

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

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

**Cultivo e investigación de peces marinos de la Estación de
Biología Marina de la Universidad Nacional de Costa Rica,
Puntarenas, Costa Rica**



**Presentado por:
Rocío Chán Escobar**

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

Guatemala, febrero de 2015

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

Consejo Directivo.

Presidente	M.Sc. Héctor Leonel Carrillo Ovalle
Secretaria	M.A. Olga Marina Sánchez Cardona
Representante Docente	M.B.A. Allan Franco de León
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios v Zootecnistas	M.Sc. Adrián Mauricio Castro López
Representante Estudiantil	T.A. Francisco Emanuel Polanco Vázquez
Representante Estudiantil	P.F. María José Mendoza Arzú



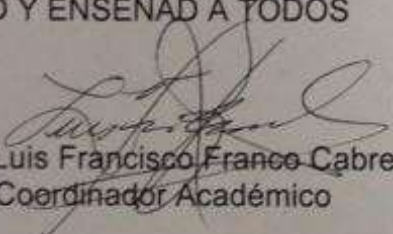
USAC
TRICENTENARIA
Universidad de San Carlos de Guatemala



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, de la estudiante universitaria **Rocío Chán Escobar**, titulado "Cultivo e investigación de peces marinos de la Estación de Biología Marina de la Universidad Nacional de Costa Rica, Puntarenas, Costa Rica", 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 2015

ACTO QUE DEDICO

A Dios por siempre estar para mí cuando lo necesito y por darme las fuerzas para seguir adelante en mis estudios y en la vida.

A mi padre MSc. Miltón Leonel Chán Santisteban por ser un ejemplo a seguir de esfuerzo y perseverancia y por haberme dado la oportunidad de llegar a tener estudios universitarios.

A mi madre Lic. Zuly Judith Sandoval Escobar, por ser un ejemplo de una gran mujer y brindarme su amor y protección.

A mis hermanas María del Carmen Chán Escobar y Adriana Chán Escobar y a mi hermano Ricardo Alberto Chán Escobar, por acompañarme durante todo este tiempo y darme buenos consejos y ayudarme con mis problemas.

A mi novio José Ramón Gonzáles Marcucci por ser tan especial para mí, mi fiel y mejor amigo, por su apoyo incondicional durante mis estudios y compartir conmigo cada uno de aquellos y de futuros momentos, gracias por hacerme tan feliz.

Al Ing. Ángel José Ramón González Coronado y a la Lic. Olimpia Marcucci García por apoyarme en mis estudios y ser tan gentiles conmigo.

A mis amigos y amigas María José Mendoza Arzu, Johannes Pérez Brückweh, María Laura Morales Fernández, Ana Elisa Morales Monney y Marisabel Boy Castillo, por estar a mi lado en las buenas y en las malas y por compartir conmigo valiosos momentos de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por haberme cuidado y protegido durante mis prácticas y darme la oportunidad de la gran experiencia que es vivir.

A mi padre MSc. Milton Leonel Chán Escobar por asesorarme en mi informe de prácticas, por exigirme cada día ser una excelente estudiante y persona y por darme su amor incondicional.

A mi madre Lic. Zuly Judith Escobar Sandoval por apoyarme en seguir la carrera de Acuicultura y por inculcarme los principios y valores que hacen de mí hoy una gran mujer.

A la Universidad San Carlos de Guatemala y al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura por ser mi casa de estudios y por brindarme la oportunidad de superarme y poder crecer como profesional.

A la Universidad Nacional de Costa Rica por permitirme realizar mis prácticas en las instalaciones de la Estación de Biología Marina de Puntarenas.

A mi supervisor de prácticas MSc. Jorge Boza Abarca por transmitirme sus conocimientos y asesorarme en mis actividades prácticas en el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos.

A mis catedráticos por brindarme los conocimientos básicos para poder realizar mis prácticas.

RESUMEN

El desarrollo de las Prácticas Profesionales Supervisadas fueron realizadas en las instalaciones de la Estación de Biología Marina (EBM), Puntarenas, Costa Rica, de la Universidad Nacional de Costa Rica (UNA), en el área del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos. Se realizaron diversas actividades, con el objetivo que el estudiante se desarrolle en áreas laborales de la carrera, tales como: el monitoreo poblacional de los tanques A y B de rotíferos *Brachionus plicatilis* durante una semana, estos eran alimentados con levadura de pan *S. cerevisiae* todos los días, se tomaron dos muestras de agua por tanque de 1mL, luego se observaba bajo el estereoscopio para calcular la población total por cada uno. Como resultado de una sobrealimentación se observa un descenso poblacional de rotíferos. Entre otra de las actividades, se realizó un experimento en un sistema de 12 peceras de agua salada, en las cuales se introdujeron 60 peces de la especie *Dormitator latifrons* con un peso entre 11-12 g, en las que se evaluó el crecimiento en peso (g) a partir de tres diferentes dietas dirigidas al cultivo de peces marinos, durante treinta y cinco días. De dichos alimentos uno era destinado para el cultivo de Cobia-A (51%PC) y los otros dos al de Pargos-B y C (50%PC). Los organismos alimentados con la dieta A y C se encontraron con los mejores pesos promedios 20,68 g, seguido por la dieta B (18,23 g). Con esta especie también se realizaron pruebas de inducción al desove con CHORULON, en organismos con un peso de 90-120 g, inyectando dosis de 0.2ml, durante dos días, el resultado fue negativo ya que no se logró el desove de los organismos. También se realizaron actividades de muestreos de parámetros del agua tanto de las peceras experimentales como de los tanques del Patio I del EBM. Se midió: salinidad (‰), oxígeno disuelto (mg/L), porcentaje de saturación de oxígeno y temperatura (°C), manteniéndose en condiciones óptimas para el desarrollo de los organismos.

ÍNDICE DE CONTENIDO

Contenido

1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos específicos	3
3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA UNIDAD PRÁCTICA	4
3.1. Ubicación geográfica	4
3.2. Condiciones climáticas.....	5
3.3. Zona de vida.....	7
3.4. Actividades principales de la Unidad de Práctica	7
3.5. Infraestructura	8
3.6. Equipo	11
3.7. Recursos naturales disponibles	12
3.8. Croquis o plano de las instalaciones	13
4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS.....	14
3.1. Organigrama.....	14
3.2. Cantidad de personal y calidades del personal.....	15
3.3. Planificación de la institución	15
3.3.1. Misión.....	15
3.3.2. Visión	16
4. ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES TRABAJADAS	17
4.1. Generalidades del pez marino Chame, <i>Dormitator latifrons</i> (Richardson 1844)	17
4.1.1. Taxonomía.....	17
4.1.2. Características de la especie	17
4.1.3. Hábitat y distribución	18
4.1.4. Hábitos alimenticios	18
4.1.5. Aspectos reproductivos	19
4.1.6. Producción acuícola	19

4.2. Generalidades de los rotíferos de la especie <i>Brachionus plicatilis</i> (Müller 1786)	20
4.2.1. Generalidades del cultivo de rotíferos	20
4.2.2. Importancia del cultivo de <i>Brachionus plicatilis</i>	20
4.2.3. Anatomía de <i>Brachionus plicatilis</i> (Rotifera)	21
5. ACTIVIDADES REALIZADAS	22
5.1. Descripción de las actividades realizadas	22
5.1.1. Actividad N°1-Monitoreo poblacional de los rotíferos de la especie <i>Brachionus plicatilis</i> de los tanques A y B del Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos.....	22
5.1.2. Actividad N°2-Evaluación de tres tipos de alimento balanceado dirigidos al cultivo de peces marinos en el Chame (<i>Dormitator latifrons</i>) en el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos y Monitoreo de parámetros del agua de las peceras de Chame.....	26
5.1.3. Actividad N°3-Inducción al desove de Chame (<i>Dormitator latifrons</i>) por medio de gonadotrofina coriónica humana	31
5.1.4. Actividad N°4-Medición de parámetros del agua de los tanques de cultivo de peces marinos del Patio I de la Estación de Biología Marina	36
5.2. Resultados y aprendizaje alcanzados	38
5.2.1. Actividad N°1-Monitoreo poblacional de los rotíferos de la especie <i>Brachionus plicatilis</i> de los tanques A y B del Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos.....	38
5.2.2. Actividad N°2-Evaluación de tres tipos de alimento balanceado dirigidos al cultivo de peces marinos en <i>Dormitator latifrons</i> (Chame) en el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos y Monitoreo de parámetros del agua en las peceras de Chame.	39
5.2.3. Actividad N°3-Inducción al desove de <i>Dormitator latifrons</i> (Chame) por medio de gonadotrofina coriónica humana	44
5.2.4. Actividad N°4-Medición de parámetros del agua de los tanques de cultivo de peces marinos del Patio I de la Estación de Biología Marina.	45
6. CONCLUSIONES	48
7. RECOMENDACIONES	49
8. BIBLIOGRAFÍA	50
9. ANEXOS	53

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Resultados del sexado y pesado de Chame inducidos al desove con hCG.....	32
Cuadro 2 Resultados del muestreo poblacional de rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i>	38
Cuadro 3 Promedio de pesos promedios de Chame según el tipo de dieta	39
Cuadro 4 Promedio de pesos máximos de Chame según el tipo de dieta	40
Cuadro 5 Promedios finales de pesos mínimos de Chame según el tipo de dieta.....	41
Cuadro 6 Promedio de los parámetros del agua de las peceras experimentales de Chame.....	42
Cuadro 7 Medidas de los gametos femeninos de Chame inducidos con hCG	44
Cuadro 8 Promedio de los parámetros del agua de los tanques del Patio I.....	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Mapa de localización de los 11 cantones de Puntarenas, Costa Rica	5
Figura 2 Resumen Sinóptico-Climático de la Región Pacífico Norte	6
Figura 3 Patio I del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos	9
Figura 4 Sistema de bombeo y filtrado del agua marina	9
Figura 5 Reservorio de agua de la Estación de Biología Marina	10
Figura 6 Pirámide distribuidora de agua y sistema de esterilizado del agua	10
Figura 7 Equipo de análisis del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos ...	12
Figura 8 Croquis de la Estación de Biología Marina, Puntarenas, Costa Rica.....	13
Figura 9 Organigrama de la Estación de Biología Marina, Puntarenas Costa Rica.	14
Figura 10 <i>Dormitator latifrons</i> (Richardson 1844)	17
Figura 11 Mapa de distribución del hábitat del pez <i>D. latifrons</i>	18
Figura 12 Anatomía del rotífero <i>Brachionus plicatilis</i>	21
Figura 13 Método de conteo poblacional de rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i>	22
Figura 14 Conteo de rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i> de los tanques A y B	23
Figura 15 Alimentación de rotíferos de los tanques A y B con levadura.....	24
Figura 16 Cosecha de rotíferos de los tanques A y B.....	25
Figura 17 Alimentos balanceados para <i>Dormitator latifrons</i> A (Cobia), B y C (Pargo).	27
Figura 18 Esquema del sistema de peceras	28
Figura 19 Izquierda-Primer muestreo Chame (peso promedio 11.5 g) Derecha-Ultimo muestreo Chame (peso promedio 27 g).....	29
Figura 20 Preparación de las raciones alimenticias.....	30
Figura 21 Medición de parámetros del agua de las peceras de Chame	30
Figura 22 Chorulon (hCG) y su diluyente para inducir al desove a los peces	31
Figura 23 Medición de pesos de <i>Dormitator latifrons</i> para inducir al desove.....	32
Figura 24 Dimorfismo sexual en macho (izquierda) y hembras (derecha) de Chame	33
Figura 25 Inyección de la solución de Chorulon en <i>Dormitator latifrons</i>	34
Figura 26 Espermiación de un macho <i>Dormitator latifrons</i>	34
Figura 27 Medición de gametos femeninos bajo el esteroscopio.....	35
Figura 28 Observación de gametos masculinos bajo el microscopio.....	35

Figura 29 Medición de parámetros del agua del tanque N° 21 de Chame, Patio I del EBM. ..	37
Figura 30 Densidad poblacional de rotíferos de la especie <i>B. plicatilis</i> tanques A y B	38
Figura 31 Crecimiento en los pesos promedios en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a <i>Dormitator latifrons</i>	39
Figura 32 Crecimiento en los pesos máximos en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a <i>Dormitator latifrons</i>	40
Figura 33 Crecimiento en los pesos mínimos en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a <i>Dormitator latifrons</i>	41
Figura 34 Comportamiento de la salinidad y temperatura en las peceras experimentales del Chame.....	42
Figura 35 Comportamiento del porcentaje de saturación de oxígeno disuelto en las peceras experimentales del Chame.....	43
Figura 36 Comportamiento del oxígeno disuelto en las peceras experimentales del Chame...	43
Figura 37 Comportamiento de la salinidad en los tanques del Patio I	45
Figura 38 Comportamiento del oxígeno disuelto (mg/L) en los tanques del Patio I.....	46
Figura 39 Comportamiento del oxígeno disuelto (%) en los tanques del Patio I	46
Figura 40 Comportamiento de la temperatura (°C) en los tanques del Patio I	47
Figura 41 Visita de la Escuela el Roble a la Estación de Biología Marina	53
Figura 42 Sistema de peceras utilizadas para el experimento con <i>Dormitator latifrons</i>	53
Figura 43 Preparación de las raciones alimenticias para los peces Chame del experimento ...	54
Figura 44 Raciones alimenticias para los peces <i>Dormitator latifrons</i> del experimento.....	54
Figura 45 Colecta de peces <i>Dormitator latifrons</i> para inducir al desove con hCG	55
Figura 46 <i>Dormitator latifrons</i> colectados para inducir al desove con hCG.....	55
Figura 47 Observación del dimorfismo sexual en <i>Dormitator latifrons</i>	56
Figura 48 Pesaje de peces <i>Dormitator latifrons</i> para inducir al desove con hCG.....	56
Figura 49 Observación de los gametos femeninos y masculinos de los peces Chame	57

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura a nivel mundial juega un papel importante en seguridad alimentaria, proveyendo productos con altos niveles nutricionales ricos en proteínas, vitaminas, minerales y aceites. Contribuyendo también a erradicar la pobreza mejorando los ingresos económicos.

