

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

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

**Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Estación de
Biología Marina-UNA-, Puntarenas, Costa Rica**



**Presentado por:
María de los Angeles Rosales Melgar**

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

Guatemala, febrero del 2012

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

Informe final
Práctica Profesional Supervisada

Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Estación de
Biología Marina-UNA-, Puntarenas, Costa Rica

Presentado por:
María de los Angeles Rosales Melgar
Carne: 200940342

Para otorgarle el Título de:
Técnico en Acuicultura

Guatemala, febrero del 2012

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

CONSEJO DIRECTIVO:

Presidente	M. Sc. Erick Roderico Villagrán Colon
Coordinador Académico	M. Sc. Norma Gil de Castillo.
Secretario	MBA. Allan Franco de León
Representante Docente	Ing. Gustavo Adolfo Elías Ogaldez
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios y Zootecnistas	M. Sc. Aldo Vinicio Leiva Cerezo
Representante Estudiantil	T.A. Jesús Alfredo Guzmán Cáceres
Representante Estudiantil	T.A. Sofía Morales Navarro

ACTO QUE DEDICO

- A DIOS: Por iluminar mi camino y por ser mi fortaleza en cada instante de mi vida.
- A MIS PADRES: Por su esfuerzo, sacrificio y por brindarme su apoyo incondicional.
- A MIS HERMANOS: Por sus consejos y apoyo moral en cada instante de mi vida.
- A MIS AMIGOS: Por su amistad sincera y por permitirme disfrutar cada momento especial.
- A MIS CATEDRÁTICOS: Por sus valiosas enseñanzas que me permitieron alcanzar una fase importante en mi vida.
- A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS: Por formarme como profesional al servicio de los demás.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de San Carlos de Guatemala, digna y respetable Institución, que me albergó como uno más de sus hijos, sembrando en mí la semilla de la enseñanza, conocimiento y sabiduría.

Al Centro de Estudios del Mar y Acuicultura-CEMA-, por permitir mi formación y logros académicos y profesionales.

A la Estación de Biología Marina y al Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Universidad Nacional de Costa Rica, por darme la oportunidad de realizar mi Práctica Profesional Supervisada-PPS- y por adquirir nuevos conocimientos académicos durante mi estadía.

Al Ing. Pedro Julio, por darme la oportunidad de poder realizar mi Práctica Profesional Supervisada-PPS- en la Estación de Biología Marina-UNA, Puntarenas, Costa Rica.

Al M.Sc. Rosa Lidia Soto Rojas, por brindarme su apoyo, amistad y sobre todo sus conocimientos profesionales a lo largo de mi estadía en Costa Rica.

A los Biólogos Fernando Mejía Arana y Luis Adrián Hernández, por ser guías, amigos y principales responsables al permitirme alcanzar una fase importante en mi vida mediante su labor formativa.

Al personal de la Estación de Biología Marina de la UNA Karen Rodríguez, Hannia Vega, Rebecca Quesada, Oscar Pacheco, Fabián Chavarría, Luis Vega, y Gerardo Zúñiga, por su atención, ayuda, y confianza otorgada a lo largo de mi estadía en Costa Rica.

A la Familia Archer Rosales, por darme la oportunidad de poder cumplir un sueño y una meta más en mi vida.

RESUMEN

La Práctica Profesional Supervisada –PPS-, fue realizada en el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Estación de Biología Marina –EBM- de la Universidad Nacional de Costa Rica - UNA-, ubicada en Puntarenas, Costa Rica.

Las PPS, presentan un período de duración de dos meses durante los cuales se realizaron diferentes actividades diarias de acuerdo a la programación propuesta por el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero. Las actividades realizadas fueron las siguientes: a) Determinación de edad en los peces mediante lectura de otolitos, b) Determinación de biodiversidad de la zona marino-costera, c) Toma de muestras de agua y sedimento y parámetro del agua y ambientales, d) Determinación de nutrientes, e) Granulometría, f) Captura de organismos marinos, g) Morfometría de organismos, h) Entrevista a comunidad de pescadores de Puerto Níspero, i) Procesamiento histológico de gónadas de peces. Las actividades mencionadas anteriormente se encuentran relacionadas con el ordenamiento pesquero y evaluación pesquera.

El Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero tiene como objetivo principal generar información confiable y fehaciente. Esto debido a que se realizan trabajos de evaluación pesquera tanto para entidades públicas como privadas asegurando, con la información obtenida, la sostenibilidad del recurso pesquero para futuras generaciones así mismo controlar el manejo de las pesquerías en el Golfo de Nicoya, el cual se encuentra a cargo del Instituto Costarricense de la Pesca y Acuicultura- INCOPECA-. La principal función del Laboratorio es determinar la talla de primera madurez sexual, época de desove y evaluación de las poblaciones de organismos que presentan un interés comercial durante las diferentes épocas del año, esto con el fin de poder obtener un mejor aprovechamiento del recurso pesquero a lo largo del año.

La información presentada en este informe se enfoca en las actividades anteriormente realizadas y en los resultados obtenidos en la participación del proyecto, para el establecimiento de una zona de pesca responsable en Puerto Níspero, Golfo de Nicoya, Costa Rica. El Golfo de Nicoya sufre una gran problemática en cuanto a la pesca, por lo que los mismos pescadores del área solicitaron dicho proyecto.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	4
3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE UNIDAD DE PRÁCTICA	5
3.1 Estación de Biología Marina (EBM)	5
3.2 Ubicación Geográfica	5
3.3 Condiciones climáticas	6
3.4 Altitud	7
3.5 Zona de Vida	7
3.6 Vías de acceso	8
3.7 Actividades productivas de la Unidad de Práctica	8
3.8 Pesquerías en el Golfo de Nicoya	9
4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS	10
4.1 Organigrama de la Estación de Biología Marina (EBM)	10
4.2 Objetivos de la Estación de Biología Marina	10
4.3 Misión de la Estación de Biología Marina	10
4.4 Academia de la Estación de Biología Marina	11
5. METODOLOGÍA	12
5.1 Metodología para la determinación de edad en peces por medio de otolitos.	12
5.1.1 Otolitos	12
5.1.2 Extracción de otolitos	13
5.1.2.1 Corte ventral	13
5.1.3 Preparación de otolitos	14
5.1.3.1 Técnica a base de resina	14
5.1.3.2 Técnica a base de lijado y pulido manual	16
5.1.3.3 Técnica de aclaramiento	17
5.1.4 Lectura de Otolitos	18
5.2 Metodología para la determinación de la biodiversidad de la zona marino-costera.	18

5.2.1 Muestreo en Zona de Playa	19
5.2.2 Muestreo en Zona Rocosa	20
5.2.3 Recolección de Organismos	21
5.2.4 Identificación taxonómica	22
5.2.5 Técnicas de fijación de organismos	22
5.3 Metodología para la toma de muestras de agua y sedimento y toma de parámetros del agua.	23
5.3.1 Toma de muestras de agua	23
5.3.2 Toma de muestra de sedimento	25
5.3.3 Toma de Parámetros	25
5.4 Metodología para la determinación de nutrientes.	26
5.4.1 Determinación de Amonio (NH_4^+)	27
5.4.2 Determinación de Silicatos (SiO_4)	28
5.4.3 Determinación de Fosfatos (PO_4)	29
5.4.4 Determinación de Nitritos (NO_2^-)	29
5.5 Metodología para la realización de granulometría.	29
5.6 Metodología utilizada para la captura de organismos marinos.	32
5.6.1 Nasas	32
5.6.2 Trasmallos	33
5.6.3 Red de arrastre	34
5.7 Metodología para la realización de morfometría de organismos.	35
5.8 Metodología para la realización de entrevistas a pescadores de la comunidad de Puerto Níspero.	37
5.9 Metodología para procesamiento histológico de gónadas en peces.	38
5.9.1 Deshidratación de la muestra	38
5.9.2 Embebido de muestras	40
5.9.3 Corte de muestra de gónada al micrótopo	42
5.9.4 Hidratación y tinción de la muestra	43
5.9.5 Montaje con bálsamo	45
5.9.6 Secado de muestra	45
5.9.7 Observación y análisis de las láminas	45

5.9.7.1 Estadio I	46
5.9.7.2 Estadio II	46
5.9.7.3 Estadio III	47
5.9.7.4 Estadio IV	47
5.9.7.5 Estadio V	48
6. ACTIVIDADES REALIZADAS	49
7. RESULTADOS	53
7.1 Resultados de biodiversidad de la zona marino-costera de Isla Toro, Golfo de Nicoya	53
7.2 Resultados de la determinación de nutrientes de las muestras de agua de los alrededores de Isla Toro	54
7.3 Resultados de la granulometría realizadas a muestras de sedimento tomadas en los alrededores de Isla Toro	57
7.4 Resultados de Toma de parámetros del agua y ambientales en los alrededores de Isla Toro	59
7.5 Resultado de organismos capturados en los alrededores de Isla Toro	60
8. CONCLUSIONES	62
9. RECOMENDACIONES	63
10. BIBLIOGRAFÍA	64
11. ANEXOS	65

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro No. 1	Distribución de las zonas de vida presentes en Costa Rica, según piso y ámbito altitudinal.	7
Cuadro No. 2	Tamaños de los trasmallos.	33
Cuadro No. 3	Proceso de deshidratación para muestra de gónada de peces.	39
Cuadro No. 4	Proceso de embebido para muestra de gónada de peces.	41
Cuadro No. 5	Proceso de tinción para muestra de gónadas de peces.	44
Cuadro No. 6	Concentraciones de Amonio (NH_4^+) en mg/L.	54
Cuadro No. 7	Concentraciones de Nitritos en mg/L (NO_2^-).	55
Cuadro No. 8	Concentraciones de Fosfatos (PO_4) en mg/L.	56
Cuadro No. 9	Concentraciones de Silicatos (SiO_4) en mg/L.	56
Cuadro No. 10	Porcentaje de arena en muestras de sedimento tomados en los alrededores de Isla Toro.	57
Cuadro No. 11	Porcentaje de arena en muestras de sedimento tomados en los alrededores de Isla Toro.	58
Cuadro No. 12	Parámetro del agua y ambientales tomados en los alrededores de Isla Toro.	59
Cuadro No. 13	Especies capturadas por medio del trasmallo.	60
Cuadro No. 14	Especies capturadas por medio de la Red de Arrastre (09/11/11).	60
Cuadro No. 15	Especies capturadas por medio de la Red de Arrastre (10/11/11).	61

ÍNDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura No. 1	Estación de Biología Marina (EBM), Puntarenas, Costa Rica.	5
Figura No. 2	Ubicación geográfica de la Estación de Biología Marina (EBM).	6
Figura No. 3	Mapa de la República de Costa Rica y sus Provincias.	6
Figura No. 4	Ubicación de Zonas de Vida de Costa Rica.	8
Figura No. 5	Otolito de <i>Centropomus unionensis</i> .	12
Figura No. 6	Marcas de crecimiento (anillos) de Otolito de merluza <i>Merluccius merluccius hubbsi</i> de cuatro años.	13
Figura No. 7	Materiales para la elaboración de resina.	14
Figura No. 8	Otolitos en camas de resina.	15
Figura No. 9	Corte de otolito al micrótopo.	15
Figura No. 10	Lámina de otolito fijada a portaobjeto.	16
Figura No. 11	Pulidora.	17
Figura No. 12	Edad en peces por medio de otolito.	18
Figura No. 13	Isla Toro.	19
Figura No. 14	Cuadrante de 1m ² .	20
Figura No. 15	Muestreo en zona de playa.	20
Figura No. 16	Muestreo en Zona Rocosa, Isla Toro.	21
Figura No. 17	Frascos con organismos recolectados en Isla Toro.	21
Figura No. 18	Cangrejos de la familia Porcellanidae.	22
Figura No. 19	Organismos fijados.	23
Figura No. 20	Botella de Niskin.	24
Figura No. 21	Disco de Sechii.	24
Figura No. 22	Draga.	25
Figura No. 23	Multiparámetro.	26
Figura No. 24	Anemómetro.	26
Figura No. 25	Espectrofotómetro.	26
Figura No. 26	Determinación de amonio.	28

