

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA



**CARACTERIZACIÓN PARASITOLÓGICA DEL LENGUADO (*Cyclopsetta panamensis*
y *C. querna*) EN LA PESCA INDUSTRIAL DE PENEIDOS EN EL SALVADOR.**

**PARA OPTAR AL TITULO DE:
LICENCIADA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**PRESENTAN:
Br. RIVERA MAURICIO, ILLE STELLA
Br. ROSALES RODRÍGUEZ, Ma. CLAUDIA JEANNETTE**

SAN SALVADOR, JULIO 2008

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR: ING. RUFINO ANTONIO QUEZADA

SECRETARIO GENERAL: LIC. DOUGLAS VLADIMIR ALFARO CHÁVEZ

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO: DR. REYNALDO LÓPEZ LANDAVERDE

SECRETARIO: ING. LUIS FERNANDO CASTANEDA

RESUMEN

La investigación se realizó en la zona costera de El Salvador; el período de estudio fue del mes de octubre 2006 a febrero 2007. El objetivo de la investigación fue caracterizar los tipos de parásitos que se encuentran en el lenguado (*Cyclopsetta querna* y *Cyclopsetta panamensis*), ya que es una especie de interés comercial que constituye más del 40 % de la captura de la fauna acompañante del camarón. Se analizaron un total 180 Lenguados obtenidos a través del método de arrastre en la pesca de camarones peneidos a una profundidad de 0 hasta 45 metros de profundidad, los que fueron medidos, pesados y posteriormente evaluados externa e internamente para la determinación de especies parasitarias mediante inspección visual de cada órgano. El total de parásitos encontrados fue de 508, con una prevalencia global de 75.56 %, identificándose las siguientes familias: *Anisakidae* con una prevalencia 56.67% que fue la de mayor presencia y una intensidad media (IM) de 2.21; seguido por la familia *Didymozoidae* con una prevalencia 53.33% y una IM 8.07; la familia *Philometridae* con una prevalencia de 16.11% y una IM de 1.62 y la familia *Cimothoidae* con una prevalencia de 0.56% y una IM 1. La fauna parasitaria fue común para ambas especies de peces *Cyclopsetta querna* y *Cyclopsetta panamensis* atribuible a que comparten los mismos hábitat y recursos alimenticios.

Palabras claves.

Parásitos, inocuidad, lenguado, pesca.

ABSTRACT

This study was carried out along the coast area of El Salvador during the period of october 2006 to february 2007. The objective of the study was to characterize the types of parasites that are found in the Toothed flounder and God's flounder (*Cyclopsetta querna* and *Cyclopsetta panamensis*), which has a commercial interest, and constitutes more than 40% of the capture as accompanying fauna of the shrimp. A total of 180 flounders, obtained through the trawling method of capture of peneid shrimps, in depths from 0 to 45 meters, were analyzed, measured and weighed ,and evaluated externally and internally to determine parasitic species through visual inspection of each body part. The total of parasites found were 508 with a global prevalence of 75.56%, being identified the following families: *Anisakidae* with a prevalence of 56.67%, the highest prevalence and an average intensity of 2.21; followed by *Didymozoidae* family with a prevalence of 53.33% and an average intensity of 8.07; *Philometridae* family with a prevalence of 16.11% and an average intensity of 1.62; *Cimothoidae* family with a prevalence of 0.56% and an average intensity of 1. The parasitic fauna was common for both species of fish *Cyclopsetta querna* and *Cyclopsetta panamensis*, due to the fact that this species share the same habitat and food resources.

Keyword:

Parasites, safety, flounder, fishing.

DEDICATORIA

“Todo hombre debe de decidir una vez en su vida si se lanza a triunfar arriesgándolo todo o se sienta a contemplar el paso de los triunfadores”.

"Por consiguiente, prepárate a luchar primero contra ti mismo y luego contra cualquier situación adversa que se presente en tu vida”.

A Dios todopoderoso y la Virgen Santísima por todas las pruebas durante esta fase, por hacerme cada vez más fuerte ante las adversidades.

A mis papá por el apoyo y la confianza, por estar siempre con migo en todo momento, a mi mamá por sus consejos y ayuda, a mis hermanas por su apoyo y comprensión en todas mis locuras, a mi sobrinita linda, gracias.

A mis amigos que siempre han estado cuando más los he necesitado: Irene, Doristia, Fausto, Toño, Gloria, Ille, Karen, Ivón, Doris, Álvaro. A mi compañera de tesis por la paciencia y el apoyo, por aventurarse a finalizar este proyecto con migo a pesar de todas las dificultades. A mis docentes directores, a la empresa **Pesquera del Sur S. A de C.V** y **PRESTOMAR**, a **ICMARES**.

A todos aquellos que me han ayudado a ser mejor profesional, que me han brindado sus conocimientos Lic. Olivares, Lic. Numa, Lic. Navarrete, Lic. López, Lic. Maria Teresa, Dr. Rauda, Dr. Zappalá, Dr. Felipe Ceron, Dr. Adrián Abarca, Dr. Francisco Fuentes, Dr. Bonilla, Dr. Ortiz, Dr. Vargas, Dr. Granielo, Ing. Leyton, Ing. Coreas, Ing. Homero, Ing. Panameño.

Y a todas aquellas personas que me han ayudado a lo largo de mi vida, muchas gracias...

María Claudia Jeannette Rosales Rodríguez.

DEDICATORIA

Dedico es trabajo de graduación a:

- Dios

Que sin su voluntad e iluminación no lo hubiera realizado. Y a la Virgen Santísima por interceder por mí siempre.

- Mis padres

Por hacer un esfuerzo tan grande para salir adelante y su incondicional apoyo.

- A mis hermanos

Por tenderme esa mano amiga y sacrificarse más o igual que yo para cumplir este sueño.

- A mis sobrinos

Gracias, por esa sonrisa que motiva a seguir adelante.

- Fernando

Que me has enseñado a seguir los sueños, por muchos obstáculos que haya.

- Catedráticos y amigos

Quienes estuvieron ahí siempre dando esa palmadita... Anímo usted puede.

Ille Stella Rivera Mauricio.

AGRADECIMIENTO

A Dios todopoderoso por ayudarnos a culminar esta nueva meta en nuestras vidas.

A nuestras familias por brindarnos todo el apoyo y confianza en el desarrollo de nuestra carrera.

A nuestros docentes directores por su valioso tiempo y paciencia Lic. Alberto Olivares Menay; Lic. Numa Rafael Hernández, M.V. Eduardo Alberto Bonilla, muchas gracias por el apoyo y por transmitirnos sus conocimientos para lograr terminar este trabajo.

A las Empresas PRESTOMAR Y PESQUERA DEL SUR S. A. de C. V., en la realización y financiamiento de los trabajos de investigación.

Al Lic. Armando Navarrete, Dr. Roberto Hernández Rauda, Lic. Jorge López, Lic. María Teresa, Dra. Leopoldina por sus consejos, motivación y confianza para salir adelante en este proyecto, por la ayuda brindada al prestarnos las instalaciones del Laboratorio de Parasitología del edificio de CENSALUD.

Gracias en especial a una persona que siempre nos a brindado su amistad incondicionalmente, que siempre ha estado en los momentos más difíciles de nuestra carrera, que a pesar de las molestias causadas de nuestra parte siempre esta ahí y estará gracias por todo *Doris*.

A nuestros compañeros por hacer de esto una gran aventura llena de muy buenos recuerdos y en especial a nuestros amigos por estar en las buenas y en las malas que han sido varias.

A todas aquellas personas que de una u otra manera hicieron posible el desarrollo de nuestras metas, muchas gracias.

ILLE RIVERA Y CLAUDIA ROSALES

INDICE

CONTENIDO	PAGINA
RESUMEN	
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
INDICE DE FIGURAS.....	i
INDICE DE TABLAS.....	ii
INDICE DE ANEXOS.....	lii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS.....	2
3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
3.1 Antecedentes.....	3
3.2 La Pesca	3
3.3 Artes de Pesca	4
3.3.1 Pesca Artesanal.....	4
3.3.2 Pesca Industrial.....	4
3.4 Situación pesquera en El Salvador 2000-2006.....	4
3.5 Pesca Industrial de Camarones en El Salvador.....	4
3.6 Fauna acompañante de camarones pendidos.....	5
3.7 Descripción anatómica de los peces planos.....	5
3.8 Biología de los peces planos.....	8
3.8.1 Clasificación taxonómica.....	8
3.8.2 Distribución geográfica de <i>Cyclopsetta</i> sp.....	9
3.8.3 Habilidad.....	9
3.8.4 Alimentación.....	10
3.8.5 Composición nutricional.....	10
3.9 Descripción de los parásitos en peces.....	11
3.9.1 Clasificación taxonómica de los parásitos.....	11
3.9.2 Descripción taxonómica de los parásitos.....	12
3.9.2.1 Phylum Planelmintos.....	12
3.9.2.2 Phylum Nematelmintos.....	15
3.9.2.3 Phylum Arthropoda.....	16
3.10 ZOONOSIS HUMANA DE ORIGEN ICTIOLÓGICO.....	18

3.11 IMPORTANCIA DE LA MEDICINA VETERINARIA EN LA ICTIOLOGÍA	19
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
4.1 Descripción del área de estudio	20
4.2 Duración de la investigación.....	20
4.3 Unidades experimentales.....	21
4.4 METODOLOGÍA DE CAMPO	21
4.5 METODOLOGÍA DE LABORATORIO.....	21
4.5.1 Determinación de presencia de parásitos externos.....	22
4.5.2 Determinación de la presencia de parásitos internos.....	23
5. METODOLOGÍA ESTADÍSTICA.....	24
5.1 CALCULO DE PREVALENCIA, INTENSIDAD MEDIA APLICADOS A LAS ESPECIES ENCONTRADOS.....	24
5.2 MÉTODO ESTADÍSTICO.....	25
6. RESULTADOS	26
6.1 Análisis de Varianza.....	37
7. DISCUSIÓN.....	39
8. CONCLUSIONES.....	40
9. RECOMENDACIONES.....	41
10. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	42
11. ANEXOS.....	45

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Anatomía externa del lenguado (<i>Cyclopsetta</i> sp), vista dorsal.....	6
Figura 2. Osteología del lenguado (<i>Cyclopsetta</i> sp), vista lateral izquierda.....	7
Figura 3. Anatomía interna del lenguado (<i>Cyclopsetta</i> sp), vista ventral.....	8
Figura 4. Distribución Geográfica de <i>Cyclopsetta</i> sp.....	9
Figura 5: Metamorfosis del Lenguado, Muñoz 2001.....	10
Figura 6: Esquema general del ciclo de desarrollo de los monogeneos.....	13
Figura 7: Esquema general del ciclo de desarrollo de los tremátodos digénicos....	14
Figura 8: Ciclo de vida de los Nematodos.....	16
Figura 9: Ciclo de vida de los Isópodos.....	17
Figura 10: Medición de la muestra.....	22
Figura 11: Examen visual del pescado.....	22
Figura 12. Ubicación de los parásitos en los órganos.....	23
Figura 13: Prevalencia por especie de parásito.....	27
Figura 14: Intensidad media por especie de parásito.....	27
Figura 15: vista de la extremo anterior de <i>Camallanus</i> sp.....	29
Figura 16: Distribución de órganos de un trematodo.....	29
Figura 17: Ubicación de <i>Contraecum</i> en la anatomía del pez.....	30
Figura 18: Parte anterior y posterior de <i>Contraecum</i> sp.....	31
Figura 19: <i>Philometra</i> en músculo de estomago.....	32
Figura 20: Vista anterior y posterior de <i>Philometra</i>	32
Figura 21: Vista dorsal y ventral de <i>Cimothoidae</i>	33
Figura 22: Porcentaje de prevalencia por muestreo.....	34
Figura 23: Intensidad media por muestreo.....	34
Figura 24: Porcentaje prevalencia por órgano infestado.....	35
Figura 25: Intensidad media por órgano.....	36

INDICE DE TABLAS

Tabla No 1. Clasificación Taxonómica del lenguado (<i>Cyclopsetta qerma</i> y <i>Cyclopsetta panamensis</i>).....	8
Tabla No 2. Valor nutricional de la carne del lenguado.....	11
Tabla No 3. Clasificación taxonómica de los parásitos.....	11
Tabla No 4. Características de las embarcaciones San Chamba y Don Bosco....	20
Tabla No 5 Número de muestras analizadas de las especies <i>Cyclopsetta qerma</i> y <i>Cyclopsetta panamensis</i>	24
Tabla N° 6: Número de parásitos, órganos afectados, valores de prevalencia, intensidad media y desviación estándar de las taxa colectadas en <i>C. querna</i> y <i>C. panamensis</i>	26
Tabla No 7: Presencia de Didymozoidae sp por muestreo.....	30
Tabla No 8: Presencia de Contraecaecum sp por muestreo.....	31
Tabla No 9: Presencia Philometra sp de por muestreo.....	32
Tabla No 10: Presencia de Cimotothoidae sp por muestreo.....	33
Tabla N° 11: Valores de hospederos infectados, número total de parásitos, prevalencia e intensidad media por muestreo en la Costa Salvadoreña.....	33
Tabla N° 12: Valores hospederos examinados, número total de parásitos, prevalencia e intensidad media por órgano afectado.....	35
Tabla N°13: Análisis de Varianza.....	37

ANEXOS

Anexo No 1: Principales Zoonosis parasitarias transmitidas por consumo de pescado	45
Anexo No 2: Zonificación de la costa salvadoreña, octubre de 2006 a febrero 2007	46
Anexo No 3: Mapa de referencia geográfica de puntos de muestreo.....	47
Anexo No 4: Formulario de ubicación geográfica por muestreo.....	48
Anexo No 5: : Formato de toma de datos de laboratorio.....	49
Anexo No 6: Monogéneos, tipos de órgano de sostén.....	50
Anexo No 7: Tipos de órgano de sostén de los monogéneos.....	51
Anexo No 8: Trematodos presente en peces de agua dulce y salada.....	52
Anexo No 9: Diferentes estadios larvales de los cestodos.....	53
Anexo No 10: Nematodos de los peces.....	54
Anexo No 11: Acantocéfalos parásitos de peces.....	55
Anexo No 12: Anatomía interna de los Digéneos.....	56
Anexos No 13: Claves de identificación de los parásitos.....	57

1. INTRODUCCION.

El sector pesquero ha sido un factor importante dentro de la economía del país, de acuerdo a la Organización Mundial para la Alimentación y la Agricultura (FAO) la actividad pesquera salvadoreña se ubica tanto en el mercado externo como en el mercado nacional. La pesca industrial como parte de este sector, inicia a mediados de los años 50's, y con el transcurso de los años este esfuerzo de pesca ha ido en aumento (Ulloa & Bernal 1980; Villegas Et al 1985).

Dentro de las capturas obtenidas por la pesca industrial, se presentan una gran diversidad de especies, en donde sobresale el grupo de los peces, los que en su mayoría son consumidos por la población ya sea como subsistencia o comercialmente. Por lo que es de suma importancia conocer las diferentes enfermedades que afectan a las especies piscícolas, en especial aquellas de interés comercial conocido, como lo son *Cyclopsetta querna* y *Cyclopsetta panamensis* (Lenguado), especies con un stock o población grande a los largo de la costa salvadoreña; en donde podemos encontrar agentes que causan patologías como: agentes bacterianos, agentes virales, fúngicos y parasitarios.

Entre los parásitos que pueden afectar a los peces existen numerosas especies que incluyen miembros de distintos grupos zoológicos como: protozoos, helmintos, moluscos, hirudíneos y crustáceos (Espinosa, 1988).

El grado de patogenicidad de los distintos parásitos de peces varía de una especie a otras y depende de distintos factores, entre otros de la intensidad de parasitismo, órgano afectado, grado de especificidad del hospedador correspondiente, presencia de infecciones concomitantes, condiciones ambientales, etc.

Esta investigación se realizó teniendo como objetivo la identificación de parásitos con mayor incidencia, que afectan a *Cyclopsetta panamensis* y *C. querna* (lenguado), en la costa de El Salvador, especies de gran potencial alimenticio para el ser humano por lo que desde el punto de vista de Salud Pública, es importante determinar las especies de parásitos zoonóticos de incidencia relevante para la salud humana.

2. OBJETIVOS.

GENERAL:

Identificar las especies de parásitos con mayor incidencia, que afectan a *Cyclopsetta panamensis* y *C. querna* (lenguado), en las costas de El Salvador por medio del examen macroscópico y microscópico de especímenes capturados como fauna acompañante de camarones peneidos, para establecer la inocuidad para consumo humano.

ESPECIFICOS:

- Clasificar las especies de parásitos más comunes que afectan a las especies *Cyclopsetta panamensis* y *C. querna*
- Determinar la frecuencia de los parásitos, presentes en *Cyclopsetta panamensis* y *C. querna*, en los diferentes muestreos.
- Determinar la importancia en Salud Pública de los tipos de parásitos encontrados para asegurar la inocuidad en el consumo del lenguado.

3. REVISIÓN DE LITERATURA.

3.1 ANTECEDENTES.

La presencia de agentes patógenos frena el crecimiento de la piscicultura y el aprovechamiento industrial de las especies, que es un rubro de importancia económica en muchos países tanto de Latinoamérica, como de países Europeos; por lo que ha sido necesario la realización de investigaciones para determinar los tipos de patógenos como son los virus, bacterias, hongos, parásitos, etc., que afectan a los peces de interés comercial y los peces de acuario u ornamentales. (FAO, 2005)

En Latinoamérica, se han realizado algunos estudios relacionados a la temática de parasitología en peces. En México, Crespo Flores J. (2003), realizó investigaciones a cerca de la presencia parasitaria, donde se han encontrado varias especies de monogéneos de importancia económica, con especificidad hospedatoria marcada y prevalencia elevada. Además se ha localizado, la distribución en diferentes estados del país, factores que favorecen el desarrollo de los parásitos, su prevención y tratamiento. En Baja California, Sánchez Samuel (2003) desarrolló un estudio en donde se identificó la presencia de diferentes clases de parásitos en el atún aleta azul del norte (*Thunnus thynnus orientalis*), entre los que están: 72 especies de nematodos, 163 trematodos y 7 acantocéfalos; además, calcularon la prevalencia, intensidad y abundancia de estos.

En Venezuela, Centeno L.; Bashirullah A.; (2002) realizaron en el Golfo de Cariaco un análisis comparativo de la comunidades de parásitos metazoarios en dos especies de peces marinos: Corocoro (*Orthopristis ruber*) y cherechere (*Haemulon steindachneri*). En Brasil, Luque, J. L. (1996), realizó el primer trabajo sobre patrones de las comunidades de parásitos metazoarios en las especies *O. ruber* y *H. steindachneri*.

Además de estos estudios se han realizado otros en diferentes países como Chile, 2001; Puerto Rico, 2000; España, 1998, África, 1996, etc. La mayoría de ellos enfocados en peces de interés comercial como: atún (*Túnez thynnus orientalis*), salmón (*Oncorhynchus mykiss* y *Salmo trutta*), tilapia (*Oreochromis mossambicus*), entre otras especies.

En El Salvador, se realizó una identificación del parásito *Diplostomum* spp en peces de interés comercial como: *Cichlasoma guija* (mojarra), *Parachromis managuensis* (guapote tigre) y *Oreochromis* sp (tilapia), durante la actualización del inventario de peces del embalse del Cerrón Grande, a través de (PRADEPESCA, 1995.).

Contreras, Isabel (2007) aisló *Gyrodactylus* sp. de 173 muestras, tomándolas de 6 estanque diferentes, teniendo un total de todos los estanque de 41% de la población fueron positivos. Este estudio fue realizado en la Estación Acuícola de CENDEPESCA en Santa Cruz Porrillo.

3.2 LA PESCA

Es la actividad humana mediante la cual extraemos de las aguas dulces y saladas recursos animales para el aprovechamiento, industrialización y consumo humano. (Editorial Océano, 1995)

La actividad pesquera Salvadoreña se basa en recursos marinos de alto valor comercial y cultivos acuícolas, cuyos productos se ubican en el mercado externo y también surten la demanda nacional. (FAO, 2005).

3.3 ARTES DE PESCA

El arte de la pesca consiste en los diferentes métodos utilizados para la obtención de peces ya sea de agua dulce o agua salada. En el país las artes de pesca más destacadas son:

3.3.1 Pesca artesanal

La actividad se desarrolla en zonas estuarinas y mar abierto en un área de 8000 km² desde la costa, sus principales recursos objetivos son: los camarones costeros y su fauna acompañante (FAO, 2005).

Para el año 2005, la pesca artesanal aportó un 39% de la producción pesquera total (CENDEPESCA, 2005).

3.3.2 Pesca industrial

Esta se desarrolla a mar abierto. Sus principales especies objetivo son: camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*, *L. stylirostris* y *L. occidentalis*); tití o camaroncillo (*Trachipenaeus* sp. y *Xiphopenaeus riveti*), camarón café y rojo (*P. californiensis* y *P. brevirostris*). La fauna acompañante está compuesta por unas 155 especies de peces, crustáceos y moluscos (Cifuentes, 1995).

3.4 SITUACIÓN PESQUERA EN EL SALVADOR (2000-2006)

La actividad pesquera Salvadoreña se basa en recursos marinos de alto valor comercial y cultivos acuícolas, cuyos productos se ubican en el mercado externo y también surten la demanda nacional (FAO, 2005).