Para el 2012 la producción acuícola mundial alcanzó los 90,4 millones de toneladas (peso vivo) de los que 66,6 millones de toneladas corresponden a peces comestibles y 23,8 millones de toneladas a plantas acuáticas. Según información reciente, la FAO calcula que la producción acuícola mundial de peces comestibles aumentó el 5,8% a 70,5 millones de toneladas en 2013.

La producción acuícola mundial de peces comestibles aumentó en un ritmo menor a una tasa media anual del 6,2 % en el período de 2000 a 2012, comparado con los períodos de 1980-1990 (10,8%) y 1990-2000 (9,5%). Entre 1980 y 2012, el volumen de la producción acuícola mundial se incrementó a una tasa media anual del 8,6%. La producción acuícola mundial de peces comestibles se duplicó a 32,4 millones de toneladas en 2000 a 66,6 millones de toneladas en 2012. Por continente, el ritmo más rápido de crecimiento anual de la producción acuícola se observó en África (11,7%) y América Latina y el Caribe (10%).

Por otro lado la acuicultura marina ha decrecido debido a la necesidad de alimento, ya que gran parte de estas especies son de hábitos carnívoros y por la sobreexplotación del recurso pesquero la producción de alimentos balanceados con los requerimientos proteicos necesarios se ha debilitado para este sector a causa del agotamiento del recurso.

Comparada con la acuicultura continental que posee un crecimiento anual de 9,2% mientras que la marina que ha contribuido con un 7,6%. Los avances tecnológicos de la producción como también los conocimientos básicos de procesos reproductivos han permitido pequeños avances de la acuicultura marina. El control de la reproducción es muy importante ya que de esto depende la incorporación de nuevas especies a la producción industrial.

Este trabajo contiene el informe de las actividades realizadas en la Estación de Biología Marina (EBM) de Puntarenas, Costa Rica, enfocadas a la producción e investigación de especies de origen marino, en el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos.

2. OBJETIVOS

2.1. 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.

2.2. 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.
- 2.2.1.** Retroalimentar el proceso de enseñanza-aprendizaje del estudiante, mediante la integración de los conocimientos y experiencias teórico-prácticas adquiridas.
- 2.2.2.** Propiciar el desarrollo y ejercicio de los valores morales y éticos del estudiante en el desempeño profesional.

3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA UNIDAD PRÁCTICA

3.1. Ubicación geográfica

La Estación de Biología Marina EBM, perteneciente a la Universidad Nacional de Costa Rica UNA, se encuentra ubicada en la provincia de Puntarenas. La institución se localiza a 09, 58',40.6'' latitud norte y 084, 50',14.1'' longitud oeste, a una altitud de 0 msnm.

La provincia de Puntarenas limita al norte con las provincias de San José (Cantones de Puriscal, Tarrazú, Aserri, Acosta y Turrubares), Alajuela (Cantón San Ramón) y Guanacaste (Cantón Abangares). Al este con las provincias de San José (Cantones de Turrubares, Dota, Pérez Zeledón), Alajuela (Cantón Atenas) y con Puntarenas (Cantón Osa). Al sur limita con el Océano Pacífico y al oeste con el Golfo de Nicoya y el Océano Pacífico (Salas. 2003).

Según Salas (2003) Puntarenas pertenece a la Región Pacífico Central de Costa Rica, y ocupa el 22% del país. Constituida por 11 cantones y 43 distritos. Siendo los cantones con sus respectivas cabeceras los siguientes.

1. Puntarenas, Puntarenas (incluye la Isla del Coco, el extremo sur de la península de Nicoya y las islas del Golfo de Nicoya).
2. Esparza, Espíritu.
3. Buenos Aires, Buenos Aires.
4. Montes de Oro, Miramar.
5. Osa, Ciudad Cortés.
6. Aguirre, Quepos.
7. Golfito, Golfito.
8. Coto Brus, San Vito.
9. Parrita, Parrita.
10. Corredores, Ciudad Neily.
11. Garabito, Jacó.



Figura 1 Mapa de localización de los 11 cantones de Puntarenas, Costa Rica

3.2. Condiciones climáticas

En Costa Rica la topografía es muy variada, existen dos sistemas montañosos principales: la Cordillera Volcánica del Norte y la Cordillera de Talamanca que se localiza al sur y divide al país en tres regiones fisiográficas: norte, central y sur, tres regiones climáticas diferentes: la Región Tropical Húmeda del Atlántico, a la que pertenece la Región Norte y Atlántica, la Región Central Intermontana a la cual pertenece la Región Valle Intermontano Central y Montañosa Sur, y la Región Tropical del Pacífico, a la que pertenece la Región Pacífico Norte, Sur y Central, con dos estaciones bien definidas, la húmeda y seca, siendo Puntarenas perteneciente a la Región Tropical por encontrarse en la Región Pacífico Norte del país (Solano & Villalobos. S.F).

Según Coen (1967) Puntarenas pertenece a la provincia térmica de tierra caliente o Megatermal, con una temperatura media anual superior a los 22°C y una altura entre los

800 msnm y a la provincia pluviométrica de zonas o regiones moderadamente lluviosas con totales de lluvia anual entre los 1000 y 2000 milímetros (mm). Puntarenas se describe como una provincia de clima seco por encontrarse entre al nivel del mar, siendo una de las regiones más calientes y menos lluviosa se Costa Rica.

La Región Pacífico Norte de Costa Rica como anteriormente se describió se caracteriza por un periodo seco y uno lluvioso bien definido posee un clima tropical con estación seca, y es una de las regiones más extensas por lo que se dividió en cuatro subregiones para su descripción general, perteneciendo la provincia de Puntarenas a la Subregión Central del Pacífico Norte (PN2). En la Figura N°2 muestra que en la Subregión PN2 la lluvia media anual es de 1800 mm; la temperatura máxima es de 33°C, la media es de 28°C y la mínima de 22°C; mientras que el promedio de días con lluvia es de 97 días, y el promedio de duración del periodo seco es de 5 meses (Solano & Villalobos. S.F).

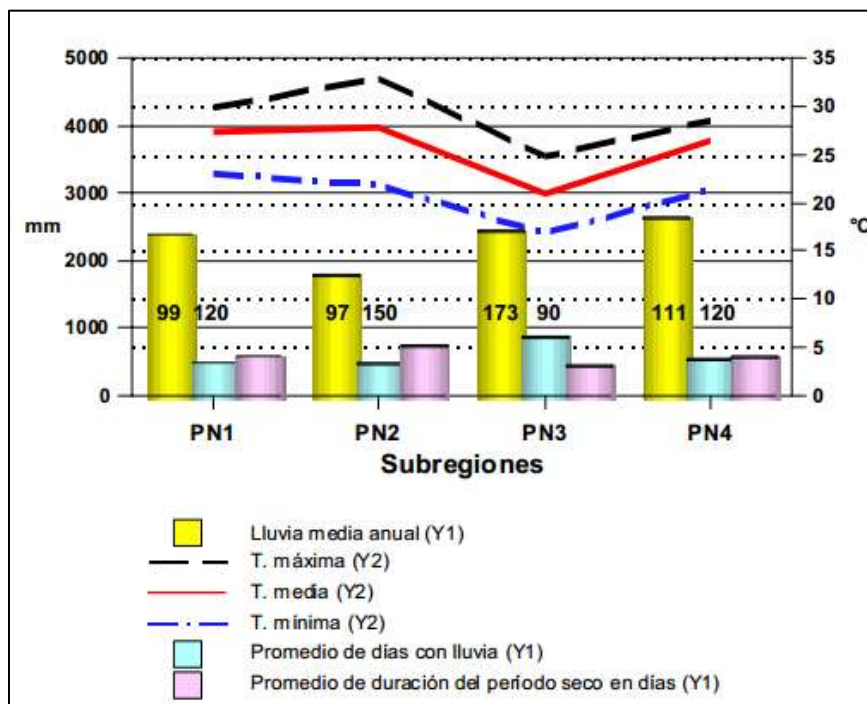


Figura 2 Resumen Sinóptico-Climático de la Región Pacífico Norte

Esta subregión se caracteriza por ser de suelos de tipo Latosol, que generalmente son de color rojo y contienen poco humus y sílice (Solano & Villalobos. S.F).

3.3. Zona de vida

Holdridge (1979) clasifica las zonas de vida de Costa Rica en cinco fajas altitudinales de vegetación: La tropical, la subtropical, montano baja, montano y subalpina. La faja tropical se encuentra alrededor de los 500 a 600 msnm, la faja subtropical entre los 1400 a los 1500 msnm, desde esta última la faja montano baja se extiende desde los 2500 a 2600 msnm, el bosque montano ocupa la faja restante hasta los páramos. La subregión PN2 en la que se encuentra la provincia de Puntarenas, posee una vegetación de tipo Bosque seco tropical, son áreas transicionales al bosque húmedo, en donde se localizan valores bajos de precipitación y la biotemperatura media anual varía entre 24°C y 24.5°C y son bosques densos.

3.4. Actividades principales de la Unidad de Práctica

La Estación de Biología Marina (EBM), de la Escuela de Ciencias Biológicas, inició sus actividades en febrero de 1997. Es un centro que realiza actividades de investigación, extensión y producción para generar pautas para el aprovechamiento sostenible de los recursos marino costeros y la formación de profesionales, como también la Estación realiza actividades docentes. A continuación se describe cada actividad:

1. Investigación: Desarrollan y realizan proyectos dirigidos especialmente a la solución de problemáticas de las zonas marino costeras de la región, centrándose en temas como lo son: Conservación del medio ambiente, Cambio climático, Manejo de recursos hidrobiológicos, Indicadores de calidad y frescura de organismos de la pesca, Monitoreo de fitoplancton nocivo.
2. Extensión: Se realizan actividades y/o acciones académicas que permiten informar a grupos específicos de la comunidad sobre las investigaciones o proyectos que se desarrollen en la Estación.

3. Docencia: Cátedras dirigidas a estudiantes de los niveles de Bachillerato con énfasis en Biología Marina o Biología Tropical, Licenciatura en Biología con énfasis en: Manejo de Recursos Marinos y Dulceacuícolas o Manejo de Recursos Naturales, como también Maestrías en Ciencias Marinas y Costeras.

3.5. Infraestructura

Las instalaciones de la Estación de Biología Marina cuenta con 10 laboratorios los cuales son utilizados para fines de investigación como de docencia entre ellos se encuentran los laboratorios de: cultivo y reproducción de peces marinos, plancton marino, cultivo y reproducción de moluscos, análisis biológicos pesqueros, fitoplancton marino y cultivo masivo, microbiología marina, calidad del agua, control de calidad de productos pesqueros, organismos marinos y fisiología reproductiva de crustáceos. Cada uno cuenta con sus propias oficinas, aparte existen oficinas administrativas, secretaría, biblioteca, dos salones de conferencias y cátedras en los cuales se imparten clases a los niveles de Bachillerato, Licenciatura y Maestría.

