

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
COORDINACIÓN DE FORMACIÓN BÁSICA
COORDINACIÓN DE FORMACIÓN PROFESIONAL Y VINCULACIÓN UNIVERSITARIA
PROGRAMA DE UNIDAD DE APRENDIZAJE

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN

- 1. Unidad Académica:** Facultad de Ciencias Marinas
- 2. Programa Educativo:** Licenciatura en Biotecnología en Acuicultura
- 3. Plan de Estudios:**
- 4. Nombre de la Unidad de Aprendizaje:** Cultivos de Apoyo
- 5. Clave:**
- 6. HC: 02 HL: 03 HT: 00 HPC: 01 HCL: 00 HE: 02 CR: 08**
- 7. Etapa de Formación a la que Pertenece:** Disciplinaria
- 8. Carácter de la Unidad de Aprendizaje:** Obligatoria
- 9. Requisitos para Cursar la Unidad de Aprendizaje:** Ninguno

Equipo de diseño de PUA

Firma

**Vo.Bo. de subdirector de
Unidad Académica**

Firma

Enrique Valenzuela Espinoza
Rosario Jara Montañez

Víctor Antonio Zavala Hamz

Fecha: 01 de agosto de 2017

II. PROPÓSITO DE LA UNIDAD DE APRENDIZAJE

La unidad de aprendizaje de Cultivos de Apoyo, integra conocimientos sobre diferentes biotecnias y procedimientos en el cultivo de Microalgas, cultivo de Rotíferos Marinos y cultivo de Artemia, con el propósito de que el egresado pueda diseñar e innovar técnicas y procedimientos para incrementar la productividad de los cultivos, ya sea para la obtención de metabolitos de interés comercial a partir de microalgas o mejorar la producción de alimento vivo para distintos estadios larvarios de moluscos, peces y crustáceos en la acuicultura. La unidad de aprendizaje de cultivos de apoyo es de carácter obligatoria para el programa educativo de Licenciatura en Biotecnología en Acuicultura y se imparte en la etapa disciplinaria.

III. COMPETENCIA DE LA UNIDAD DE APRENDIZAJE

Determinar la ración y especies de alimento vivo (microalgas, rotíferos marinos y artemia) apropiadas a las etapas tempranas de especies acuáticas de moluscos, crustáceos y peces, para proporcionarles la nutrición adecuada a sus requerimientos por especie, mostrando una actitud proactiva y responsable.

IV. EVIDENCIA(S) DE DESEMPEÑO

Elabora y presenta un seminario de investigación sobre un tema relacionado con la biotecnología micro-algal. Una vez consultada la información y avalada por el maestro, deberán preparar una presentación en PowerPoint o prezi con duración de 15 minutos para ser expuesta a sus compañeros y maestro en un seminario. Esta exposición deberá contener los siguientes puntos: Presentación, introducción, desarrollo, conclusión y literatura consultada.

V. DESARROLLO POR UNIDADES

UNIDAD I. Organización celular

Competencia:

Analizar en el microscopio el tamaño y organización interna de células procariotas y eucariotas, para determinar sus principales diferencias y las condiciones ambientales para su cultivo, con responsabilidad y actitud crítica y constructiva.

Contenido:**Duración:** 3 horas

- 1.1 La célula microalgal
- 1.2 Características morfológicas y estructurales de las microalgas
- 1.3 Tipos de organización celular
- 1.4 Diferencias entre procariotas y eucariotas

UNIDAD II. Fotosíntesis en microalgas

Competencia:

Comparar los procesos fundamentales de la fotosíntesis en células eucariotas, mediante el análisis de modelos y casos de estudios, para identificar las variables ambientales que modifican su composición celular y la producción de metabolitos de interés biotecnológico con una actitud crítica, propositiva y responsable.

Contenido:**Duración:** 3 horas

- 2.1 La naturaleza de la luz
- 2.2 Pigmentos fotosintéticos
- 2.3 Reacciones clara y oscura de la fotosíntesis

UNIDAD III. Técnicas básicas de cultivo

Competencia:

Desarrollar un cultivo masivo de alimento vivo para organismos de importancia en acuicultura, mediante el aislamiento de diferentes especies de fitoplancton (microalgas), considerando los procedimientos de laboratorio y las condiciones de cultivo para su mantenimiento y preservación, con una actitud proactiva, propositiva y responsable.

