

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE SINALOA

PROGRAMA ACADÉMICO DE INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA.

SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO



MEMORIA DEL SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO

REALIZADO EN LA FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR.

CICLO: 2014

PERIODO:

[Fecha de inicio (21/05/2014) y fecha de terminación (30/10/2014)]

ELABORADO POR:

Coss Navarrete Evelia Lorena

RESPONSABLE DEL SSU

M.C. Víctor Alfonso Rodríguez

PROFESOR ENCARGADO

Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva

Mazatlán, Sinaloa, 27 de Noviembre del 2014

DIRECTORIO

DR. LEONARDO GERMAN GANDARILLA
RECTOR

M.C. JOSÉ ISIDRO OSUNA LÓPEZ
SECRETARIO ACADÉMICO

LIC. BEATRIZ GUADALUPE ZUÑIGA VIZCARRA
SECRETARIA ADMINISTRATIVA

M.C. VICTOR ALFONSO RODRÍGUEZ
DIRECTOR DE PROGRAMA ACADÉMICO DE INGENIERÍA EN
BIOTECNOLOGÍA.

LIC. NUBIA VANESSA FÉLIX VALENZUELA
DIRECTORA DE VINCULACIÓN, DIFUSIÓN Y EXTENSIÓN
UNIVERSITARIA

ÍNDICE.

INTRODUCCIÓN.	1
CAPÍTULO I. INFORMACIÓN BÁSICA SOBRE EL ORGANISMO RECEPTOR DEL SERVICIO SOCIAL.	2
1. ASPECTO HISTÓRICO.	2
2. ASPECTO ORGANIZACIONAL.	5
2.1. ORGANIGRAMA.	5
2.2 OBJETIVO GENERAL DE LA INSTITUCIÓN.	6
3. ASPECTO GEOGRÁFICO.	7
CAPÍTULO II. ACERCA DE LA REALIZACIÓN DEL SERVICIO SOCIAL.	8
1. PROBLEMÁTICA DETECTADA Y JERARQUIZADA.	8
2. PROGRAMA O PROYECTO DE TRABAJO.	8
3. DESCRIPCIÓN DE LAS ACTIVIDADES REALIZADAS.	9
3.1 OBJETIVOS GENERALES.	9
3.2. ESTANDARIZACIÓN DE LAS TÉCNICAS BIOQUÍMICAS Y COMPARACIÓN DE TÉCNICAS EN EL ANÁLISIS CUANTITATIVO DE PROTEÍNAS Y LÍPIDOS EN TEJIDOS DE LA MACROALGA <i>ULVA SP.</i>	10
3.2.1. Determinación de Proteínas	10
3.2.1.1. Método de Lowry, et al. (1951)	10
3.2.1.2. Método de Bradford (1976)	13
3.2.2. Determinación de Lípidos	14
3.2.2.1 Método de Bligh & Dyger (1959)	14
3.3. ANÁLISIS Y CARACTERIZACIÓN DE LOS HEMOCITOS DEL OSTIÓN DE PLACER (<i>CRASSOSTREA CORTEZIENSIS</i>).	15
3.3.1. Análisis y caracterización de hemocitos utilizando el programa Image Pro	15
3.4. ACTIVIDADES EXTRAS	17
3.4.1. Recolección de muestras de los estanques	17
3.4.2. Análisis estructural de Ulva sp.	19
4. RESULTADOS OBTENIDOS.	20
4.1. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga Ulva sp.	20
4.1.1. Método de Lowry, et al (1959)	20
4.1.2. Método de Bradford (1976)	21
4.1.3. Método de Bligh & Dyger (1959)	23
4.2. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (<i>Crassostrea corteziensis</i>).	24
4.3. Recolección de las muestras de los estanques	25
4.4. Análisis estructural de Ulva sp.	25
5. CONCLUSIONES.	26

ANEXOS..... **28**

INTRODUCCIÓN.

El Servicio Social Universitario (SSU) permite que el estudiante ponga en práctica los conocimientos adquiridos a lo largo de la carrera en el sector social, propiciando un espacio real de enseñanza-aprendizaje y con ello generando conciencia de la problemática nacional existente. Debe ser considerado uno de los pilares claves en la formación profesional de los estudiantes, debido a que es necesario que el estudiante desarrolle sus habilidades interpersonales y de esta manera retribuya a la sociedad.

El siguiente trabajo describe las actividades realizadas durante el desarrollo del Servicio Social Universitario en la Facultad de Ciencias del Mar (FACIMAR) a cargo del Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva en el desarrollo de los proyectos de "Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp*"y "Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*)".

La memoria del SSU cuenta con dos capítulos, en el primero de ellos se abordan los aspectos históricos, organizacionales y geográficos de FACIMAR. En el capítulo 2, se abordan puntos específicos relacionados con el desarrollo del proyecto así como los resultados obtenidos a lo largo del mismo. Cada proyecto presenta sus objetivos generales, metodologías empleadas y resultados. Además, se mencionan algunas sugerencias y alternativas que pudiesen ser empleadas en un futuro.

CAPÍTULO I. Información Básica sobre el Organismo Receptor del Servicio Social.

1. Aspecto Histórico.

La Facultad de Ciencias del Mar (FACIMAR) es una Unidad Académica de Educación Superior dedicada a la Docencia, Investigación, Difusión Cultural y Extensión de los Servicios, fue creada en septiembre de 1970 por la UAS, como Escuela de Ciencias del Mar (ECM), a iniciativa de la Rectoría de la Universidad Autónoma de Sinaloa y el Gobierno del Estado, ofreciendo la Licenciatura en Biología Pesquera. Las clases comenzaron a ser impartidas en una casa de la calle 5 de mayo en el centro de la Ciudad y Puerto de Mazatlán, Sinaloa. El Primer Plan de Estudios fue diseñado por el Dr. Juan Luis Cifuentes Lemus, el cual estipulaba una duración de cinco años, distribuidos en diez semestres. La ECM inició con una matrícula de 28 alumnos, 5 profesores de asignatura y 1 maestro de Tiempo Completo, mismo que fungía como Director; sin embargo, no ajena al contexto social de los setenta y los ochenta, cuando las universidades públicas, entre ellas la UAS, asumieron un papel social de acceso cuantitativo; para el ciclo escolar 1982-1983, alcanzó su máxima población estudiantil (1300 estudiantes), y la situación social que imperaba eran políticas de Gobierno que colocaban a las universidades en un sitio inferior de la agenda social [1].

A inicios de los ochenta, cuando surge la camaronícola, es en Sinaloa donde se realizan los primeros cultivos y los biólogos pesqueros egresados de la ECM fueron pioneros del desarrollo de esa actividad, principalmente en Sonora y Sinaloa. La situación detonante y demandante de la acuacultura de camarón conllevó a la estructuración de una nueva oferta educativa; por lo que, en 1991 se estructura el proyecto de diversificación de la Licenciatura en Biología Pesquera con dos áreas terminales: Manejo de Pesquerías y Acuicultura que se enmarcó dentro de los lineamientos generales que la Universidad emprendió en la revisión y actualización de la oferta educativa, en la perspectiva de racionalizar la matrícula en algunas carreras, transformar otras y abrir nuevas opciones de educación superior; así como el desarrollo pujante en ese entonces de la Acuicultura como actividad económicamente rentable, pues en el estado de Sinaloa existían 70 granjas de camarón que en su conjunto sobrepasaban las 5 000 hectáreas, estas granjas requerían más de 200 profesionales en Acuicultura y la tendencia en el crecimiento de la Acuicultura se incrementó con los parques camaronícolas; existiendo la necesidad de crear la carrera

de Biólogo Acuacultor en 1992, para atender la demanda de profesionistas especializados en el cultivo de los diversos organismos [1].

En 1992, con la colaboración del Instituto Nacional de la Pesca (INP) se aprobó por el Honorable Consejo Universitario, el 22 de julio de 1992 el Programa de Maestría en Ciencia Pesquera; según acuerdo 1182, con 6 áreas terminales a cursar en dos años (1. Economía Pesquera, 2. Administración Pesquera, 3. Biología Pesquera, 4. Ingeniería Pesquera, 5. Tecnología de Productos Pesqueros y 6. Acuacultura), motivo por el cual la Escuela de Ciencias del Mar pasó a ser catalogada como Facultad de Ciencias del Mar. En 1994, con fundamento en la factibilidad real de las especialidades, se delimitó el Programa a dos salidas terminales, Biología Pesquera y Acuacultura. Uno de los objetivos de este posgrado fue la habilitación a nivel de Maestros en Ciencia Pesquera del personal activo del INP, así como de la propia FACIMAR [1].

