

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

The seal is circular with a grey border containing the Latin text "ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER CETERAS CIBIS CONSPICUA CAROLINA". The central image depicts a figure on a horse, a castle, and a lion, set against a background of a globe and mountains.

Desarrollo de cultivos de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* en el Laboratorio Experimental de Acuicultura -LEDA-, Valparaíso, Chile.

**Presentado por:
Otto Fernando Hernández Hernández**

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura.**

Guatemala, febrero de 2017

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**



Desarrollo de cultivos de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* en el Laboratorio Experimental de Acuicultura -LEDA-, Valparaíso, Chile.

**Presentado por:
Otto Fernando Hernández Hernández**

Carné No. 201343931

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura.**

Guatemala, febrero de 2017

Universidad de San Carlos de Guatemala.
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura.

Consejo Directivo.

Presidente	M.Sc. Héctor Leonel Carrillo Ovalle
Secretaria	M.Sc. Kahtya Iturbide Dormon
Representantes Docentes	M.A. Olga Marina Sánchez Cardona M.Sc. Erick Roderico Villagrán Colón
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios v Zootecnistas.	M.Sc. Adrián Mauricio Castro López
Representantes Estudiantiles	T.A. María Alejandra Paz Velásquez. Br. Marcos Estuardo Ponciano Núñez



USAC
TRICENTENARIA
Universidad de San Carlos de Guatemala



Coordinación Académica
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura

El Coordinador Académico del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura -CEMA-, después de conocer el dictamen del Profesor del curso M.Sc. Erick Roderico Villagrán Colón, al informe de la Práctica Profesional Supervisada, del estudiante universitario Otto Fernando Hernández Hernández, titulado “Desarrollo de cultivos de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* en el Laboratorio Experimental de Acuicultura -LEDA-, Valparaíso, Chile,” da por este medio su aprobación a dicho trabajo y autoriza su impresión.

ID Y ENSEÑAD A TODOS

M.Sc. Luis Francisco Franco Cabrera
Coordinador Académico



Guatemala, febrero 2017

ACTO QUE DEDICO

A Dios	Por ser el pilar fundamental de mi vida, mi fortaleza y darme una vida tan perfecta.
A mis padres	Por ser mis guías, por darme todo su amor y apoyo incondicional, gracias por creer en mí.
A mi hermana	Por ser parte esencial de mi crecimiento como persona.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad San Carlos de Guatemala, por permitirme realizar mi carrera profesional en esta magna casa de estudios.

Al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura, por brindarme el apoyo y conocimientos para mi formación profesional.

A la Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, al personal administrativo y colaboradores, por todo el apoyo recibido para la realización de mis prácticas en tan distinguida casa de estudios.

A las Ingenieras Constanza Del Pilar Low Guerra y Fernanda Andrea Salinas Espinoza, por todo el apoyo, los conocimientos y la sabiduría brindada a lo largo de mis prácticas.

A mis amigos, por su apoyo, su aliento y por todas las aventuras que hemos vivido juntos.

RESUMEN

La PPS se realizó en el Laboratorio Experimental de Acuicultura de La Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, ubicada en la quinta región o región de Valparaíso, Chile, en el área de microscopía, cultivos de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata*.

En el laboratorio se desarrollan cultivos continuos de cepas puras a pequeña escala y altas densidades con el objeto de tener disponibilidad de dicho recurso para el desarrollo de prácticas y proyectos realizados por los estudiantes de la carrera de ingeniería en acuicultura y estudiantes que optan por una maestría. Por esta razón se realizan múltiples ensayos referentes a las densidades alcanzadas en un tiempo determinado, observando las curvas de crecimiento y haciendo una comparación de las mismas, además de observar el rendimiento obtenido con distintas concentraciones de medio.

Durante las prácticas se realizaron cada una de las actividades ya mencionadas, además de desarrollar un proyecto utilizando como base las microalgas ya cultivadas, por lo que se desarrolló un cultivo de *Artemia salina*.

Se utilizaron los cultivos de microalgas como alimento para la Artemia, empleando en cada ensayo porcentajes distintos de *Tetraselmis suecica* y *nannochloropsis oculata*, con el objetivo de llevar a las Artemias a fase adulta y obtener la reproducción de las mismas.