La institución cuenta con dos patios: Patio I y II, el primero es utilizado por el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos a cargo del MSc. Jorge Boza Abarca Figura N°3, el segundo se encuentra a cargo del Dr. Jorge Alfaro Montoya del Laboratorio de Fisiología Reproductiva de Crustáceos. Cuenta también con una sala de computación, cuatro servicios sanitarios, una bodega de utilería y limpieza, una cocina y comedor equipado, dos dormitorios cada uno cuenta con 6 literas que son utilizados tanto para estudiantes como para visitantes.



Figura 3 Patio I del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos

La Estación de Biología Marina cuenta con un cuarto de maquinaria en el cual se encuentra un sistema de tuberías de 12 pulgadas que se conectan a dos bombas de agua marca Jacuzzi de 7.5 HP, estas extraen agua salada del Golfo de Nicoya localizada a 200 m mar adentro y a una profundidad de 250 m. Se bombean aproximadamente 200 L/min. De estas dos bombas únicamente se utiliza una, en caso de emergencia o mantenimiento se utiliza la otra.



Figura 4 Sistema de bombeo y filtrado del agua marina



Figura 5 Reservorio de agua de la Estación de Biología Marina

Luego de ser bombeada es pasada por medio de filtros de arena marca Miami Filter y llevada a un reservorio con capacidad de 400 m^3 de la Figura N° 5. La Estación cuenta con una pirámide con 3 tanques de 15 m^3 a una altura de 4 m, que distribuyen el agua por medio de gravedad, esta pasa antes por filtros de cartucho de 100 micras marca FSI y por 6 lámparas de luz ultravioleta marca RAINBOW LIFEWARD modelo QL-240 el cual es activado por medio de un panel de control y se activa únicamente cuando se necesita en los laboratorios agua esterilizada.



Figura 6 Pirámide distribuidora de agua y sistema de esterilizado del agua

3.6. Equipo

En el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos cuenta con un equipo para la observación de muestras por medio un microscopio y un estereoscopio marca MEIJI TECHNO, tales como el conteo poblacional de rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis*, medición y observación de gametos masculinos y femeninos de peces marinos y estadios larvales.

Cuentan con dos refrigeradoras que son utilizadas para conservar muestras tomadas en el campo como en el laboratorio, preservación de artemias, del alimento para reproductores de corvinas (sardinias), conservación de alimentos balanceados y fármacos que deben mantenerse bajo condiciones de refrigeración.

Para evaluar la calidad del agua de los tanques del laboratorio se utiliza una sonda multiparámetros, marca YSI modelo DO200, para medir: la cantidad de oxígeno disuelto (mg/L), porcentaje (%) de oxígeno disuelto y temperatura (°C), y para medir la salinidad (‰) marca Westover, modelo RHS-10ATC. Para determinar el peso de organismos o calcular las raciones alimenticias de los peces cultivados y de rotíferos de los tanques A y B se utilizan las balanzas analíticas: báscula lavable ae ADAM serie WBW con capacidad máxima de 91 Lb/4 Kg d=0.001 Lb/0.5 g con 5 unidades de pesaje (Kg, g, lb, oz y lbs:oz), T-Scale Portable Balance con capacidad de 5000 g modelo LB-5000 y DENVER INSTRUMENT modelo MXX-612. Cuentan también con un Stirrers/Hot plate modelo 4658 (Figura N°7).



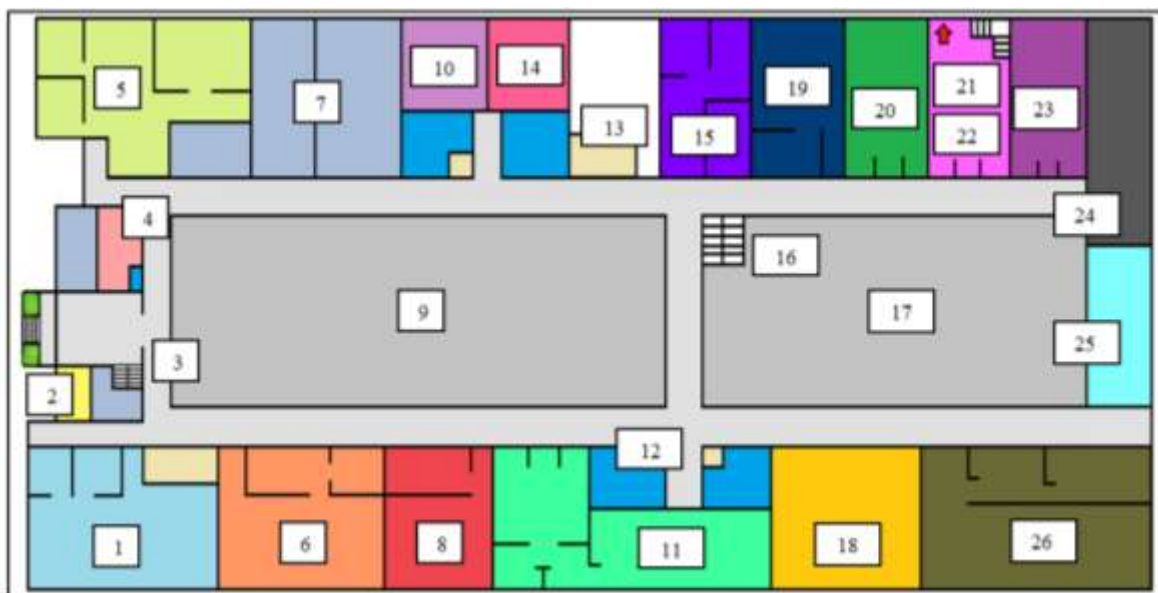
Figura 7 Equipo de análisis del laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos

Las dos oficinas están equipadas con computadoras que son utilizadas para archivar y tabular datos, teléfonos y aire acondicionado.

3.7. Recursos naturales disponibles

La Estación de Biología Marina se dedica principalmente al estudio e investigación de organismos marinos, en el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos, las principales especies de peces con las que se trabaja son: Corvina aguada (*Cynoscion squamipinnis*), Corvina reina (*Cynoscion albus*), Pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*), Chame (*Dormitator latifrons*) y Mero (*Epinephelus marginatus*). Entre otras especies se encuentran microorganismos pertenecientes al zooplancton como: *Artemia spp* y rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis*, que son utilizados para la alimentación de estadios larvarios, también se utilizan las microalgas *Tetraselmis suecica* o *Nannochloris oculata*. Para alimentar a los reproductores de corvina se utilizan sardinas y camarones. Aunque el recurso más utilizado en la Estación es el agua dulce como el agua salada.

3.8. Croquis o plano de las instalaciones



1. Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos	14. Salón de cátedras
2. Biblioteca	15. Laboratorio de Microbiología Marina
3. A segundo nivel-Salón de Conferencias	16. A segundo nivel-Oficinas
4. Secretaría	17. Cocina
5. Laboratorio de Plancton marino	18. Patio II (Tanques de cultivo del Laboratorio de Crustáceos)
6. Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Moluscos	19. Laboratorio de Calidad del Agua
7. Oficinas	20. Laboratorio Control de Calidad de Productos Pesqueros
8. Laboratorio de Análisis Biológicos Pesqueros	21. A segundo nivel-Dormitorios
9. Patio I (Tanques de cultivo del Laboratorio de Peces Marinos)	22. Laboratorio de Organismos Marinos
10. Salón de computación	23. Laboratorio de docencia
11. Laboratorio de Fitoplancton Marino y Cultivo Masivo	24. Cuarto de maquinaria
12. Servicios sanitarios	25. Reservorio/Distribuidor por gravedad de agua
13. Bodegas de utilería y de limpieza	26. Laboratorio de Fisiología Reproductiva de Crustáceos

Figura 8 Croquis de la Estación de Biología Marina, Puntarenas, Costa Rica

4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS

3.1. Organigrama

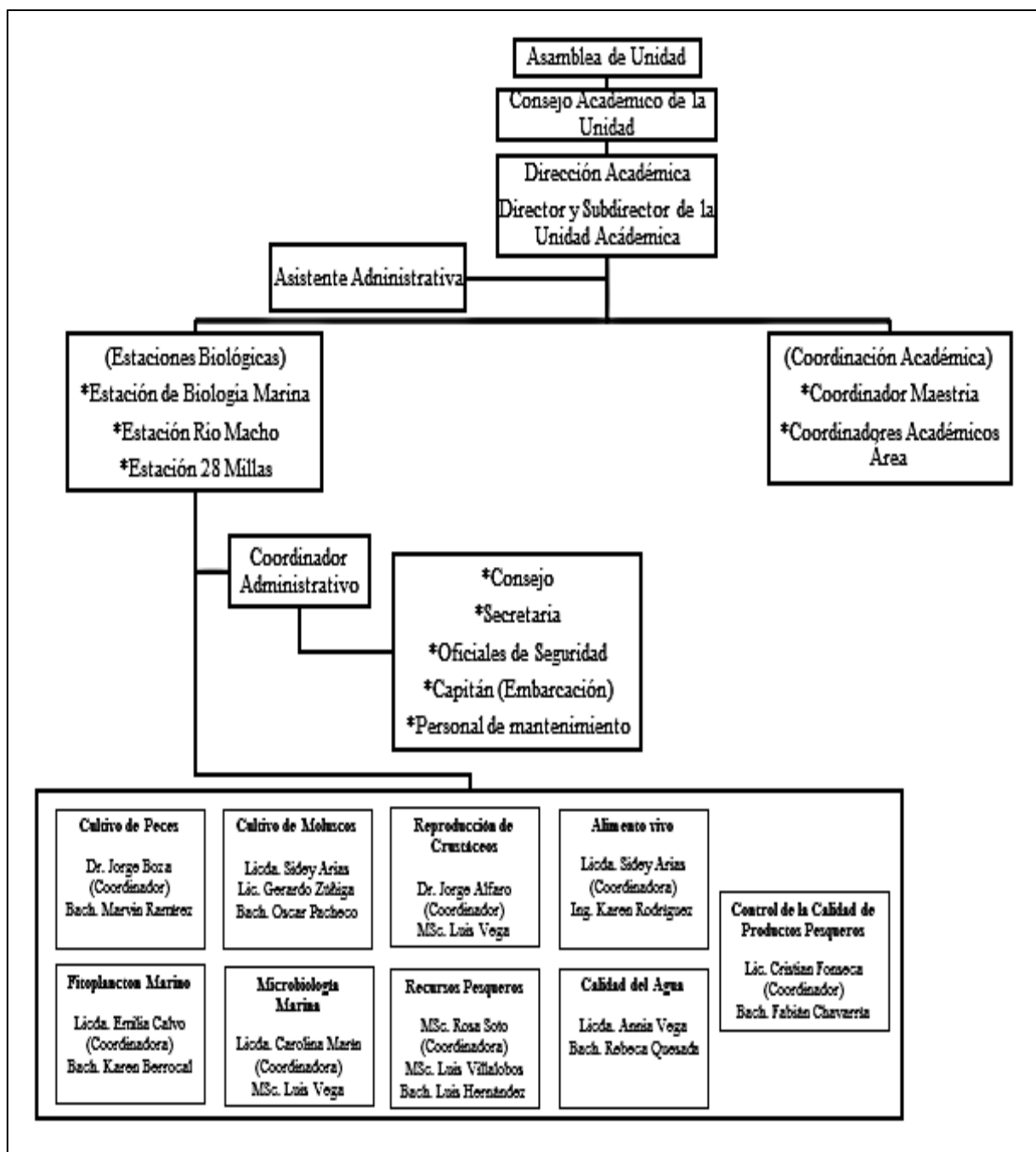


Figura 9 Organigrama de la Estación de Biología Marina, Puntarenas Costa Rica.

3.2. Cantidad de personal y calidades del personal

La Estación Biología Marina cuenta con los siguientes profesionales especializados y sus colaboradores por laboratorio: Lic. Gerardo Zúñiga y Bach. Oscar Pacheco responsables del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Moluscos Marinos; MSc. Jorge Boza Abarca coordinador del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos y Bach. Marvin Ramírez Alvarado; Dr. Jorge Alfaro y MSc Luis Vega encargados del Laboratorio de Fisiología Reproductiva de Crustáceos; los delegados del Laboratorio de Plancton Marino es la Licda. Sidey Arias y la Ing. Karen Rodríguez; en el Laboratorio de Fitoplancton Marino laboran la Licda. Emilia Calvo y la Bach. Karen Berrocal; el Laboratorio de Microbiología Marina es dirigido por Licda. Carolina Marín y MSc. Luis Vega; MSc. Rosa Soto, MSc. Luis Villalobos y Bach. Luis Hernández son los responsables del Laboratorio de Recursos Pesqueros; en el Laboratorio de Calidad del Agua trabajan la Licda. Annaí Vega y Bach. Rebeca Quesada y finalmente en el Laboratorio de Control de la Calidad de Productos Pesqueros laboran el Lic. Cristian Fonseca y el Bach. Fabián Chavarría. En total dentro de los laboratorios de la Estación laboran 19 personas capacitadas en dichas áreas. El encargado de coordinar las actividades de la Estación de Biología Marina es el Lic. Rodolfo Li Pinel. La institución también cuenta con cuatro guardianes de seguridad, una secretaria y una encargada de la limpieza y aseo del establecimiento.