Figura No. 27	Determinación de silicatos.	28
Figura No. 28	Muestras de sedimento preservadas en hielera.	29
Figura No. 29	Bandejas de aluminio con sedimento.	30
Figura No. 30	Horno con muestras de sedimento.	30
Figura No. 31	Tamices.	31
Figura No. 32	Nasas.	32
Figura No. 33	Nasas con sardina como carnada.	33
Figura No. 34	Largado de trasmallo.	34
Figura No. 35	Largado de red de arrastre.	34
Figura No. 36	Organismos capturados en red de arrastre.	35
Figura No. 37	Especímenes de <i>Cynoscion albus</i> .	35
Figura No. 38	Medición de longitud total con ictiómetro.	36
Figura No. 39	Extracción de gónadas del espécimen <i>Bagre panamensis</i> .	37
Figura No. 40	Extracción de vísceras.	37
Figura No. 41	Recipientes para colocación de muestras de gónadas.	40
Figura No. 42	Batería de solventes.	40
Figura No. 43	Embebido de muestra de gónadas.	41
Figura No. 44	Montaje de muestra de gónada en parafina.	42
Figura No. 45	Corte de muestra al micrótopo.	43
Figura No. 46	Muestra de gónada en portaobjeto.	44
Figura No. 47	Batería para tinción e hidratación.	45
Figura No. 48	Estadío I, Curvina Reina (HE, 40X).	46
Figura No. 49	Estadío II, con aparición del núcleo (HE, 40X).	46
Figura No. 50	Estadío III, oocitos con diferenciación del núcleo. Sardina gallerá (HE, 40X).	47
Figura No. 51	Estadío IV, oocitos hidratados, comienzo de proceso de desovo de un Mero (HE, 40X).	47
Figura No. 52	Estadío V, oocitos en proceso de absorción. Lisa común. (HE, 40X).	48
Figura No. 53	Gráfico de los porcentajes de las muestras de sedimento de los alrededores de Isla Toro.	58

1. INTRODUCCIÓN

La Práctica Profesional Supervisada –PPS- es un curso correspondiente al pensum de la carrera de Técnico en Acuicultura del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura –CEMA- (2,004) de la Universidad de San Carlos de Guatemala. Es una asignatura que permite al estudiante la oportunidad de tener experiencias vivenciales inherentes a su campo de acción vinculándolo con la realidad regional y/o nacional a través de una PPS. La práctica como proceso de aprendizaje debe realizarse atendiendo los diferentes niveles de desarrollo como actividad integradora del conocimiento teórico-práctico de tal manera que se tenga la oportunidad de aplicar objetivamente los conocimientos adquiridos durante los tres años de la carrera Técnico en Acuicultura y proponer soluciones a una situación problemática dada.

La Practica Profesional Supervisada –PPS- se realizo en el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Estación de Biología Marina –EBM- de la Universidad Nacional de Costa Rica –UNA-, con el principal objetivo de que el estudiante participe en un ambiente laboral real en las actividades diarias y específicas que se llevan a cabo en el Laboratorio.

Las actividades realizadas a lo largo del periodo de la Practica Profesional Supervisada –PPS- fueron las siguientes:

- **Determinación de edad en peces mediante la lectura de otolitos:** Se trabajaron diferentes técnicas de preparación de otolitos para su posterior lectura, haciendo uso de otolitos extraídos previamente por los encargados del Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero. La primera técnica trabajada implica la utilización de camas de resina y cortadas posteriormente con un micrótopo para tejidos duros. La segunda técnica hace uso de lijas de agua y pulido manual. Y por último diferentes técnicas que mejoran la visibilidad de los anillos de crecimiento diarios y anuales de los otolitos tales como el quemado con altas temperaturas, aplicación de HCL (Ácido clorhídrico), xilol y alcohol, esto con la finalidad de quemar toda la materia orgánica que se encuentra en el otolito y permitir el aclaramiento del mismo.
- **Determinación de biodiversidad de la zona marino-costera:** Se realizó un muestreo en los alrededores de Isla Toro durante 3 días de octubre del presente año, como parte de los

procedimientos para la generación de la línea base para el establecimiento del Área de Pesca Responsable en la zona de Níspero con el objetivo de establecer la diversidad de organismos presentes en una época del año (lluviosa) en la zona marino-costera que abarca los hábitat de playa, rocoso y manglar. También se utilizaron diferentes técnicas de muestreo como es el caso de cuadrantes para la recolección y cuantificación de los organismos presentes en la zona intermareal (marino-costera). Con la previa recolección se inicia con los procesos de identificación a nivel de familia, género y especie haciendo uso de claves de identificación y por último se fijan en alcohol al 70% más glicerina en frascos de vidrio.

- **Toma de muestras de agua y sedimento y de parámetros medio- ambientales:** Las muestras fueron tomadas en los alrededores de Isla Toro y frente a Puerto Níspero, en donde se muestrearon en puntos específicos tomando muestras de agua con la ayuda de una botella de Nisken, muestra de sedimento con una draga y la toma de los parámetros medio-ambientales tales como pH, salinidad, conductividad, temperatura y OD por medio del uso del multiparámetro, también se realizó lectura del disco de Sechii y se tomó la velocidad del viento con un anemómetro.
- **Determinación de nutrientes:** Con las muestras de agua recolectadas en Isla Toro y Puerto Níspero (Área para establecerse como Pesca Responsable) fueron analizadas en la Estación de Biología Marina para su posterior análisis y determinación de PO_4 , NO_2 , NH_4 y SiO_4 de cada una de las muestras de agua.
- **Granulometría:** El proceso de granulometría fue realizada a las muestras de sedimento, esto con el fin de conocer y determinar la composición del suelo en época de invierno en el área que se desea establecer como Área de Pesca Responsable.
- **Captura de organismos:** Esta actividad se llevo a cabo en los alrededores de Isla Toro durante 2 días donde se utilizaron diferentes artes de pesca tales como trasmallos de diferente luz de malla y alto, red de arrastre para muestreo y nasas, con el objetivo de evaluar las especies de peces y crustáceos capturados por los pescadores y su abundancia, esto como parte del establecimiento de la zona de pesca responsable.

- **Morfometría de organismos marinos:** La morfometría de organismos se refiere a la toma de mediciones de longitud total, peso total, peso eviscerado, peso de gónada y determinación de estadio de madurez gonadal de los organismos capturados únicamente en las diferentes artes de pesca.
- **Entrevista a comunidad de pescadores de Puerto Níspero:** Las entrevistas realizadas a los pescadores de la comunidad de Puerto Níspero se realizaron con el objetivo de obtener información sobre especies capturadas, lugares de pesca, época de pesca, ingresos, gastos entre otros. Dicha información servirá para realizar un estudio socioeconómico de la comunidad, así mismo para orientar el posible establecimiento como Área de Pesca Responsable.
- **Procesamiento histológico de gónadas de peces:** El procesamiento histológico consiste en someter una muestra de gónada a una serie de procedimientos que permite observar con detalle sus características microscópicas, así mismo determinar el estadio de madurez del organismo. Para ello la muestra debe de ser sometida a diferentes procesos con un tiempo determinado siendo estos, la deshidratación de la muestra, embebido en parafina y xilol, corte al micrótopo, tinción, montaje con bálsamo, secado y observación de los cortes histológicos al microscopio.

El Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero trabaja con una amplia variedad de especies marinas de la región y específicamente del Golfo de Nicoya, por lo que para realizar todas las actividades anteriormente mencionadas y descritas cuenta con dos áreas de trabajo, el Laboratorio de Pesquerías, el cual es utilizado para realizar la morfometría de los organismos y extracción de gónadas y el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero donde se realizan los análisis correspondientes de histología y preparación de otolitos.

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 y Pesqueros de la República de Costa Rica, mediante la inserción en el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero de la Estación Biológica Marina, Puntarenas.

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

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

3. DESCRIPCIÓN GENERAL DE UNIDAD DE PRÁCTICA.

3.1 Estación de Biología Marina (EBM).

La Estación de Biología Marina inicia labores en el año de 1,997, siendo diseñada con el esfuerzo de los 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 y se encuentra dividida en dos áreas que son el área de Maricultura y el área de Manejo costero.

El área de manejo costero cuenta con laboratorios tales como el Laboratorio de Fitoplancton Tóxico, el Laboratorio de Microbiología Marina, el Laboratorio de Control de Calidad de Producto, el Laboratorio de Pesquerías y el Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero, mientras que el área Maricultura cuenta con el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Peces Marinos, el Laboratorio de Reproducción y Cultivo de Moluscos, el Laboratorio de Fitoplancton 1 y Fitoplancton 2 y el Laboratorio de Fisiología Reproductiva de Crustáceos (EBM, 2011).



Figura No.1 Estación de Biología Marina (EBM), Puntarenas, Costa Rica (Trabajo de campo, 2011)

3.2 Ubicación Geográfica.

La Estación de Biología Marina (EBM) se encuentra ubicada en la provincia de Puntarenas, en el área de Puntarenas Centro, Costa Rica, presentando las siguientes coordenadas: 09°58'35"N, 84°50'18"O (Vargas, 2009).



Figura No.2 Ubicación geográfica de la Estación de Biología Marina (UNA, 2011)

Puntarenas es una provincia de Costa Rica, localizada en la parte oeste y sur del país, comprendiendo la mayor sección de la costa en el Océano Pacífico de Costa Rica. Puntarenas es la provincia más grande en Costa Rica, cubriendo un área de 11,265.69 km² (4,349.71 mi²). Limita con la provincia de Guanacaste al Norte; con las de San José, Alajuela y Limón al Este; con la vecina República de Panamá al Sur Este; y el Océano Pacífico al Sur Oeste. La capital de provincia es Puntarenas (“Puerto de Puntarenas”, “El Puerto”) (Dávila, 2,011).



Figura No. 3 Mapa de la República de Costa Rica y sus Provincias (UNA, 2011)

3.3 Condiciones climáticas.

La provincia de Puntarenas se caracteriza por tener un clima cálido y húmedo, del tipo tropical húmedo, con temperaturas máximas que rondan los 35°C, y mínimas que rara vez bajan de 20 °C.

Las medidas históricas de temperatura son de 17°C y 42°C, esta última representa también la temperatura más alta registrada en Costa Rica en un periodo de 8 años (IMN, 2008).

3.4 Altitud.

La provincia de Puntarenas se encuentra ubicada a una altitud de 4 msnm, aunque su geografía es irregular, contando con zonas pantanosas, islas, manglares y penínsulas (Dávila, 2011).

3.5 Zona de Vida.

La posición geográfica, cercanía de los océanos y la orografía define las condiciones ambientales para que exista una gran variedad de ambientes. Costa Rica presenta 12 zonas de vida y estas abarcan los tipos de bosques clasificados en zonas de vida como: bosques húmedos, muy húmedos, secos y pluviales y paramo, que se encuentran distribuidos en 5 diferentes pisos altitudinales (Quesada, 2007).

Cuadro No. 1 Distribución de las zonas de vida presentes en Costa Rica, según piso y ámbito altitudinal.

Piso Altitudinal	Límites de Temperatura °C	Rango altitudinal (msnm)	Zona de vida
Basal	Mapas de 24 (21)	0-700 Según región	Bosque seco Bosque húmedo Bosque muy húmedo
Pre montano	Entre 24 – 18 (26)	100- 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	Paramo pluvial

(Fuente: Quesada, 2007)

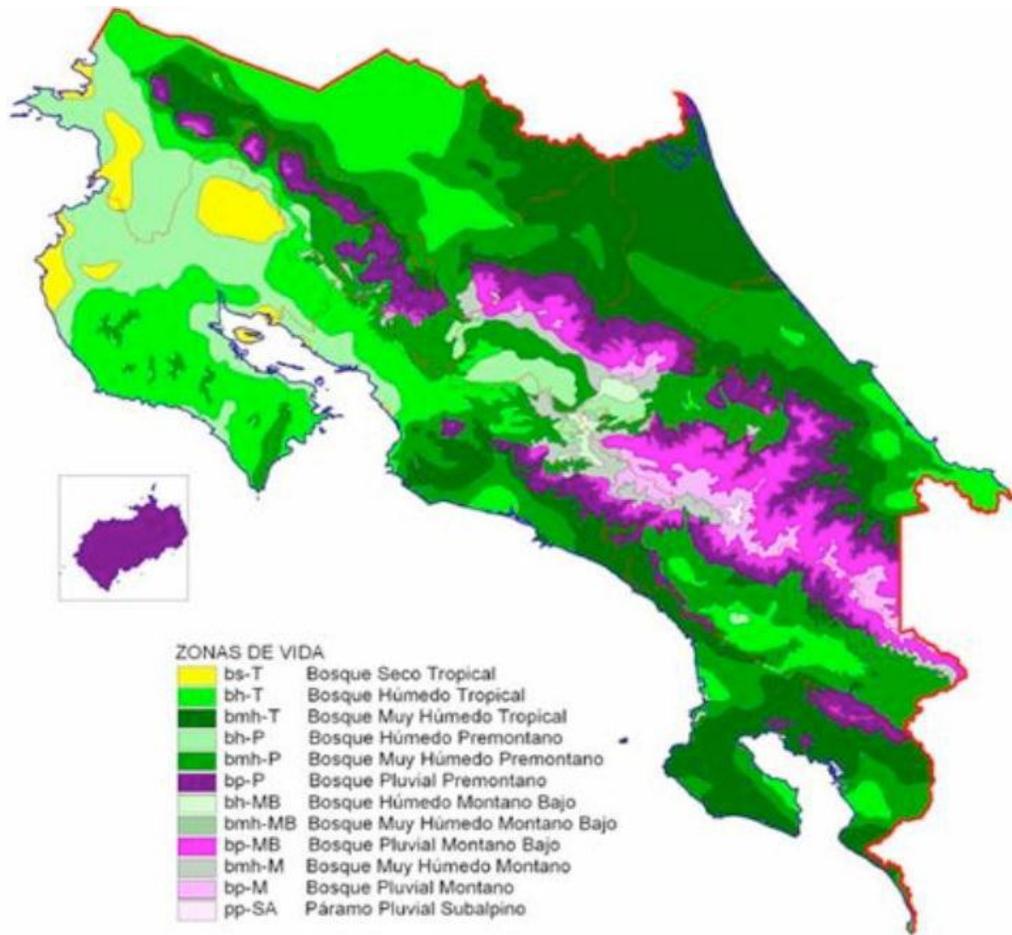


Figura No. 4 Ubicación de Zonas de Vida de Costa Rica (Quesada, 2007).