En 1990, el gobierno federal, a través de la Secretaría de Educación Pública (SEP), creó el Programa estratégico denominado: "Fondo para la Modernización de la Educación Superior" (FOMES), con el propósito de otorgar recursos extraordinarios para mejorar, modernizar y complementar la infraestructura de las universidades públicas en México; así como orientar y facilitar las tareas en la formulación de proyectos por parte de las Instituciones de Educación Superior (IES). Por medio de FOMES, empieza el proceso de identificar las fortalezas y debilidades de las IES, dirigido a la formación de recursos humanos, infraestructura y servicios. La FACIMAR ha participado desde entonces en estos proyectos; así, con la participación de los distintos equipos directivos y de algunos profesores, se han elaborado proyectos, consiguiendo con ello la construcción y equipamiento de los Laboratorios de Biología, Química, Oceanografía, Limnología, Biología Pesquera y Acuacultura [1].

En el año 2001, la Secretaría de Educación Pública (SEP), crea el Programa Integral de Fortalecimiento Institucional (PIFI) como una estrategia para apoyar a las Instituciones de Educación Superior (IES), a obtener mejores niveles de calidad en sus programas educativos y servicios que ofrecen; así como el mejoramiento de su competitividad y gestión. A la fecha FACIMAR, con su participación, es de las Unidades Académicas de la Unidad Regional Sur-UAS, más beneficiadas con el otorgamiento de los recursos PIFI [1].

La FACIMAR), desde el 12 de febrero de 2009 mantiene sus Programas Educativos (PE) a nivel de Licenciatura en Biología Pesquera y Biología Acuícola, en el nivel 1 del Padrón de los Comités Interinstitucionales para la Evaluación de la Educación Superior (CIEES) y el Consejo para la Acreditación de la Educación Superior, A.C.; ambos programas fueron acreditados el 12 de julio de 2007 por la Asociación Nacional de Programas del Mar, A.C. (ANPROMAR); actualmente se trabaja en la elaboración de un nuevo PE basado en competencias. A estos dos programas de licenciatura se les añadió, a partir del ciclo escolar 2010-2011, la Licenciatura en Gestión de Zona Costera, iniciando con 28 alumnos. Este programa está diseñado en el modelo por Competencias, para ser cursado en ocho semestres y con una fase terminal en cuatro semestres de Técnico Superior Universitario en Manejo de Zona Costera, el cual será evaluado una vez que egrese la primera generación (2010-2014) [1].

En el 2008, el PE de Maestría en Ciencia Pesquera, fue cancelado con el propósito de dar apertura a otro acorde a los estándares actuales de calidad y pertinencia educativa. Así, en ese mismo año inicia el Programa de Maestría en Ciencias en Recursos Acuáticos, con tres Líneas de Investigación: 1) Desarrollo de Sistemas para la Producción Sustentable de Organismos Acuáticos; 2) Manejo Sustentable de Ambientes Costeros; 3) Aprovechamiento Sustentable de Recursos Pesqueros. Este PE ingresó al Padrón Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) del CONACyT, en enero de 2010 y el 20 de junio de 2011, refrendó su permanencia por un periodo de tres años, pasando del nivel de "nueva creación" a "programa en desarrollo". En tanto que el Programa de Doctorado en Ciencias en Recursos Acuáticos, inició actividades en agosto de 2011, e ingresó al PNPC el 6 de octubre de 2011, con el nivel de reciente creación [1].

Se cuenta con un edificio modular, ubicado en Ciudad Universitaria de la Unidad Regional Sur, mismo que se recibió en agosto de 2010, donde actualmente funciona el posgrado (Maestría y Doctorado) y los grupos de primer grado de los tres PE de licenciatura [1].

La habilitación y competitividad académica de la planta docente de FACIMAR, se ha visto beneficiada a través de los proyectos PIFI (Creación y Fortalecimiento de Cuerpos Académicos y Redes Temáticas de Colaboración Académica), Convenios UAS-CONACyT (retención de profesores-investigadores), Convenios UAS-PROMEP (incorporación de nuevos profesores PROMEP). Lo anterior, aunado al empeño de un sector del propio

personal académico de la FACIMAR de continuar su formación académica (el incremento de la planta docente con grado de Doctor es de 19 y Maestros en Ciencias 32), ha permitido conformar cinco Cuerpos Académicos, constituyéndose algunos de sus integrantes en el Núcleo Académico Básico del Posgrado, que sustentan los PE de Maestría y el Doctorado en Ciencias en Recursos Acuáticos [1].

2. Aspecto Organizacional.

2.1. Organigrama.

La Facultad de Ciencias del Mar, como organismo académico, cuenta con una estructura jerárquica interna dividida en áreas específicas de trabajo, por medio de las cuales genera un mejor flujo de la información y de trabajo.

Todas las actividades a realizar en este organismo son evaluadas y seleccionadas por el Honorable Consejo Técnico; él cual cumple con un papel muy importante y trascendental en la toma de decisiones en la institución.

A continuación se puede apreciar de manera desglosada y jerárquica la distribución con la que cuenta la Facultad de Ciencias del Mar.

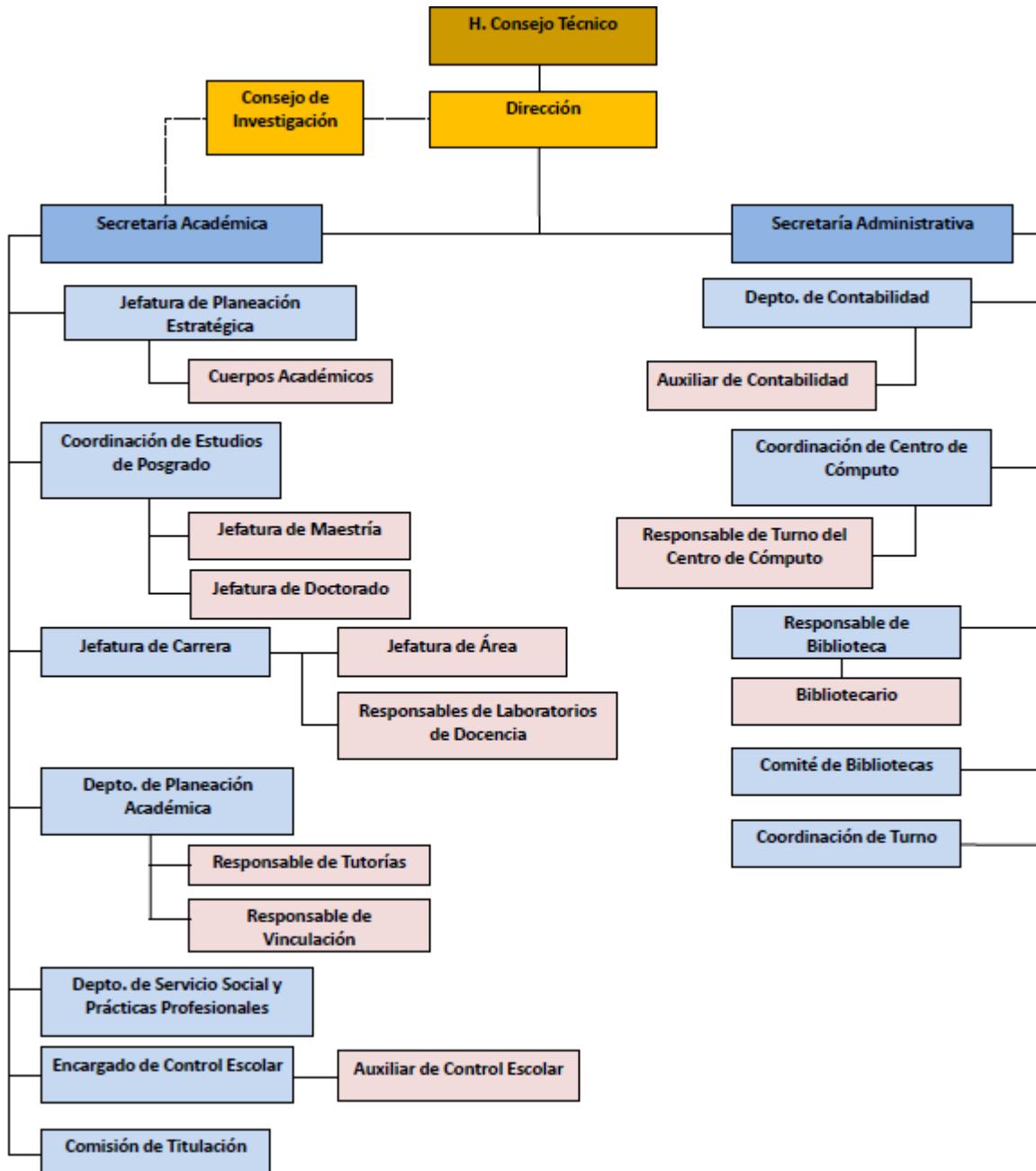


Figura 1. Organigrama de la Facultad de Ciencias del Mar. [2]

