

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



**PREVALENCIA DE PARÁSITOS HELMINTOS EN PECES DE
AGUA DULCE DEL EMBALSE CERRÓN GRANDE DE EL
SALVADOR**

POR:

LEMUS GÓMEZ, EDWARD GEOVANNY
MEJIA MELENDEZ, ANA GLADIS
RODRIGUEZ, MARLENE GUADALUPE

CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO DE 2016

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA



**PREVALENCIA DE PARÁSITOS HELMINTOS EN PECES DE
AGUA DULCE DEL EMBALSE CERRÓN GRANDE DE EL
SALVADOR**

POR:

LEMUS GÓMEZ, EDWARD GEOVANNY
MEJIA MELENDEZ, ANA GLADIS
RODRIGUEZ, MARLENE GUADALUPE

REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE:
LICENCIADO (A) EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO DE 2016

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR INTERINO:

LIC. JOSÉ LUÍS ARGUETA ANTILLÓN

SECRETARIA GENERAL:

DRA. ANA LETICIA ZAVALETA DE AMAYA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

ING. AGR. MSC. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA

SECRETARIO:

ING. AGR. MSC. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

ING. AGR. LUDWING VLADIMIR LEYTON BARRIENTOS

DOCENTE DIRECTOR

ING. M. Sc. FRANCISCO ALVARADO PANAMEÑO

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN

ING. AGR. ENRIQUE ALONSO ALAS GARCÍA

RESUMEN

El estudio se realizó en el Embalse Cerrón Grande (Río Lempa), ubicado entre los departamentos de Cuscatlán, Chalatenango, Cabañas y San Salvador, en los meses de septiembre a noviembre de 2013, con el fin de analizar los niveles de parásitos helmintos en los peces de mayor comercialización en el sector. Se establecieron seis sitios de muestreos, distribuidos a nivel perimetral del cuerpo de agua, realizando una colecta de 26 peces una vez por semana, haciendo un total de 156.

Los parámetros evaluados fueron: prevalencia, intensidad media, abundancia media y sexo. El análisis se elaboró en una base de datos en Excel (Microsoft), con los parámetros correspondientes de cada pez; luego se analizó a través del método estadístico y la prueba de Chi cuadrado para establecer el grado de relación que puede haber entre cada una de las variables en estudio y de manera específica la prueba de independencia. Para ello se utilizó el programa SPSS versión 19.

Los parásitos encontrados fueron: *Gyrodactylus* sp. *Dactylogyrus* sp. *Diplostomum* sp. *Crassicutis* sp, *Valipora* sp. y *Contracaecum* sp., con un total de 508, y una prevalencia general de 65 %. Para cada especie de pez se obtuvieron los siguientes resultados. Prevalencia: Mojarra, 91%; Tilapia, 68%; Istatagua, 67%; Guapote tigre, 41% y Guapote roncador con 22%. Para Intensidad media y Abundancia media: Los Trematodos monogeneos parasitan mayormente al Istatagua con (IM) 16.8 y (AM) 11.2, seguido de la Mojarra con (IM) 9.5 y (AM) 5.9, la Tilapia (IM) 8.8. y (AM) 5.9. Los Digeneos se encuentran en la Mojarra con (IM) 7.5 y (AM) 6.0. La prueba de Chi cuadrado dio un valor de 46.961 ($p < 0.05$), demostrando dependencia entre: zonas de muestreo y especie de pez; entre trematodos monogeneos con especie de pez; y trematodos digineos con especie de pez. Los parásitos céstodos y nemátodos no presentaron significancia entre las especies de peces.

Se concluyó que, dentro de la fauna parasitológica se encontró el *Contracaecum* sp el cual tiene importancia en la salud pública por las potenciales zoonosis reportadas en diferentes regiones del mundo, lo cual merece mucha atención a nivel local y nacional.

Palabras claves: parásitos, helmintos, peces, prevalencia, monogeneos, nemátodos, digeneos, céstodos.

INDICE GENERAL

RESUMEN.....	IV
1. INTRODUCCION.....	1
2. REVISION BIBLIOGRAFICA	2
2.1 La Acuicultura en El Salvador.....	2
2.2 Estructura y características del sector pesquero.....	2
2.2.1 Mercados pesqueros.....	2
2.3 Características del embalse	3
2.3.1 Aspectos generales.....	3
2.3.2 Contaminación del agua.....	4
2.4 Principales grupos de helmintos en peces de agua dulce	4
2.4.1 Phylum: Platelminfos.	5
2.4.1.1 Clase: Trematodos.....	5
2.4.1.1.1 Sub clase: Monogéneos.....	6
2.4.1.1.2 Sub clase: Digenea.....	7
2.4.1.2 Clase: Cestodos	9
2.4.2 Phylum: Nematelminfos	10
2.5 Ictiozoonosis.....	11
3. MATERIALES Y METODOS	13
3.1 Descripción del estudio.....	13
3.2 Metodología de campo	13
3.2.1 Colecta de peces.....	13
3.3 Metodología de laboratorio	14
3.3.1 Recepción de las muestras	14
3.3.2 Identificación y revisión de las muestras.....	14
3.3.3 Diagnóstico parásitos externos.....	15
3.3.4 Diagnóstico parásitos internos.....	15
3.3.5 Parámetros epidemiológicos	16
3.4 Metodología estadística	16
4 RESULTADOS Y DISCUSION.....	17

4.1	Especies de peces utilizados en el estudio	17
4.2	Parasitosis general de peces por punto de muestreo.....	18
4.3	Clasificación de parásitos encontrados.....	19
4.4	Parámetros epidemiológicos	23
4.4.1	Prevalencia por puntos de muestreo	23
4.4.2	Prevalencia parasitaria por especie de pez	24
4.4.3	Intensidad media de parásitos por especie de pez (carga parasitaria)	25
4.4.4	Abundancia media de parásitos por especie de pez.....	26
5	CONCLUSIONES.....	28
6	RECOMENDACIONES.....	29
7	BIBLIOGRAFIA.....	30
8	ANEXOS	35

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Numero de peces del estudio	17
Cuadro 2. Porcentaje de peces muestreados (hembras y machos)	17
Cuadro 3. Peces infestados por parásitos externos e internos.....	18
Cuadro 4. Número de parásitos y órganos afectados	20
Cuadro 5. Prevalencia de parásitos por puntos de muestreo	23
Cuadro 6. Prevalencia de parásitos por especie de peces.....	24
Cuadro 7. Intensidad media y general de peces infestados por parásitos helmintos.....	26
Cuadro 8. Abundancia media de peces infectados por parásitos helmintos.....	27
Cuadro. A. 1 - Hoja de control parasitario	35
Cuadro. A. 2 - Prueba estadística de puntos de muestreo por especie de peces encontradas	54
Cuadro. A. 3 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos monogeneos.....	54
Cuadro. A. 4 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos digeneos.....	54
Cuadro. A. 5 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos cestodos	55
Cuadro. A. 6 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos nematodos.....	55