3.6 Vías de acceso.

Las carreteras están en buen estado, aunque hay que tener precauciones en las temporadas de lluvias. Por lo general, los ingresos terrestres a Costa Rica son por el norte, en la frontera con Nicaragua se ingresa por Peñas Blancas ruta interamericana y por el sur, en la frontera con Panamá se ingresa por Sixaola (Limón), en la costa del Caribe.

3.7 Actividades productivas de la Unidad de Práctica.

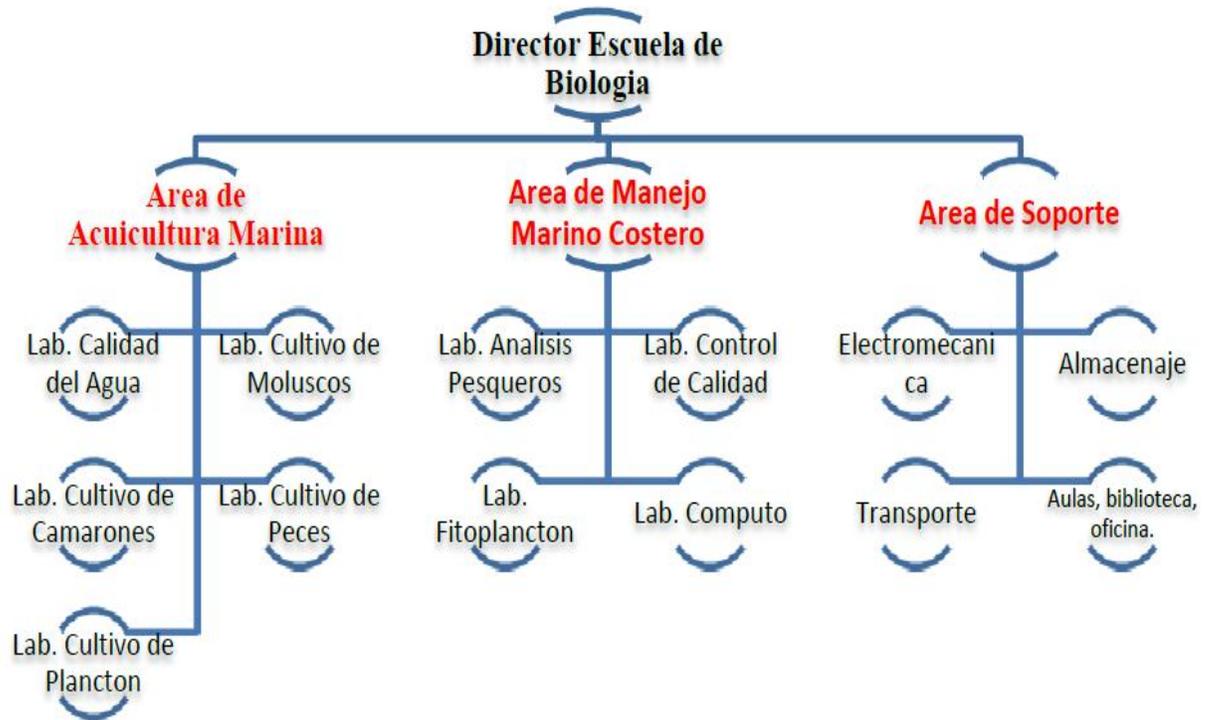
El Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero presta servicios en asesoramientos de temas relacionados al ordenamiento pesquero, evaluaciones de una pesquería determinada, así mismo apoyo a proyectos de investigación relacionados con los temas anteriormente mencionados dentro del Golfo de Nicoya. El Laboratorio no solamente trabaja con entidades privadas, sino también pública y con personas individuales.

3.8 Pesquerías en el Golfo de Nicoya.

Las pesquerías en el Golfo de Nicoya juegan un papel importante ya que se extraen al año aproximadamente más de 12 mil toneladas de pescado, siendo este cuerpo de agua uno de los lugares de pesca más importante en Costa Rica (Soto, 2007).

4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS.

4.1 Organigrama de la Estación de Biología Marina (EBM).



4.2 Objetivos de la Estación de Biología Marina.

- Proporcionar la infraestructura básica para el desarrollo de los estudiantes 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 de la Estación de Biología Marina.

Su principal misión de la Estación es formar profesionales, generar conocimiento y resolver problemas al sector productivo. Caracterizándose por ser profesionales identificados con la

problemática de la zona costera y oceánica, de alto nivel, de carácter interdisciplinario, que contamos con una infraestructura especializada.

4.4 Academia de la Estación de Biología Marina.

- 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
- Extensión: Proyectos en temas tales como la transferencia tecnológica, comercialización de productos acuícolas, educación ambiental
- Investigación: Operan proyectos en su mayoría aplicados a problemáticas propias de las zonas costeras y el océano.

5. METODOLOGÍA

5.1 Metodología para la determinación de edad en peces por medio de otolitos.

5.1.1 Otolitos.

Los otolitos son estructuras de carbonato de calcio, depositado en forma de aragonita, localizada en el laberinto membranoso del oído interno de los peces (Figura No. 5), sus funciones están relacionadas con el equilibrio y la audición. Por presentar alta especificidad morfológica, los otolitos, son considerados caracteres taxonómicos; en los últimos años se han convertido en una herramienta útil para la determinación de la edad de los peces. Para la determinación de la edad se han utilizado mayoritariamente las marcas de crecimiento. El otolito al crecer va dejando marcas alternas más oscuras y más claras (Figura No. 6), de una manera similar a la de un tronco de árbol.

En algunas ocasiones estas marcas pueden verse sin necesidad de ningún tratamiento previo del otolito, pero en general es necesario cortar el otolito y preparar una lamina fina para apreciar adecuadamente las marcas de crecimiento (Hernández; *et al*, 2004).



Figura No. 5 Otolito de *Centropomus unionensi* (Trabajo de laboratorio, 2011)

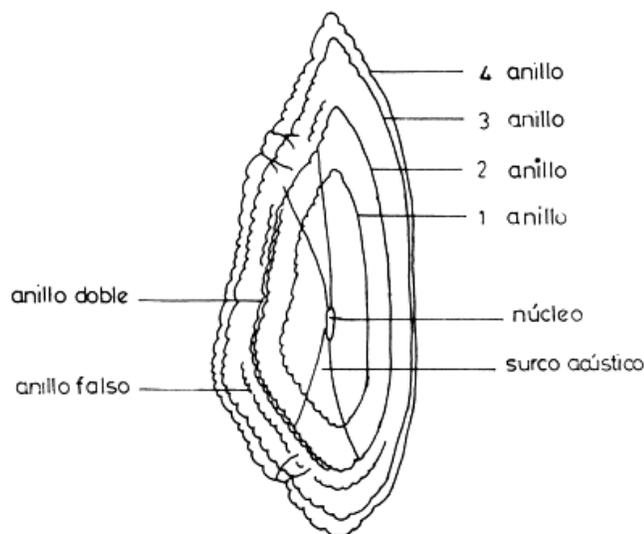


Figura No. 6 Marcas de crecimiento (anillos) de Otolito de merluza *Merluccius merluccius hubbsi* de cuatro años de edad (FAO, 2011).

5.1.2 Extracción de otolitos.

Los otolitos se encuentran ubicados en el oído interno de los peces. En una forma general existe dos formas de extraer los otolitos: una es mediante un corte oblicuo de la zona dorsal del neurocráneo, y la segunda mediante un corte longitudinal de la zona ventral de las cápsulas óticas. De las dos formas de extracción de otolitos la más utilizada es la segunda, por lo tanto a continuación se explicará el procedimiento.

5.1.2.1 Corte ventral.

Se debe de hacer una evaluación externa del pez, esta con el objetivo de identificar la especie y ver la integridad del pez en su totalidad. Luego se coloca el ejemplar con el abdomen hacia arriba y se efectúa un corte longitudinal, esto para extraer la masa visceral y las branquias.

Se busca el final de la columna vertebral del organismo en donde se encuentran ubicadas las cápsulas óticas y con una tijera especial para partes duras, se realiza un corte no tan profundo a manera de separar las cápsulas óticas, para extraer los otolitos.

La mayoría de los otolitos se pueden quebrar por manipular incorrectamente las tijeras por lo que se debe de realizar con sumo cuidado.

5.1.3 Preparación de Otolitos.

5.1.3.1 Técnica a base de resina.

Los otolitos pueden ser preparados a base de camas de resina, la cual permite al otolito tener un soporte sólido para su posterior corte al micrótopo.

El proceso de la preparación de la resina es realizada a base de las sustancias químicas DPN y DDSA (Figura No. 7), estas son mezcladas a través de un agitador magnético y colocadas en bandejas de hielo.



Figura No.7 Materiales para la elaboración de resina (Trabajo de laboratorio, 2011)

Dentro de las bandejas de hielo son colocados los otolitos de una forma longitudinal y deben de ser acomodados correctamente, cada otolito colocado debe de presentar su respectiva etiqueta y debe de tener el núcleo claramente marcado ya que esta marca permitirá saber donde se realizará el corte (Figura No.8). Al tener lista las bandejas éstas deben de ser colocada en un horno a 75°C por 12 horas para que la resina se termine de endurecer.



Figura No.8 Otolitos en camas de resina (Trabajo de laboratorio, 2011).

Al estar completamente sólida la resina, se procede a sacar los bloques de resina para luego ser colocados en el micrótopo de una forma transversal. El bloque de resina con el otolito se corta transversalmente procurando que el núcleo quede dentro de la lámina que se esta cortando (Figura No.9).



Figura No. 9 Corte de otolito al micrótopo (Trabajo de laboratorio, 2011).

El espesor de la lámina cortada suele ser aproximadamente de 1 milímetro de grosor. La lámina es pegada a un portaobjetos mediante un pegamento termolábil. A partir de este momento se debe lijar y pulir esa lámina por las dos caras hasta que se obtiene una fina capa de unas 20 – 40 micras de espesor con el núcleo visible en su interior. Las lijas a utilizar para pulir la lámina

deben de ser lijas de agua de diferente tamaño de poro (de 400, de 600, de 9 micras, de 7 micras y alúmina). Es preciso que la lámina sea fina para que la luz del microscopio pueda atravesarla bien dejando visibles el núcleo y todos los anillos de crecimiento (anuales y diarios) que aparecen en el otolito (Figura No. 10).



Figura No. 10 Lámina de otolito fijada a portaobjeto (Trabajo de laboratorio, 2011).

Es importante saber que el núcleo indica el momento del nacimiento del pez. A partir del núcleo se cuentan las marcas de crecimiento para conocer la edad.

5.1.3.2 Técnica a base de lijado y pulido manual.

La técnica de pulido manual de los otolitos requiere desgastar con una pulidora (Figura No. 11) el otolito por ambos extremos hasta llegar a observarse el núcleo y que la superficie se vea transparente hasta que los anillos de crecimiento (diarios y anuales) sean completamente visibles en el estereoscopio previo a ser visto en el microscopio. De esta manera se podrá observar con mayor facilidad los cambios de dirección o bien los anillos anuales en los otolitos al momento de ser observados en el microscopio.



Figura No. 11 Pulidora (Trabajo de laboratorio, 2011).

