

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

Informe final

Práctica Profesional Supervisada

Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos de la  
Estación de Biología Marina, Puntarenas, Costa Rica.



Presentado por:

Carlos Humberto Mazariegos Ortíz

Carné No. 200740010

Para otorgarle el Título de

Técnico en Acuicultura

Guatemala, febrero de 2010

Universidad de San Carlos de Guatemala.

Centro de Estudios del Mar y Acuicultura.

### **Consejo Directivo.**

Presidente	M.Sc. Pedro Julio García Chacón.
Coordinador Académico	M.Sc. Carlos Salvador Gordillo García.
Secretaria	M.Sc. Norma Gil de Castillo.
Representante Docente	Ing. Agr. Gustavo Elías Ogaldez.
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios y Zootecnistas.	Licda. Estrella Marroquín.
Representante Estudiantil	Bach. Jesús Alfredo Guzmán Cáceres.
Representante Estudiantil	Bach. Sofía Morales Navarro.

## ACTO QUE DEDICO

A DIOS	Por permitirme realizar parte de mi ideal.
A MIS PADRES	Por su apoyo moral y económico en todas mis actividades académicas.
A MIS HERMANOS	Sincero amor y cariño.
A MIS ABUELITOS	Por su hospitalidad y por su ayuda incondicional.
A MI TIA ALBA M. TOMÁS	A su memoria.
A MI PATRIA	Tierra querida.
A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS	Por ser mi Templo de Sabiduría.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura, por las experiencias brindadas durante los años de mi actividad académica.

A la Universidad Nacional de Costa Rica, por brindarme la oportunidad de tener nuevas experiencias en el área académica.

Al Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina, por abrirme las puertas para realizar mi Práctica Profesional Supervisada.

A la Estación Nacional de Ciencias Marino Costeras –ECMAR-, por facilitarnos todas las herramientas durante mi estancia en Costa Rica.

Al Ing. Pedro Julio García, por brindarme el apoyo durante la PPS.

Al M. Sc. Jorge Boza, por darme la oportunidad de aprender nuevas técnicas en el área de la Piscicultura Marina.

Al Biólogo. Marvin Ramírez, por sus consejos y enseñanzas brindadas durante la PPS.

A mis amigos, por su apoyo y compañía.

## RESUMEN

La Práctica Profesional Supervisada fue realizada en El Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina de Puntarenas, Costa Rica. Durante el período de la PPS, se realizaron actividades diarias de acuerdo a lo programado por el Laboratorio. Estas actividades fueron: a) Medición de parámetros físicos y químicos en los tanques con juveniles y reproductores de corvina, *Cynoscion squamipinnis*; y pargo manchado, *Lutjanus guttatus*; b) Captura de reproductores, c) Evaluación del crecimiento y/o engorda, d) Conteo y alimentación diaria de rotíferos, inoculación y preparación de tanques y e) Limpieza y cambio de mallas en jaulas flotantes.

Las especies que actualmente trabaja el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos son: corvina aguada, *Cynoscion squamipinnis*; y el pargo manchado, *Lutjanus guttatus* (finalizada la investigación). La información que se presenta en el informe se enfoca en mayor parte al conocimiento logrado en diferentes investigaciones sobre la biología del pargo manchado, aunque, el estudio de la biología de la corvina aguada está en proceso, se mencionan algunas de las características morfológicas y taxonómicas. El objetivo del Laboratorio es generar información viable que contribuya al desarrollo de la Piscicultura Marina en el Golfo de Nicoya, apoyando a pequeños productores interesados en el tema. Así mismo, se generan Manuales que guían a las personas desde la ontogenia larval hasta la engorda del espécimen.

Durante el período de la PPS se lograron obtener algunos resultados sobre el crecimiento de los rotíferos en diferentes tanques inoculados. También se realizaron tres pesajes de juveniles de corvina, en el cual los datos obtenidos son ingresados a un Modelo de Crecimiento "G" que registra el Factor de Conversión Alimenticia -FCA-, Tasa de Crecimiento Específica -TCE-, Promedio Geométrico -ProGeo-., Crecimiento -Crec-, Alimento por Pez -Alim/Pez-, Ración Específica -RE-, Growth -G-, Número de Peces -Numpeces-, factor de conversión -fc-, Factor g -g-, Días -DIAS-, Máximos -MAX-, Mínimos -MIN-, Desviación Estándar -DES EST-, Promedio. Así mismo, este modelo permite generar las raciones de alimento a suministrar durante un período de tiempo según lo programado.

## INDICE

	<b>Pág.</b>
<b>1 INTRODUCCIÒN</b>	1
<b>2 OBJETIVOS</b>	4
<b>3 DESCRIPCIÒN GENERAL DE LA UNIDAD DE PRÀCTICA</b>	5
3.1 Estaciòn de Biología Marina.	5
3.2 Ubicaciòn geogràfica.	5
3.3 Condiciones climáticas.	6
3.4 Altitud.	6
3.5 Zonas de vida segùn Holdridge.	7
3.6 Vías de acceso.	8
3.7 Actividades productivas.	8
3.7.1 Puntarenas	8
3.7.1.1 Sector industrial.	8
3.7.1.2 Agricultura.	9
3.7.1.3 Ganadería.	9
3.7.1.4 Servicios.	9
3.7.1.5 Comercio.	9
3.7.2 Estaciòn de Biología Marina.	9
3.8 Poblaciòn.	10
3.9 Croquis dedicado al àrea de cultivo.	10
<b>4 ASPECTOS ADMINISTRATIVOS</b>	11
4.1 Organigrama.	11
4.2 Objetivos Estaciòn de Biología Marina.	11
4.3 Misiòn.	11
4.4 Academia.	12
4.4.1 Docencia.	12
4.4.2 Extensiòn.	12
4.4.3 Investigaciòn.	12

4.5	Controles de personal.	12
4.6	Prestaciones laborales.	12
4.7	Número de empleados.	12
4.8	Servicios profesionales externos.	12
<b>5</b>	<b>CARACTERÍSTICAS DE LA TOMA DE AGUA</b>	<b>13</b>
5.1	Toma de agua de mar.	13
5.2	Características físicas, químicas y microbiológicas del agua.	13
5.3	Caudal.	13
5.4	Tipos y número de estanques.	14
5.5	Filtros.	14
5.6	Tratamiento del agua de desfogue.	14
5.7	Manejo general de los estanques.	15
5.8	Sistema de registro de parámetros de calidad del agua.	15
<b>6.</b>	<b>ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES</b>	<b>16</b>
6.1	Especies.	16
6.2	Familia Sciaenidae.	16
6.3	Características generales de <i>Cynoscion squamipinnis</i> .	16
6.4	Taxonomía.	17
6.5	Distribución geográfica.	17
6.6	Hábitos alimenticios.	18
6.7	Reproducción.	18
6.8	Familia Lutjanidae.	18
6.9	Características generales de <i>Lutjanus guttatus</i> .	19
6.10	Taxonomía.	19
6.11	Distribución geográfica.	20
6.12	Hábitos alimenticios.	20
6.13	Reproducción.	20
6.14	Reversión sexual.	21
6.15	Cultivo en jaulas.	21
<b>7.</b>	<b>MANEJO GENERAL DE LAS ESPECIES EN EL LABORATORIO.</b>	<b>22</b>

7.1 Manejo de reproductores.	22
7.2 Manejo de criaderos.	23
7.3 Manejo de la semilla y procedencia.	24
7.4 Manejo del engorde.	25
7.5 Manejo sanitario y/o implementación de normas de control de calidad.	26
7.6 Manejo del alimento vivo.	26
7.6.1 Rotíferos.	26
7.6.2 Copépodos.	28
7.6.3 Artemia.	29
<b>8. MANEJO DEL ALIMENTO</b>	<b>30</b>
8.1 Control de calidad.	30
8.2 Condiciones y tiempo de almacenamiento.	30
8.3 Manejo durante el transporte.	30
8.4 Tipo de alimento utilizado en las diferentes etapas de producción.	30
<b>9. SISTEMAS DE ALIMENTACIÓN.</b>	<b>31</b>
9.1 Alimentadores.	31
9.2 Registro de consumo de alimento.	31
9.3 Tablas utilizadas.	31
9.4 Horas y frecuencia alimenticia.	31
9.5 Ajuste de la ración.	31
9.6 Características nutricionales del alimento vs., requerimiento del cultivo.	32
<b>10 PLAN DE ACCIÓN.</b>	<b>33</b>
<b>11 RESULTADOS.</b>	<b>39</b>
<b>12 RECOMENDACIONES.</b>	<b>47</b>
<b>13 BIBLIOGRAFIA.</b>	<b>48</b>
<b>14 ANEXOS.</b>	

## INDICE DE CUADROS

		<b>Pág.</b>
Cuadro 1.	Distribución de las zonas de vida presentes en Costa Rica, según piso y ámbito altitudinal.	7
Cuadro 2.	Población de la provincia de Puntarenas por cantones y sexo.	10
Cuadro 3.	Tipos y número de tanques del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.	14
Cuadro 4.	Taxonomía de la corvina aguada.	17
Cuadro 5.	Taxonomía del pargo de la mancha.	19
Cuadro 6.	Boleta para el registro de conteo diario de rotíferos en el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.	28
Cuadro 7.	Solución descapsuladora (100 g o 10 g de cistos) de Artemia.	30
Cuadro 8.	Valores promedio (Valor $\pm$ DS) de los parámetros físico-químicos en los tanques de corvina y pargo en el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos, tomados durante la PPS.	39
Cuadro 9.	Datos de crecimiento de juveniles de corvina en el tanque 14 de tres evaluaciones de peso.	43
Cuadro 10.	Datos de crecimiento de juveniles de corvina en el tanque 18 de tres evaluaciones de peso.	44
Cuadro 11A.	Actividades extra curriculares realizadas durante la PPS.	

## INDICE DE FIGURAS

		<b>Pág.</b>
Figura 1.	Mapa de la República de Costa Rica y sus Provincias.	6
Figura 2.	Distribución geográfica de las zonas de vida en Costa Rica.	8
Figura 3.	Organigrama de la Estación de Biología Marina.	11
Figura 4.	Corvina aguada, <i>Cynoscion squamipinnis</i> .	17
Figura 5.	Distribución geográfica de <i>C. squamipinnis</i> .	18
Figura 6.	Pargo de la mancha, <i>Lutjanus guttatus</i> .	19
Figura 7.	Distribución geográfica de <i>L. guttatus</i> .	20
Figura 8.	Masaje abdominal de pargo manchado para verificar el estado de madurez.	23
Figura 9.	Desoves de pargo del año 2006-2007.	25
Figura 10.	Juveniles de corvina obtenidos de desoves en Febrero 2009.	25
Figura 11.	Juvenil de corvina al momento de ser pesado en balanza digital.	26
Figura 12.	Parámetros físicos y químicos del tanque 13 de corvina.	39
Figura 13.	Parámetros físicos y químicos del tanque 14 de juveniles de corvina.	40
Figura 14.	Parámetros físicos y químicos del tanque 16 de reproductores de pargo.	40
Figura 15.	Parámetros físicos y químicos del tanque 17 de reproductores de corvina.	41
Figura 16.	Parámetros físicos y químicos del tanque 18 de juveniles de corvina.	41
Figura 17.	Curvas de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el Tanque A.	42
Figura 18.	Curva de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el Tanque 3.	42
Figura 19.	Curvas de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el Tanque 4.	43
Figura 20.	Tendencia del crecimiento durante la PPS de los juveniles de corvina, según datos del modelo de crecimiento.	44
Figura 21.	Tendencia del crecimiento durante la PPS de los juveniles de corvina, según datos del modelo de crecimiento.	45
Figura 22.	Recipiente con aireación para los reproductores de corvina aguada recién capturados.	45
Figura 23.	Accesorio para evitar el estrés de los reproductores recién capturados.	46

- Figura 24. Especímenes muertos a los cuales se les realizó un masaje abdominal para observar el fluido seminal. 46
- Figura 25. Captura de reproductores de corvina aguada, utilizando trasmallo. 46
- Figura 26A. Croquis interno del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos, EBM-UNA.
- Figura 27A. Croquis externo del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos, EBM-UNA.
- Figura 28A. Jaulas flotantes ubicadas en Punta Cuchillo, Paquera para reproductores de pargo y corvina.
- Figura 29A. Tanques de 1 tonelada para cultivo masivo de alimento vivo.
- Figura 30A. Tanques de 18 toneladas para mantenimiento de juveniles de corvina aguada.
- Figura 31A. Jaulas flotantes de pargo manchado en Punta Cuchillo, Paquera.

## 1. INTRODUCCIÓN.

La Práctica Profesional Supervisada es un curso del pensum (2004) de la Carrera de Técnico en Acuicultura del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura de la Universidad de San Carlos de Guatemala (CEMA-USAC 2008). Este curso debe brindar al estudiante la oportunidad de tener experiencias inherentes de su campo de acción. La práctica, como parte del proceso de aprendizaje, puede realizarse dentro del país, Guatemala, o fuera de él, en este caso, Costa Rica. La actividad debe ser integradora del conocimiento teórico-práctico, para comprobar, reelaborar e integrar las situaciones reales.

La Práctica Profesional Supervisada se realizó en la Estación de Biología Marina de la Universidad Nacional de Costa Rica, en Puntarenas. El objetivo como estudiante fue participar en las actividades diarias del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos. Las actividades realizadas durante el período de la Práctica Profesional Supervisada –PPS- fueron:

1. **Medición de parámetros físicos y químicos.** Esta actividad se realizó diariamente en los tanques de juveniles de corvina aguada y reproductores de pargo y corvina aguada.
2. **Captura de reproductores.** Esta actividad se realizó cada quince días con el objetivo de obtener reproductores maduros de corvina para el Laboratorio.
3. **Evaluación del crecimiento y/o engorda.** Esta actividad se realizó durante todo el período de la PPS (alimentación diaria). La actividad de determinar el peso ganado en juveniles de corvina se realizó tres veces, conforme lo programado en el proyecto.
4. **Conteo y alimentación diario de rotíferos, inoculación y preparación de tanques.** Se obtuvieron muestras de los tanques inoculados con rotíferos (y en algunos casos copépodos), para luego cuantificar la cantidad de organismos por mililitro de muestra.
5. **Limpieza y cambio de mallas en jaulas flotantes.** Esta actividad se realizó durante las giras a la Estación de Pta. Cuchillo.

**6. Participación en la IV Reunión del Comité Interamericano de Sanidad de los Animales Acuáticos.** Se asistió a la reunión de este Comité perteneciente al OIE, como una actividad académica del Laboratorio.