Contenido:**Duración:** 4 horas

- 3.1 Técnicas de aislamiento de microalgas
- 3.2 Mantenimiento y preservación de especies de microalgas
- 3.3 Fases de crecimiento

UNIDAD IV. Importancia de las microalgas

Competencia:

Especificar la importancia de las microalgas en la nutrición de organismos acuáticos y en la biotecnología, considerando modelos como primer nivel trófico y su uso en diferentes industrias, para establecer los requerimientos de las sustancias químicas y bioquímicas que poseen las microalgas y que son escasas en otros micro-organismos, con una actitud crítica, propositiva y con responsabilidad.

Contenido:**Duración:** 3 horas

- 4.1 Microalgas de importancia económica
- 4.2 Aspectos biotecnológicos de producción de microalgas en acuicultura
- 4.3 Microalgas en el tratamiento de aguas residuales
- 4.4 Microalgas en la agricultura
- 4.5 Sustancias bio-activas en microalgas.

UNIDAD V. Sistemas de producción de microalgas

Competencia:

Evaluar los diferentes sistemas de producción microalgal usados en la acuicultura, mediante los procedimientos de laboratorio que consideren sus características y requerimientos, para la producción de alimento vivo para especies de importancia en la acuicultura, con una actitud crítica, propositiva y responsable.

Contenido:

- 5.1 Sistema extensivo
- 5.2 Sistema Semi-intensivo
- 5.3 Sistema intensivo
 - 5.3.1. Cultivos estáticos
 - 5.3.2. Cultivos semi-continuos
 - 5.3.3. Cultivos continuos

Duración: 2 horas

UNIDAD VI. Modos de nutrición microalgal

Competencia:

Clasificar los modos de nutrición de distintas especies de fitoplancton, mediante procedimientos de medios de cultivo e implicaciones biotecnológicas, para aumentar la productividad microalgal y ser utilizada como alimento para especies acuícolas, con una actitud crítica, propositiva y responsable.

Contenido:

- 6. 1 Modos de nutrición
 - 6. 1.1. Organismos autotróficos
 - 6.1.2. Organismos foto autotróficos
 - 6.1.3. Organismos heterótrofos
 - 6.1.4. Organismos foto heterotróficos
 - 6.1.5. Organismos mixotróficos
- 6.2. Nutrientes
 - 6.2.1. Macronutrientes (NO₃⁻, PO₄³⁻, Si(OH)₄)
 - 6.2.2. Micronutrientes(Fe⁺⁺, Co⁺⁺, Zn⁺⁺, Mn⁺⁺, Mg⁺⁺)
 - 6.2.3. Vitaminas (B12, Tiamina, Biotina)
- 6.3.- Bióxido de carbono

Duración: 3 horas

UNIDAD VII. Efecto de variables ambientales en el crecimiento de microalgas

Competencia:

Estimar el efecto de las variables ambientales sobre el crecimiento microalgal, mediante la realización de experimentos con variaciones graduales de los mismos, para establecer la importancia de estas variables en la biotecnología microalgal, con una actitud crítica, propositiva.

Contenido:

- 7.1 Luz
 - 7.1.1. Calidad-intensidad
 - 7.1.2. fotoperiodo
- 7.2. Temperatura
- 7.3. Salinidad
- 7.4. pH

Duración: 3 horas

UNIDAD VIII. Ingeniería de diseño para el cultivo de microalgas.

Competencia:

Comparar la ingeniería de diseño de los diferentes sistemas de producción de microalgas, mediante procedimientos que consideren las condiciones de cultivo, costos y calidad de producción a gran escala, para optimizar el rendimiento del alimento utilizado para organismos de interés en acuicultura, con una actitud crítica y responsable.