ÍNDICE DE CONTENIDO

1. INTRODUCCION.....	9
2. OBJETIVOS.....	10
1.1 Objetivo general.....	10
1.2 Objetivos específicos.....	10
3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA UNIDAD DE PRÁCTICA.....	11
3.1 Ubicación geográfica.....	11
3.2 Condiciones climáticas.....	13
3.2.1 Clima de estepa cálido:.....	13
3.2.2 Clima templado de tipo mediterráneo costero:.....	13
3.2.3 Clima templado de tipo mediterráneo cálido:.....	14
3.2.4 Clima frío de altura:.....	14
3.3 Actividades principales de la Unidad de Práctica.....	14
3.4 Infraestructura.....	15
3.5 Equipo.....	15
3.6 Recursos naturales disponibles.....	16
3.6.1 Fuente de Agua.....	16
4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS.....	17
5 Desarrollo de Cultivos de <i>Tetraselmis suecica</i> y <i>Nannochloropsis oculata</i> como alimento vivo para <i>Artemia salina</i>	17
5.1 Descripción de las actividades realizadas.....	17
6. CONCLUSIONES.....	27
7. RECOMENDACIONES.....	28
8. BIBLIOGRAFÍA.....	29
9. ANEXOS.....	30

ÍNCIDE DE FIGURAS

Figura No.1	11
Figura No.2.....	12
Figura No.3.....	16
Figura No.4.....	17
Figura No.5.....	18
Figura No.6.....	19
Figura No.7.....	19
Figura No.8.....	20
Figura No.9.....	20
Figura No.10.....	21
Figura No.11.....	23
Figura No.12.....	23
Figura No.13.....	24
Figura No.14.....	25
Figura No. 15.....	26

INTRODUCCION

Las microalgas son necesarias para la nutrición de larvas de distintos organismos acuáticos como moluscos, crustáceos, peces e incluso presas vivas (zooplancton) utilizadas en el cultivo como alimento vivo (Beacker, 2006, Ponis et al., 2006, Holme et al., 2009). Actualmente, la industria acuícola considera como un aspecto importante el componente nutricional del alimento vivo, ya que representa una parte importante de la cadena alimenticia de los organismos en cultivo. La producción de zooplancton y microalgas a gran escala resulta dificultosa, ya que el medio para su cultivo debe cubrir todos los requerimientos nutricionales que permitan la composición química óptima del alimento vivo.

El cultivo de microalgas y zooplancton como alimento vivo es una limitante en la industria de la acuicultura cuando se refiere a la disponibilidad del alimento y el alto costo para la producción de estos. Es por esto que se recomienda evaluar suplementos de microalgas y zooplancton frescos que sean rentables y que simplifiquen los procedimientos de cultivo de larvas (D'souza et al., 2002).

Hoy en día, los nauplios de artemia salina constituyen no solo el mejor, sino que en muchos casos son también el único tipo de alimento vivo válido para los primeros estadios larvales de la mayoría de las especies de peces y crustáceos cultivados. Además de esto y a pesar de que se han ensayado numerosas dietas artificiales, las larvas metanauplios así como los adultos de artemia constituyen el mejor alimento para el cultivo de alevines de peces y postlarvas de crustáceos.

Por ello es importante realizar evaluaciones y distintos ensayos que puedan facilitar y hacer más rentable el desarrollo de estos cultivos.

1. OBJETIVOS

1.1 Objetivo general

Confrontar al estudiante con el ambiente de trabajo de la carrera de Técnico en Acuicultura, a través de una práctica directa, en un contexto institucional o empresarial.

1.2 Objetivos específicos

2.2.1 Proveer al estudiante la oportunidad de participar en actividades reales propias de la acuicultura, pesca y/o manejo de los recursos hidrobiológicos.

2.2.2 Retroalimentar el proceso de enseñanza-aprendizaje del estudiante, mediante la integración de los conocimientos y experiencias teórico-prácticas adquiridas.

2.2.3 Propiciar el desarrollo y ejercicio de los valores morales y éticos del estudiante en el desempeño profesional.

2. DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA UNIDAD DE PRÁCTICA.

3.1 Ubicación geográfica.

El Laboratorio Experimental de Acuicultura, se encuentra ubicado en las instalaciones de la Escuela de Ciencias del Mar en Altamirano 1457, Valparaíso, Región de Valparaíso, Chile (Figura No.1).



Figura No.1 Ubicación geográfica Escuela de Ciencias del Mar

Fuente: Google Maps (2015).

La Región de Valparaíso (V) se sitúa entre los 32° 02' y 33° 57' de latitud sur y entre los meridianos 70° y 72° W. Ubicada en la zona central de Chile, al norte limita con la Región de Coquimbo, al sudeste con la Región Metropolitana y en su extremo sur con la Región del Libertador General Bernardo O'higgins; en los límites este y oeste se encuentra referenciada por el límite nacional con Argentina ubicado en el gran macizo de la Cordillera de Los Andes y por el Océano Pacífico, respectivamente.

Esta región cuenta con una superficie total de 16,396.10 Km² que representa el 0,8% del territorio nacional, y un 2,1% del territorio nacional sudamericano. De esta superficie, 394 km²

corresponden a territorio insular compuesto por las islas de Pascua, Sala y Gómez, San Félix y San Ambrosio, y el Archipiélago Juan Fernández compuesto por las islas Alejandro Selkirk, Robinson Crusoe y Santa Clara.