El Laboratorio de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina en Puntarenas posee dos áreas, una externa que actualmente cuenta tanques con capacidad para 1 tonelada ( $n = 12$ ) para el cultivo de rotíferos, *Brachionus plicatilis*, copépodos y microalgas (*Isochrysis galbana*, *Nanochloropsis sp.*). También tanques con capacidad para 3 toneladas ( $n = 2$ ) que no están en funcionamiento, principalmente utilizados para la inducción artificial al desove en pargos. Así mismo, los tanques con mayor capacidad (6 ( $n = 2$ ), de 13 ( $n = 2$ ) y 18 toneladas ( $n = 2$ )) son utilizados para mantener juveniles y reproductores de pargo manchado (*L. guttatus*) y corvina aguada (*C. squamipinnis*). La parte interna del laboratorio cuenta con 3 tanques con capacidad para 200 L, utilizados para el cultivo de rotíferos (*B. plicatilis*). Existe un cubículo que se utiliza para realizar los conteos de rotíferos por medio de un estereoscopio y microalgas por medio de un microscopio, y una oficina utilizada por M.Sc. Jorge Boza (responsable del laboratorio). Además, el laboratorio cuenta con instrumentos de medición (volumétrica, morfométrica, etc.), limpieza, alimento, desechos e iluminación que coadyuvan al trabajo del laboratorio.

El laboratorio está trabajando con dos especies, el pargo manchado, *Lutjanus guttatus* y la corvina aguda, *Cynoscion squamipinnis*. Las corvinas generalmente habitan aguas costeras, los juveniles entran a estuarios o bocas de ríos donde se alimentan de peces, camarones y cefalópodos. Algunas habitan en aguas profundas entre los 100-600 m. Las corvinas tienen la boca oblicua con la mandíbula inferior por delante de la mandíbula superior (Robertson y Allen 1998). Actualmente el laboratorio está trabajando con la reproducción de corvina aguada. Se han obtenido desoves naturales con reproductores capturados en el Golfo de Nicoya, y se ha realizado el alevinaje con la obtención de juveniles. Los juveniles están siendo engordados para luego ser utilizados como reproductores. Posteriormente, el proyecto plantea la reproducción de corvina mediante la inducción hormonal utilizando la GCH (Gonadotropina Coriónica Humana) en una dosis de 1000 UI/peso corporal (Boza-Abarca *et al.* 2008).

El pargo manchado (*Lutjanus guttatus*) se encuentra distribuido en la costa pacífica americana desde el Golfo de California, México hasta Perú. Habita en arrecifes costeros a unos 30 metros de profundidad. Puede ser solitario o formar cardúmenes. Los juveniles viven en estuarios y bocas de ríos. El pargo machado es un carnívoro bentófago (Fischer *et al.* 1995). Se alimenta principalmente de invertebrados y peces pequeños (Boza-Abarca *et al.* 2008). Su coloración característica es un carmesí pálido o rosado amarillento, con un lustre plateado, y con bandas angostas y oblicuas, de un tono verde dorado o café; una mancha negra o ceniza atrás, muy distintiva, debajo de la mitad de la aleta dorsal (Robertson y Allen 1998). Son especies de sexos separados (Boza 2008). Los pargos se reproducen durante todo el año. Los meses de máxima actividad reproductiva son abril-mayo y octubre-noviembre, lo que coincide con los máximos valores del Índice Gonadosomático, que a la vez están asociados a los meses de inicio y fin de la alta precipitación (época lluviosa). Los organismos alcanzan su primera madurez sexual muy temprano, entre los 31.7-34.3 cm (Rojas 1997a). La relación de sexos (hembra: macho) es de 1:2 (Boza-Abarca *et al.* 2008) al momento de realizar las inducciones al desove en el laboratorio, aunque en la naturaleza Arellano *et al.* (2001) encuentra una relación de 1:1. Los pargos pueden ser sometidos a inducción al desove utilizando el método de inducción hormonal, mediante el uso de GCH (Gonadotropina Coriónica Humana), Boza-Abarca *et al.* (2008) describe como realizar dicha inducción, para lo cual los reproductores deben pasar por un período de adaptación a las condiciones de cautiverio (1 a 2 años), para luego ser inducidos. Con este protocolo se obtuvo una producción de 47000 huevos con un 90% de fertilización. Sierra (2007) menciona que para obtener desoves efectivos de *L. guttatus* a partir de organismos silvestres maduros deben encontrarse en buenas condiciones para garantizar respuestas positivas al tratamiento, se deben evitar las situaciones estresantes en términos de captura, transporte, manipulación, calidad del agua, etc. La etapa larval en peces marinos es muy importante, ya que determina la viabilidad de las larvas, según Boza-Abarca *et al.* (2008) el período más crítico en larvas de *L. guttatus*, obtenidas con desove espontáneo ocurre a los 30 ddd (días después del desove), cuando se presenta una mortalidad masiva

## 2. OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo general:

Confrontar al estudiante en el ambiente de trabajo de la Carrera de Técnico en Acuicultura, a través de una práctica directa, en un contexto empresarial o institucional, y un espacio territorial determinado.

### 2.2 Objetivos específicos:

- 2.2.1 Proveer la oportunidad de participar en actividades reales propias del Manejo de los Recursos Hidrobiológicos de la República de Costa Rica, mediante la inserción en el Proyecto “Reproducción y alevinaje de *Cynoscion squamipinnis*., Corvina aguada; y *Lutjanus guttatus*., Pargo manchado”.
- 2.2.2 Retroalimentar el proceso de enseñanza-aprendizaje mediante la integración de los conocimientos y experiencia teórico-prácticas adquiridas.
- 2.2.3 Propiciar el desarrollo y ejercicio de los valores morales y éticos en el desempeño profesional.

### 3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE LA UNIDAD DE PRÁCTICA.

#### 3.1 Estación de Biología Marina.

La Estación de Biología Marina, inició labores en febrero de 1997. Fue diseñada por académicos de las áreas de pesquería y acuicultura de la Escuela de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Costa Rica, es por esta razón que cada uno de los espacios presentes tiene una función definida. Cuenta con dos áreas principales (Fig. 3): a) Manejo Costero y b) Maricultura. El área de Manejo Costero cuenta con laboratorios de Fitoplancton Marino y Mareas Rojas, de Extensión Pesquera, de Control de Calidad de Productos Pesqueros, de Microbiología Marina, de Informática Pesquera y dos laboratorios de Biología Pesquera. El área de Maricultura cuenta con laboratorios para Cultivo de Moluscos, Cultivo de Peces Marinos, Cultivo de Crustáceos y un laboratorio para Cultivo de Algas. (UNA 2008).

#### 3.2 Ubicación geográfica.

La Estación se encuentra ubicada en Puntarenas. De acuerdo a Murillo y Castellá (2007), Puntarenas, provincia de la República de Costa Rica se encuentra en latitud N 0958'40.6'', y longitud W 084 50'14.1'', limita al norte con Limón, San José y Alajuela, al noroeste con Guanacaste, sureste con Panamá y al suroeste con el océano Pacífico (Fig. 1). Tiene un área de 11265.69 km<sup>2</sup>, que corresponde al 22.1% del territorio costarricense. La población es de 382196 habitantes (Garita y Cordero 2001), y una densidad de población de 31.8 habitantes km<sup>2</sup>.



**Figura 1.** Mapa de la República de Costa Rica y sus Provincias. Fuente: [www.micostaricalinda.com](http://www.micostaricalinda.com).

Es una franja de tierra larga y extensa con forma irregular, comprendida entre la cordillera de Guanacaste y el Golfo de Nicoya, desde el Río Lagarto hasta Punta Burica. Abarca parte de la cordillera de Talamanca y una gran extensión del litoral Pacífico.

### 3.3 Condiciones climáticas.

Murillo y Castellá (2007), indican que en Puntarenas el clima se define en dos períodos: el seco o verano y el lluvioso o invierno. Se prolongan las épocas de sequía principalmente en su parte norte. De acuerdo a Garita y Cordero (2001), la provincia tiene una precipitación anual promedio de 1500-2100 mm. La temperatura promedio a lo largo de su litoral es de 27 °C y de 15 °C en sus partes altas.

### 3.4 Altitud.

La Provincia de Puntarenas está a una altitud de 4 msnm (Murillo y Castellá 2007). También en algunas áreas desde el nivel de mar hasta el cerro Chirripó con 3819 metros (máxima altitud registrada en la República de Costa Rica) (Garita y Cordero 2001).

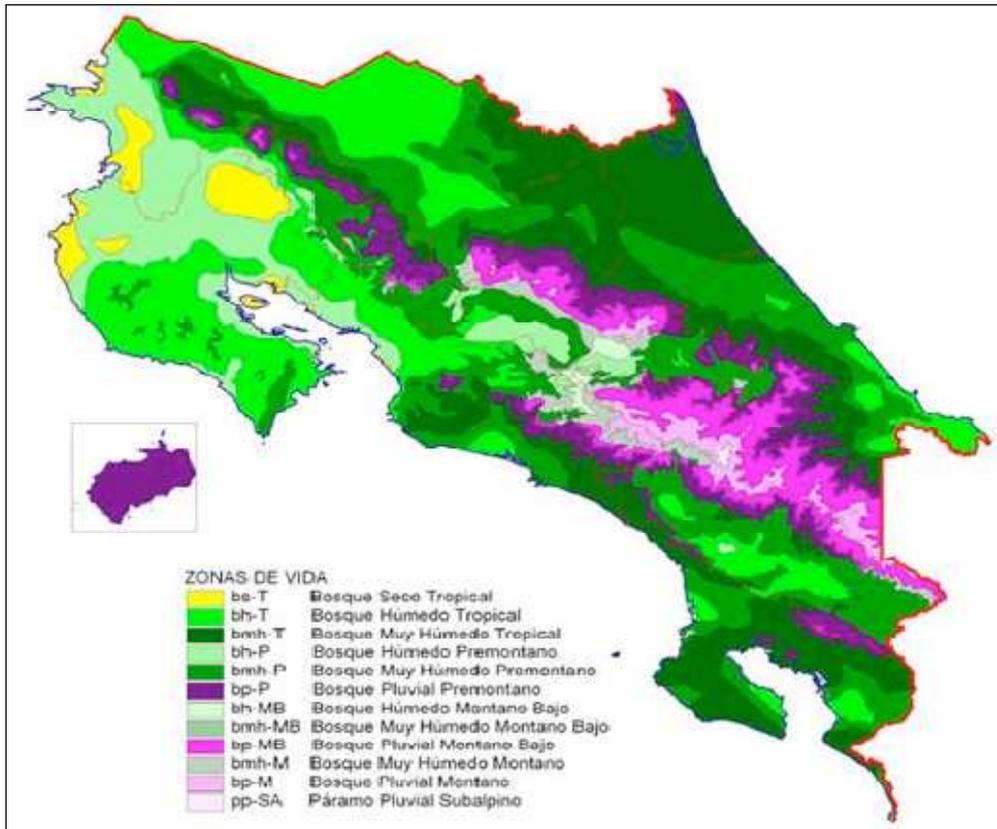
### 3.5 Zona de Vida según Holdridge.

Tiene su fundamento en la relación existente entre el clima y la vegetación, basado en estudios a largo plazo de los patrones del clima y de la vegetación en muchos lugares tropicales. De acuerdo a Quesada (2007), en Costa Rica existen 12 zonas de vida (Fig. 2) o formaciones vegetales distribuidas en pisos altitudinales: basal, premontano, montano bajo, montano y subalpino (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Distribución de las zonas de vida presentes en Costa Rica, según piso y ámbito altitudinal.

<b>Piso altitudinal</b>	<b>Límites de temperatura (°C)</b>	<b>Rango altitudinal (msnm)</b>	<b>Zonas de vida</b>
Basal	Más de 24 (21)	0-700 según región	Bosque seco. Bosque húmedo. Bosque muy húmedo.
Premontano	Entre 24-18 (26)	700-1400 según región	Bosque húmedo. Bosque muy húmedo. Bosque pluvial.
Montano bajo	Entre 18-12 (11)	1400-2700	Bosque húmedo. Bosque muy húmedo. Bosque pluvial.
Montano	Entre 12-6 (13-5.5)	± 2400-3700	Bosque muy húmedo. Bosque pluvial.
Subalpino (Montano alto)	Entre 6-3 (6.5-2.7)	2800-4000	Páramo pluvial.

Fuente: Fournier, (1990) en Quesada 2007.



**Figura 2.** Distribución geográfica de las zonas de vida en Costa Rica. Fuente Bolaños *et al.* (2005) en Quesada 2007.

### 3.6 Vías de acceso.

La ciudad de Puntarenas está ubicada a 110 kilómetros de San José, se puede llegar por la ruta interamericana desde la capital y la frontera con Nicaragua (Peñas Blancas) hasta la Ciudad de Barranca donde se encuentra el desvío hacia la Provincia de Puntarenas.

### 3.7 Actividades productivas.

#### 3.7.1 Puntarenas.

3.7.1.1 Sector Industrial: pesca, procesamiento de sardinas y atunes, frigoríficos, fábricas de hielo, fábricas de harina, maquila, ingenios azucareros, industrias de abonos y químicos, embutidos, fábricas de productos lácteos, turismo y hotelería, torrefacción de café, mataderos, fábrica de café, alimentos de animales, industria avícola.

- 3.7.1.2 **Agricultura:** arroz, caña de azúcar, café, frutas (sandía, mango, melones, limones), verduras (tomate, chile), maíz, flores, productos agrícolas de autoconsumo familiar.
- 3.7.1.3 **Ganadería:** la actividad pecuaria es de carácter extensivo, sobre todo la de carne. La ganadería es de doble propósito y se caracteriza por el predominio de animales de raza india y brasileña. Existen algunas explotaciones lecheras en el área de Monteverde y las partes altas como Arancibia. La actividad ganadera de carne se concentra en los distritos de la península, Chomes, Manzanillo, Guacimal y Acapulco.
- 3.7.1.4 **Servicios:** transporte (públicos y privados) de personas, transporte marítimo (ferry y cabotaje), turístico y aeropuerto, centros de recreación (Parque Marino del Pacífico), centros de estudio (públicos y privados) para diferentes niveles y edades, bancos, mutuales, financieras, cajas de cambio, hospitales, clínicas, EBAIS, clínicas privadas.
- 3.7.1.5 **Comercio:** De acuerdo a Abarca (2008), la mayor actividad comercial se concentra desde el Barrio El Carmen hasta el cruce de Barranca, donde existen diversos tipos de comercio como: tiendas, bazares, panaderías, supermercados, mercados, ferias agrícolas.
- 3.7.2 **Estación de Biología Marina (EBM):** La Estación se encuentra adscrita a la Escuela de Ciencias Biológicas (ECB) de la Universidad Nacional, y realiza prestación de servicios por medio de una cuenta inscrita en la Fundación UNA, como la Unidad de Maricultura, Ecología y Manejo Costero (UNEMACO). La Estación de Biología Marina elabora proyectos en temas relacionados con la problemática costera y marina, dirigidos a dar una respuesta rápida y eficiente a los sectores privados y de interés social de la región costera. También realiza actividades de extensión en diferentes comunidades aledañas al Golfo de Nicoya (UNA 2008).