2.2 Objetivo General de la Institución.

El objetivo general de la Facultad de Ciencias del Mar es formar individuos de alto nivel académico, capacitados para participar en el análisis, adaptación e incorporación a la práctica de los avances inherentes a la actividad pesquera, acuícola y gestión ambiental de los ecosistemas relacionados con dichas actividades productivas. Asimismo, que sean

capaces de involucrarse en actividades de investigación encauzadas al uso, manejo, aprovechamiento responsable, sustentable y de conservación de los recursos acuáticos, además de ser capaces de dar respuesta a las necesidades sociales del entorno y contribuir al desarrollo científico del Estado de Sinaloa y del país [3].

3. Aspecto Geográfico.

Las Instalaciones principales de la FACIMAR se encuentran ubicadas en Paseo Claussen s/n Colonia Los Pinos, Mazatlán, Sinaloa C.P. 80000 [4].



Figura 2. Ubicación satelital de la Facultad de Ciencias del Mar.

CAPÍTULO II. Acerca de la Realización del Servicio Social.

1. Problemática detectada y jerarquizada.

Durante la realización del servicio social se trabajó en dos proyectos distintos en los cuales se aplicaron los conocimientos previos obtenidos en las áreas de química orgánica, estadística e informática; los proyectos realizados fueron los siguientes:

- 1) Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp*.** Se buscó seleccionar el mejor método con base en la detección de los compuestos proteínicos y lipídicos presentes de la macroalga; haciendo uso de las técnicas bioquímicas con base en los métodos de Lowry, et al. (1951) y Bradford (1976) y Bling & Dyer (1959).
- 2) Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).** Se buscó determinar la clasificación de los hemocitos presentes en la hemolinfa del ostión de placer, con base a las dimensiones y características que presentaban. Utilizando los programas Image Pro e Image J para generar mediciones exactas con base en la escala señalada en cada imagen.

2. Programa o proyecto de trabajo.

- **Mayo**

Días 26-30: Análisis de metodologías, recolección de reactivos y muestras.

- **Junio**

Días 2-6: Preparación de extractos crudos.

Días 9-20: Inicio de la determinación de proteínas con el método de Lowry *et al/*(1951).

Días 23-30: Determinación de proteínas por el método de Bradford (1976).

- **Julio**

Días 1-4: Continuación del método de Bradford.

Días 7-18: Inicio de la determinación de lípidos con el método de Bligh & Dyger (1959).

Días 21-25: Análisis de resultados y comparación de técnicas.

Días 28: Recolección de muestras del sistema de cultivo.

Días 29: Procesamiento de muestras.

Días 30-31: Análisis estructural de las algas.

- **Agosto**

Días 1-29: Análisis de agua del sistema de cultivo.

- **Septiembre**

Día 1: Selección de las fotografías de los hemocitos del ostión de placer.

Día 2: Calibración del programa Image Pro.

Días 3-30: Caracterización de los hemocitos del ostión de placer.

- **Octubre**

Días 1-17: Clasificación de los hemocitos.

3. Descripción de las Actividades Realizadas.

Se trabajó en la estandarización de las técnicas bioquímicas de los extractos crudos de la macroalga *Ulva sp.*, específicamente en la determinación de proteínas y lípidos presentes. Además, se realizó la recolección y tratamiento de muestras del sistema de cultivo de camarón y *Ulva sp.* Así como el análisis y distribución estructural de las células vegetales de la macroalgas en muestras de menor tamaño.

Por otra parte, se analizó y caracterizó a los hemocitos presentes en la hemolinfa del ostión de placer, utilizando como base las imágenes recolectadas por el Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva en la ciudad de México. Los hemocitos fueron clasificados de acuerdo a la concentración de gránulos, promedio del diámetro, tamaño, forma y localización del núcleo.

3.1 Objetivos generales.

3.1.1. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp.*

- 1) Determinar la cantidad de proteína presente en *Ulva sp.* por el método de Lowry, et al y Bradford.
- 2) Determinar la cantidad de lípido presente en *Ulva sp.* por el método de Bligh y Dyer.
- 3) Comparar las técnicas bioquímica utilizadas.

3.1.2. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).

- 1) Determinar las medidas correspondientes a cada hemocito presente en las imágenes utilizando los programas Image Pro e Image J.
- 2) Clasificar al hemocito de acuerdo a las características que presente.

3.2. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp.*

3.2.1. Determinación de Proteínas

Existen varios métodos para determinar la concentración existente de proteínas en una muestra, siendo el método de Lowry uno de los más conocidos y más utilizados, el cual se basa en un cambio colorimétrico de reacción. Otro método, también muy conocido, es el método de Bradford, el cual es más sencillo de realizar debido a que los reactivos utilizados ya se encuentran comercializados.

Para la estandarización y comparación de técnicas bioquímicas, se decidió partir, en la determinación de proteínas, con la utilización del Método de Lowry y posteriormente con el de Método de Bradford; generando de esta manera curvas de calibración o estandarización con base a la albumina bovina (BSA).

3.2.1.1. Método de Lowry, et al. (1951)

Este método tiene como principio la generación de una reacción colorimétrica de la proteína en condiciones alcalinas, donde el ion cobre divalente forma un complejo con enlaces peptídicos en la que se reduce a un ion monovalente. Los iones de cobre monovalente y los grupos radicales de tirosina, triptófano y cisteína reaccionan con el reactivo de Folin para producir un producto inestable que se reduce a azul de molibdeno/tungsteno [5].

3.2.1.1. Preparación de soluciones

Hidróxido de sodio

Se preparó utilizando 40g de Hidróxido de sodio (NaOH) en un matraz afora de 1L, llevando a un volumen de un litro con agua destilada.

Solución A

Esta solución se preparó utilizando Carbonato de Sodio Anhidro (Na₂CO₃) al 2% en NaOH 0.1N. Primero se realizó una dilución del Hidróxido de sodio preparado previamente, tomando 100mL de NaOH 1N y diluyéndolo en 1L de agua destilada, generando una concentración final de NaOH al 0.1N. Posteriormente, se pesaron 20g del Carbonato de Sodio Anhidro, se colocaron en otro matraz adorado con capacidad de 1L y se aforo con NaOH al 0.1N.

Solución B1

Esta solución se basa en el Sulfato de Cobre (CuSO₄.5H₂O) al 0.5%, para ello se pesaron 5g de Sulfato de Cobre y se diluyó en 1L de agua destilada.

Solución B2

Se preparó utilizando Tartrato de Sodio y Potasio (C₄H₄KNaO₆.H₂O) al 1%, pesando 10g del Tartrato de Sodio y Potasio, posteriormente, diluyéndolo con 1L de agua destilada.

Solución C

Esta solución se preparó al momento de ser usada, mezclando 100mL de la solución A, 1mL de la solución B1 y finalmente 1mL de la solución B2.

Solución D

De la misma manera que la solución anterior, esta solución también se preparó al momento, mezclando 50mL del reactivo de Folin y 50mL de agua destilada.

3.2.1.1.2. Preparación de estándares

La solución estándar que se utilizó como base en la determinación de proteínas fue la albumina bovina (BSA); esta solución se preparó utilizando 30mg de BSA y 100mL de agua destilada. Obteniendo de esta manera una concentración final de 300 μ g de proteína por cada mililitro de solución.

3.2.1.1.3. Curva estándar

La curva estándar se realizó generando diluciones con base a las concentraciones y a las cantidades señaladas en la siguiente tabla.

Tabla 1. Tabla de disoluciones de la albumina bovina (BSA) de 0 a 150 mg/mL.