3.3. Planificación de la institución

3.3.1. Misión

La Estación de Biología Marina de la Escuela de Ciencias Biológicas es un centro de investigación, extensión y producción para generar pautas para el aprovechamiento sostenible de los recursos marino costero y la formación de profesionales con conocimientos en la sostenibilidad de dichos recursos (EBM; López, C. 2011).

3.3.2. Visión

Ser líder en la generación y difusión del conocimiento de los recursos marino costero, mediante la investigación, extensión, producción y en la formación de profesionales competitivos, interdisciplinarios y de alto nivel, comprometidos científica, ética y moralmente, con el fin de responder eficazmente a las necesidades de desarrollo en las áreas marino costeras en armonía con el medio ambiente (EBM; López, C. 2011).

4. ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES TRABAJADAS

4.1. Generalidades del pez marino Chame, *Dormitator latifrons* (Richardson 1844)

4.1.1. Taxonomía

Nombre común: Chame

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Eleotridae

Género: *Dormitator*

Especie: *Dormitator latifrons*

(Flores, *et al.* 2010).

4.1.2. Características de la especie

Dormitator latifrons (Richardson, 1844) pertenece a la familia Eleotridae, su nombre se deriva del latín dormiré, que significa dormir. Son peces de cuerpo comprimido y cabeza plana de color verde oscuro a marrón oscuro con numerosas y pequeñas manchas pálidas, en la parte superior de los costados de la cabeza con varias franjas café oscuro y una mancha azul detrás del borde superior del opérculo. Crece por lo menos hasta 35 cm (Froese & Pauly. 2014).



Figura 10 *Dormitator latifrons* (Richardson 1844)

4.1.3. Hábitat y distribución

Se caracteriza por ser un pez bentónico anfídromo, por lo que se puede encontrar en ambientes de agua marina, salobres y agua dulce, más abundantes en fondos arenosos fangosos. Su distribución se extiende del Pacífico Este, desde el Sur de California hasta Perú, en zonas costeras poco profundas de climas subtropicales entre 25-33°C (Froese & Pauly, 2014).



Figura 11 Mapa de distribución del hábitat del pez *D. latifrons*

4.1.4. Hábitos alimenticios

Estas especies se alimentan de barro y detritus pero también son filtradores de plancton y su hábito alimenticio es de carácter nocturno (Yáñez & Díaz, 1976). Análisis de contenido estomacal demuestran que la dieta del Chame se basa en tres categorías de alimento:

1. Algas microscópicas (diatomeas, clorofilas crisófitas, cianófitas, euglenófitas), rotíferos y copépodos.

2. Restos vegetales (plantas acuáticas comunes de su hábitat: Lechuga de agua-*Pistia stratiotes*, Jacinto de agua-*Eichhornia crassipes* y chorro-*Ceratophyllum sp.*)
3. Materia no determinada, como organismos que podrían ser larvas de insectos y detritus (Flores, *et al.* 2010).

4.1.5. Aspectos reproductivos

Esta especie presenta dimorfismo sexual marcado, en las hembras se observa cerca de la abertura anal una papila genital en forma cuadrangular con pequeños filamentos. En la época reproductiva el vientre se torna amarillento y abultado. Los machos tiene la papila genital de forma triangular sin filamentos, durante la época reproducción el vientre se torna de color rojizo y abultado, en la cabeza se observa una prominencia suave al tacto, alcanzan la madurez sexual aproximadamente a los 15 cm de longitud (Flores, *et al.* 2010).

La época reproductiva de esta especie se desarrolla durante los meses de febrero hasta junio, con mayor actividad reproductiva en marzo y abril. Su ciclo reproductivo dura cerca de doce meses, con cuatro fases de desarrollo (Flores, *et al.* 2010):

1. Fase juvenil
2. Maduración de la gónada
3. Liberación de gametos
4. Anafase de reabsorción (gametos no liberados son reabsorbidos)

4.1.6. Producción acuícola

Esta especie se ha catalogado con potencial para la acuicultura y ha sido estudiada en varios países de Latinoamérica. El cultivo de esta especie sólo se reporta en Ecuador, en donde es cultivada a mediana escala, y la semilla con la que se trabaja es de origen silvestre, aunque existen estudios de producción de larvas por medio de la inducción con gonadotropinas en Colombia (Rodríguez, *et al.* 2011).

4.2. Generalidades de los rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis* (Müller 1786)

4.2.1. Generalidades del cultivo de rotíferos

B. plicatilis pertenece a la Familia Brachionidae. Esta especie soporta amplios rangos de parámetros, los rangos de salinidad que soporta van desde 1 a 97 ppm, es una especie euriterma (5-20°C). Para el cultivo de *B. plicatilis* en condiciones óptimas se recomienda la utilización de agua de mar (32-35‰), trabajar con una temperatura de 25°C. Es una especie que no selecciona su alimento (polífago), es filtro-alimentador y se alimenta de: Cianofíceas, Chlorofíceas, Pheofíceas, bacterias y levaduras, pudiendo ingerir únicamente partículas de 12-15 µ de tamaño (Sanz. 2012).

El primer inconveniente a superar en la producción intensiva de rotíferos, es conseguir el alimento apropiado. Se han utilizado principalmente especies de microalgas (*Nannochloris oculata*, *Chlorella spp*, *Isochrysis galbana*, *Tetraselmis suecica*, *Phaeodactylum tricornutum*), pero debido a la alta demanda de alimento, se requiere de mayor esfuerzo y de espacio de cultivo, por lo que se han desarrollado otras técnicas de alimentación almacenables como la levadura de pan *S. cerevisiae*. Se recomienda el uso de levadura como alimento ya que proporciona elevadas densidades poblacionales a bajo costo de producción (Gómez, *et al.* 1997) (Reguera, *et al.* 1982).

4.2.2. Importancia del cultivo de *Brachionus plicatilis*

Es una especie que ha constituido el alimento esencial durante las primeras etapas en especies marinas, tanto en peces como en crustáceos. Las características básicas de este organismo para su éxito en acuicultura son, además de tener un tamaño apropiado (80-350µm), elevada tasa de reproducción, tolerancia a las condiciones de laboratorio, fácil y barata alimentación con diferentes especies de fitoplancton, levaduras y dietas artificiales, y capacidad de modificar e incrementar su contenido nutricional en relación a su dieta (Sanz. 2012).

4.2.3. Anatomía de *Brachionus plicatilis* (Rotifera)

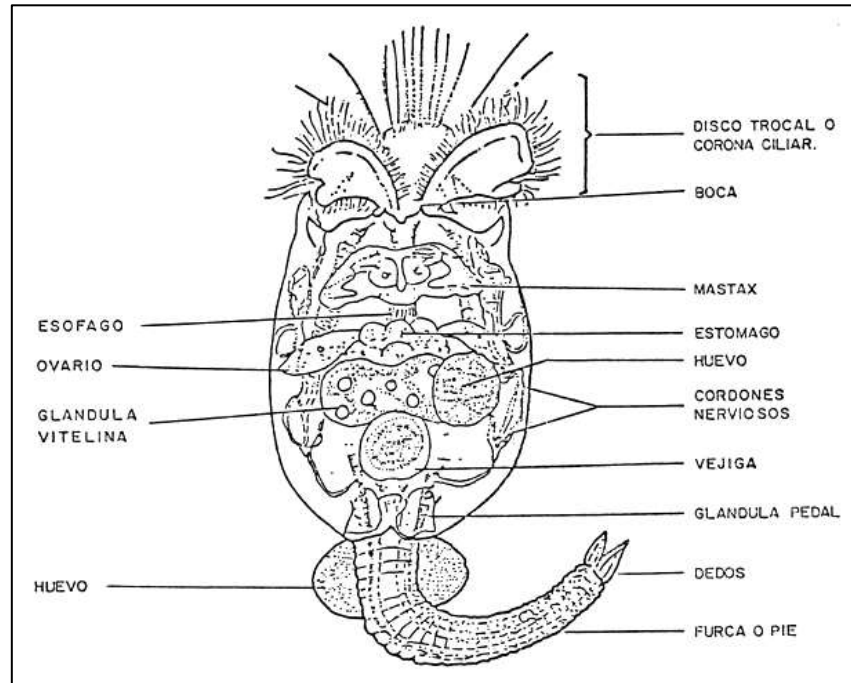


Figura 12 Anatomía del rotífero *Brachionus plicatilis*

5. ACTIVIDADES REALIZADAS

5.1. Descripción de las actividades realizadas

5.1.1. Actividad N°1-Monitoreo poblacional de los rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis* de los tanques A y B del Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos

Se tomaban dos muestras diarias del agua, tanto del tanque A como del B del Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos, en la cual con ayuda de una pipeta graduada, marca Transferpettor, se tomaba 1mL de muestra por cada repetición, esta era colocada en una caja de conteo Petri a la cual se le agregaba de 1 a 2 gotas de lugol para fijar la muestra y luego se realizaba el conteo bajo el estereoscopio, tal y como se muestra en la Figura N°13. El objetivo de esta actividad es controlar y mantener estable la población de rotíferos de los tanques, ya que estos son utilizados como alimento vivo para los primeros estadios larvarios de peces marinos producidos en el laboratorio.

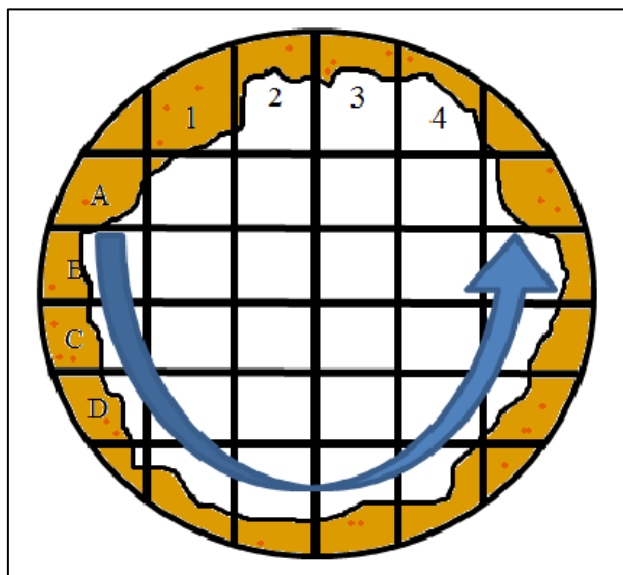


Figura 13 Método de conteo poblacional de rotíferos *Brachionus plicatilis*



Figura 14 Conteo de rotíferos *Brachionus plicatilis* de los tanques A y B

Las características que hacen que los rotíferos sean ideales para su mantenimiento y cultivo en el laboratorio son: de diminuto tamaño (100-300 μ) lo cual es indispensable para la alimentación de larvas de peces, su motilidad es un importante atrayente para las larvas de peces, alta velocidad de reproducción, tienen un alto valor nutritivo y un fácil mantenimiento.

En el laboratorio, los rotíferos son alimentados principalmente una vez al día con levadura de pan *Saccharomyces cerevisiae*, se les proporciona fitoplancton marino de las especies *Tetraselmis suecica* o *Nannochloris oculata* únicamente cuando las poblaciones se encuentran muy bajas. Se alimentan con 0.5-1.5 g de levadura de pan diluida en 200 mL-400mL de agua dulce, el volumen de dilución alimenticia depende del volumen del agua de cada tanque de cultivo. En el cultivo del laboratorio se maneja un volumen de agua de 105 L para el tanque A, mientras que para el tanque B un volumen de 110 L de agua, por lo que el tanque A es alimentado con 50-150 mL de agua con levadura y el tanque B con 150-250 mL (Figura N°15).



Figura 15 Alimentación de rotíferos de los tanques A y B con levadura

Cuando las densidades poblacionales son muy bajas, se les alimentan con 9 L de las anteriores microalgas durante dos días. En caso de que la población no se logre recuperar en el laboratorio existe una cepa de mantenimiento del stock de rotíferos, en el que se inocula un volumen pequeño en un Erlenmeyer de 20-50 mL con aproximadamente 1 rotífero por mL, y son alimentados con microalgas unicelulares.

