso educativo de calidad acorde al contexto y alas necesidades de los estudiantes.
- Crear **experiencias de aprendizaje** enfocadas a favorecer en los estudiantes el desarrollo de competencias y el logro de los fines educativos.
- Generar un ambiente que motive a los estudiantes a **aprender, participar, comunicar, interactuar, investigar** etc.

Segunda: Respeto y Equidad

El Profesor se compromete a:

Ser tolerante, responsable, y respetuoso.

Dar un trato equitativo a todos los estudiantes.

Dar a los estudiantes la orientación pertinente.

<p>Tercera: Participación El estudiante tiene derecho a participar en clase, ser escuchado, expresar con orden y respeto sus ideas, puntos de vista, sugerencias, experiencias comentarios, y observaciones todo ello con el objetivo de fortalecer el proceso educativo.</p>	<p>Tercera: Actividades de Aprendizaje El Profesor se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Indicar claramente a los estudiantes las actividades de aprendizaje a realizar en el laboratorio, ya sea de forma individual o por equipos, además de otorgar un tiempo adecuado para su realización. Programar anticipadamente la fecha en que se entregarán las actividades extra práctica (Reporte de práctica, mapa conceptual, investigación bibliográfica). • Especificar los requisitos estas actividades deberán cumplir además del lugar y hora en que deberán entregarse.
<p>Cuarta: Puntualidad y Asistencia El estudiante se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Asistir al 100% de las clases y laboratorio de Oceanografía Biológica. • Presentarse a clases y a las sesiones de laboratorio. Puntualmente. 	<p>Cuarta: Evaluación El Profesor se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Establecer de forma conjunta con los estudiantes y/o dar a conocer los criterios y porcentajes de evaluación. Tomando en cuenta la normatividad y reglamento de la institución. • Realizar una evaluación integral con base en los criterios y porcentajes establecidos , acorde a los objetivos de aprendizaje y a lo que se revisó en el laboratorio. • Informar oportunamente a los estudiantes los resultados de su evaluación y calificaciones. Atender sus dudas y realizar las aclaraciones pertinentes.
<p>Quinta: Actividades de Aprendizaje El estudiante se compromete a:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Realizar de forma ética y responsable el 100% de las actividades de aprendizaje y evidencias solicitadas por el maestro. • Hacer entrega de las actividades y sus requerimientos en la fecha y hora acordadas. • Solicitar apoyo a sus compañeros cuando así lo requiera, además de brindarles asesoría y dar soporte en la medida de sus posibilidades, a fin de favorecer el desarrollo de sus competencias. 	

PRÁCTICA 1

DETERMINACIÓN DE BACTERIAS MARINAS POR MEDIO DE DILUCIONES SERIADAS Y NÚMERO MÁS PROBABLE (NMP) DE BACTERIAS COLIFORMES

8 horas y 4 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

INTRODUCCIÓN

Las bacterias marinas son morfológicamente simples presentan formas esféricas, de bastones, y filamentosas. Típicamente su talla se ubica en general entre 1-2 μ m, en su mayoría son gram negativas, y suelen clasificarse tomando en como base su hábitat o su metabolismo.

Las bacterias tienen una función importante en el ecosistema terrestre y marino ya que actúan en los procesos de reciclamiento de la materia orgánica e inorgánica y la hacen disponible para otros organismos (Solomon, 2001). La distribución de las bacterias en el medio marino es abarca prácticamente todos los hábitat marinos y se encuentran ampliamente distribuida desde la inter fase agua atmósfera, la película de agua, hasta las grandes profundidades (Prescott *et al*, 2000).

Su distribución en el mar está determinada por factores tanto fisicoquímicos como biológicos y, al parecer, las causas fundamentales de esta distribución son: la cantidad de materia orgánica en descomposición que se encuentre disponible y la densidad de organismos planctónicos en el seno de las aguas (Parsons. *et al*, 1984) aunque algunos autores otorgan a la concentración de oxígeno y temperatura mayor importancia en la distribución de las bacterias (Kirchman, 2000).

Las bacterias coliformes se emplean como indicadores de la calidad del agua en virtud de que estos microorganismos se encuentran asociadas al tracto digestivo de los mamíferos y en algunos casos pueden provocar enfermedades entéricas. La contaminación fecal puede ser demostrada mediante técnicas muy sensibles como el número más probable, NMP, por medio del cual se determinan los cambios en la

cantidad de bacterias y si esta cantidad rebasa las concentraciones indicadas en las normas oficiales mexicanas para los diferentes usos del agua.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Aislar y cultivar bacterias marinas presentes en muestras de agua marina.
- Identificar las bacterias marinas y determinar su cualidad de gram positivas o gram negativas.
- Determinar la carga bacteriológica, número más probable (NMP) de bacterias coliformes totales en muestras de agua marina.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

MATERIAL Y MÉTODOS

Instrumentos:

Autoclave

Matraz tipo Erlenmeyer de 125 o 250 ml

Tubos de vidrio con tapas para cultivo

Cajas petri

Pipetas graduadas de 10,5 o 1 ml

Asa bacteriológica

Mechero Fischer

Incubadora

Campanas de vidrio Durham

Tubos de fermentación de cultivo

Porta y cubreobjetos

Microscopio óptico

Platina

Reactivos:

Agua destilada

Solución amortiguadora de fosfatos (SB)

Agar marino para bacterias heterotróficas

Tinción de Gram

Alcohol al 70%

Caldo lactosado en concentración doble y sencilla

Medio bilis verde brillante en concentraciones doble y sencilla

Nota: La toma de muestra debe efectuarse en un frasco esterilizado por autoclave, de boca ancha. Durante la colecta no se debe tocar el borde del frasco y la tapa. La muestra se tomara de forma rápida e inmediatamente debe de taparse, además se deberá analizar en las próximas 5 horas. En todo momento debe de permanecer en refrigeración.

Preparación:

Establecer condiciones estériles dentro del laboratorio o área de trabajo. Esto se logra trabajando preferentemente en una campana de flujo laminar o sobre una mesa en la cual se hayan encendido dos mecheros Bunsen a flama media alrededor del material donde se trabajará. Las mesas de trabajo deberán ser perfectamente limpiadas primero con agua destilada y después con alcohol etílico al 70%. Los mecheros deberán estar encendidos por lo menos 10 minutos antes de empezar a trabajar. En esta práctica es obligatorio el uso de cubre bocas y deberá evitarse las conversaciones al mínimo.

1. Cultivo e identificación de bacterias en muestras de agua de mar por medio de la técnica de diluciones seriadas.

Diluciones:

- a. Se medirán 90 ml de la solución amortiguadora SB en una probeta y se pasará a un Matraz Erlenmeyer.
- b. Se marcarán 4 tubos de ensaye como 1, 2, 3 y 4 y se les agregará 9 ml de SB a cada uno, con excepción del tubo 4.

- c. La muestra se abrirá dentro de la zona de los mecheros y se tomarán 10 ml con una pipeta graduada, que se verterán en el matraz que contiene los 90 ml de SB. Agitar suavemente para homogenizar.
- d. Del matraz se tomará 1 ml que se colocará en el tubo no. 1 mezclar suavemente; del tubo anterior se tomara 1 ml que se colocara en el no. 2 y mezclar ligeramente; una vez más se tomara 1ml de tubo no. 2 y se verterá en el no. 3 agitando suavemente; por último se tomara 1 ml del tubo anterior y se desechará.
- e. La siembra se realizará por el método de vaciado. De cada tubo se tomará 0.1 ml que será sembrado directamente en una caja de petri (previamente marcada), se procederá a adicionar el agar marino fundido y se moverá la caja de petri siguiendo la trayectoria de un ocho, con la finalidad de homogenizar la muestra con el agar y distribuirlo en la placa. Esto se hará por duplicado para cada dilución (Es muy importante que el vaciado de la muestra se haga estrictamente en condiciones estériles).
- f. La muestra de agua de mar también se cultivará de la misma forma anterior, colocando 0.1 ml de la muestra en cada placa.
- g. Las placas se sellarán y se incubarán a 36° C de temperatura por 48 horas. Las lecturas de la placa se harán a las 24 y 48 horas.
- h. Para el recuento se procura utilizar placas que contengan entre 30 y 300 colonias. El número de unidades formadoras de colonias por ml -UFC/ml-de la muestra original se cuantificara de acuerdo con la siguiente ecuación:
$$N \text{ de UFC/ml} = (\text{número de colonias} \times \text{factor de dilución})/\text{ml sembrados en la placa.}$$
- i. En el momento de revisar y cuantificar las colonias, se deberá hacer una revisión de las características de las mismas a simple vista.
- j. Posteriormente, con un asa se tomara una porción de las diferentes colonias con la que se hará un frotis en un portaobjetos, cubrir con el cubreobjetos y revisar al microscopio. Se puede proceder a realizar la tinción de Gram con los frotis. Describir brevemente y relacionar con las observaciones hechas a simple vista.

2. Determinación del NMP de bacterias coliformes totales en muestras de agua de mar por fermentación de tubos múltiples.

Nota: tomar en cuenta el mismo procedimiento para mantener condiciones axénicas en el área de trabajo.

Fase presuntiva:

- a. Preparar 7 tubos de cultivo con 10 ml de caldo lactosado (5 de concentración doble y 2 de concentración sencilla). Colocar en cada uno una campana de fermentación.
- b. Inocular 5 tubos de concentración doble con 10 ml de muestra utilizando una pipeta de 10 ml.
- c. Un tubo se inoculará con 1 ml de la muestra y otro con 0.1ml.
- d. Incubar los tubos en baño María a 35-37°C, con agitación constante.
- e. Revisar a las 24 y 48 h la presencia de fermentación mediante la observación de una burbuja en la campana de fermentación.

Fase Confirmativa:

- a. Preparar 7 tubos de fermentación con 10 ml de bilis verde brillante (5 con concentración doble y 2 con sencilla). Colocar en cada uno una campana de fermentación.
- b. De cada tubo que resultó positivo en la prueba anterior se tomará una muestra pequeña mediante un asa flameada incandescente y se resembrarán al respectivo tubo con bilis verde (agitar el tubo previamente para re suspender a los organismos).
- c. Incubar los tubos en baño María a 35-37°C, con agitación constante.
- d. Verificar el crecimiento (presencia de gas en la campana) a las 48 h
- e. Comparar los resultados con los de la Tabla de NMP (Anexo).

CUESTIONARIO

- 1.- ¿Qué es y en que se basa el funcionamiento de una autoclave? ¿A qué temperatura y presión debe operar?
- 2.- ¿Cuál es el fundamento del método de las diluciones seriadas? ¿Cómo se relacionan las UFC para cuantificar las cargas bacterianas de una zona?
- 3.- ¿Cuáles son los principales tipos de medios de cultivo? ¿Cuáles son los componentes que debe de tener un medio?
- 4.- ¿Qué son las soluciones amortiguadoras y para qué se emplean en los estudios microbiológicos?
- 5.- ¿Cuáles son las características que se deben tomar en cuenta para caracterizar una colonia bacteriana? ¿Qué diferencias existe entre bacterias de tipo Gram positivo y Gram negativo? En el caso de esta práctica ¿qué tipo de bacterias fueron sembradas?
- 6.- ¿Por qué necesario mantener condiciones estériles durante el cultivo de bacterias? ¿Qué diferencias hay entre esterilizar y desinfectar? ¿Cuáles son las diferentes formas de esterilización?
- 7.- ¿Cuál es la base del método del NMP (Número más probable)?
- 8.- ¿En qué se basa la técnica de fermentación para detectar bacterias coliformes?
- 9.- ¿Cuál es la definición de un organismo coliforme? ¿Todos los organismos coliformes son de origen fecal? ¿Si, No? Explique.
- 10.- ¿Son los organismos coliformes “indicadores” de contaminación? ¿Si, No? Explique. Y cómo se define un organismo indicador.
- 11.- ¿Cuáles son las enfermedades más conocidas cuyos gérmenes pueden ser transmitidos por el agua y cuáles son estos gérmenes? ¿Cuáles son los efectos que producen? Menciona por lo menos cinco.
- 12.- Menciona las características de la familia Enterobacteriaceae, los grupos que integran la familia y los géneros que son considerados como marinos.