### 3.8 Población.

**Cuadro 2.** Población de la provincia de Puntarenas por cantones y sexo.

<b>CANTÓN</b>	<b>HOMBRES</b>	<b>MUJERES</b>	<b>TOTAL</b>
Puntarenas	183458	174025	357483
Esparza	11997	11966	23963
Buenos Aires	20797	19342	40139
Montes de Oro	5565	5594	11159
Osa	13615	12236	25861
Aguirre	10581	9607	20188
Golfito	17523	16300	33823
Coto Bus	20430	19652	40082
Parrita	6258	5854	12112
Corredores	18985	18289	37274
Garabito	5449	4929	10378
<b>Total</b>	<b>183458</b>	<b>174025</b>	<b>357483</b>

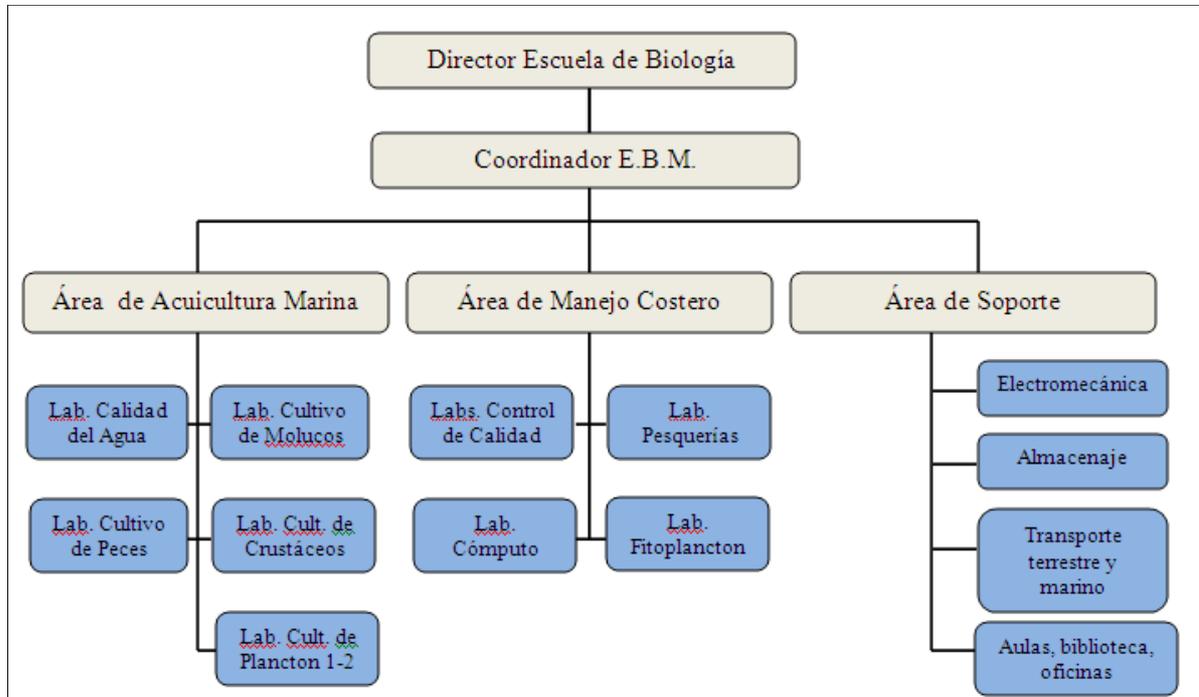
Fuente: Garita y Cordero (2001).

### 3.9 Croquis del área dedicada al cultivo.

El Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos cuenta con tres áreas para investigación, una externa e interna (Anexo 1 y 2) en la Estación de Biología Marina en Puntarenas, y un área de jaulas en Punta Cuchillo, Paquera (Anexo 3).

#### 4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS.

##### 4.1 Organigrama.



**Figura 3.** Organigrama de la Estación de Biología Marina, UNA 2008. (Traducido por autor).

##### 4.2 Objetivos de la Estación de Biología Marina.

- Proporcionar la infraestructura básica para el desarrollo del currículum de Biología Marina.
- Contribuir con el desarrollo sostenible de la zona marino costera.
- Contribuir con el desarrollo del conocimiento científico de la zona marino costera del Golfo de Nicoya.

##### 4.3 Misión.

Formar profesionales, generar conocimiento y resolver problemas al sector productivo. Se caracteriza por profesionales identificados con la problemática de la zona costera y oceánica, de alto nivel, de carácter interdisciplinario, y con infraestructura especializada.

#### 4.4 Academia.

- 4.4.1 Docencia: cursos regulares dentro de los que se incluyen clases para los niveles de Bachillerato y Licenciatura en Biología Marina, y la Maestría en Ciencias Marinas y Costeras.
- 4.4.2 Extensión: proyectos en temas tales como la transferencia tecnológica, comercialización de productos acuícolas, educación ambiental.
- 4.4.3 Investigación: operan proyectos en su mayoría aplicados a problemáticas propias de la zona costera y el océano (UNA 2008).

#### 4.5 Controles de personal.

Tanto el personal administrativo como académico, trabajan una jornada de 8 horas diarias (40 horas semanales), desde las 8 am hasta las 5 pm. Todos trabajan de acuerdo a los objetivos del plan estratégico de la Escuela de Ciencias Biológicas. Aunque existe un plan estratégico propio de la EBM, el cual se encuentra adjunto al plan estratégico de la ECB.

#### 4.6 Prestaciones laborales.

Aquellas personas que tienen más de cinco años de laborar en la institución y que no han fraccionado ningún contrato tienen derechos a prestaciones laborales.

#### 4.7 Número de empleados.

Actualmente la Estación de Biología Marina cuenta con 30 funcionarios; los grados académicos varían desde Máster, Licenciados y Bachilleres.

#### 4.8 Servicios profesionales externos.

Suministro de servicios a diferentes sectores de la empresa privada y transferencia formal e informal, individual, grupos organizados, cooperativas, convenios, etc., de las comunidades aledañas al Golfo de Nicoya. La Estación trabaja con dos programas generales, el proyecto “Manejo Sostenible del Golfo de Nicoya” y la Iniciativa “Incremento en la competitividad de las PYMES del Pacífico Central mediante un plan de fortalecimiento interuniversitario regional”, pero existen iniciativas individualizadas de proyectos de investigación, principalmente en peces, moluscos y camarones.

## 5. CARACTERÍSTICAS DE LA TOMA DE AGUA.

### 5.1 Toma de agua de mar.

La Estación de Biología Marina (EBM), obtiene el agua directamente del mar. La toma de agua se encuentra a 500 metros de la playa; el bombeo se hace con una bomba de 7½ HP con tubería de 8 pulgadas de diámetro. El agua pasa por un tanque de almacenamiento de 300 toneladas y luego por una serie tanques de sedimento y de filtros, hasta que se distribuye por toda la Estación.

### 5.2 Características físicas, químicas y microbiológicas del agua.

Las características físicas y químicas tomadas durante la PPS se resumen en los Resultados. El sistema de filtrado y luz UV permite que la calidad del agua sea óptima, aunque siempre existe la posibilidad de contaminación por algas oportunistas en el cultivo de alimento vivo. Además de contar con los sistemas de filtrado, el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos posee un sistema de luz UV que se utiliza cuando se produce alimento vivo y para el mantenimiento larval de las especies en investigación.

Las Figuras 12, 13, 14, 15 y 16 muestran el comportamiento de los parámetros físicos y químicos medidos durante la PPS. Los tanques presentaron mínima variación. Algunas figuras tienen diferenciación de fechas, esto es porque en algunas de ellas hubo traslado de juveniles a otros tanques o limpieza de los mismos y no se realizó la medición.

### 5.3 Caudal.

La bomba de 7 ½ HP bombea 200 lmin<sup>-1</sup> hacia el reservorio (30 metros cúbicos aproximadamente). En el tanque de captación se gradúa el caudal con una bomba de 2 ½ HP con tubería de 2 pulgadas de diámetro. Esta llega a otro tanque de captación que se encuentra a 4 metros de altura. Después el agua llega por gravedad a todo el sistema de tanques del laboratorio y en general a la Estación.

#### 5.4 Tipos y número de estanques.

**Cuadro 3.** Tipos y número de tanques del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.

Cantidad	Capacidad	Uso	Tipo y material
3	200 litros	Cultivo de alimento vivo	Cóncavo de plástico
12	1 Tonelada	Cultivo de alimento vivo y levantamiento larval	Circular de fibra de vidrio
4	3 Toneladas	Mantenimiento de juveniles y/o reproductores de pargo y corvina	Circular de fibra de vidrio
2	4 Toneladas	Mantenimiento de juveniles y/o de pargo y corvina	Circular de fibra de vidrio
2	13 Toneladas	Mantenimiento de juveniles y/o de pargo y corvina	Circular de fibra de vidrio
2	18 toneladas	Mantenimiento de juveniles y/o de pargo y corvina	Circular de fibra de vidrio

Fuente: Datos de campo.

#### 5.5 Filtros.

Actualmente funcionan dos sistemas de filtrado. El de arena ( $n = 2$ ) que se utiliza para el agua que llega directamente del mar y el sistema de filtrado de 1 y 5  $\mu\text{m}$  para el agua del tanque de captación. Este reduce la cantidad de impurezas que van en el agua.

#### 5.6 Tratamiento del agua de desfogue.

Cada tanque en funcionamiento cuenta con un biofiltro compuesto con diferentes materiales, generalmente de conchas de moluscos, mallas finas, corchos de botellas, tapas, etc. Los biofiltros acumulan la materia producto del metabolismo de los peces, el alimento no consumido y algunas algas filamentosas. Cada biofiltro tiene aireación las 24 horas del día y también es utilizado en la recirculación del agua.

### 5.7 Manejo general de los estanques.

Estos son sifoneados cada dos o tres días (depende del estado de sedimentos). Cada estanque cuenta con tres formas de aireación, dos de ellas mediante un sistema de blower y el otro por medio de agua corrida. Cuando se realiza un traslado de reproductores o juveniles a otro tanque son limpiados con agua dulce y/o desinfectados con cloro. Los estanques que contienen reproductores, cuentan con colectores de huevos hechos con mallas de 250  $\mu\text{m}$ .

### 5.8 Sistema de registro de parámetros de calidad del agua.

De acuerdo a observaciones realizadas, se hacen diariamente en cada estanque en funcionamiento, los parámetros que se miden son: temperatura, oxígeno (en mg/l), saturación de oxígeno (en %) y salinidad (ppm o psu). Esta medición se realiza en las horas de la mañana (9:00 am-11:00 am) con un multiparámetros (para oxígeno, saturación de oxígeno y temperatura) y un refractómetro (salinidad).

## 6. ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES.

### 6.1 Especies.

Actualmente el Laboratorio de reproducción y cultivo de peces marinos está trabajando con dos especies marinas de importancia comercial en el Golfo de Nicoya, corvina aguada, *Cynoscion squamipinnis*; y pargo manchado, *Lutjanus guttatus*.

### 6.2 Familia Sciaenidae.

Peces generalmente alargados y comprimidos. Cabeza con crestas óseas en el dorso, muy cavernosa en la mayoría de los juveniles y en los adultos de algunas especies; hocico redondeado o terminado en punta roma; tamaño y posición de la boca variables, desde larga y oblicua, con la mandíbula superior prominente (ej. Género *Cynoscion*). Línea lateral prolongada hasta el borde posterior de la aleta caudal. Poseen aleta dorsal larga, continua, escotada entre las porciones anterior (espinosa) y posterior (blanda). Parte anterior de la aleta dorsal con VII a XIII espinas y la posterior con I a IV espinas y 18 a 40 radios blandos. Aleta anal con II espinas oscurecidas (ocultas en algunas especies). Generalmente de 6 a 12 radios anales blandos; aletas pectorales cortas o largas, con 15 a 20 radios largos (pero 1 o 2 radios cortos en el borde superior), aletas pélvicas siempre con I espina y 5 radios, el primer radio prolongado en algunas especies; aleta caudal puntiaguda en juveniles, cambiando progresivamente a emarginada, truncada, redondeada, doblemente truncada o en forma de S en los adultos, nunca ahorquillada. Escamas de la línea lateral perforadas por un poro (Fischer *et al.* 1995).

### 6.3 Características generales *Cynoscion squamipinnis*.

Cuerpo alargado y comprimido. Perfil dorsal regularmente arqueado; mandíbula inferior prominente. Número de branquiespinas en el primer arco branquial: 12 a 16 en total y 10 en la rama inferior. Aleta dorsal con VII o IX (VII-VIII+I) espinas. Y 21 a 23 radios blandos. Aleta anal con II espinas y 9 radios blandos, aletas pectorales con 17 o 18 radios; aleta caudal doblemente truncada. Escamas ctenoides en el cuerpo, cicloides en la cabeza; 51 a 61 escamas con poro en la línea lateral. Vejiga gaseosa con un par de apéndices anteriores encorvados en forma de cuernos; músculos tamborileras presentes en adultos maduros de ambos sexos (Fischer *et al.* 1995). La aleta caudal es rómbica, con los radios

mediales más largos; color grisáceo en el dorso; extremo de la mandíbula inferior cenizo; naranja amarillo dentro de la boca, axila de la aleta pectoral oscura; aletas dorsal y anal cenizas; extremo de la caudal negruzca (Robertson y Allen 1998). Escamas ctenoides en  $\frac{3}{4}$  posteriores del cuerpo y cicloides adelante (Bussing y López 1953). Boza (2008) menciona que pueden llegar a alcanzar tallas de 64-120 cm en las capturas, sin embargo en cautiverio puede ser variable de acuerdo al manejo que se proporcione (Fig. 4).



**Figura 4.** Corvina aguada, *Cynoscion squamipinnis*. Fuente FISHBASE 2009.

#### 6.4 Taxonomía.

**Cuadro 4.** Taxonomía de la corvina aguada.

<b>Reino</b>	Animalia
<b>Filo</b>	Chordata
<b>Clase</b>	Actinopterygii
<b>Orden</b>	Perciformes
<b>Familia</b>	Sciaenidae
<b>Género y especie</b>	<i>Cynoscion squamipinnis</i>

Fuente FISHBASE 2009.

#### 6.5 Distribución geográfica.

De acuerdo a Kumada (2004), se encuentra en las Costas del Océano Pacífico de la América Tropical. Principalmente desde el Golfo de California hasta el Norte de Perú (Fig. 5) (Robertson y Allen 1998).



**Figura 5.** Distribución geográfica de *C. squamipinnis*. Fuente Fischer *et al.* 1995.

#### 6.6 Hábitos alimenticios.

Según Robertson y Allen (1998, 2002), generalmente las especies de la familia Sciaenidae son carnívoras, y se alimentan de una variedad de peces pequeños y de invertebrados bentónicos.

#### 6.7 Reproducción.

Las corvinas se reproducen en aguas costeras cerca de fondos lodosos o arena (Bussing y López 1953). Actualmente son pocos los estudios que se tiene acerca de la biología de la familia Sciaenidae (Boza 2009, Com. Per.), pero la Estación de Biología Marina, principalmente el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos ha empezado estudios sobre la biología de la corvina aguada (Boza 2008).

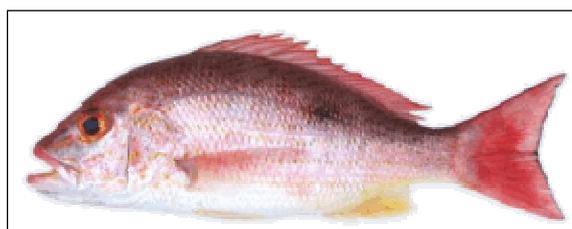
#### 6.8 Familia Lutjanidae.