INDICE DE FIGURAS

Fig. 1 Cantidad de endoparásitos y ectoparásitos.....	19
Fig. 2 <i>Dactylogyrus</i> sp	20
Fig. 3 <i>Gyrodactylus</i> sp	20
Fig. 4 <i>Diplostomum</i> sp	21
Fig. 5 <i>Crassicurtis</i> sp	21
Fig. 6 <i>Valipora</i> sp.....	22
Fig. 7 <i>Contracaecum</i> sp.....	22
Fig. 8 Prevalencia parasitaria por puntos de muestreo	23
Fig. 9 Prevalencia parasitaria por especie de pez.....	25
Fig. 10 Intensidad media por especie de pez.....	26
Fig. 11 Abundancia media por especie de pez.....	27
Fig. A. 1 - Ciclo de vida de un tremátodo	36
Fig. A. 2 - Ciclo de vida de un cestodo.....	36
Fig. A. 3 - Ciclo de vida de un nemátodo	37
Fig. A. 4 - Puntos de muestreo en el embalse cerrón grande.....	38
Fig. A. 5 - Recoleccion de peces	39
Fig. A. 6 - Recepcion de las muestras	39
Fig. A. 7 - Diagnostico de parásitos externos.....	40
Fig. A. 8 - Diagnostico de parásitos internos.....	40
Fig. A. 9 - Diagnostico de parásitos externos.....	41

INDICE DE ANEXOS

A. 1 - Examen de hospederos.....	42
A. 2 - Examen interno de hospederos.....	43
A. 3 - Claves taxonomicas	44

1. INTRODUCCION

La acuicultura en la actualidad es una fuente importante de producción de alimento para satisfacer la creciente demanda mundial de proteínas, en muchas partes del mundo especialmente en los países en vías de desarrollo (Hepher y pruginin. 2001). El Salvador tiene una producción anual cercana a 6, 488,742 kg, equivalentes a 6,488.7 Tm (IICA y MAG. 2011).

Para el periodo julio-septiembre de 2012 la caza y la pesca aportaron al Producto Interno Bruto (PIB) 31.1 millones de dólares (Banco Central de Reserva. 2012), y según el informe de coyuntura del Ministerio de Agricultura y Ganadería (FUSADES. 2012), el único sector con un crecimiento importante del PIB fue la pesca con el 9.5% para el año 2011.

La producción de tilapia por acuicultura crece alrededor de 20% anual (período 2005-2008), pero ese crecimiento puede ser superado si se diesen condiciones favorables para el desarrollo de la actividad. El conocimiento de parásitos helmintos en peces de agua dulce ha sido motivo de estudio y preocupación desde hace mucho tiempo en varios países, principalmente por la importancia de los peces como fuente de alimentación para los humanos (Lamothe. 1994).

En El Salvador, no se conoce el impacto de las comunidades acuáticas naturales, ya sea por la creación de represas en los ríos, y por la contaminación de los mismos. Los estudios helmintológicos en estas poblaciones silvestres de peces, son importantes desde el punto de vista de la relación entre el parásito y el hospedero. Esta interacción biótica afecta a las pesquerías e incluso la salud pública en algunos casos, requiere del conocimiento básico de las especies y su biología para su posible solución (Salgado y Osorio. 1987), y anteceder la posibilidad de prevenir, controlar y erradicar las parasitosis y sus efectos. Se puede decir que en El Salvador, el estudio de la parasitología en peces de agua dulce es incipiente, por lo tanto existe muy poca información, desconociéndose el impacto que pueda estar generando en las poblaciones naturales de peces, así como a las explotaciones comerciales, principalmente por la migración de aves piscívoras que interactúan entre ambos sistemas de producción; por lo que se hace de interés llevar a cabo esta investigación para dar a conocer los parásitos helmintos que afectan a los peces de agua dulce de importancia comercial, con el propósito de reducir pérdidas económicas y posiblemente efectos en la salud pública.

2. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1 La Acuicultura en El Salvador

La acuicultura en El Salvador se inició en 1962 mediante la asistencia de la FAO a solicitud del Gobierno en el marco de un programa de diversificación agrícola. Las especies introducidas han sido las siguientes: tilapias (1962, 1972, 1978, 1995, 2002 y 2005) (*Oreochromis mossambicus*, *O. niloticus*, *O. melanopleura*, *O. Hornorum*); carpas chinas (1978): carpa china (*Ctenopharyngodon idellus*), carpa plateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), carpa cabezona (*Aristichthys nobilis*), carpa común (1962, 1978) (*Cyprinus carpio*); lobina negra (1962) (*Micropterus salmoides*), guapote tigre (1962) (*Parachromis managuense*), camarón de agua dulce (1979) (*Macrobrachium rosenbergii*); y que las especies nativas en cultivo son camarón de mar (*Penaeus vannamei*) y mojarra negra (*Amphilophus macracanthus*) (FAO. 2005).

2.2 Estructura y características del sector pesquero

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. La pesca continental actualmente se encuentra en estudio su dinámica para formular nuevas políticas de organización. No es muy diferente de la pesca marina, salvo que los pescadores tienden más a trabajar independientemente y sus ingresos por ventas son menores porque tienen mayor dependencia de los intermediarios respecto a los pescadores marinos (FAO. 2005).

La pesca artesanal se efectúa tanto en aguas marítimas, que incluyen los esteros, las bahías y las desembocaduras de los ríos, así como en aguas continentales como lagos, lagunas, embalses, ríos y reservorios de agua; se caracteriza porque utilizan embarcaciones pequeñas; cayucos, lanchas de madera o de fibra de vidrio, y para la captura utilizan diferentes instrumentos, entre ellos: anzuelos, redes agalladeras, redes de enmalle, atarrayas y trasmallos. La producción obtenida es destinada en su mayor parte al abastecimiento del consumo interno. La mayoría de los pescadores artesanales son personas de escasos recursos económicos (Moran Hernández y Vanegas Martínez. 2005).

2.2.1 Mercados pesqueros

Los mercados nacionales de destino son: el mercado La Tiendona, Apopa y Guazapa en San Salvador; Nueva Concepción y Chalatenango en el mismo departamento, e Ilobasco en Cuscatlán. Se comercializa también en las comunidades de las riberas del embalse (OIRSA. 2007).

2.3 Características del embalse

2.3.1 Aspectos generales

El Embalse del Cerrón Grande representa el mayor cuerpo de agua dulce del país que posee una extensión de 135 km² y una altitud de 240 m.s.n.m. Fue construido entre los años de 1973 y 1976 con la construcción de la Central Hidroeléctrica del Cerrón Grande; la cual debe su nombre a la hacienda que estuvo ubicada a orillas del mismo, sobre el cauce del Río Lempa, humedal que está clasificado como sitio RAMSAR. Dentro del embalse han quedado numerosas isletas cubiertas de escasa vegetación arbustiva o boscosa. El área provee bienes y servicios ambientales de importancia nacional, como son la producción pesquera e hidroeléctrica, la depuración de aguas y el control de inundaciones. El embalse sirve anualmente como lugar de alimentación, cría y descanso de varios miles de aves acuáticas, tanto residentes como migratorias. En este lugar se han registrado los mayores números poblacionales de anátidas del país (Jiménez y Sánchez. 2004)

Este cuerpo de agua es el más productivo, donde todavía hay abundantes capturas de peces, a pesar que sus principales recursos están sobreexplotados afectando negativamente la disponibilidad y calidad de la pesca actual. (FAO. 2005). A esto se suma, la presencia de especies invasoras que limita el aprovechamiento de la pesca, como es el caso del “pato cormorán neotropical” (*Phalacrocorax bradillianus*) y el Jacinto de agua (*Eichornia crassipes*) que disminuye la superficie del espejo de agua y la navegación en algunos puntos (Jiménez y Sánchez. 2004)

La pesca artesanal en este humedal se considera el rubro económico más importante, (aún mayor que la agricultura de subsistencia); se reporta la existencia de 23 comunidades pesqueras distribuidas a lo largo del embalse; quienes albergan a un total de 1,184 pescadores registrados por CENDEPESCA, que cuentan con 487 botes. La producción anual estimada para el Concejo Agropecuario Centroamericano (CAC) es de 4, 489, 879 Kg (OIRSA. 2007).