3.5 PESCA INDUSTRIAL DE CAMARÓN EN EL SALVADOR

Los inicios de la pesca de camarones en El Salvador, se remontan a los años de 1952-1953, cuando se realizó pesca exploratoria por el B/l Izalco y los barcos del Proyecto Centroamericano de Desarrollo Pesquero (Sagitario, Orión y Tauro), (Villegas Et al 1985).

Posterior a estas investigaciones, en el año de 1956 se inicia la actividad pesquera ya como pesca industrial orientada a la explotación del recurso camarón, contándose para éste año con una flota pesquera de 4 barcos (Ulloa & Bernal 1980).

Para el año 2003, la flota industrial pesquera estaba constituida por un total de 55 embarcaciones, de las cuales operaron en promedio 39, éstas se dedican a la captura de camarón y camaroncillo en las mismas zonas de pesca en las que se ha operado por

más de 50 años, provocando así una disminución considerable en el stock o población de camarones en la plataforma continental de El Salvador. (CENDEPESCA, 2005)

3.6 FAUNA ACOMPAÑANTE DE CAMARÓN PENEIDOS

La fauna de acompañamiento del camarón está integrada por diversas especies de peces e invertebrados que son capturadas incidentalmente en las pesquerías de arrastre. Estas especies se dividen en comerciales (aquellas que por su tipo y talla pueden venderse en los mercados de consumo fresco o fresco-congelado, como lenguado, curvinata, bagre, etc.) y no comerciales o murraya (peces de pequeño tamaño de especies comerciales o no comerciales). (Martínez, 2005).

En las operaciones de pesca de arrastre de camarón, se ha considerado que la FAC esta compuesta en su mayoría por pescado. Y cuyas especies más comunes parecen ser magras, predatoras y de fondo, representando estas aproximadamente un 50% cuando dominan; de entre ellas se encuentran los peces planos o lenguados, cuyas especies más representativas desde el punto de vista comercial son el C. querna y C. panamensis y un 75% denominando de 7 a 10 especies. (Fuentes-Hernández).

3.7 DESCRIPCION ANATÓMICA DE LOS PECES PLANOS

Los peces, óseos, como todos los vertebrados, poseen un esqueleto que le da forma y solidez al cuerpo. El del pez incluye un eje dorsal, cuyo componente rígido es la columna vertebral. El esqueleto de las extremidades está compuesto por las aletas; el de las impares está unido directamente a la columna vertebral y sostenido por ella. Las aletas pares (pectorales y pélvicas), en cambio, poseen su propia estructura esquelética de apoyo, encerrado en los músculos del tronco, y sólo están unidas de un modo suelto con el esqueleto central. La musculatura ocupa la mayor parte del cuerpo del pez. (Los peces y su anatomía, 1998)(Figura N.1 y 2)

La anatomía de los peces planos, tal como lo son *Cyclopsetta panamensis* y *C. querna* les permite apegarse del todo al fondo: camuflaje de protección y de acecho a la vez. Sus músculos longitudinales, muy desarrollados, proporcionan una natación lenta pero muy persistente. De ese modo se adapta la forma de los peces a las exigencias del medio y de su modo de vida. Las aletas son pliegues epiteliales armados sobre radios duros o segmentos. (Los peces y su anatomía, 1998)

La piel de los peces se compone de dos capas: la exterior o *epidermis* y la interior, *dermis* o *cutis*. La epidermis excreta un mucus que reduce la resistencia por fricción del agua. Entre la capa exterior y la interior están las escamas, insertas en la dermis. (Los peces y su anatomía, 1998)

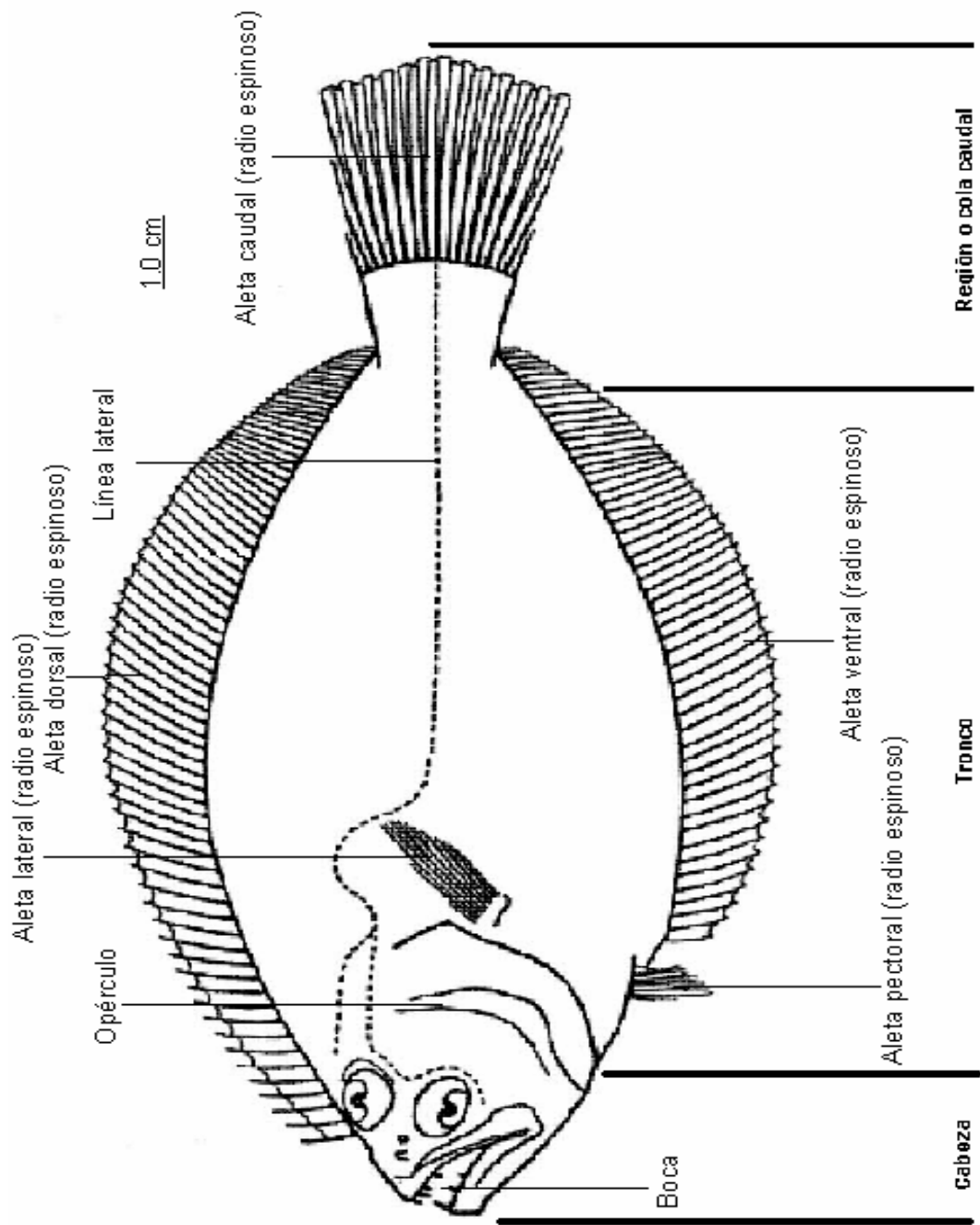


Figura 1: Anatomía externa del Lenguado (*Cyclopsetta sp.*), vista dorsal 2006.

Fuente: ABRAHAM. 2002

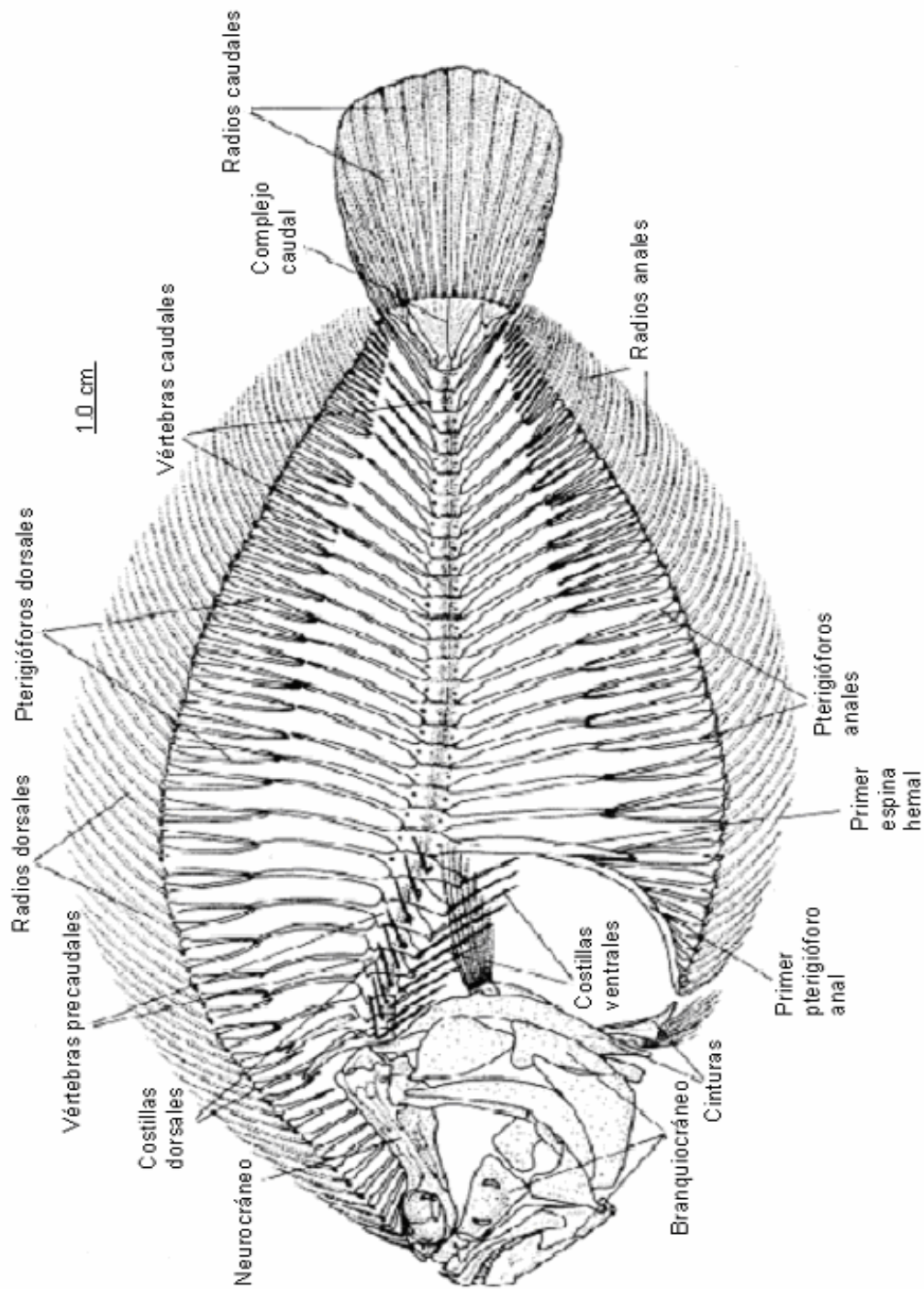


Figura 2: Osteología del lenguado (*Cyclopsetta sp.*) vista lateral izquierda.

Fuente: ABRAHAM. 2002

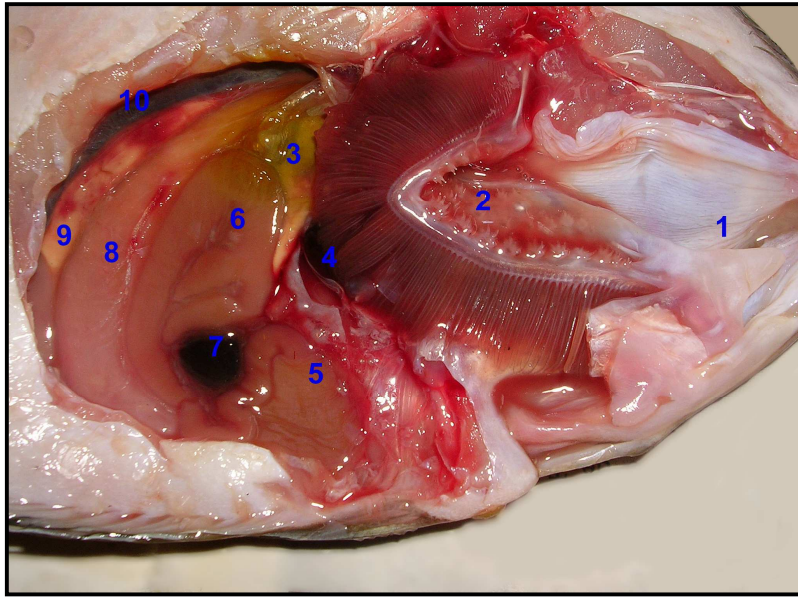


Figura 3: Anatomía interna del Lenguado (*Cyclopsetta sp.*), vista ventral. (Elaboración propia). 1. Cavidad Oral, 2. Branquias, 3. Vesícula biliar, 4. Corazón, 5. Porción intestinal, 6. Ciego, 7. Bazo, 8. Estómago, 9. Hígado, 10. Riñón.

Fuente: Rosales; Rivera2007

3.8 BIOLOGIA DE LOS PECES PLANOS

3.8.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Las especies conocidas como “Lenguado”, *Cyclopsetta panamensis* y *C. querma* se clasifican taxonómicamente de la siguiente manera:

TABLA N° 1: Clasificación taxonómica del Lenguado.

PHYLUM	Chordata
CLASE	Actinopterygii
DIVISION	Teleostei
ORDEN	Pleuronectiformes
FAMILIA	Paralichthyidae
GENERO	<i>Cyclopsetta</i>
ESPECIES	<i>Querna</i>
	<i>Panamensis</i>

Fuente: Peces Costeros del Pacifico Oriental Tropical, 2002.

3.8.2 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE *Cyclopsetta sp.*

Su distribución desde el Golfo de California hasta Perú. Habita en fondos suaves de lodo o arena a una profundidad de 0 a 45 mt.



Figura 4: Distribución Geográfica de *Cyclopsetta sp.*, 2006.

3.8.3 HÁBITAT

Los recursos que viven en los fondos oceánicos reciben el nombre de demersales, estos pueden habitar en ambientes rocosos, arenosos y lodosos lo cual hace que en éstos organismos se presenten cambios notorios en su forma, en sus funciones y su comportamiento (Muñoz, 2001).

En los fondos arenosos se encuentran peces demersales muy característicos que al tener que soportar grandes presiones se han adaptado presentando una serie de modificaciones; por ejemplo el lenguado, sufre una sorprendente metamorfosis desde su estado de larva al estado juvenil, pues en esta etapa se producen grandes cambios morfológicos en este pez, ya que se convierte de una larva que es bilateralmente simétrica a un pez plano asimétrico, en su estado larval ambos ojos están uno a cada lado, como en cualquier pez, con el desarrollo lentamente uno de los ojos se va desplazando hasta quedar ambos al mismo lado. Es el ojo derecho que se posiciona en el lado izquierdo del pez, aplanándose lateralmente y desplazando sus órganos pares a la cara superior que se orientan hacia las zonas iluminadas del mar; perdiendo la simetría bilateral caracterizada, por estas razones se ha dado en llamarles peces planos o peces unos. (Muñoz, 2001)



Figura 5: Metamorfosis del Lenguado, Muñoz 2001.

La coloración de los peces planos ofrece también características especiales. La pigmentación parda se acumula en el lado donde quedan los ojos que es sometido a la acción de la luz. Presenta manchas oscuras irregulares, dependiendo de la especie que se trate; mientras que el lado ciego sobre el que reposan carecen de pigmentación y es totalmente blanco. Por otra parte estas especies en general cuentan con reducida capacidad de desplazamiento ya que su forma es muy poco hidrodinámica y sólo consigue desplazarse mediante suaves ondulaciones de su cuerpo, por lo que tienen que defenderse de sus depredadores por un proceso de mimetismo.

3.8.4 ALIMENTACIÓN

Los Lenguados son peces carnívoros, que se alimentan de los organismos que viven en la arena o en el fango, como moluscos, pequeños peces, cangrejos y otros crustáceos; también pueden capturar pulpos y peces pelágicos.

3.8.5 COMPOSICIÓN NUTRICIONAL.

La composición química de los peces varía considerablemente entre las diferentes especies y también entre individuos de una misma especie, dependiendo de la edad, sexo, medio ambiente y estación del año (EHL, 2000).

El lenguado se pesca todo el año, pero los mejores son los que se capturan antes del desove, con una talla de unos 30 cm. Su grado de frescura viene determinado por la abundante mucosidad de su piel (EHL, 2000).

TABLA Nº 2: Valor Nutricional de la carne del Lengüado.

Información Nutricional	Cantidad para (1 Kg.)
Energía	379,6 Kcal.
Proteínas	83,2 gr.
Hidratos de carbono	5 gr.
Fibra	0 gr.
Lípidos	5,2 gr.
Ácidos grasos saturados	0,832 gr.
Ácidos grasos monoinsaturados	1,456 gr.
Ácidos grasos poliinsaturados	1,3 gr.
Colesterol	260 mg
Ca	624 mg
Fe	4,68 mg
Zinc	2,08 gr.
Vitamina a	0 µg
Vitamina c	0 gr.
Ácido fólico	57,2 µg

Fuente: Escuela de Hostelería de Leioa, 2000.

3.9 DESCRIPCIÓN PARASITOLÓGICA DE LOS PECES

3.9.1 CLASIFICACIÓN DE LOS PARÁSITOS

TABLA Nº 3: Clasificación Taxonómica de los Parásitos.

REINO	PHYLUM	CLASE
ANIMALIA	PLATYHELMINTES	MONOGENEA
		TREMATODA
		CESTOIDEA
	NEMATELMINTOS	
	CRUSTACEA	COPEPODA
		MAXILLOPODA
		MALACOSTRACA

Fuente: Williams. 1995

3.9.2 DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA DE LOS PARÁSITOS.

Los peces, pueden estar parasitados por numerosos tipos taxonómicos pues estos se encuentran por millares y se supone que son aun muchos más los desconocidos. La mayoría de los peces, tanto en estado salvaje como en cautiverio, se encuentran infestados de parásitos cuyas lesiones pasan inadvertidas en la mayoría de los casos. Existen pocas publicaciones que hagan referencia a mortandades o daños importantes en poblaciones de peces salvajes. En ellos, estas lesiones únicamente son conocidas cuando son tan obvias y traen consigo el rechazo del pez por los pescadores o consumidores (Ronald, 1981).

3.9.2.1 Phylum: *Platyhelminthes*.

Conocidos como platelmintos, son gusanos aplanados dorsoventralmente, bilateralmente simétricos y acelomados. Habitualmente carecen de ano, de esqueleto especializado y de los sistemas circulatorio y respiratorio. La gran mayoría son monoicos, es decir, el mismo individuo posee aparato reproductor masculino y femenino. Su ciclo de vida suele ser indirecto. (Noble, 1965).

Clase: *Monogenea*

El nombre “monogenea” significa nacido una vez y se refiere a su ciclo de vida simple. Son parásitos de vertebrados poiquiloterms acuáticos o anfibios (peces, anfibios, reptiles) y, ocasionalmente, de invertebrados acuáticos (Soulsby, 1982).

Son esencialmente ectoparásitos permanentes, principalmente de las branquias, la piel, aletas y la cavidad bucal. Algunas se alojan en las fosas nasales o en bolsillos en la línea lateral, muy raras veces en el intestino de los peces, algunas especies se localizan en la vejiga urinaria. Generalmente se alimentan de mucosidad o de células epiteliales que se desprenden de las agallas o de la piel (Campillo, 1999).

Los adultos varían de tamaño de 30µm a 2 cm. de largo, son transparentes, de color crema o rosados (Ronald, 1981). La identificación de las especies se basa, fundamentalmente, en la morfología del raptor u órgano de fijación en el extremo posterior, habilitado con pinzas, ventosas o tenazas especializadas con las cuales perforan el epitelio del pez y se adhieren a este. El raptor puede estar rodeado de ganchos marginales esclerotizados. La cabeza en ocasiones tiene manchas oculares y órganos de fijación especializados (Williams, 1995), Son vivíparos u ovíparos, y su ciclo biológico es directo. Los huevos suelen ser operculados, con prolongaciones o filamentos en uno o ambos polos, que pueden servir para fijar los huevos al hospedador u otros objetos. La larva u oncomiracidio, que eclosionan, es ciliada y posee uno o más pares de manchas oculares. Una vez eclosionados, el oncomiracidio, nada durante un corto periodo de tiempo, en el cual debe encontrar un hospedador para alcanzar la madurez sexual en él. Los monogéneos están ampliamente distribuidos, y pueden ser Parásitos de alguna significación en los peces (Soulsby, 1982).

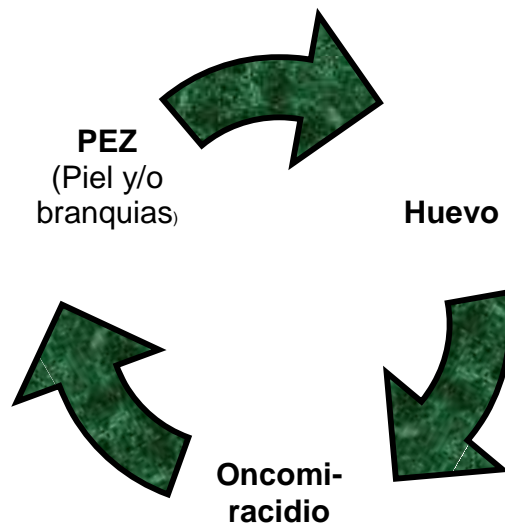


Figura 6: Esquema general del ciclo de desarrollo de los monogéneos.