Contenido:

- 8.1.- Producción en sistemas cerrados controlados
 - 8.1.1. Cultivo masivo en bolsas de polietileno
 - 8.1.2. Fotobioreactores
 - 8.1.3. Cilindros verticales
- 8.2.- Producción en sistemas abiertos
 - 8.2.1. Recipientes transparentes de fibra de vidrio
 - 8.2.2. Tanques y pozas
 - 8.2.3. Raceway

Duración: 3 horas

UNIDAD IX. Técnicas para el cultivo de rotíferos marinos.

Competencia:

Considerar las condiciones físico-químicas óptimas de cultivo y mantenimiento del rotífero marino *Brachionus plicatilis*, mediante los procedimientos de laboratorio, para lograr la producción intensiva de estos organismos que serán consumidos por especies de interés en piscicultura, con una actitud crítica, propositiva y responsable.

Contenido:

Duración: 4 horas

- 9.1 Clasificación sistemática de rotíferos
- 9.2 Ciclo de vida de rotíferos
 - 9.2.1. Ciclo sexual
 - 9.2.2. Ciclo asexual
- 9.3 Efecto de condiciones ambientales en la producción de huevos
 - 9.3.1 Temperatura
 - 9.3.2. Salinidad
 - 9.3.3. pH
- 9.4 Sistemas de cultivo estático
- 9.5 Sistema de cultivo semicontinuo
- 9.6 Métodos de cuantificación de rotíferos
- 9.7 Cálculos de densidad celular de microalgas para alimentar rotíferos
- 9.8 Cálculos de número de rotíferos para alimentar larvas de peces

UNIDAD X. Técnica de decapsulación y cultivo de Artemia

Competencia:

Elegir las condiciones de cultivo de Artemia, mediante los procedimientos de hidratación, decapsulación de quistes y obtención de nauplios, para asegurar la producción de esta especie empleada como alimento en acuicultura, con una actitud propositiva y responsable.

Contenido:

Duración: 4 horas

- 10.1 Clasificación-sistemática de Artemia
- 10.2 Historia de vida y desarrollo de Artemia: Oviparidad y Ovoviviparidad
- 10.3 Decapsulación, separación y cuantificación de la Artemia decapsulada
- 10.4 Cálculos de número de nauplios como alimento para diferentes estadios de larvas de camarones peneidos
- 10.5 Cultivo y mantenimiento de Artemia como alimento para organismos acuáticos.

VI. ESTRUCTURA DE LAS PRÁCTICAS DE LABORATORIO

No. de Práctica	Competencia	Descripción	Material de Apoyo	Duración
1	Diseñar medios de cultivo que consideren la cantidad de nutriente requerido por fitoflagelados y diatomeas, mediante los procedimientos de laboratorio para preparar soluciones de nutrientes mayores, micronutrientes y vitaminas, con una actitud crítica, propositiva y responsable.	Se prepararán soluciones primarias de macronutrientes (nitrato de sodio, fosfato de sodio, silicato de sodio), micronutrientes (EDTA-disódico, cloruro férrico, sulfato de cobre, sulfato de zinc, cloruro de cobalto, cloruro de manganeso, y molibdato de sodio) y vitaminas (Cianocobalima-B ₁₂ , tiamina y biotina). Para este propósito, se pesará cada reactivo y se disolverá en agua destilada. Una vez homogénea la muestra se colocará en frascos de vidrio ámbar y se almacenarán en refrigeración.	Planchas de agitación, agitadores magnéticos, espátulas, navecillas para pesar, matraces volumétricos de 250 mL, matraces volumétricos de 100 mL, pipetas, frascos de 250 mL, frascos de 100 mL, balanza analítica. Soluciones: agua destilada, cloro comercial al 6%, tiosulfato de sodio, ácido clorhídrico, reactivos químicos especificados en la práctica 1.	3 horas
2	Preparar medio de cultivo para fitoflagelados y diatomeas marinas, utilizando agua de mar tratada, mediante los protocolos establecidos para preparar las soluciones requeridas, con una actitud crítica, proactiva y responsable.	Para el tratamiento del agua de mar se instalarán filtros Hytrex de 1 micrón, se irradiará por ultravioleta y se someterá a un tratamiento químico mediante el uso de hipoclorito de sodio y tiosulfato de sodio. Posterior a estos procesos se usará el agua de mar y las soluciones de nutrientes obtenidas en la práctica 1, para preparar medio de cultivo para fitoflageladas y diatomeas marinas.	Frascos Erlenmeyer, frascos Fernbach, algodón, gasa, tijeras, pipetas graduadas, probeta graduada, autoclave, área para transferir cultivos (equipada con mesa, suministro de gas, mecheros de alta temperatura). Soluciones: Agua de mar filtrada a 1µm, soluciones stock de NO ₃ ⁻ , PO ₄ ³⁻ , SiO ₃ ²⁻ , secuestrante, vitaminas, tris buffer, hipoclorito de sodio, tiosulfato de sodio.	3 horas
3	Preparar medios de cultivo y transferir células de microalgas a partir de cultivos primarios a medios frescos recién preparados,	Se observarán los cultivos de microalgas para detectar una posible contaminación. Para este fin, se colocarán una o dos gotas de	Mechero(s), hematocitómetro y cubre objeto, pipetas Pasteur, microscopio compuesto, alcohol o etanol al 90%, muestras de	3 horas