Las cepas como los tanques de cultivo poseen un sistema de aireación e iluminación y son mantenidos con agua de mar a una salinidad entre 30-35‰, filtrada y esterilizada por medio de filtros de cartucho marca FSI de una micra y luz ultravioleta (UV) marca RAINBOW LIFEGARD modelo QL-240.

La técnica de producción de rotíferos, se basa en el tipo de recolección completa (cultivo “batch”). Consiste en inocular el cultivo y una vez que se ha alcanzado la densidad máxima se realiza una cosecha completa, en la cual se vacía completamente los tanques con ayuda de una manguera que sifonea el agua, la cual es dirigida a un

filtro de malla de 200μ para retener en ella los rotíferos, posteriormente la malla es lavada con agua de mar para transferir a los rotíferos a recipientes de 1 L. Los tanques son limpiados y lavados por dentro y llenados con 45 L de agua dulce y 60-65 L de agua de mar estéril, luego los recipientes que contienen los rotíferos son repartidos en cada tanque.



Figura 16 Cosecha de rotíferos de los tanques A y B

5.1.2. Actividad N°2-Evaluación de tres tipos de alimento balanceado dirigidos al cultivo de peces marinos en el Chame (*Dormitator latifrons*) en el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos y Monitoreo de parámetros del agua de las peceras de Chame

El Chame (*Dormitator latifrons*) es una especie nativa de la costa del Pacífico desde Baja California hasta Perú, lo que la hace llamativa por su amplia distribución para su producción en la acuicultura y su posterior comercialización, ya que crece rápidamente y es una especie ampliamente resistente a cambios climáticos. Esta especie es actualmente un recurso potencial, poco o no explotado. El objetivo de esta actividad es evaluar el crecimiento en peso del pez marino *Dormitator latifrons* según el tipo de alimento balanceado suministrado en el laboratorio con el fin de seleccionar el mejor.

El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina- EBM, el cual se basó en la alimentación de la especie *Dormitator latifrons* con 3 diferentes dietas destinadas a la alimentación de los peces marinos. Uno de los alimentos es dirigido al cultivo de Cobia (51% PC), mientras que los otros dos se dirigen al cultivo de Pargo (50% PC y 50% PC) todos de marca BIOMAR. Las tres dietas fueron nombradas como: A, B y C, y la designación de su letra fue seleccionada al azar. Este experimento se realiza con la finalidad de evaluar el crecimiento en peso según la dieta proporcionada.



Figura 17 Alimentos balanceados para *Dormitator latifrons* A (Cobia), B y C (Pargo).

Previo a la selección de organismos se efectuó la limpieza y activación del sistema de peceras Figura N°18, en el cual se limpiaron las paredes de los acuarios de vidrio y se sifoneó el fondo de las 12 peceras, luego se abrió la llave de paso de agua salada para llenar las peceras, cada una con una capacidad de 71 litros.

Este sistema consta de una entrada de agua salada completamente esterilizada por medio de filtros de cartucho marca FSI de una micra y luz ultravioleta (UV) marca RAINBOW LIFEGARD modelo QL-240, con el fin de eliminar cualquier tipo de partículas y organismos indeseados o dañinos.

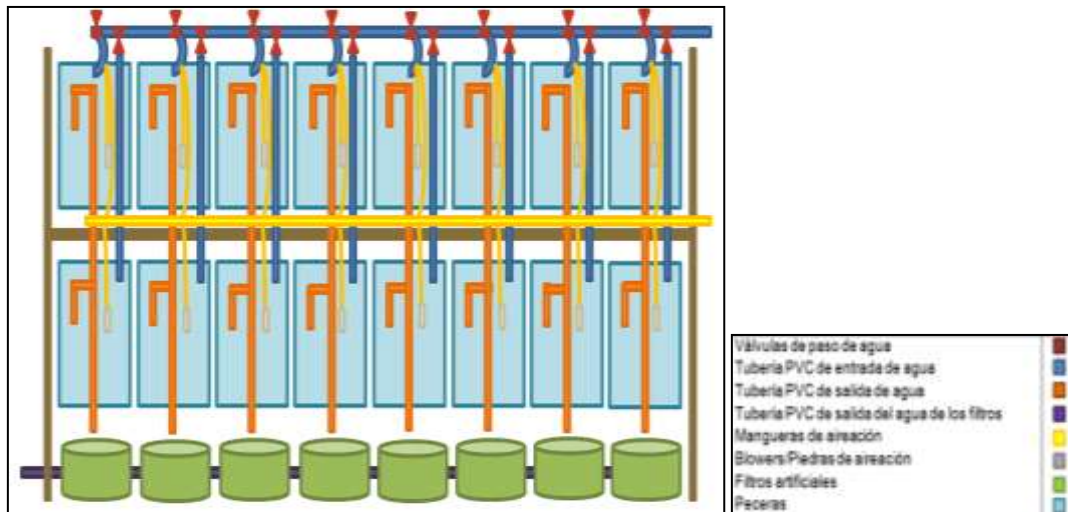


Figura 18 Esquema del sistema de peceras

El agua es distribuida a las 12 peceras con ayuda de una bomba de $\frac{1}{4}$ HP y llega hasta ellas por medio de una tubería PVC que consta con válvulas de paso para cada pecera, también cuentan con su propio sistema de tubos de aireación con reguladores por pecera. Para eliminar el exceso de agua y mejorar la calidad de la misma, el agua es llevada a un sistema de filtros artificiales compuestos de piedras, plásticos y conchas, en las cuales se quedan retenidas partículas y desechos.

Para evitar el escape de los peces, el sistema de drenaje tiene una malla fina atada al tubo de salida y cada pecera cuenta con tapaderas de malla plástica. Las peceras cuentan también con un sistema de drenado el cual regula el nivel y el recambio de agua del 30% del volumen total.

Para seleccionar la talla de los organismos con la que se inició el experimento, se realizaron muestreos del tanque N° 22 de la Estación, se determinó la talla en función de los pesos más abundantes de dicho tanque. El resultado del premuestreo fueron organismos en el rango de 11 a 12 gramos, de los que se recolectaron 60 peces, los cuales se repartieron en las 12 peceras.

Posteriormente se designó el tipo de alimento balanceado a aplicar por pecera, esto se estableció al azar. El diseño experimental establecido fue de 3x4, por lo que a cada alimento se le asignaron 4 peceras (A: A1, A2, A3 y A4; B: B1, B2, B3 y B4; C: C1, C2, C3 y C4) y a cada pecera se le introdujeron 5 organismos.

Se realizaron muestreos semanales de peso (g), todos los miércoles, para evaluar la eficiencia de las diferentes dietas. Los tres diferentes alimentos balanceados se suministraron diariamente durante un mes y cuatro días en 2 raciones, una por la mañana y otra en horas de la tarde.



Figura 19 Izquierda-Primer muestreo Chame (peso promedio 11.5 g) Derecha-Ultimo muestreo Chame (peso promedio 27 g)



Figura 20 Preparación de las raciones alimenticias

Las mediciones en el agua que se llevaron a cabo son de: porcentaje (%) de saturación de oxígeno, oxígeno disuelto (mg/L), temperatura (°C) por medio de una sonda multiparámetros marca YSI modelo DO200 y salinidad (‰) con ayuda de un refractómetro marca Westover, modelo RHS-10ATC, los cuales fueron tomados diariamente en horas de la mañana.



Figura 21 Medición de parámetros del agua de las peceras de Chame

5.1.3. Actividad N°3-Inducción al desove de Chame (*Dormitator latifrons*) por medio de gonadotrofina coriónica humana

Dormitator latifron es una especie que posee un alto potencial para la acuicultura, pero su producción depende de la utilización de semilla silvestre, por lo que a nivel de laboratorio se realizaron 2 pruebas de inducción al desove por medio de inyecciones de 0.2 mL, 0.15 mL de Chorulon.



Figura 22 Chorulon (hCG) y su diluyente para inducir al desove a los peces

Este fármaco contiene hormonas de Gonadotrofina coriónica humana (hCG) en forma de polvo blanco cristalino liofilizado, y se utiliza a nivel veterinario para el control de problemas de fertilidad. Cada frasco de material liofilizado contiene 5000 UI de Gonadotrofina coriónica (hCG) que se mezcla con el frasco de diluyente que contiene 5 ml de solución tampón estéril (MSD Salud Animal. 2014).

El principio activo de Chorulon es hCG, una glicoproteína compleja con actividad de hormona luteinizante (LH). En la hembra, la hCG se puede utilizar para estimular la maduración del folículo en desarrollo e inducir la ovulación que desencadene la luteinización de las células de la granulosa, para mantener la vida funcional del cuerpo lúteo y aumentar la secreción de progesterona por las células luteinizadas. La hCG también aumenta la acción de FSH sobre el crecimiento ovárico. En el macho, la hCG

estimula la producción de testosterona en influye en desarrollo y mantención de los caracteres sexuales masculinos primarios y secundarios (MSD Salud Animal. 2014).

Las inyecciones se realizaron una vez durante dos días en dos hembras y tres machos de Chame, estos fueron pesados y sexados previo a las inyecciones, siendo sus pesos correspondientes los que se muestran en el Cuadro N°1.



Figura 23 Medición de pesos de *Dormitator latifrons* para inducir al desove

Cuadro 1 Resultados del sexado y pesado de Chame inducidos al desove con hCG

N°	Sexo	Peso (g)
1	Macho	121.5
2	Macho	126.5
3	Macho	101.5
4	Hembra	112.0
5	Hembra	99

Durante el sexado de los organismos se observa el dimorfismo sexual, la papila genital de los machos posee una forma redondeada y lisa, mientras que el de las hembras es redondeada pero con pequeñas y alargadas protuberancias en el borde. Los organismos fueron colectados del tanque N° 14 del Patio I de la Estación de Biología Marina, luego se realizó la técnica del masaje abdominal para provocar secreciones de los aparatos reproductores de los organismos.



Figura 24 Dimorfismo sexual en macho (izquierda) y hembras (derecha) de Chame

Para realizar la primera serie de inyecciones los organismos fueron anestesiados uno por uno en un recipiente con agua al cual se le agregó anestesia en polvo, luego fueron inyectados con una dosis inicial de 0.2 mL de Chorulon al final de la aleta dorsal de cada organismo.



Figura 25 Inyección de la solución de Chorulon en *Dormitator latifrons*

Al día siguiente se realizó nuevamente un masaje abdominal para observar las secreciones producidas por los peces, estas eran colocadas en un portaobjetos y observada bajo el estereoscopio marca MEIJI TECHNO, en donde se evaluó el tamaño de los gametos femeninos (Figura N°27), por otro lado se observó la fluidez del líquido seminal de los machos (Figura N°28), el mismo procedimiento se realizó en la segunda revisión pero con una dosis de 0.15 mL. Los organismos fueron colocados en un tanque negro con agua a una salinidad de 5‰.



Figura 26 Espermiación de un macho *Dormitator latifrons*



Figura 27 Medición de gametos femeninos bajo el esteroscopio

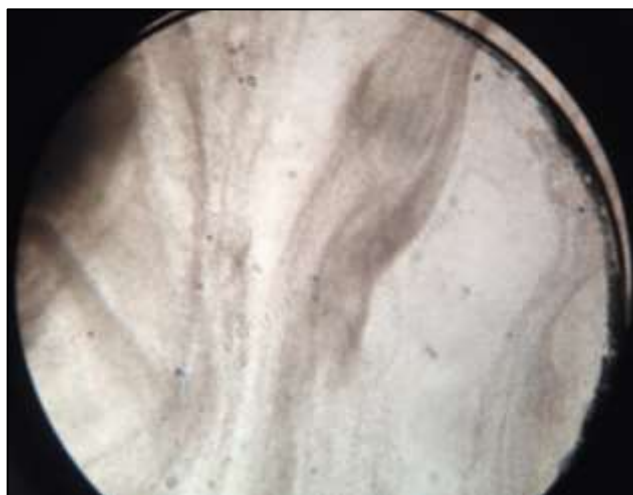


Figura 28 Observación de gametos masculinos bajo el microscopio

La finalidad de inducir al desove a nivel de producciones acuícolas es controlar el desove de gametos masculinos y femeninos por medio de la inducción con Gonadotrofina coriónica liofilizada y optimizar el manejo y rendimiento productivo adelantando el proceso de maduración, ovulación y desove.