Según CENDEPESCA para el año 2003, las especies acuáticas más importantes capturadas en ese periodo fueron las siguientes: Guapote Tigre (*Parachromis managuensis*; 113.39 Kg.), Mojarra (*Diplodus vulgaris*; 30,288 Kg.), Tilapia (*Oreochromis sp*; 847,872 Kg.), Ejote (*Melaniris juiga*; 6,097 Kg.), Bagre (*Rhamdia sp*; 76,637 Kg.), Sardina (*Sardina pilchardus*; 573,497 Kg.), Otros Peces (60,658 Kg.), Otros crustáceos (2,091 Kg.) y Caracol (4,359 Kg.) (OIRSA. 2007).

2.3.2 Contaminación del agua

El embalse Cerrón Grande está identificado como uno de los cuerpos de agua más contaminados de El Salvador. Se han adelantado pocas investigaciones biológico-pesqueras y hay problemas de contaminación, algunos de ellos son, la presencia de Cromo en un 0.05 mg/l, Plomo 0.5 mg/l y bacterias Coliformes fecales en un número de 4 a 1, 000,000 por cada 100 mililitros. Siendo el valor máximo admisible para Coliformes, totales de menos de 1.1 NMP/100 ml, lo cual implica que los peces están contaminados, aunque dentro de límites permisibles (OIRSA. 2007).

Este humedal recibe una descarga mensual de más de 8.5 millones de libras de excretas del Río Acelhuate, procedentes de 18 sistemas de aguas negras que drenan más de 1.5 millones de hogares del área metropolitana de San Salvador. Los ríos Suquiapa, Sucio y Acelhuate representan el 30 % del caudal que entra al Cerrón Grande, trasladan descargas contaminantes de 157 fuentes: 54 industrias, 55 beneficios de café, 7 ingenios azucareros, 29 redes de alcantarillas y 9 rastros municipales. De los datos anteriores, solamente el Acelhuate recibe descargas de la región metropolitana de San Salvador, de 17 industrias de metal y afines, 22 textileras, 7 fábricas de pintura, 11 plantas fabricantes de papel. De 120 industrias que generan desechos líquidos, solo el 14 % realiza algún tipo de tratamiento (Jiménez y Sánchez. 2004).

Según Guevara (1983) en su estudio limnológico del embalse, reporta la presencia de metales como plomo presente en un 1.77- 6.28 mg/l y cromo en un 0.27- 0.78 mg/l (OIRSA. 2007).

2.4 Principales grupos de helmintos en peces de agua dulce

El nombre helmintos se deriva de la palabra griega *helmins* o *helminthos*, que significa “gusano”, y se suele aplicar sólo a las especies parasitarias y no parasitarias que pertenecen al Phylum *Platelmintos* (gusanos planos trematodos y cestodos) y *Nematelmintos* (gusanos redondos) (Soulsby. 1982).

Los helmintos constituyen el principal grupo de parásitos causante de importantes parasitosis en peces, tanto en el medio natural como en condiciones de cultivo. Actualmente está plenamente documentado el efecto negativo de los parásitos sobre los peces, al reducir su valor comercial, limitar sus poblaciones o producir mortalidades en masa; así mismo algunos de estos parásitos pueden transmitirse al hombre causando ictiozoonosis (Sanmartin *et al.* 1994).

El conocimiento de los parasitismos y parasitosis, que tiene lugar en peces del medio natural, puede ser de gran ayuda a la hora de diagnosticar y controlar enfermedades que afectan a determinadas especies de cultivo, y que pueden llegar a causar mortalidades masivas traducibles en importantes pérdidas económicas. Además, la aparición de formas parasitarias, en vísceras y musculatura de determinadas especies de interés comercial pueden dificultar su comercialización (Sanmartin *et al.* 1994).

En los cultivos de tilapia se presentan enfermedades provocadas por bacterias como *Aeromonas*, *Plesiomonas*, *Streptococcus*, *Pseudomonas* y *enterobacterias*, de igual manera hay parásitos que pueden provocar reacciones en los peces como disminución del apetito, por ejemplo: Parásitos que se introducen en el músculo del pez, nematodos; *Gnatostoma*. (IICA y MAG. 2011).

Se conocen millares de especies pertenecientes a los grupos Nematoda, Trematoda (Monogénea, Digenea), Céstoda, Acantocéfala, y más raramente, Aspidogastrea, que parasitan órganos y tejidos de los peces, (Sanmartin *et al.* 1994).

2.4.1 Phylum: Platelminetos.

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

2.4.1.1 Clase: Trematodos

El cuerpo de estos, son aplanados dorsoventralmente, no son segmentados y algunos tienen forma de hoja. 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 flamígeras, y llega a una vesícula excretora que, generalmente, tiene una abertura posterior (Soulsby. 1982).

Existen dos grupos principales de trematodos los Monogeneasida o trematodos monogenéticos son principalmente parásitos externos de peces y anfibios. Los digeneasida, o trematodos digenéticos incluyen a todas las duelas parasitas de los animales domésticos (Kinkelin *et al.* 1990).

2.4.1.1.1 Sub clase: Monogéneos

Dentro de los Trematodos, los monogéneos ocasionan considerables daños, con altas mortalidades en los diferentes sistemas de producción empleados en acuicultura. En México, los monogéneos están representados por varias especies de importancia económica con una marcada especificidad de hospedero y prevalencias elevadas; por lo que representan un peligro potencial para el cultivo de tilapia y carpa en aguas tropicales y semi-tropicales (Crespo y Crespo. 2003).

Los monogéneos no segmentados, de tamaño pequeño (<3 cm) la mayoría son ectoparásitos monoxenos, provistos de un órgano de adhesión posterior particular, provisto de ganchos, ventosas o de anclas y de un órgano de fijación en la parte anterior (Kinkelin *et al.* 1990).

Comúnmente se encuentran en las branquias, las aletas, la piel, la cloaca y excepcionalmente en los huevos de sus hospederos, particularmente de los peces, ocasionalmente son endoparásitos, registrándose en el intestino. Por lo general, los monogéneos no causan daño a sus hospederos, a no ser que el hospedero sea reinfectado continuamente, lo que genera una sobrepoblación de gusanos en el mismo hospedero (Porraz Álvarez. 2006).