	<p>mediante los procedimientos de laboratorio establecidos en manuales, para promover el crecimiento y mantenimiento de cepas en laboratorio, con una actitud crítica, proactiva y responsable.</p>	<p>muestra en un portaobjetos limpio y se colocará bajo el microscopio compuesto, donde se revisará el tamaño, forma, color y actividad de las células. Posteriormente se renovarán los cultivos primarios, tomando 1 L de agua de mar filtrada y 1 mL de cada una de las soluciones de macro nutrientes y micro nutrientes quelados, previamente preparados en la práctica 1. Después se esterilizará en autoclave a 121 °C, 15 libras de presión por 15 minutos y se enfriará a temperatura ambiente. Por último, se transfiere la muestra de alga.</p>	<p>cultivos de microalgas, bulbos para pipetas, pipetas graduadas, probetas graduadas, solución de lugol, autoclave, guantes de asbesto.</p>	
4	<p>Mantener diferentes especies de microalgas, mediante los procedimientos de laboratorio de transferencia de cultivos líquidos de nivel Erlenmeyer a nivel Fernbach, para aumentar la cantidad y densidad de alimento vivo para las especies de importancia en la acuicultura, con una actitud crítica y responsable.</p>	<p>Se transferirán los cultivos de nivel Erlenmeyer a Fernbach. Para esto, se obtendrán 1.8 L de agua de mar tratada (seguir protocolo de práctica 2) y se añadirán macronutrientes, secuestrante férrico, metales traza y Tris a razón de 1 mL L⁻¹ de agua de mar. Después se tapa el matraz y se esteriliza en autoclave, a 121 °C, 1.05 Kg cm⁻² de presión por 15 minutos. Luego se deja enfriar el medio de cultivo en un cuarto a temperatura controlada antes de utilizarse en la inoculación. Posteriormente, se destapa el matraz Fernbach por un corto tiempo, se añaden las vitaminas asépticamente (previamente esterilizadas) a razón de 1 mL L⁻¹ y se transfieren 150 mL de inóculo unialgal obtenido en matraz. Para finalizar se colocan los cultivos en un</p>	<p>Matraces Fernbach, algodón, gasa, tijeras, probeta graduada, pipetas, autoclave, área para transferir cultivos (equipada con mesa, suministro de gas, mecheros de alta temperatura). Área con temperatura controlada provista de iluminación con lámparas de luz de día de 40 y 75 W. Soluciones: Agua de mar filtrada.</p>	3 horas