La región presenta una transición en relieve y clima, donde se pasa de un semiárido o estepárico cálido a templado de tipo mediterráneo. Su vegetación es variada debido a la mayor presencia de humedad y de un relieve que permite el desarrollo de sistemas hidrográficos de tipo andino y costero.

La Región de Valparaíso es una de las más importantes en diversos aspectos. En sus límites acoge una de las áreas urbanas más importantes del país: la conurbación Valparaíso-Viña del Mar. Además de ello, la región posee dos importantes puertos de embarque de diversos tipos de productos chilenos de exportación: Valparaíso y San Antonio. Además, en la ciudad de Valparaíso se encuentra la sede del Poder Legislativo: el Congreso Nacional(Figura No.2).

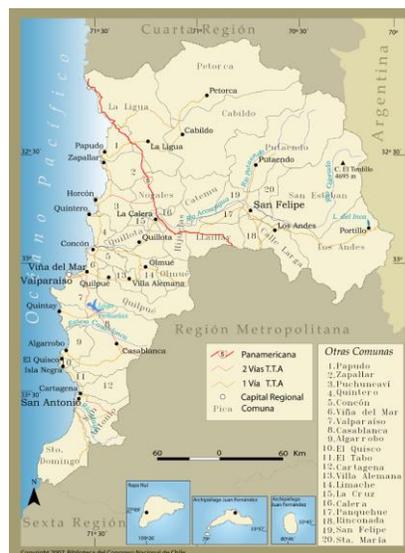


Figura No.2 Ubicación geográfica de la V Región o Región de Valparaíso.

Fuente: Biblioteca Del Congreso Nacional de Chile/BCN

3.2 Condiciones climáticas.

Desde el punto de vista climático, la Región de Valparaíso presenta un clima templado mediterráneo, pero con algunas variaciones. Así como la semiaridez se presenta hacia el norte del río Aconcagua, es más húmedo o mediterráneo costero en el litoral y frío de altura hacia la cordillera.

Tanto el Océano Pacífico, en general, como la corriente de Humboldt, en particular, condicionan en gran medida la conducta de los elementos climáticos de la región. Las direcciones predominantes de los vientos, todas de componente oceánico y portadoras de humedad, explican la constante presencia de este factor en el clima regional.

El carácter frío de la corriente de Humboldt determina la existencia permanente de una banda de bajas temperaturas vecinas a la costa, contribuyendo al descenso de las temperaturas continentales.

En general se distinguen cuatro tipos de climas:

3.2.1 Clima de estepa cálido: Ubicado al norte del río Aconcagua, se caracteriza por la escasa humedad atmosférica, cielos despejados y luminosidad alta, fuerte oscilación térmica diaria y temperaturas media anuales de 15° C. Las precipitaciones alcanzan de 150 a 200 mm al año.

3.2.2 Clima templado de tipo mediterráneo costero: Se presenta en toda la costa de la región y su influencia llega hasta el interior por medio de los valles. Las variaciones de temperaturas son menores por el influjo del océano, siendo más parejas durante el año con un promedio anual de 14°. La humedad relativa es alta con un 75% y las precipitaciones son más abundantes alcanzando unos 450 mm.

3.2.3 Clima templado de tipo mediterráneo cálido: Este clima se desarrolla desde el valle del río Aconcagua hacia el sur. Se caracteriza principalmente por ser más seco y con una variación térmica mayor que en la costa. La temperatura media anual es de 15,5° C y las precipitaciones aumentan con la altitud variando desde unos 250 mm hasta 300 mm.

3.2.4 Clima frío de altura: Se ubica en la Cordillera de los Andes por sobre los 3.000 metros de altura. Hay un predominio de bajas temperaturas y de precipitaciones sólidas, especialmente en invierno.

3.3 Actividades principales de la Unidad de Práctica.

El Laboratorio experimental de acuicultura (LEDA), es una unidad de la Escuela de Ciencias del Mar (ECM), de la Facultad de Recursos Naturales (FRN) de la Pontificia Universidad Católica de Valparaíso (PUCV), el cual tiene como objetivos:

3.3.1 Objetivo No.1: Apoyar con su infraestructura, equipamiento y personal las actividades de docencia, investigación y extensión de la Escuela de Ciencias del Mar y de otras unidades académicas de la PUCV.

3.3.2 Objetivo No.2: Entregar servicios relacionados a la acuicultura a instituciones públicas o privadas externas de la PUCV.

Por lo que sus actividades principales varían según los proyectos que los usuarios de esta unidad estén realizando en un lapso de tiempo determinado.

3.4 Infraestructura

El laboratorio cuenta con tres grandes divisiones, el laboratorio de microscopía, el laboratorio de bioensayo y dos áreas abarcadas por sistemas de recirculación.