Los miembros de este grupo poseen un aparato digestivo simple, con una faringe musculosa y glandular que constituye un órgano succionador y un intestino dividido en dos ramas ciegas o unidas entre sí. Todos los monogéneos son hermafroditas, siendo muy frecuente la fecundación cruzada. Los huevos tienen con frecuencia un filamento pegajoso para fijarse al substrato o al hospedador; la mayoría son ovíparos, pero algunas especies son vivíparas y otras ovovivíparas; y en el momento de la puesta el huevo ya contiene la larva infectante típica de monogéneos u oncomiracidio, que presenta la superficie corporal ciliada, la cual es de vida acuática libre hasta que se fija al hospedador (Marcotegui. 2011).

Se distinguen del resto de los grupos de helmintos parásitos por la posesión de un órgano de adhesión llamado haptor, ubicado en el extremo posterior del cuerpo. Este órgano posee típicamente ventosas, pinzas o ganchos esclerosados que permiten la fijación al hospedador. La morfología general del haptor y las estructuras que lo componen, junto con la morfología del órgano copulador masculino, son las características más importantes en la taxonomía de este grupo (Marcotegui. 2011).

Los *Dactylogyrus* son monogéneos ovíparos que se localizan en las branquias, tienen uno o dos pares de grandes ganchos y 14 ganchitos marginales, dos pares de anclajes que se pueden utilizar para adherirse a las branquias de un hospedador, especialmente peces de

agua dulce como la carpa. En los peces infectados en gran medida con *Dactylogyrus* también se puede encontrar en la cavidad bucal. (Ulloa Ulloa. 2008)

Los adultos miden 0,8 a 1,15 mm de largo por 0,15 a 0,25 mm de ancho hay dos lóbulos de la cabeza prominente cada uno con una glándula pegajosa bien desarrollado y dos pares de manchas oculares en frente de la faringe. El opishaptor es de 0,12 mm de diámetro y lleva un par de ganchos grandes con raíces bifurcados y siete pares de pequeños ganchitos marginales hay un solo testículo ovalado y un cirrus que es de 54 mm de largo.

El ovario es más o menos ovalado y situado cerca del centro del cuerpo. (Wilford Oslen. 1974)

Los *Gyrodactylus* se pueden encontrar principalmente en piel, aletas, espinas y branquias. (Salgado Maldonado. 2009). son ovovivíparos sus huevos se desarrollan y eclosionan dentro del útero antes de nacer llegando a presentar una segunda larva dentro de la primera, un tercio dentro de la segunda e incluso una cuarta en el interior del tercer nacimiento. (Wilford Oslen. 1974)

Tienen cuerpo fusiforme, alargado de 496-568 mm de largo y 88 mm de ancho, tegumento liso, seis pústulas cefálicas en cada lado de la faringe su región cefálica bilobulada, glándulas cefálicas bien desarrolladas, los ciegos intestinales no confluyen posteriormente y los testículos son semiesférico que varían en su tamaño y el poro uterino en forma de huso transversal y muscular tipo esfínter, el pedúnculo elongado, haptor de 71-82 mm. De ancho el cual posee macroganchos de 71-76 mm. de largo. (Vidal Martínez. *et al* 2002)

2.4.1.1.2 Sub clase: Digenea

Los miembros de esta clase forman el grupo más numeroso de los platelmintos monozoicos. Los adultos son sexualmente maduros y están prácticamente en todos los órganos de los animales vertebrados (Campillo *et al.* 1999).

Poseen un ciclo vital complicado pasando a través de varias formas y necesitando hospedadores intermediarios como el caracol (Guevara, 1983). Los estadios son de miracidio, esporocisto, redia, cercaria, metacercaria (Kinkelin. *et al.* 1990).

Los *Diplostomum* sp. Infectan los ojos y presentan (Modificación de la descripción original de (Wilford Oslen. 1974) un cuerpo de forma foliácea con una pequeña proyección cónica en el

extremo posterior de 1,000-2,600 mm. de largo y 450-1,075 mm. de ancho, la ventosa oral subterminal es pequeña y circular acompañada por dos pseudoventosas, una a cada lado de la ventosa oral, no posee acetábulo, la prefaringe es muy corta a diferencia de la faringe que es grande y oval, el esófago es corto, los ciegos intestinales son largos rodeando al órgano tribocítico y a los primordios genitales. El órgano tribocítico es grande de forma oval a elongado post-ecuatorial en posición media, los primordios testiculares son apenas visibles, redondos y dispuestos diagonalmente uno debajo del otro intercecales bajo el órgano tribocítico. Su sistema excretor es paranefridial ocupando más del cuerpo entre la bifurcación cecal y el órgano tribocítico. El caracol *Biomphalaria obstructa* (Pulmonata: Planorbidae) es el primer hospedero intermediario siendo el hospedador definitivo el pato cormorán *Phalacrocorax olivaceus*. (Vidal Martínez. *et al.* 2002)

Crassicutis sp. Manter. 1936, especie autogénica, neotropical, ampliamente distribuida en los cíclidos (*Cichlidae*) Centroamericanos y áreas aledañas, desde la cuenca del río Pánuco hacia el Golfo de México y la del río Santiago hacia el Océano Pacífico, hasta Nicaragua y Panamá. (Salgado Maldonado. 2009). Poseen un cuerpo oval con el extremo anterior angosto de 945-2,040 mm de largo y 535-1,205 mm de ancho, la ventosa oral esta subterminal y es esférica poseen un acetábulo grande preecuatorial, la relación entre las ventosas es 1:0.91-1.32 mm. La prefaringe y el esófago son cortos siendo la Faringe ovoidal, los ciegos intestinales son largos y delgados, los testículos grandes lobulados o no estando uno debajo del otro o en diagonal poseen una vesícula seminal larga sobrepasando el acetábulo con la parte distal tubular y de paredes delgadas, no presentan cirro. El poro genital se encuentra anterior al acetábulo, los ovarios presentan una forma esférica ubicados pre-testicular. El receptáculo seminal es conspicuo y se localiza preovárico, poseen vitelógenas extracecales cubriendo desde la bifurcación cecal hasta cerca del extremo posterior. El útero es corto y de forma tubular. Los huevos son escasos en número, pero grandes midiendo 111-156 mm de largo y 78-94 mm de ancho. El Poro excretor lo tienen subterminal. (Vidal Martínez. *et al.* 2002)

Biología: su hábitat es el intestino, su primer hospedero intermediario es el caracol *Pyrgophorus coronatus*, no se ha descrito cómo se infecta, si es por penetración del miracidio o por ingestión de huevos embrionados. Los mismos caracoles *P. coronatus* u otros incluyendo *Physela cubensis*, *Valvata humeralis*, o bien bivalvos como *Mytilopsis* sp., y *Pisidium casertanum* actúan como segundos hospederos intermediarios, en

ellos se encuentra la metacercaria. Los peces hospederos definitivos se infectan al ingerir caracoles con metacercarias (Scholz. 1998). Los huevos de este tremátodo sólo embrionan en el agua del medio, al salir del pez hospedero definitivo con sus heces. (Figura A-1). (Salgado Maldonado. 2009)

2.4.1.2 Clase: Cestodos

Son helmintos alargados y acintados simétricos bilateralmente, se encuentran aplastados dorsoventralmente. Carecen de sistema circulatorio, aparato respiratorio y tracto digestivo, la nutrición la realizan directamente a través de la pared corporal. Todos los Cestodos son parásitos y en estado adulto viven en el intestino de vertebrados utilizando uno o más hospedadores intermediarios que son, según los casos, vertebrados o invertebrados (García, *et al.* 2009).