		<p>área de temperatura controlada ($19\pm 1^{\circ}\text{C}$), bajo irradianza fotosintéticamente activa de $150\text{-}300 \mu\text{mol quanta m}^{-2} \text{ s}^{-1}$.</p>		
5	<p>Establecer tasas de crecimiento de diferentes especies de microalgas mediante la cuantificación celular, para suministrar la ración de alimento adecuada a especies acuáticas, con una actitud crítica y responsable, aplicando un rigor matemático y ordenado.</p>	<p>Se cuantificará la biomasa de diferentes especies de microalgas. Para esto, se lava la cámara de conteo y cubre-objetos con jabón, se seca y después se limpia con etanol y se seca. La muestra a cuantificar se fija con 1 gota de lugol, se agita la muestra y después de 1 a 3 minutos, se diluye la muestra. Luego con una pipeta pasteur se toma la muestra, se coloca en la punta en la orilla de la cámara (o en la ranura en forma de V) y se observa bajo el microscopio compuesto a 5x. Por último, se cuantifica un máximo de 100 células por mm^2.</p>	<p>Mechero(s), hematocitómetro y cubre objeto, pipetas Pasteur, bulbos para pipetas, pipetas graduadas, probetas graduadas, microscopio compuesto binocular, alcohol o etanol al 90%, solución de lugol, muestras de cultivos de microalgas.</p>	3 horas
6	<p>Determinar el peso seco de muestras de microalgas, mediante los procedimientos descritos en los manuales, para establecer el peso de cenizas, así como los factores que afectan la precisión del método y el protocolo de muestreo, con una actitud crítica, analítica y responsable, y con disposición al trabajo en equipo.</p>	<p>Se determinará el peso seco de microalgas de acuerdo al Manual de métodos de ficología de Stein, J.R. (ed). 1973, dónde se filtra un volumen con concentración celular de microalga conocida, se seca y se calcina y por diferencia de pesos se determina el peso seco de la muestra.</p>	<p>Equipo de filtración completo, mufla, estufa, filtros de fibra de vidrio GF/F y GF/C, desecador, bomba manual para hacer vacío, balanza analítica. Cultivos de microalgas</p>	3 horas
7	<p>Determinar clorofilas a, b, y c de muestras de microalgas, mediante el uso del método espectrofotométrico, considerando las condiciones ambientales</p>	<p>Se cuantificará la muestra de microalga mediante la determinación de clorofilas. Para esto, se cuantificará y filtrará una muestra de microalgas con volumen conocido.</p>	<p>Equipo de filtración completo, mufla, estufa, filtros de fibra de vidrio GF/F y GF/C, bomba manual para hacer vacío, probetas graduadas, jeringas</p>	3 horas

	durante el muestreo, y el protocolo de preservación de las muestras, para cuantificar la muestra de microalgas del cultivo, con una actitud crítica, analítica y responsable.	Después se extraen los pigmentos por 12 horas en oscuridad a 4 °C, se centrifuga la muestra y se mide la absorbancia a las siguientes longitudes de onda: 664, 647 y 630 en celdas de vidrio en un espectrofotómetro.	desechables, centrifuga, tubos tipo falcón de 15 mL para centrifuga, espectrofotómetro, celdas para espectrofotómetro, refrigerador, matraz volumétrico de 1 L o 500 mL, agua destilada, acetona grado reactivo o analítico, cultivo de microalgas.	
8	Realizar cultivos separados de <i>Brachionus plicatilis</i> y <i>Nannochloropsis</i> sp., mediante la aplicación de los procedimientos de cuantificación a los cultivos y la consideración de las variables ambientales del cultivo en un sistema estático, para conocer el número de organismos por unidad de volumen, con una actitud crítica, analítica y responsable.	Se llevará a cabo la producción de rotíferos en cultivo estático. Para esto, se cuantificará la muestra de rotíferos para inocular un frasco con agua de mar tratada como se describe en la práctica 2. Se alimentarán diario con <i>Nannochloropsis</i> sp, microalga que será cultivada de manera independiente como se describen en la práctica dos y tres. Los rotíferos se cosechan una semana después de iniciado el cultivo.	Frascos Erlenmeyer de 150 mL, frascos de 1 Litro, pipetas graduadas de 10 mL, papel secante, tamiz de 70 micras, contador manual, cámara de conteo Neubauer de 0.1 mm de profundidad, cámara de conteo Sedgwick-Rafter, microscopio compuesto, potenciómetro, refractómetro, termómetro, agua de mar filtrada a 1 micra, solución de lugol,	3 horas
9	Realizar cultivo semi-continuo de <i>Brachionus plicatilis</i> , mediante los procedimientos especificados en manuales para el cultivo semi-continuo de rotíferos, y considerando los factores abióticos críticos (pH, Temperatura), para asegurar la producción del alimento vivo para especies de importancia en la acuicultura, con una actitud crítica, propositiva y responsable.	Se llevará a cabo la producción de rotíferos en cultivo semi-continuo. Para esto, se cuantifica la muestra de rotíferos, se llena el frasco a un cuarto de su volumen con agua de mar tratada y se añaden los rotíferos a razón de 100 mL ⁻¹ . Se añade <i>Nannochloropsis</i> sp a razón de 100 a 150 x 10 ³ células/rotífero/día y se introduce aireación. Al día 1 y 2, el volumen del agua es duplicado y se ajusta el alimento a la concentración antes especificada. En el día 3 y 4, la mitad del volumen es cosechado a	Frascos Erlenmeyer de 1 L, pipetas graduadas de 10 mL, papel secante, tamiz de 70 micras, contador manual, cámara de conteo Neubauer de 0.1 mm de profundidad, cámara de conteo Sedgwick-Rafter, microscopio compuesto, potenciómetro, refractómetro, termómetro, agua de mar filtrada a 1 micra, solución de lugol,	3 horas