Taxonomía De Los Monogéneos:

Orden: Monopisthocotylea

- Familia: Gyrodactylidae
- Familia: Ancyrocephalidae
- Familia: Dactylogyridae
- Familia: Diplectanidae
- Familia: Capsilidae

Orden: Polyopisthocotylea

- Familia: Protomicrocotylea
- Familia: Microcotylidae
- Familia: Allopyrgraphoridae
- Familia: Cemocotylidae

Clase: *Trematoda*

Los cuerpos de los trematodos o duelas están aplastados dorsoventralmente, no están segmentados y son foliáceos. Todos los órganos están incluidos en un parénquima, sin existir cavidad corporal. Las diferentes especies se adhieren al exterior o a los órganos internos del hospedador mediante ventosas, ganchos o pinzas. Tienen boca y tubo digestivo, pero generalmente no existe ano. La boca conduce a una faringe muscular, que se continúa en un intestino que se divide en dos ramas, las cuales, a su vez, se pueden dividir. El sistema excretor, ramificado, tiene células flamíferas, y llega a una vesícula excretora que, generalmente, tiene una abertura posterior (Campillo, 1999).

Subclase: Digéneos

Los digenéticos son endoparásitos con un ciclo evolutivo en el que interviene al menos un huésped intermediario (Ronald, 1981).

Los parásitos digenéticos de los peces son ovíparos, y en la mayor parte de los casos los huevos eclosionan fuera del huésped, liberando una pequeña larva ciliada nadadora como miracidium. Esta puede sobrevivir algunas horas, durante las cuales debe encontrar e infestar al primer huésped intermediario, que es casi siempre un molusco gasterópodo o bivalvo. En este huésped el parásito sufre una fase de reproducción asexual que termina eventualmente con la liberación de las cercarias. Estas nadan libremente y pueden sobrevivir aproximadamente hasta 24 horas, según las especies y durante este tiempo debe encontrar un segundo huésped intermediario (Ronald, 1981).

En algunas especies, las cercarias penetran en un pez y alcanzan directamente el estado adulto; en otras, el pez actúa como huésped intermediario y las cercarias se enquistan en él para formar el estadio de metacercarias, pudiendo estas sobrevivir durante varios años en distintos periodos del mismo pez.

Este ciclo evolutivo se completa cuando el pez intermediario, infestado con metacercarias ha sido ingerido por un pez, un ave o un mamífero (Williams, 1995).

En un tercer tipo de ciclo evolutivo, las cercarias se enquistan en otro huésped invertebrado. Varios tipos de invertebrados intervienen como segundos huéspedes; el cual se completa si un invertebrado infestado es ingerido por un huésped final adecuado (Ronald, 1981).

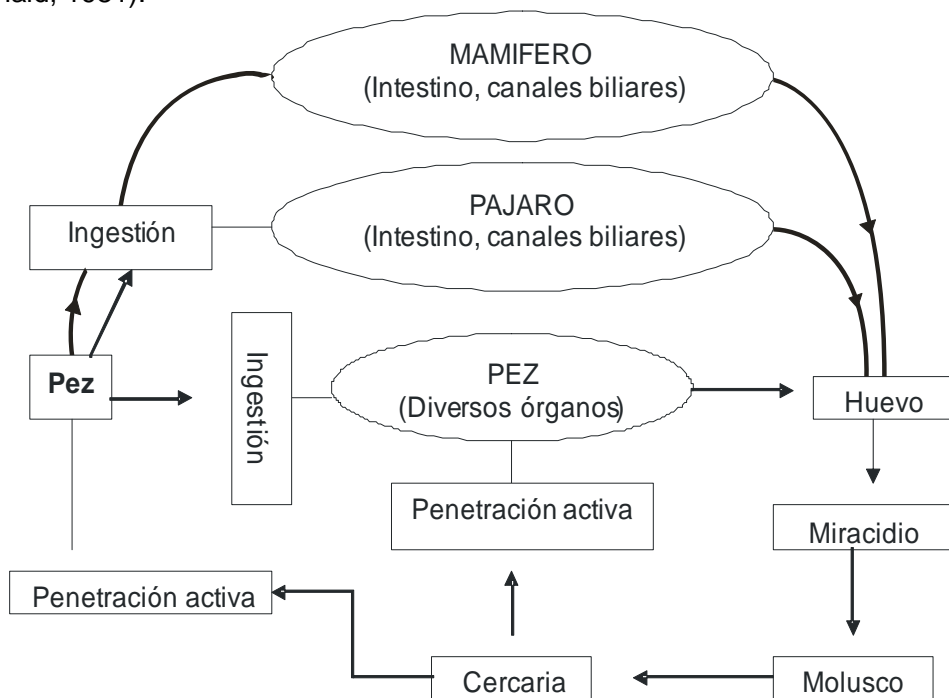


Figura 7: Esquema general del ciclo de desarrollo de los trematodos digénicos.

Taxonomía de los Digéneos.

Orden: Strigeatida

Familia: Displostomidae

Familia: Cyathocotylidae

Familia: Clinostomidae

Familia: Bivesiculidae

Orden: Echinostomida

Familia: Echinostomatidae

Familia: Haplospilichnidae

Orden: Opisthorchiida

Familia: Cryptogonimidae

Familia: Hemiuridae

Familia: Didymozoidae

3.9.2.2 Phylum: *Nematelmintos*

La forma del cuerpo es alargada, cilíndrica y aguzada en los extremos. La mayoría de las formas libres van de pequeñas a microscópicas, pero las formas parasíticas son grandes, hasta de 8 metros de largo (Soulsby, 1982). La boca está rodeada de tres a seis labios de diferentes formas. El tracto digestivo es completo, la musculatura tiene fibras longitudinales y tiene un pseudo celoma (cavidad corporal falsa), un anillo nervioso es usualmente visible en el extremo anterior del cuerpo. Los sexos son separados (Williams, 1995). El macho tiene un único testículo en las formas parásitas y en la mayoría de las formas libres; un vaso deferente; a veces, una vesícula seminal, y un conducto eyaculador musculoso que se abre en la cloaca. En la mayoría de las especies hay una o dos espículas, rodeadas de una vaina. Estos órganos son cuniculares, a menudo segmentados; pueden variar de tamaño y forma, y son de gran valor en la determinación de la especie (Soulsby, 1982).

En las hembras, el órgano reproductor está situado, generalmente, sobre la superficie ventral. El ovario es un órgano sólido, aproximadamente cilíndrico, que contiene un cierto número de células que, por división, producen los óvulos, los cuales se disponen alrededor de un raquis central del que, más tarde, se separan (Campillo, 1999).

La mayoría de los nematodos parásitos de peces son ovíparos, y sus huevos, que pueden o no estar embrionados, se eliminan con las heces del huésped, después eclosionan y liberan una larva nadadora que debe ser ingerida por un huésped intermediario, casi siempre un artrópodo (Williams 1995).

Una vez en el huésped intermediario se produce el desarrollo de la larva. En algunas especies el ciclo evolutivo se completa cuando el huésped infestado es ingerido por un pez, en el que el nematodo madura. Si el pez actúa como huésped intermediario o paraténico, la larva penetra a través de la pared intestinal para invadir las vísceras y la musculatura y allí enquistarse. Tales larvas enquistadas pueden sobrevivir largos períodos de tiempo, y al menos en el caso de algunos ascáridos las larvas pueden

transferirse de la presa al pez depredador y reinquistarse en el nuevo huésped (Ronald, 1981).

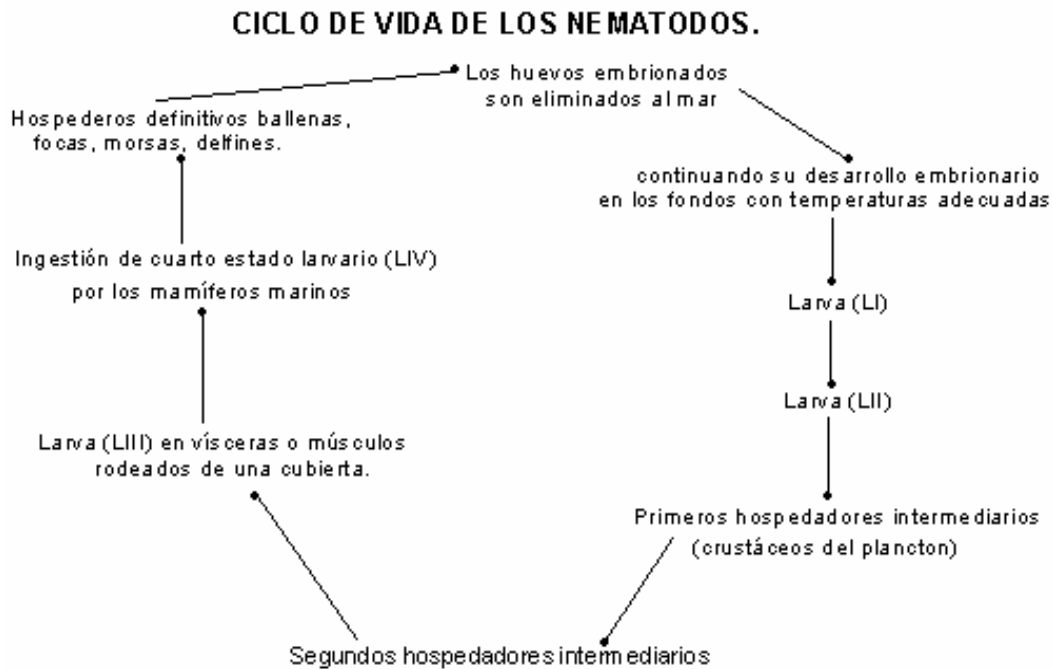


Figura 8: Ciclo de vida de Nematodos.

Taxonomía de los Nematodos.

Orden Echinorhynchida

Familia: Echinorhynchidae

Orden Gyracanthocephala

Familia: Quadrigridae (Williams, 1995)

3.9.2.3 Phylum: *Arthropoda*

El nombre de este phylum deriva de la palabra griega *arthros*, “articulación” y *podos*, “pies”, y hace referencia a que los representantes del phylum tienen apéndices articulados (Soulsby, 1982).

El exoesqueleto se presenta habitualmente en forma de placas quitinosas llamadas *escleritos*. Un segmento típico del cuerpo de un artrópodo posee un *esclerito*

dorsal llamado *tergo*, uno ventral, llamado *esternón*, y una placa lateral entre tergo y esternón, llamada pleura. Tergo, esternón y pleura de cada uno de los segmentos están unidos por unas porciones flexibles del exoesqueleto quitinoso (Espinosa, 1988).

Los segmentos de los artrópodos se asocian en grupos: los del grupo anterior forman la cabeza, los del medio, el tórax y los posteriores, el abdomen. (Soulsby, 1982).

Taxonomía de los Artrópodos.

Clase: Acarina

Clase: Branchiuria

Familia: Argulidae

Clase: Copepoda

Familia: Lernaeopodidae

Familia: Orgasilidae

Familia: Ernaeidae

Familia: Chondracanthidae

Clase: Isopoda

Familia: Gnathiidae

Familia: Cymothoidae (fishdisease.com)

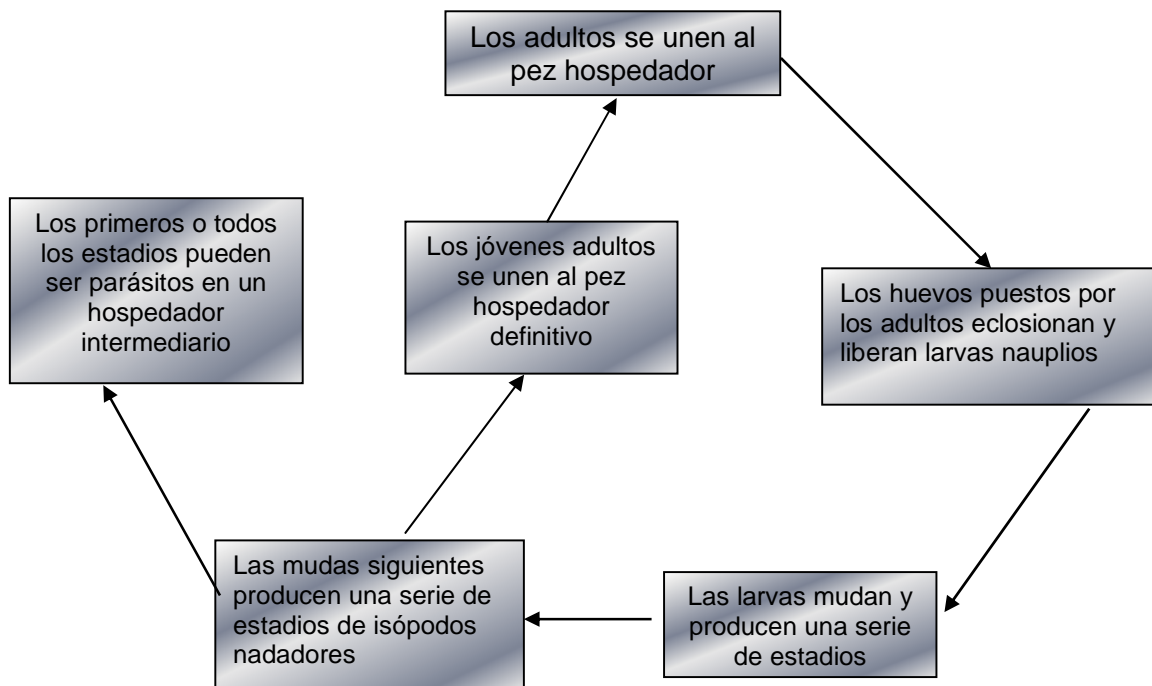


Figura 9: Ciclo de desarrollo de los isópodos.

3.10 ZONOSIS HUMANA DE ORIGEN ICTIOLOGICO.

Los productos de la pesca van dirigidos a la alimentación humana, sean frescos, congelados o procesados. Estos mayormente ocupan un lugar destacado como aporte de proteínas, minerales y vitaminas, en la dieta de cualquier persona.

Ocasionalmente, los peces y moluscos destinados al consumo humano están infectados por determinadas especies de parásitos, que pueden poner en peligro la salud de sus consumidores. Son numerosas las referencias sobre el pescado como causa de enfermedades al producir, unas veces, reacciones de tipo anafiláctico y, otras, incluir agentes patógenos transmisibles al hombre (*zoonosis*)(Ferre, 2001) (Ver anexo1)

La llegada al mercado de productos pesqueros de diversas procedencias, el mayor nivel de exigencia y sensibilización de los consumidores y el mejor conocimiento de las consecuencias sanitarias del consumo de estos productos parasitados, son algunas de las razones de la importancia actual del problema. Se deben minimizar los riesgos sanitarios que pudieran derivarse del consumo de pescado, lo que se logra con la comercialización del producto sanitariamente adecuado y con la colaboración de la población, que conoce y aplica las medidas preventivas oportunas en su consumo. (Ferre, 2001).

Las infecciones humanas por parásitos están asociadas al consumo de platos de pescado crudo, insuficientemente cocinado o ligeramente salado, ahumado o marinado; lo cual esta ligado a factores culturales de ciertas poblaciones humanas (Ferre, 2001).

Todos los helmintos parásitos tienen ciclos de vida complejos, ellos no se diseminan directamente de pez a pez, sino que pasan a través de uno o más hospedadores intermediarios y, en algunos casos, uno o más hospedadores paraténicos. Muchos nematodos y cestodos tienen involucrados en su ciclo de vida crustáceos como primer hospedador intermediario, peces marinos como segundo hospedador y mamíferos marinos como hospedadores finales, en los cuales se encuentra el parásito adulto sexualmente maduro. Los ciclos de los trematodos son más complicados, con un estadio de multiplicación asexual en un primer hospedador intermediario que es un molusco, un pez o un invertebrado como hospedador secundario y un vertebrado marino como hospedador final (Aragort, 2006).

Todas las especies potencialmente patógenas al hombre, penetran en su cuerpo durante su último estado larval; L1 y L3 en nematodos, *plerocercoides* en cestodos y *metacercarias* en trematodos *digéneos*. (Aragort, 2006).

En los tres grupos, la posibilidad de infección humana se ve favorecida o aumenta cuando los estadios larvales del parásito alojados en los peces, son ingeridos, al consumir éstos sin cocinar o sin congelar, de forma adecuada, para matar al parásito (Aragort, 2006).

En nuestro país existe una Norma Salvadoreña NSO67.32.03:03 elaborada por CONACYT denominada "Modalidades del Control Visual para Detectar Parásitos en los Productos de la Pesca", la cual tiene como objetivo la detección de parásitos en los productos pesqueros de forma visual.

3.11 IMPORTANCIA DE LA MEDICINA VETERINARIA EN LA ICTIOLOGÍA.

Los productos del mar poseen una importancia vital para la alimentación humana y animal. Por lo que la relación de la industria ictiológica con las ciencias veterinarias es muy estrecha, especialmente por los siguientes aspectos:

Al médico veterinario le compete velar por la preservación y calidad de los productos pesqueros, principalmente aquellos orientados a la alimentación. Así, deben controlarse los productos desde que se obtienen, su conservación, procesamiento, transporte y expendio de los mismos hasta el consumidor final, a través de la inspección sistematizada y de la aplicación de sistemas de control de producción.

El médico veterinario debe conocer las formas de aprovechamiento más adecuadas de las diferentes especies pesqueras, para proteger y preservar el desarrollo de las diversas variedades de peces, crustáceos y moluscos; haciendo énfasis en las tecnologías apropiadas en salud (control de enfermedades bacterianas, virales, fúngicas y parasitarias) y aumento de sus individuos.

Conocer y aplicar las leyes de la vida y protección de las especies, aspecto muy importante, de tal manera que competa al médico veterinario autorizar los parajes y zonas de captura de los productos pesqueros. (CONACYT, 2001)

4. MATERIALES Y MÉTODOS.

4.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO.

La investigación se realizó en toda la zona costera de El Salvador. De acuerdo con Guevara, 1986 la línea costera, tiene una longitud de 321 Km y se extiende desde la desembocadura del Río Paz (13°44'39"N y 90° 07'58"W), punto limítrofe con la República de Guatemala hasta la desembocadura del Río Guascorán (13°30'10"N y 87°43'13"W), con punto limítrofe con la República de Honduras (Guevara, 1986).

Con el fin de prospectar sistemáticamente toda la zona costera, se trabajo considerando cuatro zonas de pesca, tal como lo hizo López (1982) (ver anexo 2):

Zona I, comprende la Bocana del Río Paz (90°07') y Acajutla (89°52').

Zona II, Se extiende a partir de Acajutla al Puerto de La Libertad (89°18').

Zona III, se sitúa desde el Puerto de La Libertad hasta la Bocana del Río Lempa (88°50').

Zona IV, se ubica desde la Bocana del Río Lempa a la Isla Meanguera (87°46')

4.2 DURACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La investigación tuvo una duración de 5 meses, que comprendió del mes de octubre de 2006 a febrero de 2007 (fase de campo y laboratorio), cada uno de los muestreos fueron tomados dos veces al mes, por los barcos camaroneros San Chamba y Don Bosco, teniendo un total de seis repeticiones y un pre-muestreo.

TABLA N° 4: Características de la Embarcación San Chamba y Don Bosco

CARACTERISTICAS	Don Bosco	San Chamba
Eslora (m)	21.33	19.81
Manga (m)	6.09	7.31
Punta (m)	3.20	2.74
Calado (m)	3.20	1.80
Motor	Caterpillar	Cummins
Tipo combustible	Diesel	Diesel
Casco	Acero	Fibra
Ton en bruto	98	152.56
Ton neto	78	101.57
Caballo de fuerza	380 HP	425 HP
Tipo de refrigeración	Hielo	Sistema frio-seco
Color	Blanco – rojo	Blanco - rojo
Capacidad bodega (Kg)	12,00kg	12,00kg

*Fuente: Hernández, com, pers.

* Lic. Numa Hernández. Unidad de Investigación y Desarrollo, Pesquera del Sur S. A 2006.

4.3 UNIDADES EXPERIMENTALES

Se analizaron un total 180 lenguados (*C. querna* y *C. panamensis*), los cuales se depositaron separadamente en bolsas y se identificaron para su evaluación.

4.4 METODOLOGÍA DE CAMPO.

La toma de las muestras se realizó mediante el Método de Arrastre, con una duración de 2 a 4 horas, debido a que *C. querna* y *C. panamensis* forman parte de la fauna acompañante de camarones peneidos.

Una vez depositada la captura en la cubierta, se separó el camarón de su fauna acompañante, posteriormente se tomó una muestra de las especies a evaluar, teniendo en cuenta el análisis dirigido, debido a que se seleccionaron las unidades experimentales de la población de acuerdo a los siguientes criterios: aspecto físico de la muestra, zona de pesca y profundidad.

La cantidad de individuos a evaluar por muestro fue de 30 pescados por embarque (dos repeticiones por mes), distribuidos en las diferentes zonas de estudio.

Cada muestra se depositó individualmente en bolsas plásticas con la siguiente leyenda:

1. Fecha de la captura.
2. zona de pesca.
3. Coordenadas del lugar de captura
4. Número de lances.
5. Profundidad de la captura.

Cada una de ellas se colocó en forma alterna con hielo para evitar su descomposición en cajas herméticas. Posteriormente, se trasladaron a puerto Barillas ubicado en La Hacienda La Carrera, carretera al Litoral Km 109, en el Departamento de Usulután para ser llevadas a las oficinas centrales de Pesquera del Sur S.A. de C.V. ubicado en Antiguo Cuscatlan, colonia Santa Elena # 460.