Fischer *et al.* (1995) la define como peces perciformes de cuerpo oblongo, moderadamente comprimido. Cabeza grande, generalmente triangular; hocico puntiagudo; boca terminal grande y levemente protráctil. Una sola aleta dorsal no escotada, con X a XII espinas y 9 a 15 radios blandos; aletas pélvicas con I espina y 5 radios blandos, situadas bajo las pectorales; aleta caudal ahorquillada, emarginada o truncada. Cuerpo cubierto de escamas

ctenoides (rugosas) de tamaño pequeño a mediano: color: variable, pero frecuentemente rojo o gris oscuro a pardo o negruzco con la región ventral más clara.

#### 6.9 Características generales de *Lutjanus guttatus*.

Posee 14 branquio-espinas en la rama inferior del primer arco branquial. Aleta dorsal con X espinas y 12 o 13 radios blandos; aleta anal con III espinas y 6 radios blandos, perfil posterior de aletas dorsal y anal angulosos y/o redondeado; aletas pectorales con 17 radios; aleta caudal truncada o levemente emarginada. Serie de escamas en el dorso (sobre la línea lateral) (Avilés 2005). Color carmesí pálido o rosado amarillento, con un lustre plateado, y con bandas angostas y oblicuas, de un tono verde dorado o café; una mancha negra o ceniza atrás, muy distintiva, debajo de la mitad de la aleta dorsal (Fig. 6) (Robertson y Allen 1998, 2002).



**Figura 6.** Pargo de la mancha, *Lutjanus guttatus*. Fuente: [www.viarural.com.pe](http://www.viarural.com.pe).

#### 6.10 Taxonomía.

**Cuadro 5.** Taxonomía del pargo de la mancha.

<b>Reino</b>	Animalia
<b>Filo</b>	Chordata
<b>Clase</b>	Actinopterygii
<b>Orden</b>	Perciformes
<b>Familia</b>	Lutjanidae
<b>Subfamilia</b>	Lutjaninae
<b>Género y especie</b>	<i>Lutjanus guttatus</i>

Fuente FISHBASE 2009.

### 6.11 Distribución geográfica.

El pargo manchado (*L. guttatus*) se distribuye en la franja tropical del Pacífico Occidental desde el Golfo de California, México hasta Perú (Avilés 2005).



**Figura 7.** Distribución geográfica de *L. guttatus*. Fuente FISHBASE 2009).

### 6.12 Hábitos alimenticios.

El pargo machado es un carnívoro bentófago (Fischer *et al.* 1995). Rojas *et al.* (2004) en el estudio realizado en la Costa Pacífica de El Salvador determinaron que tiene mayor preferencia hacia el consumo de crustáceos y en menor grado peces y moluscos. Rojas (1997a) también menciona que la composición dietética del pargo varía según la talla, factor que influye en las etapas de crecimiento.

### 6.13 Reproducción.

En condiciones naturales, el pargo manchado se reproduce en los meses de abril-mayo y octubre-diciembre, donde se presenta el mayor Índice de Desarrollo Gonadosomático, el cual está asociado a los meses de inicio de alta precipitación. Los organismos alcanzan su primera madurez sexual muy temprano entre los 31.7-34.3 cm (Rojas 1997b). Las hembras presentan un desarrollo asincrónico por lo que el desove se produce por porciones en varios días. La relación de sexos (hembra:macho) es de 1:2 (Boza-Abarca *et al.* 2008) al

momento de realizar las inducciones al desove en el laboratorio, aunque en la naturaleza Arellano *et al.* (2001) encuentra una relación de 1:1. Los pargos pueden ser sometidos a inducción al desove utilizando el método de inducción hormonal, mediante el uso de GCH (Gonadotropina Coriónica Humana). Boza *et al.* (2008) obtuvo una producción de 47000 huevos con un 90% de fertilización. También es posible utilizar el extracto de pituitaria de carpa (EPC) para inducir la maduración final y desove de hembras de *L. guttatus*. Este tipo de extracto natural resulta ser de bajo costo en relación a la GCH y LHRH-a, aunque es necesario evaluar los desoves con este tipo de hormona a peces acondicionados al cautiverio, determinando tasas de fertilización, eclosión y porcentaje de sobrevivencia de las larvas producidas (Valverde y Boza 1999). Sierra (2007) menciona que para obtener desoves efectivos de *L. guttatus* a partir de organismos silvestres maduros deben encontrarse en buenas condiciones para garantizar respuestas positivas al tratamiento, se deben evitar las situaciones estresantes en términos de captura, transporte, manipulación, calidad del agua, etc. La etapa larval en peces marinos es muy importante, ya que determina la viabilidad de las larva, según Boza-Abarca *et al.* (2008) el período más crítico en larvas de *L. guttatus*, obtenidas con desove espontáneo ocurre a los 30 ddd, cuando se presenta una mortalidad masiva.

#### 6.14 Reversión Sexual.

No se aplica en este tipo de peces.

#### 6.15 Cultivo en Jaulas.

El pargo de la mancha ha sido estudiado en sus diferentes etapas de vida, desde la reproducción, ontogenia larval hasta el engorde (Boza *et al.* 2008). Gutiérrez y Durán (1999) en el estudio sobre el cultivo de pargo de la mancha en jaulas flotantes, evaluaron el crecimiento con alimento de fauna acompañante de camarón (FACA), obteniendo una ganancia de peso de 20 g a 450 g en 250 días. Para alimento formulado un crecimiento de 50 g a 250 g en 120 días, una tasa de crecimiento de 1.87 y 1.7 gr día<sup>-1</sup>, el factor de conversión alimenticia fue de 7.88 para alimentación húmeda (FACA), y 1.77 para alimento seco. La mortalidad fue del 6%. Olivares y Boza (1999) en condiciones de laboratorio y con alimento granulado obtuvieron tasas de crecimiento óptima y máxima de

1.09 y 2.05 % PCdía<sup>-1</sup>, para factores de conversión de 0.94 y 1.86, con una ración de mantenimiento de 0.17% PC día<sup>-1</sup>.

## 7. MANEJO GENERAL DE LAS ESPECIES EN EL LABORATORIO.

### 7.1 Manejo de reproductores.

El Laboratorio cuenta con 5 reproductores de pargo manchado (3 machos y 2 hembras), y 130 reproductores en el área de jaulas ubicada en Punta Cuchillo. En etapa de descanso (no reproducción) los peces son mantenidos en estanques de 8 toneladas, suministrando una dieta a base de sardina. Asimismo, cuando se realiza una inducción al desove, los peces son trasladados a tanques de 3 toneladas en la parte interna del laboratorio; anterior a ello se realiza un masaje abdominal para evaluar el estado de madurez mediante la salida de semen por la papila urogenital (Fig. 8), esto es indicativo de que el organismo se encuentra maduro y listo para ser inducido al desove. Si no se observa salida del semen, se debe canular el pez con el fin de verificar si es una hembra madura. La cánula se inserta suavemente dentro del oviducto que se encuentra en la papila urogenital. Una vez dentro se realiza una succión y se comienza a extraer suavemente. La presencia de huevos visibles es indicativa de que la hembra esta madura (Boza 2008). De acuerdo a observaciones realizadas, después de un desove los peces se dejan en descanso durante 15 días, alimentándolos con una dieta a base de calamar, sardina, aceite de bacalao, etc.

Cuando los peces son capturados del medio natural se sigue un protocolo similar al mencionado anteriormente. Una vez ha sido comprobada su madurez, son trasladados a la Estación de Biología Marina. Los peces son ubicados en tanques de 2.5 toneladas en proporción de 1 hembra: 2 machos.

Las hembras son anestesiadas y pesadas para calcular la cantidad de hormona a ser inyectada. En el caso del pargo manchado la hormona utilizada es la HCG (Gonadotropina Coriónica humana) la cual se suministra en dos inyecciones de 900 UIKg<sup>-1</sup> de peso corporal, siendo la segunda administrada a las 24 horas para que ocurra el desove, el cual debe coincidir con las horas de la noche ya que es el período de más calma. Una vez se detecta huevos flotando en el agua, se verifica la fertilización alrededor de 5 horas, cuando la larva apenas se está formando (Boza 2008).



**Figura 8.** Masaje abdominal de pargo manchado para verificar el estado de madurez.

Fuente: datos de campo.

En cuanto a las corvinas, los reproductores son mantenidos en un tanque de 20 toneladas. Estos reproductores son capturados del medio natural; durante la PPS se realizaron 5 giras de captura de reproductores. Estos al llegar a la estación fueron colocados en tanques de 3 toneladas para mantenerlos en cuarentena. Luego eran trasladados a un tanque de 20 toneladas donde se les suministraba alimentación, principalmente sardina fresca. Actualmente se sabe poco (o nada) sobre el ciclo reproductivo de las corvinas, es por ello que el laboratorio está trabajando en este aspecto.

#### 7.2 Manejo de criaderos.

Generalmente cuando ocurre un desove los huevos y las larvas se colectan en un recipiente forrado con malla de 300  $\mu\text{m}$  el cual se coloca en el sobreflujo del tanque de reproductores. Después de que la mayoría de los huevos son fertilizados (huevos que flotan) son colectados, se deben separar de los no fertilizados usando una probeta de 2000 ml, de tal manera que los huevos malos se van al fondo, mientras que los buenos o fertilizados se irán para la superficie.

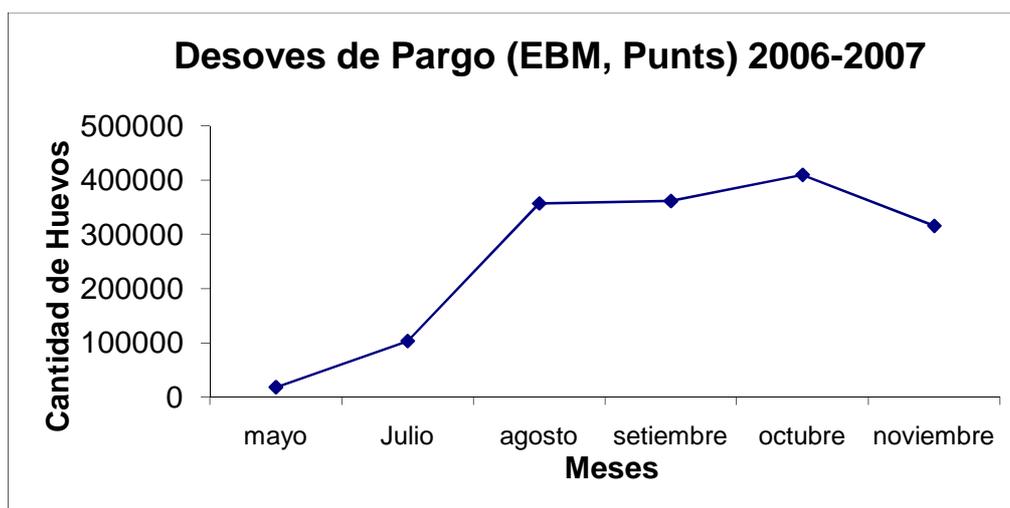
Mediante examinación por microscopio se determina si los embriones ya se encuentran completamente formados; los huevos fertilizados deben de ser trasladados cuando se encuentran en estado llamado "S".

El tanque donde se mantienen las larvas debe ser previamente preparado inoculándolo con algas y rotíferos. Cuando este procedimiento se encuentra listo, las larvas se colocan en el tanque, aunque todavía no se alimentan se asegurará en las siguientes 48 horas, dependiendo de la temperatura (consumo del saco vitelino) una buena cantidad y calidad de alimento vivo. Cuando la larva tiene la abertura de la boca y pigmentación de los ojos, el tanque se inocula con larvas de ostras y un día siguiente con zooplancton. El régimen alimenticio se sigue hasta cuando la larva comienza alimentarse de sardina fresca macerada, la cual se debe suministrar todos los días al menos tres veces al día, con el fin de garantizar que todas las estén alimentándose.

Después de varios días de comer sardina, se debe cambiar paulatinamente la alimentación a un polvo alimenticio que tenga un porcentaje de proteína superior al 50%. Una vez que las larvas se alimentan completamente de éste tipo de alimento, se pueden cuantificar y trasladar al tanque de juveniles en el cual permanecerán hasta alcanzar los 20 g.

### 7.3 Manejo de la semilla y procedencia.

La semilla de pargo proviene de los desoves que se obtienen en las diferentes inducciones que se realizan durante el ciclo anual obteniendo en algunos meses mayor cantidad de huevos (Fig. 9).



**Figura 9.** Desoves de pargo del año 2006-2007.

Fuente: Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.

El laboratorio obtuvo un desove natural de corvina en febrero de 2009 y los organismos sobrevivientes (juveniles) son con los que actualmente se esta trabajando (Fig. 10).



**Figura 10.** Juveniles de corvina obtenidos de desoves en Febrero 2009. Fuente: datos de campo.

#### 7.4 Manejo del engorde.

Como se menciona en el inciso 10.2, se utilizan diferentes dietas desde la fase larval hasta la fase adulta. Tanto para los reproductores de corvina como de pargo se utiliza sardina. Esta se suministra una vez por día, generalmente por las tardes. Los juveniles de corvina fueron alimentados durante un tiempo con alimento formulado en el Laboratorio de Nutrición de la Universidad Nacional de Costa Rica. Posteriormente se cambio la dieta por alimento formulado para camarón; generando mayores índices de crecimiento que el anterior.

Durante la PPS se realizaron tres evaluaciones de crecimiento y peso de juveniles de corvina. Los peces se trasladan a la parte interna del laboratorio donde se utiliza una balanza digital ( $\pm 0.1g$ ), y un recipiente con agua para pesar los organismos (Fig. 11). Los pesos se registran en tablas que luego son digitalizadas en un modelo de crecimiento en Excel.



**Figura 11.** Juvenil de corvina al momento de ser pesado en balanza digital. Fuente: datos de campo.

#### 7.5 Manejo sanitario y/o implementación de Normas de Control de Calidad.

No se realiza ya que fin es de investigación y no de mercado.

#### 7.6 Manejo del alimento vivo.

El laboratorio trabaja con diferentes especies de alimento vivo de importancia en acuicultura; estas especies son: Rotíferos, Copépodos y Artemias. El laboratorio posee diferentes tanques para realizar el cultivo masivo de cada una de las especies; para rotíferos y copépodos se utilizan tanques de 200 y 1000 litros (1 tonelada). Para Artemia recipientes de 3.78 litros como medio de decapsulación; y de 1000 litros para un cultivo masivo.

##### 7.6.1 Rotíferos.

Comprende un Phylum microscópico de metazoos filtradores multicelulares que se mueven y filtran pequeñas partículas de la columna de agua utilizando la “corona” localizada en la porción anterior de su cuerpo. Su tamaño varía 125 y 300  $\mu\text{m}$  de largo de acuerdo a la distribución geográfica, La especie más comúnmente utilizada es *Brachionus plicatilis*. Su reproducción es amítica (partenogenética o asexual) en la cual una hembra es capaz de producir clones genéticamente idénticos a ella (Silva 1995).