5.1.4. Actividad N°4-Medición de parámetros del agua de los tanques de cultivo de peces marinos del Patio I de la Estación de Biología Marina

En el cultivo de peces existen muchas variaciones en la calidad del agua, ya que según la especie objetivo de cultivo se deben mantener en condiciones similares al su medio silvestre para obtener el desarrollo óptimo de los organismos. Para la acuicultura el control de los parámetros del agua es indispensable ya que es el medio en el que estos organismos se desarrollan. Parámetros como la temperatura, oxígeno disuelto y la salinidad inciden en el crecimiento de los peces.

Los peces son animales poiquiloterms, es decir que su temperatura corporal depende de la temperatura del agua, por lo que sus funciones vitales pueden ser afectadas por las variaciones de dicho parámetro. Según la regla de Van't Hoff respecto al crecimiento, el metabolismo de los poiquiloterms se incrementa cuando existe un aumento en la temperatura, el incremento de 10°C en la temperatura, aumenta la velocidad de reacción en de dos a tres veces (Castelló. 1993).

Las variaciones del oxígeno en el agua no solo se deben al consumo del mismo por los organismos cultivados sino que también a factores endógenos, por lo que es necesario conocer la cantidad de oxígeno disuelto que contiene el agua de cultivo. Se debe tomar en cuenta que la solubilidad del oxígeno en el agua dependen inversamente de: la temperatura y salinidad (Castelló. 1993).

La medición de los parámetros del agua de los tanques N° 13-18 y 21 y 22 del Patio I se realizó durante el transcurso de una semana. Estos eran tomados en horario de 9:00am- 10:00am. Estos se tomaron con ayuda de una sonda multiparámetros y un espectrofotómetro, los parámetros muestreados fueron: salinidad (‰), oxígeno disuelto (mg/L), porcentaje de saturación de oxígeno y temperatura (°C). Con el objetivo de mantener el control de los parámetros del agua en condiciones óptimas para el desarrollo de los organismos cultivados en el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina.



Figura 29 Medición de parámetros del agua del tanque N° 21 de Chame, Patio I del EBM.

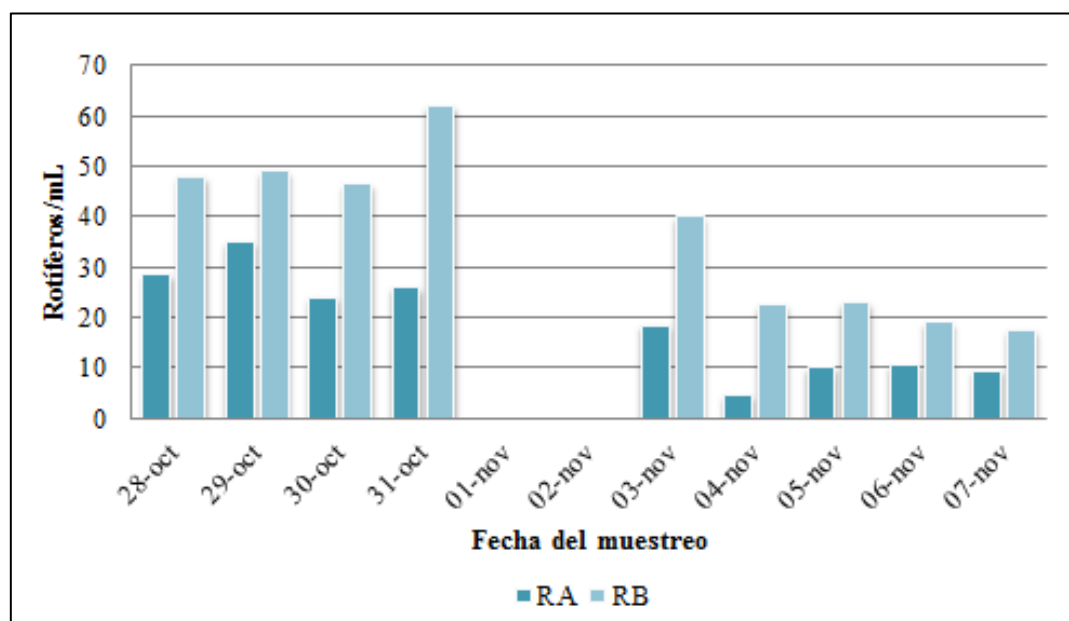
5.2. Resultados y aprendizaje alcanzados

5.2.1. Actividad N°1-Monitoreo poblacional de los rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis* de los tanques A y B del Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos

Cuadro 2 Resultados del muestreo poblacional de rotíferos *Brachionus plicatilis*

Fecha	RA	RB	Fecha	org/vol tanque A	org/vol tanque B
28-oct	28,5	48	28-oct	2992500	5280000
29-oct	35	49	29-oct	3675000	5390000
30-oct	24	46,5	30-oct	2520000	5115000
31-oct	26	62	31-oct	2730000	6820000
03-nov	18,5	40	03-nov	1942500	4400000
04-nov	4,5	22,5	04-nov	472500	3600000
05-nov	10	23	05-nov	1050000	3680000
06-nov	10,5	19	06-nov	1102500	3040000
07-nov	9,5	17,5	07-nov	997500	2800000

Figura 30 Densidad poblacional de rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis* de los tanques A y B



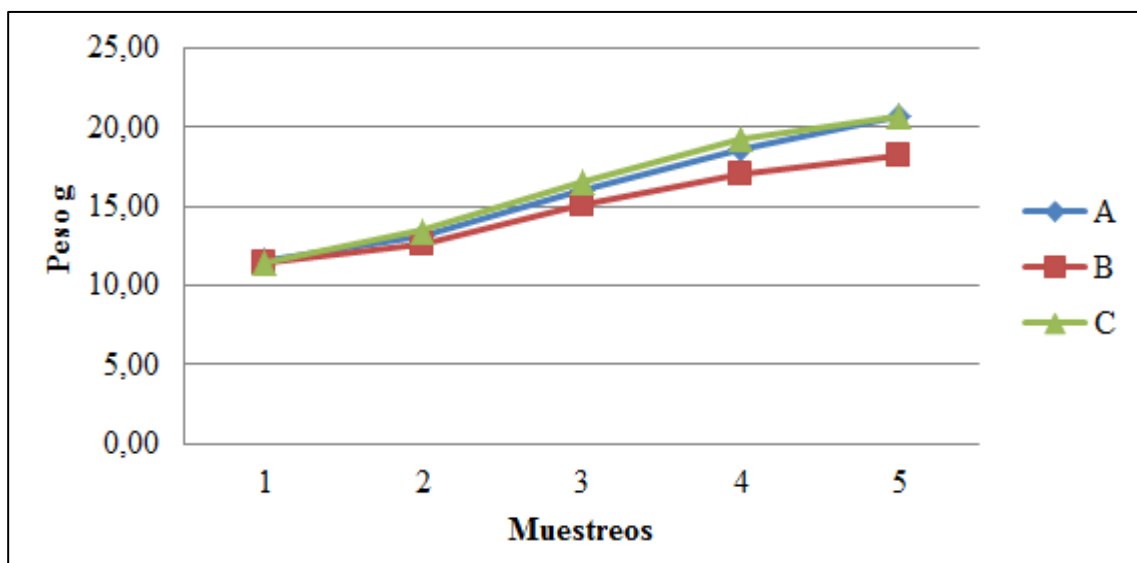
5.2.2. Actividad N°2-Evaluación de tres tipos de alimento balanceado dirigidos al cultivo de peces marinos en *Dormitator latifrons* (Chame) en el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos y Monitoreo de parámetros del agua en las peceras de Chame.

Cuadro 3 Promedio de pesos promedios de Chame según el tipo de dieta

Muestras	A	B	C
1	11,55	11,45	11,50
2	13,20	12,68	13,46
3	16,03	15,10	16,55
4	18,60	17,02	19,22
5	20,68	18,23	20,68

*A (alimento para Cobia), B y C (alimento para Pargo) (5 muestreos).

Figura 31 Crecimiento en los pesos promedios en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a *Dormitator latifrons*

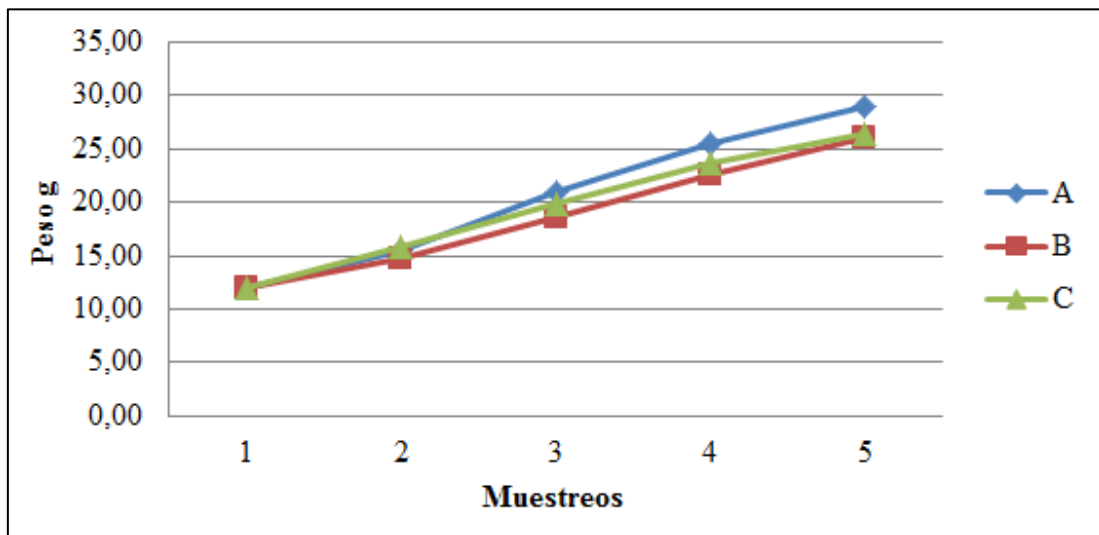


Cuadro 4 Promedio de pesos máximos de Chame según el tipo de dieta

Promedios de pesos máximos	A	B	C
1	12,00	12,00	12,00
2	15,38	14,75	15,75
3	20,88	18,50	19,88
4	25,50	22,50	23,63
5	29,00	26,00	26,38

*A (alimento para Cobia), B y C (alimento para Pargo) (5 muestreos).

Figura 32 Crecimiento en los pesos máximos en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a *Dormitator latifrons*

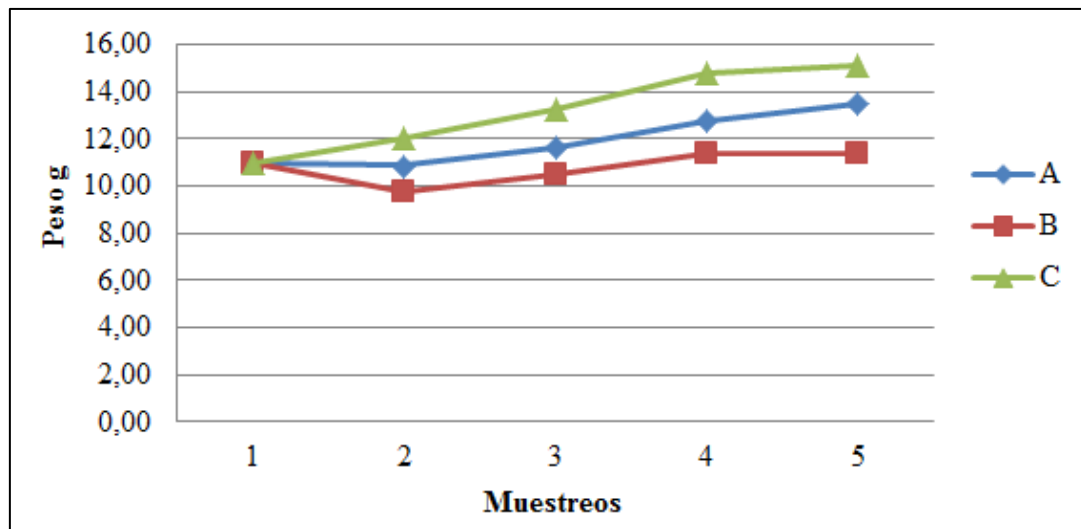


Cuadro 5 Promedios finales de pesos mínimos de Chame según el tipo de dieta

Promedio de pesos mínimos	A	B	C
1	11,00	11,00	11,00
2	10,85	9,75	12,00
3	11,63	10,50	13,25
4	12,75	11,38	14,75
5	13,50	11,38	15,13

*A (alimento para Cobia), B y C (alimento para Pargo) (5 muestreos).