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Contrastar características de diferentes tipos de células</i>	<i>Incorporar las características de los diferentes tipos de células en el Reporte de Práctica</i>
<i>Esquematizar las estructuras celulares</i>	
<i>Cuantificar bacterias del grupo coliforme y evaluar calidad del agua</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	

REFERENCIAS

Kirchman, D. L. 2000. **Microbial Ecology of the Oceans**. Ed. Wiley Series. 542 pp.

Parsons, T., M. Takahashi, y B. Hargrave. 1984. **Biological Oceanographic Processes**. Pergamon. E.U.A. 330 pp.

Prescott L.M., J.P. Harley y D.A .Klein. 2000. **Microbiología**. McGraw-Hill Interamericana. México D.F. 1005 pp.

Solomon, E, Berg, L y D, Martín. 2001. **Biología**. McGraw-Hill Interamericana. México, D. F. 1237 pp.

ANEXO

Tabla, Número más probable, NMP, para varias combinaciones de resultados positivos cuando se utilizan cinco tubos por dilución (10 ml, 1.0ml, 0.1 ml)

Combinación	NMP/100ml	LC 95%	Combinación	NMP/100ml	LC 95%
0-0-0	<1.8	— 6.8	4-0-3	25	9.8-70
0-0-1	1.8	0.090 6.8	4-1-0	17	6.0-40
0-1-0	1.8	0.090 6.9	4-1-1	21	6.8-42
0-1-1	3.6	0.70 10	4-1-2	26	9.8-70
0-2-0	3.7	0.70 10	4-1-3	31	10 -70
0-2-1	5.5	1.8 15	4-2-0	22	6.8-50
0-3-0	5.6	1.8 5	4-2-1	26	9.8 70
1-0-0	2.0	0.10 10	4-2-2	32	10-70
1-0-1	4.0	0.70 10	4-2-3	38	14-100
1-0-2	6.0	1.8 15	4-3-0	27	9.9-70
1-1-0	4.0	0.71 12	4-3-1	33	10-70
1-1-1	6.1	1.8 15	4-3-2	39	14-100
1-1-2	8.1	3.4 22	4-4-0	34	14-100
1-2-0	6.1	1.8 15	4-4-1	40	14-100
1-2-1	8.2	3.4 22	4-4-2	47	15-120
1-3-0	8.3	3.4 22	4-5-0	41	14-100
1-3-1	10	3.5 22	4-5-1	48	15-120
1-4-0	10	3.5 22	5-0-0	23	6.8-70
2-0-0	4.5	0.79 15	5-0-1	31	10-70
2-0-1	6.8	1.8 15	5-0-2	43	14-100
2-0-2	9.1	3.4 22	5-0-3	58	22-150
2-1-0	6.8	1.8 17	5-1-0	33	10-100
2-1-1	9.2	3.4 22	5-1-1	46	14-120
2-1-2	12	4.1-26	5-1-2	63	22-150
2-2-0	9.3	3.4 22	5-1-3	84	34-220
2-2-1	12	4.1- 26	5-2-0	49	15-150

2-2-2	14	5.9 36	5-2-1	70	22-170
2-3-0	12	4.1 26	5-2-2	94	34-230
2-3-1	14	5.9 36	5-2-3	120	36-250
2-4-0	15	5.9 36	5-2-4	150	58-400
3-0-0	7.8	2.1 22	5-3-0	79	22-220
3-0-1	11	3.5 23	5-3-1	110	34-250
3-0-2	13	5.6 35	5-3-2	140	52-400
3-1-0	11	3.5 26	5-3-3	170	70-400
3-1-1	14	5.6 36	5-3-4	210	70-400
3-1-2	17	6.0 36	5-4-0	130	36- 400
3-2-0	14	5.7 36	5-4-1	170	58-400
3-2-1	17	6.8 40	5-4-2	220	70-440
3-2-2	20	6.8 40	5-4-3	280	100-710
3-3-0	17	6.8 40	5-4-4	350	100-710
3-3-1	21	6.8 40	5-4-5	430	150-1100
3-3-2	24	9.8 70	5-5-0	240	70-710
3-4-0	21	6.8 40	5-5-1	350	100-1100
3-4-1	24	9.8 70	5-5-2	540	150-1700
3-5-0	25	9.8 70	5-5-3	920	220-2600
4-0-0	13	4.1 35	5-5-4	1600	400-4600
4-0-1	17	5.9 36	5-5-5	>1600	700 -----
4-0-2	21	6.8 40			

PRÁCTICA 2

DETERMINACIÓN DE DEMANDA BIOLÓGICA DE OXÍGENO DBO

6 horas y 3 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

INTRODUCCIÓN

El oxígeno es de gran importancia en los procesos biológicos, por ello es crítico que existan concentraciones adecuadas de oxígeno disuelto que permitan el mantenimiento de la vida en ambientes acuáticos. La acción metabólica de los organismos que viven en el mar influye en los cambios de concentración de los gases disueltos en el agua. Algunos factores como la contaminación influyen en la disponibilidad de este oxígeno, principalmente en la superficie de agua.

La prueba de la DBO es un bioensayo, mide el oxígeno requerido por los microorganismos en los procesos metabólicos dados al consumir la materia orgánica presente en aguas residuales o naturales. Las condiciones estándar del ensayo incluyen incubación en la oscuridad a 20°C por un tiempo determinado, generalmente cinco días. Donde se efectúa el análisis de oxígeno disuelto en una muestra mediante electrodos o mediante la técnica de Winkler al final y al principio del experimento.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Determinar la carga orgánica de muestras de agua marina de diferentes procedencias del entorno de la laguna y de la Bahía de La Paz

- Desarrollar las habilidades técnicas y analíticas del estudiante por medio del bioensayo.
- Promover el análisis crítico a partir de los resultados de la práctica e integrar sistemáticamente en un informe técnico

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

MATERIALES Y PROCEDIMIENTOS

Reactivos

Solución tampón de fosfato

Solución de sulfato de magnesio

Solución de cloruro de calcio

Solución de cloruro férrico

Solución de glucosa-ácido glutámico

Material

Botellas de incubación para la DBO, de 250 a 300 mL de capacidad.

Probetas

Papel aluminio

Agitadores

Matraces

Pipetas

Refrigerador

Incubadora

Se traerán dos muestras de agua de dos lugares diferentes.

Procedimientos

Preparación de los reactivos:

Solución ácido glutámico-glucosa. Debe prepararse al momento. Agregar 150 mg de glucosa y 150 mg de ácido glutámico a un litro de agua destilada.

Solución buffer Fosfatos. Disolver 8.5 g de KH_2PO_4 , 21.75 g de K_2HPO_4 , 33.4 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y 1.7 NH_4Cl . Disolver en 500 ml de agua destilada y diluir a un litro. El pH deberá estar en 7.2. De manera alternativa para la preparación de esta misma solución: Diluir 42.5 g de KH_2PO_4 ó 54.3 K_2HPO_4 en 700 ml de agua destilada ajustar el pH a 7.2 con NaOH al 30% y diluir a un litro.

Sulfato de Magnesio. Disolver 225 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada y diluir a un litro.

Cloruro Férrico. Diluir 0.25 g de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un litro de agua destilada.

Cloruro Cálcico. Diluir 27.5 g de CaCl_2 en un litro de agua destilada.

Lavar Botellas 9 botellas oscuras de DBO con detergente libre de fosfatos, enjuagar 3 veces (100 ml) con agua destilada.

Preparación del agua de dilución:

Colocar 1.5 L de agua destilada en un vaso de precipitado y agregar por cada litro 1 ml de las siguientes soluciones: tampón fosfato, MgSO_4 , CaCl_2 , y FeCl_3 .

Es importante agitar o hacer uso de un difusor en el agua, previo a la preparación para saturarla de oxígeno.

Preparación de las diluciones:

1. Prepararán botellas DBO al 100% (300 ml de muestra de agua de mar), a estas agregarle las soluciones tampón fosfato, MgSO_4 , CaCl_2 , FeCl_3 , y

glucosa-ácido glutámico en la proporción dada de 1 ml/ L. **En este caso también es necesario agitar el agua de muestra para saturarla un poco de oxígeno.**

2. Preparar botellas de DBO al 50% de dilución de muestra (150 ml de muestra de agua marina) respectivamente, y completar el volumen con *agua de dilución*.

3. Hacer todas las diluciones por triplicado.

Tapar herméticamente, llenar con un sello de agua el reborde de la botella y poner un capuchón metálico para reducir la evaporación del sello de agua e incubar por 5 días a 20 ± 1 °C. Revisar temperatura diariamente.

Además de estas preparar dos botellas DBO clara con agua de dilución y dos botellas con agua para tener el blanco en la determinación del OD.

Determinar el oxígeno inicial en todas las muestras

Determinación OD (oxígeno disuelto):

Determinar OD de cada dilución para el primero, tercero y quinto día. Con los valores obtenidos realizar una curva de consumo.

Cálculo de DBO_5 :

Utilizar la siguiente fórmula para obtener los valores de DBO_5 de las diluciones:

$$DBO_5 = (D1-D2)/ P$$

Donde:

D1= OD en ml inicial de la solución problema.

D2= OD en ml en el quinto día de la solución problema

P = Fracción decimal volumétrica de la muestra utilizada. (La P en la dilución d 50 ml de muestra es P= 50/300).

DBO₅= mg/l

Determinar el consumo de oxígeno (CO) mediante la siguiente fórmula:

$$\text{CO} = ((\text{ml O}_2 \text{ 1 día} - \text{ml O}_2 \text{ 5 día}) * 100) / \text{ml O}_2 \text{ 1 día}$$

CUESTIONARIO

1. ¿Qué significado tiene en el medio marino la demanda biológica de oxígeno?
2. ¿Qué factores afectan las concentraciones de oxígeno en las botellas antes y después del procedimiento?
3. Realiza un esquema del ciclo del Oxígeno y un mapa de su distribución en el océano.
4. Al determinar la cantidad de DBO, lo que se mide es la cantidad de yodo liberado. ¿Qué relación tiene con el oxígeno? Existen otros métodos para la determinación de DBO ¿cuáles son? ¿En que se basan?
5. ¿Qué utilidad tiene la aplicación de este método en estudios ecológicos?
6. ¿Cuál es la razón por la que no se incuban más de 5 días las botellas de DBO, que proceso biológico interfiere en las mediciones de OD después de 5 días, explica cómo ó por qué?

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Aplicar las técnicas de análisis de oxígeno disuelto en el agua de mar con relación al gasto metabólico de microorganismos presentes en el agua</i>	<i>Seguimiento de los procedimientos técnicos de análisis y experimentación en el laboratorio de los equipos de trabajo que se hayan formado para la práctica. Revisar la precisión de aplicación de las técnicas</i>
<i>Aplicar los conceptos teóricos vistos previamente en clases para el diseño de los bioensayos</i>	
<i>Análisis y informe por escrito de los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

REFERENCIAS

APHA y AWWA, 1990, **Standard Methods for the Examination of Waste and Wastewater**, 17th edn.

Riley J. P. & Chester R. 1989. **Introducción a la Química Marina**. AGT. Editor S.A. México. 459 pp.

Ronzano, E. & Dapena, J. L. 1995. **Tratamiento Biológico de las Aguas Residuales**. Diaz de Santos. España, 511 pp.

ANEXO I

I. Obtención del factor f

Llenar una botella para DBO con agua destilada. Agregar 1 ml. de sulfato manganoso y 1 ml. de la solución alcalina de yoduro. Tapar y mezclar invirtiendo la botella. Dejar pasar 10 minutos y agregar 1 ml de ácido sulfúrico concentrado. Tapar y mezclar.

Tomar tres alícuotas de 50 ml, colocar cada una en un matraz de 250 ml. Agregar 5 ml. de solución de bíyodato 0.01 N a cada matraz. Guardar la muestra en un lugar oscuro a una temperatura menor de 25 ° C y dejar que se libere el yodo por un periodo de dos minutos (que no sean más de cinco).

Agregar 1 ml de almidón y titular con la solución de tiosulfato 0.01 N. Calcular el valor de f , aproximado a 1, a partir de la siguiente ecuación:

$$F=5/v$$

Donde:

5 = cantidad de bíyodato agregada a la muestra.

v = volumen de tiosulfato gastado en la titulación.