4.5 METODOLOGÍA DE LABORATORIO

Para la realización de la fase de laboratorio fue necesario transportar las muestras al laboratorio de parasitología de ICMARES (Instituto de Ciencias del Mar y Limnología) en la Universidad de El Salvador en donde fueron procesadas.

Los pasos a seguir previo a la determinación e identificación fueron los siguientes:

1. Transporte adecuado de las muestras, en jarras alternando capas de hielo y muestras.
2. Antes de realizar la inspección externa e interna se tomaron los pesos y talla de cada muestra.



Figura 10: Medición de muestras.
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

3. Observación a trasluz de las muestras para identificar quistes parasitarios en tejido muscular.

Posteriormente se procedió a la determinación e identificación de la carga parasitaria por muestras.

4.5.1 DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PARÁSITOS EXTERNOS.

La metodología a seguir para la determinación de la presencia de parásitos externos, fue la siguiente:

1. Examen visual por cada muestra analizada en el cual se observó detenidamente cada individuo en busca de lesiones, o presencia de alguna especie parasitaria existente.



Figura 11: Examen visual del pescado
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

2. Realización de raspado en la piel en donde se hizo un frotis a nivel de escamas para luego observarlo a través del microscopio óptico.

4.5.2 DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PARÁSITOS INTERNOS.

En la determinación de parásitos internos se procedió a la extracción de las branquias tomando muestras para realizar frotis y se observaron minuciosamente a través del microscopio de contraste, tomando en cuenta los criterios de Williams (1995), Panperna (1996), Centeno (2002) y Crespo (2003).

Posteriormente, se incidió la cavidad abdominal para exponer los órganos internos de los pescados (ver figura 12), examinando cada uno de ellos tanto externa como internamente. Para la musculatura se observaron a trasluz y se realizaron cortes para verificar la presencia de quistes parasitarios según la metodología de Williams (1995).

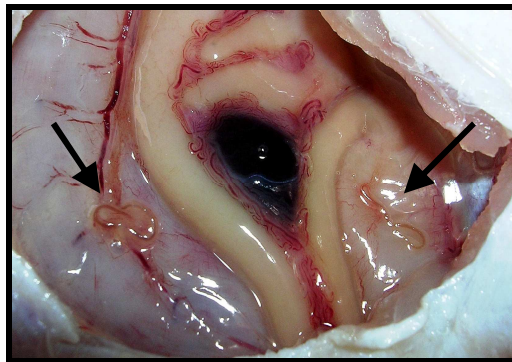


Figura 12: Ubicación de los parásitos en los órganos
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Cada uno de los parásitos encontrados se lavó en solución salina dejando reposar por 12 horas y posteriormente fueron colocados en tubos de ensayo que contenían alcohol al 70% y se identificaron con la siguiente leyenda:

- Número de muestra
- Fecha
- Ubicación anatómica
- Número de parásitos por órgano

5. METODOLOGÍA ESTADÍSTICA

Cada uno de los peces capturados fueron incorporados a una base de datos de acuerdo a su peso, talla, presencia de endoparásitos o ectoparásitos, ubicación de los parásitos en el pescado; así como también la profundidad a la que fue capturado y ubicación geográfica, con el objetivo de determinar el grado de relación que guardan entre las variables; estas se analizaron por el método estadístico de Chi cuadrado, el cual mide la intensidad o fuerza con que están relacionadas linealmente las variables; y además miden el grado de significancia o representatividad en el estudio realizado.

La muestra que se analizó fue de 180 individuos incluyendo análisis de endoparásitos y ectoparásitos en cada uno de ellos.

Tabla N° 5. Número de muestras analizadas de *C. querna* y *C. panamensis*.

Muestreos	Presencia/pez	Endoparásitos	Ectoparásitos
M, 1	25	84	0
M, 2	22	72	0
M, 3	23	90	0
M, 4	25	74	1
M, 5	19	91	0
M, 6	22	97	0
Total	136	508	1

5.1 CALCULO DE PREVALENCIA, INTENSIDAD MEDIA APLICADOS A LAS ESPECIES ENCONTRADOS.

Prevalencia: porcentaje de organismos parasitados por una especie de parásito.

$$P = \frac{\text{N}^\circ \text{ hospederos infectados}}{\text{N}^\circ \text{ hospederos examinados}} \times 100$$

Donde:

P= % prevalencia

Intensidad Media: promedio de especies de parásitos en organismos infectados.

IM =	Nº total de parásitos
	Nº hospederos infectados

Donde:

IM = intensidad media

5.2 MÉTODO ESTADÍSTICO

La fórmula de cálculo de Chi cuadrado:

$$X^2 = \frac{\sum (O_i - E_i)^2}{E_i}$$

Donde:

O_i = Frecuencia observada de realización de un acontecimiento determinado.

E_i = Frecuencia esperada o teórica.

Para determinar los grados de libertad se utiliza la siguiente formula:

$$V = (C-1)(R-1)$$

Donde:

C = es el numero de columnas.

R = es el numero de reglones.

6. RESULTADOS.

En la investigación se analizaron 180 individuos pertenecientes a las dos especies de lenguados evaluadas; de estos 136 peces presentaron parásitos, los cuales se encontraron localizados principalmente en el hígado, estómago, cavidad peritoneal, intestinos y piel. Los parásitos encontrados pertenecen al Phylum **Platelmintos** de la familia *Didymozoidae*; al phylum **Nemátoda** de los cuales se encontraron las familias: *Camallanidae*, *Anisakidae* y *Philometridae*; la familia *Anisakidae* es la única que puede presentar zoonosis la cual se encontró en una fase larvaria no patógena y el phylum **Arthropoda** de la familia *Cymothoidae*. Cabe resaltar que se realizó un pre-muestreo donde se encontraron Nematodos pertenecientes a la familia *Camallanidae* que no se presentó en el resto de la investigación, pero que es de suma importancia para la presente.

Cada muestreo fue distribuido a profundidades menores a 30 brazas en toda la zona de estudio; donde se pudo observar que la carga parasitaria no es dependiente de la profundidad, talla y peso. Para el análisis estadístico se utilizó la Prueba de Chi ², la cual mide la intensidad o fuerza con la que están relacionadas las variables; también se calculó la intensidad media y el porcentaje de prevalencia.

Para la determinación de las familias de los especímenes encontrados tomamos en cuenta los criterios de Espinoza, 1988, Chabaud (1983), Williams (1995), Panperna (1996), Centeno (2002), Crespo (2003), Aguirre (2006-2007)[†] y María Teresa (2007)[‡].

Tabla Nº 6: Número de parásitos, órganos afectados, valores de prevalencia, intensidad media y desviación estándar de las taxa colectadas en *C. querna* y *C. panamensis*.

Phylum	Familia	Genero	# de parásitos	Órganos afectados	Zoonosis	% P.*	I.M**	D.E***
Platelminto	<i>Didymozoidae</i>	No específico	234	Cavidad abdominal y peritoneo.	No	53.33	8.07	P (%) 27.71
Nematodo	<i>Anisakidae</i>	Contraecaecum	226	Hígado, peritoneo, Estómago e Intestino	Si. A partir de la L3	56.67	2.21	
Nematodo	<i>Philometridae</i>	Philometra	47	Hígado, estómago y ciego	No	16.11	1.62	IM 3.27
Artrópoda	<i>Cymothoidae</i>	Nerocida	2	Piel	No	0.56	1	

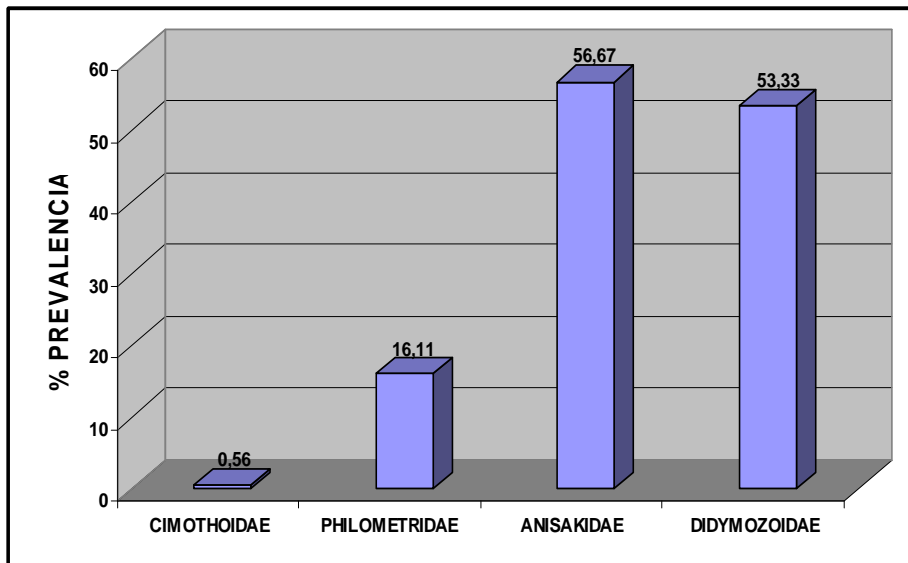
* % de Prevalencia;

** Intensidad Media

*** Desviación Estándar

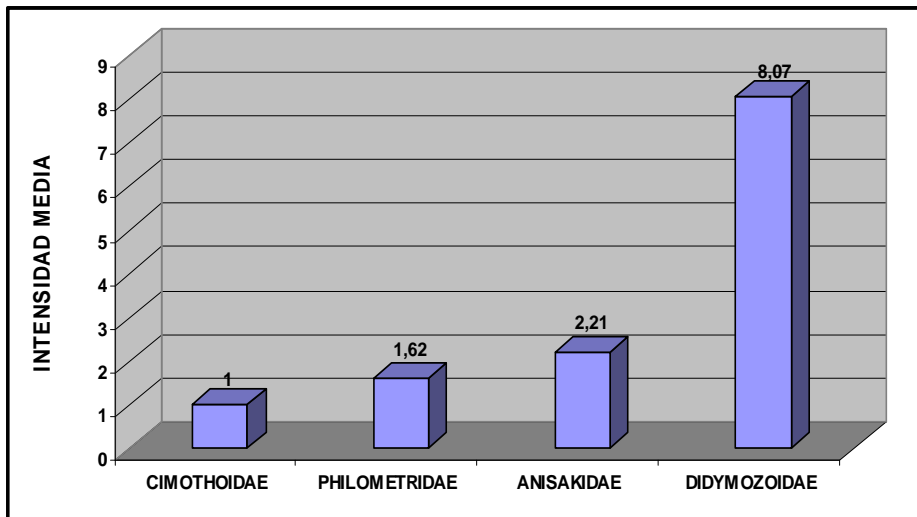
[†] Dr. Leopoldina Aguirre Macedo por vía electrónica, CINVESTAV, leo@mda.cinvestav.mx

[‡] Lic. María Teresa por vía electrónica,



<i>Cimotothoidae</i>	<i>Philometridae</i>	<i>Anisakidae</i>	<i>Didymozoidae</i>
0,56	16,11	56,67	53,33

Figura 13: porcentaje de Prevalencia por especies de parásitos.



<i>Cimotothoidae</i>	<i>Philometridae</i>	<i>Anisakidae</i>	<i>Didymozoidae</i>
1	1,62	2,21	8,07

Figura 14: Intensidad media por especie de parásito.

Los parásitos pertenecientes a la familia *Anisakidae* del género *Contracaecum* sp tuvieron una prevalencia del 56.67 % (ver figura 13) de peces infectados por esta especie de parásito; presentando una intensidad media de 2.21 (ver figura 14) parásitos por hospedero infestado, éste tuvo presencia en el hígado, peritoneo, estomago e intestino. Esta familia se considera de importancia en salud pública debido a que produce problemas médicos en su fase infectante (larva de tercer estadio). (Ferre, 2001).

El parásito de la familia *Didymozoidae* se encontró distribuido en toda la cavidad abdominal y peritoneo de las muestras identificadas, siendo el más común. Presentando una prevalencia de 53.33% (ver figura 13) y teniendo una intensidad media de 8.07 parásitos por hospedero infectado.

Philometra sp se encontró con mayor frecuencia en hígado, pero también en la parte externa del estómago y ciego. Con una prevalencia de 16.11 % (ver figura 13) siendo éste el de menor presencia de los nemátodos; la intensidad media fue de 1.62 (ver figura 14), por pez infectado.

La única especie de ectoparásitos fue el *Cimothoidae* sp que se ubicó en la superficie dorsal del pez. La frecuencia de este ectoparásito fue mínima encontrándose uno en el pre-muestreo y otro en el cuarto muestreo.

La intensidad media fue de 1 parásitos por hospedero infestado (ver figura 14).

***Camallanus* sp.**

Phylum: Nematodo
Clase: Spirurida
Familia: Camallanidae
Genero: *Camallanus*

Especies de este género son frecuentes en los peces. Las fases adultas viven generalmente en el intestino, aunque a veces se han señalado en el hígado. Las larvas pueden atravesar la pared intestinal y penetra en los vasos sanguíneos, o pasar al mesenterio (espinoza, 1988).

Los efectos patógenos más importantes se deben a las larvas, que invaden la pared intestinal, sobre todo la mucosa, y producen inflamación, con necrosis localizada, destrucción de los capilares, infiltración linfocitaria y degeneración hialina de la serosa (espinoza, 1988).

Cuando pasan al mesenterio pueden enquistarse en una cápsula de tejido conectivo laxo infiltrado de linfocitos e histioblastos. Pueden parasitar peces marinos y de agua dulce, y su distribución es cosmopolita. Para Reichenbach (1982) son considerados patógenos significativos para piscicultura en estanques.



Figura 15: vista del extremo anterior de *Camallanus sp.*
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Didymozoidae sp.

Phylum: Platyhelminthes
Clase: Digenea
Familia: Didymozoidae
Genero: metacercaria

Cuerpo alargado, lingüiforme, consta de ventosa oral subterminal, pequeña y esférica. Acetábulo globoso, preecutorial, mucho más grande que la ventosa oral. Prefaringe y faringe ausente. Esófago largo y sinuoso, ciegos intestinales muy gruesos y extendidos hasta el extremo posterior del cuerpo, ocupando más del espacio de la región postacetabular. Vesícula excretora en forma de I poco visible. Poro excretor Terminal.



Figura 16: Distribución de órganos de los trematodos.
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Muestras	1	2	3	4	5	6	Total
<i>Didymozoidae sp</i>	33	16	58	45	39	46	237

Tabla No 7 Presencia de *Didymozoidae sp* por muestreo.

Contraeaecum sp.

Phylum: Nematodo
 Clase: Ascaridida
 Familia: Anisakidae
 Genero: *Contraeaecum*

Se encuentran como larvas o adultos en el intestino, hígado, cavidad abdominal, músculos, vasos sanguíneos, branquias, vejiga natatoria y más rara vez en los restantes de los órganos de los peces (Reichenbach, 1982).

Las larvas de *Contraeaecum* tienen mayor afinidad por la familia Pleuronectiformes, son de escasa patogenicidad para los peces, salvo en los casos de infestaciones masivas (Cuellar, 2005). Apesar de pertenecer a la familia de Anisakidae no es patógena a la salud humana siendo este un hospedero paraténico o accidentales, debido a que interfiere en el ciclo natural del parásito. Al ingerir pescado infestado crudo o deficientemente tratado, aunque los Anisákidos no consiguen alcanzar la forma adulta en el hombre, ni por lo tanto la madurez sexual.

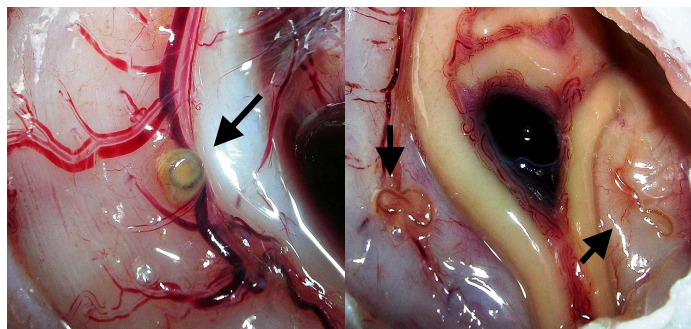


Figura 17: Ubicación de *Contraeaecum* en la anatomía del pez.
 Fuente: Rosales; Rivera, 2006

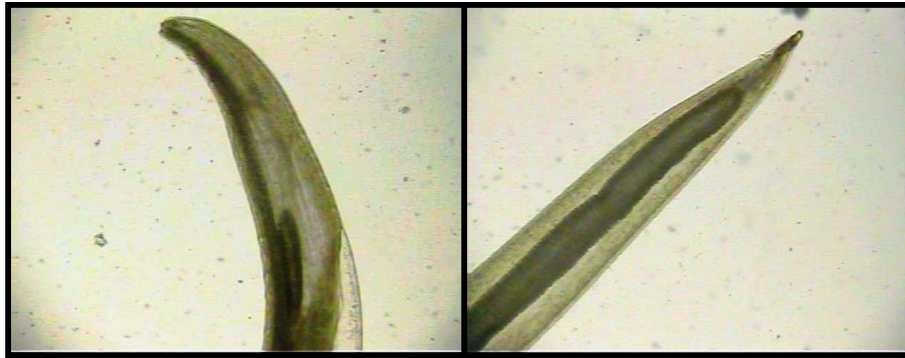


Figura 18: Parte anterior y posterior de *Contracaecum sp.*
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Muestreo	1	2	3	4	5	6	Total
<i>Contracaecum sp.</i>	37	38	27	30	34	47	213

Tabla No 8 Presencia de *Contracaecum sp* por muestreo.

Philometra sp.

Phylum: Nematodo
Clase: Spirurida
Familia: Philometridae
Genero: *Philometra*

Color rosa a rojo, muy fino. Generalmente se encuentra enquistado en las cavidades del pez, pero en grandes infestaciones salen del quiste y se mueven libres en las cavidades o en los tejidos. Pueden ser responsables de peritonitis fibrosa cuando se localizan en la cavidad abdominal (Espinoza, 1988).

Parasitan a peces marinos y de agua dulce, de distribución cosmopolita. Y son considerados patógenos significativos para la piscicultura en estanques (Espinoza, 1988).

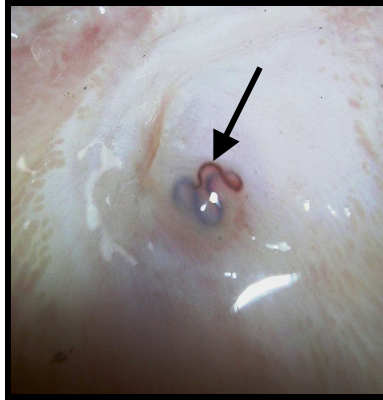


Figura 19: Philometra en músculo de estómago.
Fuente: Rosales; Rivera, 2006



Figura 20: Vista anterior y posterior de Philometra.
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Muestreo	1	2	3	4	5	6	Total
Philometra sp.	14	18	4	3	4	4	47

Tabla No 9 Presencia *Philometra sp* de por muestreo.

Cimothoidae sp

Phylum: Arthropoda
Clase: Malacostraca
Orden: Isopoda
Familia: Cimothoidae
Genero: *Nerocida*

Son hermafroditas, viven sobre el tegumento o las branquias de los peces, donde se alimentan de sangre. Pueden llegar a producir enormes lesiones y heridas profundas en el cuerpo, o destruir la mayoría de los filamentos branquiales, aparte de facilitar la transmisión de enfermedades víricas o la aparición de infecciones secundarias. De distribución cosmopolita.



Figura 21: Vista dorsal y ventral de Nerocida.
Fuente: Rosales; Rivera, 2006

Muestreo	1	2	3	4	5	6	Total
Cimothoidae sp	0	0	0	1	0	0	1

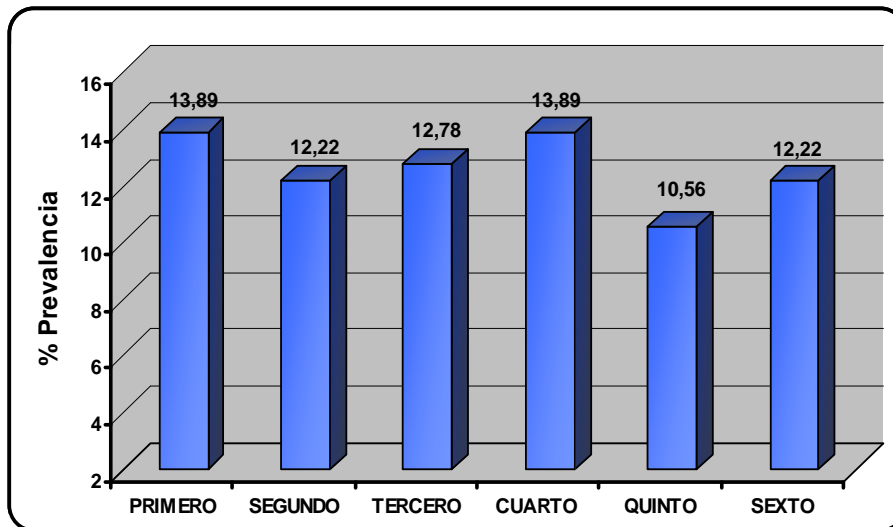
Tabla No 10 Presencia de Nerocida por muestreo.

Tabla N° 11: Valores de hospederos infectados, número total de parásitos, prevalencia e intensidad media por muestreo en la Costa Salvadoreña.