El laboratorio de microscopía es un área cerrada totalmente independiente, la cual ofrece las ventajas de mantener un mayor control sobre la temperatura ambiente y la inocuidad de los cultivos a realizar en estas instalaciones. Por otro lado el laboratorio de bioensayo, aunque tiene la capacidad de mantener una temperatura controlada, se encuentra ligado estructuralmente con los sistemas de recirculación, lo que limita la inocuidad de sus cultivos. Cada uno de ellos debidamente equipado con unidades experimentales de menor dimensión.

Existen dos sistemas de recirculación:

3.4.1 Sistema de agua de mar: es un sistema de flujo semicerrado y consta de 26 estanques de 80L. de capacidad, totalmente independientes y con aireación constante. El agua que ingresa al sistema, es filtrada mecánicamente (300 μm) y acopiada en un estanque de 7000 L., generando una tasa de recambio de 3 veces al día.

3.4.2 Sistema de agua dulce: consta de dos estanques de acopio de 2,000L cada uno, los cuales alimentan a 20 estanques rotomoldeados de 80L. de capacidad de forma independiente y con aireación constante. El agua de descarga, es tratada con filtración mecánica (300 micras), microfiltración (50 micras), esterilización (filtro UV) y biofiltración. La tasa de recambio de agua de los estanques es de 3 veces al día.

3.5 Equipo

El laboratorio cuenta con todo el equipo necesario para llevar a cabo los procedimientos que requiera cada usuario de dicha unidad. Según el proyecto de interés, el estudiante puede hacer uso de cualquiera de las divisiones ya mencionadas.

El laboratorio de microscopía cuenta con una campana extractora, una cámara bioref,

refrigerador, mecheros, microscopios, estereoscopios, área de lavado de equipo, cristalería y equipo de unidades experimentales menores.

El laboratorio de bioensayo cuenta con autoclave, sistemas de monitoreo de parámetros físico-químicos, blower con un sistema cerrado de oxígeno, climatizador, agua filtrada hasta 300 μ m, cristalería y accesorios para la construcción de diversos sistemas.

El LEDA es abastecido por una bomba que capta el agua del mar y otra para subir el agua dulce al acopio de todo el sistema.

3.6 Recursos naturales disponibles

3.6.1 Fuente de Agua

El laboratorio se abastece de agua de mar por medio del bombeo directo desde el mar hasta el acopio que se encuentra en la parte superior del laboratorio. El agua dulce es bombeada hacia otro acopio que se encuentra situado en el mismo lugar la cual es captada desde la tubería del servicio público (Figura No.3).



Figura No.3 Reservorios de agua dulce y agua de mar.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

3. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS

4.1 Organigrama



Figura No.4 Organigrama

Fuente: Trabajo de campo (2016).

5 Desarrollo de Cultivos de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* como alimento vivo para *Artemia salina*.

5.1 Descripción de las actividades realizadas

Debido al carácter experimental de la unidad de práctica se asignó el desarrollo de dos proyectos los cuales fueron: realizar cultivos puros de microalgas *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* hasta un volumen máximo de 5L y desarrollar un cultivo de *Artemia salina* utilizando las microalgas cultivadas como alimento vivo hasta alcanzar una talla de reproductores.

5.1.1 Cultivo de Microalgas

En el laboratorio de microscopia se realizan cultivos a pequeña escala de *Tetraselmis suecica* y *Nannochloropsis oculata* los cuales tienen como objeto enseñar a los estudiantes las técnicas apropiadas para realizar repliques y conservar de cepas puras. Por lo que se le dio seguimiento a los cultivos ya existentes hasta llevarlos a volúmenes de 5L, además de dar inicio a nuevos cultivos de estas mismas especies.

Para iniciar nuevos cultivos se utilizaron placas de agar con cepas puras de las cuales se tomaron muestras y se realizaron siembras en tubos de ensayo de 5ml, replicándolos de forma consecutiva a Erlenmeyer de 250ml, 2L y 5L al alcanzar la fase estacionaria del cultivo, lo cual se corroboraba al realizar conteos diarios para observar el crecimiento del cultivo y era representado en curvas de crecimiento relacionando la densidad del cultivo alcanzada en un tiempo determinado.

Se tomó una muestra de microalgas de las placas de agar, utilizando una cámara extractora con el fin de evitar la contaminación del cultivo, se sembró en tubos de ensayo de 5mL, los cuales eran agitados diariamente para mantener una mezcla homogénea de las microalgas y que estas se mantuvieran suspendidas para una mayor recepción de luz y por ende, mayor crecimiento del cultivo (Figura No.5).



Figura No.5 Placas de Agar para conserva de cepas puras de *Tetraselmis suecica*.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

Estos tubos se almacenaban en una cámara de bioref por un tiempo aproximado de una semana antes de ser replicados a volúmenes mayores (Figura No.6).