II. Cálculo del oxígeno disuelto en las diluciones

Agregar 1 ml. de sulfato manganoso a las botellas de DBO que serán analizadas. Enseguida agregar 1 ml. de la solución alcalina de yoduro. Se forma un precipitado.

Tapar la botella (procurando que no queden burbujas) y mezclar perfectamente bien hasta que el precipitado formado esté disperso homogéneamente. Dejar reposar la muestra por 15 minutos.

Agitar de nuevo el contenido de la botella y agregar 1 ml. de ácido sulfúrico concentrado. Tapar la botella (evitando que se formen burbujas) y mezclar hasta que el precipitado se disuelva completamente.

Tomar tres alícuotas de 50 ml. de la solución y colocar cada una en un matraz. Titular con una solución de tiosulfato de sodio hasta que aparezca un color amarillo paja. Agregar unas gotas de una solución de almidón. La solución toma un color azul pálido. Continuar titulado hasta que desaparezca el color.

Dejar reposar la muestra aproximadamente 20 segundos. Si aparece de nuevo el color, volver a titular (generalmente basta con una gota).

Restar la cantidad de tiosulfato gastada en la titulación del testigo o blanco a la cantidad de tiosulfato que se gaste para la titulación. Éste será el volumen que se usará para sustituir en las fórmulas para estimar la fotosíntesis bruta, neta y la respiración.

PRÁCTICA 3

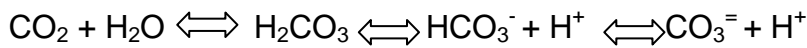
DETERMINACIÓN DE LA ALCALINIDAD DE CARBONATOS EN MUESTRAS DE AGUA MARINA

Duración: 2 horas y 1 sesión

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

Introducción

El anhídrido carbónico atmosférico ocupa una posición especial, debido a que no es un gas elemental si no un compuesto que al disolverse forma ácido carbónico (H_2CO_3) este se disocia en dos etapas, formando bicarbonatos (HCO_3^-) y carbonatos (CO_3^{2-}), ambos iones están en equilibrio entre sí con la concentración de hidrogeniones presentes. Esta peculiaridad de este gas genera un sistema conocido como Sistema CO_2 de gran relevancia en los procesos biológicos y, actualmente se le atribuye un papel fundamental en el cambio climático global



El porcentaje de concentración de cada uno de los iones está en función del pH, este potencial de hidrógeno es de alrededor de 8.0 en general para aguas marinas por lo que el mayor porcentaje lo tendrán los bicarbonatos y los carbonatos en el agua de mar. La alcalinidad en el agua marina es aproximadamente de 2.4 meq/l, por otro lado las aguas continentales pueden contar con valores muy variables. Otro ácido débil que se presenta en el agua de mar es el ácido bórico (H_2BO_3) que también se disocia en iones boratos que tienen importancia en la alcalinidad a pH por arriba de 8.0

El exceso de bases en el agua marina define la Alcalinidad Total (AT) y se valora como alcalinidad de titulación.

$$\text{AT} = [\text{HCO}_3^-] + [\text{CO}_3^{2-}] + [\text{H}_2\text{BO}_3] + [\text{OH}^- - \text{H}^+]$$

Para la determinación de la alcalinidad se sigue el método de Wattenberg, el cual consiste en titular el agua problema con un ácido fuerte, a fin de que este desplace a

los carbonatos y bicarbonatos de sus sales; al bajar drásticamente el pH, estos pasan a CO₂ libre. Se valora el exceso de ácido con una base fuerte de la misma normalidad.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Determinar la alcalinidad de carbonatos en muestras de agua de mar por medio del método de Wattenberg.
- Desarrollar las habilidades técnicas y analíticas del estudiante.
- Relacionar la concentración de los carbonatos con los procesos biológicos como la fotosíntesis y la respiración.
- Promover el análisis crítico a partir de los resultados de la práctica e integrar sistemáticamente en un informe técnico

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Material y Método

Reactivos

- Ácido fuerte: Ácido clorhídrico, HCl 0.05 N
- Base fuerte: Hidróxido de sodio, NaOH 0.05 N
- Indicador mixto: 0.02 g de rojo de metilo + 0.10 g de verde bromocresol, disolver en 100 ml de etanol o isopropanol. El punto de viraje es incoloro ligeramente amarillo en el paso base-ácido, e incoloro ligeramente verdoso en el paso ácido-base.
- Fenolftaleína (sólo si se determina la alcalinidad a la fenolftaleína): 0.5 g de fenolftaleína en 100 ml de alcohol al 50%.
- Ácido Sulfúrico H₂SO₄ (si se utiliza el método alternativo) de 0.002 a 0.02 N normalidad que depende de la precisión de la bureta utilizada.

Instrumental

- 2 vasos de precipitado de 500 ml
- 1 Pipeta graduada

Procedimiento

- A.- Obtener una muestra de 200 ml reciente de agua de mar
- B.- Añadir 20 ml de ácido fuerte HCl 0.05 N
- C.- Hervir durante 10 minutos para eliminar el CO₂ disuelto
- D.- Titular con NaOH 0.05 N
- E.- Añadir unas gotas de indicador

El cálculo es como sigue:

$$A \text{ meq} = 0.05 (20f - Vf)$$

Donde:

20f: Volumen de HCl adicionado a la muestra

Vf: Volumen de NaOH gastados en la titulación del HCl

Procedimiento alternativo

- A.- Tomar 100 mL de muestra.
- B.- Añadir 3 o 4 gotas de indicador mixto (la solución debe tomar color azul)
- C.- Añadir lentamente solución de H₂ SO₄, agitando constantemente hasta desaparecer el color azul. Seguir añadiendo hasta que la solución torne rosado.

El cálculo para obtener la alcalinidad total en mili equivalentes (meq) por litro es el siguiente:

$$AT \text{ (meq/L)} = (\text{mL H}_2\text{SO}_4) (N) (f) (1000)] / 100 \text{ mL}$$

Questionario

- 1.- EL anhídrido carbónico atmosférico se disuelve en agua formando ácido carbónico. Describe las dos etapas que forma al disociarse. ¿Qué compuestos forma? Sintetiza en un esquema.
- 2.- ¿Cuál es la importancia del contenido de carbonatos en el medio marino? Discuta
- 5.- ¿Qué factores afectan a la alcalinidad del agua marina?

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras,</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Análisis químico por diversa procesos de la alcalinidad total del agua de mar</i>	<i>Incorporar las características de cada técnica en el informe de la práctica</i>
<i>Relacionar el sistema de carbonatos con los procesos respiratorios y fotosintéticos</i>	
<i>Reportar por escrito los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

Referencias

Ros J. 1979. **Prácticas de Ecología**. Editorial Omega. Barcelona. 181 pp.

Riley J. P. y R. Chester. 1989. **Introducción a la Química Marina**. AGT. Editor S.A. México 459 pp.

<http://www.lenntech.com/espanol/pH-y-alcalinidad.htm>

PRÁCTICA 4

DETERMINACIÓN DE PIGMENTOS (CLOROFILAS Y CAROTENOIDES) FITOPLANCTÓNICOS POR MEDIO DE ESPECTROFOTOMETRÍA

Duración: 4 horas y 2 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

Introducción

El plancton está representado por organismos que viven suspendidos en la columna de agua de los mares, la parte vegetal de este grupo se denomina fitoplancton y está compuesto por diferentes grupos algales fotosintetizadores. El compuesto responsable de transformar la energía luminosa en química es la clorofila *a*, sin embargo, durante la fotosíntesis también llegan a participar otros pigmentos accesorios, como las clorofilas *b*, *c*₁, *c*₂, los carotenoides (carotenos y xantofilas) y las ficobilinas, cuya presencia y concentración dependen de diversos factores.

La determinación de clorofila *a*, es el método químico más usado para estimar la cantidad total de plancton en el mar, además de que puede usarse para diversos estudios. El método espectrofotométrico fue primeramente descrito por Richards y Thompson (1952), posteriormente se hicieron algunas mejoras sugeridas por Parsons y Strickland (1963) y finalmente se adicionaron nuevas ecuaciones espectrofotométricas dadas por Jeffrey y Humphrey (1975). La técnica que emplearemos en esta práctica se basa en todos los estudios mencionados antes y las ecuaciones para clorofilas son las descritas en el último trabajo.

En el método el límite de detección de los pigmentos no puede darse con precisión ya que depende la cantidad de agua de mar filtrada y de la carga biológica. Si se pueden filtrar sin dificultad hasta 10 litros el límite estará cerca de 0.02 mg/m³ de clorofila **a**; sin embargo, si el filtro se tapa rápidamente, la clorofila **a** determinada será de 0.2 mg/m³.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Determinar la concentración de las clorofilas *a*, *b* y *c* (c_1 - c_2), así como de los carotenoides totales en una muestra filtrada de agua con fitoplancton o de cultivos de microalgas.
- Calcular por medio del índice de Margalef el estado de “madurez” de la sucesión del fitoplancton, mediante la relación de los pigmentos carotenoides con las clorofilas.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Materiales y métodos

- *Toma de la muestra*

Se toma la muestra de agua en una botella Van Dorn o Niskin en la zona fótica, y se filtra en una red con una luz de malla de 300 μm . Posteriormente se filtra (concentra) al vacío en un sistema de filtración Millipore con una membrana o un filtro de fibra de vidrio, teniendo el cuidado de haber homogeneizado la muestra y medido el volumen a filtrar (500 ml a 5l, usando una probeta) con anterioridad. Tener cuidado de no romper el filtro cuando se esté filtrando. Si el análisis se va a retardar por más de 1 h, agregar de 3 a 4 gotas de la solución de carbonato de magnesio para prevenir la acidez del filtro. A partir de este momento se debe tener cuidado con el filtro, evitando que le dé la luz solar directa (taparlo con papel aluminio y rotularlo), se almacena en la oscuridad y a $-20\text{ }^\circ\text{C}$. Así puede durar hasta 30 días.

- *Material y equipo*

Botella Van Dorn o Niskin

Red para zooplancton (luz de malla 300 μm)

- *Reactivos y/o soluciones*

Muestra (agua de mar)

Agua destilada

Sistema de filtración Millipore	Acetona al 90 %
Probetas de 100 y 500 ml	Sol. de carbonato de magnesio
Membranas o filtros	Cubos de hielo
Papel aluminio	
Pinzas	
Tubos (15 ml) para centrífuga	
Varilla de vidrio	
Palanganas (charolas)	
Cubetas para espectrofotómetro	
Centrífuga	
Espectrofotómetro	

- *Procedimiento*

Antes de iniciar lavar el material con agua de la llave y jabón, enjuagar con agua corriente y por último con agua destilada. Si tienes varias muestras, rotular tus tubos antes de comenzar.

El método consta de 2 partes, más el apartado de los cálculos: la de la extracción y la de la determinación espectrofotométrica.

1. Extracción de los pigmentos

- Tomar el filtro con unas pinzas y colocarlo en un tubo de centrífuga de 15 ml.
- Agregarle 12 ml de acetona al 90%, tapan el tubo y agitar vigorosamente.
- Con ayuda de la varilla de vidrio, deshacer la muestra (incluyendo el filtro). El tubo debe permanecer en una charola con hielos (en frío) y tapado con papel aluminio. Este paso también puede hacerse con la ayuda de un vortex y un sonicador.
- Refrigerar, y después de 2 horas volver a agitar el tubo vigorosamente. Dejar reposar la muestra en la oscuridad y en frío (refrigerador) por 20 h aproximadamente.
- Pasado el tiempo, sacar los tubos del refrigerador y permitir que tomen la temperatura ambiente.

- f) Centrifugar a 4000 rpm por 10 minutos, recordando balancear los tubos antes de centrifugar.
- g) Si el sobrenadante está transparente (no turbio), decantarlo a un tubo limpio; si aún está turbio volver a centrifugar por más tiempo (5, 10 min). Si después de decantar la pastilla formada aún tiene color, lavarla con acetona al 90% las veces que sean necesarias (agregar el solvente, agitar el tubo y centrifugarlo) hasta que quede incolora. Tener en cuenta el volumen total de acetona usada.

2. Determinación espectrofotométrica del extracto

- a) Antes de leer en el espectrofotómetro el extracto, este debe estar a temperatura ambiente.
- b) Decantarlo en una cubeta de lectura de 10 cm y medir la absorbencia a las longitudes de onda de 750, 664, 647, 630, 510 y 480 nm, contra un blanco de acetona al 90%.