El otolito desgastado (de aproximadamente 3mm) es pegada a un portaobjeto petrográfico mediante un pegamento termolábil. A partir de este momento se debe lijar y pulir esa lámina por las dos caras hasta que se obtiene una fina capa de unas 20 – 40 micras de espesor con el núcleo visible en su interior. Las lijas a utilizar para pulir la lámina deben de ser lijas de agua de diferente tamaño de poro (de 400, de 600, de 9 micras, de 7 micras y alúmina). Es preciso que el otolito sea fino para que la luz del microscopio pueda atravesarla bien dejando visibles el núcleo y todos los anillos de crecimiento que aparecen en el otolito.

5.1.3.3 Técnica de aclaramiento.

La técnica de aclaramiento permite mejorar la visibilidad de los anillos diarios y los cambios de dirección en los otolitos. Esta puede ser por medio del quemado de la materia orgánica que presentan dichas estructuras, con sustancias tales como HCl, xilol y alcohol. Lo cual al ser los otolitos colocados en las sustancias anteriormente mencionadas éstas queman toda la materia orgánica que se encuentra en los anillos y permite visualizarlos de mejor manera al estereoscopio y microscopio.

Otra técnica de aclaramiento es exponer el otolito a altas temperaturas (200°C), por lo que el efecto que ocasiona es quemar el 10% de la materia orgánica y dejar visibles los anillos de crecimiento.

5.1.4 Lectura de Otolitos

Las muestras ya preparadas de otolitos deben de ser leídas al microscopio, en donde se observan bandas concéntricas alrededor del núcleo, algunas de ellas se visualizan de manera remarcada lo cual indica que son anillos anuales, esto quiere decir que cada anillo o banda representa un año de vida del pez. Mientras que las otras bandas de tonalidad tenue representan anillos diarios.

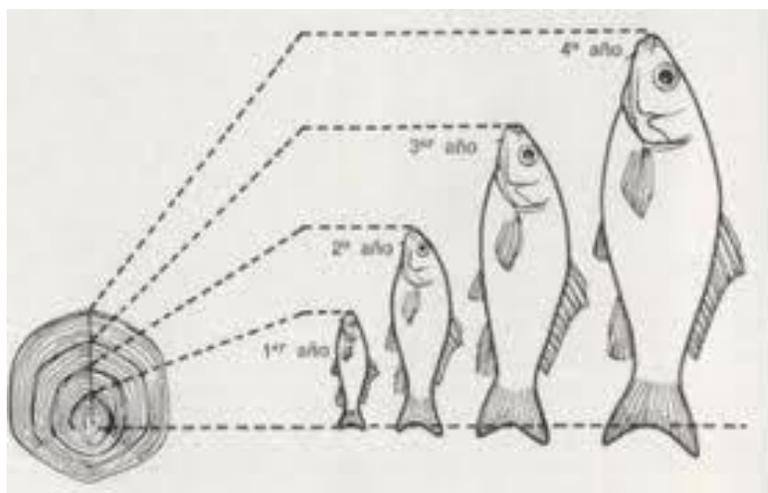


Figura No.12 Edad en peces por medio de otolito (FAO, 2011).

5.2 Metodología para la determinación de la biodiversidad de la zona marino – costera de la Isla Toro, Golfo de Nicoya, Costa Rica.

Los muestreos de biodiversidad se realizaron en los alrededores de Isla Toro (Figura No.13), frente a Puerto Níspero, a lo largo de tres días del mes de Octubre. Isla Toro se encuentra ubicado en el Golfo de Nicoya, cerca de la desembocadura del Rio Tempisque, uno de los mayores aportes de agua dulce del Golfo de Nicoya.



Figura No. 13 Isla Toro (Trabajo de campo, 2011).

Los muestreos se realizaron como parte de los procedimientos para la generación de la línea base para el establecimiento del Área de Pesca Responsable en la zona de Nispero. Estos fueron realizados a lo largo de la zona marino-costera que abarca la zona de playa y la zona rocosa, realizándose un total de 20 cuadrantes alrededor de la Isla tomando en cuenta las zonas antes mencionadas.

5.2.1 Muestreo en Zona de Playa.

Cuando se habla de zona de playa, nos referimos a aquella franja costera que es cubierta y descubierta por el mar producto de las mareas. Se extiende desde el nivel más alto al que pueden llegar las olas durante el período de marea alta, hasta el nivel más bajo que puede llegar el mar.

En la zona de playa, ubicada en el costado oeste de Isla Toro, se efectuaron 9 puntos de muestreo. Para ello en cada punto fue utilizado un cuadrante de 1m^2 (Figura No.14) colocado en una posición al azar donde se estableció la diversidad de organismos presentes.



Figura No. 14 Cuadrante de 1m² (Trabajo de campo, 2011).

En cada cuadrante se realizó un conteo de organismos existentes, para lo cual se realizaron observaciones cuidadosas debido a que los organismos, en su mayoría, presentaban tamaños relativamente pequeños. A su vez fueron recolectados ejemplares para su posterior identificación.



Figura No.15 Muestreo en zona de playa (Trabajo de campo, 2011).

5.2.2 Muestreo en Zona Rocosa.

La zona rocosa es la parte del ecosistema marino más visible y accesible para el hombre. En ésta área se realizaron 9 puntos de muestreo ubicados en diferentes coordenadas donde se estableció

la diversidad de organismos presentes y el conteo de los mismos. Dentro del área muestreada se tomaron en cuenta grande rocas como cuadrantes (Figura No16.).



Figura No. 16 Muestreo en Zona Rocosa, Isla Toro (Trabajo de campo, 2011).

5.2.3 Recolección de Organismos.

La recolección de organismos se llevó acabo en las dos diferentes áreas de muestreo, tanto en la zona de playa como en la zona rocosa. Donde se colectaron en cada punto especímenes de diferentes especies y tamaño, para ello se colocaron en frascos plásticos con alcohol al 70% más glicerina (Figura No. 17). Cada frasco presentaba su propia identificación: lugar de muestreo, número de cuadrante y fecha, para no confundir las muestras al momento de realizar la identificación taxonómica.



Figura No. 17 Frascos con organismos recolectados en Isla (Trabajo de campo, 2011).

5.2.4 Identificación taxonómica.

Los organismos recolectados en Isla Toro fueron identificados con ayuda de claves taxonómicas y dicotómicas, para lo cual se siguieron diferentes patrones de identificación como lo son estructuras físicas, coloraciones, ausencia o presencia de apéndices, entre otras. La observación de las características, anteriormente mencionadas, fue necesaria la utilización de un estereoscopio para visualizar estructuras que no son visibles a simple vista. Al terminar la identificación de cada organismo recolectado fueron elaboradas sus respectivas etiquetas de identificación las cuales contenían la familia, la especie, el lugar de colecta, la fecha de colecta y el nombre del colector.



Figura No. 18 Cangrejos de la familia Porcellanidae (Trabajo de laboratorio, 2011)

5.2.5 Técnicas de fijación de organismos.

Luego de ser identificado cada organismo recolectado se procede a fijarlo, para ello se uso alcohol al 70% más glicerina (5ml por cada litro de alcohol), lo que hace el alcohol es deshidratar al organismo para evitar la descomposición y la glicerina debido a la viscosidad que presenta permite al ejemplar no romperse fácilmente y evitar estar en un medio completamente líquido.

Lo primero que se realiza es seleccionar el espécimen que se encuentra en mejores condiciones, es decir que tenga sus apéndices completos y no se encuentre lastimado. Se coloca en el frasco un frasco de vidrio de 100 ml y posteriormente se le agrega el alcohol más glicerina con su respectiva etiqueta de identificación (Figura No. 19).



Figura No. 19 Organismos fijados (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.3 Metodología para la toma de muestras de agua y sedimento y toma de parámetro del agua en alrededores de Isla Toro.

Los puntos de muestreo se llevaron a cabo en los alrededores de Isla Toro y frente a Puerto Níspero, correspondiendo al área para el establecimiento de Zona de Pesca Responsable, donde se estableció 9 puntos de muestreo. Para la realización de las tomas de las diferentes muestras (agua, sedimento y parámetros) se utilizó la panga o lancha “Penaeus” de la UNA.

5.3.1 Toma de muestras de agua.

En cada uno de los 9 puntos de muestreo, se tomo una muestra de agua por medio de la botella Niskén (Figura No. 20) a una profundidad pre establecida de 1.5m.

La botella de Niskén se encuentra elaborada de PVC y en su interior se encuentra libre de cuerpos metálicos, esto con el fin de mantener las condiciones de la muestra y presenta una capacidad de 4L. Para la toma de agua a través de la botella de Niskén se suelta un mensajero que activa el mecanismo de cierre y dentro de la misma queda el agua.



Figura No.20 Botella de Nisken (Trabajo de campo, 2011).

Antes de llenar la botella plástica con la muestra de agua tomada con la botella de Nisken, se debe agregar un poco del agua de la misma, se agita la botella plástica y se tira el agua contenida en ella, de esta manera se ambienta la botella plástica, luego se llena hasta el borde de manera que no quede oxígeno dentro y se cierra. Las botellas con muestras de agua colectadas deben de ser colocadas en hielo dentro una hielera para preservar la muestra. En cada punto de muestreo también se realizó la medición de turbidez con el disco de Sechii (Figura No.21).



Figura No. 21 Disco de Sechii. (Trabajo de campo, 2011).

5.3.2 Toma de muestra de sedimento.

Para la toma de muestra de sedimento, se utilizó una draga de acero inoxidable (Figura No.22), la cual se cierra automáticamente al topar con el fondo capturando el mayor sedimento posible. En muchos de los casos la draga puede capturar poco sedimento, debido a que la conformación del suelo en su mayoría puede ser materia orgánica tales como pedazos de concha, ramas o piedras. Las muestras colectadas por la draga deben ser colocadas en bolsas plásticas y con su respectiva identificación, para luego ser colocadas en hielo para su conservación.



Figura No. 22 Draga (Trabajo de campo, 2011).

5.3.3 Toma de Parámetros.

La toma de parámetros físicos del agua fueron tomados mediante un multiparámetro (Figura No.23), con el cual se tomaron los parámetros como pH, salinidad, conductividad, temperatura y OD.

El multiparámetro debe ser calibrado antes de su utilización para que al momento de emplearlo no de lecturas erróneas, ya que este instrumento es introducido dentro del agua y aguardando unos segundos para que en la pantalla aparezca la lectura de los diferentes parámetros. Otro de los parámetros tomados fue la velocidad del viento y la temperatura ambiental, para ello fue utilizado un anemómetro (Figura No.24)



Figura No. 23 Multiparámetro (Trabajo de campo, 2011).



Figura No. 24 Anemómetro (Trabajo de campo, 2011).

5.4 Metodología para la determinación de nutrientes.

Las muestras de agua tomadas en los alrededores de Isla Toro y frente a Puerto Níspero fueron utilizadas para la determinación de los diferentes nutrientes tales como: Amonio (NH_4), Silicatos (SiO_4), Fosfato (PO_4) y Nitritos (NO_2). La cantidad de muestra de agua utilizada para realizar los respectivos análisis fue de 5ml, y cada una fue realizada por triplicado esto es debido a dos razones: la primera si se da la confusión de no agregar correctamente los compuestos respectivos para la realización de cada nutriente y la segunda si las lecturas que da el espectrofotómetro presentan variaciones.

Para la determinación de los nutrientes el método utilizado es el método espectrofotométrico, el cual es también un método colorimétrico que utiliza distintos reactivos para darle una coloración a los diferentes nutrientes, los cuales pueden ser después medidos utilizando un espectrofotómetro el cual mide la absorbancia o transmitancia (Figura No. 25).



Figura No. 25 Espectrofotómetro (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.4.1 Determinación de Amonio (NH_4^+).

Para determinar el Amonio se colocaron las muestras de agua en tubos de ensayo plásticos con ayuda de una pipeta automática. Cada uno de los tubos contenía 5mL de muestra. Luego con una pipeta automática programada se agregaron 0.1mL de solución Buffer, 0.1mL de solución de fenol y 0.1 mL de solución oxidante. Para mezclar el agua y los reactivos se agitan verticalmente para homogenizar la muestra y se dejan reposar por 10 horas en total oscuridad. El amonio se lee a una longitud de onda a 630nm. Se espera que el amonio tome una coloración rosa (Figura No. 26).

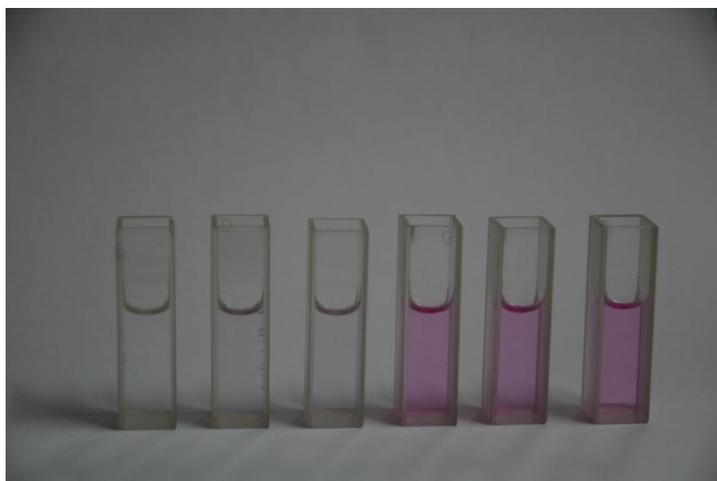


Figura No. 26 Determinación de amonio (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.4.2 Determinación de Silicatos (SiO_4).