Dentro del laboratorio se manejan cepas del rotífero *Brachionus plicatilis*. Estas se colocan en un ambiente acuoso para que en un período de 1 a 3 días se de la eclosión. Los rotíferos se reproducen 18 horas después de salir del huevo y continúan produciéndose huevos cada

4.6 horas si se mantiene en las condiciones necesarias (alimentación, salinidad y temperatura) (Boza 2008). Los rotíferos se inoculan a erlenmeyer de 500 mililitros donde se mantienen hasta alcanzar una densidad de 5-10 rot/ml<sup>-1</sup>. Posteriormente son colocados en tanques de 200 litros alimentados con algas (principalmente *Isochrysis galbana* y *Nanochloropsis occulata*) y luego mantenidos con levadura en una proporción de 1 gramo: 1000000 de rotíferos. Se cosechan cuando han alcanzado una concentración cercana a los 80 rotíferos/ml<sup>-1</sup> (Boza 2008). Se realizan cosechas (mallas de 35 µm) dependiendo de la densidad y la contaminación (algas, levadura, etc.) de los tanques.

Para mantener los cultivos de rotíferos se realizan conteos diarios por duplicado en los tanques con inóculos. Estos conteos son registrados (Cuadro 7) y digitalizados en una base de datos. Boza (2008) menciona cuatro pasos principales para llevar a cabo el conteo de rotíferos y que generalmente se realiza en el laboratorio:

- a) Tome una muestra (1 ml) mediante una pipeta calibrada y viértala en una caja de petri cuadrada. Para inmovilizar los rotíferos agregue a la caja de petri unas gotas de Lugol. Realice el conteo con un contador de mano.
- b) En la muestra contabilice las hembras con huevos y el número de huevos por hembra.
- c) Tome muestras todos los días en la mañana y antes de realizar la alimentación.
- d) Con los datos obtenidos realice una curva de crecimiento.

**Cuadro 6.** Boleta para el registro de conteo diario de rotíferos en el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.

**Fecha de muestreo:** \_\_\_\_\_

Tanque	Conteo de organismos/ml			Volumen Tanque	No. org/vol. Tanque
	1	2	Promedio		

Fuente: Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.

Durante la PPS se llevaron a cabo los conteos de Rotíferos y se crearon las curvas de crecimiento correspondientes para los tanques inoculados (Fig. 17, 18 y 19).

#### 7.6.2 Copéodos.

Es la clase más grande de pequeños crustáceos, la mayoría son marinos. El fitoplancton constituye la parte principal de la dieta de la mayoría de las especies suspensívoras. Los copéodos macho son por lo general más pequeños que la hembra, que a la vez son mucho más abundantes. Los huevos suelen estar encerrado en un ovisaco. Cada saco contienen de unos pocos a 50 ó más huevos. Los huevos eclosionan como nauplios y siguen su ontogenia de cinco o seis fases naupliares (Barnes 1996).

En el laboratorio los copéodos son mantenidos en tanques de una tonelada. Se les suministra algas y levadura como alimento principal. Al igual que los rotíferos, éstos son cosechados dependiendo la densidad y el estado (contaminación) del tanque. La biología de los copéodos permite obtener en menor tiempo mayor cantidad de organismos si se les proporciona algas de buena calidad. Sin embargo, el valor nutricional de los copéodos es menor al de los rotíferos. El registro de los copéodos se realiza utilizando la misma tabla (Cuadro 6) que se utiliza para el registro de rotíferos.

### 7.6.3 Artemia.

Es un crustáceos de unos 8 a 12 mm de longitud en su estado adulto, que en condiciones naturales se encuentra en lagos salados, costeros o mediterráneos, y especialmente en salinas costeras. Tiene la capacidad de formar cistos de un diámetro cercano a los 300  $\mu\text{m}$ ., los embriones de Artemia, secos e inactivos, pueden permanecer en estado de diapausa tanto tiempo como puedan estar secos y/o en condiciones anaeróbicas. Una vez sumergidas en agua, el cisto se hidrata, asume la forma esférica, y aún dentro de él, el metabolismo embrionario es reiniciado. Luego de 20 horas el embrión abandona el cisto definitivamente. El estado adulto lo alcanza en menos de dos semanas y se reproducen a razón de hasta 50-300 nauplios o cistos cada 4-6 días, dependiendo de la especie (Silva 1995).

En el laboratorio se sigue un procedimiento según Boza (2008) que menciona los siguientes pasos para lograr una eficiente descapsulación.

- a. Hidrate cistos de Artemia a descapsular. Colocar la cantidad en gramos a descapsular en 200 ml de agua potable durante 1.5 horas, con fuerte aireación.
- b. Una vez que los cistos hayan sido hidratados, filtre los cistos con una malla y enjuague con agua potable. Eliminar el exceso de agua de los cistos.
- c. Transfiera los cistos a la solución de descapsulación (Cuadro 9); mantener los cistos en constante movimiento mediante un agitador magnético.
- d. La temperatura debe mantenerse constante. Para realizar esto, se debe adicionar unos cubos de hielo para evitar que la temperatura alcance los 30 °C.
- e. Después de 10-15 minutos de tratamiento, y una vez que los cistos tomen una tonalidad naranja fuerte, filtre los cistos por un tamiz y adicione bastante agua potable, hasta que deje de percibir el olor a cloro.
- f. Realice un baño de Tiosulfato al 0.1 % en un beaker, en el cual pueda sumergir el tamiz y además pueda agitar. El lavado debe realizarse por unos 30 segundos.
- g. Luego del baño, enjuague nuevamente los cistos descapsulados con abundante agua potable.

**Cuadro 7.** Solución descapsuladora (100 g o 10 g de cistos) de Artemia.

No.	COMPONENTE	CANTIDAD	COMPONENTE	CANTIDAD
1	NaOCl	357 ml	NaOCl	150 ml
2	NaOH (40%)	33 ml	Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub>	7.5 g
3	Agua de mar o dulce	1010 ml	Agua	150 ml

Fuente: Boza (2008).

## 8. MANEJO DEL ALIMENTO.

### 8.1 Control de Calidad.

No se realiza, ya que es formulado por empresas con alta calidad en alimentos acuícolas.

### 8.2 Condiciones y tiempo de almacenamiento.

El alimento es almacenado en el laboratorio, conservándolo en el saco. El alimento puede perdurar el tiempo que sea necesario, de acuerdo a la cantidad existente en el momento.

### 8.3 Manejo durante el transporte.

Cuando el alimento es formulado en el Laboratorio de Nutrición de la Escuela de Ciencias Biológicas de la UNA, el alimento se transporta en vehículos de la EBM. Este va contenido en bolsas de plástico traslucidas, y sobre éstas se colocan bolsas de plástico negras para proteger el alimento del sol. Se utiliza también alimento para camarón, la presentación de este alimento es en sacos y se sigue un procedimiento similar al anterior.

### 8.4 Tipo de alimento utilizado en las diferentes etapas de producción.

Los tipos de alimento desde la fase larval hasta la adulta son diversos. En la etapa larval se utiliza alimento vivo (Rotíferos, Copépodos, Artemia y algas) hasta cuando alcanzan la etapa de alimentación externa; en esta etapa el tanque es inoculado con larvas de ostras y zooplancton. Este régimen alimenticio se sigue hasta que la larva comienza a alimentarse de sardina fresca macerada, la cual se debe suministrar todos los días al menos tres veces al día, con el fin de garantizar que todas las larvas estén recibiendo la sardina. Luego de varios días de comer sardina, se debe cambiar progresivamente la alimentación a un polvo alimenticio que tenga un porcentaje de proteína superior al 50% (Boza 2008).

## 9. SISTEMAS DE ALIMENTACIÓN.

### 9.1 Alimentadores.

El Laboratorio cuenta con dos alimentadores automáticos (24 h) en los tanques de juveniles de corvina. El alimento es pesado en las mañanas y colocado en los alimentadores en la cinta en dos filas. Estos funcionan mediante un sistema de reloj que hace correr la cinta conforme el tiempo.

### 9.2 Registro de consumo de alimento.

Generalmente el modelo de crecimiento del Laboratorio proporciona el alimento a suministrar de acuerdo al día que se evaluó el peso hasta la siguiente evaluación. Todos los datos que se registran durante la evaluación de peso de los peces se ingresan al modelo de crecimiento y se manipulan los días según las necesidades o el tiempo que se requiera. También se realizaron observaciones con el fin de determinar si todo el alimento era consumido, esto con el fin de corregir la ración diaria. Si el alimento en el fondo era mínimo,, entonces se continuo suministrando la ración calculada.

### 9.3 Tablas utilizadas.

Para realizar el cálculo de la alimentación diaria se utilizó un modelo basado en el factor G de crecimiento (Cuadro 9 y 10).

### 9.4 Horario y frecuencia alimenticia.

El alimento de las corvinas se coloca una vez al día en las mañanas (8:00 - 8:30 am) en los alimentadores automáticos. Los reproductores son alimentados una vez al día en las tardes (3:00 - 4:00 pm) *ad libitum*.

### 9.5 Ajuste de la ración.

Se realiza según el modelo de crecimiento que posee el Laboratorio. Estos ajustes se hacen cada vez que los juveniles son pesados. Los datos son ingresados a la base de datos y el modelo de crecimiento ajusta la ración a proporcionar durante el tiempo determinado.

#### 9.6 Características nutricionales del alimento vs requerimiento del cultivo.

El alimento que actualmente se está utilizando para alimentar a los juveniles de corvina es una formulación para camarón de la línea Nicovita Cuenta con un 50% de proteína, cubriendo así los requerimientos nutricionales de la especie.

### 10. PLAN DE ACCIÓN.

FECHA	OBJETIVOS	METAS	ACTIVIDADES	EVALUACIÓN
5/9/10	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Conocer las instalaciones de la Estación de Biología Marina – EBM-, y el Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos.</li> <li>- Conocer las actividades a realizar durante la Práctica Profesional Supervisada –PPS-</li> <li>- Elaborar el protocolo de actividades para la Escuela de Ciencias Biológicas.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Adquirir relaciones armónicas con al menos el 80% del personal de la Estación de Biología Marina.</li> <li>- Conocer el manejo apropiado de la especie <i>L. guttatus</i> en el laboratorio.</li> <li>- Realizar conteos diarios sistemáticos de al menos dos especies de zooplancton, durante cinco semanas.</li> <li>- Alimentar la producción de rotíferos y copépodos, con algas cultivadas en el Laboratorio de Plancton.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Realizar los conteos diarios de: Rotíferos, Copépodos y Artemia en los tanques inoculados.</li> <li>- Alimentar la producción de rotíferos y copépodos con algas cultivadas en el Laboratorio de Plancton.</li> </ul>	85 %

12/16/10	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Realizar el mantenimiento (conteo, limpieza y cosecha) de alimento vivo en los tanques inoculados, durante 60 días.</li> <li>- Hidratar nuevas cepas de <i>Artemia sp.</i> para alimento de larvas de corvina y pargo.</li> <li>- Realizar una gira de campo a Punta Cuchillo, Paquera, para conocer las jaulas de cultivo de pargo.</li> <li>- Generar una base de datos de los parámetros físicos y químicos de los estanques de juveniles de corvina y reproductores de corvina y pargo, durante 60 días.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Obtener la biomasa total de rotíferos de tres tanques inoculados, durante cinco semanas.</li> <li>- Obtener los parámetros físicos y químicos de cinco tanques con juveniles de corvina y reproductores de pargo y corvina, durante cinco semanas.</li> <li>- Obtener detalles técnicos de dos jaulas flotantes ubicadas en Punta Cuchillo, Paquera.</li> <li>- Observar el proceso de pesaje y toma de datos para los juveniles de corvina en el laboratorio.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- En el período de 8:00-10:00 am. Realizar el mantenimiento de alimento vivo en los tanques inoculados, durante 60 días.</li> <li>- En el periodo de 10:00-12:00 am. Realizar la medición de parámetros en los tanques de juveniles de corvina y reproductores de pargo y corvina, durante 60 días.</li> <li>- Observar el estado de salud de los juveniles y reproductores de corvina y pargo mediante revisión morfométrica.</li> <li>- Pesar los juveniles de corvina para obtener datos de crecimiento mediante el modelo de crecimiento "G", del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos.</li> </ul>	90 %
----------	--	--	---	------

19/23/10	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Evaluar el estado gonadal de los reproductores de pargo.</li> <li>- Recopilar datos para la primera revisión del informe de PPS.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Identificar el estado gonadal de los reproductores de pargo, mediante un masaje abdominal.</li> <li>- Adjuntar datos sobre la biología del pargo manchado y corvina aguada para la primera revisión del informe de PPS.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Trasladar los reproductores de pargo a un tanque de 20 Ton.</li> <li>- Realizar un masaje abdominal a los reproductores de pargo para verificar el sexo.</li> <li>- Observar la prueba de feromonas creadas por estudiantes del Colegio Científico de Puntarenas.</li> <li>- Mediante tablas específicas de alimentación, pesar el alimento granulado a suministrar a los juveniles de corvina.</li> </ul>	90 %
26/30/10	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Evaluar el comportamiento reproductivo de los reproductores de pargo, con el fin de obtener desoves continuos mediante inducción hormonal.</li> <li>- Revisar el Diagnóstico de la Unidad de Práctica.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Revisar y entregar el Diagnóstico de la Unidad de Práctica.</li> <li>- Obtener información importante del curso “Gestión de Reactivos y Desechos Químicos en los Laboratorio de la Estación de Biología Marina”.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Asistencia al curso “Gestión de Reactivos en la Estación de Biología Marina”.</li> <li>- Alimentar a reproductores de corvina y pargo con dietas a base de sardina fresca.</li> <li>- Mediante tablas específicas de alimentación. Pesar la cantidad de alimento granulado a suministrar a juveniles de corvina.</li> </ul>	90 %

02/06/11	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Evaluar el comportamiento reproductivo de los reproductores de pargo, con el fin de obtener desoves continuos mediante inducción hormonal.</li> <li>- Identificar las técnicas de captura de reproductores en la gira de campo al Golfo de Nicoya.</li> <li>- Evaluar el crecimiento de juveniles de corvina.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Observar el proceso de inducción hormonal en los reproductores de pargo en el tanque 16.</li> <li>- Desarrollar eficazmente la gira de captura de reproductores e identificar las técnicas de captura.</li> <li>- Producir 1000 ml de <i>Isochrysis sp.</i> en un Erlenmeyer con aireación constante y suministro de nutrientes.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Realizar la gira de captura de reproductores a la desembocadura del Río Tárcoles, Golfo de Nicoya.</li> <li>- Evaluar el estado de salud de los reproductores capturados en la gira de campo.</li> <li>- Pesar los juveniles de corvina para obtener datos de crecimiento mediante el modelo de crecimiento "G", del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos.</li> </ul>	90 %
09/13/11	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Identificar las técnicas de captura de reproductores en la gira de campo al Golfo de Nicoya.</li> <li>- Evaluar el comportamiento de los reproductores capturados mediante alimento fresco (camarón).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Obtener rendimientos de rotíferos de hasta 80 rot/ml en un tanque de 1 tonelada.</li> <li>- Alimentar a los reproductores capturados con una dieta de camarón fresco.</li> <li>- Desarrollar eficazmente la gira de captura de reproductores e identificar las técnicas de captura.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Alimentar los juveniles de corvina y reproductores de corvina y pargo.</li> <li>- Preparar (limpiar, llenar y evaluar parámetros) el tanque 17 para los reproductores capturados.</li> <li>- Realizar la gira de captura de reproductores a Costa de Pájaros.</li> <li>- Evaluar el estado de los reproductores mediante observación directa.</li> </ul>	85 %