Figura 33 Crecimiento en los pesos mínimos en función del tipo de alimento balanceado proporcionados a *Dormitator latifrons*



Cuadro 6 Promedio de los parámetros del agua de las peceras experimentales de Chame

Parámetro	A1	C2	A4	C3	B1	B3
Salinidad ‰	31	31	31	31	31	31
OD mg/L	5,35	5,34	5,26	5,48	5,64	5,60
OD %	82,43	82,65	81,79	84,48	87,22	87,08
Temperatura °C	28,7	28,8	28,9	28,6	28,7	28,9
Parámetro	A3	B4	A2	B2	C1	C4
Salinidad ‰	31	31	31	31	31	31
OD mg/L	5,53	5,38	5,47	5,51	5,38	5,36
OD %	85,63	83,35	85,24	85,58	83,62	83,80
Temperatura °C	28,8	28,7	28,9	28,8	28,9	28,8
Promedio final peceras	Salinidad ‰		OD mg/L	OD %	Temperatura °C	
	31		5,44	84,41	28,8	

Figura 34 Comportamiento de la salinidad y temperatura en las peceras experimentales del Chame

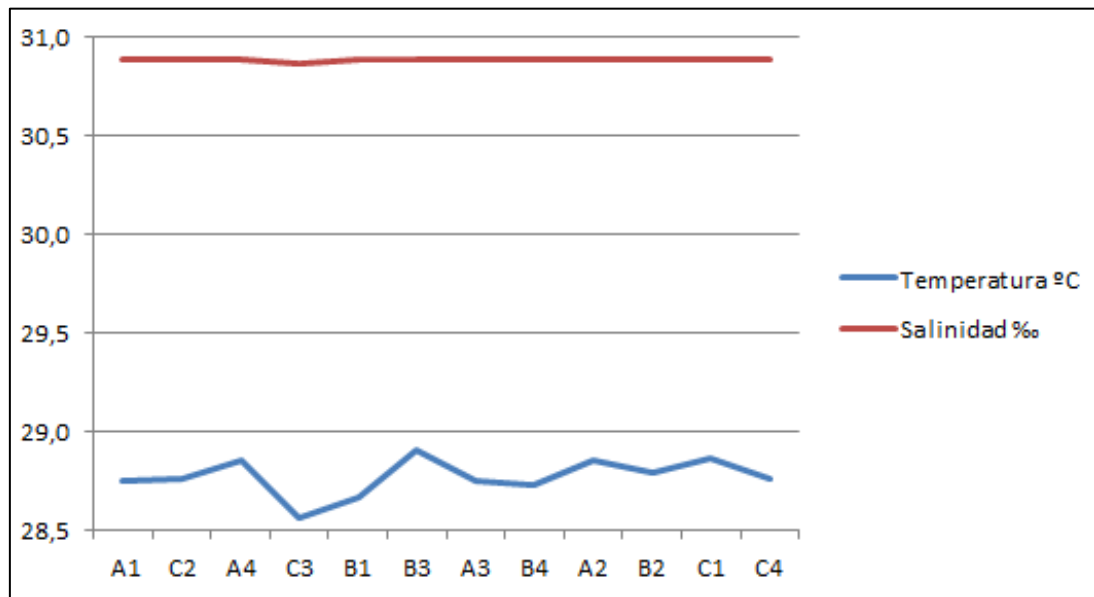
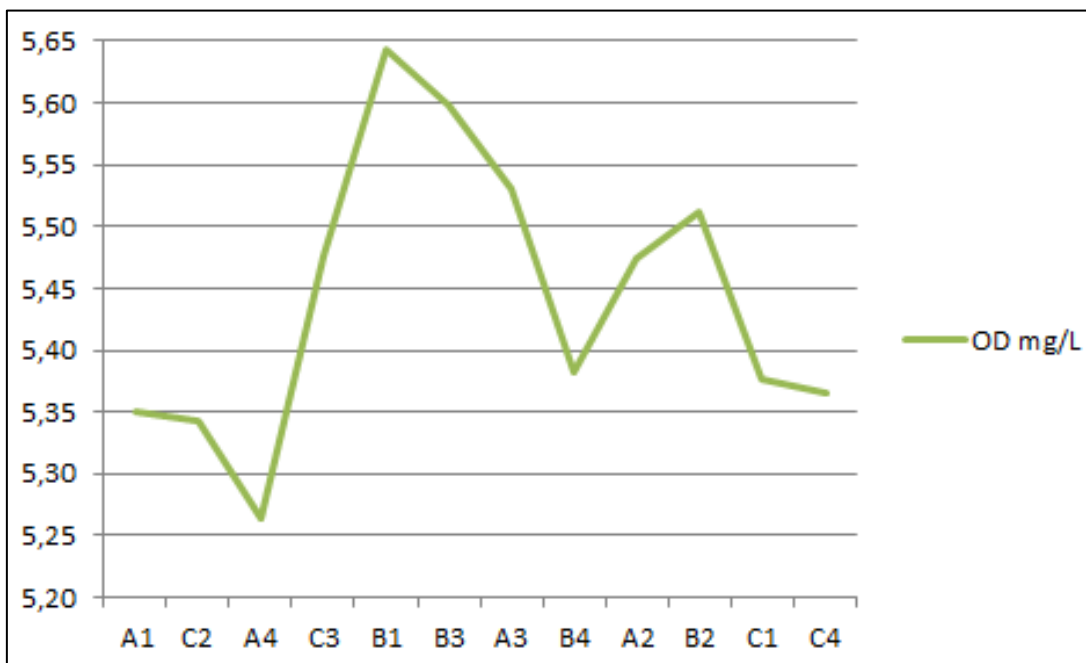


Figura 35 Comportamiento del porcentaje de saturación de oxígeno disuelto en las peceras experimentales del Chame



Figura 36 Comportamiento del oxígeno disuelto en las peceras experimentales del Chame



5.2.3. Actividad N°3-Inducción al desove de *Dormitator latifrons* (Chame) por medio de gonadotrofina coriónica humana

Cuadro 7 Medidas de los gametos femeninos de Chame inducidos con hCG

Primera inducción			Segunda inducción		
Medida gameto μm			Medida gameto μm		
N°	Hembra 1	Hembra 2	N°	Hembra 1	Hembra 2
1	12	11	1	11	12
2	12	11	2	13	11
3	11	10	3	14	11
4	12	10	4	14	11
5	12	10	5	13	12
6	12	11	6	11	12
7	11	9	7	12	15
8	12	11	8	12	15
9	12	10	9	13	13
10	10	10	10	13	12
Promedio 1		Promedio 2	Promedio 1		Promedio 2
11,60		10,30	12,60		12,40

En los machos se observa poca fluidez espermática en el momento de realizar el masaje abdominal y muy baja motilidad de los espermatozoides observados bajo el microscopio. Mientras que la observación de los gametos femeninos de las dos hembras muestran poca caracterización de las estructuras celulares.

5.2.4. Actividad N°4-Medición de parámetros del agua de los tanques de cultivo de peces marinos del Patio I de la Estación de Biología Marina.

Cuadro 8 Promedio de los parámetros del agua de los tanques del Patio I

Estanques	Promedio Salinidad	Promedio OD mg/L	Promedio % OD	Promedio °C
Mero	30,56	5,71	87,07	27,63
Chame EST 14	30,44	5,39	82,30	27,62
Chame EST 15	29,00	5,03	76,39	27,37
Chame EST 21	29,56	5,17	79,51	27,91
Pargo lunarejo EST 16	30,78	5,71	87,18	27,63
Corvina EST 17	30,56	5,33	81,82	27,99
Corvina EST 18	30,56	5,12	79,50	29,36