Concentración de Proteína BSA (mg mL⁻¹)	Volumen estándar de proteína (mg)	Volumen de agua destilada (mL)
0	0.00	1.00
15	0.05	0.95
30	0.10	0.90
45	0.15	0.85
60	0.20	0.80
75	0.25	0.75
90	0.30	0.70
105	0.35	0.65
120	0.40	0.60
135	0.45	0.55

150	0.50	0.50
-----	------	------

Posteriormente, a las disoluciones se les agregó 1mL de la solución C, se mezclaron en un vortex y se incubaron en un baño María durante 20 min a 50°C. Después, se agregaron 3mL a cada tubo de la solución D, se mezclan y se colocan en de nueva cuenta en el baño María por otros 10 min a 50°C; generando así un volumen final de 5mL en cada tuvo. Finalmente se tomo lectura de cada solución en el espectrofotómetro a una onda de 650nm y se registraron los datos.

3.2.1.1.4. Análisis de la absorbancia en extractos de macroalga

Las muestras fueron procesadas con la misma metodología descrita anteriormente. La lectura de las muestras se realizó por triplicado para cada muestra a una longitud de onda de 650nm y después se generó un promedio de acuerdo a las lecturas.

3.2.1.2. Método de Bradford (1976)

Este método se basa en el cambio de coloración existente en la interacción de la solución ácida de azul brillante de Coomassie G-250 con la unión a la proteína, en una longitud de onda de 595nm. Ambas interacciones hidrófobas e iónicas estabilizan la forma aniónica del colorante, causando un cambio de color visible. Este método es sensible a alrededor de 5 a 200 microgramos de proteína [6].

3.2.1.2.1. Preparación de soluciones

En este método no fue necesario preparar alguna solución de reacción, debido a que los reactivos se encuentran comercialmente.

3.2.1.2.2. Preparación de estándares

Se utilizó de igual manera la albumina bovina (BSA), 30mg de BSA y 100mL de agua destilada, obteniendo así una concentración final de 300µg de proteína por cada mililitro de solución.

3.2.1.2.3. Curva estándar

Se prepararon disoluciones de 0 a 5mg/mL de BSA en cada tubo de ensayo, disolviendo en NaOH 1M. Cada disolución previamente preparada de BSA, se le agregó 5mL del reactivo de Bradford y se deja reaccionar durante 5 min. Posteriormente, se realizaron tres lecturas de cada muestra a 595 nm y calculó el promedio de las lecturas.

3.2.1.2.4. Análisis de la absorbancia en extractos de macroalga

De igual manera, a las muestras se les agregó 5mL del reactivo de Bradford y se dejó reaccionar durante 5 min. La lectura se realizó en la misma longitud de onda a 595 nm, se realizó triplicado y se calculó el promedio.

3.2.2. Determinación de Lípidos

Para la determinación de lípidos se utilizó como base el método de Bligh & Dyger (1959), realizando unas modificaciones en los compuestos utilizados, con el fin de generar un cambio de coloración en las muestras, utilizando el dicromato de potasio al 2% en ácido sulfúrico reaccionante con agua destilada, y de esta manera generar una reacción exotérmica; la lectura se dio a 500nm.

3.2.2.1 Método de Bligh & Dyger (1959)

Este método se basa en la homogeneización de las muestras con metanol y cloroformo en proporciones tales que forman una fase miscible con el agua de la muestra, generando de esta manera la separación de fases y finalmente la extracción de lípidos de la muestra [7].

3.2.2.1.1 Preparación de soluciones

Solución de Dicromato de Potasio (K₂Cr₂O₇) al 2% en ácido sulfúrico

Se preparó utilizando 2g de Dicromato de Potasio y aforando a 100mL con ácido sulfúrico en un matraz aforado, para lograr la homogenización de la solución se calentó en un baño María a 100°C.

3.2.2.1.2 Preparación de estándares

Esta solución estándar se preparó en base a tripalmitina, pesando 50mg de tripalmitina y disolviéndola en 25mL de cloroformo. Obteniendo de esta manera una concentración final de 2mg de tripalmitina por cada mililitro de cloroformo.

3.2.2.1.3 Curva estándar

La curva estándar se generó con diluciones de 0 a 0.8mg tripalmitina /mL de cloroformo, con intervalos de 0.2 entre cada uno. Los tubos de ensayo que contenían las soluciones se pusieron en el horno toda la noche para lograr evaporar el cloroformo y que de esta manera solo quedaran los lípidos. A continuación, se le agregaron 5mL del dicromato de Potasio previamente preparado a cada tubo. Después, con sumo cuidado se le agregaron 5mL de agua destilada y se agitó la solución en el vortex. Posteriormente, se colocaron los tubos en agua a temperatura ambiente para disminuir la temperatura y con esto realizar la lectura a 500nm.

3.3. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).

Se realizó un análisis de las imágenes que muestran las células presentes en la hemolinfa del ostión placer (*Crassostrea corteziensis*), específicamente de los hemocitos presentes en las muestras de los bivalvos, como secuela del proyecto de Tesis de Maestría del estudiante Saúl Gómez.

3.3.1. Análisis y caracterización de hemocitos utilizando el programa Image Pro

Para la determinación de las dimensiones de los hemocitos presentes en las fotografías se utilizó el programa Image Pro, donde se utilizó como base la escala contenida en la fotografía, y posteriormente tomando el diámetro más largo del hemocito. Los datos se exportaron a Excel.

Existían fotografías que no contaban con una escala, por lo que se utilizó el programa Image J para colocarles la escala con base a la magnificación (k) presente de cada imagen, realizando una conversión de los valores de k a pixeles, como se puede apreciar en la siguiente imagen.

Tabla 2. Tabla de conversiones de los valores de k señalados en las imágenes a pixeles.

MAGNIFICACIÓN	KNOW IN DISTANCE	DISTANCE IN PIXELS
0.8	1 μm	5.9
1.0	1 μm	7.4
1.2	1 μm	8.8
1.5	1 μm	11
2	1 μm	14.6
3	1 μm	22
4	1 μm	30
5	1 μm	37
6	1 μm	44
8	1 μm	55
10	1 μm	72
12	1000 nm	87
15	1000 nm	110
20	1000 nm	148
25	1000 nm	174
30	1000 nm	216
40	1000 nm	290
50	1000 nm	358
60	1000 nm	426
80	1000 nm	577
100	1000 nm	714
120	1000 nm	858
150	1000 nm	1072
200	1000 nm	1428

Se contaba con dos tipos de fotografías distintas que pertenecían a dos tratamientos distintos de la muestra.

- **Microscopía electrónica de barrido:** en las fotografías se apreciaba la estructura tridimensional de las células, observándose la superficie de la célula y las otras proteínas existentes a su alrededor.
- **Microscopía electrónica de transmisión:** en este tipo de fotografías, se podía observar el interior de la célula, debido al corte que se le hace en el proceso. Con este tipo de imágenes se puede observar rasgos como los gránulos, núcleo y mitocondrias.

Debido a que eran rasgos distintos los que se podían observar en cada tratamiento, se optó por caracterizar a los hemocitos presentes de acuerdo a las siguientes bases por tratamiento.

- **Microscopia electrónica de barrido:** se midió el diámetro de la célula desde el punto más largo de la célula y se analizó la superficie de la célula. Para generar una clasificación de los hemocitos, se tomó en cuenta el tamaño celular y las características físicas (superficie rugosa o lisa).
- **Microscopia electrónica de transmisión:** de igual manera se midió el diámetro desde el punto más largo de la células, núcleo y de algunos 10 gránulos al azar. Para la clasificación se tomó en cuenta la siguiente tabla.

Tabla 3. Clasificación de los hemocitos de acuerdo a las características definidas en la célula.

Clasificación	Granulocitos	Hialinos	Blastocitos
Concentración de gránulos	Gran cantidad	Poca o nula	Gran cantidad
Promedio del diámetro	$5.00 \pm 0.4\mu\text{m}$	$3.00 \pm 0.6\mu\text{m}$	$2.00 \pm 0.1\mu\text{m}$
Tamaño y forma del núcleo	Pequeño y amorfo	Grande y circular	Grande y circular
Localización del núcleo	Desplazado	Concéntrico	Concéntrico

3.4. Actividades extras

3.4.1. Recolección de muestras de los estanques

En la Facultad de Ciencias del Mar, se encontraba instalada un sistema de cultivo de camarón y *Ulva sp.* El cual contaba con una densidad de siembra inicial de:

- 2.5 g de alga/L de agua de mar
- 120 camarones *Litopenaeus vannamei*/ tanque con una talla inicial de $1.05 \pm 0.56\text{g}$

- 50 ostiones *Crassostrea corteziensis* (Hertlein, 1951) de tallas diversas.