MUESTREOS	NPe	NPif	NTpr	P (%)	IM	Ds
Primer	30	25	84	13.89	3.36	P (%) 1.25
Segundo	30	22	72	12.22	3.27	
Tercero	30	23	90	12.78	3.91	
Cuarto	30	25	74	13.89	2.96	IM 0.71
Quinto	30	19	91	10.56	4.78	
Sexto	30	22	97	12.22	4.41	

Número de peces examinados (NPe)
Número de peces infectados (NPif)
Número total de parásitos (NTpr)

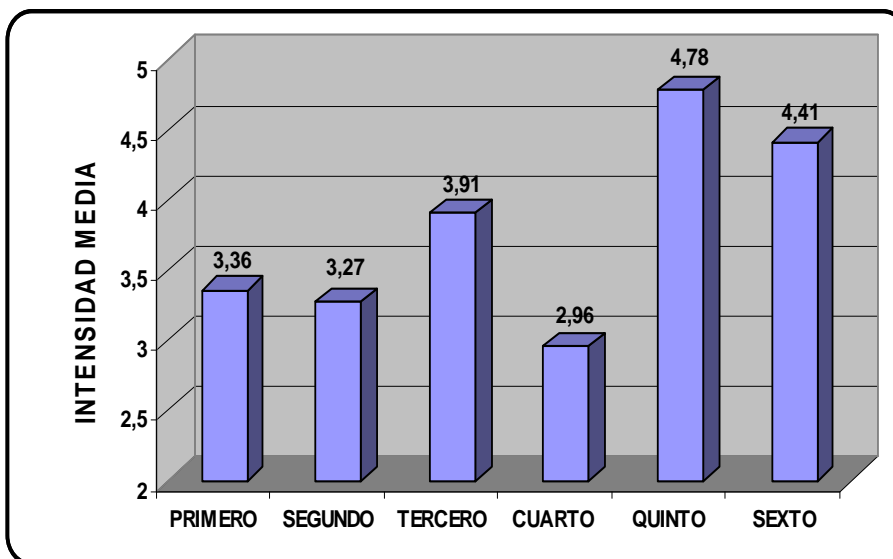
Prevalencia P (%)
Intensidad media (IM)
Desviación estándar (Ds)



PRIMERO	SEGUNDO	TERCERO	CUARTO	QUINTO	SEXTO
13,89	12,22	12,78	13,89	10,56	12,22

Figura 22: Porcentaje de Prevalencia por muestreo.

En el gráfico anterior se muestra la prevalencia de parásitos por cada uno de los muestreos siendo el primero y cuarto muestreo los que presentan valores mayores 13.83 %, seguidos por el tercer muestreo 12.78%, segundo 12.22% y sexto 12.22%, por último el quinto muestreo 10.56 %; por lo que podemos observar que hubo variación en la cantidad de peces parasitados por cada uno de los muestreos realizados.



PRIMERO	SEGUNDO	TERCERO	CUARTO	QUINTO	SEXTO
3,36	3,27	3,91	2,96	4,78	4,41

Figura 23: Intensidad media por muestreo.

Con respecto a la Intensidad media podemos observar en la figura 22, que es el quinto muestreo en el cual se presentó mayor cantidad de parásitos por peces infectados con un 4.78; por el contrario en el cuarto muestreo se presentó el valor más bajo con un 2.96 de peces infectados durante este muestreo, esto se puede asociar a la veda del camarón por que hubo menor cantidad de captura; lo que si bien el tamaño de la muestra de peces fue el mismo, las condiciones de muestra dirigida no fueron las mismas condiciones comparado con los otros muestreos.

Tabla N° 12: Valores hospederos examinados, número total de parásitos, prevalencia e intensidad media por órgano afectado.

ORGANOS	NPe	NTpr	P (%)	IM	Ds
PIEL	180	1	0.56	1	P (%) 16.48
AGALLAS	180	33	9.44	1.94	
ESTOMAGO	180	136	28.89	1.96	
HIGADO	180	161	39.44	2.27	IM 1.41
INTESTINO	180	28	8.33	1.87	
PERITONEO	180	149	36.67	5.11	

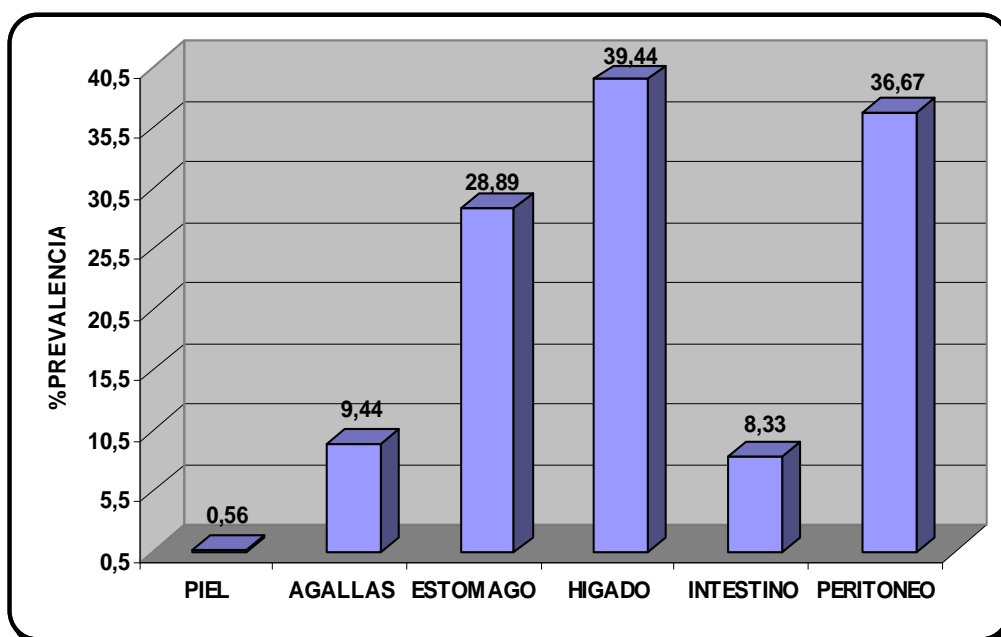
Número de peces examinados (NPe)

Número total de parásitos (NTpr)

Desviación estándar (Ds)

Prevalencia P (%)

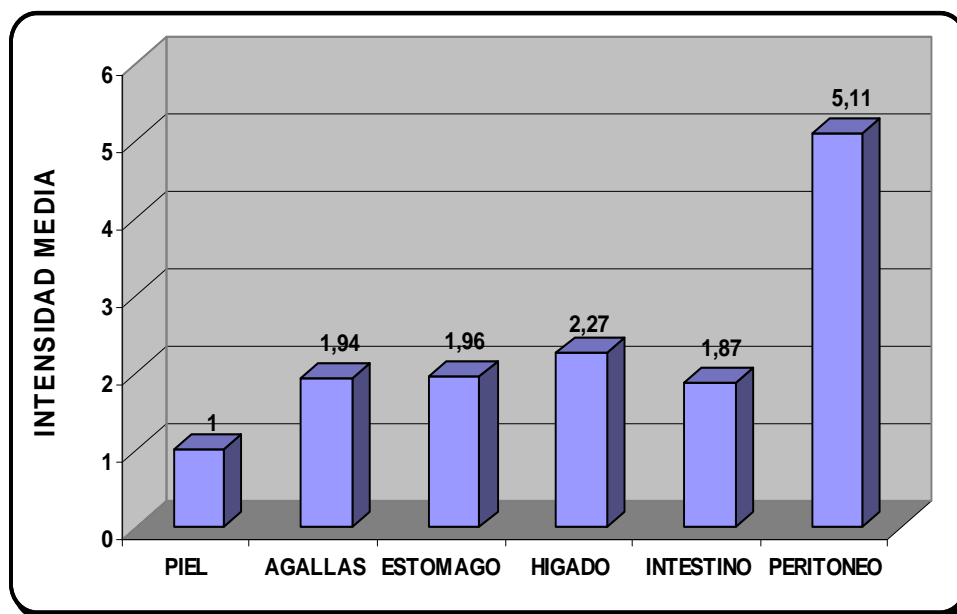
Intensidad media (IM)



PIEL	AGALLAS	ESTOMAGO	HIGADO	INTESTINO	PERITONEO
0,56	9,44	28,89	39,44	8,33	36,67

Figura 24: Prevalencia por órgano infestado.

Los parásitos se encontraron en 6 sitios anatómicos del hospedero, siendo el hígado el órgano más parasitado con un 39.44% principalmente de fases larvales de nematodos, familia de *Aisakidae*. El segundo órgano infectado es el peritoneo con un 36.67 %, seguido por el estómago con un 28.89%; los de menor presencia son las agallas, intestinos y piel con 9.44%, 8.33% y 0.56% respectivamente.



PIEL	AGALLAS	ESTOMAGO	HIGADO	INTESTINO	PERITONEO
1	1,94	1,96	2,27	1,87	5,11

Figura 25: Intensidad media por órgano.

La Intensidad media más alta la presentó el peritoneo con 5.11, lo que indica que en este órgano se encontraban 5 parásitos por hospedero infectado; en el caso del hígado represento un promedio de especies de parásitos de 2.27. Estómago, agallas e intestino mostraron una intensidad media de 1.96; 1.94 y 1.87 manteniendo un promedio constante. El de menor valor fue la piel con 1 parásito por hospedero infectado.

6.1 ANALISIS DE VARIANZA

Fórmula del ANVA

1. Suma de Cuadrados Totales

$$SC \text{ total} = \sum X^2 - (\sum X)^2 / n$$

2. Suma de Cuadrados entre medias de muestras (S. C. Intergrupar)

$$SC \text{ inter} = \frac{\sum (\sum X)^2}{n} - (\sum X)^2 / n$$

n

3. Suma de Cuadrados dentro de las muestras (S C Intragrupal)

$$SC \text{ intra} = SC \text{ total} - SC \text{ Intergrupar}$$

4. Grados de libertad

$$n - 1$$

Tabla 13: Análisis de varianza.

	REGRESION	RESIDUO	F. CALCULADA	F. TABLAS
Profundidad/Presencia	12.43	1.78	6.98**	6.61
Profundidad/ <i>Contracaecum</i>	0.72	0.06	12**	7.71
Profundidad/ <i>Didymozoidae</i>	0.0005	3.13	0.0002	7.71**
Profundidad/ <i>Philometra</i>	0.00006	2.71	0.00002	7.71**
Talla/ <i>Contracaecum</i>	0.066	83.42	0.0007	6.61**
Talla/ <i>Didymozoidae</i>	0.336	1.47	0.22	6.61**
Talla/ <i>Philometra</i>	0.043	65.80	0.00065	6.61**

**

Para el Análisis de Varianza existe diferencia significativa al 5% de probabilidad al relacionar las variables profundidad con presencia parasitaria por pez, lo que nos indica que a mayor profundidad se puede encontrar mayor carga parasitaria, que va a depender mucho del tipo de pez en estudio, debido a que puede llegar a ser un hospedero intermediario o accidental dentro del ciclo de vida del parásito.

El ciclo biológico de cada parásito también influye en la carga parasitaria, ya que especies de parásitos que requieren de condiciones ambientales diferentes a las encontradas hasta los 45 mt de profundidad, que es el límite de nuestra área de estudio.

** significancia al 5%

Para el análisis del parásito *Contracaecum* sp vrs profundidad encontramos diferencia significativa al 5% por lo que se concluye que a mayor profundidad se presentó con más frecuencia esta especie de parásitos, atribuible a que este tipo de parásito no es exclusivo de una especie de pez.

Para los siguientes análisis F tablas es mayor por lo que no existe variación significativa, la presencia de *Contracaecum*, *Didymozoidae* y *Philometra* fue homogénea independientemente de la talla de las muestras, estos resultados nos muestran que no importa la edad del pez, este en cualquier etapa de su desarrollo puede presentar carga parasitaria. Esto esta sustentado por González, Patricia 2005; la cual concluye que el tamaño del pez no puede se usado para predecir la carga parasitaria presente, mismas conclusiones hallaron Rubio-Godoy et al. (2003).

7. DISCUSIÓN

El parasitismo es un fenómeno frecuente, en los peces, sin embargo, las enfermedades parasitarias no se manifiestan más que cuando las condiciones del medio ambiente permiten la proliferación del parásito (CONAPESCA, 2001).

En nuestro país se reporta un estudio realizado en el Embalse del Cerrón Grande a través de PRADEPESCA, en el cual se logró identificar al trematodo *Diplostomun sp.* En el ojo de los siguientes peces *Cichlasoma guija* (mojarra), *Parachromis managuensis* (guapote tigre) y *Oreochromis sp* (tilapia).

Contreras, Isabel (2007) aisló *Gyrodactilus sp.* de 173 muestras, este estudio se realizó en la Estación Acuícola de CENDEPESCA en Santa Cruz Porrillo.

En el presente trabajo se encontró una fauna parasitaria integrada por: dos nematodos pertenecientes a las familias Philometridae con 47 individuos, Anisakidae con 226; un trematodo de la familia Didymozoidae con 234 parásitos; y un ectoparásito de la familia Cimotothoidae con 2 individuos.

La familia Didymozoidae también se presentó en Venezuela, Golfo del Cariaco en el año 2002, por Centeno Luisa, Bashirullah Abul. Este estudio se realizó en los peces *Orthopristis ruber* (cocorocoro) y *Haemulon steindachneri* (cherechere), especies bentónicas que habitan en diversos ambientes provenientes de la captura artesanal, comparando las faunas parasitarias mediante el análisis cuantitativo y cualitativo.

Sánchez Samuel, 2003 encontró 163 trematodos de la familia Didymozoidae en el *Thunnus Thynnus orientalis* (atún aleta azul) en Baja California; además registro 72 nematodos identificados como *Anisakis sp* y 7 acantocéfalos pertenecientes a las familias *Aspersentidae* y *Echinorhynchidae*.

La diferencia entre los trabajos mencionados y el presente estudio, en relación a la fauna parasitaria de estas dos especies de peces, puede ser atribuida al tipo de hábitat en el cual permanece.

8. CONCLUSIONES.

En base a los resultados en la presente investigación se concluye:

- La fauna parasitológica encontrada en *C. querma* y *C. panamensis* pertenecen a las familias: Didymozoidae, Anisakidae, Philometridae y Cimotothoidae; de estas la de importancia en salud pública es la familia *Anisakidae*.
- Las especies en estudio *C. querma* y *C. panamensis* no tuvieron diferencia alguna en la carga parasitaria, por ello la talla no se pueden considerar para predecir la intensidad de infestación.
- La carga y el tipo de parásito no depende estrictamente de una especie de pez, en ella intervienen el hábitat del pez, ciclo biológico de los parásitos, manejo de los cultivos (crías en estanque).
- La parasitosis causadas por larvas de anisákidos, del género *contracaecum* es un fenómeno que ha sido reportado en muchos países Europeos, incluyendo países de Suramérica. Por lo que dichos reportes merecen especial atención por los potenciales riesgos para la salud pública pudiendo ocasionar ictiozoonosis.
- La familia Anisakidae presentó 56.67% de prevalencia que indica la cantidad de peces parasitados por esta familia. Y una intensidad media de 2.2 la cual nos muestra que cada pez que encontramos infectado tenía en promedio 2 parásitos; dato importante en el estudio debido a que el estadio larvario (L3), puede llegar a ocasionar problemas en la salud humana si es ingerida.
- Estadísticamente por medio del modelo de correlación y regresión (en formato ANOVA) se comprobó que al relacionar las variables presencia – profundidad hay diferencia significativa al 5%

9. RECOMENDACIONES

1. Incentivar a los estudiantes a realizar nuevas investigaciones en el área de la ictiopatología.
2. Solicitar apoyo de entidades internacionales, para enriquecer las investigaciones en el área de la ictiología
3. Fortalecer el pensum de la carrera de Medicina Veterinaria en cuanto a lo relacionado a la salud de las especies acuícolas.
4. Renovar la Norma Salvadoreña propuesta por el CONACYT, para detectar parásitos en los productos pesqueros de tal manera que favorezca la explotación sustentable de los mismos
5. Invitar a las entidades que estas relacionadas a la salud humana a indagar profundamente en los diagnósticos de enfermedades gastrointestinales causadas por el consumo de pescado de preparación dudosa.
6. Promover el consumo del lenguado como fuente de proteínas, debido a que es un producto que previene enfermedades cardiovasculares, disfunciones renales y enfermedades autoinmunes.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAHAM KOBELKOWSKY D. 2002 Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Osteología del lenguado *Citharichthys spilopterus* (Peces: Pleuronectiformes)

Aguirre Macedo, Maria Leopoldina; Vidal Martínez, Victor Manuel. 2002. Atlas de los Helmintos parásitos de cíclidos de México. D F.

Aragort Fernández, W. 2006. Parasitismo en peces de interés comercial y su repercusión en la salud pública. Revista Digital CENIAP HOY Número 10, 2006. Maracay. Aragua, Venezuela. URL:
http://www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n10/arti/aragort_w/arti/aragort_w.htm

Arias Arias, P. (comp.), 1988 Artes y métodos de pesca en aguas continentales de América Latina. COPESCAL Doc. Ocas., (4):178 p.

Campillo, M. Cordero; Rojo Vásquez, F. A; 1999, Parasitología Veterinaria, McGraw-Hill Interamericana, Madrid España. Pág. 79 – 134

Chabaud A.G. 1983, Keys to genera of the superfamilies Cosmocercoidea, Seuratoidea, Heterakoidea and subuluroidea.

Centeno Luisa; Álvarez Maria E. Bioagro, 2001. Análisis comparativo de las comunidades de parásitos Metazoarios en dos especies de peces marinos del Golfo de Cariaco, Venezuela. Pág 135 - 142

Cifuentes, J. L., P Torres G. & M. Frías M. 1995. El Océano y sus Recursos. Por Pesquerías. Pág. [Publicación electrónica] Disponible en:
<http://omega.ilce.edu.mx:3000/sites/ciencia/volumen2/ciencia3/087/htm/oceano10.htm>

CONAPESCA, 2001, Año 4, volumen 3, número 15. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico. Casa abierta al tiempo. Pág. 6

Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, CONACYT; 2001, Norma Salvadoreña. Modalidades del control Visual para Detectar Parásitos en los Productos de la Pesca. Pág. 1-3

Contreras Mata, Isabel Guadalupe. 2007. Determinación de Agentes Patógenos en estanques reproductores de Tilapias y los factores predisponentes. (Tesis de Licenciatura). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Alberto Maferrer.

Crespo, Jaime Flores, et al. /tec pecu México 2003. Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo.

Cuéllar, María del Carmen. 2005. Zoonosis e intoxicación humana de origen Ictiológico. Enfermedades Parasitarias. Pág. [Publicación electrónica] Disponible en:
<http://www.racve.es/actividades/ictiopatolog%EDa%20Cuellar.htm>

Escuela de Hostelería de Leioa, Mx. 2000. Valor nutricional del pescado, San Salvador, ES. Consultado 15 oct. 2006. pág. Disponible en: http://www.gastronomiavasca.net/hl/glosario/show-item?id=417&category_id=6

Espinosa de los Monteros, J.; Labarta U.; 1988, Patología en Acuicultura, Protozoos ectoparásitos.

Ferre I. anisakiosis y otras zoonosis parasitarias transmitidas por consumo de pescado. Revista Aqua Tic, nº 14, julio 2001. Disponible en URL: <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=h&c=122>

Fuentes R. Claudia Ivette, Hernández R. Numa Rafael. Distribución y Abundancia de la Ictiofauna con importancia comercial asociada a la pesca de arrastre de camarones pendidos (*penaeus stylirostris*, *P vannamei*, *P occidentales*, *P. californiensis* y *P. brevirrostris*) en la Costa Salvadoreña. (Tesis de Licenciatura). Escuela de Biología, Universidad de El Salvador.

Gierloff-Emden, H, 1976, La costa de El Salvador: Monografía, morfología-oceanográfica. Ministerio de Educación, San Salvador, El Salvador. Pág. 21, 187-190.

González González, Patricia, Parasitofauna Branquial De *Dentex Dentex* (Linneo, 1758) (Pisces; Sparidae). (Tesis doctoral). Departamento de Zoología, Universidad de Valencia.

Guerra Sierra, Ángel; Sánchez Lisazo, José Luís, 1998, Fundamentos de explotación de recursos vivos marinos, Editorial Acribia S.A. pág. 25 – 28.

Guevara, J. A. 1986. *El Salvador-Perfil Ambiental Estudio de Campo* EMTECSA de C. V. División Consultoría. San Salvador, El Salvador.

Los peces y su anatomía, 1998, Los peces y su anatomía. [Publicación electrónica] Disponible en: http://www.elanzuelo.com/la_pesca/especies/anatomia.htm

Ministerio de Agricultura y Ganadería, *CENTRO DE DESARROLLO DE LA PESCA Y LA ACUICULTURA*, Departamento de Estadística, El Salvador, C. A., Estadísticas Pesqueras y Acuícolas Año 2005. Vol. 32. Disponible en: <http://www.mag.gob.sv>

Muñoz Herman, Herrera Guillermo, Fuentes Héctor, España, 2001. Cría del lenguado en cautiverio. San Salvador, ES. Consultado 15 oct. 2006. Disponible en: http://www.elanzuelo.com/la_pesca/especies/cría_leng/des_larval.htm

Noble Elmer R, 1965, Parasitología, biología de los animales, 2^{da} Edición, Centro Regional de Ayuda Técnica, agencia para el desarrollo internacional (AID), México

Océano Grupo Editorial, 1995, Diccionario Enciclopédico, Barcelona España, Pág. 1249.