Figura 37 Comportamiento de la salinidad en los tanques del Patio I

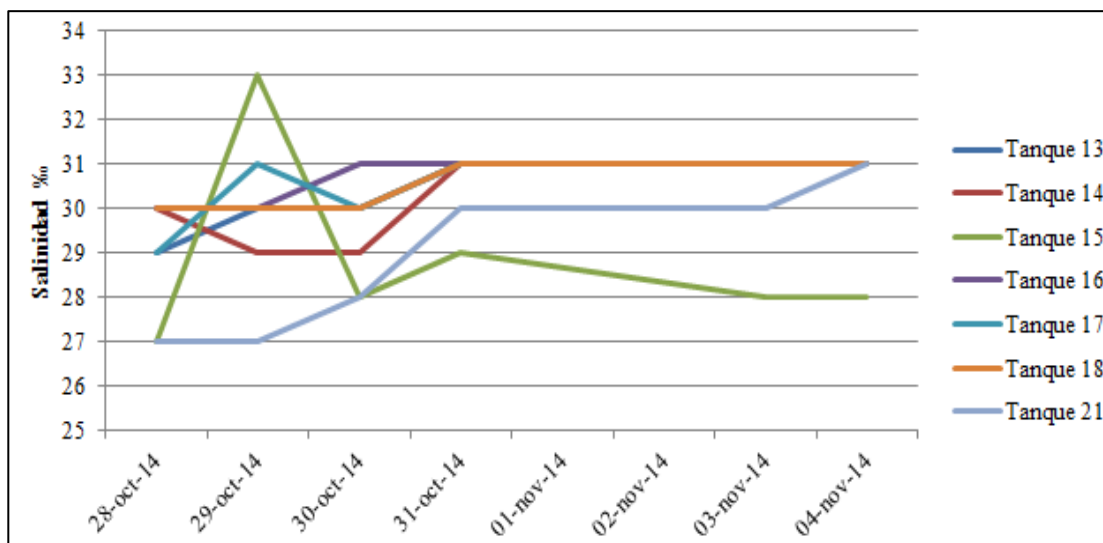


Figura 38 Comportamiento del oxígeno disuelto (mg/L) en los tanques del Patio I

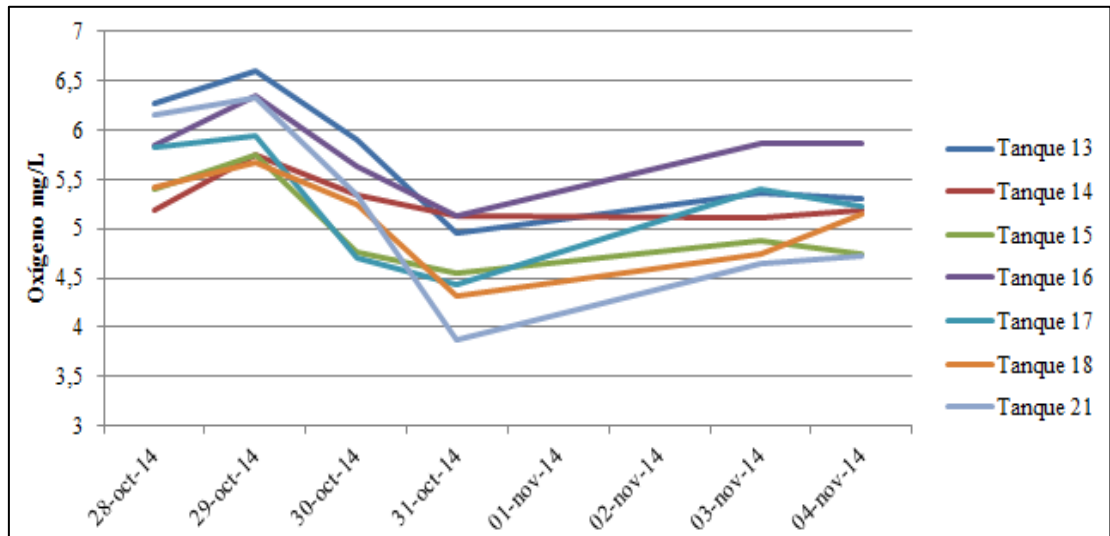


Figura 39 Comportamiento del oxígeno disuelto (%) en los tanques del Patio I

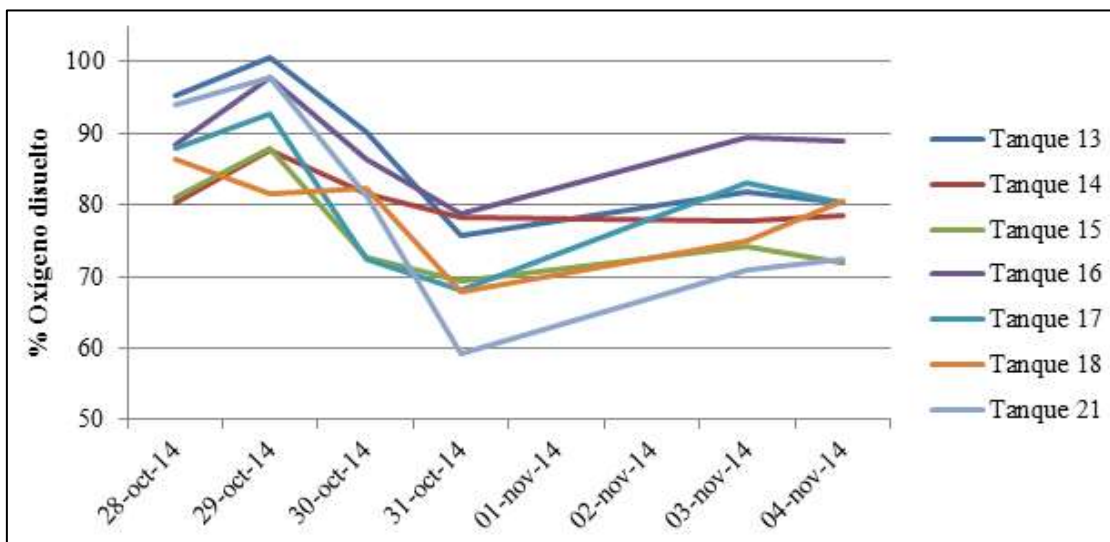
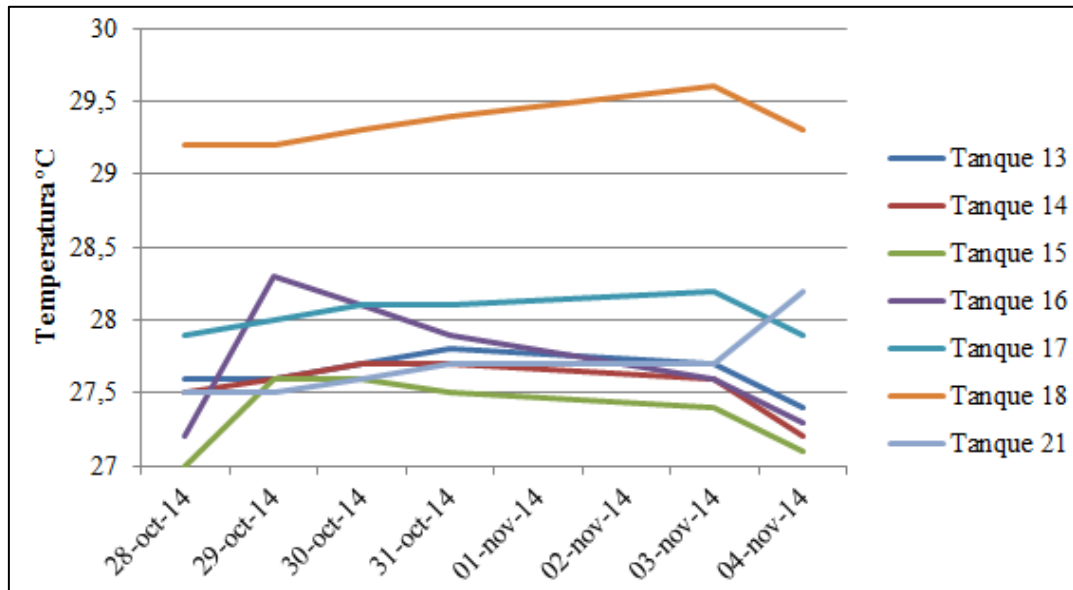


Figura 40 Comportamiento de la temperatura (°C) en los tanques del Patio I



6. CONCLUSIONES

- En el cultivo de rotíferos de la especie *Brachionus plicatilis* de los tanques A y B del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos se puede observar que, los rotíferos del tanque B son alimentados con mayor cantidad de levadura (250 y 400mL) que los rotíferos del tanque El descenso poblacional del cultivo de rotíferos se debe a la sobrealimentación proporcionada (1-1.5 g de levadura), lo cual produjo la aparición de otros organismos competidores (ciliados) en el tanque.
- El resultado de los muestreos semanales del peso de *Dormitator latifrons* revela que, en los pesos promedios el alimento balanceado A y C predominan, con organismos por encima de los 20 gramos, aunque se muestra que los pesos más altos los posee el alimento A, mientras que los más bajos le corresponden a alimento balanceado B. El crecimiento de los organismos alimentados con el alimento balanceado de Cobia (A) se debe principalmente a que este contiene 51%PC a diferencia de los alimentos para Pargo (B y C) que contienen 50%PC.
- El comportamiento de los parámetros del agua del Chame se mantuvieron en condiciones óptimas para su desarrollo.
- La inducción al desove con organismo de tallas entre los 90-130 g de Chame (*Dormitator latifrons*) no son viables para inducir al desove con Gonadotropina coriónica (HCG). Las gonadotropinas purificadas como la HCG se necesitan de dosis muy altas, hasta 10.000 UI por pez, lo que provoca posibles problemas de inmunoreactividad en los peces que reduce o elimina la efectividad del tratamiento.
- El comportamiento de los parámetros del agua de los tanques de peces marinos del Patio I del EBM, se mantuvieron en condiciones óptimas.

7. RECOMENDACIONES

- Se recomienda alimentar los rotíferos con microalgas como *Tetraselmis suecica* o *Nannochloris oculata*.
- Se recomienda alimentar a los peces Chame (*Dormitator latifrons*) con el alimento balanceado de Cobia (A).
- Para inducir al desove a los peces *Dormitator latifrons* se recomienda el uso de LHRHa o GnRHa por inyección o implante es el tratamiento más adecuado para asegurar la reproducción en cautiverio del Chame.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Castelló, F. (1993). *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. España: Universitat de Barcelona.
2. Castro Rivera, R., Aguilar Benítez, G., y Paz Hernández Girón, J. de la. (2005). Conversión alimenticia en engordas puras y mixtas de Popoyote (*Dormitator latifrons* Richardson) en estanques de cemento. *Revista AquaTIC*, 2005 (23), 45-52.
3. Cisneros, R., y Cruz, M. de la. (2007). *Cultivo del rotífero Brachionus sp. y copépodos nativos en ambiente controlado*. Perú: Dirección General de Investigación en Acuicultura.
4. Coen, E. (1967). *Algunos aspectos sobre climas de Costa Rica*. San José: Universidad de Costa Rica.
5. Escuela de Ciencias Biológicas, y López, C. (2011). *Estación de biología marina (EBM), Puntarenas* [en línea]. Recuperado diciembre 12, 2014, de http://www.biologia.una.ac.cr/index.php?option=com_content&view=article&id=82&Itemid=68
6. FishBase., Froese, R., y Pauly, D. (2014). *Dormitator latifrons (Richardson, 1844): Pacific fat sleeper* [en línea]. Recuperado octubre 10, 2014, de <http://www.fishbase.org/summary/Dormitator-latifrons.html>
7. Flores, A., Brown, A. (2010). *Peces nativos de agua dulce de América del Sur de interés para la acuicultura: Una síntesis del estado de desarrollo tecnológico de su cultivo*. Roma: Serie Acuicultura en Latinoamérica de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO].
8. Gómez, O., y Gómez, A. (1997). Cultivo masivo del rotífero *Brachionus plicatilis* (Muller, 1768) (cepa araya) con diferentes tipos de levadura. *Saber*, 9 (2), 32- 35.

9. Gómez, R. M, y Saltos, I. A. G. (2011). *Cultivo semi-intensivo de Chame (Dormitator latifrons) Richardson 1844, a partir de juveniles con dietas alimenticias (casera y balanceada) en piscinas de plástico ubicadas en la parroquia San Agustín del Cantón Manta*. Ecuador: Universidad Laica Eloy Alfaro de Manabí.
10. Guadamud Mejía, T. X., y Vera Cedeño, J. A. (2009). *Crecimiento de juveniles del pez "Chame" (Dormitator latifrons Richardson, 1844) alimentados con dietas de diferentes niveles de proteína*. Ecuador: Universidad Técnica de Manabí.
11. Holdridge, L. (1979). *Ecología basada en zonas de vida*. San José, Costa Rica: Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas.
12. Ismiño Orbe, R. (2002). *Cultivo masivo de alimento vivo para larvas de peces*. Quito: Instituto de investigaciones de la Amazonía Peruana [IIAP].
13. MSD Salud Animal. (2014). *CHORULON, Gonadotrofina coriónica liofilizada para preparar: Solución inyectable* [en línea]. Recuperado noviembre 4, 2014, de http://www.msd-salud-animal.cl/products/chorulon_/020_detalle_de_producto.aspx
14. Reguera, B., Mosquera, C., y Fernández, C. (1982). Consideraciones acerca de la producción masiva del rotífero *Brachionus plicatilis* O. F. Müller alimentado con levadura de panificación. *Informe Técnico del Instituto Español de Oceanografía*, 1982 (2), 1-19.
15. Rodríguez Montes, G. de O., Medina, E. H., Velázquez, J. S., López, V. L., Román, J. C. R., Dabrowski, K. y Haws, M. C. (2011). *Producción de larvas de Chame (Dormitator latifrons, Pisces: Eleotridae) usando GnRH α y LHRH α* . México: Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Autónoma de Sinaloa, Mazatlán.
16. Salas, R. A. (2003). *Regiones y cantones de Costa Rica*. Costa Rica: Dirección de Gestión Municipal.
17. Sanz, F. (2012). *La nutrición y alimentación en piscicultura*. España: Editorial Paraninfo de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura.

18. Solano, J., y Villalobos, R. (s. f). *Regiones y subregiones climáticas de Costa Rica*. Costa Rica: Instituto Meteorológico Nacional.
19. Torrentera, L., y Tacon, A. (s. f). *La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura: Una diagnosis* [en línea]. Recuperado octubre 4, 2014, de <http://www.fao.org/docrep/field/003/ab473s/AB473S00.htm#TOC>
20. Yáñez. A. A., y Díaz, G. G. (1976). *Ecología trofodinámica de *Dormitator latifrons* (Richardson) en nueve lagunas costeras del Pacífico de México (Pisces: Eleotridae)* [en línea]. Recuperado octubre 10, 2014, de <http://biblioweb.tic.unam.mx/cienciasdelmar/centro/1977-1/articulo26.html>

9. ANEXOS



Figura 41 Visita de la Escuela el Roble a la Estación de Biología Marina



Figura 42 Sistema de peceras utilizadas para el experimento con *Dormitator latifrons*



Figura 43 Preparación de las raciones alimenticias para los peces *D. latifrons* del experimento



Figura 44 Raciones alimenticias para los peces *Dormitator latifrons* del experimento



Figura 45 Colecta de peces *Dormitator latifrons* para inducir al desove con hCG



Figura 46 *Dormitator latifrons* colectados para inducir al desove con hCG



Figura 47 Observación del dimorfismo sexual en *Dormitator latifrons*

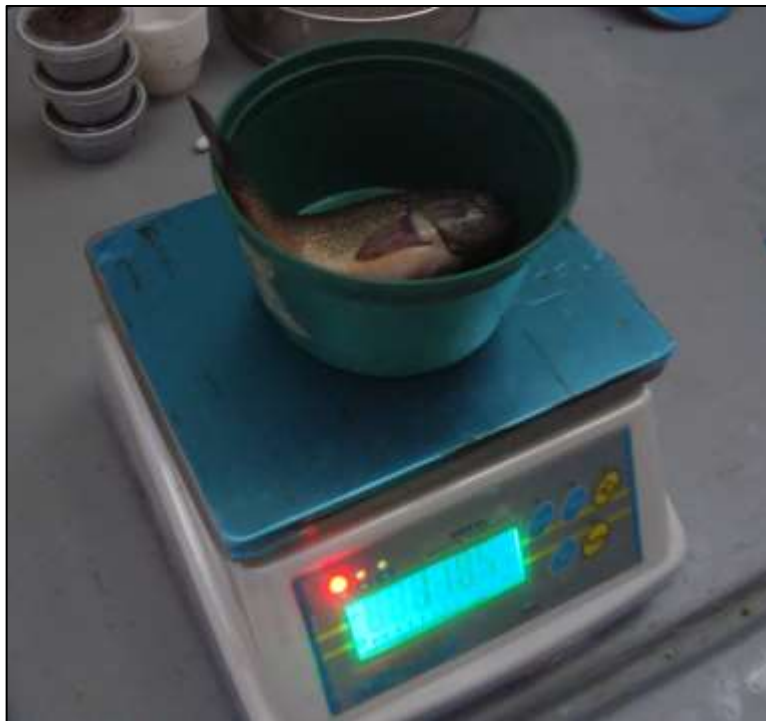


Figura 48 Pesaje de peces *Dormitator latifrons* para inducir al desove con hCG



Figura 49 Observación de los gametos femeninos y masculinos de los peces *Dormitator latifrons*