Figura No.6 Cultivo inicial de microalgas en tubos de ensayo de 5 mL

Fuente: Trabajo de campo (2016)

Se realizaban conteos diarios de microalgas utilizando la cámara de Neubauer para evaluar la densidad, observar el comportamiento y la fase del cultivo, de este modo podíamos determinar el momento adecuado para llevar a cabo los repiques (Figura No.7).

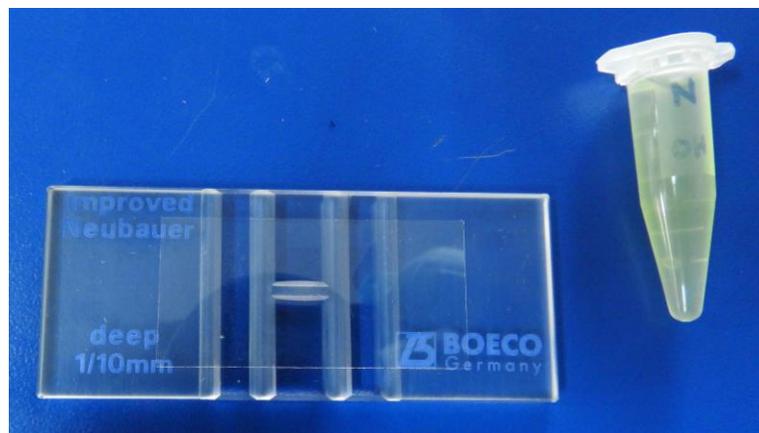


Figura No.7 Cámara de Neubauer utilizada para conteos de microalgas

Fuente: Trabajo de campo (2016)

Pasadas tres semanas se obtenían cultivos de 5L, de los cuales se cosechaba un 2% diario, para ser empleado como alimento vivo (Figura No.8).



Figura No.8 Cultivos de microalgas de 5L, en cámara bioref.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

Por último se preparaban placas de agar agar enriquecido con medio F2 de Gillard modificado en doble concentración en las cuales se sembraban gotas del cultivo final de cepas puras para conservarlas (Figura No.9).



Figura No.9 Preparación de placas de agar para conserva de cepas puras.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

5.1.2 Cultivo de *Artemia salina*

El siguiente procedimiento fue empleado con la finalidad de obtener nauplios de *Artemia* sp. Los cuales pueden emplearse como alimento para diversas especies de interés acuícola, a su vez fue enfocado en una producción a pequeña escala y puede ser modificado en el futuro según la intensidad de cultivo que se desee, siendo únicamente una herramienta base para el cultivo de *Artemia* sp.

En el cultivo de *Artemia* se recomienda la utilización de recipientes con fondo en forma de embudo con el fin de conseguir un medio homogéneo a través de un burbujeo de aire desde el fondo del tanque (Sorgeloos et al., 1977), el cual favorecerá el hinchamiento de los quistes en el momento de la hidratación, al igual que un mayor contacto en la aplicación de la solución decapsulante y la alimentación de los nauplios.

Por lo tanto es importante que el eclosionador cuente con una llave reguladora de flujo de aire, un filtro de 20µm y una cobertura, para evitar la contaminación del cultivo (Figura No.10).



Figura No.10 Eclosionador artesanal utilizado para el cultivo de *Artemia*.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

5.1.2.1 Procedimiento

A continuación se describe el procedimiento empleado para la hidratación, decapsulación e incubación de Artemia a pequeña escala.

5.1.2.2 Hidratación de quistes

Se observaron al microscopio los quistes de Artemia, estos deben tener una forma de media esfera, lo cual asegura que estos no han sido afectados por la humedad y se encuentran viables.

Se llenó el eclosionador con 1,000 ml de agua destilada y agregó 0.5g de quistes de artemia con aireación controlada, asegurándose que los quistes quedaran suspendidos en la columna de agua, mas no pegados en las paredes del eclosionador por un periodo de una a dos horas.

Para determinar el tiempo adecuado de hidratación estos debían ser observados al microscopio al acercarse el tiempo estipulado, ya que en dicho momento los quistes se verían con una forma esférica y estarían listos para ser decapsulados. Una eliminación completa del corion se puede lograr únicamente cuando los quistes son esféricos; en la mayoría de las cepas la hidratación completa se logra tras 2 horas de incubación en agua dulce o salada a 25°C (el tiempo de hidratación se incrementa cuando disminuye la temperatura y aumenta la salinidad), por ello el tiempo puede ser variable.

Por último, se vació el eclosionador tamizando los quistes con una luz de malla de 20µm para efectuar el siguiente paso.