El tiempo total de cultivo fue de 30 días. El sistema de cultivo contaba con 4 estanques de cultivo y un estanque de reservorio, los cuales se encontraban interconectados entre sí para generar un sistema de recirculación constante de agua.

La cosecha del día 30 comenzó con la toma de los parámetros de pH, T y UPS contenidos en cada estanque de cultivo. Después se tomó una muestra de agua por cada estanque, incluyendo el reservorio y se conservaron a -20°C. Se extrajeron todas las algas que se encuentra en flotación en cada estanque, tratando de sacar la totalidad de esta alga. Además, se retiraron los exoesqueletos de camarón y los camarones por medio de una red de pesca. Una vez retirada el alga en flotación y los camarones del sistema, se drenó el agua.

En las paredes de todos los estanques, se podía observar a la macroalga anclada y creciendo de acuerdo a la intensidad de la luz existente. Se marcó con una espátula los sitios de muestreo en el tanque que te tocó de acuerdo al siguiente diagrama.

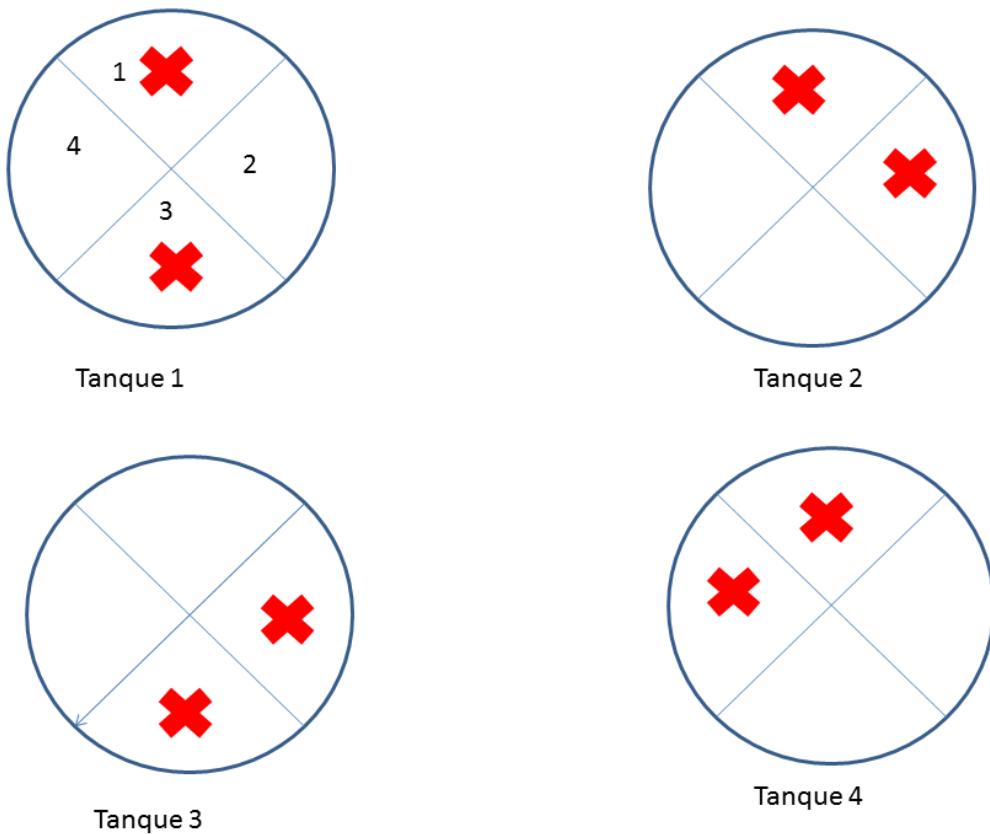


Figura 3. Modo de recolección aleatorio de los estanques de cultivo en las paredes de los estanques.

Posteriormente, se arrancaron, utilizando la espátula, las macroalgas adheridas a las paredes del estanque y se colocaron en un recipiente limpio, se lavaron con agua dulce para eliminar material extraño, y finalmente con agua destilada. Se colocaron sobre un papel secante para eliminar el exceso de agua y se pesaron colocándolas en bolsas y etiquetando con número de estanque, día de cosecha y determinando si se encontraban en flotación o adheridas. A continuación, se procedió a almacenar las muestras en el congelador.

3.4.2. Análisis estructural de *Ulva sp.*

Durante la cosecha se recolectaron las algas de menor tamaño del cultivo y se colocaron en una bolsa; posteriormente se seleccionaron 10 algas pequeñas, las cuales se midieron y se colocaron en un portaobjeto de vidrio con un respectivo cubreobjetos. Estas algas

pequeñas se observaron en el microscopio enfocándose en tres puntos importantes, como son: la forma de las células vegetales, la distribución del pie y el borde del alga.

4. Resultados Obtenidos.

4.1. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva* sp.

4.1.1. Método de Lowry, et al/ (1959)

En la siguiente tabla se muestran los valores de absorbancia obtenidos en la curva estándar para la determinación de proteínas por el método de Lowry, et al, utilizando como patrón estándar la albumina bovina (BSA).

Tabla 4. Absorbancias obtenidas de las diluciones de albumina bovina (BSA) por el método de Lowy, et al. (1959).

CONC (mg/mL)	ABS 1	ABS 2	ABS 3	ABS PROM
0	0.009	0.015	0.016	0.013
15	0.014	0.057	0.065	0.045
30	0.076	0.082	0.082	0.080
45	0.108	0.111	0.113	0.111
60	0.138	0.135	0.145	0.139
75	0.175	0.169	0.169	0.171
90	0.199	0.198	0.19	0.196
105	0.216	0.216	0.232	0.221
120	0.241	0.247	0.25	0.246
135	0.254	0.264	0.271	0.263
150	0.282	0.295	0.29	0.289

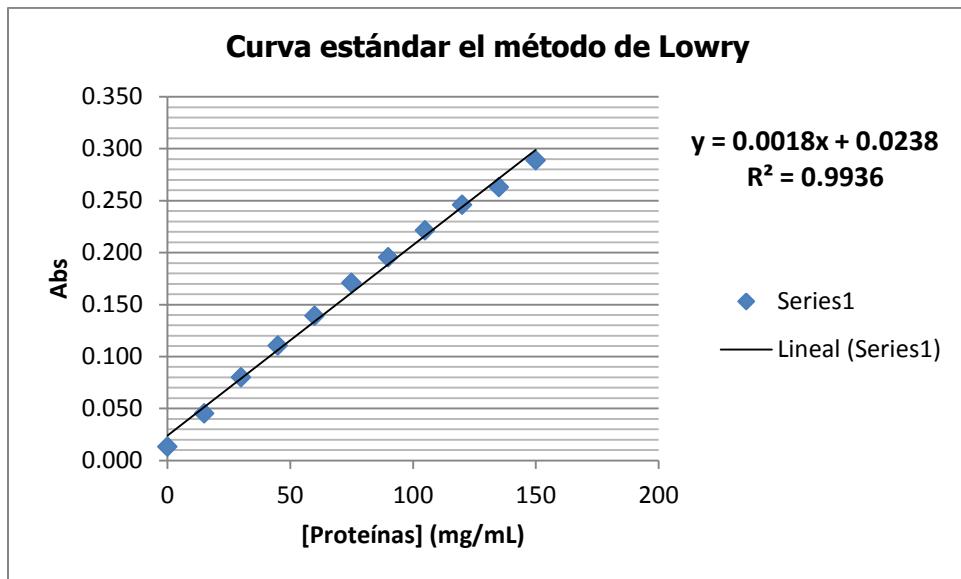


Figura 4. Curva estándar de albumina bovina (BSA) por el método de Lowry, *et al.*

Se obtuvo una R^2 de 0.9936, lo cual indica que los valores obtenidos en la curva estándar se encuentran muy cercanos al valor de 1 y por lo tanto se encuentran en valores confiables para ser utilizados en la determinación de proteínas. Además, se obtuvo la siguiente ecuación $y = 0.0018x + 0.0238$.

Pero, al analizar los extractos crudos utilizando este método los valores de absorbancia se encontraron arriba de 1, lo que indica que el método de Lowry no es lo suficientemente sensible para lograr determinar la cantidad de proteínas presentes en los extractos, debido a que existe una mayor presencia de proteína de la que el método puede detectar.

4.1.2. Método de Bradford (1976)

En la siguiente tabla se muestran los valores de absorbancia obtenidos en la curva estándar para la determinación de proteínas por el método de Bradford, utilizando como patrón estándar la albumina bovina (BSA).