Los cestodos son hermafroditas, los órganos más desarrollados son los reproductores y está formado en cada proglótido por órganos masculinos y femeninos, algunas veces un par simple y otras veces un par doble (Quiroz Romero. 1984).

El ciclo evolutivo es indirecto, los estados adultos se localizan en el intestino delgado y conductos biliares, las fases larvianas se desarrollan en hospederos vertebrados e invertebrados; entre los hospederos intermediarios pueden ser prácticamente todos los mamíferos domésticos y una serie de insectos, ácaros, crustáceos, peces, en donde se desarrollan estados larvianos de diferentes tipos (Figura A-2). (Quiroz Romero. 1984).

Valipora sp. Linton. 1927, son metacestodos libres no encapsulados de tamaño pequeño, 512-640 mm de largo y un ancho de 152-300 mm, el cuerpo está dividido en escólex y parte posterior. Escólex casi esférico mide 236-289 mm de largo y 224 a 272 mm de ancho, con cuatro ventosas laterales y musculosas que poseen dos círculos de 10 ganchos cada uno. Los grandes ganchos miden entre 28-30,5 de larga, con los mangos casi rectos de 15,5-18,5 mm largo y la cuchilla muy curvados en la parte distal con 11-14,5 mm de largo (la relación de las cuchillas es de 1:1,48 a 1,57 mm). Tienen unos ganchos pequeños de 13.5-16 mm de largo con un mango casi en línea recta de 9-11,5 mm de largos y las cuchillas curvadas de 4-6 mm de largo (relación 1: 1.86-2.08). (Bunkley y Williams. 1995).

Biología: es un parasito de la vesícula biliar. El ciclo de vida no se conoce completamente, pero es probable que los copépodos sirvan como los primeros hospederos intermediarios; las aves se alimentan de peces como las garzas que son hospederos definitivos. (Vidal Martínez. *et al.* 2002).

2.4.2 Phylum: Nematelmintos

Los nematodos son gusanos redondos no segmentados de vida libres que parasitan, poseen un cuerpo filiforme con simetría bilateral pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales más o menos globulosas. El tamaño de los nematodos varía en milímetros, poseen aparato digestivo, sexos separados y ciclos de vida directos e indirectos (Campillo *et al.* 1999).

Los ciclos de vida de los nematodos son muy complejos e incluyen desde ciclos directos hasta aquellos con más de tres hospederos. Los insectos acuáticos, copépodos, crustáceos y poliquetos sirven como los principales hospederos intermediarios. Los invertebrados generalmente funcionan como primeros hospederos intermediarios, mientras que los peces pueden actuar como hospederos definitivos, segundos hospederos intermediarios u hospederos paraténicos o de transporte (Anderson. 1992). El ciclo de vida generalizado incluye un huevo, cuatro estadios larvales con cuatro mudas y el estado adulto. (Figura A-3). (Maestre Vera y Toral Revuelta. 2004)

Contraecum sp. Su morfología y taxonomía de la larva mide entre 4 y 16 mm, invaden la musculatura y vísceras. En el extremo anterior se observa tres labios, un diente cuticular cónico y ligeramente romo. En el tubo digestivo destacan: el ventrículo pequeño y esférico, el apéndice ventricular posterior muy marcado; el intestino dispone de ciego anterior más pequeño que el apéndice ventricular. El extremo posterior es cónico, la cola post anal larga y no presenta espina terminal. La cutícula de esta larva es muy gruesa con las estriaciones transversales. (Guevara. 1983).

Ciclo evolutivo: Las larvas son ingeridas por hospedadores intermediarios, en especial por copépodos y otros invertebrados, sirven de hospedador intermediario vertebrados en los cuales se encapsulan en el mesenterio. También la larva puede pasar de un hospedador intermediario a otro debido los hábitos predadores y reinvadir tejidos en el nuevo hospedador. (Osanz. 2001).

Los hospedadores definitivos de los miembros de este género son aves piscívoras (cormoranes, pelicanos). Los parásitos adultos y el cuarto estadio larvario residen en el tracto digestivo y se alimentan de la ingesta del hospedador. Su tercer estadio larvario (L3) se presenta en peces generalmente encapsulados en las vísceras (Anderson. 1992).

2.5 Ictiozoonosis

Todas las enfermedades producidas por parásitos en el hombre están asociadas al creciente hábito de comer pescado crudo como por ejemplo el ceviche y el sushi o pescado insuficientemente cocido (Avdalov. 2009).

Cualquier tejido u órgano de un pez es susceptible de estar parasitado. Los helmintos se encuentran en piel, aletas, cavidades nasales, cavidad y arcos branquiales, cloaca, boca y en las escamas de la línea lateral, es decir, podemos encontrar ectoparásitos en cualquier órgano externo, tejido o cavidad de los peces. De la misma forma, los endoparásitos habitan en ojos, cerebro, cavidad celómica o corporal del pez, mesenterios, grasa, gónadas, riñones, hígado, musculatura parietal, sangre, y desde luego, en todo el tracto digestivo, los ciegos y el intestino. (Salgado Maldonado. 2009).

La magnitud de estas parasitosis viene determinada, entre otros factores, por el número y dimensiones de los helmintos, las condiciones ambientales y la aparición de infecciones secundarias por organismos oportunistas sobre las zonas afectadas (Sanmartin *et al.* 1994).

Los parásitos helmintos que tienen ciclos de vida indirectos, no se propagan de pez a pez, pasan a través de cierto número de hospedadores intermediarios en su desarrollo. Muy a menudo, los caracoles o los crustáceos son los primeros hospedadores intermediarios y los peces los segundos, mientras que el parásito sexualmente maduro se encuentra en los mamíferos como hospedador final. Entre estos hospedadores puede transcurrir uno o más estadios de vida libre. Hay grupos de helmintos que tienen ciclos de vida directos, el caso típico son los monogéneos que se transmiten de pez a pez por medio de huevos de los que eclosiona una larva llamada *oncomiracidio* y que al establecerse en las branquias, piel, aletas o narinas de otro hospedero susceptible. (FAO. 2005).

Dentro de los trematodos, el único género de importancia en América Latina es el *Phagicola*, descrito en el ser humano solamente en infecciones ocurridas en Brasil. Diagnosticado la enfermedad en unas 20 personas (Quijada. *et al.* 2005).

Los nematodos pueden causar graves enfermedades en el hombre. Dentro de las transmitidas por el pescado, están la Gnatostomiasis, la Anisakidosis y la Capilariasis. Las dos primeras ictiozoonosis tienen importancia en América Latina. En la actualidad hay 13 especies de *Gnathostoma* identificadas, seis en Asia y siete en América Latina. En Ecuador, los casos de la enfermedad superaron los 2000 en el año 1990, mientras que en México

fueron más de 1500 en el 2000, afectando a 7 estados de ese país. En América Latina la infección humana por anisakidosis fue descrita en Chile, Perú y Brasil (Quijada. *et al.* 2005).