3. Cálculos

- a) Corregir las lecturas de 664, 647 y 630 nm restándoles la lectura de 750 nm.
- b) Corregir la lectura de 510 nm restándole 2 veces la lectura de 750 nm.
- c) Corregir la lectura de 480 nm restándole 3 veces la lectura de 750 nm.
- d) Con las lecturas corregidas, calcular la cantidad de pigmentos en la muestra de agua de mar con las siguientes ecuaciones:

$$\text{Clorofila } a = 11.85 A_{664} - 1.54 A_{647} - 0.08 A_{630},$$

$$\text{Clorofila } b = 21.03 A_{647} - 5.43 A_{664} - 2.66 A_{630},$$

$$\text{Clorofila } c (C_1 - C_2) = 24.52 A_{630} - 1.67 A_{664} - 7.60 A_{647} \text{ y}$$

$$\text{Carotenoides totales} = 7.6 (A_{480} - 1.49 A_{510}), \text{ donde}$$

A son las absorbencias a las diferentes longitudes de onda corregidas. Los resultados se expresan como $\mu\text{g/ml}$ de extracto, si se usaron cubetas de 1 cm de trayectoria del haz de luz.

Para convertir los resultados a mg de pigmento/m³, calcular:

$$\text{mg de clorofila o carotenoide/m}^3 = (C \times v) / (V \times L), \text{ donde}$$

C: Concentración de las clorofilas o el carotenoide, según sea el caso, dados en µg/ml,

v es el volumen de acetona usado en la extracción en ml,

V: es el volumen de agua de mar (o cultivo) filtrada en litros y

L: trayectoria o longitud de la cubeta (1, 5 ó 10 cm)

Cuestionario

1. ¿Qué otros métodos, para determinar clorofilas y carotenoides, existen?
Describirlos brevemente
2. ¿Qué ventajas y desventajas presenta el método usado frente a los otros?
3. Del método usado en esta práctica, ¿cuál es su fundamento? Descríbelo.
4. ¿Por qué es necesario realizar las extracciones a temperaturas bajas y en la oscuridad?
5. ¿A qué longitudes de onda obtienen sus máximos picos de absorción las diferentes clorofilas? Poner la longitud de onda de máxima absorbencia para cada pigmento, no intervalos.
6. ¿Qué pigmentos caracterizan a los principales grupos fitoplanctónicos?
Diferenciar entre los diferentes grupos fitoplanctónicos.
7. ¿Qué utilidades tiene o qué otros estudios se pueden plantear a partir del estudio de los pigmentos en oceanografía biológica?

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Contrastar las concentraciones de pigmentos carotenoides con los pigmentos verdes de las clorofilas</i>	<i>Incorporar las características de los diferentes tipos de pigmentos fotosintéticos y su relevancia en el proceso de producción primaria en el Reporte de Práctica</i>
<i>Valorar la diversidad pigmentaria y su relación con los grupos de productores primarios</i>	
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

Referencias

- Barreiro-Güemes, M. A. y M. Signoret-Poillon. 1999. Productividad primaria en sistemas acuáticos costeros. Métodos de evaluación. *Universidad Autónoma Metropolitana - Unidad Xochimilco*. México.
- Parsosns, T. R., Y. Maita y C. Lalli. 1984. Determination de chlorophylls and total carotenoids: Spectrophotometric method. *In: A manual of chemical and biological methods for seawater analysis. Pergamon Press. Great Britain.* 101-104.

PRÁCTICA 5

PRODUCTIVIDAD PRIMARIA POR EL MÉTODO DE CAMBIO DE OXÍGENO DISUELTO EN BOTELLAS CLARAS Y OSCURAS

Duración: 4 horas y 2 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

INTRODUCCIÓN

La sensibilidad del método es de 3 mg-C/m³/h. En este método se mide la productividad primaria neta a partir de la tasa fotosintética y de respiración del fitoplancton. El método consiste en medir la concentración de oxígeno en dos muestras de agua de mar previamente incubadas (3 horas para este caso) en dos botellas, una clara y otra oscura, cuya concentración inicial de oxígeno se conoce.

La estimación se hace con el método de Winkler, que se basa en una serie de reacciones donde el oxígeno disuelto en una muestra de agua de mar es convertido a una cantidad equivalente de yodo la cual se mide al momento de titular con tiosulfato. Un mililitro de tiosulfato 0.01 N es equivalente a 5×10^{-3} mg-at de O₂. La cantidad de oxígeno se puede expresar como gramos de carbono por unidad de área (o volumen) y por unidad de tiempo. Para lo cual se emplea el factor de conversión basado en la equivalencia: 0.375 gramos de C por un gramo de O₂,

Se supone que en la botella oscura no se llevó a cabo el proceso de fotosíntesis por la falta de luz, pero sí hubo consumo de oxígeno debido a la respiración; mientras que en la botella clara hubo tanto producción como consumo de oxígeno. De manera que se puede conocer la productividad primaria neta restando la cantidad de oxígeno de la botella clara; la respiración restando a la cantidad inicial de oxígeno, la cantidad encontrada en la botella oscura. La suma de la productividad primaria neta y la respiración será entonces la productividad bruta.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Determinar la productividad primaria del fitoplancton por medio de la valoración de los cambios en el contenido de oxígeno disuelto en el agua como expresión de la fotosíntesis.
- Calcular la fijación de carbono inorgánico como representación de la síntesis de materia orgánica por la vía de la fotosíntesis.
- Diferenciar entre producción primaria bruta, producción primaria neta y respiración, valoradas por medio del método de incubación y cambio de oxígeno disuelto en el agua.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

EQUIPO.

Para cada experimento se utiliza una botella clara y una botella oscura DBO, las cuales se mantendrán suspendidas en el mar, bien tapadas y perfectamente marcadas. Estas botellas previamente deberán lavarse con una solución de ácido sulfúrico-crómico y enjuagado con agua destilada.

PROCEDIMIENTO DE MUESTREO Y ALMACENAMIENTO.

Las muestras para mediciones de fotosíntesis no deben ser bombeadas de la zona eufótica. La colecta de las muestras solamente deberá hacerse en botellas de plástico. La toma de muestras se recomienda efectuarla con el auxilio de una botella tipo Van Dorn o Niskin.

Se hacen tres determinaciones en cada muestreo, asimismo es recomendable realizar el análisis por duplicado.

REACTIVOS

Sulfato manganoso:

- Disolver 480g de sulfato manganoso tetra hidratado
- 400g de sulfato manganoso di hidratado
- 365g de sulfato manganoso monohidratado en agua destilada y hacer un volumen de un litro. Los compuestos deben tener la calidad de grado analítico y la ausencia total de ión férrico. (solución A)

Solución de yoduro alcalino:

- Disolver 500g de hidróxido de sodio en 500 ml de agua destilada.
- Disolver 300g de yodato de potasio en 450 ml de agua destilada y mezclar las dos soluciones. Una gran cantidad de calor se libera. (solución B)

Solución de tiosulfato estándar 0.5N

- Disolver 145g de tiosulfato de sodio y 0.1g de carbonato de sodio
- Adicionar 1 gota de bisulfito por litro como preservativo. La solución de tiosulfato es estable por varios meses en una botella cerrada oscura a una temperatura 25°.
- Solución de almidón como indicador. Prepare una solución 0.1 - 0.2% de almidón soluble. Una solución (estable por varios meses) puede prepararse como sigue:

Suspender 2 g de almidón soluble en 300 - 400 ml de agua. Adicionar aproximadamente 20% de solución de hidróxido de sodio con agitación vigorosa hasta que aclare y dejarla de 1 a 2 horas. Adicionar ácido clorhídrico y 2 ml. de ácido glacial acético. Finalmente se diluye la solución a 1 litro con agua destilada.

METODOLOGÍA

1. Se llena tres botellas DBO de la muestra: 2 claras y una oscura
2. Se incuba una botella clara y una oscura. A la tercera botella (que es clara) se le agrega inmediatamente sulfato manganoso y solución de yoduro alcalino como se describe en método de Winkler modificado.
3. Después del periodo de incubación para que la fotosíntesis y respiración tome lugar, se remueven ambas botellas y se les adiciona sulfato manganoso y yoduro alcalino como se describe en el método Winkler modificado. Cuando la muestra no va a ser analizada de inmediato se puede guardar, sin embargo el tiempo que transcurre después de que se fija la muestra no debe ser mayor de 8 horas.
4. Se continúa el análisis exactamente como se describe en el método Winkler modificado, obteniendo la cantidad de oxígeno en cada botella en términos de mililitros de tiosulfato de factor f . Tendremos el volumen de la botella clara (VLB), volumen de la botella oscura (VDB) y el volumen de la botella testigo (VTB). N es el número de horas durante las cuales las botellas LB y DB estuvieron expuestas.

ANÁLISIS.

Testigo o blanco.

- 1) Se llena una botella DBO con muestra de agua de mar. Se seguirán los pasos que se recomendaron antes.
- 2) Se agrega 1 ml de ácido sulfúrico concentrado y 1 ml de la solución alcalina de yoduro (solución B) se tapa y se mezcla.
- 3) Se agrega 1 ml de sulfato manganoso (solución A) y se mezcla de nuevo.
- 4) De la botella se toman tres alícuotas de 50 ml y cada una se transfiere a un matraz de 250 ml.
- 5) Se agrega 1 ml de almidón. Si aparece una coloración azulosa es que los reactivos están contaminados, pero se puede hacer una corrección al volumen gastado en la titulación de la muestra de las botellas claras y oscuras, restando la cantidad de tiosulfato gastado para la titulación de la muestra. Sin embargo, si el volumen gastado para la titulación en esta muestra excede de 0.1 ml los reactivos deben renovarse.

- 6) Si no aparece el color azul al agregar almidón se verifica que aparezca este color al agregar 1 ml de yodato 0.01N. Se titula hasta que el color desaparezca (volumen gastado X 1). Se vuelve a agregar 1 ml de yodato y se titula hasta que el color desaparece (volumen gastado X 2). La diferencia entre los volúmenes gastados se usa para la corrección. La diferencia no debe exceder 0.1 ml.

Calibración y obtención del factor f

- 1) Se llena una botella para DBO con agua destilada, de acuerdo a las recomendaciones hechas en la sección de "toma de muestra"
- 2) Se agrega 1 ml de ácido sulfúrico concentrado y 1 ml de la solución alcalina de yoduro (solución B). Se tapa y se mezcla invirtiendo la botella.
- 3) Se agrega 1 ml de sulfato manganoso (solución A) se tapa y se mezcla de nuevo.
- 4) Se toman tres alícuotas de 50 ml y cada una se coloca en un matraz de 250 ml
- 5) Se agregan 5 ml de solución de bíodato de 0.01N a cada matraz
- 6) Se guarda la muestra en un lugar oscuro a una temperatura menor de 25°C y se deja que se libere el yodo por un periodo de dos minutos (que no sean 5).
- 7) Se titula con la solución de tiosulfato 0.01N.
- 8) El valor de f se estima a partir de la siguiente ecuación:

$$F = 5/v$$

Donde

5: es la cantidad de bíodato agregada a la muestra

v: volumen gastado en la titulación

Muestra:

- 1) Se quita el tapón a las botellas y se agrega 1 ml de solución A y 1 ml de solución B. Se forma un precipitado.
- 2) Se tapa la botella procurando que no queden burbujas, se mezcla perfectamente hasta que el precipitado formado esté distribuido homogéneamente.

- 3) Se recomienda dejar reposar la muestra por media hora.
- 4) Se agita de nuevo el contenido de la botella y se agrega 1 ml de ácido sulfúrico concentrado. Se tapa la botella y se mezcla hasta que el precipitado se disuelva completamente.
- 5) Se toma tres alícuotas de 50 ml de la solución y cada una se coloca en un matraz de 250 ml.
- 6) Cada alícuota se titula con una solución de tiosulfato de sodio hasta que aparezca un color amarillo paja.
- 7) Se agregan unas gotas de solución de almidón. La solución toma un color azul pálido. Se continúa con la titulación hasta que desaparezca el color.
- 8) Se deja reposar la muestra aproximadamente 20 segundos. Si aparece el color se titula de nuevo, generalmente basta una gota.
- 9) A la cantidad de tiosulfato que se gaste para la titulación se le resta la cantidad de tiosulfato gastada en la titulación del blanco (testigo). Este será el volumen que se usará para sustituir en las fórmulas para estimar la fotosíntesis bruta, la fotosíntesis neta y la respiración.