Paperna, Ilian, 1996. Parasites, infections and disease of fishes in Africa. An up date CIFA Technical paper. No 31. Rome, FAO.

Pérez Hernandez; Juan Antonio, 2003. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico, año 6, volumen.2, número 22, Pág. 2-11.

FAO. "Resumen informativo sobre la pesca por países – El Salvador". 2005 Página Web: www.fao.org

Reichenbach- Klinke, 1982 Enfermedades de los peces. Editorial Accribia. 2ª edición. Zaragoza, España.

Ronald, Roberts J. 1981. Patología de los peces. Ediciones MUNDI-PRENSA. Madrid, España.

Soulsby, E. J. L. 1987. Parasitología y Enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª edición. Nueva Editorial Interamericana S. A de C. V. México D. F.

Ulloa & V. Bernal 1980. Situación actual de los recursos camarones de mar abierto en El Salvador (Primera etapa), Informe Técnico, Dirección General de Recursos Pesqueros, MAG. 32 pp.

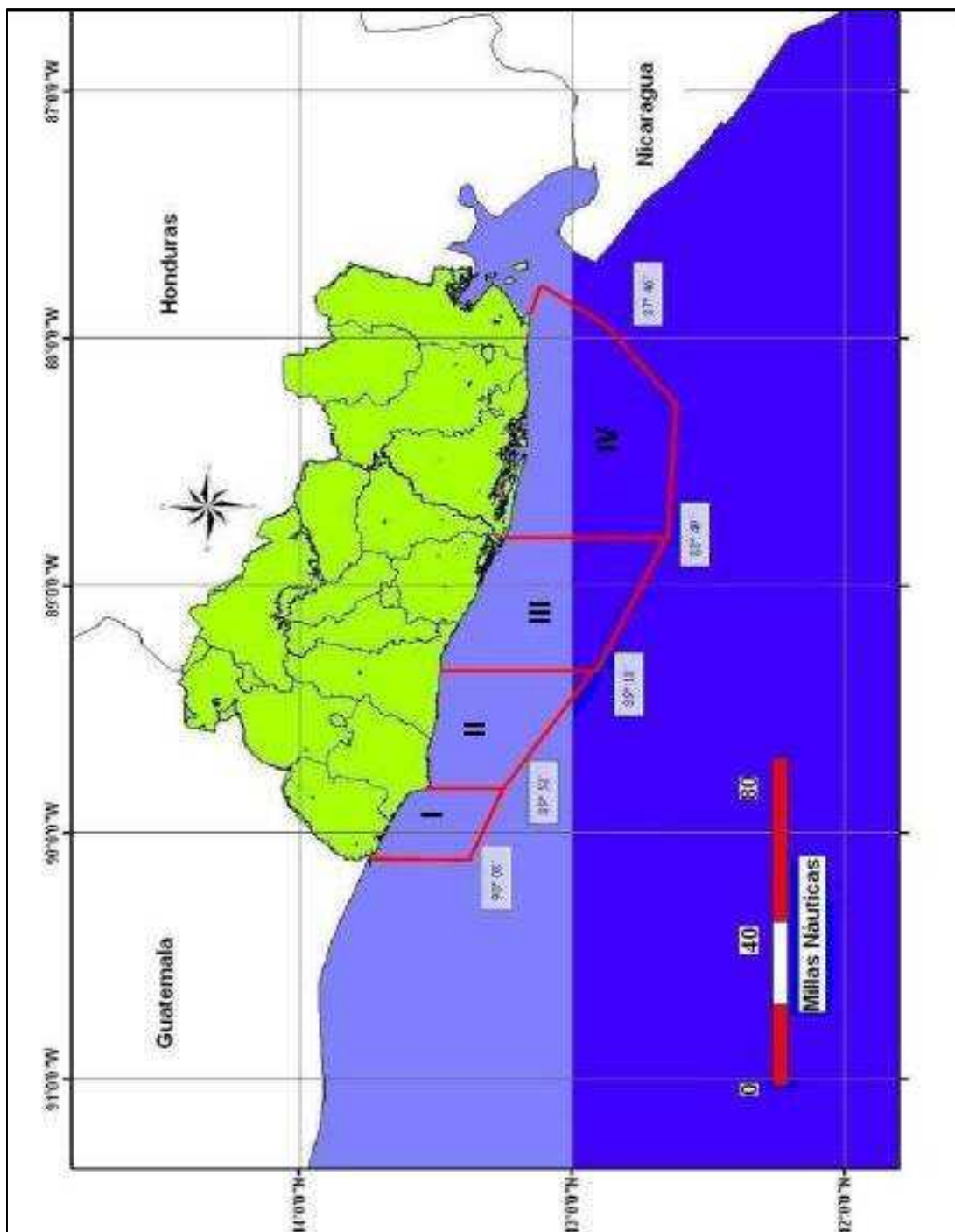
Villegas L; Godinez J.F; Ulloa B; 1985, Evaluación de los recursos pesqueros de la plataforma continental salvadoreña, FAO, Roma

Williams, Lucy B.; Williams Jr. Ernest, 1995, Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico, Departamento de Ciencias Marinas, Universidad de Puerto Rico.

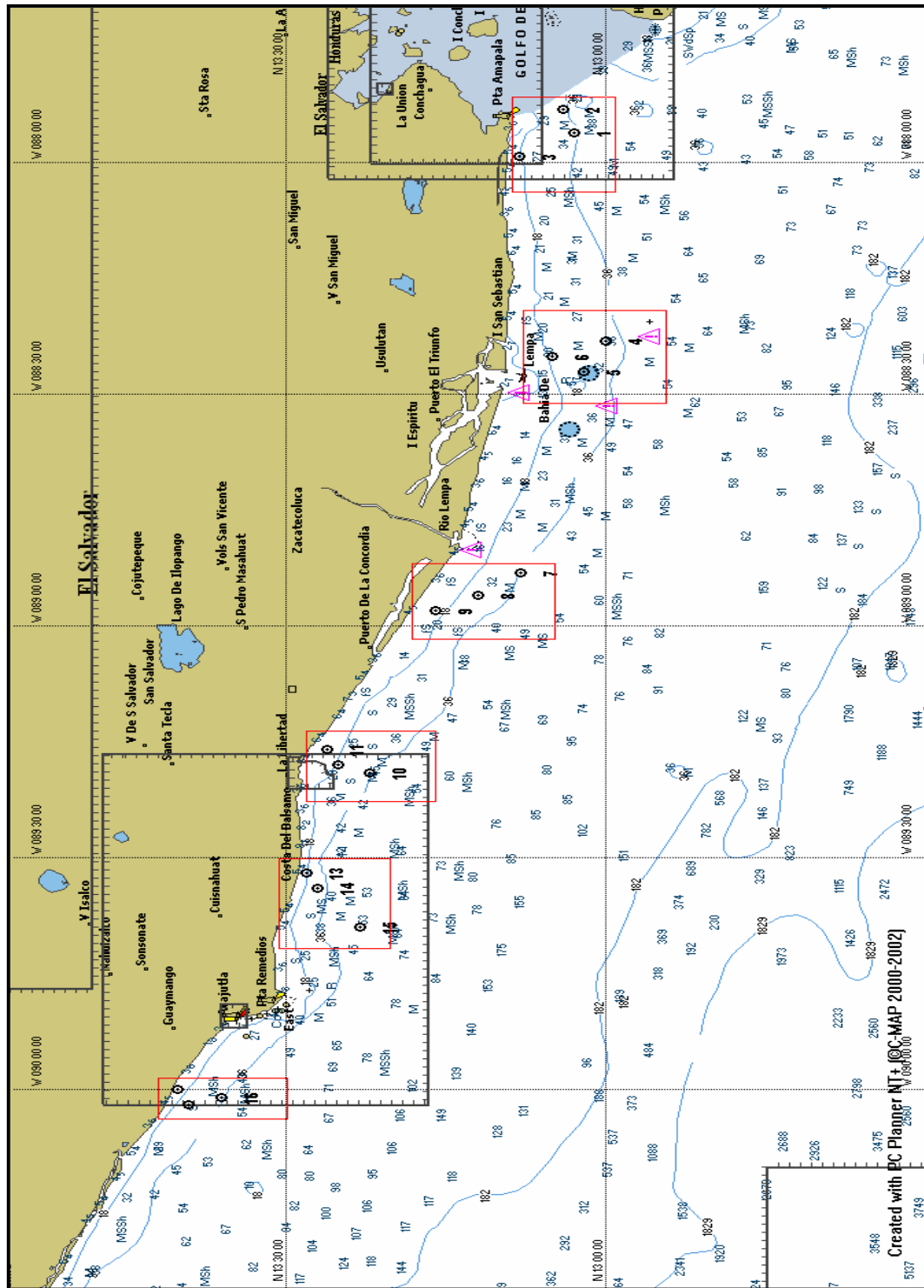
11. ANEXOS

FAMILIA	PARÁSITO	FORMA INFECTANTE/LOCALIZACION	HOSPEDADOR DEFINITIVO
TREMATODOS			
Opisthorchiidae	Clonorchis sinesis	Metacercaria/ tejido muscular de peces de agua dulce	Humano Gatos Perros, cerdos, otros mamíferos
	Opisthorchis viverrini		
	Opisthorchis felineus		
Heterophyidae	Heterophyes sp	Metacercaria/ tejido muscular de pescado de agua dulce	Humanos Gatos, perros. Otros mamíferos
	Metagonimus yokogawai		
CESTODOS			
Diphyllobothriidae	Diphyllobothrium latum	Plerocercarioide/ tejido muscular, hígado y gónadas de peces de agua dulce, marinos y anadromos	Humanos, cánidos, felinos y otros mamíferos terrestre y marinos
	D. pacifica		
	Diphyllobothrium sp		
NEMATODOS			
CAPILLARIIDAE	C. philippinesis	L3/ mesenterio de peces. Autoinfección posible.	Humanos, experimentalmente: monos, aves piscívoras y ratas.
GNATHOSTOMATIDAE	G. hispidum	L3/ musculatura de peces de aguas dulce.	Cánidos y félidos
	G. spinigerum		
	G. doloresi		
	G. nipponicum		
ANISAKIDAE	A. simplex	L3/ tejido muscular y vísceras de peces marinos y cefalópodos	Pinnípedos, cetáceos odontocetos
	Pseudoterranova decepiens		
	Contracaecum osculatum		

Anexo 1: Principales Zoonosis parasitarias reportadas transmitidas por consumo de pescado.



López, 1982.
 Anexo 2: Zonificación de la costa salvadoreña, octubre de 2006 a febrero 2007.



Anexo 3: Realización de puntos de muestreo, año 2006.

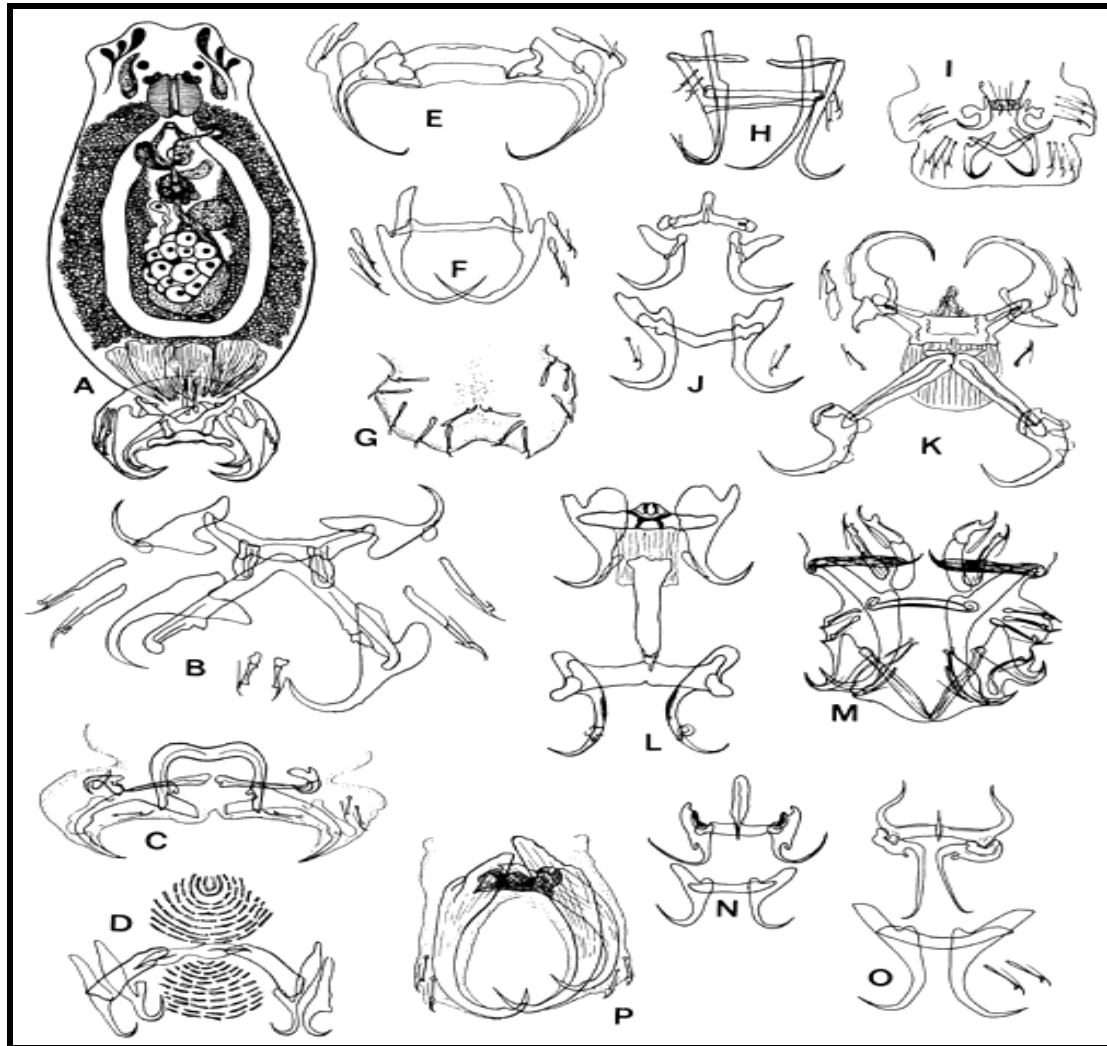
UBICACIÓN GEOGRÁFICA DE LAS MUESTRAS					
PRIMER MUESTREO					
# Muestra	Fecha	Zona	Brasas	Lances	Duración (T)

Anexo 4: Formulario de ubicación geográfica por muestreo.

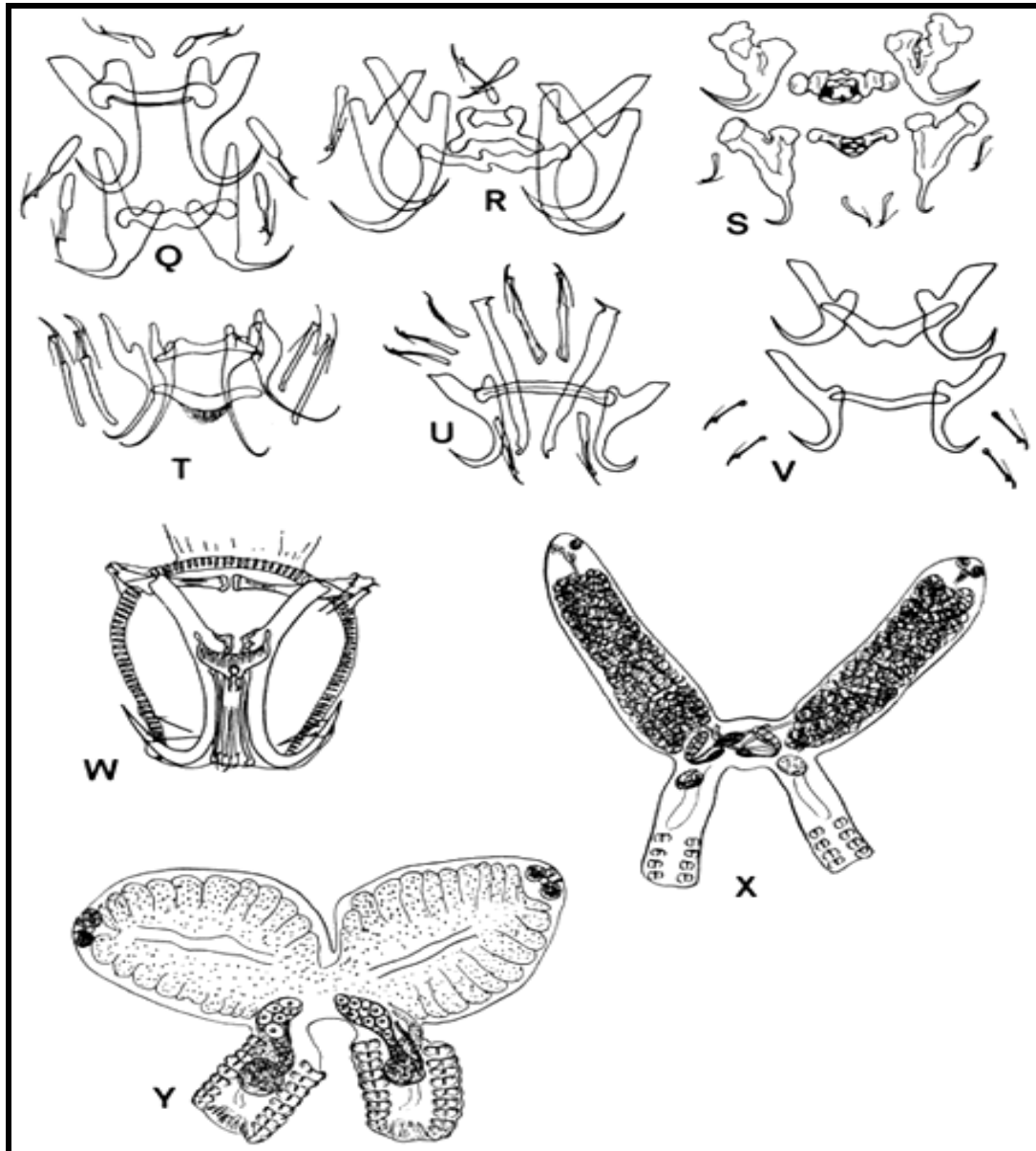
DATOS DEL LABORATORIO PRIMER MUESTREO

# Muestra	Peso (lb)	Talla (cm)	Endo	Ecto	Piel	Agallas	Músculo	Estómago	Hígado	Intestinos	Otros
1											
2											
3											
4											
5											
6											
7											
8											
9											
10											
11											
12											
13											
14											
15											
16											
17											
18											
19											
20											
21											
22											
23											
24											
25											
26											
27											
28											
29											
30											

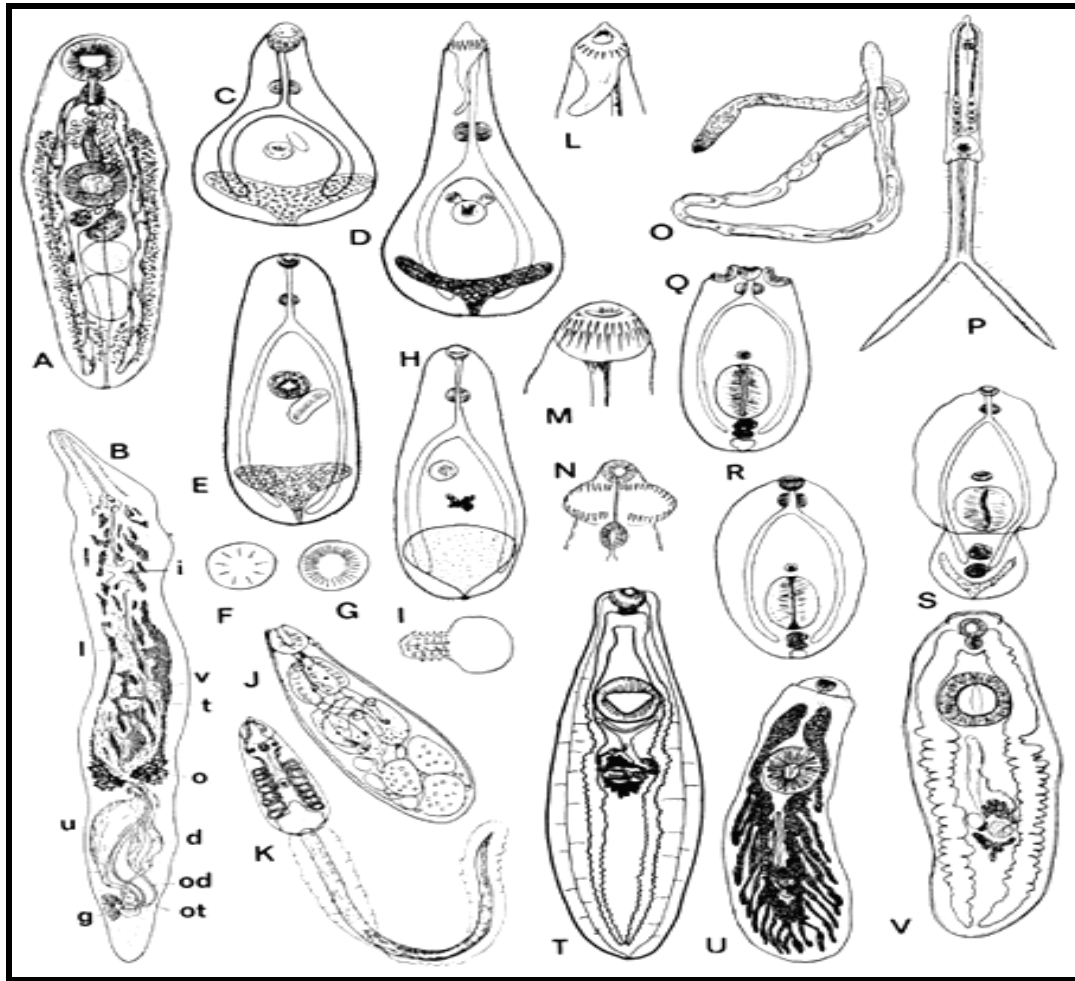
Anexo 5: Formato de toma de datos laboratorio.