La principal ictiozoonosis parasitaria causada por los cestodos es la difilobotriosis cuyo principal representante es el *Diphylobothrium latum*. En la actualidad hay identificadas muchas otras especies patógenas, entre ellas el *Diphylobothrium dendriticum* y *D. pacificum*, de importancia para América Latina. La cual ha sido descrita en países como: Argentina, Chile, Perú, Brasil y Cuba (Quijada. *et al.* 2005).

En México existen varios casos registrados en la literatura en donde distintos tipos de parasito infectan al hombre vía ingestión de carne de pescado, la cual alberga a las formas larvianas de dichos organismos; algunos ejemplos de esto encontramos en especies tales como el digeneo *Clonorchis sinensis*, el cestodo *Diphylobothrium latum* y los nematodos *Anisakis sp.*, *Contracaecum sp* y *Gnathostoma sp* (Ponce de León. *et al.* 1996)

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 Descripción del estudio

La investigación se realizó en el Embalse Cerrón Grande (OIRSA, 2007) también conocido como Lago de Suchitlán, ubicado en las coordenadas Centro: 14°03' Latitud Norte y 89°04' Longitud Oeste, límite Sur-occidental: 13° 58' Latitud Norte y 89° 13' Longitud Oeste, límite Nor-oriental: 13° 58' Latitud Norte y 88° 2' Longitud Oeste, entre los departamentos de Cuscatlán, Chalatenango, Cabañas y San Salvador. El espejo de agua cuenta con 135 km², y una altitud de 240 m.s.n.m.

Con el fin de obtener mayor representatividad de las muestras, se definieron los siguientes sitios de muestreo: Sitio I, Isla los Cabros (coord. X; -89.045368, coord. Y; 14.05332); Sitio II, Cantón Santa Bárbara (coord. X; -89.032654, coord. Y; 14.064933); pertenecientes al municipio de Santa Rita, Sitio III, Isla los Soldados (coord. X; -89.075633, coord. Y; 14.045909); perteneciente al municipio de Suchitoto, Sitio IV, Isla la Tumbilla (coord. X; -89.043306, coord. Y; 14.045301); perteneciente al municipio de Santa Rita, Sitio V, Área de nacimiento de agua (coord. X; -89.068825, coord. Y; 14.077754); perteneciente al municipio de El Paraíso, y Sitio VI, Montaña Pluma Azul (coord. X; -89.068629, coord. Y; 14.037207); perteneciente al municipio de Suchitoto, los cuales se definieron con la opinión de los pescadores de las riveras del embalse y representantes de CENDEPESCA del municipio del Paraíso, Chalatenango (Figura A-4).

La investigación, se realizó durante el periodo comprendido entre los meses de mayo 2013 a noviembre 2014, que comprendió desde la fase campo, fase de laboratorio, identificación taxonómica de los helmintos, análisis epidemiológico y análisis estadístico.

3.2 Metodología de campo

3.2.1 Colecta de peces

Después de haber consultado con los pescadores, se llegó a la conclusión de que las especies de importancia comercial debido a la abundancia de capturas, fueron las siguientes: Tilapia (*Oreochromis niloticus*), Mojarra negra (*Amphilophus macracanthus*), Guapote tigre (*Parachromis managuense*), Carpa china (*Ctenopharyngodon idellus*), Istatagua (*Cichlasoma trimaculatum*), Guapote roncador (*Pomadasys grandis*).

La colecta se llevó a cabo en un periodo de 6 semanas, realizando visitas los días lunes por la mañana (6:00 am), previa coordinación con los pescadores. En cada punto de muestreo

se realizó una colecta de 26 ejemplares con tamaños que oscilaron entre 6.5 cm hasta 34.5 cm, procurando que todas las especies fueran representativas en la muestra. Este proceso se llevó a cabo utilizando una red de 6.5 cm de diámetro, equivalente a malla n° siete, mediante el método de arrastre con una duración de 45-90 minutos, realizado por los pescadores (Figura A-5).

Una vez recolectados los peces, fueron separados por especies, en depósitos plásticos sin tapadera conteniendo agua del medio, con el fin de oxigenar el agua mediante el movimiento del transporte. Los depósitos fueron identificados con la siguiente información: fecha de la captura, especie de peces, zona de pesca y lugar de captura. Los peces se trasladaron hasta el laboratorio de ELISA de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, en un tiempo aproximado de 1-1.5 horas, para luego ser depositados en las peceras, previamente llenas con agua del medio que se recolectó utilizando depósitos plásticos con capacidad de 125 litros con tapadera hermética.

3.3 Metodología de laboratorio

3.3.1 Recepción de las muestras

Los 26 peces correspondientes a cada muestreo fueron colocados en cuatro peceras, temporales previamente llenadas con agua del medio (embalse), las cuales tenían las siguientes dimensiones: largo 0.62 m, ancho 0.47 m y profundidad 0.46 m, elaboradas de acrílico de 4 mm de espesor, con un volumen aproximado de 134 litros. (Figura A-6). Luego se inició con la liberación de los peces en un tiempo de 15 a 30 minutos para equilibrar la temperatura corporal, y se distribuyeron en cada pecera de 6 a 7 peces dependiendo del tamaño y de la especie. Inmediatamente se inició la oxigenación del agua mediante una bomba eléctrica. Después de haber transcurrido tres días, se realizaron recambios con agua potable en un 50% (previamente en reposo durante cuatro días). Todas las especies omnívoras se alimentaron con concentrado comercial, excepto el Guapote Tigre, que se utilizó carne fresca de Tilapia. Los peces se mantuvieron vivos durante un periodo de 5 días.

3.3.2 Identificación y revisión de las muestras

Los peces en estudio fueron identificados por su especie (Nombre científico / Nombre común), asignándoles un número correlativo y el parámetro: sexo (cuadro A. 1)

3.3.3 Diagnóstico parásitos externos

Este se llevó a cabo por medio del manual de técnicas generales para el examen de hospederos, (en este caso particular poblaciones silvestres de peces), reportado por Salgado Maldonado. (2009), (A.1). El cual se realizó mediante el uso de un microscopio estereoscópico y pinzas de punta fina, se examinó la piel y superficie corporal, así como ambas caras de las aletas de cada pez. (Figura A-7). Se revisaron los opérculos y cavidad branquial en su totalidad, así como las cavidades nasales, cloaca e interior de la boca, además se extrajeron muestras de escamas de la línea dorsal. Los parásitos encontrados se colocaron en cajas de Petri, conteniendo un poco de agua del medio para evitar la deshidratación de la piel.

3.3.4 Diagnóstico parásito internos

Este se realizó mediante la extracción de las branquias tomando muestras para realizar frotis y se observaron minuciosamente a través del microscopio, tomando en cuenta los criterios de Ponce de León *et al* (1999) y Paperna (1996). (A.2).

Utilizando una tijera de punta recta se incidió la cavidad abdominal del hospedador, desde la cloaca hasta la intersección branquial. Se retiró el tracto digestivo completo, desde la región oral – branquial, hasta el recto, luego se colocó en una caja de Petri conteniendo solución salina 0.7%, separando el hígado, mesenterios y tejidos grasos. (Figura A-8). Se examinó cada uno de ellos, tanto externa como internamente. Se examinó la cavidad general del cuerpo del pez, se retiraron ambos ojos y se examinaron al microscopio. (Figura A-9).