16/20/11	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Identificar las técnicas de captura de reproductores en la gira de campo al Golfo de Nicoya.</li> <li>- Evaluar el comportamiento alimenticio de los reproductores capturados mediante alimento fresco (camarón).</li> <li>- Evaluar el estado de madurez <i>in situ</i> de los reproductores.</li> <li>- Cultivar fitoplancton para el alimento de zooplancton en los tanques inoculados.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Desarrollar eficazmente la gira de captura de reproductores e identificar las técnicas de captura.</li> <li>- Colectar muestras de semen de reproductores en la gira de campo.</li> <li>- Producir 1000 ml de <i>Isochrysis sp.</i> en un Erlenmeyer con aireación constante y suministro de nutrientes.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Realizar la gira de captura de reproductores a Isla Caballo.</li> <li>- Mediante tablas específicas de alimentación. Pesar la cantidad de alimento granulado a suministrar a juveniles de corvina.</li> <li>- Preparar inóculos de <i>Isochrysis sp.</i>, para alimentar el zooplancton.</li> </ul>	90%
23/27/11	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Identificar las técnicas de captura de reproductores en la gira de campo al Golfo de Nicoya.</li> <li>- Evaluar el comportamiento de los reproductores capturados mediante alimento fresco (camarón).</li> <li>- Evaluar el estado de madurez <i>in situ</i> de los reproductores.</li> <li>- Finalizar el informe de pasantía para la EBM.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Desarrollar la gira de captura de reproductores e identificar las técnicas de misma.</li> <li>- Realizar un masaje abdominal a cada pez capturado, observar el estado de gonadal de los peces en los tanques 16 y 18.</li> <li>- Revisar el informe de pasantía para la EBM.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Realizar la gira de captura de reproductores a Isla Caballo.</li> <li>- Mediante tablas de alimentación. Pesar la cantidad de alimento a suministrar a juveniles de corvina.</li> <li>- Complementar datos para el informe de pasantía.</li> <li>- Pesar los juveniles de corvina, obtener datos de crecimiento mediante el modelo de crecimiento "G".</li> </ul>	90 %

30/04/12	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Finalizar el informe de pasantía.</li> <li>- Obtener información de las enfermedades emergentes en peces, crustáceos y moluscos de la IV Reunión del Comité Interamericano sobre la Salud de los Animales Acuáticos.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Asistir a la IV Reunión del Comité Interamericano sobre la Salud de los Animales Acuáticos realizada en el Hotel Double Tree Resort de Puntarenas.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Asistir a la IV Reunión del Comité Interamericano sobre la Salud de los Animales Acuáticos.</li> </ul>	90 %
----------	--	--	---	------

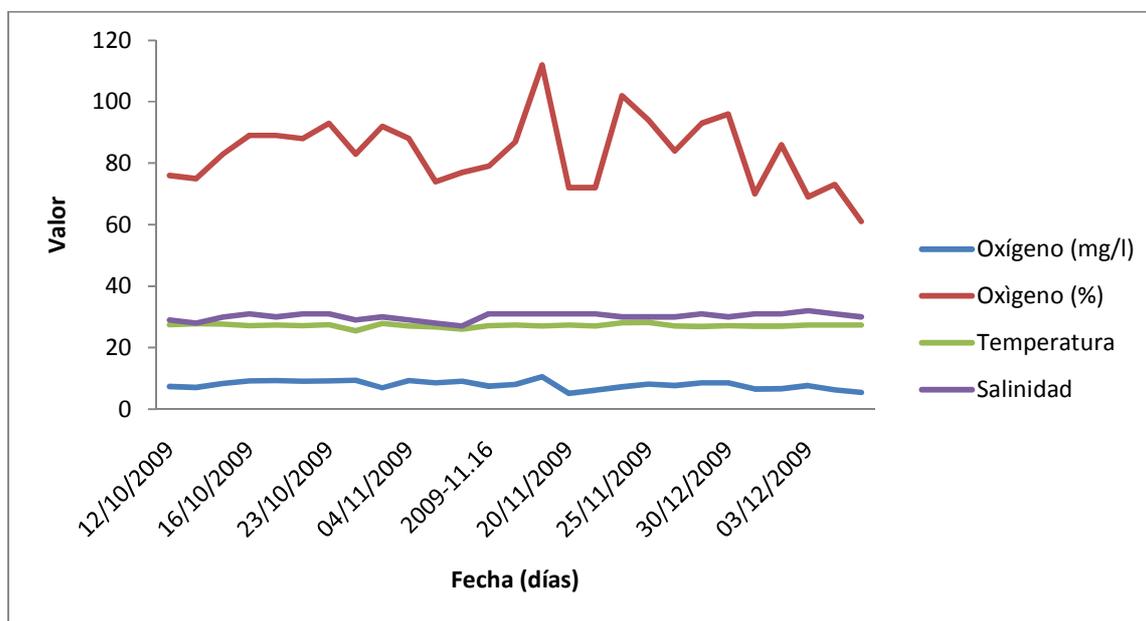
## 11. RESULTADOS.

1. Establecer una base de datos de los factores físicos (Temperatura) y químicos (Salinidad y Oxígeno) de cinco tanques de pargo manchado y corvina aguada de la Estación de Biología Marina, durante 60 días.

**Cuadro 8** .Valores promedio (Valor  $\pm$  DS) de los parámetros físico-químicos en los tanques de corvina y pargo en el Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos, tomados durante la PPS.

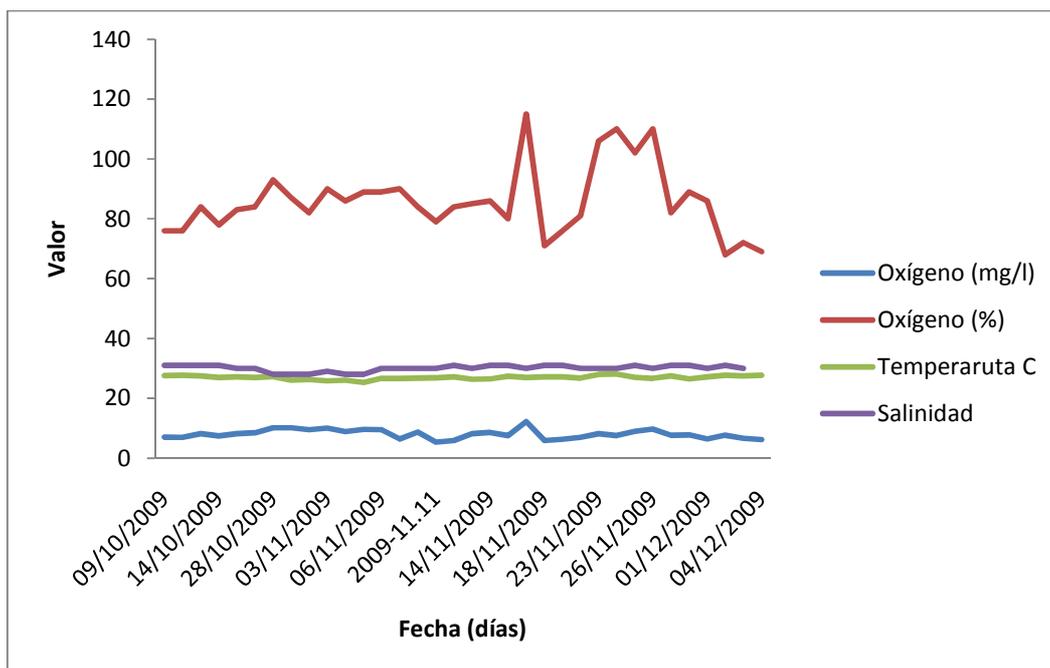
Tanque	Oxígeno %	Oxígeno $\text{mgl}^{-1}$	Temperatura $^{\circ}\text{C}$	Salinidad ‰
13	86.2	8.18	27.32	30
14	87.6	8.9	26.92	30
16	86.3	7.95	27.7	30.4
17	88.6	8.4	27.3	30.5
18	88	8.36	26.8	30.5

Fuente: datos de campo.



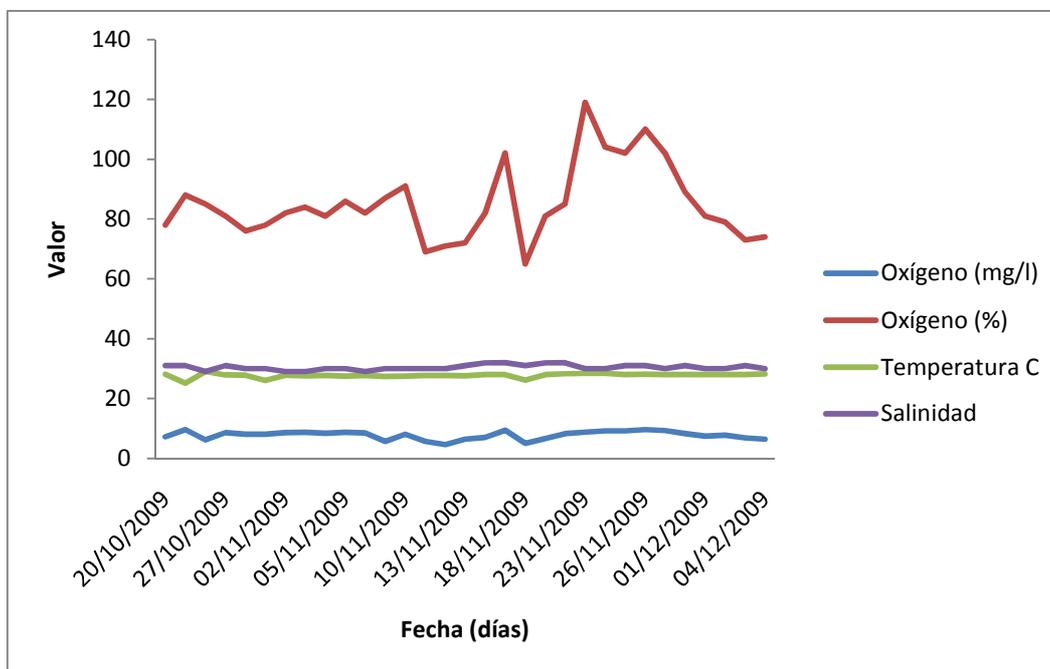
**Figura 12.** Parámetros físicos y químicos del tanque 13 de corvina.

Fuente: datos de campo.



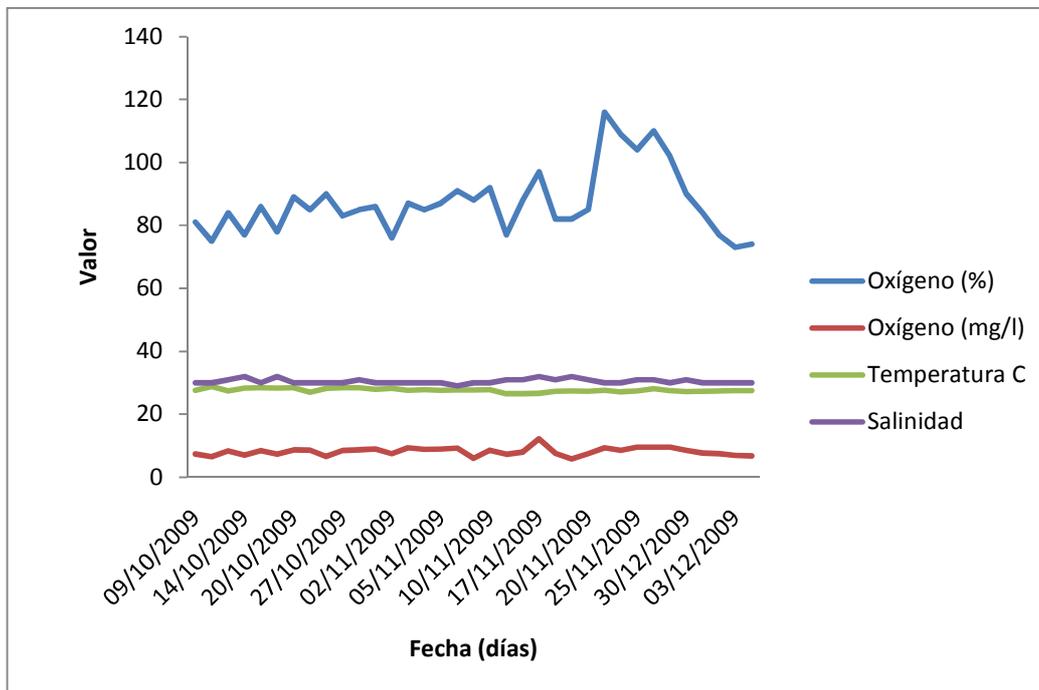
**Figura 13.** Parámetros físicos y químicos del tanque 14 de juveniles de corvina.

Fuente: datos de campo.



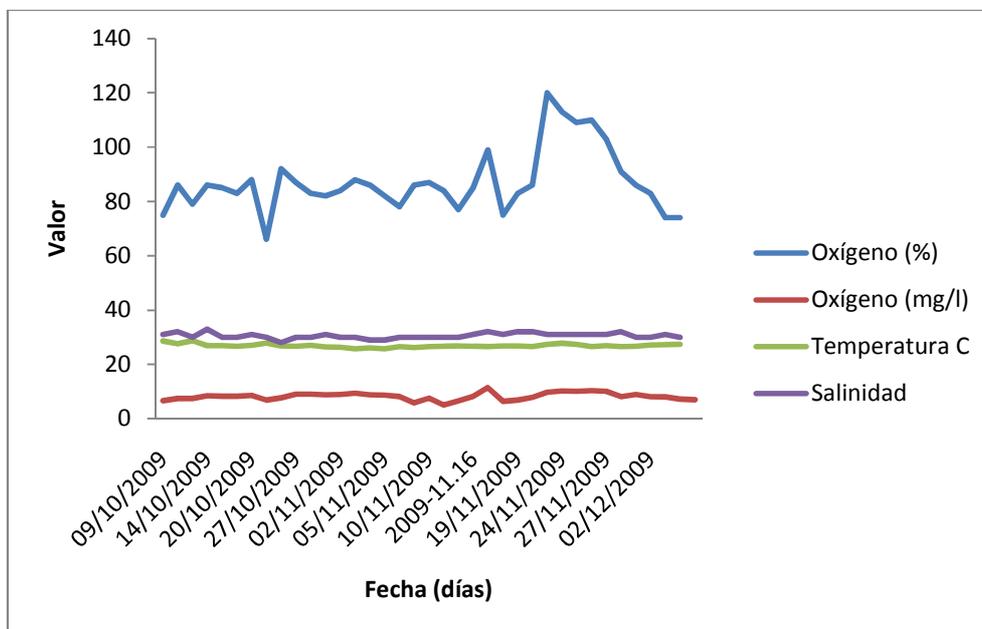
**Figura 14.** Parámetros físicos y químicos del tanque 16 de reproductores de pargo.