		<p>través de tamiz de 70 micras y el matraz es rellenado hasta 1 L con agua de mar y alimento.</p> <p>En el día 5, los matraces son completamente cosechados y la población total de rotíferos se cuantifica.</p>		
10	<p>Realizar la decapsulación de quistes de Artemia, para obtener nauplios mediante el proceso de desenquistamiento, con una actitud crítica, proactiva y propositiva, con responsabilidad y orden.</p>	<p>Se decapsularan quistes de Artemia, mediante el siguiente método: Se hidratan los quistes en agua dulce por 1-2 horas, después se colocan en un tamiz de 120 micrones y se lavan con agua dulce por un 1 minuto. Luego se colocan un frasco limpio y se adiciona una solución decapsuladora y se agita. Nuevamente se lava con agua dulce y después se lavan con ácido clorhídrico 0.1 N y luego con agua dulce de nuevo. Para finalizar se incuban en agua de mar durante toda la noche y se cosecha al siguiente día.</p>	<p>Quistes de Artemia, tamiz de 120 micras, balanza, frascos de 250 mL, frascos de 1 litro, planchas de agitación, agitadores magnéticos, pipetas de 10 mL, pizetas, agua destilada, agua de mar filtrada a 1 micra, cloro al 5-6 %, hidróxido de sodio, ácido clorhídrico 0.1 N. Recipientes para el cultivo de Artemia.</p>	3 horas
	<p>Realizar cultivos estáticos de Artemia, Tisochrysis lutea y Chaetoceros muelleri, aplicando los procedimientos de cuantificación a los cultivos, y evaluar el efecto de variables ambientales del cultivo de Artemia, para conocer la sobrevivencia de organismos utilizados por unidad de volumen, con una actitud crítica, analítica y responsable.</p>	<p>Se llevará a cabo un cultivo estático de Artemia, Tisochrysis lutea y Chaetoceros muelleri. Para las dos últimas especies se seguirá el protocolo especificado en las prácticas 1-4. Para el cultivo de Artemia se recolectarán en un tamiz de 100 micras los nauplios obtenidos del proceso de decapsulación de la práctica 10 y pasarlos a un recipiente con un volumen de agua de mar de 3 L. Después cuantificar 1 mL de muestra tanto de cultivos de</p>	<p>Microscopio compuesto, balanza. Solución de formaldehído al 4%, solución de lugol, alcohol etílico 96%, agua destilada, agua de mar filtrada a 1 micra.</p>	3 horas