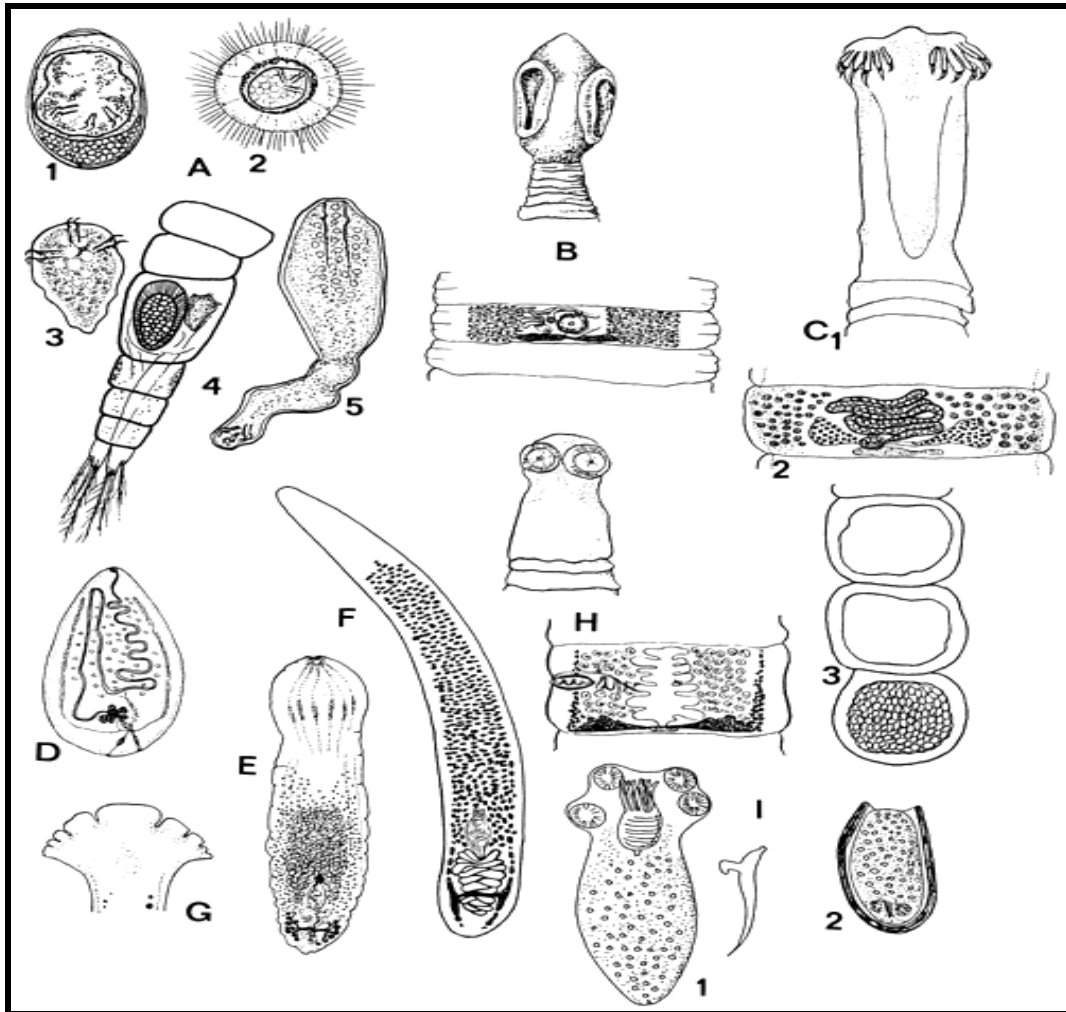
Anexo 6: Monogenea. Órganos de sosten : **A.** General view of *Cichlidogyrus arthracanthus* (400 μm long) from *Tilapia zillii*. **B–W.** Ophisthaptor armature of species representing major genera of African Dactylogyroidea: **B.** *Cichlidogyrus halli*, hosts: *Oreochromis* and *Sarotherodon* spp. **C.** *Onchobdella voltensis*, hosts: *Hemichromis* spp. **D.** *Diplectanum lacustris*, hosts: *Lates* spp. **E.** *Dogielus dubicornis*, host: *Labeo cylindricus*. **F.** *Dactylogyrus afrofluviatilis*, hosts: *Barbus* spp. **G.** *Acolpenteron pavlovskii*, host: *Cyprinus carpio*. **H.** *Heterotesia voltae*, Host: *Heterotis niloticus*. **I.** *Jainus* (= *Characidotrema*) *longipenis*, host: *Alestes leuciscus*. **J.** *Ancyrocephalus* s.l. *synodontis*, hosts: *Synodontis* spp. **K.** *Quadriacanthus clariadis*, hosts: *Clarias*, *Heterobranchus* and *Bagrus* spp. **L.** *Bagrobodella auchenoglanii*, host: *Auchenoglanis occidentalis*. **M.** *Protoancylodiscoides chrysichthes*, host: *Chrysichthys nigrodigitatus*. **N.** *Schilbetrema acornis*, host: *Schilbe mystus*. **O.** *Schilbetrema bicornis*, host: *Physalia pellucida*. **P.** *Eutrianchoratus magnum*, host: *Ophiocephalus obscurus*.



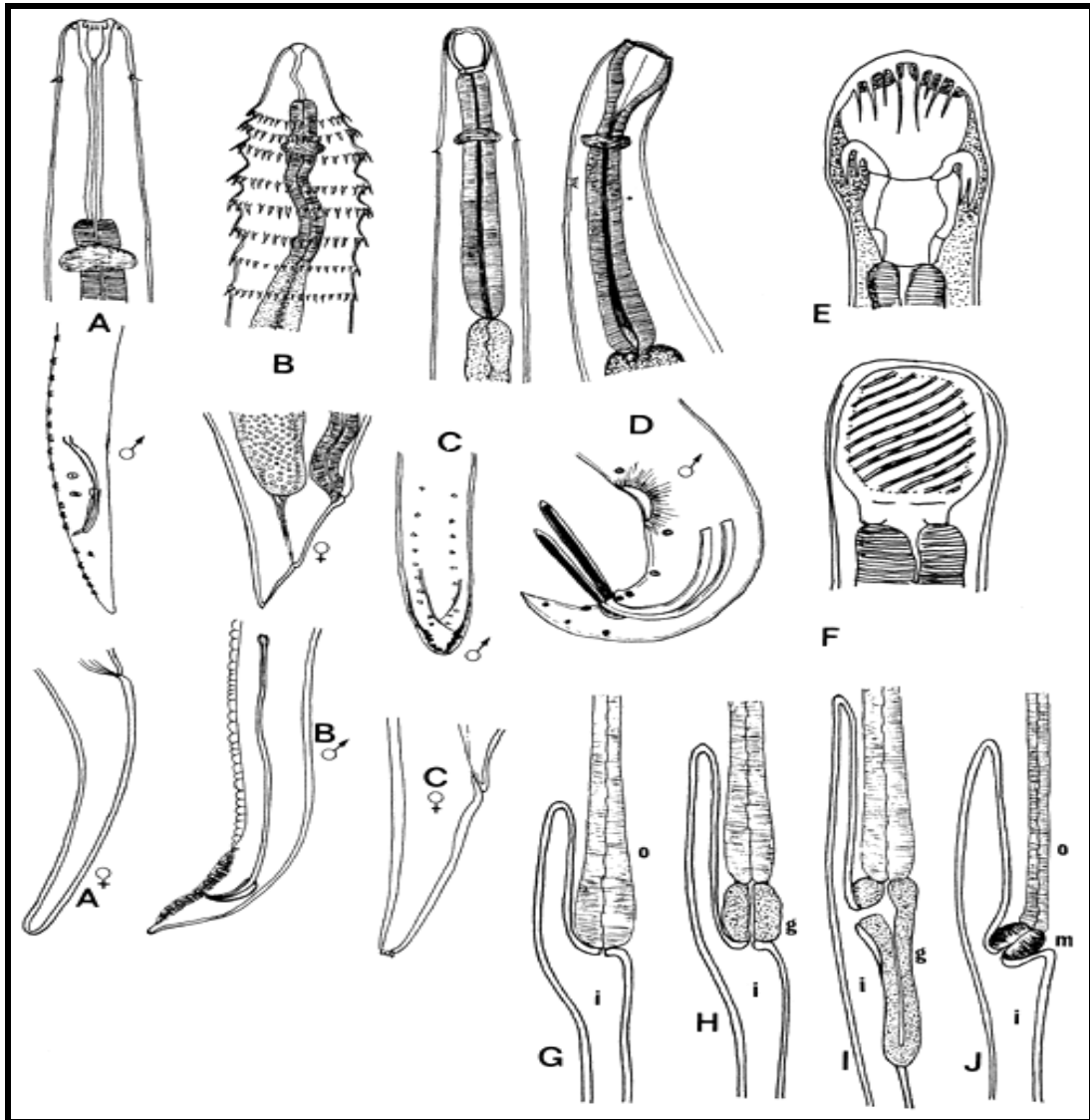
Anexo 7: tipos de órgano de sostén de los monogéneos: **Q.** *Ancyrocephalus* s.l. *barilii*, hosts: *Barilius* spp. **R.** *Afrocleidodiscus paracleidodiscus*, host: *Distichodus niloticus* (another species on *Hydrocynus* spp.). **T.** *Annulotrema gravis*, hosts: *Alestes* spp. **U.** *Nanotrema citharini*, host: *Citharinus citharus*. **V.** *Ancyrocephalus* s.l. *pellonulae*, host: *Pellonula afzeliusi*. **W.** *Macrogyrodactylus ctenopomae*, host: *Ctenopoma muriei*. **X.** *Diplozoon aegyptiensis* general view (× 20). **Y.** *Neodiplozoon polycotyleus*, general view (× 60).



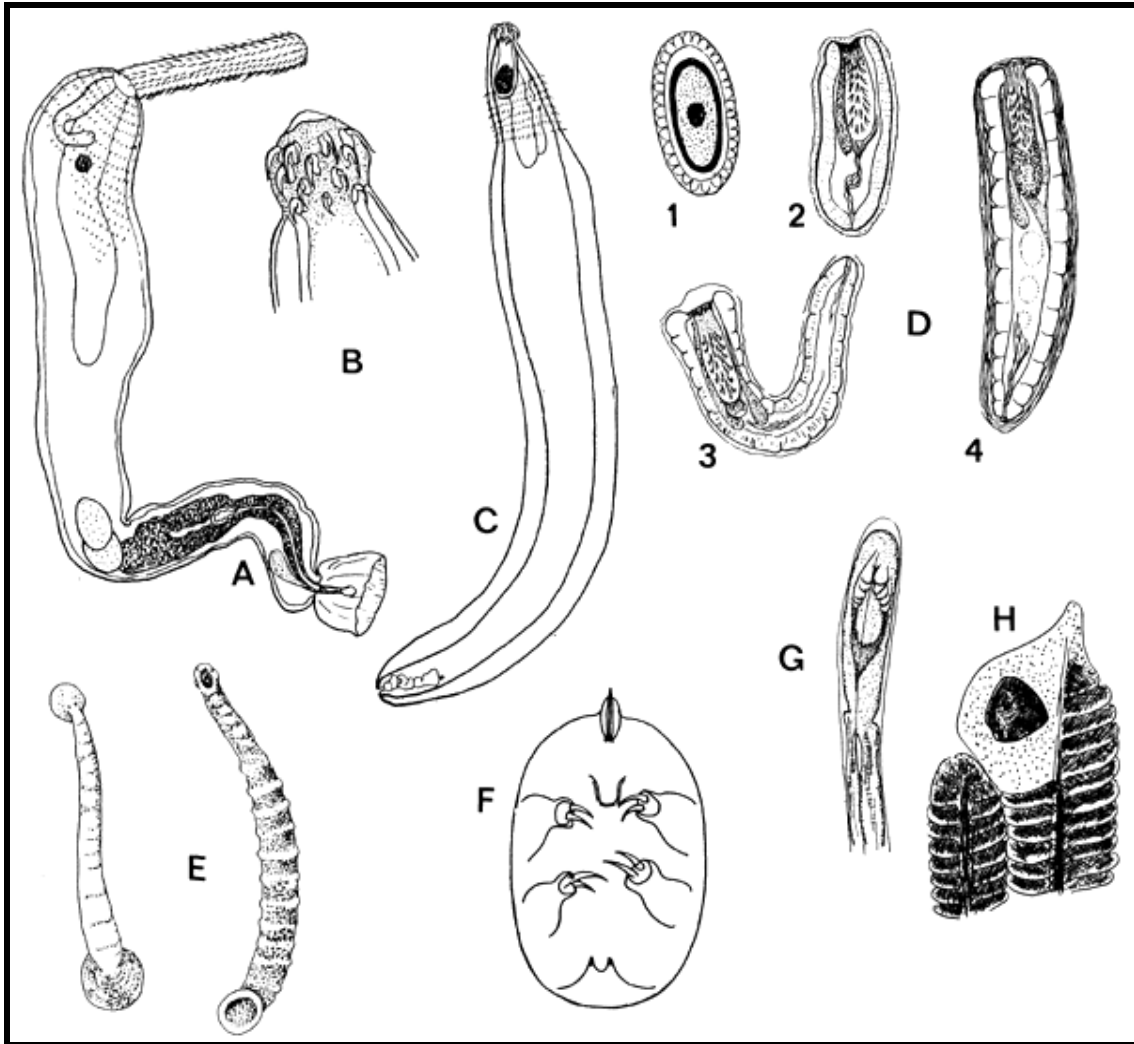
Anexo 8: **Trematoda presentes en peces:** **A.** *Allocreadium ghanensis*, adult (3 mm long) from the intestine of *Synodontis* sp. (After Fischthal & Thomas, 1972). **B.** *Sanguinicola dentata*, adult, from kidney circulatory system of *Clarias lazera*; **d**, vas deferens; **i**, intestine; **l**, vagina (non functional); **o**, ovary; **od**, oviduct; **ot**, ootyp; **t**, testes; **u**, uterus; **v**, vitellaria. **C.** Metacercaria of *Pygidiopsis genata*. **D.** Met. of *Phagicola longa*. **E.** Met. of *Heterophyes heterophyes*. **F.** Gonotyle of *H. aequalis*. **G.** Gonotyle of *H. heterophyes*. **H.** Met. of *Stictodira*. **I.** Gonotyle of *S. sawakiensis*. **J.** Redia of heterophyiid. **K.** Cercaria of heterophyiid. **L.** Head of *Phagicola italica*. **M.** Head of *Centrocestus* spp. **N.** Head of echinostomatid metacercaria. **O.** Sporocyst of diplostomatids. **P.** Furcocercaria of diplostomatids. **Q.** Diplostomulum (*Diplostomum* spp. met.). **R,S.** Young and developed *Neascus* (Met. of *Postdiplostomum* and *Ornithodiplostomum* spp.). **T.** Met. of *Clinostomum tilapiae* (length 4–8 mm). **U.** Met. of *Euclinostomum heterostomum* (length 6–8 mm). **V.** Met. of *Clinostomum* sp. (“cutaneum”) beneath the scales of cichlid fish (see Pl. 23a) (length 6 mm).



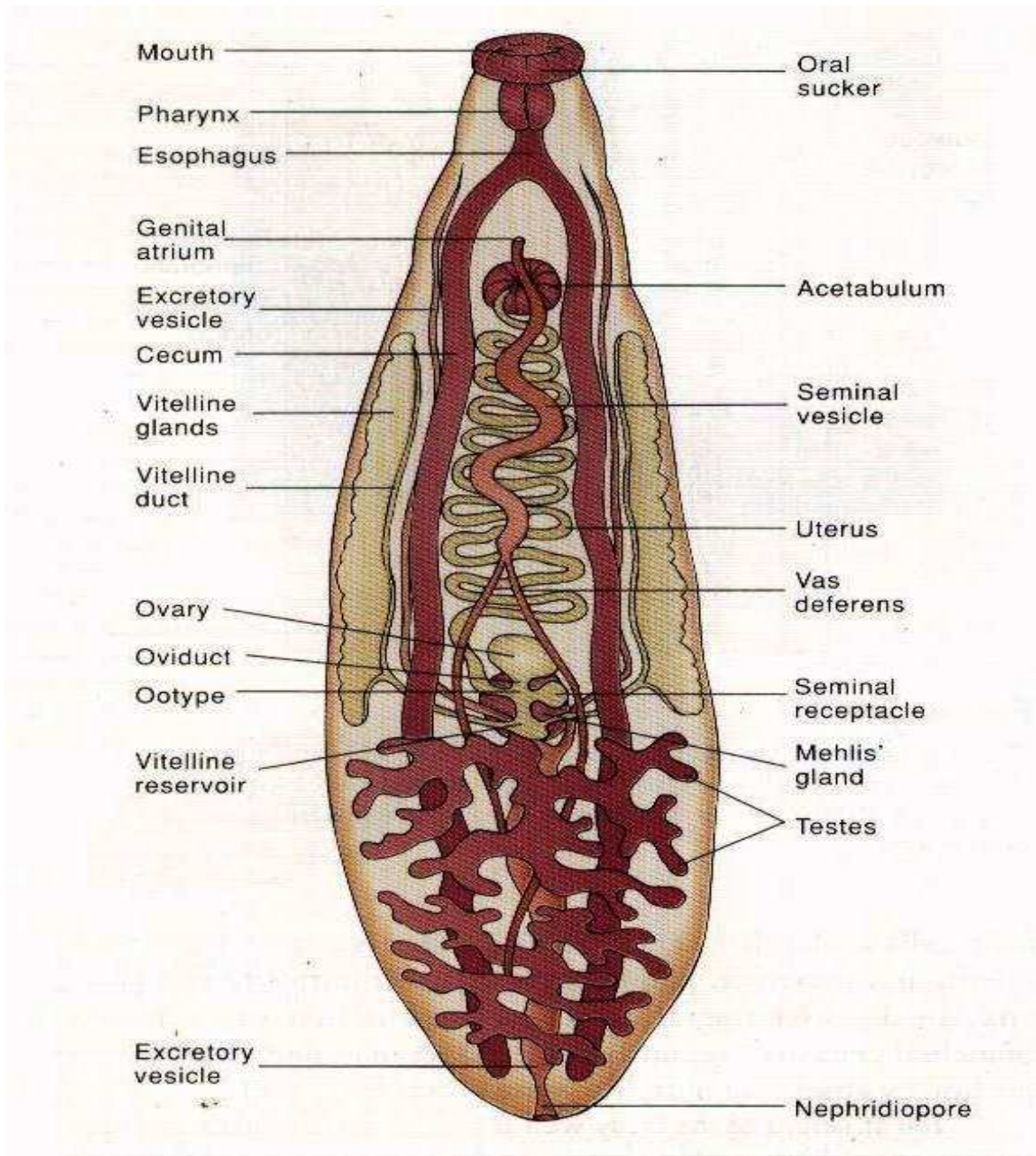
Anexo 9: Cestodos. *Bothriocephalus aegypticus*: A. egg (60x40 μ m) (1), coracidium (60x70 μ m) (2), onchosphere removed from (3) and inside the body cavity of *Mesocyclops* (4) and 7-day old proceroid (350x80 μ m) from the *Mesocyclops* B. Scolex, C. mature proglotid (after Rysavy & Moravec, 1975). C. *Polyonchobothrium polypteri* Scolex (1), mature proglotid (2) and gravid proglotid (3). D. *Amphilina*, general view. E. *Monobothrioides woodlandi* (Caryophyllidae) (length 0.4mm) (after Makiewich & Beverly-Burton, 1967). F. *Lytocestes marcuseni* (Caryophyllidae) (length 0.6 mm) (After Troncy, 1977). H. *Proteocephalus largoproglotis*, scolex and mature proglotid (After Troncy, 1977). I. Dilepidid scolices from *Oreochromis leucostictus*, Lake Naivasha, free in gut (1) and still within egg shell in the stomach (2) (size: 1. scolex = 0.5x0.35 mm; 2. egg = 0.3 x 0.15 mm).



Anexo 10: **Nematoda:** **A.** *Rhabdochona congolensis*, anterior and posterior ends (length - males 6–8 mm., females 16–21 mm.) **B.** *Spinitectus allaeri*, anterior and posterior ends (length - males 3–5 mm, females 4–7 mm). **C.** *Procamallanus laevionchus*, anterior and posterior ends (length - males 5 mm, females 4–5 mm.). **D.** *Cucullanus barbi*, male anterior and posterior ends (length - males 10–13 mm., females 4–7 mm.). **E.** *Paracamallanus cyathopharynx* mouth capsule. **F.** *Spirocammallanus spiralis* mouth capsule. **G–J.** Position of ventricular (**g**) and intestinal (**i**) coeeca in larval Heterocheilidae: **G.** *Amplicaecum*, **H.** *Porrocaecum*, **I.** *Contraecaecum*, **J.** *Dujardinascaris* with muscular ventriculus (**m**). **o**, oesophagus. (A – D, after Moravec, 1974a.)