Fuente: datos de campo.



**Figura 15.** Parámetros físicos y químicos del tanque 17 de reproductores de corvina.

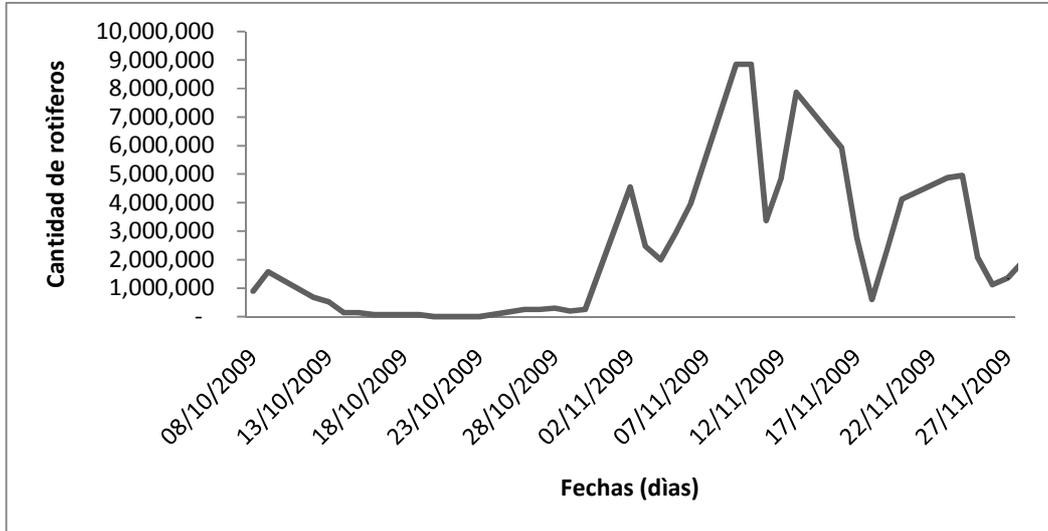
Fuente: datos de campo.



**Figura 16.** Parámetros físicos y químicos del tanque 18 de juveniles de corvina.

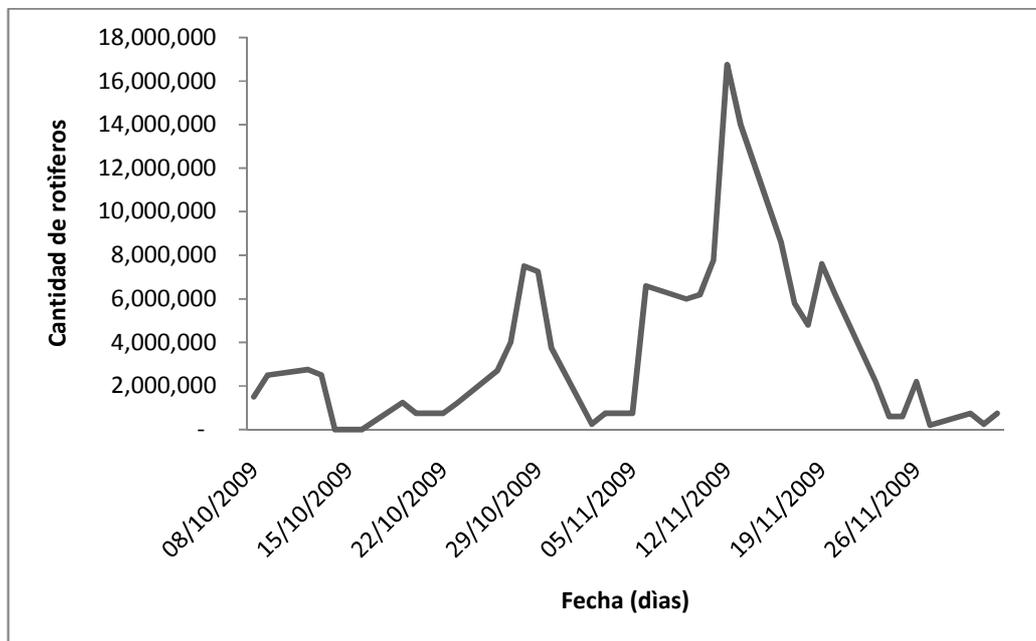
Fuente: datos de campo.

- Realizar tres curvas de crecimiento del Cultivo de Rotíferos (*B. plicatilis*) en los tanques inoculados de la Estación de Biología Marina, durante 60 días.



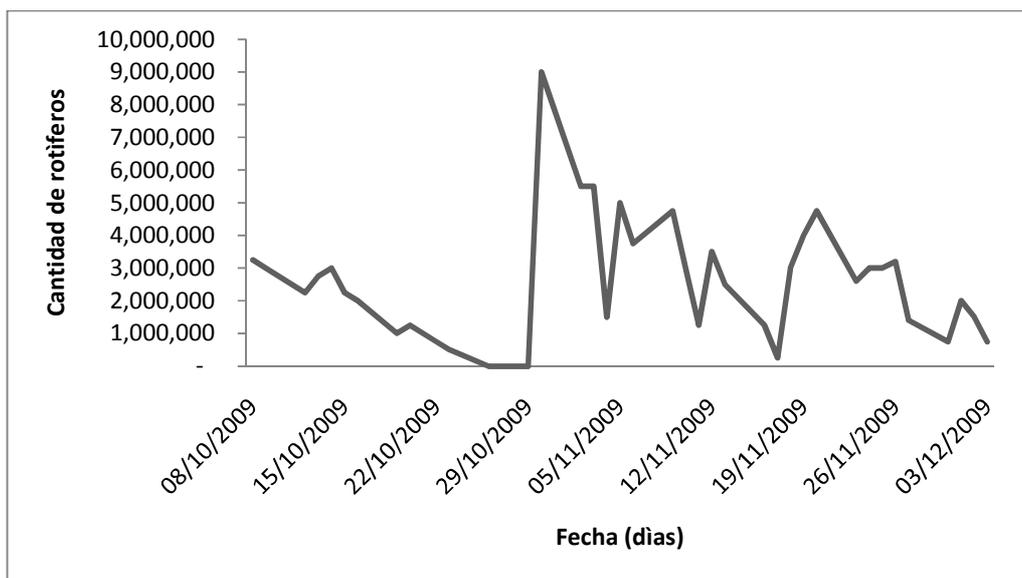
**Figura 17.** Curvas de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el tanque A.

Fuente: datos de campo.



**Figura 18.** Curva de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el tanque 3.

Fuente: datos de campo.



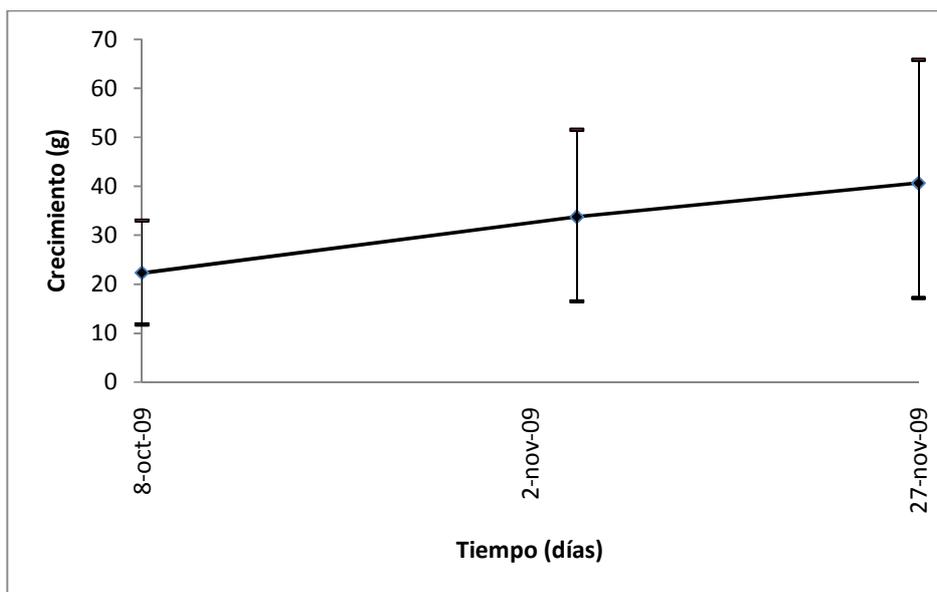
**Figura 19.** Curvas de crecimiento durante la PPS de Rotíferos en el tanque 4.  
Fuente: datos de campo.

3. Evaluar el crecimiento de los juveniles de corvina aguada, *Cynoscion squamipinnis*; mediante tres pesajes, utilizando el Modelo de Crecimiento “G” del Laboratorio de Cultivo y Reproducción de Peces Marinos de la Estación de Biología Marina.

**Cuadro 9.** Datos de crecimiento de juveniles de corvina en el tanque 14 de tres evaluaciones de peso.

Variable	08/10/09	05/11/09	27/11/09
Promedio	22.31	33.76	40.64
DES EST	5.78	9.08	11.98
MIN	11.8	16.5	17.2
MAX	33	51.5	65.8
DIAS	11	28	22
g	0.2	0.2	0.2
fc	2	2	2
num peces	41	41	41
G	-0.23	0.14	0.09
ProGeo	25.43	27.44	37.04
Crec	-0.60	0.40	0.31
TCE	2.38	1.47	0.84
ALIM/PEZ	18.78	15.84	20.60
RE	6.71	2.06	2.52
FC	2.81	1.39	2.99

Fuente: Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.



**Figura 20.** Tendencia del crecimiento durante la PPS de los juveniles de corvina, según datos del modelo de crecimiento.

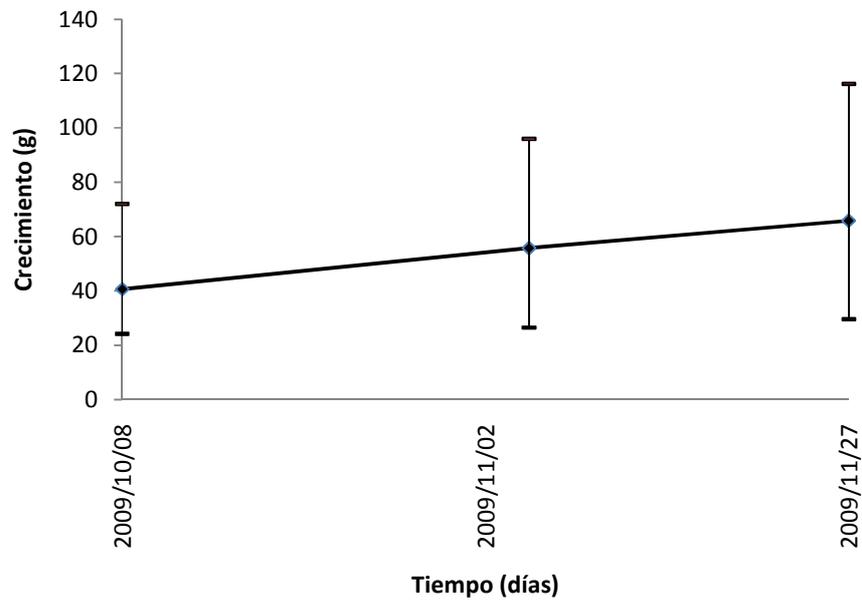
Fuente: datos de campo.

**Cuadro 10.** Datos de crecimiento de juveniles de corvina en el tanque 18 de tres evaluaciones de peso.

Variable	08/10/09	05/11/09	27/11/09
Promedio	40.68	55.76	65.85
DES EST	11.00	16.28	19.36
MIN	24.2	26.5	29.6
MAX	72	96	116.2
DIAS	11	28	22
g	0.2	0.2	0.2
fc	2	2	2
num peces	59	57	51
G	0.32	0.13	0.09
ProGeo	34.55	47.63	60.60
Crec	1.03	0.53	0.45
TCE	-2.97	1.12	0.75
ALIM/PEZ	13.05	24.01	31.72
RE	3.43	1.80	2.37
FC	-1.15	1.59	3.14

Fuente: Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos.

Fuente: datos de campo.



**Figura 21.** Tendencia del crecimiento durante la PPS de los juveniles de corvina, según datos del modelo de crecimiento.

Fuente: datos de campo.

- Realizar cinco giras de captura de reproductores de corvina aguada, a diferentes puntos del Golfo de Nicoya, Costa Rica.



**Figura 22.** Recipiente con aireación para los reproductores de corvina aguada recién capturados.

Fuente: datos de campo.



**Figura 23.** Accesorio para evitar el estrés de los reproductores recién capturados.

Fuente: datos de campo.



**Figura 24.** Especímenes muertos a los cuales se les realizó un masaje abdominal para observar el fluido seminal.

Fuente: datos de campo.



**Figura 25.** Captura de reproductores de corvina aguada, utilizando trasmallo.

Fuente: datos de campo.

## **12. RECOMENDACIONES**

### 12.7 Al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura:

- 12.7.1 Generar diferentes tipos de Estructuras de Informe Final de PPS, ya que el actual hace énfasis a unidades de producción, y no toma en cuenta entidades de investigación, universitarias y otras instituciones encargadas del manejo de los recursos hidrobiológicos.
- 12.7.2 Fomentar el campo de la investigación en la curricula de las dos carreras y difundir los resultados de la misma a través de medios de comunicación escrita y/o visual.
- 12.7.3 Establecer convenios con instituciones asociadas al manejo de recursos hidrobiológicos, que permitan intercambiar información técnica-científica para retroalimentar conocimientos de estudiantes y académicos de diferentes áreas temáticas.
- 12.7.4 Hacer énfasis en el pensum de estudios sobre la importancia de la piscicultura marina, asociado a prácticas de campo, que permitan generar ideas que fomenten el desarrollo de la misma en las costas de Guatemala.
- 12.7.5 Mejorar las Instalaciones Experimentales del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura para mejorar el campo de la investigación en todas sus ramas.