		microalgas como de nauplios de Artemia. Se recogerán los nauplios y serán transferidos a un recipiente de cultivo a razón de 20×10^3 nauplios por litro de cultivo. Diario se añadirá alimento e introducirá aireación suave. A partir del 4 día renovar totalmente el agua de cultivo.		
	Realizar un cultivo estático de Artemia para observar los diferentes estadios de la historia de vida de estos organismos e identificar la diferenciación estructural, tiempo entre estadios y el tiempo de primera madurez sexual de Artemia, fertilidad, y su uso como alimento vivo para distintas especies en la industria de la acuicultura, con una actitud crítica, analítica y responsable.	Se identificarán los distintos estadios de desarrollo de la Artemia, para esto se documentaran diario los cambios observados en los organismos y se tomaran fotografías hasta que se llegue a la diferenciación sexual de caracteres externos.	Microscopio compuesto, guías para identificación de estadios de crecimiento de Artemia, Solución de formaldehído al 4%, solución de lugol, alcohol etílico 96%, agua destilada, agua de mar filtrada a 1 micra.	15 horas

VI. ESTRUCTURA DE LAS PRÁCTICAS DE CAMPO

No. de Práctica	Competencia	Descripción	Material de Apoyo	Duración
1	Comparar los sistemas de producción de microalgas de empresas que se dedican al cultivo y producción de bivalvos marinos con los del laboratorio docente, mediante la visita guiada y análisis de las diferencias, para contextualizar lo realizado y practicado durante el curso, con una actitud crítica, de observación y de respeto.	Visita a la empresa Oceánica. Se lleva a cabo una visita guiada por el personal técnico de la empresa, quien informa al alumno las técnicas de producción de microalgas y este a su vez realiza preguntas sobre los procedimientos de cultivo.	Operador de autobús, Autobús, gasolina, autoclave, nutrientes mayores y micronutrientes, cepa de microalgas, Matraz Erlenmeyer, Fernbach, garrafón de vidrio, columnas de fibra de vidrio (100 y 200 L).	8 horas

2	<p>Describir los procedimientos y las técnicas utilizadas para la producción de diatomeas bentónicas en empresas que se dedican al cultivo de abulón, mediante la visita guiada y cuestionamientos de procedimientos y prácticas, para reforzar los conocimientos adquiridos durante el curso, con una actitud crítica, de observación y de respeto.</p>	<p>Visita a la empresa Abulones cultivados S.A. y Productos Marinos Baja S.A. de C.V. Se realiza una visita guiada por el personal técnico de la empresa, quien informa al alumno las técnicas de producción de diatomeas bentónicas y su uso en la alimentación de post-larvas de abulón. El alumno realiza preguntas relacionadas sobre los procedimientos técnicos del cultivo de microalgas bentónicas.</p>	<p>Autobús, gasolina, operador de autobús, autoclave, nutrientes mayores y micronutrientes, cepa de microalga, Matraz Erlenmeyer, charolas de polipropileno.</p>	8 horas

VII. MÉTODO DE TRABAJO

Encuadre

El primer día de clase el docente debe establecer la forma de trabajo, criterios de evaluación, calidad de los trabajos académicos, derechos y obligaciones docente-alumno

Actividades docentes

El profesor prepara cada práctica para que el alumno use los conceptos y generalice los principios de cada actividad. En lo referente a las prácticas de campo, el docente programará visitas a centros acuícolas donde se lleven a cabo actividades de acuicultura comercial.

También, durante el desarrollo de las prácticas se incorporan organismos que son usados en la acuicultura y biotecnología para que el aprendizaje del alumno sea reflexivo y comparta su experiencia con sus compañeros sobre la(s) actividad(es) para integrar el conocimiento adquirido en un reporte final, con los componentes principales del método científico.

Al final de cada sesión se hará un análisis y síntesis de la posible utilidad de los conocimientos en el campo profesional del estudiante.

Actividades alumnos

Para la parte teórica, se realizará la exposición oral del contenido temático de cada unidad, haciendo uso de proyecciones en PowerPoint, videos y anotaciones en pizarrón. Asimismo, se introducirán actividades de aprendizaje mediante ejercicios cortos individuales o grupales, e interrogatorios múltiples sobre temas de actualidad.