En peces grandes, se separó el cerebro y se colocó en una caja de Petri, y luego se colocó entre dos portaobjetos (técnica compresión) para una mejor observación. Luego se procedió de la misma forma con los músculos, cortando filetes con un bisturí. Una vez aislados los helmintos se lavaron en solución salina dejándolos reposar por 12 horas y posteriormente fueron colocados en viales con una dilución de alcohol a los 70%, rotulados con la ubicación anatómica de donde procede, número de muestra, fecha de muestreo y punto de muestreo. Se tomaron fotografías y videos de los especímenes para su posterior identificación.

Los parásitos encontrados tanto internos como externos fueron identificados mediante claves taxonómicas/pictográficas, las cuales fueron: género y especie (Nombre Científico), solamente género (spp.) o únicamente la familia (Vidal Martínez. *et al*. 2002), (A.3); y luego registrados en hoja de control parasitario.

3.3.5 Parámetros epidemiológicos

Para cada grupo y especie de pez se determinaron los siguientes factores epidemiológicos, definidos según Scholz. (1998)

Prevalencia, que es el resultado de dividir el número de peces parasitados por una especie de parásito en particular, entre el total de peces examinados.

Intensidad media, que resulta de dividir el total de parásitos de una especie particular de una muestra entre el número de peces infectados con el parásito.

Abundancia media, que es el resultado de dividir el número de parásitos de una especie particular en una especie pez, entre el total de peces examinados (infectados y no infectados).

3.4 Metodología estadística

Los datos individuales de cada pez, correspondiente a los parámetros: sexo, presencia de endoparásitos o ectoparásitos y ubicación geográfica, fueron tomados y registrados en una base de datos en Excel (Microsoft), y posteriormente analizados mediante Chi cuadrado utilizando el programa SPSS v.19 (Paquete Estadístico para las Ciencias Sociales), con el objetivo de determinar el grado de relación que pudiese haber entre las variables, y se expresa mediante la siguiente fórmula. (Segura.1993).

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

Dónde:

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 fórmula:

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

Dónde:

C = es el número de columnas.

R = es el número de reglones.

4 RESULTADOS Y DISCUSION

4.1 Especies de peces utilizados en el estudio

Las especies de peces más importantes encontradas en los seis sitios de muestreo comprendidas en la investigación, fueron las siguientes: Tilapia (*Oreochromis niloticus*), Mojarra negra (*Amphilophus macracanthus*), Guapote tigre (*Parachromis managuense*), Guapote roncador (*Pomadasys grandis*), Carpa china (*Ctenopharyngodon idellus*), Istatagua (*Cichlasoma trimaculatum*), tal como se muestra en el cuadro 1.

Cuadro 1. Numero de peces del estudio del Embalse Cerrón Grande

Puntos de Muestreo	Peces capturados					
	Tilapia	Mojarra negra	Guapote tigre	Guapote roncador	Istatagua	Carpa china
Sitio 1	5	8	7	6	0	0
Sitio 2	8	7	8	0	3	0
Sitio 3	5	10	8	0	3	0
Sitio 4	5	9	8	3	0	1
Sitio 5	11	10	5	0	0	0
Sitio 6	4	12	10	0	0	0
Total	38	56	46	9	6	1

La prueba de χ^2 (cuadro A.2) dio un valor de 46.961, la cual fue significativa ($P < 0,05$) cuando se compararon las especies de peces y los sitios de muestreo, lo que demuestra cualquiera de las seis especies se pueden encontrar en cualquiera de los sitios de muestreo señalados o lugares aledaños.

En el cuadro 2, se pueden observar las especies de peces más abundantes para el periodo de realización del estudio, que para el caso fueron la mojarra negra (35.9%), el guapote tigre (29.40%) y la tilapia (24.36%). Las demás especies tienen menor representatividad numérica, a menos para esta investigación.

Cuadro 2. Porcentaje de peces muestreados (Hembras y Machos) del Embalse Cerrón Grande

Especie de pez	Peces muestreados	%	Hembras	%	Machos	%
Tilapia	38	24.36	22	21.57	16	29.63
Mojarra negra	56	35.90	39	38.24	16	29.63
Guapote tigre	46	29.40	30	29.41	17	31.48
Guapote roncador	9	5.77	6	5.88	3	5.56
Istatagua	6	3.85	5	4.9	1	1.85
Carpa china	1	0.64	0	0.0	1	1.85
Del 100% de los peces muestreados el 65.38% fueron Hembras y 34.62% Machos						

También es importante señalar que, de la población muestreada, el 65.38% son hembras y el 34.62% son machos. Según Lacasa Millan (1993), la distribución y el sexo de los peces a lo largo de las cuencas fluviales están condicionados, por determinados factores físicos, químicos y biológicos entre los cuales están la temperatura, el flujo del agua, la corriente, la turbidez, la oxigenación, la disponibilidad de alimento y las interacciones entre las especies. Probablemente, esta composición por sexo contribuya a mantener una densidad poblacional de peces, a pesar de la presión ejercida por la pesca artesanal y las aves piscívoras sobre estos recursos en el embalse, (MARN. 2013).

4.2 Parasitosis general de peces por punto de muestreo

Sin considerar las especies de peces en particular, se constató un número de peces con diferentes niveles de carga parasitaria, tanto externos como internos (cuadro 3).

Cuadro 3. Peces infestados por parásitos externos e internos del Embalse Cerrón Grande

Puntos de Muestreo	N° de peces examinados	N° de peces infestados	N° total de ectoparásitos	N° total de endoparásitos
Sitio 1	26	9	34	34
Sitio 2	26	13	105	56
Sitio 3	26	20	160	103
Sitio 4	26	18	90	107
Sitio 5	26	21	97	96
Sitio 6	26	21	159	50
Total	156	102	645	446

Para el caso, en todos los sitios de muestreo se encontraron peces parasitados; incluso en la mayoría de estos (sitios de muestreo) se observó una similitud proporcional entre la cantidad de parásitos externos y parásitos internos, a excepción de los sitios 3 y 6 (Fig.1), que muestran mayor cantidad de parásitos para un mismo número de muestras, a pesar de que los peces tienen mecanismos de defensa inmunitaria, según lo expresa Rubio. (2010); quien manifiesta que la inmunidad innata les brinda a los peces mecanismos defensivos contra los parásitos.

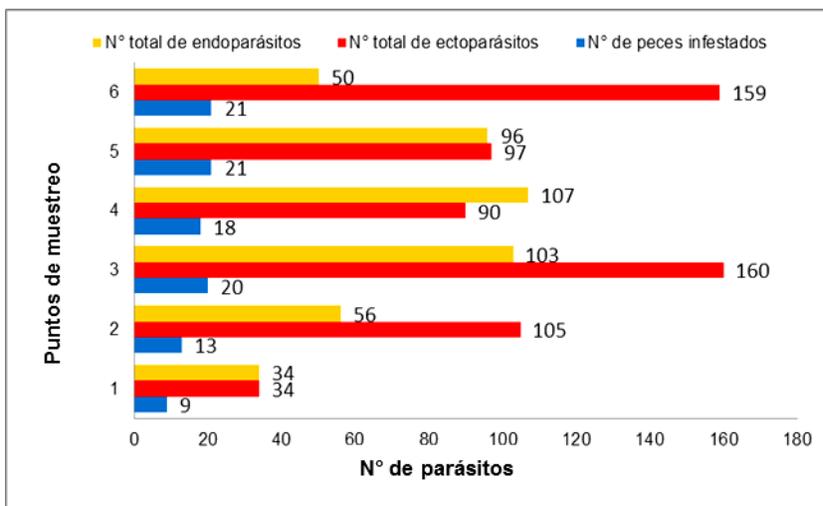


Fig. 1 Cantidad de endoparásitos y ectoparásitos

Según Lacasa Millan. (1993), bajo condiciones naturales los parásitos están casi siempre presentes en las poblaciones de peces. En estos casos, se encuentran en un complejo y dinámico equilibrio con sus hospedadores. Sin embargo, este equilibrio puede ser alterado por numerosos factores ambientales de origen humano o natural ya que el hombre está modificando continuamente los factores bióticos y abióticos de las masas de aguas ello hace que las condiciones naturales en las que viven los peces no sean tan reales como se pretende.