CÁLCULOS;

La cantidad de oxígeno en cada botella estará dada en términos de mililitros de tiosulfato del factor f, de manera que:

$$\text{Fotosíntesis bruta, mg C/m}^3 \text{ por hora} = 605 \times f \times (\text{VLB} - \text{VDB}) / \text{N} \times \text{PQ}$$

$$\text{Fotosíntesis neta, mg C/m}^3 \text{ por hora} = 605 \times f \times (\text{VLB} - \text{VTB}) / \text{N} \times \text{PQ}$$

$$\text{Respiración, mg C/m}^3 \text{ por hora} = 605 \times f \times (\text{VTB} - \text{VDB}) \times \text{RQ} / \text{N}$$

Donde:

VLB: cantidad de tiosulfato gastado para la titulación de la alícuota de la botella clara menos la cantidad de tiosulfato gastado para la titulación del blanco.

VDB: cantidad de tiosulfato gastado para la titulación de la alícuota de la botella obscura menos la cantidad de tiosulfato gastado para la titulación del blanco.

VTB: cantidad de tiosulfato gastado para la titulación de la alícuota de la botella inicial menos la cantidad de tiosulfato gastado para la titulación del blanco.

N: tiempo de incubación en horas.

PQ: coeficiente fotosintético. Generalmente es igual a 1.2

RQ: coeficiente respiratorio. Generalmente es igual a 1.0

605: es un factor de conversión que expresa los resultados en mg-at C por volumen estándar de 1 m³ por hora.

F: factor de equivalencia del tiosulfato.

Los valores recomendados de PQ y de RQ en poblaciones marinas expuestas a intensidades moderadas de luz, son: 1.2 y 1.0 respectivamente.

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Verificar el cambio de concentración de oxígeno disuelto en el agua como subproducto del proceso fotosintético</i>	<i>Incorporar la evaluación y cálculo de la evolución del oxígeno disuelto en el agua en el experimento de incubación y definir la productividad bruta, neta y la respiración en el Reporte de Práctica</i>
<i>Calcular la respiración de los organismos del fitoplancton. Relacionar la fotosíntesis con el</i>	

<i>consumo respiratorio para calcular la productividad neta del fitoplancton</i>	
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

REFERENCIAS

Ros, J., 1979. **Prácticas de Ecología**. Omega, Barcelona, 181 pp

Strickland, J. DL HL y T. R. Parsons, 1972. **A practical Handbook of Seawater Analysis**. Fish. Res Bd Canada Ottawa, Bull.167 (2a Ed), 310 pp

Vollenweider, R.A. , 1974. **A manual on methods for measuring primary production in aquatic environments**. Oxford, IBP Handbook núm. 12, Blackwell Sci. Publ., 225 pp.

PRÁCTICA 6

IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DEL FITOPLANCTON

Duración: 6 horas y 3 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

INTRODUCCIÓN

El Plancton integra a los organismos pelágicos, generalmente microscópicos, que pueden tener o no locomoción, que viven en el seno de las masas de agua y quedan a merced de la dinámica de las corrientes superficiales y al movimiento de las masas de agua, por lo que son transportados pasivamente por estas fuerzas. Los organismos capaces de sintetizar su propia biomasa, con ayuda de la energía solar y ciertos nutrimentos, integran el fitoplancton o plancton vegetal. El fitoplancton se ubica en la capa superficial del mar que recibe la irradiación solar, y se desarrolla en la denominada capa eufótica. Este grupo pláctico es el principal productor primario en los océanos y constituye la base de la red trófica en el ambiente marino

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Identificar los grupos de microalgas que integran al fitoplancton..
- Determinar los géneros y especies más abundantes en una muestra de agua de mar.
- Realizar la cuantificación del fitoplancton y de sus diversos componentes.
- Calcular las frecuencias relativas de los grupos fitoplanctónicos y la diversidad específica de la comunidad del plancton vegetal

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

GRUPOS PRINCIPALES

Dentro del fitoplancton costero dominan tres grupos principales de microalgas: las *diatomeas* (división: Chrysophyta, clase: Bacillariophyceae), las *dinoflageladas* (división: Pyrrophyta, clase: Dinophyceae) y las *cianofitas* (división: Cyanophyta). Las primeras son algas silíceas, individuales o que forman parte de colonias o cadenas. La célula está envuelta por una estructura rígida llamada *frústula*, especie de caja compuesta por dos valvas. Según su simetría y disposición de las subestructuras valvares, pueden ser centrales o penales (figura 1 A).

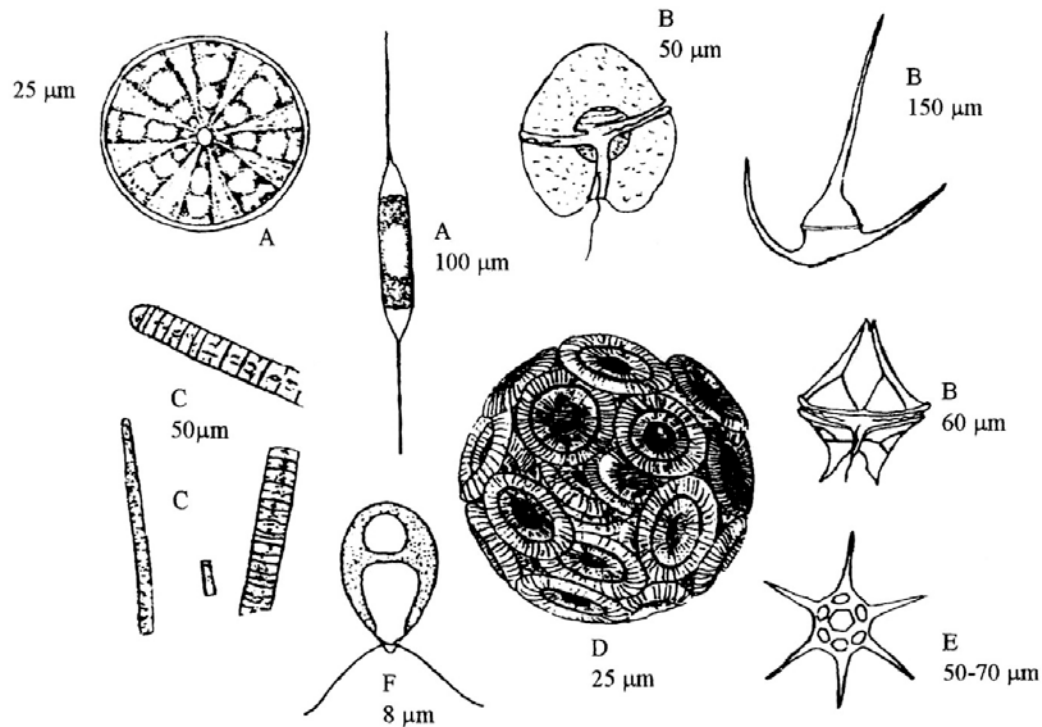
Las dinoflageladas presentan dos flagelos orientados perpendicularmente uno con respecto al otro. Las hay desnudas y tecadas; dentro de este grupo, hay especies autótrofas y heterótrofas, muchas de ellas son responsables de los fenómenos conocidos como “mareas rojas”

Las cianofitas, cianobacterias o algas verde azules son organismos procariotas muy comunes en aguas tropicales; algunas de ellas pueden fijar el nitrógeno atmosférico. Se encuentran en forma individual o formando colonias (figura 1c).

Otros integrantes menos conspicuos en el fitoplancton costero son las *cocolitofóridas* (división Chrysophyta, orden: Coccolithophoridales) (figura 1d) y las silicoflageladas (división: Chrysophyta, orden: Dictyochales) (figura 1e), típicas de aguas oceánicas. Ambos grupos se caracterizan por la presencia de flagelos y de recubrimientos de diferente naturaleza: calcáreo para las primeras y silíceo para las segundas.

Un grupo muy importante del fitoplancton de aguas continentales es el de las *clorofitas*. Existen formas pláncnicas flageladas, unicelulares, que pueden aparecer solas o formando colonias; otras son muy conspicuas; presentan un pirenoide, la pared celular

interna es de celulosa y la externa de pectina. Llegan a aparecer en aguas costeras debido a los escurrimientos continentales; son poco frecuentes en aguas oceánicas.



Principales integrantes del fitoplancton: A) diatomeas, B) dinoflagelados, C) cianofitas, D) cocolitofóridas, E) silicoflageladas, F) clorofilas (tomado de Barreiro y Signoret, 1999)

Identificación del fitoplancton

La identificación del fitoplancton implica un reconocimiento de los integrantes hasta el nivel de especie. Para observadores no especializados esta tarea es muy difícil, por lo menos deben intentar avanzar hasta el taxón más cercano. La información sobre la composición cualitativa del fitoplancton permite entender mejor la estructura y el funcionamiento de la comunidad así como de su productividad y patrones de cambio.

En el análisis cualitativo se deberá integrar una lista de las especies presentes en la muestra y también la abundancia de cada uno de ellas, de tal manera que se obtenga la

información suficiente para estimar la calidad de la biomasa y calcular la diversidad específica, las especies dominantes, las abundancias relativas.

La identificación puede hacerse sin considerar un volumen de referencia, con simples portaobjetos, cubreobjetos y observaciones bajo un microscopio común, o preferentemente con contraste de fases, se puede proceder a dicha cualificación; sin embargo, casi siempre existe el interés de conocer de manera cuantitativa la abundancia.

Para la identificación del fitoplancton existe bibliografía clásica abundante y muy valiosa, pero poco accesible, tal como la obra editada por Rabenhorst, a principios de este siglo, titulada *Die Kryptogamen-Flora von Deutschland, Osterreich und der Schweiz*. Recientemente, un grupo de fitoplanctólogos franceses, encabezados por el Dr. Sournia, han editado un atlas en el cual presentan a la mayoría de los grupos que integran el fitoplancton (Sournia, 1986; Ricard, 1987; Chrétiennot-Dinet, 1990); en México, se han integrado dos libros sobre las diatomeas y las dinoflageladas del Golfo de California (Moreno *et al.*, 1995; Licea *et al.*, 1995). Asimismo, existe un sinnúmero de artículos científicos especializados y tesis en los cuales se presentan las descripciones detalladas de muchos fitopláncteres.

La cualificación del fitoplancton debe ir acompañada de figuras y esquemas de los ejemplares observados para apoyar su identificación. También es importante anotar las medidas de los organismos (eje mayor, eje menor, diámetro, grosor) para lo cual es necesario calibrar el microscopio.

Cuantificación por el Método de Utermöhl

Un método que reúne estas condiciones es el método de Utermöhl (1931, 1958) revisado recientemente por Edler y Elbrächter (2010).

Colecta y fijación de muestras

Las muestras de agua se colectan con botellas tipo van Dorn o Niskin extrayendo el material de las profundidades deseadas. La cantidad dependerá de la abundancia del fitoplancton. Se aconseja el uso de botellas de vidrio para guardar las muestras. Se fijan con una solución de lugol-acetato en cantidad tal que la muestra adquiera un color ámbar.

Concentración y conteo de células

La muestra de células se homogeneiza agitando suavemente el recipiente que la contiene durante uno o dos minutos, en caso de verificar que existan concentraciones de material se procederá a la homogenización por más tiempo. Si la muestra se agita con fuerza es probable que muchas células se rompan y las formas coloniales se desintegren hecho que dificultará su identificación pues la disposición celular puede tener importancia taxonómica.

Para la concentración del material colectado se usan cubetas de sedimentación de diferente volumen, desde 5 ml hasta 100 (figura 1). El volumen de sedimentación está en función de la abundancia del fitoplancton en la muestra; en el caso de aguas eutróficas, aguas costeras, se recomiendan pequeños volúmenes, entre 1 y 25 ml; en el caso de aguas oligotróficas oceánicas se recomienda un volumen de 50 a 100 ml.

Análisis de muestras de red

En el laboratorio haga una preparación sobre un portaobjetos, poniendo una gota de la muestra previamente homogeneizada. Coloque el cubreobjetos. Identifique y cuente los individuos de cada especie. Anote el número de individuos de cada especie.