Anexo 11: Acantocefalos. **A.** *Paragorgorhynchus chariensis*, male, 10–11 mm long. **B,C.** *Pallisentis tetraodontis*, female, 4.5 mm long, proboscis and whole view (A–C, after Troncy, 1977). **D.** Larval stages of acanthocephalans: **1.** egg (of *Neoechinorhynchus*, 60×25 µm); **2.** *Acanthella* from *Gammarus* amphipod, 1–4 mm long; **3.** *Acanthella* from ostracods (2–4 mm long). **4.** *Cystacanthus* (Acanthor) from fish (3–6 mm long). **E.** Piscicolid leeches (Hirudinea) (80–100 mm). **F.** Pentastomid larva. **G.** Parasitic larva of mutelid bivalve (after Fryer, 1970). **H.** Unionid glochidium embedded in the gill tissue.



Anexo No12: Anatomía interna de los Digéneos.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE DIGENEOS ADULTOS

1. Acetábulo ausente, <i>Cichlasotrema ujati</i>	2*
– Acetábulo presente	
2. Testículos numerosos, <i>Helicometrina nimia</i>	3
– Uno o dos testículos presentes	
3. Vitelaria compacta	4
– Vitelaria folicular	7
4. Faringe ausente; cuerpo lanceolado, <i>Phyllodistomum lacustris</i>	
– Faringe presente; cuerpo cilíndrico	5
5. Cuerpo dividido en parte anterior y apéndice posterior (ecsoma), <i>Lecithochirium floridense</i>	
– Cuerpo no dividido	6
6. Ovario pretesticular; ciegos intestinales cortos, <i>Diphtherostomum brusinae</i>	
– Ovario posttesticular; ciegos intestinales largos, <i>Genarchella isabellae</i>	
7. Glándulas vitelógenas en todo el cuerpo desde la faringe hasta el extremo posterior, <i>Crassicutis cichlasomae</i>	
– Glándulas vitelógenas en una área limitada	8
8. Glándulas vitelógenas en la parte posterior del cuerpo	9
– Glándulas vitelógenas en la parte anterior o ecuatorial del cuerpo	10
9. Un testículo presente; digeneos pequeños (< 1 mm), <i>Saccocoelioides</i> sp.	
– Dos testículos; digeneos grandes (> 1.5 mm), <i>Homalometron pallidum</i>	
10. Gonotilos (5-9) en forma de “ventosas” entre la faringe y el acetábulo, <i>Oligogonotylus manteri</i>	
– Sin línea de gonotilos	11
11. Digeneos parasitando la vesícula biliar; ciegos intestinales voluminosos y largos, <i>Prosthenhystera obesa</i>	
– Digeneos parasitando el intestino; ciegos intestinales delgados y cortos	12
12. Ventosa oral ligeramente más grande que el acetábulo, <i>Tabascotrema verai</i>	
– Ventosa oral mucho más grande que el acetábulo	13
13. Ventosa oral muy grande, más de la mitad del ancho del cuerpo, <i>Pseudocaecincola batallae</i>	
– Ventosa oral menos que la mitad del ancho del cuerpo, <i>Campechetrema herrerae</i>	

* Clave dicotómica.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE METACERCARIAS

1. Sistema digestivo formado por un intestino en forma de bolsa que se abre en la parte posterior del cuerpo por la faringe, <i>Bucephalus</i> sp.	
– Sistema digestivo con la boca rodeada por la ventosa oral en la parte anterior del cuerpo . .	2
2. Ventosa oral con espinas	3
– Ventosa oral sin espinas	13
3. Parte anterior del cuerpo con un collar armado con espinas	4
– Parte anterior del cuerpo sin collar; espinas circumorales formando un círculo completo . . .	5
4. Collar de espinas interrumpido dorsalmente, en branquias, <i>Echinochasmus leopoldinae</i>	
– Collar de espinas no interrumpidas dorsalmente, en escamas, <i>Drepanocephalus</i> sp.	
5. Espinas circumorales en dos círculos completos, cada uno de 16 espinas	6
– Espinas circumorales no formando dos círculos completos	7
6. Ventosa oral con un largo apéndice posterior; ciegos intestinales cortos y anchos; preacetabulares, en corazón, <i>Ascocotyle (Ascocotyle) tenuicollis</i>	
– Ventosa oral sin apéndice posterior; ciegos intestinales largos, postacetabulares, en branquias, <i>Centrocestus formosanus</i>	
7. Ventosa oral con un círculo completo de espinas y varias espinas accesorias	8
– Ventosa oral sin espinas accesorias	9
8. Ventosa oral armada con 25-26 espinas en un círculo completo y 7-9 espinas accesorias; en branquias, <i>Ascocotyle (Ascocotyle) nunezae</i>	
– Ventosa oral armada con 16 espinas en un círculo completo y cuatro espinas accesorias; en vísceras y órganos internos, <i>Ascocotyle (Phagicola) nana</i>	
9. Ventosa oral con apéndice posterior; cuerpo piriforme; gonotilo presente, muy grande, <i>Ascocotyle (Phagicola)</i> sp.	
– Ventosa oral sin apéndice posterior; cuerpo alargado; gonotilo ausente	10
10. Ventosa oral con 23 espinas; ciegos intestinales unidos cerca del extremo posterior y abriendo dentro del sistema excretor, <i>Pelaezia loossi</i>	
– Ventosa oral con 20 espinas; ciegos intestinales no unidos	11

10. Ventosa oral con 23 espinas; ciegos intestinales unidos cerca del extremo posterior y abriendo dentro del sistema excretor, <i>Pelaezia loossi</i> Ventosa oral con 20 espinas; ciegos intestinales no unidos	11
11. Ciegos intestinales no abren afuera del cuerpo, <i>Acanthostomidae gen. sp.</i> – Ciegos intestinales abren afuera del cuerpo	12
12. Un ciego intestinal presente; espinas con la base robusta; la relación de ventosas menos que 1.8:1, <i>Stunkardiella minima</i> – Dos ciegos intestinales presentes, uno de ellos atrofiado; espinas circumorales delgadas; la relación de ventosas mayor que 1.8:1, <i>Atrophecaecum (?) astorquii</i>	
13. Órgano de Brandes (tribocítico) ausente	14
– Órgano de Brandes (tribocítico) presente	23
14. Metacercaria muy grande, alargada, en quiste amarillo; el extremo anterior truncado, con ventosa oral pequeña en una cavidad cóncava; ventosa ventral muy grande, <i>Clinostomum complanatum</i> – Metacercaria pequeña, sin el extremo anterior truncado y la ventosa oral no en cavidad cóncava	15
15. Esófago con dos divertículos laterales; parasitando escamas de la línea lateral, <i>Ribeiroia ondatrae</i> – Esófago sin divertículos laterales	16
16. Ciegos intestinales voluminosos, sinuosos, ocupando casi todo el ancho del cuerpo, <i>Torticaecum sp.</i>	
32. Ciegos intestinales más delgados, no sinuosos	17
17. Ventosa ventral modificada (reducida), con pequeñas escleritas tipo gancho; un testículo presente, <i>Haplorchis pumilio</i> – Ventosa ventral no modificada, sin escleritas	18

18. Ventosa oral grande, en forma de campana invertida; ciegos intestinales se unen cerca de la extremidad posterior, <i>Perezitrema bychowskyi</i>	
– Ventosa oral de otra forma (oval o circular); ciegos intestinales no unidos	19
19. Solo un testículo presente; prefaringe muy larga; cuerpo enteramente cubierto con espinas tegumentarias largas y delgadas, <i>Heterophyidae</i> gen. sp.	
– Dos testículos presentes; prefaringe muy corta	20
20. Manchas oculares (ocelos) presentes; faringe grande, casi del mismo tamaño de la ventosa ventral, <i>Oligonotylus manteri</i>	
– Manchas oculares (ocelos) ausentes; faringe más pequeña que la ventosa ventral	21
21. Sistema excretor con ramificaciones alcanzando la ventosa oral; células glandulares formando dos grupos entre la faringe y la bifurcación intestinal; en branquias, <i>Cladocystis trifolium</i>	
– Sistema excretor sin ramificaciones, en forma de Y; sin grupos de células glandulares	22
22. Ventosas y faringe grandes y musculosas; acetábulo postecuatorial, <i>Tabascotrema verai</i>	
– Ventosas y faringe pequeñas y menos musculares; acetábulo preecuatorial, <i>Cryptogonimidae</i> gen. sp.	
23. Pseudoventosas presentes	24
– Pseudoventosas ausentes	27
24. Pseudoventosas dentro del cuerpo (no en márgenes anterolaterales); con apéndice posterior (protuberancia); en ojos y cerebro, <i>Cotylurus</i> sp.	
– Pseudoventosas en el margen anterolateral del cuerpo	25
25. Cuerpo redondo, ancho, con la parte posterior más estrecha, <i>Tetracotyle</i> sp.	
– Cuerpo alargado	26
26. Acetábulo ausente; libre en el humor acuoso, <i>Diplostomum (Austrodiplostomum) compactum</i>	
Acetábulo presente; en quistes transparentes en el músculo, <i>Diplostomidae</i> gen. sp.	
27. Faringe ausente; en mesenterios, <i>Apharyngostrigea</i> sp.	
– Faringe presente	28
28. Cuerpo dividido en dos partes de tamaño semejante	29
Cuerpo no dividido en dos partes de tamaño semejante	30
29. Radio de ventosas 1: 0.57-0.61; en quiste oscuro con paredes muy gruesas, <i>Uvulifer</i> sp.	
– Radio de ventosas 1:1.34-1.66; en quiste transparente en el músculo, <i>Posthodiplostomum minimum</i>	
30. Radio de ventosas 1:2.42-3.00, <i>Crocodicola pseudostoma</i>	
– Ventosa oral más grande o del mismo tamaño que el acetábulo	31
31. Metacercaria alargada; órgano tribocítico en el extremo posterior del cuerpo, Proterodiplostomidae gen. sp.	
– Metacercaria ovalada y ancha; órgano tribocítico inmediatamente posterior al acetábulo <i>Mesostephanus</i> sp.	

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE MONOGENEOS

- | | |
|--|---|
| 1. Manchas oculares presentes; sin embrión desarrollado..... | 2 |
| – Manchas oculares ausentes; con embrión desarrollado, <i>Gyrodactylus</i> sp. 2 y <i>Gyrodactylus</i> sp. | 3 |
| 2. Un par de macroganchos, <i>Ancyrocephalinae</i> gen. sp. | 3 |
| – Dos pares de macroganchos | |
| 3. Barra ventral con cavidades sobre los márgenes anteriores; microganchos similares en forma y tamaño | 4 |
| – Barra dorsal en forma de H, con dos proyecciones dirigidas anteriormente; microganchos diferentes en forma y tamaño..... | 7 |
| 4. Macroganchos dorsales con raíces superficiales marcadamente desarrolladas, curvaturas de los ganchos articuladas con la base, <i>Sciadicleithrum meekii</i> | |
| – Macroganchos dorsales con raíces superficiales moderadas, curvaturas no articuladas con la base | 5 |
| 5. Pieza accesoria simple y tubular, base del órgano copulador masculino (OCM), bilobulada, <i>Sciadicleithrum bravohollisae</i> | |
| – Pieza accesoria en forma de cono invertido | 6 |
| 6. Vagina como un tubo ondulante dirigido anteriormente; órgano copulador masculino (OCM) formando 1.5 a 2.5 anillos, <i>Sciadicleithrum splendidae</i> | |
| – Vagina como un tubo delgado dirigido lateralmente; órgano copulador masculino formando un anillo pobremente desarrollado, <i>Sciadicleithrum mexicanum</i> 1 | |
| 7. Macroganchos con raíces pobremente desarrolladas, muy similares en forma y tamaño, base del OCM con una placa serrada, <i>Cichlidogyrus sclerosus</i> | |
| 8. Macroganchos con raíces desarrolladas, los dorsales más pequeños que los ventrales, base del OCM oval sin una placa serrada, <i>Cichlidogyrus dossoui</i> | |
| 6. Larva enquistada, con escólex invaginado; en mesenterio y órganos internos, <i>Proteocephalidea</i> gen. sp. | |
| – Larva libre, con escólex evaginado; en lumen intestinal, <i>Tetraphyllidea</i> gen. sp. | |

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE NEMATODOS ADULTOS

1. Esófago formado por una parte muscular anterior y un esticosoma. Machos con una sóla espícula. Huevos con placas polares, *Capillaria (Hepatocapillaria) cichlasomae*
 - Esófago sin formar un esticosoma. Machos con dos espículas. Huevos sin placas polares 2

2. Cuerpo sin espinas. Labios pequeños o ausentes. Esófago sin ventrículo posterior ni ciegos 3
 - Cuerpo cubierto de espinas. Tres labios rodeando la boca. Esófago presentando un ventrículo posterior. Ciego intestinal presente, *Goezia nonipapillata*

3. Estoma rudimentario o ausente 4
 - Estoma bien desarrollado, algunas veces reducido 5

4. Nematodos pequeños, con cutícula delgada. Faringe bien desarrollada. Esófago compuesto de un cuerpo largo, istmo corto y bulbo esofágico bien desarrollado *Raillietnema kritscheri*
 - Nematodos de mayor tamaño con cutícula gruesa. Faringe ausente. Abertura oral alargada dorsoventralmente. Cápsula pseudobucal (esofastoma) aplanada lateralmente. Esófago no dividido y expandido en ambos extremos, *Cucullanus* sp.

4. Nematodos pequeños, con cutícula delgada. Faringe bien desarrollada. Esófago compuesto de un cuerpo largo, istmo corto y bulbo esofágico bien desarrollado *Raillietnema kritscheri*
 - Nematodos de mayor tamaño con cutícula gruesa. Faringe ausente. Abertura oral alargada dorsoventralmente. Cápsula pseudobucal (esofastoma) aplanada lateralmente. Esófago no dividido y expandido en ambos extremos, *Cucullanus* sp.

5. Cápsula bucal desarrollada, reducida o ausente. Esófago marcadamente dividido en muscular y glandular 6
 - Cápsula bucal (estoma) alargada y en forma de tubo esclerotizado (vestíbulo). Esófago con división muscular y glandular poco visible 7

6. Cápsula bucal bien desarrollada, sin dientes y sólida, color naranja-café. Engrosamientos espirales dentro de la cápsula bucal. Dos espículas desiguales en tamaño y similares en forma, *Procamallanus (Spirocamallanus) rebecca*
 - Cápsula bucal ausente. Espículas ausentes. Placa copulatoria impar esclerotizada presente, *Mexiconema cichlasomae*

7. Espícula izquierda más larga que la derecha. Relación entre espículas 1:7.9-13.9, *Rhabdochona kidderi kidderi*
 - Espícula izquierda mucho más larga que la derecha. Relación entre espículas 1:18.7-22.5, *Rhabdochona kidderi texensis*

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE NEMATODOS LARVALES

1. Nematodos grandes y largos. Abertura oral rodeada por 12 papilas dispuestas en dos círculos con seis papilas cada uno. Dos hileras de papilas laterales a lo largo del cuerpo. Esófago simple y muy largo. Región posterior del macho larval en forma de bolsa copulatriz, *Eustrongylides* sp.
 - Nematodos pequeños. Abertura oral con papilas, sin formar círculos. Papilas laterales ausentes. Esófago dividido. Región posterior sin formar una bolsa copulatriz 2
2. Esófago con ventrículo posterior. Poro excretor cerca o a nivel del anillo nervioso o en la base de los labios 3
 - Esófago sin ventrículo. Poro excretor debajo del nivel del anillo nervioso 7
3. Cuerpo con espinas pequeñas. Tres labios aplanados con papilas cefálicas visibles. Diente larval ausente. Esófago corto y en forma de clava, *Goezia* sp.
 - Cuerpo sin espinas. Labios poco desarrollados con papilas poco visibles. Diente larval presente. Esófago cilíndrico relativamente largo 4
4. Esófago con ventrículo muy alargado y apéndice ventricular ausente. Ciego intestinal corto, *Pseudoterranova* sp.
 - Esófago con ventrículo muy pequeño y esférico. Apéndice ventricular y ciego intestinal presentes 5
5. Ciego intestinal muy corto en relación con el apéndice ventricular (proporción 1:12.0-13.7). Poro excretor a nivel del anillo nervioso, *Hysterothylacium* sp.
 - Ciego intestinal más grande que el apéndice ventricular. Poro excretor en la base de los labios 6
6. Ciego intestinal ligeramente más largo que el apéndice ventricular (proporción 1:1.0-1.2) *Contracaecum* sp. Tipo I
 - Ciego intestinal mucho más largo que el apéndice ventricular (proporción 1:0.3), *Contracaecum* sp. Tipo II
7. Esófago dividido en un cuerpo anterior, istmo y bulbo posterior, sin válvulas esclerotizadas, *Falcaustra* sp.
 - Esófago dividido en una parte muscular y una glandular, con válvulas esclerotizadas 8
8. Cápsula bucal con estriaciones en los dos tercios anteriores de su parte globular, parte posterior de la cápsula con paredes gruesas. Esófago dividido en una parte muscular y una glandular similares en tamaño. Tres espinas cuticulares terminales en la cola, *Serpinema trispinosum*
 - Cápsula bucal ausente. Esófago con división muscular y glandular débilmente marcada. Con más de tres espinas terminales en la cola o sin ellas 9

9. Pseudolabio grande, trilobulado o triangular	10
– Pseudolabio ausente o poco desarrollado	11
10. Pseudolabio grande y triangular abarcando toda la superficie cefálica. Estoma (vestíbulo) alargado y cilíndrico, Acuariidae gen. sp.	
– Pseudolabio lateral y triangular, cada uno con dos depresiones en forma de ranura en su base. Estoma poco desarrollado, <i>Spiroxys</i> sp.	
11. Cuerpo con espinas. Extremo cefálico con dos proyecciones cónicas. Cola con formación terminal redonda provista con diminutos brotes en forma de papila, <i>Physocephalus sexalatus</i>	
Cuerpo cubierto de anillos transversales armados con espinas	12
12. Cuerpo armado con espinas pequeñas. Estoma ausente. Bulbo cefálico con cuatro hileras transversales de ganchos. Cuatro glándulas cefálicas extendiéndose posteriormente en forma de sacos cervicales. Cola redondeada sin procesos diminutos, <i>Gnathostoma</i> sp.	
– Cuerpo armado con espinas grandes. Estoma bien desarrollado. Bulbo cefálico ausente. Sin glándulas cefálicas. Cola con dos proyecciones laterales en forma de mucrón, <i>Spinitectus</i> sp.	

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE ACANTOCÉFALOS

1. Larvas (cistacantos), sin órganos genitales formados 2
– Adultos, con órganos genitales totalmente desarrollados 3
2. Proboscis con 18 hileras longitudinales con al menos 14 ganchos cada una, más un campo anterior de espinas tegumentales en el tronco, *Polymorphus brevis*
– Proboscis con 8-10 hileras longitudinales con 18-20 ganchos cada uno, más dos campos anteriores de espinas tegumentales en el tronco, *Southwellina hispida*
3. Proboscis con 6-8 hileras longitudinales de ganchos 4
– Proboscis con 10-18 hileras longitudinales de ganchos 5
4. Proboscis con 6 hileras longitudinales de ganchos, con 3 ganchos cada una, *Neoechinorhynchus golvani*
– Proboscis con 8 hileras longitudinales de ganchos, con 3 ganchos cada una, *Octospiniferoides chandleri*
– Proboscis con 8 hileras de ganchos diagonales, de 7 ganchos cada una, *Floridosentis mugilis*
5. Proboscis con 10-18 hileras longitudinales, de 11-13 ganchos cada una, *Acanthocephalus dirus*
– Proboscis con 13-14 hileras longitudinales, con 19-21 ganchos cada una, más 8 ganchos basales, *Dollfusentis chandleri*

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE CESTODOS

- | | |
|--|---|
| 1. Cestodo maduro, con estróbilo segmentado y órganos sexuales en cada proglótido; en lumen intestinal | 2 |
| – Cestodo inmaduro (larva), cuerpo no segmentado, órganos sexuales no desarrollados, usualmente encapsulados en diferentes órganos | 3 |
| 2. Escólex en forma de corazón, con disco apical poco desarrollado y dos botrios estrechos y profundos, <i>Bothriocephalus acheilognathi</i> | |
| – Escólex elongado, con disco apical bien desarrollado, dos incisiones laterales y dos botrios anchos y poco profundos, <i>Bothriocephalus pearsei</i> | |
| 3. Escólex con 4 tentáculos armados con numerosos ganchos, <i>Trypanorhyncha</i> gen. sp. | |
| – Escólex sin tentáculos | 4 |
| 4. Escólex con 20 ganchos rostelares en dos círculos de 10 ganchos cada uno | 5 |
| – Escólex sin ganchos rostelares | 6 |
| 5. Larva grande, con ganchos rostelares muy grandes 190-206 de largo y pequeños 118-128 de largo, en mesenterio, <i>Glossocercus caribaensis</i> | |
| – Larva pequeña, con ganchos rostelares muy pequeños 17-19 de largo, grandes 34-35, en vesícula biliar, <i>Valipora mutabilis</i> | |
| 6. Larva enquistada, con escólex invaginado; en mesenterio y órganos internos, Proteocephalídea gen. sp. | |
| – Larva libre, con escólex evaginado; en lumen intestinal, Tetraphyllídea gen. sp. | |