Compartir su experiencia con sus compañeros.

En los centros acuícolas el alumno identificará y establecerá la comparación entre los procedimientos llevados a cabo en las granjas y aquellos desarrollados en las prácticas del laboratorio docente. Esta actividad permitirá fortalecer las competencias del educando en su formación en el ámbito de la acuicultura.

Conocer la infraestructura de los laboratorios comerciales y el grado de control que se tiene en los cultivos de apoyo para la producción comercial.

VIII. CRITERIOS DE EVALUACIÓN

Criterios de acreditación

- 80% de asistencia para tener derecho a examen ordinario y 40% de asistencia para tener derecho a examen extraordinario de acuerdo al Estatuto Escolar artículos 70 y 71.
- Calificación en escala del 0 al 100, con un mínimo aprobatorio de 60.

Criterios de evaluación

- 3 exámenes escritos.....	45%
- Reportes de laboratorio.....	35%
-Reporte de campo.....	5%
- Tareas.....	5%
- Evidencia de desempeño.....	10%
(Seminario de investigación sobre un tema relacionado con la biotecnología micro-algal)	
Total.....	100%

IX. REFERENCIAS

Básicas	Complementarias
<p>Guillard, R.R.L. (1975). Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: Smith, W.L. and M.H. Chanley (ed.). Culture of marine invertebrates animals. Plenum Publishing Corp. New York., pp.29-60 [Clásica]. (Disponible en Biblioteca-UABC).</p> <p>Se-Kwon, Kim. (2015). Handbook of marine microalgae: biotechnology advances. Elsevier, First edition. 585 p (Disponible en Biblioteca-UABC).</p> <p>Stein, J.R. (ed). (1973). Handbook of phycological methods. Culture methods and growth measurement. Cambridge University Press, Cambridge, 448 pp [Clásica] (Disponible en Biblioteca-UABC).</p> <p>Van Thang Duong, Boer Bao, y Peer M. Schenk. (2015). Oleaginous Microalgae Isolation and Screening for Lipid Productivity Using a Standard Protocol. En T.J. McGenity et al. (eds.), Hydrocarbon and Lipid Microbiology Protocols, Springer Protocols Handbooks, Springer-Verlag Berlin Heidelberg. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.).</p>	<p>Acien F.G., Fernández J.M., Magán J.J., González A, Molina E. (2012). Evaluación global de la producción de biocombustibles con microalgas: Establecimiento de capacidades, limitaciones y factores determinantes de la viabilidad del proceso Rev Latinoam. Biotecnol. Amb. Algal 3(1):40-58. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.).</p> <p>Chaloub, R. M., Motta, N. M. S., de Araujo, S. P., de Aguiar, P. F., & da Silva, A. F. (2015). Combined effects of irradiance, temperature and nitrate concentration on phycoerythrin content in the microalga Rhodomonas sp.(Cryptophyceae). Algal Research, 8: 89-94. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.).</p> <p>Li Fen Wu, Pei Chung Chen, Chi Mei Lee, (2013). The effects of nitrogen sources and temperature on cell growth and lipid accumulation of microalgae. International Biodeterioration Biodegradation. 85: 506-510. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.)</p> <p>Liu, G., Qiao, L., Zhang, H., Zhao, D., & Su, X. (2014). The effects of illumination factors on the growth and HCO₃⁻ fixation of microalgae in an experiment culture system. Energy, 7(8): 40-47. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.)</p> <p>Wa Iba, Michael A. Rice y Gary H. Wikfors. Microalgae in Eastern Pacific White Shrimp, Litopenaeus vannamei (Boone 1931) hatcheries: A Review on Roles and Culture Environments. Asian Fisheries Science 27: 212-233. (Disponible para consulta en E22-IIO-UABC, cubículo B101.).</p>

X. PERFIL DEL DOCENTE

El docente de esta asignatura deberá poseer licenciatura de Acuicultura o área afín, preferentemente posgrado en ciencias del mar, o experiencia probada en el área. Además, deberá contar con experiencia docente y ser una persona responsable, proactiva y tolerante.