5.1.2.3 Decapsulación de quistes

El corion es una dura capa externa de color marrón oscuro (Figura No.11) la cual puede ser eliminada sin afectar la viabilidad del embrión por medio de una exposición, de corta duración, de los quistes hidratados a una solución de hipoclorito, un proceso que se ha denominado decapsulación de los quistes (Sorgeloos et al., 1977). Dicho proceso se realiza debido a que los quistes no eclosionados y las cáscaras vacías, causan a menudo, efectos perniciosos cuando son ingeridos por el predador; ya que al no ser digeridos pueden causar la obstrucción del tubo

digestivo (Sorgeloos et al., 1977). Por otra parte como las cáscaras de los quistes están cargadas de bacterias (Wheeler et al., 1979) pueden ocurrir infecciones en los cultivos de peces y crustáceos, tras la adición de una mezcla de quistes (ó cáscaras) y nauplios.

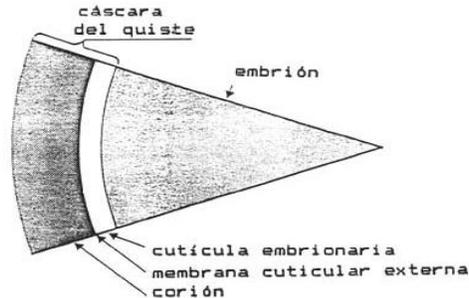


Figura No.11 Ultra estructura de los quistes de Artemia

Fuente: Manual para el cultivo y uso de Artemia en acuicultura

En el eclosionador, se diluyó el hipoclorito de sodio comercial con agua de la llave, en una relación de 1:2 y se colocaron con la ayuda de la pisetalos quistes de Artemia que fuerontamizados en el paso anterior en una relación de 0.5g de quistes por cada 1,000 mL de la solución realizada. Es importante que la aireación sea controlada y constante, asegurándose nuevamente que los quistes quedaran suspendidos en la columna de agua, mas no pegados en las paredes del eclosionador por un periodo de 5 a 10 minutos aproximadamente, este periodo dependería del cambio de tonalidad de los quistes de café a naranja intenso (Figura No.12), lo cual indica que estos han perdido parte del corion.



Figura No.12 Cambio de tonalidad en quistes de Artemia post decapsulación.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

Se tamizaron los quistes al adquirir el tono naranja utilizando una luz de malla de 20 μ m y se enjuagaron en la misma con agua de la llave hasta que estos perdieron el olor a cloro comercial (Figura No.13), de igual forma se enjuagó el eclosionador para posteriormente incubar los quistes.



Figura No.13 Enjuague de quistes de Artemia decapsulados

Fuente: Trabajo de campo (2016)

5.1.2.4 Incubación

Se colocaron los quistes perfectamente enjuagados en el eclosionador a una relación de 0.5g por cada 500 mL de agua de mar a 35 ppm de salinidad previamente filtrada, con aireación e iluminación controlada a una temperatura de 22°C.

Pasadas 48 a 72 horas se observó una acumulación de desechos del corion y de quistes no eclosionados, los cuales se acumularon en la parte baja del eclosionador, quedando a lo largo de la columna de agua los nauplios de nado libre.

Debido al método de decapsulación aplicado estos desechos quedarán adheridos a las paredes del eclosionador (Figura No.14), facilitando así la extracción de los nauplios sin los desechos.

Los nauplios deben ser acumulados en un tamiz de 20 μ m para realizar un recambio total del agua en el eclosionador, esto con el fin de prevenir la contaminación de los tanques de cultivo con glicerol, metabolitos de eclosión y bacterias (Sorgeloos et al., 1977).

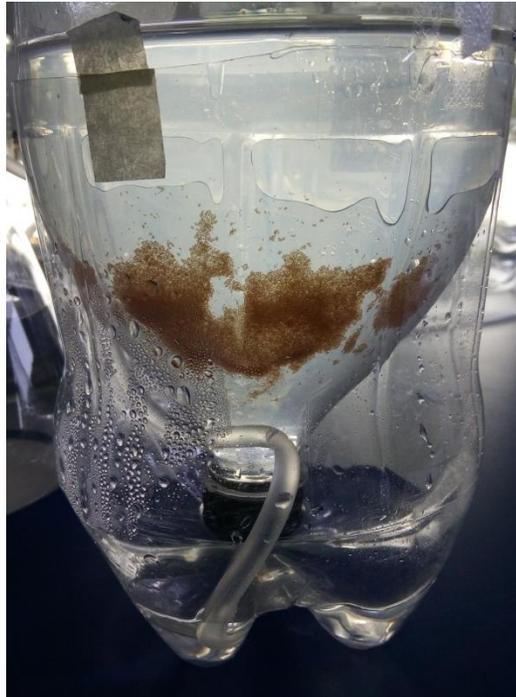


Figura No.14 Desechos de la decapsulación de quistes de Artemia

Fuente: Trabajo de campo (2016)

En contraste con el amplio uso de los nauplios como alimento, la utilización de Artemia pre-engordada y adulta es muy limitada. Razones evidentes para esto son la disponibilidad en todo el mundo de quistes almacenables, mientras que la disponibilidad comercial de adultos está muy restringida y su costo muy elevado (Lai y Lavens, 1986). Sin embargo existen argumentos que apoyan el uso de tallas mayores como alimento.