Para determinar los silicatos se hizo una dilución de la muestra, esto debido a que las muestras se tomaron en época lluviosa, por lo tanto se espera que las concentraciones de silicatos se encuentren elevadas, por lo que únicamente se añadió 0.5mL de muestra de agua, con una pipeta automática programada se añadieron 0.15mL de reactivo mixto y se esperaron 15 minutos. Luego se añadió 0.1mL de ácido oxálico y 0.1mL de ácido ascórbico. La lectura de los silicatos se hace a una longitud de onda de 810nm. Se espera que los silicatos tomen una coloración azul (Figura No. 27).

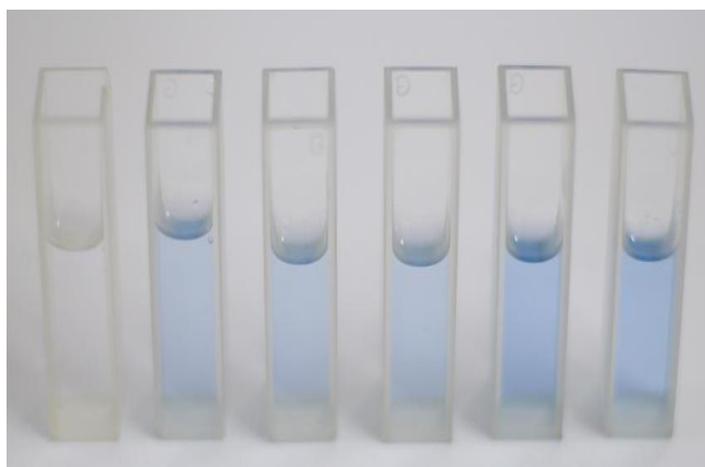


Figura No. 27 Determinación de silicatos (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.4.3 Determinación de Fosfatos (PO_4).

Para determinar fosfatos, se colocan 5mL de las muestras de agua en tubos de ensayo plásticos, con ayuda de una pipeta automática y se agregan 0.1mL de solución mixta, 0.1mL de solución de ácido ascórbico. Luego se esperan entre 5-30 minutos para realizar la lectura al espectrofotómetro inmediatamente después de haber terminado de añadir los reactivos. Los fosfatos deben leerse a una longitud de onda de 880nm y se espera que los fosfatos tomen una coloración naranja.

5.4.4 Determinación de Nitritos (NO_2^-).

Para determinar los nitritos se colocaron 5mL de las muestras de agua en los tubos de ensayo plásticos y se adiciona con una pipeta automática 0.1mL de solución de sulfanilamida, dejando reposar por 3 minutos. Luego se agregan 0.1mL de solución N-1-naftilendiamonio dicloruro. La lectura de los nitritos se realiza entre 20-30 minutos inmediatamente después de haber concluido con el agregado de los reactivos. Para mezclar el agua y los reactivos se agita verticalmente para homogenizar la muestra. Los nitritos se leen a una longitud de onda a 540nm. Se espera que los nitritos tomen una coloración verde amarillenta.

5.5 Metodología para la realización de granulometría.

Las muestras utilizadas para el proceso de granulometría son las muestras de sedimento colectadas en los alrededores de Isla Toro. Las cuales si no se analizan en el momento deben ser preservadas dentro de un congelador, de lo contrario tiene que permanecer dentro de una hielera (Figura No.28).



Figura No. 28 Muestras de sedimento preservadas en hielera (Trabajo de campo, 2011).

Las muestras de sedimento son colocadas en bandejas de aluminio (Figura No.29), cada una de las bandejas deben encontrarse cubiertas con un pedazo de papel aluminio, esto para evitar que al momento de colocarlas al horno el sedimento no se quede pegado directamente a la bandeja. Las muestras que contienen altas cantidades de sedimento deben ser homogenizadas y llenar la bandeja por completo y las que contienen poco sedimento se coloca toda la muestra. Cada bandeja debe tener su propia etiqueta de identificación para no confundirlas.



Figura No. 29 Bandejas de aluminio con sedimento (Trabajo de laboratorio, 2011).

Al estar listas las bandejas con el sedimento y su identificación correspondiente, se procede a colocarlas por 24 horas en un horno a 100°C, esto se realiza con la finalidad de extraer toda la humedad y agua que la muestra contiene hasta quedar secas totalmente (Figura No 30.).



Figura No. 30 Horno con muestras de sedimento (Trabajo de laboratorio, 2011).

Al estar extraída la humedad de la muestras fue pasado por un mortero para deshacerlas y homogenizarlas. Luego se procede a realizar el proceso de granulometría para determinar el porcentaje de arena. Para ello se utilizó 6 tamices diferentes con distinto tamaño de malla, siendo estos los siguientes: de 953um, 850um, 425um, 250um, 150um y 75um. Los tamices deben ser colocados uno sobre otro dejando el tamiz de mayor tamaño de malla hasta arriba y el tamiz de menor tamaño de malla hasta abajo, debajo de los tamices se coloca un contenedor plástico (palangana) para que toda partícula que menor a 75um quede en ella (Figura No.31).



Figura No. 31 Tamices (Trabajo de laboratorio, 2011).

Previo a agregar las muestras de sedimentos en los tamices, estos junto con la palangana plástica deben ser pesados en una balanza electrónica antes de hacer pasar las muestras por ellos. Todo el contenido de cada una de las muestras es agregado a los tamices y con la ayuda de un cucharón metálico debe ser golpeado fuertemente para hacer pasar las partículas por todos los tamices. Por último cada uno de los tamices y la palangana plástica deben ser pesados con el contenido de sedimento que quedo en cada uno de ellos para saber el porcentaje contenido.

La arena según el tamaño se clasifico de la siguiente manera:

- Arena gruesa (0.5-2 mm).
- Arena medianamente gruesa (0.25 – 0.5mm).
- Arena fina (0.125 – 0.25mm).
- Arena muy fina (<0.125mm).

5.6 Metodología utilizada para la captura de organismos marinos.

La captura de organismos se llevo a cabo en los alrededores de Isla Toro para lo cual se utilizaron diferentes artes de pesca como nasas, trasmallo y red de arrastre con el objetivo de evaluar las especies de peces y crustáceos capturados por los pescadores y su abundancia, esto como parte del establecimiento de la Zona de Pesca Responsable.

5.6.1 Nasas.

Se utilizaron 3 nasas de diferente tamaño para la captura de organismos (Figura No. 32), las cuales se encontraban elaboradas de nylon con bases de hierro, utilizando como carnada sardina (Figura No.33). Las nasas fueron colocadas durante 24 horas en el agua unidas a un bote plástico por medio de una cuerda como un indicador.



Figura No. 32 Nasas (Trabajo de campo, 2011).



Figura No. 33 Nasas con sardina como carnada (Trabajo de campo, 2011).

5.6.2 Trasmallos.

Fueron utilizados tres trasmallos distintos de malla, longitud y altura diferente. (Cuadro No. 2) que fueron unidos entre si para formar un solo trasmallo. Los trasmallos fueron lujados (ordenados) previamente a ser largados para evitar que se enredaran. Luego eran largados los trasmallos dejando caer al mismo tiempo la relinga superior e inferior (Figura No. 34) los trasmallos fueron dejados aproximadamente 2 horas antes de ser recogidos.

Cuadro No. 2 Tamaños de los trasmallos.

Tamaño de Trasmallos			
	Luz de Malla	Longitud del Trasmallo	Altura del Trasmallo
Trasmallo A	1.5 pul.	50m	1.5m
Trasmallo B	2 pul.	100m	2m
Trasmallo C	3pul.	150m	2.5m

(Fuente: Datos de Campo, 2011)



Figura No. 34 Largado de trasmallo (Trabajo de campo, 2011).

5.6.3 Red de arrastre.

La red de arrastre utilizada estaba elaborada con cuerda de nylon con una luz de malla de $\frac{1}{2}$ pulgada, una longitud de 4m, una longitud de copo de 2m, el ancho de copo de 0.65m y un alto de abertura y un alto de abertura de 0.90m.

Al momento de largar la red de arrastre, se deben tomar las dos puertas deflectoras de la red y colocarlas a un costado de la embarcación, luego se largan al mismo tiempo estando ya la red en el agua de esta forma las puertas deflectoras mantendrán abierta la red durante su arrastre. La red de arrastre se largo por un periodo de media hora en el lado oeste de Isla Toro (Figura No.35).



Figura No. 35 Largado de red de arrastre (Trabajo de campo, 2011).

Al terminar el tiempo y distancia del recorrido se levanta la red de arrastre, para ello se jalen las cuerdas que sostienen las puertas deflectoras y se suben a la embarcación al mismo tiempo procurando sujetar de la parte superior de la red de arrastre para que los organismos capturados caigan en el copo y al momento de desatarlo se colecten todos los organismos en un contenedor plástico (Figura No. 36) para su posterior análisis en el laboratorio.



Figura No. 36 Organismos capturados en red de arrastre (Trabajo de campo, 2011).

5.7 Metodología para la realización de morfometría de organismos.

Los organismos capturados con las diferentes artes de pesca fueron separados e identificados por especie (Figura No. 37), luego se conto el número de organismos por especie y se obtuvo la biomasa por especie, por medio de una balanza electrónica.



Figura No. 37 Especímenes de *Cynoscion albus* (Trabajo de campo, 2011).

Luego de determinar la biomasa por especie y contar el número de organismos por especie, se procedió a realizar la morfometría de los mismos, la cual se refiere a la toma de mediciones de longitud total, peso total, peso eviscerado, peso de gónada y determinación de estadio de madurez gonadal de los organismos.

Para la medición total del organismo se hizo uso de un ictiómetro, donde se coloca al organismo lateralmente y con la boca pegada al inicio del ictiómetro se establece la lectura de la medición que va desde el boca hasta el final de la cola (Figura No.38)



Figura No. 38 Medición de longitud total con ictiómetro (Trabajo de campo, 2011).

Luego se procede a pesar el organismo mediante el uso de una balanza electrónica, al estar pesado se debe de extraer gónadas (Figura No.39) para su posterior lectura y pesado y por último se extrae las vísceras (Figura No. 40) para tomar la lectura de peso sin vísceras de cada organismo.



Figura No. 39 Extracción de gónadas del espécimen *Bagre panamensis* (Trabajo de laboratorio, 2011).



Figura No. 40 Extracción de vísceras (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.8 Metodología para la realización de entrevistas a pescadores de la comunidad de Puerto Níspero.

Las entrevistas fueron elaboradas en base a otras realizadas previamente en distintas zonas del Golfo de Nicoya en donde se pretende establecer zonas de pesca responsable. El objetivo de las mismas era obtener información importante para orientar el proyecto del establecimiento de la zona de pesca responsable frente a Puerto Níspero, en los alrededores de Isla Toro. Estas presentaban información tal como especie con mayor incidencia de captura, Kg por especie,

costos de las faenas de pesca, artes de pesca utilizadas, épocas de pesca, caladeros de pesca, información sobre los costos de las herramientas necesarias para la pesca (embarcación, motor, combustible, etc.), actividades económicas secundarias de los pescadores, costos por reparaciones y tiempos de adquisición y de vida de bienes tales como embarcación, motor, artes de pesca, hielera, entre otras. También se solicitó la opinión personal de cada uno de los pescadores sobre la problemática de las pesquerías del Golfo de Nicoya y sobre el establecimiento de las zonas de pesca responsable.

El gremio de pescadores de Puerto Níspero se encuentra conformado por un total de 23 pescadores de los cuales se entrevistó únicamente 8 personas. Una de las facilidades que se tuvo al momento de entrevistar a los pescadores fue que la Universidad Nacional-UNA- ha realizado trabajos previos en dicha zona, por lo que el proceso de entrevistado se facilitó ya que los pescadores eran bastante accesibles a las preguntas elaboradas.

5.9 Metodología para procesamiento histológico de gónadas en peces.

El procesamiento histológico consiste en someter una muestra de gónada a una serie de procedimientos que permite observar con detalle sus características microscópicas, así mismo determinar el estadio de madurez del organismo. Para ello la muestra debe ser sometida a diferentes procesos con un tiempo determinado, siendo estos la deshidratación de la muestra, embebido en parafina y xilol, corte al micrótopo, tinción, montaje con bálsamo, secado y observación de los cortes histológicos al microscopio.