### 12.8 A la Estación de Biología Marina:

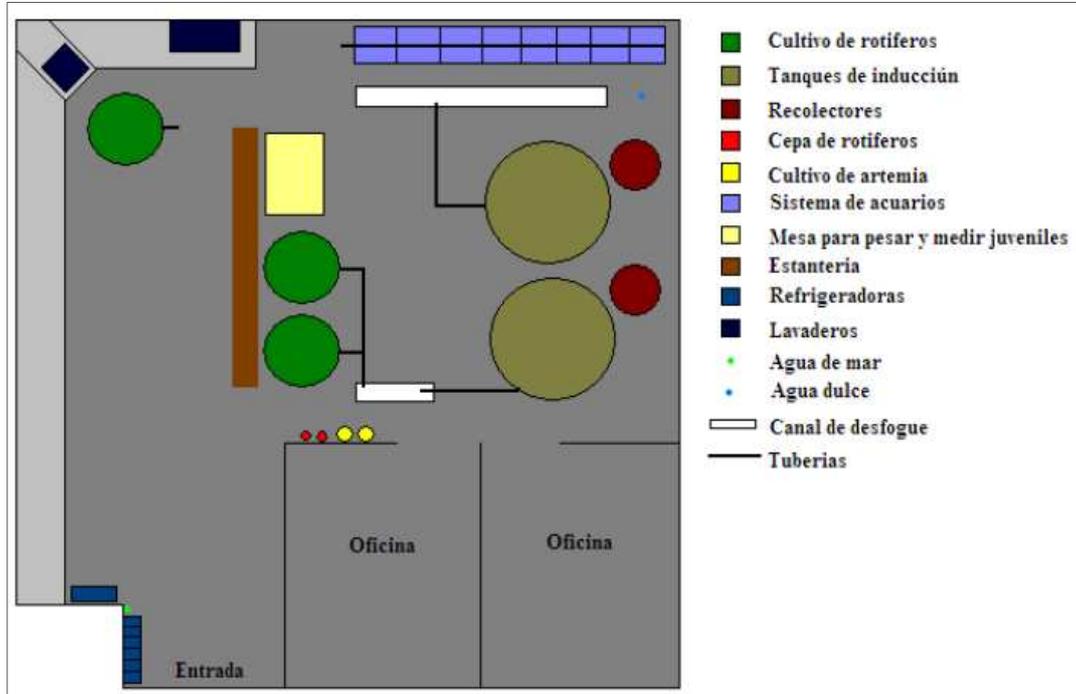
- 12.8.1 Llevar a cabo programas de intercambio estudiantil para fomentar y difundir los conocimientos adquiridos en las diferentes áreas de investigación del Golfo de Nicoya.

### 13. BIBLIOGRAFIA.

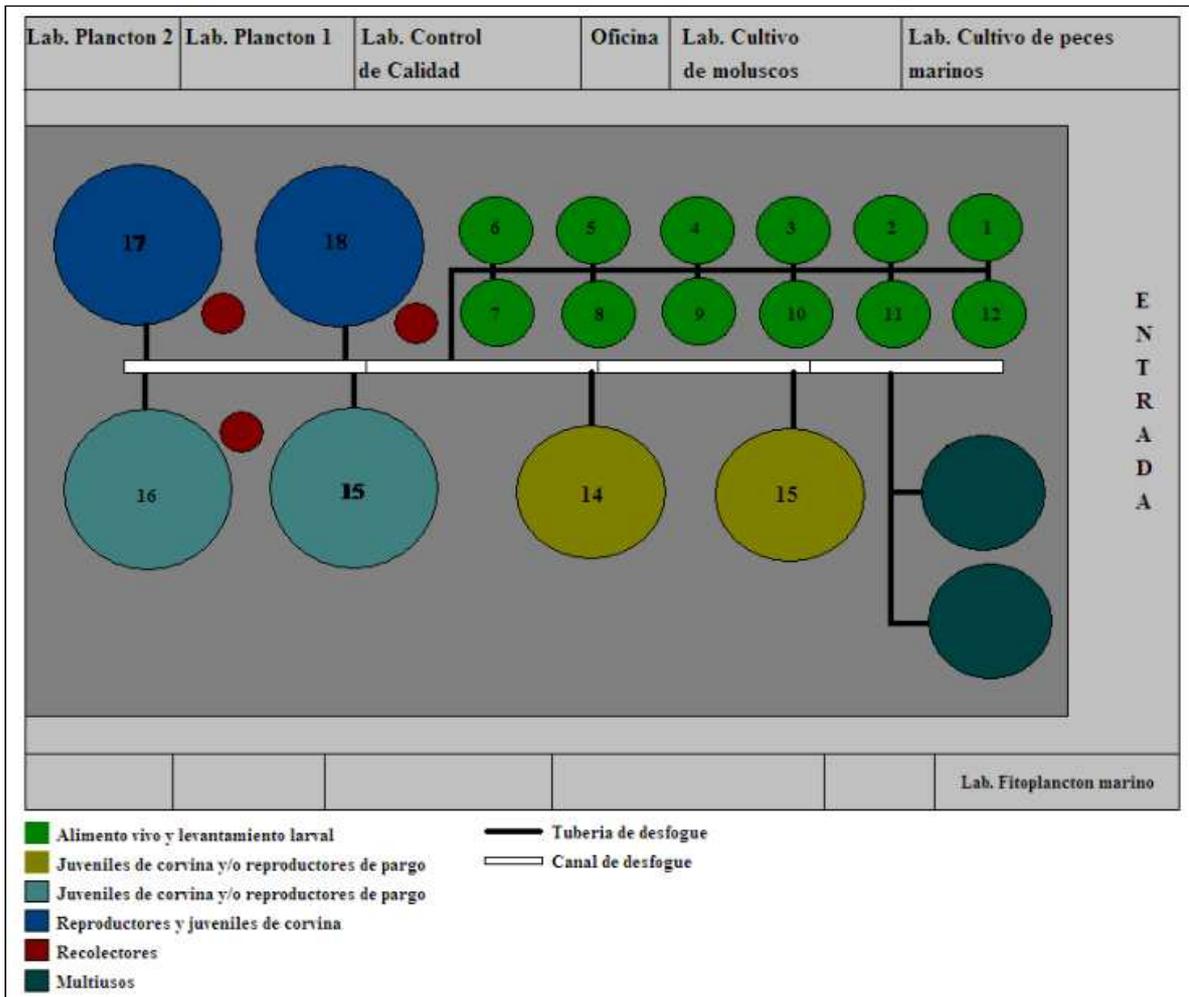
- 13.1 Abarca, HO. 2008. Datos históricos, económicos y sociales sobre el cantón Puntarenas. Universidad de Costa Rica (UCR). Edición 26: 14.
- 13.2 Arellano, M; Rojas, A; García, F; Ceballos, B; & M. Villalejo, M. 2001. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner 1869) en las costas de Guerrero, México. Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol 2: 8-10.
- 13.3 Avilés, QA. 2005. Avances en el cultivo de Pargo Flamenco (*L. guttatus*). INAPESCA, Bolivia. 2 p.
- 13.4 Barnes, RD. 1996. Zoología de los invertebrados. México. McGraw Hill Interamericana Editores. 1114 pp.
- 13.5 Boza, J. 2008. Manual para la reproducción y alevinaje del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*. Costa Rica. Estación de Biología Marina, Puntarenas. 31 p.
- 13.6 Boza-Abarca, J; Calvo-Vargas, E; Solis-Ortiz, N; Komen, J. 2008. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*, en la Estación de Biología Marina de Puntarenas, Costa Rica. Ciencias Marinas 34: 239-252.
- 13.7 Bussing WA; López, MI. 1953. Peces demersales y pelágicos costeros del Pacífico de Centro América meridional. Revista de Biología Tropical 1: 124-126.
- 13.8 Fischer, W; Krupp, F; Schneider, W; Sommer, C; Carpenter, K; Niem, V. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca (Pacífico Oriental). Roma, FAO. Vol 3, 1427-1428.
- 13.9 FISHBASE, TW 2009. Base de datos para especies de peces. Taipéi, Taiwán. Consultado 20 oct. 2009. Disponible en [http:// www.fishbase.org](http://www.fishbase.org)
- 13.10 Garita, F; Cordero, H. 2001. Toponimia de la Provincia de Puntarenas. Costa Rica. Vol 347: 10-12 p.
- 13.11 Gutiérrez, R; Durán, M. 1999. Cultivo del pargo de la mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en jaulas flotantes. Puntarenas, Costa Rica. INCOPESCA. Revista UNICIENCIA 15-16: 27-34.
- 13.12 Kumada T. 2004. Descripción de especies del Género *Cynoscion sp.* Revista de Biología y Oceanografía. Vol 1: 13.20 p.

- 13.13 Murillo; ME; Castellá, AL. 2007. Costa Rica y sus provincias. Fundación CIENTEC. Consultado 17 oct. 2009. Disponible en <http://www.cientec.or.cr/provincias/provincias.html>
- 13.14 Olivares, OP; Boza JB. 1999. Crecimiento de juveniles de pargo mancha (*Lutjanus guttatus*) utilizando alimento granulado en condiciones de laboratorio. UNICIENCIA 16: 45-48.
- 13.15 Quesada, MR. 2007. Los Bosques de Costa Rica. Instituto Tecnológico de Costa Rica. IX Congreso Nacional de Ciencias. 16 p.
- 13.16 Robertson, DR; Allen, GR. 1998. Peces del Pacífico Oriental Tropical. México. 327 p.
- 13.17 Robertson, DR; Allen, GR. 2002. Peces costeros del Pacífico Oriental Tropical: un sistema de información. Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales. Balboa. República de Panamá. DVD (30 min. Color).
- 13.18 Rojas, JR. 1997a. Hábitos alimentarios del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. Revista de Biología Tropical 44/45:471-476.
- 13.19 \_\_\_\_\_. 1997b. Fecundidad y épocas de reproducción del pargo mancha, *Lutjanus guttatus* (Steindachner) (Pisces: Lutjanidae) en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. Revista de Biología Tropical 44/45: 477-487.
- 13.20 Rojas, JR; Maravilla, E; Chicas, B. 2004. Hábitos alimentarios del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en Los Cóbano y Puerto La Libertad, El Salvador (en línea). Revista de Biología Tropical 52: 163-170.
- 13.21 Sierra, JF. 2007. Inducción Hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico colombiano. CENIACUA 2: 14-18 p.
- 13.22 Silva, A. 1995. Apuntes del 2do curso interamericano de cultivo de peces marinos. Universidad Católica del Norte. 360.
- 13.23 Valverde, SC; Boza, J. 1999. Inducción al desove en hembras del pargo mancha, *Lutjanus guttatus*, (Steindachner, 1869). UNICIENCIA 15-16:65-69.
- 13.24 UNA, (Universidad Nacional de Costa Rica). 2008. Estación de Biología Marina, Puntarenas, Costa Rica, UNA. Consultado 18 oct. 2009. Disponible en <http://www.una.ac.cr/biol/unaluw/ebm/ebmsp.htm>

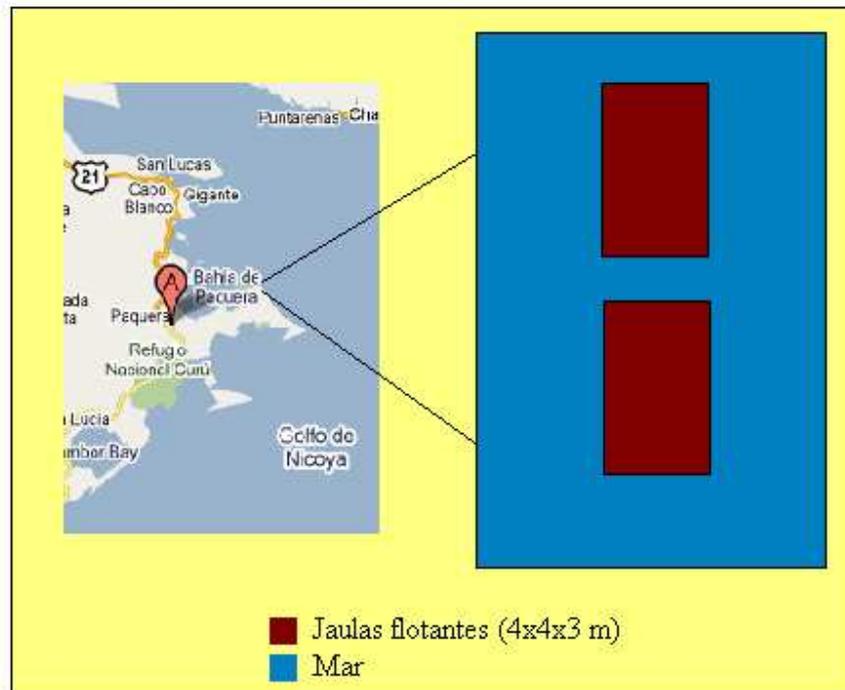
## 14. ANEXOS



**Figura 26A.** Croquis interno del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos, EBM-UNA.  
Fuente: datos de campo.



**Figura 27A.** Croquis externo del Laboratorio de cultivo y reproducción de peces marinos. EBM-UNA. Fuente: datos de campo.



**Figura 28A.** Jaulas flotantes ubicadas en Punta Cuchillo, Paquera para reproductores de pargo y corvina.

Fuente: datos de campo.

**Cuadro 11A.** Actividades extra curriculares realizadas durante la PPS.

<b>Fecha</b>	<b>Actividad</b>	<b>Descripción</b>
26/10/2009	Participación en el mantenimiento del cultivo de ostras en la Isla Pájaros, Costa de Pájaros.	Se realizaron conteos de ostras en diferentes linternas, se clasificaron según tallas específicas y se ajustó la densidad para cada bolsa en la linterna.
29/10/2009	Asistencia al Curso “Gestión de Reactivos y Desechos Químicos en los Laboratorios de la Estación de Biología Marina”.	El curso tuvo una duración de 8 horas. Se discutieron aspectos relacionados a la gestión de reactivos y desechos químicos, como disminuir, almacenar y reciclar reactivos.
06/11/2009	Asistencia a la actividad protocolaria en la Estación de Biología Marina sobre los PYMES.	Participación en la actividad sobre PYMES en la Estación de Biología Marina. Se hizo presente el Rector de la UNA, Decano de la Facultad de Ciencias Exactas y el Director de la Escuela de Ciencias Biológicas.
19/11/2009	Asistencia a la presentación de un Anteproyecto “Actividad proteolítica en el Guapote, <i>Parachromis dovii</i> .”.	Presentación de Anteproyecto de Tesis de Licenciatura de un estudiante de Maestría en Manejo de Recursos Marino Costeros.
27/11/2009	Asistencia a la Defensa de Tesis de Maestría de dos estudiantes, sobre “Análisis de la pesca de langosta y Análisis de la pesca de tiburón”.	Presentación de resultados de las tesis de maestría, donde se mencionaron aspectos relacionados al estado de la pesca de las dos especies investigadas.
2-3/12/2009	Asistencia a la “IV Reunión del Comité Interamericano de Sanidad de los Animales Acuáticos de la OIE”.	Se hicieron presentes representantes de Chile, México, Costa Rica, Nicaragua, Honduras, Argentina, Panamá y Guatemala, donde se abordaron temas como Sanidad Acuicola en Latinoamérica, Función de la OIE, etc.

Fuente: datos de campo.



**Figura 29A.** Tanques de 1 tonelada para cultivo masivo de alimento vivo. Fuente: datos de campo.



**Figura 30A.** Tanques de 18 toneladas para mantenimiento de juveniles de corvina aguada. Fuente: datos de campo.



**Figura 31A.** Jaulas flotantes de pargo manchado en Punta Cuchillo, Paquera. Fuente: datos de campo.