Al comparar el valor nutricional de los nauplios recién eclosionados al de un adulto, esta es superior, ya que su contenido proteico aumenta desde una media del 47% en los nauplios hasta 60% en los adultos, además de que la calidad proteica es superior ya que estos son ricos en todos los aminoácidos esenciales. El exoesqueleto de la artemia adulta es extremadamente delgado, lo que facilita la digestión del animal completo por los predadores. Sin embargo a pesar de los

argumentos presentados y que el tamaño de la presa ha sido uno de los primeros criterios para cambiar del nauplio a la Artemia juvenil y/o adulta, únicamente durante los últimos años se han desarrollado técnicas para la producción en masa de preadultos a adultos. Por lo que el siguiente procedimiento se realizó de forma experimental y puede ser ampliamente modificado, basado en la densidad del cultivo de Artemias y las especies de microalgas disponibles como alimento.

Para su mantenimiento se adicionó un porcentaje de microalgas basado en la densidad del cultivo de Artemias, la densidad de microalgas y las especies empleadas. Además se evaluó la tasa de filtración de las Artemias y se adicionaba alimento en el momento que el agua se volvía translúcida, realizando recambios al observar exceso de desechos.

Estos procesos fueron realizados hasta alcanzar la etapa adulta, aumentando el alimento en su fase reproductiva para conseguir la reproducción de estas.



Figura No. 15 Artemias adultas en fase reproductiva.

Fuente: Trabajo de campo (2016)

6. CONCLUSIONES

- En esta unidad tiene como objetivo apoyar con su infraestructura, equipamiento y personal las actividades de docencia, investigación y extensión de la Escuela de Ciencias del Mar y de otras unidades académicas de la PUCV.
- Se realizan análisis y ensayos de carácter experimental con el fin probar y generar nuevas tecnologías.
- Se aplican todos los conocimientos obtenidos para la implementación de nuevos sistemas que contribuyan con nuevos datos que puedan ser utilizados en la generación de nuevas tecnologías y métodos de cultivo.
- El cultivo de Artemia puede ser realizado con diversas metodologías las cuales serán acorde a la densidad del cultivo.