Tabla 5. Absorbancias obtenidas de las diluciones de albumina bovina (BSA) por el método de Bradford (1976).

CONC (mg/mL)	ABS 1	ABS 2	ABS 3	ABS PROM
0	0.277	0.246	0.244	0.256
0.5	0.284	0.282	0.284	0.283
1	0.363	0.325	0.333	0.340
1.5	0.429	0.453	0.441	0.441
2	0.515	0.517	0.523	0.518
2.5	0.591	0.592	0.594	0.592
3	0.636	0.627	0.646	0.636
3.5	0.675	0.692	0.673	0.680
4	0.714	0.735	0.751	0.733
4.5	0.743	0.764	0.755	0.754
5	0.772	0.785	0.769	0.775

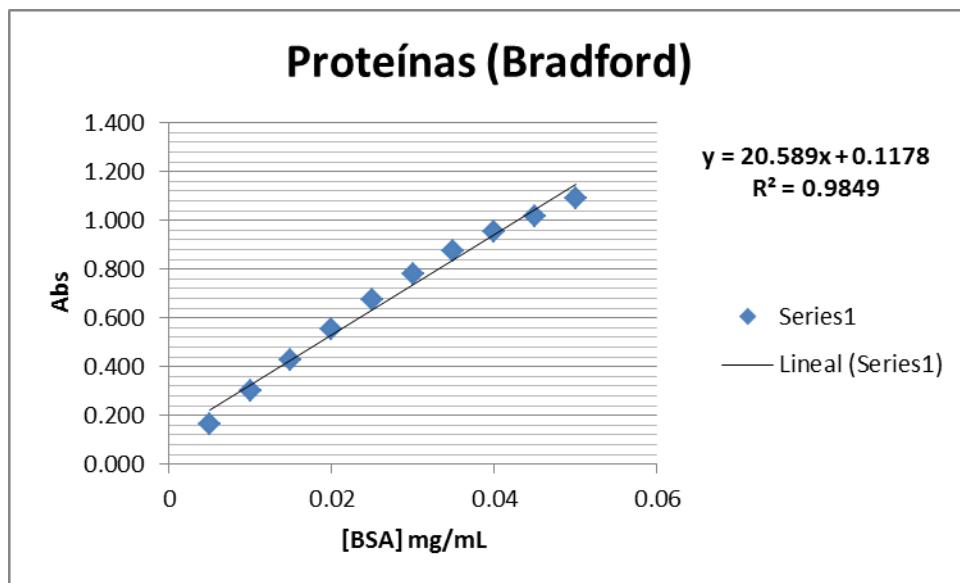


Figura 5. Curva estándar de albumina bovina (BSA) por el método de Bradford.

Se obtuvo una R^2 de 0.9849, lo cual es un valor muy cercano a 1, es decir, que tiende a un comportamiento lineal. Además, se obtuvo la siguiente ecuación $y=20.589x + 0.1178$.

Al realizar las muestras por este método se obtuvo la siguiente tabla, en donde podemos observar que los valores se encuentran dentro de los límites detectables del método.

Obteniendo una concentración de 0.004555831mg/mL de proteínas presentes en la muestra.

Tabla 6. Determinación de la concentración de proteínas presentes en los extractos crudos de *Ulva sp.*

MUESTRAS	ABS	ABS - BL	CONC (mg/mL)
<i>Ulva sp.</i>	0.481	0.024	0.004555831

4.1.3. Método de Bligh & Dyger (1959)

En la siguiente tabla se muestran los valores de absorbancia obtenidos en la curva estándar para la determinación de lípidos por el método de Bligh & Dyger, utilizando como patrón estándar la tripalmitina.

Tabla 7. Absorbancias obtenidas de las diluciones de tripalmitina por el método de Bligh & Dyger (1959).

CONC (mg/mL)	ABS 1	ABS 2	ABS 3	ABS PROM
0	0.05	0.051	0.044	0.048
0.2	0.191	0.2	0.214	0.153
0.4	0.49	0.516	0.442	0.434
0.6	0.891	0.978	0.849	0.858
0.8	1.205	1.192	1.088	1.113
1.2	1.891	1.947	1.957	1.883

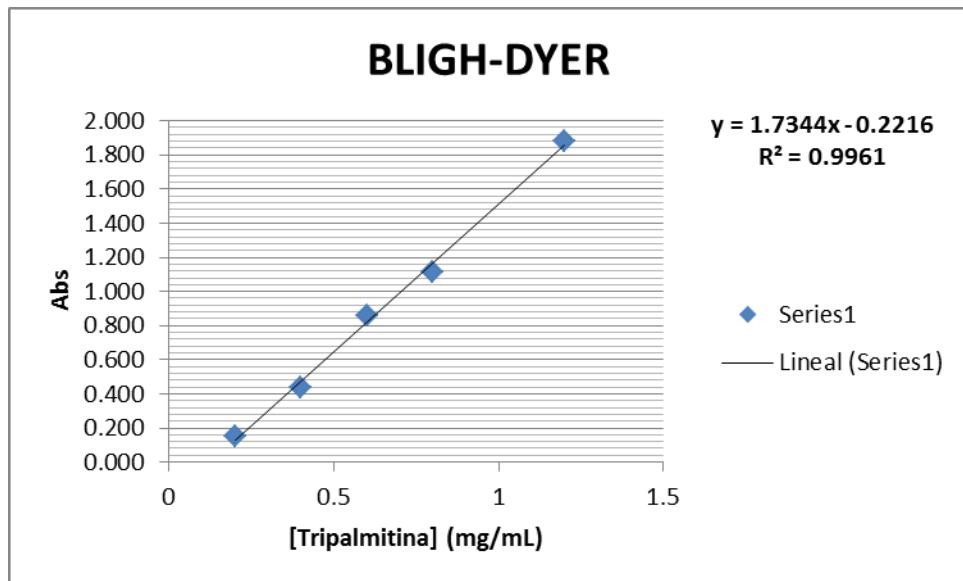


Figura 6. Curva estándar de tripalmitina por el método de Bligh & Dyger (1959).

Se obtuvo una R^2 de 0.9961, lo cual nos indica un comportamiento lineal. Además, se obtuvo la siguiente ecuación $y = 1.7344x - 0.2216$.

Al observar el comportamiento de la curva, se decidió anexar un punto más utilizando una concentración de 1.2 mg/mL; con el fin de prologar un poco más la curva estándar y así dar un rango de mayor alcance en la determinación de la muestra.

Por cuestiones técnicas, no se pudo realizar el análisis de los extractos crudos, esto debido a que la cantidad de extractos crudos con los que contábamos se terminaron y el tiempo de procesamiento de la muestra era prolongado.

4.2. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).

Se analizaron 64 fotografías, de las cuales 37 eran de microscopía electrónica de barrido y 27 eran de microscopía electrónica de transmisión, ellas se podía apreciar a los hemocitos, espermatozoides y proteínas en general.

Con base en esas fotografías y con el uso del programa Image Pro, se logró conocer el diámetro de los hemocitos y de acuerdo a las características que presentaban los hemocitos y al tipo de tratamiento que se utilizó en la muestra, se logró clasificar y

obtener la siguiente tabla. Esta tabla era arrojada por el programa y de acuerdo a esos datos, se determinó el tipo de célula.

Tabla 8. Formato general utilizado en la clasificación y medición de los hemocitos presentes en las fotografías.

Features	Measurement	Value	Nominal Val.	Min. Tol.	Max. Tol.	Pass / Fail	Tipo de célula	
1	L1	Length	1	1	-0.001	0.001	Pass	Prueba
2	L2	Length	7.396443	7.396443	-0.001	0.001	Pass	G
3	L3	Length	5.574825	5.574825	-0.001	0.001	Pass	H
4	L4	Length	5.825546	5.825546	-0.001	0.001	Pass	H
5	L5	Length	5.291234	5.291234	-0.001	0.001	Pass	H
6	L6	Length	5.200706	5.200706	-0.001	0.001	Pass	H
7	L7	Length	5.522245	5.522245	-0.001	0.001	Pass	H

4.3. Recolección de las muestras de los estanques

En la recolección de *Ulva sp.*, se obtuvieron 6 kg de alga, lo que nos indica una producción de más del doble del volumen inicial. Por su parte, de los 120 camarones iniciales, se obtuvieron 90 camarones con una talla de 10 ± 0.5 g. Lo cual nos indica que el sistema de cultivo actúa de una sostenible y sustentable para el cultivo tanto de camarón como de *Ulva sp.*, siendo esta práctica una de las más productivas para posteriores investigaciones. Las imágenes pueden apreciarse en los anexos.