5.9.1 Deshidratación de la muestra.

En este proceso el tejido es sometido a una serie de solventes con el objetivo de sustituir el agua por alcohol tratando de conservar la posición original de cada elemento que conforma el corte.

Las muestras son puestas en unas cajitas plásticas con rendijas que permiten la penetración de las diferentes concentraciones de compuestos (Figura No.41) con su respectiva etiqueta. Esta se lleva a cabo en una batería de frascos de vidrio (Figura No. 42) los cuales contienen diferentes concentraciones de alcohol y xilol siendo sometidas durante un tiempo determinado en sus diferentes etapas (Cuadro 3).

Cuadro No. 3 Proceso de deshidratación para muestra de gónada de peces.

Proceso de deshidratación	
Solvente	Tiempo (minutos)
Etanol al 70%	60
Etanol al 80%	60
Etanol al 90%	60
Etanol al 95%	60
Etanol Absoluto 1	60
Etanol Absoluto 2	30
Etanol Absoluto:Xilol 50:50	30
Xilol 1	60
Xilol 2	30

(Fuente: Datos de Laboratorio, 2011).



Figura No. 41 Recipientes para colocación de muestras de gónadas (Trabajo de campo, 2011).



Figura No. 42 Batería de solventes (Trabajo de campo, 2011).

5.9.2 Embebido de muestras.

Esta etapa del procesamiento las muestras de gónadas sustituyendo el alcohol por parafina en su interior, para lo cual son sometidas a una series de frascos con parafina y xilol (Cuadro No. 4) que se mantienen dentro de un horno a 60°C para mantenerla líquida durante el proceso (Figura No. 43).

Cuadro No. 4 Proceso de embebido para muestra de gónada de peces.

Proceso de embebido	
Solvente	Tiempo (minutos)
Xilol: parafina $\frac{3}{4}$: $\frac{1}{4}$	60
Xilol: parafina $\frac{1}{2}$: $\frac{1}{2}$	Toda la noche
Xilol: parafina $\frac{1}{4}$: $\frac{3}{4}$	30
Parafina 1	30
Parafina 2	30

(Fuente: Datos de laboratorio, 2011)



Figura No. 43 Embebido de muestra de gónadas (Trabajo de laboratorio, 2011).

Luego de haber sido embebidas las muestras, fueron colocadas en moldes metálicos y se les agregó parafina líquida con el objetivo de quedar fijas en un bloque de parafina. La parafina es enfriada en un congelador por 10 minutos. Al ser enfriadas las muestras, se toma un cuchillo de cocina y se calienta en un mechero, se derrite un poco de parafina y se pega sobre cuadros de

pequeño tamaño de madera que sirven como base para los bloques de parafina. Con la ayuda del cuchillo caliente se reducen los bordes del bloque de parafina para facilitar su corte al micrótomó (Figura No. 44).



Figura No. 44 Montaje de muestra de gónada en parafina (Trabajo de campo, 2011).

5.9.3 Corte de muestra de gónada al micrótomó.

Previo a realizar los cortes en el micrótomó, los bloques de parafina deben ser colocados en hielo. Así mismo la cuchilla del micrótomó debe estar fría para evitar que la parafina se derrita con el calor producido por la fricción al momento de cortar el tejido. El corte debe ser lo suficientemente delgado para dejar atravesar la luz del microscopio y contener la mayor cantidad de gónada posible (Figura No. 45). Al estar listo se extiende sobre un portaobjetos evitando la formación de pliegues, para ello se agrega una gota de agua facilitando así su despliegue. El corte debe permanecer al menos un día en la plancha para que el agua se evapore y quede fijo al portaobjetos (Figura No. 46).



Figura No. 45 Corte de muestra al micrótopo (Trabajo de laboratorio, 2011).



Figura No.46 Muestra de gónada en portaobjeto (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.4. Hidratación y tinción de la muestra.

Considerando que la mayoría de los colorantes son afines al agua, los cortes deben estar desparafinados e hidratados para que puedan teñir bien.

El último paso previo a la lectura de las láminas, consiste en la tinción de los tejidos. Estas se hacen pasar por una batería de reactivos (Figura No. 47) y soluciones por determinado tiempo para su tinción (Cuadro 5).

Cuadro No. 5 Proceso de tinción para muestra de gónadas de peces.

Proceso de tinción	
Solvente	Tiempo (minutos)
Xilol 1	10
Xilol 2	10
Etanol Absoluto	5
Etanol al 90%	10
Etanol al 80%	10
Agua realizar lavados	10 a 15
Hematoxilina	1
Agua realizar lavados	10 a 15
Etanol ácido	20 segundos
Agua realizar lavados	10 a 15
Agua amoniacal suave	3 segundo
Eosina	30 segundo
Etanol al 80%	3
Etanol al 90%	2
Etanol Absoluto	1

Xilol 1	2
Xilol 2	1

(Fuente: Datos de laboratorio, 2011)



Figura No. 47 Batería para tinción e hidratación (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.5 Montaje con bálsamo.

Después de que el tejido está bien teñido, aún humedecido con xilol se agregan dos gotas de bálsamo, con el objetivo de preservar la lámina del deterioro. Luego se coloca dos cubreobjetos en las partes de las láminas en donde mejor salió el corte y con ayuda de una varilla de madera, se extraen las burbujas de aire que quedan en el interior de la muestra. Por último son rotuladas y colocadas en el secador.

5.9.6 Secado de muestra.

La muestra ya terminada se coloca dentro de un secador de láminas, el secado puede durar varios días. Una vez que las láminas estén bien secas, se procede a la observación y análisis de las muestras.

5.9.7 Observación y análisis de las láminas.

Al tener las láminas bien secas y teñidas se procede a analizarlas al microscopio y a agruparlas de acuerdo con las diferentes escalas de desarrollo gonádico.

5.9.7.1 Estadío I.

Ocurre en animales muy jóvenes en los cuales es casi imposible distinguir células sexuales (Figura No. 48)

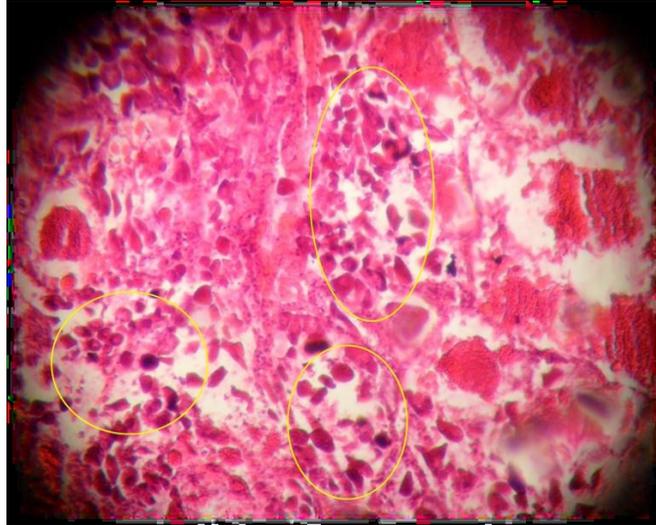


Figura No. 48 Estadío I, Curvina Reina (HE, 40X) (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.7.2 Estadío II.

Los oocitos se observan con forma irregular y otros más redondeados; el núcleo es redondo ocupando hasta la mitad de la célula (Figura No. 49).



Figura No. 49 Estadío II, con aparición del núcleo (HE, 40X) (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.7.3 Estadío III.

Los oocitos se observan mucho más grandes, de varios tamaños, se caracterizan por presentar el núcleo redondeado de un color morado claro y todo su alrededor de un color rosado fuerte (Figura No. 50). Aquí es donde se da inicio el ciclo de desarrollo gonadal.



Figura No. 50 Estadío III, oocitos con diferenciación del núcleo. Sardina gallera (HE, 40X)
(Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.7.4 Estadío IV.

Los oocitos se observan de una misma coloración en este caso de un color rosado fuerte y ya no hay presencia de núcleo (Figura No. 51).

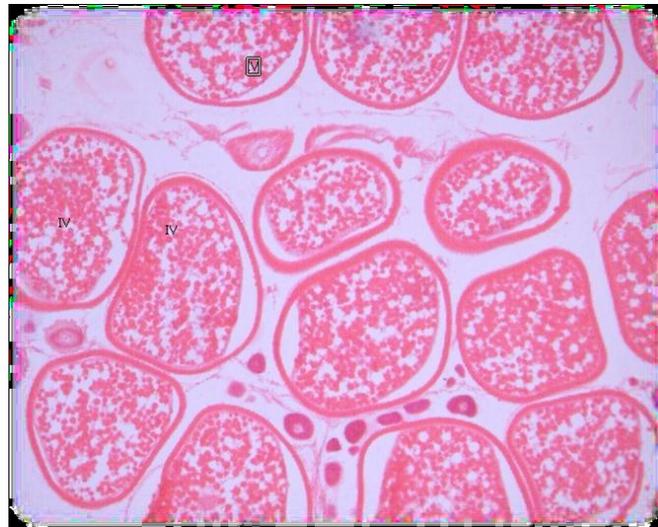


Figura No 51 Estadío IV, oocitos hidratados, comienzo de proceso de desovo de un Mero (HE, 40X) (Trabajo de laboratorio, 2011).

5.9.7.5 Estadío V.

Este estadío indica que ya hubo desove por lo tanto la célula tiene que ser observada de una forma amorfa y algunos espacios vacíos.



Figura No. 52 Estadío V, oocitos en proceso de absorción. Lisa común. (HE, 40X), (Trabajo de laboratorio, 2011).

6. ACTIVIDADES REALIZADAS.

Semana	Objetivos	Actividades
Semana No. 1 03/10/11	<ul style="list-style-type: none"> - Identificar las principales actividades que se desarrollan en la Estación de Biología Marina de la UNA. - Adquirir conocimientos prácticos para la determinación de la edad en peces mediante los otolitos, haciendo uso de diferentes técnicas. 	<ul style="list-style-type: none"> -Reconocimiento del área de trabajo de la Estación de Biología Marina y equipo del Laboratorio de Análisis Biológicos Pesqueros. - Inducción teórica sobre la importancia de la determinación de la edad en peces. - Utilización de diferentes técnicas para la preparación de otolitos: Técnica a base resina, técnica de pulido manual, técnica de aclaramiento.
Semana No. 2 10/10/11	<p style="text-align: center;">Conocer la diversidad animal en la zona marino-costera de Isla Toro, realizando colecta e identificación de organismos</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Elaboración de plan de muestreo y la metodología de la actividad a realizarse en Isla Toro. - Preparación de equipo y los materiales a utilizarse en los 3 días que corresponderán al muestreo. - Realización de cuadrantes en la zona marino-costera de la Isla Toro con sus respectivos cuadrantes. - Recolección de organismos superiores a 1mm de la zona intermareal y la zona rocosa.
Semana No. 3 17/10/11	<ul style="list-style-type: none"> - Conocer aspectos teóricos sobre la histología gonadal en peces y su relación con el ordenamiento pesquero. - Identificar las familias, 	<ul style="list-style-type: none"> - Inducción teórica sobre la reproducción y la relación con el ordenamiento pesquero. - Inducción teórica sobre Histología gonadal de peces. - Identificación de organismos recolectados en Isla Toro.