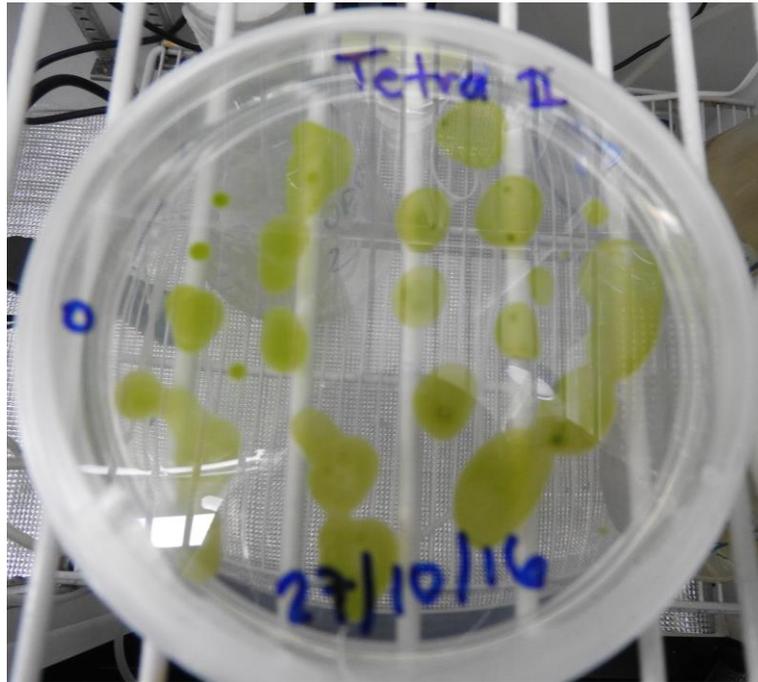
7. RECOMENDACIONES

- Incrementar las horas de trabajo práctico durante las clases impartidas en la unidad académica, en las que se desarrollen cultivos de distintos organismos y se integren nuevas técnicas de cultivo.
- Fomentar la experimentación de modo que los estudiantes adquieran nuevos conocimientos a través de la práctica y desarrollen nuevos métodos de cultivo.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Bardach, J. E., Rhyter, J. H., y McLarney, W. D. (1972). *Aquaculture: The farming and husbandry of freshwater and marine animals*. New York: Wiley-Interscience.
2. Becker, W. (2006). Handbook of microalgal culture: Biotechnology and applied phycology. **In** Richmond, A. (Ed.), *The nutritional value of micropalgae for aquaculture*, (pp. 380-391). Israel: Wiley-Blackwell.
3. Botsford, L. W., Rauch, H. E., y Schleser, R. A. (1874). *Applications of optimization theory to the economics of aquaculture*. Louisiana: Baton Rouge.
4. D'souza, F., Knuckey, R., Hohmann, S., y Pendrey, R. (2002). Flocculated microalgae concentrates as diets for larvae of the tiger prawn *Penaeus monodon* (Fabricius). *Aquaculture Nutrition*, 8, 113–120.
5. Holme, M., Zeng, H., y Southgate, P. (2009). A review of recent progress toward development of a formulated microbound diet for mud crab, *Scylla serrata*, larvae and their nutritional requirements. *Aquaculture*, 286, 164-175.
6. Lai, L., y Lavens, P. (1986). *Report of workshop: Artemia as a business perspective*. Bélgica: Wetteren Belgium.
7. Ponis, E., Probert, I., Véron, B., Le Coz, J., Mathieu, M., y Robert, R. (2006). Nutritional value of six Pavlovophyceae for *Crassostrea gigas* and *Pecten maximus* larvae. *Aquaculture*, 254, 544-553.
8. Sorgeloos, P., Baeza-Mesa, M., Claus, C., Vandeputte, G., Benijts, F., Persoone, G., y Versichele, D. (1977). *Artemia salina as life food in aquaculture*. Bélgica: Bredene Belgium.
9. Wheeler, R., Yudin, A. I., y Clark, W. H. (1979). *Hatching events in the cysts of artemia salina*. California: Elsevier B.V.

9. ANEXOS



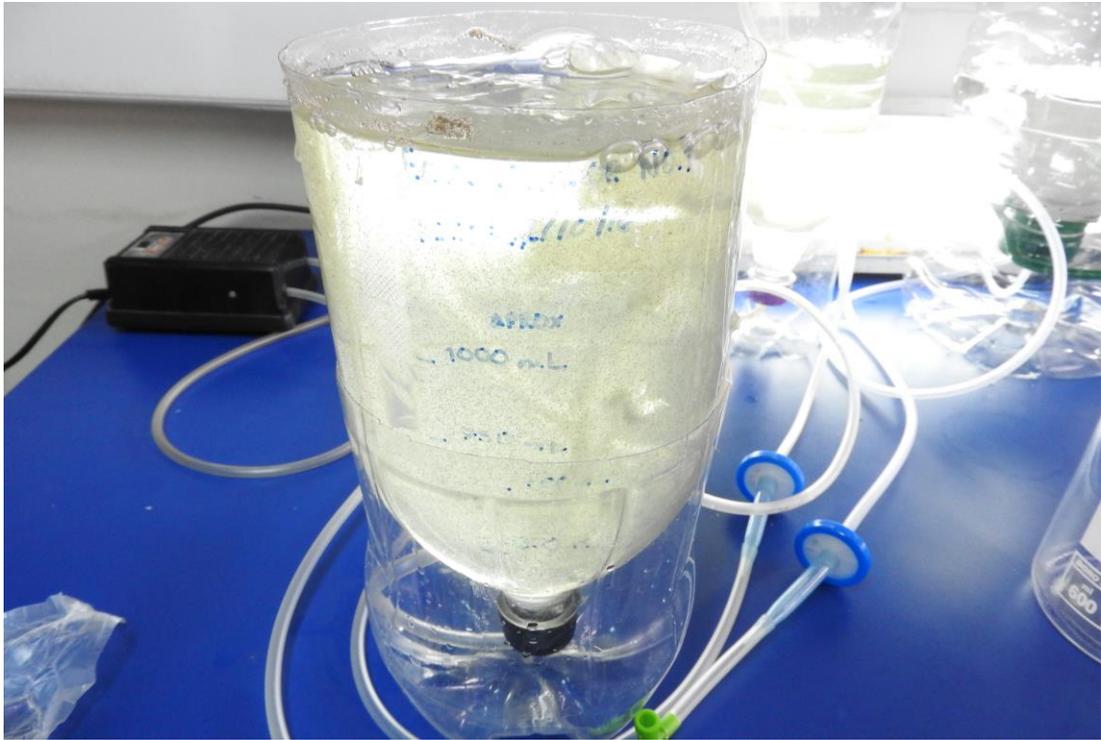
Anexo 9.1 Placas de agar con *Tetraselmis suecica*

Fuente: Trabajo de campo (2016)



Anexo 9.2 *Artemia salina* adulta en fase reproductiva

Fuente: Trabajo de campo (2016)



Anexo 9.3 Nauplios recién eclosionados

Fuente: Trabajo de campo (2016)



Anexo 9.4 Hidratación de quistes de Artemia salina Fuente: Trabajo de campo (2016)



Anexo 9.5 Muestras de microalgas para muestreo

Fuente: Trabajo de campo (2016)



Anexo 9.6 Cultivos de 5L de *Tertraselmis suecica*

Fuente: Trabajo de campo (2016)