Repita el paso anterior hasta que ya no haya especies que no hayan aparecido en las preparaciones anteriores. Procure que la gota que se coloca sobre el portaobjetos sea del mismo tamaño que las anterior.

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Contrastar las características de los diferentes grupos del fitoplancton</i>	<i>Relacionar la frecuencia y abundancia de los grupos de microalgas del fitoplancton, la relevancia de alguno(s) de ellos y analizar la diversidad de especies en el Reporte de Práctica</i>
<i>Calcular la frecuencia de los grupos fitoplanctónicos, su abundancia y diversidad de especies</i>	
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

REFERENCIAS

- Edler, L. y M. Elbrächter, 2010. **The Utermöhl method for quantitative phytoplankton analysis**, Cap 2 In: Karlson B, C. Cusack y E Bresnan (Eds) *Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis*, UNESCO (IOC Manuals and Guides No. 55) Paris, 110 pp
- Hasle, G. R., 1978. The inverted-microscope method. *In: Sournia, A. (ed.) Phytoplankton Manual*. UNESCO, Paris. 191-196.
- Hasle, G. R. & E. E. Syvertsen, 1997. Marine diatoms. *In: Tomas, R. C. (ed.) Identifying Marine Phytoplankton*. Academic Press, New York: 5-385.
- Krebs, C.J. 1999. **Ecological Methodology**. Addison Wesley Longman. Inc. E.U.A. 620 pp.
- Licea, S. J.L. Moreno, H. Santoyo y G. Figueroa, 1995. **Dinoflageladas del Golfo de California**. Universidad Autónoma de Baja California Sur, SEP-FOMES, PROMARCO, 273 pp
- Moreno, J. L., S. Licea y H. Santoyo, 1996. **Diatomeas del Golfo de California**. Universidad Autónoma de Baja California Sur, SEP-FOMES, PROMARCO, 273 pp
- Round, F. E., R. M. Crawford & D. G. Mann, 1990. **The diatom. Biology & morphology of the genera**. Cambridge University Press, Cambridge, 747 pp.
- Steidinger, K. A. & K. Tangen, 1997. Dinoflagellates. *In: Tomas, R. C. (ed.) Identifying Marine Phytoplankton*. Academic Press, New York: 387-584.

PRÁCTICA 7

IDENTIFICACIÓN Y CUANTIFICACIÓN DE ZOOPLANCTON

Duración: 6 horas y 3 sesiones

Lugar: Laboratorio de Oceanografía

INTRODUCCIÓN

La red de plancton tal como se usa actualmente es un ingenio que tiene más de un siglo de existencia, sin haber experimentado modificaciones notables. En esencia la red de plancton es un cono largo de malla fina, de seda o nylon, abiertas en sus extremos, con refuerzos de lona en la orilla, montadas en aros metálicos, en el ápice o extremo inferior, se ubica un cilindro colector o copo cuyo diseño es variable, para el arrastre está provista de tres bridas sujetas al aro metálico en posiciones equidistantes las cuales están unidas a un cable de arrastre (figura 1). La apertura de poro de la malla se elige según las tallas de los organismos del zooplancton que se desea coleccionar.

La boca de las redes son variable, las hay de 30 cm, 50 cm; 1 m, 2 m, y hasta 5 m de diámetro, se emplean las más grandes para capturar especímenes del zooplancton activos nadadores y las pequeñas para el microplancton.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Identificar los grupos de invertebrados y algunos cordados que forman parte del plancton animal o zooplancton
- Determinar los géneros y especies más abundantes en una muestra de zooplancton de red.
- Calcular las frecuencias relativas de los grupos zooplanctónicos y la diversidad específica de la comunidad del plancton animal.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

METODOLOGIA.

El copo de la red se sujeta firmemente con la abrazadera de manera que no se zafe durante el arrastre. En caso de contar con un contador de flujo se coloca al centro de la boca de la red.

Se realiza un arrastre durante 5 minutos a la velocidad mínima de la lancha. Se sugiere que el arrastre se haga en forma circular en la estación de muestreo.

Al término del tiempo de arrastre, la red se coloca verticalmente y se lava con agua de mar por la parte externa de las paredes, de tal manera que los organismos que hayan quedado adheridos a las paredes internas de la red sean colectados en el copo.

El frasco donde se vacía la muestra colectada se rotula con los datos siguientes: fecha, hora y localidad del muestreo. Inmediatamente después la muestra se fija con formol al 4%

Preservación de la muestra.

Una buena preservación se obtiene con una solución de Formol al 4-5%, para evitar la deshidratación de los organismos y su encogimiento es necesario neutralizar el formol, esto se obtiene agregando borato de sodio, bicarbonato de sodio o hexametilamina.

Para hacer un litro de solución al 4% (cuyo pH debe ser de 7.0-7.8); poner 40ml de formol, 20ml de una solución saturada de borato de sodio y completar a un litro con agua de mar. El borato puede sustituirse por 1.0 g de bicarbonato, la neutralización del formol es para evitar que se “quemem” los organismos por la acción del formol.

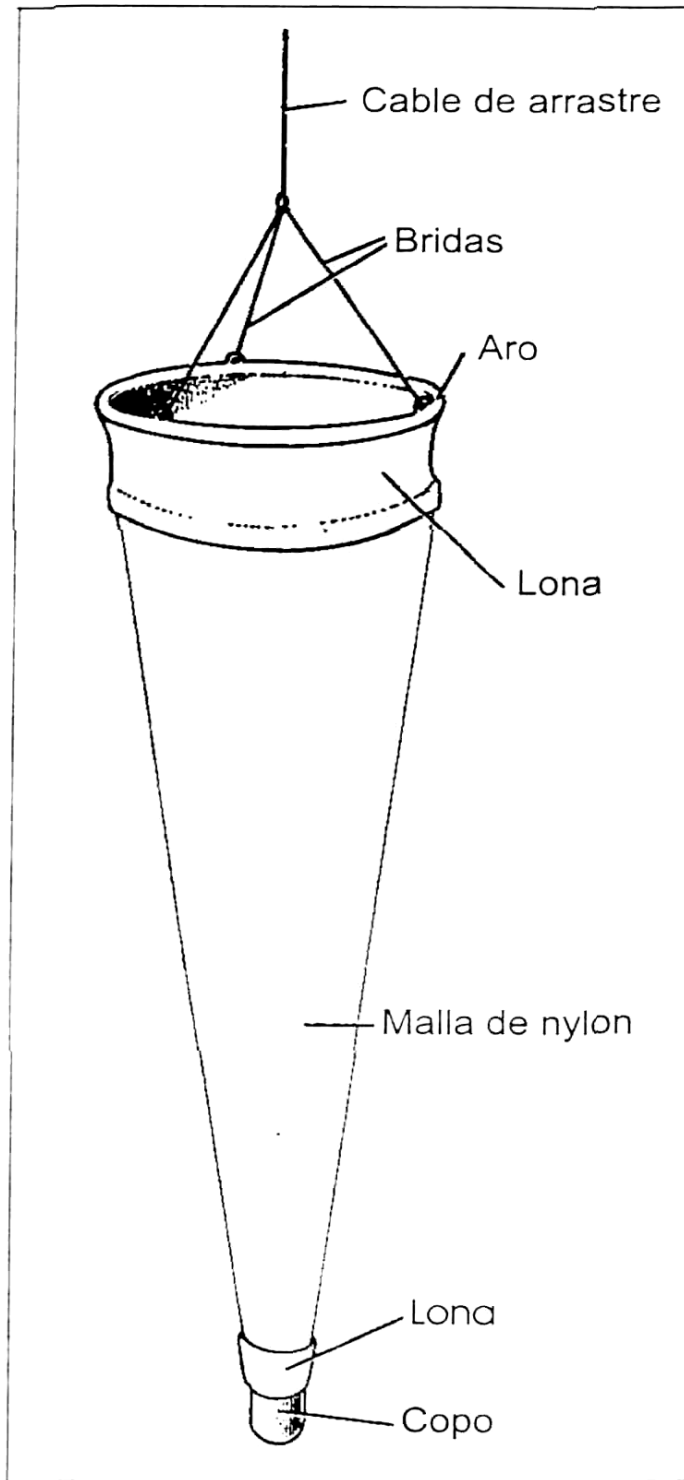


Figura 1. Componentes básicos de una red de plancton

Para el zooplancton coloque en una caja de Petri 1 ml de muestra previamente homogeneizada. Observe al estereoscopio. Identifique los grupos y cuente los individuos de cada uno.

Finalmente compare la diversidad e índice de similitud entre las localidades que muestreo.

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Preparación de reactivos y muestras</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Contrastar las características de los diferentes grupos del zooplancton</i>	<i>Relacionar la frecuencia y abundancia de los grupos de invertebrados y protocordados del zooplancton, la relevancia de alguno(s) de ellos y analizar la diversidad de especies en el Reporte de Práctica</i>
<i>Calcular la frecuencia de los grupos zooplanctónicos, su abundancia y diversidad de especies</i>	
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	<i>Reporte de Práctica en el formato oficial, con buena ortografía y limpieza</i>

REFERENCIAS

Boltovskoy, D. (Ed.). 1999. **South Atlantic Zooplankton**. Backhuys Publishers. Netherlands. 1706 pp

Beers, J. R., 1976. **Volumetric methods**. In: Steedman, H. F. (Eds.) Zooplankton, fixation and preservation. Monographs Ocean. Method. Abundance, No. 4 UNESCO, Paris: 56-60

Krebs, C.J. 1999. **Ecological Methodology**. Addison Wesley Longman. Inc. E.U.A. 620 p.

- Palomares-García, R., E. Suárez-Morales, y S. Hernández-Trujillo. 1998. **Catálogo de los Copépodos (Crustacea) Pelágicos del Pacífico Mexicano**. CICIMAR-ECOSUR. México. 352 pp.
- Smith, D. 1977. **A guide to Marine Coastal Plankton and marine Invertebrate Larvae**. Kendal/ Hunt Publishing Company. EUA. 161 pp.
- Smith, P.E. y S.L. Richardson. 1979. **Técnicas modelo para prospecciones de huevos y larvas de peces pelágicos**. FAO, Documentos Técnicos de Pesca N°175, FIR/T175 (Es), 107 pp.
- Todd, C. D. y M. S. Laverack, 1991. **Coastal Marine Zooplankton. A Practical Manual for Students**. Cambridge Univ, New York, 106 pp

PRÁCTICA 8

DISEÑO Y APLICACIÓN DE UN PROYECTO DE INVESTIGACIÓN EN LA ZONA MARINA COSTERA

(Práctica de campo para toma de muestras y medición de factores ambientales y análisis de laboratorio)

Duración: 28 horas, 14 sesiones

INTRODUCCIÓN

El biólogo marino en el ejercicio de su práctica profesional requiere del desarrollo de habilidades y la obtención de conocimientos por medio del planteamiento de proyectos en el campo de la oceanografía biológica. Así el diseño, elaboración y aplicación de un proyecto de investigación favorece la integración de los conocimientos teóricos y prácticos obtenidos por los alumnos en esta etapa del currículo de la carrera. Las prácticas de laboratorio de Oceanografía Biológica, ya efectuadas previamente, facilitarán la obtención de datos de campo y los derivados del análisis de laboratorio, que permitan al estudiante integrar el estudio del medio en condiciones de una realidad objetiva que deberá ser descrita y analizada a la luz de la obtención y manejo de datos rigurosamente obtenidos con la aplicación de técnicas y métodos universalmente aceptados. El trabajo de grupo y el individual se verán reflejados en el planteamiento, diseño y aplicación del proyecto elaborado previamente con el grupo de aprendizaje durante todo el proceso de la práctica de campo y su culminación en el laboratorio y en el gabinete con el manejo de la información generada durante el proceso.

OBJETIVO DE APRENDIZAJE

- Generar una visión holística del campo de la oceanografía biológica en el estudiante.
- Proveer al alumno los instrumentos necesarios para el diseño de un proyecto de investigación tanto teóricos como prácticos.