	<p>géneros y especies de los organismos recolectados los días 13 y 14 de octubre del presente año.</p>	<p>- Etiquetado y fijación de los organismos recolectados en Isla Toro.</p>
<p>Semana No. 4 24/10/11</p>	<p>- Conocer los aspectos básicos sobre el procesado histológicos de gónadas en peces.</p>	<p>- Realización de procesado histológico de gónadas de peces. - Preparación de las soluciones necesarias para realizar el proceso de deshidratación, embebido, teñido y secado para muestra de gónadas - Identificación de estadio gonadal de las muestras elaboradas. - Lectura de láminas histológicas de peces y moluscos bivalvos.</p>
<p>Semana No. 5 31/10/11</p>	<p>- Realizar la morfometría de 210 especímenes de sardinas pertenecientes al género <i>Opisthonema</i> sp. - Adquirir conocimientos teórico-prácticos para evaluar nitritos, fosfatos, amonio y silicatos. - Preparación de muestras de sedimento para extracción de humedad.</p>	<p>- Realización de morfometría y determinación de estadio de madurez gonadal de 210 especímenes de sardina pertenecientes al género <i>Opisthonema</i> sp. - Toma de muestras de agua, sedimento, parámetros del agua y del medio a Isla Toro. - Determinación de nitritos, fosfatos, silicatos y amonio a muestras de agua tomadas en los alrededores de Isla Toro. - Extracción de humedad de las muestras de sedimentos recolectadas el 11 de octubre y el 01 de noviembre en Isla Toro. - Realización de cálculos de las lecturas</p>

		obtenidas del espectrofotómetro para obtener en mg/L la cantidad de Amonio, Nitritos, Fosfatos y Silicatos en las muestras de agua.
Semana No. 6 7/11/11	<ul style="list-style-type: none"> - Preparar el equipo necesario para gira de campo a Isla Toro. - Evaluar diversidad marina mediante el uso de artes de pesca (trasmallo, red de arrastre y nasas) - Realizar la morfometria y sexado de 40 especímenes de calamar de la especie <i>Lolliguncula panamensis</i>. 	<ul style="list-style-type: none"> -Preparación de equipo para gira de campo a Isla Toro. - Gira de campo a Isla Toro para realizar la evaluación del recurso pesquero de la zona por medio de la pesca con diferentes artes de pesca: Nasas, trasmallo y red de arrastre. - Realización de morfometria, peso de biomasa e identificación taxonómica de las especies capturadas el día 10/11/11 por medio de la red de arrastre. - Realización de morfometría y sexado a 40 especímenes de calamares de la especie <i>Lolliguncula panamensis</i>.
Semana No. 7 14/11/11	<ul style="list-style-type: none"> - Realizar la morfometria e identificación de las distintas especies capturadas con red de arrastre y trasmallos. - Análisis granulométrico a muestras de sedimentos recolectadas en los alrededores de Isla Toro. 	<ul style="list-style-type: none"> - Realización de morfometria, peso de biomasa e identificación taxonómica de las especies capturadas el día 09/11/11 por medio de la red de arrastre. - Realización de morfometria, peso de biomasa e identificación taxonómica de las especies capturadas por medio del trasmallo y nasas. - Elaboración de proceso de granulometría a las 17 muestras de sedimentos recolectadas en Isla Toro y sus alrededores.
Semana No. 8 21/11/11	- Realizar la morfometria de la langostilla roja (<i>Pleuoncodes</i>	- Realización de morfometria de 344 especímenes de langostilla roja hembra

	<p><i>planipes</i>).</p> <ul style="list-style-type: none"> - Determinar el estadio de desarrollo gonadal en los especímenes de <i>Opisthonema sp.</i> - Realizar las encuestas establecidas a pescadores de la comunidad de Níspero, Costa Rica. 	<p><i>Pleuroncodes planipes</i>.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Realización de morfometría de 238 especímenes de sardina pertenecientes al género <i>Opisthonema sp.</i> y se determinó su estadio de madurez gonadal. - Elaboración de encuestas para pescadores de la comunidad de Níspero. - Realización de encuestas a los pescadores de la comunidad de Níspero.
--	---	--

7. RESULTADOS.

7.1 Resultados de biodiversidad de la zona marino-costera de Isla Toro, Golfo de Nicoya.

A continuación se muestra una lista de los organismos que pudieron ser identificados en su mayoría a nivel de especie, mientras que otros fueron identificados a nivel de familia, infra-orden, de sub-orden y de clase. Estos organismos fueron recolectados durante los 11, 13 y 14 de octubre de 2011.

Especies recolectadas en Isla Toro:

- *Clibanarius panamensis*
- *Goniopsis pulchra*
- *Ligia sp.*
- *Callianassa sp.*
- *Uca sp.*
- *Alpheus sp.*
- *Tropisternus sp.*
- *Littorina zebra*
- *Littorina varia*
- *Protothaca asperrima*
- *Terebra sp.*
- *Nassarius sp.*
- *Mytella guyanensis*
- *Theliostyla funiculata*
- *Brachidontes puntarenensis*
- *Tagelus peruvianus*
- *Thais kiosquiformis*

Familias recolectadas en Isla Toro:

- *Xanthidae*
- *Porcellanidae*

- *Goneplacidae*
- *Veliidae*
- *Ostreidae*

Infraorden recolectado en Isla Toro:

- *Thalassinidea*

Sub-ordenes recolectados en Isla Toro:

- *Balanomorpha sp. 1*
- *Balanomorpha sp. 2*

Clase recolectada en Isla Toro:

- *Polychaeta*

7.2 Resultados de la determinación de nutrientes de las muestras de agua de los alrededores de Isla Toro.

A continuación se muestran las concentraciones de Fosfatos (PO_4), Nitritos (NO_2^-), Amonio (NH_4) y Silicatos (SiO_4) en mg/L de las muestras de agua tomadas en Isla Toro en el mes de octubre y las muestras de agua de los alrededores de Isla Toro tomadas en el mes de noviembre.

Cuadro No. 6 Concentraciones de Amonio (NH_4^+) en mg/L.

Nombre de la Muestra	Concentración de NH_4^+ en mg/L
Níspero 1	0.0602748
Níspero 2	0.0677052
Níspero 3	0.0838062
Níspero 4	0.1015596
Níspero 5	0.0664668
Níspero 6	0.0553194
Níspero 7	0.0689436
Níspero 8	0.0586224

Níspero 9	0.0652284
Isla Toro C10	0.057798
Isla Toro C17	0.1403658
Isla Toro C18	0.0619254
Isla Toro C19	0.0454122

Cuadro No. 7 Concentraciones de Nitritos en mg/L (NO_2^-).

Nombre de la Muestra	Concentración de NO_2^- en mg/L
Níspero 1	0.1776888
Níspero 2	0.2230724
Níspero 3	0.2238452
Níspero 4	0.244099
Níspero 5	0.2097416
Níspero 6	0.2123038
Níspero 7	0.2192268
Níspero 8	0.2282014
Níspero 9	0.332304
Isla Toro C10	0.0292284
Isla Toro C17	0.0369196
Isla Toro C18	0.0407652
Isla Toro C19	0.0292284

Cuadro No. 8 Concentraciones de Fosfatos (PO₄) en mg/L.

Nombre de la Muestra	Concentración de PO₄ en mg/L
Níspero 1	0.6801276
Níspero 2	0.8284972
Níspero 3	0.8370794
Níspero 4	0.878242
Níspero 5	0.864518
Níspero 6	0.7890454
Níspero 7	0.8525142
Níspero 8	0.888535
Níspero 9	2.332845
Isla Toro C10	0.3430624
Isla Toro C17	0.5077316
Isla Toro C18	0.3765076
Isla Toro C19	0.2778828

Cuadro No. 9 Concentraciones de Silicatos (SiO₄) en mg/L.

Nombre de la Muestra	Concentración de SiO₂ en mg/L
Níspero 1	48.823476
Níspero 2	54.550908
Níspero 3	53.885232
Níspero 4	45.450546
Níspero 5	51.225942
Níspero 6	49.180188
Níspero 7	44.617908
Níspero 8	52.177968
Níspero 9	47.954496

Isla Toro C10	33.42609
Isla Toro C17	29.276556
Isla Toro C18	31.849266
Isla Toro C19	38.0991

7.3 Resultados de la granulometría realizadas a muestras de sedimento tomadas en los alrededores de Isla Toro.

A continuación se muestran los porcentajes de los diferentes componentes del suelo obtenidos de las muestras de sedimento tomadas de los alrededores de Isla Toro con sus respectivos gráficos.

Cuadro No. 10 Porcentaje de arena en muestras de sedimento tomados en los alrededores de Isla Toro.

Muestra	Arena Gruesa	Arena Medio Gruesa	Arena Fina	Arena muy Fina
Níspero E1	26.90895742	48.42143906	14.94126285	9.728340675
Níspero E2	2.757596648	63.36638914	29.06082622	4.815187994
Níspero E3	35.62327999	42.19753338	15.8699419	6.309244725
Níspero E4	23.99251828	65.33469365	7.37969733	3.293090744
Níspero E5	13.19274154	65.67761975	17.51675658	3.612882132
Níspero E6	21.04630186	73.15093205	3.427540589	2.375225496
Níspero E7	7.527640555	80.20073708	10.84450717	1.427115189
Níspero E8	48.72414719	46.38060704	3.297072254	1.598173516
Níspero E9	5.633200228	85.05419281	6.781232173	2.531374786

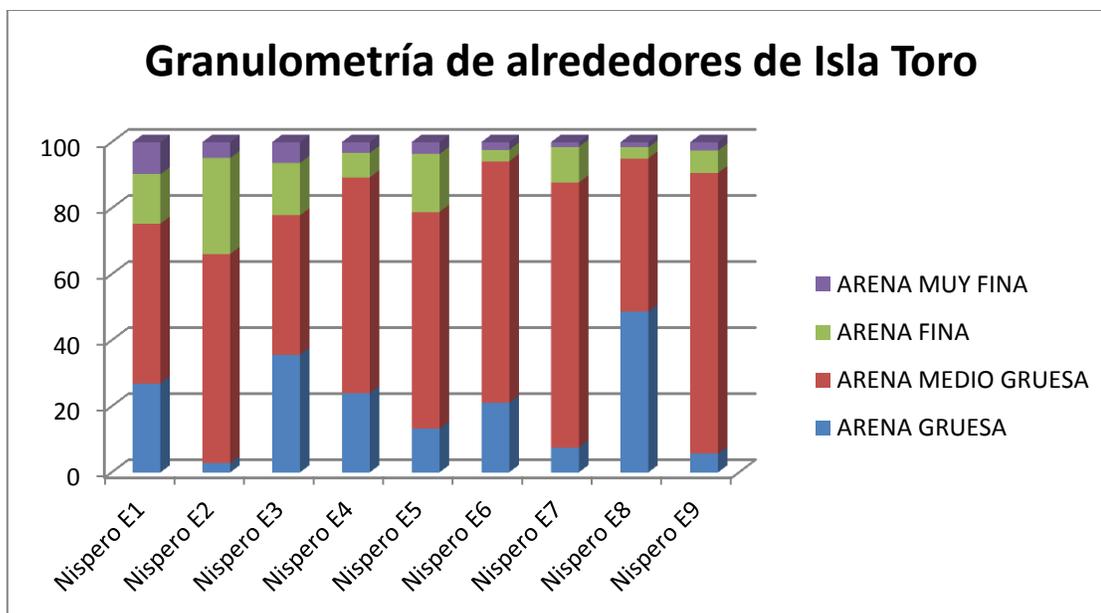


Figura No. 53 Gráfico de los porcentajes de las muestras de sedimento de los alrededores de Isla Toro.

Cuadro No. 11 Porcentaje de arena en muestras de sedimento tomados en los alrededores de Isla Toro.

Muestra	Arena Gruesa	Arena Medio Gruesa	Arena Fina	Arena muy Fina
Isla Toro C1	36.42921126	55.96388666	4.879543633	2.727358446
Isla Toro C2	38.13399265	46.13852546	9.917241853	5.810240033
Isla Toro C3	19.15149491	67.28578587	10.035076	3.527643227
Isla Toro C4	23.23445719	57.67439855	14.74088126	4.350262999
Isla Toro C5	0.605617387	80.14032041	16.91157986	2.342482346
Isla Toro C6	1.599593167	80.41422991	14.90256813	3.083608793
Isla Toro C7	1.645414266	87.00309945	9.150666694	2.200819587
Isla Toro C8	5.958526086	72.15960848	20.59228035	1.289585082

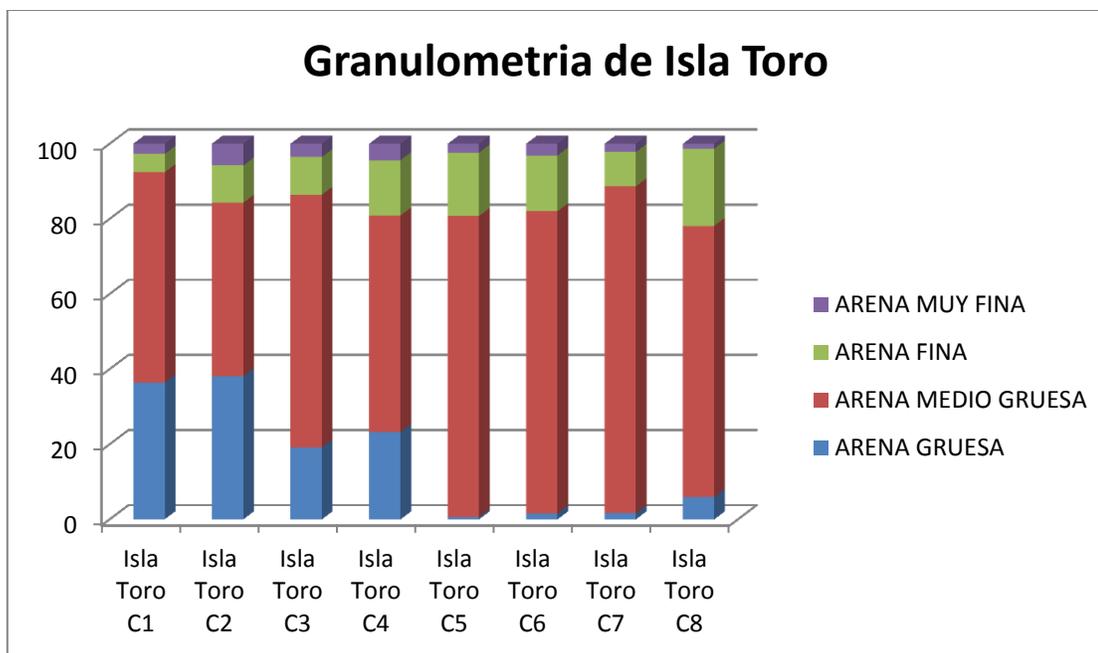


Figura No. 54 Gráfico de los porcentajes de las muestras de sedimento de Isla Toro.