4.4. Análisis estructural de *Ulva sp.*

Se observaron las 10 algas pequeñas en el microscopio, visualizándose células vegetales en el interior de la célula en formas amorfas, pero visiblemente distribuidas. Además, se apreció un borde definido y espacial con respecto al exterior. La última característica observada fue el pie del alga, donde se logró apreciar a las células vegetales dispersas entorno al pie, por otro lado, el pie cuenta con una característica singular, el cual hace pensar que tiene forma de raíces diminutas o pequeños vellos. Las imágenes pueden apreciarse en los anexos.

5. CONCLUSIONES.

El método que resultó más confiable en la determinación de proteínas fue el método de Bradford a comparación del método de Lowry, esto debido al rango de sensibilidad del método.

Por otra parte en la determinación de lípidos por el método de Bligh & Dyger, hace falta realizar la corrida de los extractos crudos, por lo que no se puede concluir nada al respecto de este método.

En la clasificación de hemocitos presentes en las fotografías se obtuvieron valores diferentes promedios en las medidas de los diámetros para la clasificación de los hemocitos. Logrando obtener datos valiosos para ser publicables.

Mediante el sistema de cultivo se logró en una primera etapa de trabajo obtener biomasa en cantidad suficiente para realizar distintos estudios a futuro, además con la calibración de las técnicas bioquímicas realizadas se podrá determinar el contenido lipídico y proteínico en las macroalgas que son estudiadas en el grupo de investigación. Y además con base en el análisis estructural se logrará determinar qué tan factible está siendo el sistema de cultivo para la *Ulva sp.*

SUGERENCIAS Y ALTERNATIVAS.

Se debe buscar adaptar las técnicas bioquímicas a una escala de microplaca para obtener los mismos resultados, pero minimizando los desechos generados durante el experimento.

Se debe de buscar una restructuración del sistema de cultivo, para evitar las fugas que pudieran existir durante el tiempo del experimento; además, se debe de buscar adaptar la potencia de la bomba utilizada con base al diseño del sistema.

BIBLIOGRAFÍA.

[1] Facultad de Ciencias del Mar. 2014. Historia. Extraído el 28 de Noviembre del 2014 desde <http://facimar.maz.uasnet.mx/index.php/historia-botón>.

[2] Facultad de Ciencias del Mar. 2014. Organigrama. Extraído el 28 de Noviembre del 2014 desde <http://facimar.maz.uasnet.mx/images/orgnogramacienciasmar.pdf>

- [3] Facultad de Ciencias del Mar. 2014. Objetivo General. Extraído el 28 de Noviembre del 2014 desde <http://facimar.maz.uasnet.mx/index.php/posgrado-menu/objetivos-m-submenu1>
- [4] Facultad de Ciencias del Mar. 2014. Ubicación. Extraído el 28 de Noviembre del 2014 desde <http://facimar.maz.uasnet.mx/index.php/licfgd/uy>
- [5] Lowry, *et al.* 1951. Protein measurement with the Folin phenol reagent. *Journal Biological Chemistry*. 193:265-275.
- [6] Bradford, MM. 1976. A rapid and sensitive for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry* 72:248-254.
- [7] Bligh E G & Dyer W J. 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Can. J. Biochem. Physiol.* 37: 911-917.

ANEXOS.

1. Documentos probatorios

- 1.1 Formato de inscripción al SSU.**
- 1.2 Oficio de aceptación.**
- 1.3 Reporte 1.**
- 1.4 Reporte 2.**
- 1.5 Reporte 3.**
- 1.6 Oficio de conclusión.**

2. Evidencias de trabajos Realizados.

- 2.1. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp.***
- 2.2. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).**
- 2.3 Recolección de las muestras en estanques.**
- 2.4 Análisis estructural de las algas**



UNIVERSIDAD POLÍTÉCNICA DE SINALOA

DIRECCIÓN DE DIFUSIÓN, VINCULACIÓN Y EXTENSIÓN UNIVERSITARIA

DEPARTAMENTO DE VINCULACIÓN

SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO

FORMA DE INSCRIPCIÓN AL SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO

I. DATOS PERSONALES DEL ALUMNO PRESTADOR DEL SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO (SSU)				
Nombre:	COSS	NAVARRETE	EVELIA LORENA	2012030059
(Primer apellido)	(Segundo apellido)	(Nombres)	Matrícula	
Correo electrónico personal(1):	2012030059@upsin.edu.mx	Correo electrónico personal(2):	eveliacoss01@hotmail.com	
Teléfono de casa:	1763904	Celular:	6691617710	
II. INFORMACIÓN ACADÉMICA				
Carrera:	INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA	Cuatrimestre:	Cuatrimestre 6	Grupo: BT 6-2
III. DATOS DEL ORGANISMO RECEPTOR DEL SERVICIO SOCIAL UNIVERSITARIO (ORSSU)				
Nombre del Organismo:	Universidad Autónoma de Sinaloa			
Localidad/ Ciudad:	Mazatlán	Estado:	Sinaloa	
Domicilio:	General Angel Flores Poniente s/n Centro 80000			
Teléfono:	R.F.C:			UAS651204MZ9
Sector:	Público (<input checked="" type="checkbox"/>)			Educativo (<input type="checkbox"/>) Social (<input type="checkbox"/>)
Nombre del responsable del desarrollo del servicio social en el ORSSU (Supervisor Externo del SSU) (incluir grado profesional como Lic. Dr. Ing. M.C.)	Miguel Angel Hurtado Oliva			
Cargo:	Encargado de Laboratorio de Ecofisiología			
Correo electrónico:	mholiva@uas.edu.mx	Teléfono y Ext:	984-08-02	
IV. DATOS DEL PROGRAMA, PROYECTO O ACTIVIDAD, DEL SSU				
Nombre del Programa, Proyecto o Actividad del SSU:	Estandarización de las técnicas bioquímicas			
Objetivo a alcanzar: (señalar brevemente)	-Modificación de la métodos de Lowry, et al., Dubois, et al. y finalmente de Bligh y Dyer, para la determinación de proteínas, carbohidratos y lípidos, respectivamente, de una muestra de extracto crudo de algas marinas. -Los métodos anteriores serán llevados a cabo.			
Resumen de actividades a realizar: (señalar brevemente)	Se realizarán curvas de calibración para cada método, así como una corrida de cada uno con los extractos crudos de algas marinas. Además se llevará la técnica a una escala menor con el uso de microplacas, y con esto se buscará una estabilización de la técnica. Por otro lado, determinarán los rangos de sensibilidad de cada técnica, al realizarse a una microescala. Con los datos obtenidos, se hará una comparación con técnicas ya implementadas en microescala, para determinar la mejor técnica para la cuantificación de proteínas, carbohidratos y lípidos.			
Fecha de inicio SSU:	20-05-2014	Fin de terminación del SSU:	20-11-2014	
Especificar los días y horario en que llevará a cabo la prestación del SSU:	Jueves 14:00-19:00, Lunes 14:00-19:00, Martes 14:00-19:00, Miércoles 14:00-19:00, Viernes 14:00-19:00,			
Fecha de elaboración del formato:	20-05-2014			
Miguel Angel Hurtado Oliva	LABORATORIO DE MICROALGAS FACIMAR			



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Ciencias del Mar
Laboratorio de Ecofisiología de Organismos Acuáticos y de
Cultivos de Apoyo para la Acuicultura



Mazatlán, Sinaloa, a 21 de mayo de 2014

DR. LEONARDO GERMÁN GANDARILLA
RECTOR
UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE SINALOA
PRESENTE. –

Por este conducto, le informo la aceptación de la alumna **C. Coss Navarrete Evelia Lorena**, con número de matrícula 2012030059, de la carrera de Ingeniería en Biotecnología, a fin de que preste su servicio social en esta institución, durante el período que comprende del 20 de mayo al 20 de noviembre, cubriendo un total de 480 horas.

Asimismo, hago de su conocimiento que la citada alumna estará a cargo de quien suscribe, el **C. Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva**, Profesor e Investigador T.C. Titular B, responsable del Laboratorio de Ecofisiología, dentro del proyecto “Estandarización de las Técnicas Bioquímicas”, realizando principalmente actividades en la estandarización y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas, carbohidratos y lípidos en tejidos de macroalgas.