- Aplicar en el ambiente físico marino el uso de los instrumentos de medición y de toma de datos *in situ*, así como la correcta aplicación de las técnicas de muestreo.
- Aplicar rigurosamente las técnicas de análisis químicos y biológicos en laboratorio a las muestras, previamente conservadas o tratadas, obtenidas en campo.
- Diseñar una base de datos que permita organizar los datos y generar la información física, química y biológica derivada del trabajo de campo y del los supuestos hipotéticos del proyecto de investigación.
- Integrar la información en un documento de manera ordenada, lógica y sistemática en un Informe Técnico con estándares aceptados en el medio científico nacional e internacional.
- Presentar en formato de ponencia los resultados, discusión y conclusiones del estudio en un formato de congreso o simposio.

INSTRUCCIONES PARA EL DESARROLLO DE LA PRÁCTICA

Fecha: Se definirá cada semestre

Lugar: Laguna y Bahía de La Paz.

Lugar de Salida: Marina La Paz

Hora: 8:00am.

Duración: 1 día

ÁREA DE ESTUDIO

La Ensenada de La Paz, B.C.S. se encuentra ubicada al sur de la Bahía de La Paz, Baja California sur; entre los 24°11´ y 24°26´ de latitud norte y entre los 110°19´ y 110°25´ de longitud oeste. Esta laguna costera presenta una salinidad promedio de 37 ups con concentraciones salinas que aumentan hacia el interior (generalmente en todas las estaciones del año) debido a la evaporación que sufre este cuerpo de agua somero y la escasez de precipitación y escurrimiento de agua continental (Félix Pico y Sánchez, 1976). En su parte norte se encuentra separada de la bahía por una barrera arenosa

conocida como “El Mogote” de aproximadamente 11km de longitud en el sentido este-oeste, y 2.7km en su parte más amplia. Esta barrera tiene pequeños canales en el margen interior de la laguna, con vegetación escasa de manglar. La comunicación de la Ensenada con la Bahía de La Paz es mediante un canal de aproximadamente 4 km de longitud por 1.2 km de ancho, con aproximadamente 7 m de profundidad (Sainz-Hernández, 1984).

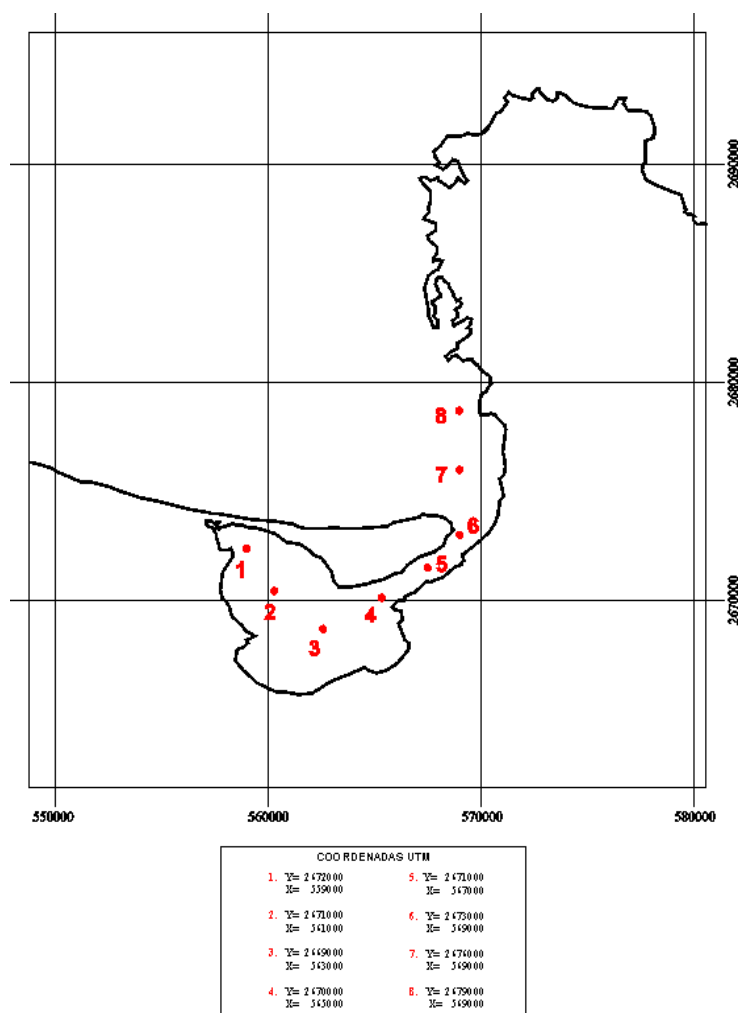


Figura 1. Área de Estudio y estaciones de muestreo

ESTACIONES DE MUESTREO

Se llevará a cabo un muestreo en 8 estaciones (figura 1). Cada embarcación será ocupada por dos equipos, los cuales deberán organizarse para llevar a cabo el

muestreo cuando les corresponda y hacerse responsable de los datos que registre, así como de las muestras que deberá tomar.

Posición: Se determinarán las coordenadas geográficas en unidades transversas de Mercator (UTM) de cada estación mediante el uso de un GPS.

Transparencia: Mediante el disco de Secchi. Registrar la profundidad a la que desaparece a la vista, dejar descender 2-3m más y registrar de nuevo la profundidad a la cual se reaparece. Deberá determinarse la media de ambas profundidades (coeficiente de extinción).

Temperatura: Utilizando un termómetro de cubeta. El termómetro muchas veces puede estar caliente porque le esté dando el sol o la embarcación lo está, para mejor registro de la temperatura dejar que el termómetro se equilibre con el agua.

Salinidad: Mediante el uso del refractómetro. Cuidar que al cerrar el lector, después de colocar la muestra de agua (una gota) no queden burbujas. Enjuagar con agua destilada y secar con un pañuelo fino o pañuelo desechable.

Nutrientes: Nitritos, Amonio y Fosfatos: Las muestras para estos nutrientes deben guardarse en las hieleras, y colocarse en el congelador tan pronto se llegue al laboratorio. Las botellas plásticas deben enjuagarse antes con un poco de agua del lugar del muestreo, para proceder a llenarlas con agua de la muestra. Se depositará la muestra en una botella de 600 ml. Con agua de la botella oceanográfica.

Pigmentos: Se tomará la muestra de agua de mar con la botella, y se filtrarán entre 250-500 ml de muestra. Cuando quede un volumen mínimo de muestra antes de pasar por la membrana de filtración se agregarán unas gotas de la solución $MgCO_3$, la cual se agita fuertemente antes de usarse. No olvidar manejar el filtro con pinzas, y después de filtrar doblar el filtro por la mitad CON LOS PIGMENTOS HACIA ADENTRO, y luego en cuatro partes y finalmente guardar en el papel aluminio dentro de un frasco con silica gel. Guardar en la hielera.

Fitoplancton de botella: Se tomará una muestra de agua de mar en cada estación de la superficie, la cual se colocará en las botellas de vidrio o plástico y se fijará con solución de lugol acetato. Se analizará posteriormente en el laboratorio.

Fitoplancton de red: Se tomará una muestra de agua de mar en cada estación con la red de fitoplancton, realizando un arrastre de 5 min. Antes de realizar el arrastre, se deberá llenar el recipiente colector de la red. Las muestras se colocarán en frascos de vidrio/plástico de 250 ml BIEN ETIQUETADOS y se fijarán con formol al 4%, neutralizado con borato de sodio. Se analizarán en laboratorio.

Zooplancton con red: En cada estación con la red de zooplancton (arrastre de 5 min). No olvidar llenar el recipiente colector de la red antes de iniciar el arrastre. La muestra se colocará en los frascos de vidrio o plástico de 250 ml, bien etiquetados (2 por estación) y se fijarán con formol.

NMP y Bacterias: Se tomará una muestra en un frasco estéril, el cual solo debe abrirse cuando se vaya a tomar la muestra y debe hacerse rápido. Sólo se tomarán muestras en las estaciones impares. Refrigerar en la hielera para analizar inmediatamente en el laboratorio.

Oxígeno: Para las muestras de oxígeno habrá una botella DBO clara por cada estación que será llenada con agua de la botella oceanográfica. A estas se les agregará 1 ml de sol. A (sulfato manganoso) y un ml de solución B (yoduro alcalino). Al llegar al laboratorio se agregará 1 ml de sol. C (ácido sulfúrico concentrado) y analizarán (titulación). No se harán diluciones, todo se hará al 100% de muestra.

DBO: Sólo para las estaciones 2, 4, 5, 7 y 17. La lectura del primer día será la misma que el oxígeno disuelto para esas estaciones. Se tomarán muestras de agua 1 botella negra (al 100% de muestra) y está NO será fijada, sino refrigerada lo más pronto posible en la hielera hasta que se llegue al laboratorio para el análisis DBO₅.

NOTAS:

1. Todo debe enjuagarse con agua de muestra DOS veces.
2. ETIQUETAR todo el material: Equipo, estación, hora y fecha.
3. INFORMAR acerca de cualquier contratiempo que exista (problemas de muestreo, extravío de muestras o material).
4. REGRESAR al laboratorio a entregar todo el material y ENJUAGAR con agua dulce.
5. GUARDAR debidamente todas las muestras.

Los equipos tengan asignada la siembra de bacterias, coliformes, y determinación de oxígeno y DBO traer el formato y la bata. Las muestras de nutrientes, pigmentos y plancton se analizarán en sesiones posteriores.

EQUIPOS PARA TRABAJO EN CAMPO

1 Integrantes	2 Integrantes	3 Integrantes	4 Integrantes
--------------------------------	--------------------------------	--------------------------------	--------------------------------

PRODUCTOS

ESTRATEGIAS DE APRENDIZAJE Y EVALUACIÓN

<i>Estrategias de Aprendizaje</i>	<i>Estrategias de Evaluación</i>
<i>Diseñar un proyecto de investigación en campo. Preparación equipo, materiales y reactivos. Establecer una red de estaciones de muestreo.</i>	<i>Observación y asesoría personalizada del docente</i>
<i>Aplicar las técnicas y métodos de campo para la toma de muestras de agua y de grupos biológicos in situ</i>	<i>Relacionar las características del medio físico con las composición, abundancia y diversidad de los grupos biológicos. Relacionar e interpretar la información generada y discutir los resultados obtenidos. Construir las conclusiones del estudio.</i>
<i>Manejar los equipos de medición directa en campo, el tratamiento de muestras para análisis físico químicos y biológicos Procesar, rigurosamente, las muestras biológicas y físico químicas en el laboratorio de acuerdo a los procedimientos aprendidos en las prácticas previamente efectuadas. Generar sistemáticamente los datos e integrar una base de datos.</i>	
<i>Reporta por escrito los resultados</i>	<i>Integrar un informe técnico y presentarlo a manera de una ponencia de congreso científico.</i>

PRÁCTICAS DE LABORATORIO

Formato de Reporte de Prácticas

CARACTERÍSTICAS TIPOGRÁFICAS

Arial, 12 puntos, mayúsculas y minúsculas, interlineado 1.5 y márgenes 2.5 cm izquierda y el resto 2 cm

PORTADA

Nombre de la institución, el área y departamento, la carrera, la materia a la que pertenece el trabajo, el título de la práctica y el número de la misma; nombre completo del autor(es) y la fecha de entrega del documento. La portada tendrá que ir en la parte superior de la primera hoja, centrada y en negritas (tipo artículo científico)

INTRODUCCIÓN

Deberá contener la información necesaria para adentrarse en el tema de la investigación realizada (bosquejo), evitando incluir aspectos no relacionados con los objetivos del trabajo. Su extensión no debe de sobrepasar las dos cuartillas.

OBJETIVO GENERAL

Se reproduce el objetivo general fijado en la práctica.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

El alumno establece los objetivos específicos de acuerdo a la práctica y estos deben ser claros y breves.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se describirán de manera clara y explícita (indicando las técnicas y material utilizado) los pasos que se siguieron durante la realización de las prácticas del laboratorio, sin mencionar el número de sesiones que requirió. La redacción de la metodología debe ser en prosa (no un listado de actividades) de tal forma que cualquier lector pueda repetir los pasos seguidos. Los verbos usados estarán en forma impersonal, en tiempo pasado. Ejemplo: se realizó un desprendimiento...; se describió...; se analizó..., etc.