7.4 Resultados de Toma de parámetros del agua y ambientales en los alrededores de Isla Toro.

A continuación se mostrará los resultados los parámetros del agua y ambientales tomados en 9 puntos de muestreo de los alrededores de Isla Toro en la fecha de 01 de noviembre de 2011.

Cuadro No. 12 Parámetro del agua y ambientales tomados en los alrededores de Isla Toro.

Muestra	T °C del agua	Conductividad	Salinidad (ppm)	DO%	T°C ambiental	Velocidad del Viento (m/s)	Disco de Sechii (cm)
Níspero 1	26.75	9.25	5.13	41.6	26.8	2.8	20
Níspero 2	25.85	0.507	0.23	48.2	26.2	3.2	15
Níspero 3	26.35	0.52	0.24	46	26.6	2.3	17
Níspero 4	26.20	3.60	1.50	44.7	26.6	3.6	20
Níspero 5	27.05	1.98	0.95	44.4	27.6	1.4	20
Níspero 6	27.10	6.40	3.51	44.5	28.2	1.9	25
Níspero 7	27.15	7.72	4.15	43.4	27.4	1.3	30
Níspero 8	27.10	1.30	0.62	45.2	28	1.1	20
Níspero 9	27.20	5.20	2.40	44.4	30.6	0.6	12

7.5 Resultado de organismos capturados en los alrededores de Isla Toro.

Se llegaron a identificar las especies capturadas con las diferentes artes de pesca (trasmallo y red de arrastre) durante los días 09 y 10 de noviembre de 2011. A continuación se dará a conocer las especies identificadas.

Cuadro No. 13 Especies capturadas por medio del trasmallo.

Especie	Nombre común	Cantidad por especie	Biomasa por especie (g)
Bairdiella ensifera	Cholesca fina	4	526.98
Bairdiella armata	Cholesca armada	4	504
Centropomus unionensis	Mano piedra	12	2177.53
Ilisha furthii	Sardina hacha	96	4609.78
Oligoplites altus	Sierra	4	418.73
Menticirrhus panamensis	Zorra panameña	2	396.66
Cynoscion albus	Curvina reina	1	155.17
Arius sp.	Cuminate	6	1224.49
Bagre panamensis	Cuminate	1	117.39
Ophioscion sciera	Curvina china zorra	1	141.76

Cuadro No. 14 Especies capturadas por medio de la Red de Arrastre (09/11/11).

Especie	Familia	Nombre común	Cantidad por especie	Biomasa por especie (g)
<i>Stellifer ilecebrosus</i>	Sciaenidae	Chinita negra	20	284.1
<i>Cynoscion phoxocephalus</i>	Sciaenidae	Curvina picuda	6	87.2
<i>Stellifer oscitans</i>	Sciaenidae	Chinita maya	326	19336.1
<i>Stellifer ephelis</i>	Sciaenidae	Chinita rápida	1	16.2
<i>Stellifer zestocarus</i>	Sciaenidae	Chinita ojona	5	32.8
<i>Bagre</i>	Ariidae	Cuminate	20	345.3

<i>panamensis</i>				
<i>Arius sp.</i>	Ariidae	Cuminate	3	87.2
<i>Odontognathus panamensis</i>	Clupeidae	Sardina plática	1	20.1
<i>Batrachoides boulengeri</i>	Batrachoididae	Pez perro o sapo	1	146.6
<i>Ilisha furthii</i>	Engraulidae	Sardina hacha	27	67.2
<i>Anchoa lucida</i>	Engraulidae	Bocona	4	58.8
<i>Protrachypene precipua</i>	Penaeidae	Camarón titi	596	680.5
<i>Trachypenaeus byrdi</i>	Penaeidae	Camarón carabalí o conchudo	7	17
<i>Litopenaeus stylirostris</i>	Penaeidae	Camarón blanco	1	11.4

Cuadro No. 15 Especies capturadas por medio de la Red de Arrastre (10/11/11).

Especie	Familia	Nombre común	Cantidad por especie	Biomasa por especie (g)
<i>Stellifer ilecebrosus</i>	Sciaenidae	Chinita negra	2	41.2
<i>Cynoscion phoxocephalus</i>	Sciaenidae	Curvina picuda	5	52.4
<i>Stellifer oscitans</i>	Sciaenidae	Chinita maya	227	611.6
<i>Bagre panamensis</i>	Ariidae	Cuminate	20	345.3
<i>Arius sp.</i>	Ariidae	Cuminate	3	87.2
<i>Ilisha furthii</i>	Engraulidae	Sardina hacha	69	246.4
<i>Anchoa lucida</i>	Engraulidae	Bocona	6	43.9
<i>Ancho mundeola</i>	Engraulidae	Falsa Anchoa	5	50
<i>Protrachypene precipua</i>	Penaeidae	Camarón titi	44	44.6
<i>Trachypenaeus byrdi</i>	Penaeidae	Camarón carabalí o conchudo	5	7
<i>Litopenaeus stylirostris</i>	Penaeidae	Camarón blanco	1	16.7

8. CONCLUSIONES.

8.1 La determinación de la edad y la estimación del crecimiento en peso ó longitud, son tareas importantes en Biología Pesquera, también es fundamental conocer la estructura poblacional por edad, todos éstos aspectos son útiles para comprender la dinámica de una población.

8.2 La principal importancia de la Evaluación Pesquera es determinar la distribución y abundancia de los recursos pesqueros disponibles con el objetivo de asegurar la sostenibilidad del recurso para futuras generaciones.

8.3 A través del trabajo en una institución se pone en práctica el aprendizaje y el análisis del estudiante para resolver posibles problemáticas que se presenten durante la ejecución de la misma.

9. RECOMENDACIONES.

9.1 Implementar dentro de la unidad académica las actividades llevadas a cabo en Costa Rica, a través de clases teóricas y su respectiva práctica en campo o laboratorio.

9.2 Realizar una práctica con un mayor lapso de tiempo para que el estudiante pueda adquirir mayores conocimientos y así éste pueda desarrollarse de una mejor manera en el medio profesional.

9.3 Hacer énfasis de la importancia del manejo de recursos pesqueros en el pensum de la carrera de Técnico en Acuicultura.

10. BIBLIOGRAFÍA.

10.1 Chacón, C; Soto, R; Shimazu, Y. 2007. Estadísticas pesqueras del Golfo de Nicoya -1994 a 2005. Costa Rica, INCOPECA. 25 p.

10.2 Instituto Meteorológico Nacional, CR. 2008. Datos Climáticos: Puntarenas (en línea). Costa Rica, IMN. Consultado 27 dic. 2011. Disponible en <http://www.imn.ac.cr>

10.3 Dávila, A. 2011. Puntarenas, Costa Rica (en línea). Costa Rica, Costarica 21. Consultado 27 dic. 2011. Disponible en <http://www.costarica21.com>

10.4 EBM (Estación de Biología Marina Puntarenas, CR). 2007. Universidad Nacional de Costa Rica, UNA (en línea). Costa Rica, EBM. Consultado 27 dic. 2011. Disponible en <http://www.una.ac>.

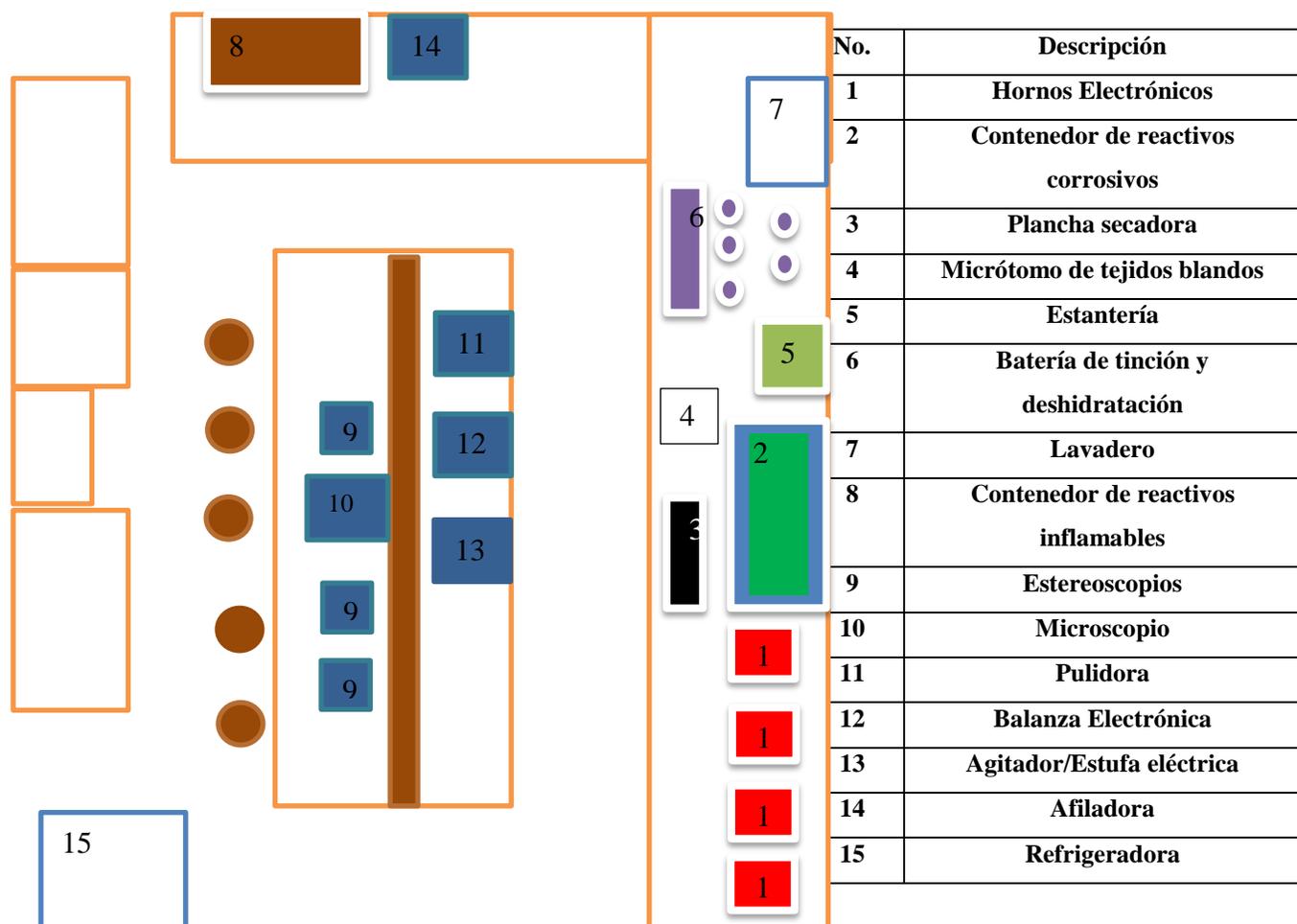
10.5 FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, IT). 2011. Otolitos (en línea). Roma, FAO. Consultado 30 dic. 2011. Disponible en <http://www.fao.org>.

10.6 Hernández, M; García, L; Amardo, J; Dávila, S. 2004. Descripción morfológica de los otolitos de las familias Engraulidae, Haemulidae y Achiridae del sistema estuarino de Tecolutla, Veracruz. Revista de Zoología (15):13.

10.7 Quesada, M. 2007. Los bosques de Costa Rica. Costa Rica, Centro de Investigación Integración Bosque Industria. 16 p.

10.8 Vargas, U; Gilbert, L. 2009. Geografía de Costa Rica. 2 ed. Costa Rica, EUNED. 265 p.

11. ANEXOS.



Anexo No. 1 Croquis del Laboratorio de Análisis Biológico Pesquero.



	Red de arrastre
	Nasas
	Trasmallos



Anexo No. 2 Ubicación de nasas, trasmallo y red de arrastre en Isla Toro. Fuente: Google earth.