Sin otro particular, que agradecerle su atención a la presente, le envío saludos cordiales.

Atentamente



Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva
Prof. e Inv. de la Facultad de Ciencias del Mar
Sistema Nacional de Investigadores Nivel 1
Correo electrónico: mholiva@uas.edu.mx



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Ciencias del Mar
LABORATORIO DE ECOFISIOLOGÍA Y CULTIVO DE
ORGANISMOS ACUÁTICOS



Mazatlán, Sinaloa, a 30 de octubre de 2014

DR. LEONARDO GERMÁN GANDARILLA
RECTOR
UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE SINALOA

PRESENTE. –

Por este medio, hago de su conocimiento que el alumna **C. Evelia Lorena Coss Navarrete**, con número de matrícula 2012030059, de la carrera de Ingeniería en Biotecnología, ha cumplido con 480 horas de prestación de servicio social en la Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Autónoma de Sinaloa, durante el periodo que comprende del 20 de mayo al 20 de noviembre del año en curso.

La alumna realizó actividades tendientes a buscar el beneficio social dentro de Laboratorio de Ecofisiología y Cultivo de Organismos Acuáticos, bajo la supervisión de quien suscribe el presente documento.

Sin otro particular, aprovecho la ocasión para enviarle saludos cordiales.


Atentamente

Dr. Miguel Ángel Hurtado Oliva
Prof. e Inv T.C. Titular B de la Facultad de Ciencias del Mar – UAS
Sistema Nacional de Investigadores Nivel I
Correo electrónico: mholiva@uas.edu.mx

2. Evidencias de trabajos Realizados.

2.1. Estandarización de las Técnicas Bioquímicas y comparación de técnicas en el análisis cuantitativo de proteínas y lípidos en tejidos de la macroalga *Ulva sp.*

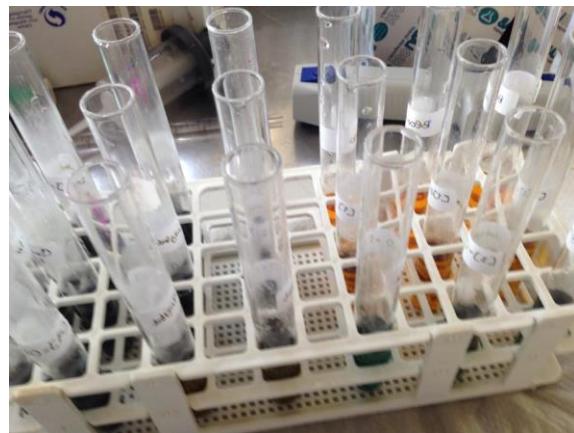


Figura 7. Soluciones para la curva estándar de tripalmitina por el método de Bligh & Dyger (1959).

2.2. Análisis y caracterización de los hemocitos del ostión de placer (*Crassostrea corteziensis*).

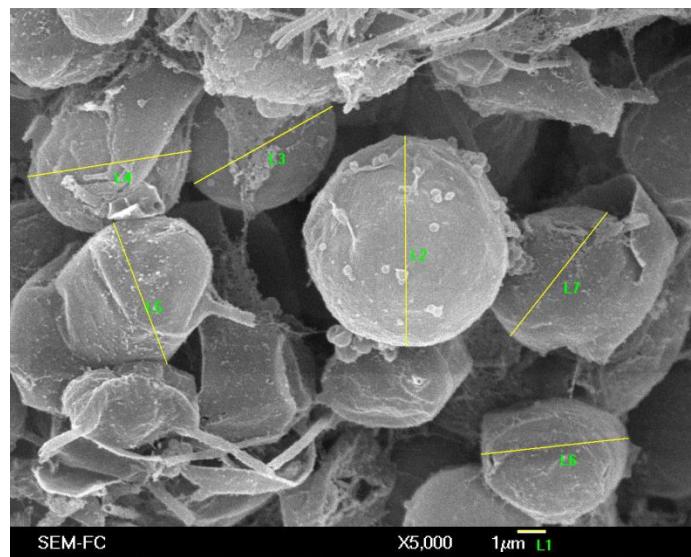


Figura 8. Medición de los diámetros de los hemocitos en la fotografía de microscopía electrónica de barrido.

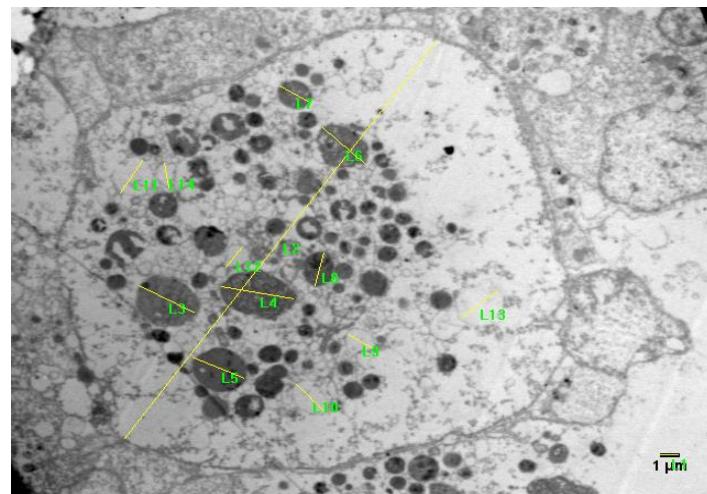


Figura 9. Medición de los diámetros de los hemocitos en la fotografía de microscopía electrónica de transmisión.

2.3. Recolección de las muestras en estanques



Figura 10. Sistema de cultivo de camarón y macroalga en las instalaciones de la Facultad de Ciencias del Mar.

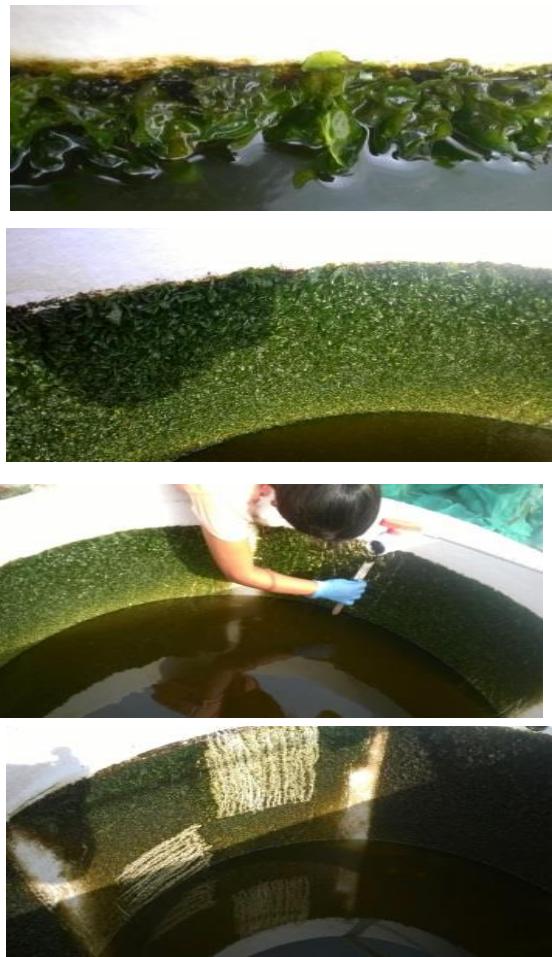


Figura 11. Recolección de macroalgas de las orillas del estanque.

2.3. Análisis estructural de las algas



Figura 12. Células vegetales de la parte central del alga.

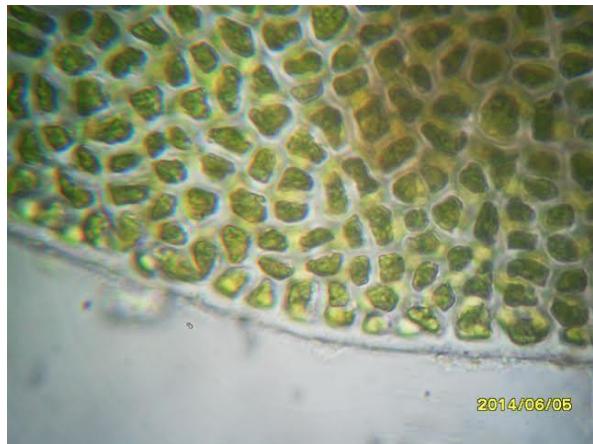


Figura 13. Células vegetales en uno de los bordes del alga.



Figura 14. Pie y células vegetales del alga.