RESULTADOS

En esta parte se describirán los principales logros obtenidos en la práctica. Estos deben ser concordantes con los objetivos generales y específicos y deberán hacer referencia a figuras y tablas. Las figuras llevarán el título a pie de figura. Las tablas llevarán el título como encabezado. Todas deberán ir centradas y numeradas en arábigo. En los resultados no se ponen citas.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Cuando así sea determinado por el docente, este apartado se incluirá en el reporte. Se interpretarán los resultados contrastándolos con los antecedentes. Se establece el punto de vista personal o grupal. Es necesario que la discusión esté apoyada en referencias actualizadas. Las conclusiones se expresarán en la parte final, mediante enunciados, en sentido afirmativo y sugerencias para trabajos posteriores.

REFERENCIAS

La lista de referencias deberá ordenarse alfabéticamente; si hay varios artículos del mismo autor, los más antiguos aparecen primero.

Ejemplos:

Libro:

Zar JH, 1996. Biostatistical analysis. 3ª ed. Prentice Hall, Nueva Jersey. 662 p.

Capítulo de libro:

Woodwick KH, 1977. Lecithotrophic larval development in *Boccardia proboscidea* Hartman. En: Reish DJ y Fauchald K (eds.), Essays on the polychaetous annelids in memory of Dr. Olga Hartman. Allan Hancock Foundation, Los Ángeles, p. 347-371.

Tesis:

Navarro-Fernández E, 2000. Distribución de primates (Cebidae) en Campeche, México: un análisis para su conservación. Tesis de Maestría, ECOSUR, Chetumal. 48 p.

Artículo en revista especializada:

Simon JL, 1967. Reproduction and larval development of *Spio setosa* (Spionidae, Polychaeta). Bulletin of Marine Science 17: 398-431.

Bjorndal KA, Bolten AB, Chaloupka MY, 2000. Green turtle somatic growth model: Evidence for density dependence. Ecological Applications 10(1): 269–282.

Referencia de Internet

IUCN, 2007. IUCN red list of threatened species. Consultado 1 de mayo 2007.
www.iucnredlist.org

NOTA:

Se hará referencia a las citas en los apartados de: Introducción, Material y Métodos, Discusión y Conclusiones. Una forma para hacer referencia a las citas es la siguiente:

Los eventos de especiación en ambientes marinos se relacionan con la especialización trófica (Hoelzel, 1998).

Para las referencias en el texto, especifique:

El apellido del autor (sin iniciales), coma y el año (Sánchez, 1993).

Si hay dos autores, mencione a ambos (ejemplo: Sánchez y Vázquez, 1993).

Si hay tres autores o más, use et al. (Sánchez et al., 1993).

Las referencias en el texto deberán ordenarse cronológicamente.

ANEXO 1

COMPETENCIAS GENÉRICAS PARA LA EDUCACIÓN MEDIA SUPERIOR DE MÉXICO²

Se autodetermina y cuida de sí

1. Se conoce y valora a sí mismo y aborda problemas y retos teniendo en cuenta los objetivos que persigue.
 - § Enfrenta las dificultades que se le presentan y es consciente de sus valores, fortalezas y debilidades.
 - § Identifica sus emociones, las maneja de manera constructiva y reconoce la necesidad de solicitar apoyo ante una situación que lo rebase.
 - § Elige alternativas y cursos de acción con base en criterios sustentados y en el marco de un proyecto de vida.
 - § Analiza críticamente los factores que influyen en su toma de decisiones.
 - § Asume las consecuencias de sus comportamientos y decisiones.
 - § Administra los recursos disponibles teniendo en cuenta las restricciones para el logro de sus metas.

2. Es sensible al arte y participa en la apreciación e interpretación de sus expresiones en distintos géneros.
 - § Valora el arte como manifestación de la belleza y expresión de ideas, sensaciones y emociones.
 - § Experimenta el arte como un hecho histórico compartido que permite la comunicación entre individuos y culturas en el tiempo y el espacio, a la vez que desarrolla un sentido de identidad.
 - § Participa en prácticas relacionadas con el arte.

3. Elige y practica estilos de vida saludables.
 - § Reconoce la actividad física como un medio para su desarrollo físico, mental y social.
 - § Toma decisiones a partir de la valoración de las consecuencias de distintos hábitos de consumo y conductas de riesgo.
 - § Cultiva relaciones interpersonales que contribuyen a su desarrollo humano y el de quienes lo rodean.

Se expresa y se comunica

4. Escucha, interpreta y emite mensajes pertinentes en distintos contextos mediante la utilización de medios, códigos y herramientas apropiados.
 - § Expresa ideas y conceptos mediante representaciones lingüísticas, matemáticas o gráficas.
 - § Aplica distintas estrategias comunicativas según quienes sean sus interlocutores, el contexto en el que se encuentra y los objetivos que persigue.
 - § Identifica las ideas clave en un texto o discurso oral e infiere conclusiones a partir de ellas.
 - § Se comunica en una segunda lengua en situaciones cotidianas.
 - § Maneja las tecnologías de la información y la comunicación para obtener información y expresar ideas.

² COMPETENCIAS GENERICAS Y EL PERFIL DEL EGRESADO DE LA EDUCACIÓN MEDIA SUPERIOR. Subsecretaría de Educación Media Superior, de la Secretaría de Educación Pública de México.

Piensa crítica y reflexivamente

5. Desarrolla innovaciones y propone soluciones a problemas a partir de métodos establecidos.
 - § Sigue instrucciones y procedimientos de manera reflexiva, comprendiendo como cada uno de sus pasos contribuye al alcance de un objetivo.
 - § Ordena información de acuerdo a categorías, jerarquías y relaciones.
 - § Identifica los sistemas y reglas o principios medulares que subyacen a una serie de fenómenos.
 - § Construye hipótesis y diseña y aplica modelos para probar su validez.
 - § Sintetiza evidencias obtenidas mediante la experimentación para producir conclusiones y formular nuevas preguntas.
 - § Utiliza las tecnologías de la información y comunicación para procesar e interpretar información.
6. Sustenta una postura personal sobre temas de interés y relevancia general, considerando otros puntos de vista de manera crítica y reflexiva.
 - § Elige las fuentes de información más relevantes para un propósito específico y discrimina entre ellas de acuerdo a su relevancia y confiabilidad.
 - § Evalúa argumentos y opiniones e identifica prejuicios y falacias.
 - § Reconoce los propios prejuicios, modifica sus puntos de vista al conocer nuevas evidencias, e integra nuevos conocimientos y perspectivas al acervo con el que cuenta.
 - § Estructura ideas y argumentos de manera clara, coherente y sintética.

Aprende de forma autónoma

7. Aprende por iniciativa e interés propio a lo largo de la vida.
 - § Define metas y da seguimiento a sus procesos de construcción de conocimiento.
 - § Identifica las actividades que le resultan de menor y mayor interés y dificultad, reconociendo y controlando sus reacciones frente a retos y obstáculos.
 - § Articula saberes de diversos campos y establece relaciones entre ellos y su vida cotidiana.

Trabaja en forma colaborativa

8. Participa y colabora de manera efectiva en equipos diversos.
 - § Propone maneras de solucionar un problema o desarrollar un proyecto en equipo, definiendo un curso de acción con pasos específicos.
 - § Aporta puntos de vista con apertura y considera los de otras personas de manera reflexiva.
 - § Asume una actitud constructiva, congruente con los conocimientos y habilidades con los que cuenta dentro de distintos equipos de trabajo.

Participa con responsabilidad en la sociedad

9. Participa con una conciencia cívica y ética en la vida de su comunidad, región, México y el mundo.
 - § Privilegia el diálogo como mecanismo para la solución de conflictos.
 - § Toma decisiones a fin de contribuir a la equidad, bienestar y desarrollo democrático de la sociedad.
 - § Conoce sus derechos y obligaciones como mexicano y miembro de distintas comunidades e instituciones, y reconoce el valor de la participación como herramienta para ejercerlos.
 - § Contribuye a alcanzar un equilibrio entre el interés y bienestar individual y el interés general de la sociedad.
 - § Actúa de manera propositiva frente a fenómenos de la sociedad y se mantiene informado.
 - § Advierte que los fenómenos que se desarrollan en los ámbitos local, nacional e internacional ocurren dentro de un contexto global interdependiente.
10. Mantiene una actitud respetuosa hacia la interculturalidad y la diversidad de creencias, valores, ideas y prácticas sociales.
 - § Reconoce que la diversidad tiene lugar en un espacio democrático de igualdad de dignidad y derechos de todas las personas, y rechaza toda forma de discriminación.
 - § Dialoga y aprende de personas con distintos puntos de vista y tradiciones culturales mediante la ubicación de sus propias circunstancias en un contexto más amplio.
 - § Asume que el respeto de las diferencias es el principio de integración y convivencia en los contextos local, nacional e internacional.

11. Contribuye al desarrollo sustentable de manera crítica, con acciones responsables.
- § Asume una actitud que favorece la solución de problemas ambientales en los ámbitos local, nacional e internacional.
 - § Reconoce y comprende las implicaciones biológicas, económicas, políticas y sociales del daño ambiental en un contexto global interdependiente.
 - § Contribuye al alcance de un equilibrio entre los intereses de corto y largo plazo con relación al ambiente.

Propuesta de diez competencias genéricas a Desarrollar en la Educación Superior³

1. Organización y gestión

- Conocer los códigos de funcionamiento interno y las interdependencias de los sistemas sociales y organizativos (empresas, asociaciones, organizaciones, etc.).
- Fijar objetivos y priorizarlos en función de determinados criterios.
- Determinar funciones y establecer responsabilidades.
- Gestionar tiempos, dinero, materiales, etc.
- Evaluar procesos y resultados.

2. Comunicación

- Expresar la propia opinión y saber defenderla.
- Adaptar el discurso verbal y no verbal en función de la intención, la audiencia y la situación.
- Verificar la comprensión del mensaje.
- Saber escuchar y saber hacer preguntas.

3. Gestión de la información

- Seleccionar las fuentes donde obtener información relevante y fiable.
- Análisis e interpretación de la información.
- Clasificar y archivar la información.
- Identificar contradicciones, falacias o falsas analogías.

4. Toma de decisiones y solución de problemas

- Clarificar el problema y analizar causas.
- Generar alternativas de decisión o de solución de problemas y valorar ventajas e inconvenientes.
- Saber encontrar el equilibrio entre la racionalidad y la intuición en la toma de decisiones.

5. Trabajo en equipo

- Identificar claramente los objetivos del grupo y orientar la actuación para lograrlos.
- Priorizar los intereses colectivos a los personales.
- Evaluar la actuación del grupo de trabajo y hacer críticas constructivas.
- Saber trabajar en red: compartir y articular tareas entre los trabajadores de diferentes secciones o departamento de una empresa o institución o entre personas que trabajan en diferentes organizaciones.

6. Relaciones interpersonales

- Capacitado de empatía: «saber ponerse en el lugar del otro».
- Saber entender y saber trabajar con personas de etnia, religión, cultura o nivel de formación diferente.
- Saber actuar como mediador/a acercando posiciones divergentes.
- Saber tratar a los otros con amabilidad, cordialidad y simpatía.

7. Adaptación al cambio

- Flexibilidad y apertura a nuevas ideas, circunstancias o situaciones.
- Asumir el riesgo, la incertidumbre, la ambigüedad.

³Corominas et al. 2006. Percepciones del profesorado ante la incorporación de las competencias genéricas en la formación universitaria. Revista de Educación, 341: 301-336

- Percibir los cambios como oportunidades.
- Modificar el comportamiento ante nuevos contextos o nuevas circunstancias.

8. Liderazgo, iniciativa, dirección

- Saber persuadir o influir en las conductas de los otros.
- Animar y motivar a los otros.
- Crear sinergias.
- Saber delegar.
- Previsión y anticipación de acontecimientos o situaciones.

9. Disposición hacia la calidad

- Afán de mejora en los procesos y en los resultados.
- Afán de innovación.
- Deseo de conseguir la excelencia.
- Sentirse orgullosa/o de hacer las cosas bien.
- Procurar la satisfacción del cliente o usuario.

10. Control y gestión personal

- Autonomía: saber trabajar sin o con mínima supervisión.
- Saber afrontar el estrés o el trabajo bajo presión.
- Ofrecer una imagen personal positiva.
- Implicarse en la propia formación personal a lo largo de la vida.
- Desarrollar estrategias de auto-promoción: «saberse vender».