4.3 Clasificación de parásitos encontrados

Los parásitos descubiertos pertenecen al Phylum Platelminfos de la clase trematoda que pertenecen a la subclase monogenea y digenea, además se encontraron parásitos de la clase cestoda. Dentro del Phylum Nematelminfos se encontraron parásitos de la clase nematoda, subclase secernentea; esta última es la única que puede presentar zoonosis en su fase larvaria.

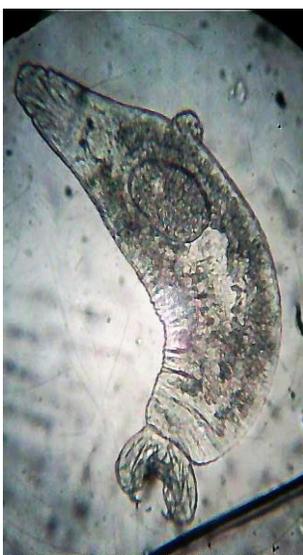
Según Salgado Maldonado (2009), los Phylum platelminfos y nematelminfos son frecuentes entre los animales silvestres, en particular entre los peces, pero solo un número relativamente reducido puede causar enfermedad al ser humano.

Los órganos de mayor presencia parasitaria fueron principalmente en branquias, ojos, aletas, intestinos, bilis e hígado (cuadro 4).

Para la determinación de las familias se tomaron en cuenta los criterios de Bunkley y Williams (1995), Paperna (1996).

Cuadro 4. Número de parásitos y órganos afectados del Embalse Cerrón Grande

Phylum	Clase	Subclase	Genero	N° de parásitos	Órganos afectados	zoonosis	Tipos de parásitos
Platelmintos	Trematoda	Monogenea	<i>Dactylogyrus</i> sp	632	Branquias	No	Ectoparásito
	Trematoda	Monogenea	<i>Gyrodactylus</i> sp	13	Aletas	No	Ectoparásito
	Trematoda	Digenea	<i>Diplostomun</i> sp	375	Ojos	No	Endoparásito
	Trematoda	Digenea	<i>Crassicutis</i> sp	11	Intestinos	No	Endoparásito
	Cestoda		<i>Valipora</i> sp	58	Bilis	No	Endoparásito
Nematelmintos	Nematoda	Secernentea	<i>Contracaecum</i> sp.	2	Hígado	A partir de la L3	Endoparásito



***Dactylogyrus* sp.** (Fig.2) es un parásito que se encontró en mayor cantidad (847) a nivel de branquias (632 especímenes), lo que concuerda con Ulloa Ulloa. (2008), quien los describe como monogéneos ovíparos que se localizan en las branquias, tienen uno o dos pares de grandes ganchos y 14 ganchitos marginales, dos pares de anclajes que se pueden utilizar para adherirse a las branquias de un hospedador, especialmente peces de agua dulce, y también existe la posibilidad de poderlos encontrar en la cavidad bucal.

Las especies de pez con mayor nivel de parasitismo son la Mojarra, Tilapia, Istatagua y Guapote tigre.

Fig. 2 *Dactylogyrus* sp
(Adulto)

***Gyrodactylus* sp.** (Fig.3) dentro del estudio solamente se contabilizaron 13 a nivel de aletas, descartándose en otras regiones del cuerpo. El hallazgo coincide con lo expresado por Osanz (2001); quien afirma que éstos parásitos pueden encontrarse principalmente en la piel, aletas, espinas y branquias; además son ovovivíparos, y que sus huevos se desarrollan y eclosionan dentro del útero antes de nacer llegando a presentar una segunda larva dentro de la primera, un tercio dentro de la segunda e incluso una cuarta en el interior del tercer nacimiento. Las especies de pez con mayor nivel de parasitismo son la Mojarra, Istatagua, Tilapia y Guapote tigre.



Fig. 3 *Gyrodactylus* sp
(Adulto)

Cuando se compara la presencia de trematodos monogéneos con las especies de peces dentro del estudio (Cuadro A.3), la prueba de χ^2 dio un valor de 34.500, resultando significativa ($P < 0,05$), por lo que se deduce que estadísticamente la especie de pez está relacionada con la presencia de este tipo de parásitos.



***Diplostomum* sp.** (Fig.4) se contabilizó un total de 375 metacercarias (estadio larvario) en el globo ocular de las especies de peces: Mojarra, Guapote tigre y tilapia, ya que en estado adulto, la mayoría de las especies de éste género, se encuentra en el intestino de las aves piscívoras, que para este caso se sospecha del pato cormorán (*Phalacrocorax brasilianus*), conocido en la zona de estudio como “pato chancho”, que es parte de la fauna del embalse, incluso se considera una especie invasora, según publicaciones del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN. 2013).

Fig. 4 *Diplostomum* sp (Fase Larvaria) Varios estudios se han realizado a nivel de América, donde demuestra la presencia del parásito, en tilapia y otras especies de peces de interés comercial. En México, (García. *et al.* 1993); encontraron altas prevalencias de metacercarias en tilapia. (Semenas. 1998); en Argentina encontró altas prevalencia de metacercarias en truchas.

***Crassicutis* sp.** (Fig.5), se encontró una cantidad total de 11 especímenes a nivel de intestinos de todas las especies muestreadas en el Embalse Cerrón Grande.

Según Salgado Maldonado. (2006), este género de parásito también ha sido reportado en distintas cuencas hidrológicas de México en donde ha sido registrada en 25 especies de peces cíclidos.

La prueba de χ^2 dio un valor de 61.045, resultando significativa ($P < 0,05$) cuando se compara la presencia de estos trematodos digéneos con las especies de peces dentro del estudio (Cuadro A.4), por lo que se concluye que estadísticamente, la presencia de éstos parásitos está relacionada con la especie de pez estudiada.



Fig. 5 *Crassicutis* sp (Adulto)



Fig. 6 *Valipora* sp
(Fase Larvaria)

***Valipora* sp.** (Fig.6) Es una tenia con capacidad de parasitar dentro de la bilis de los peces, y se contabilizaron un total de 58 parásitos dentro de los especímenes muestreados: Mojarra negra y Guapote roncador, y está reportada por Ulloa Ulloa, (2008), dentro de la biodiversidad de México y por Guevara, (1983), en el mismo país. Según Hryshchenko *et al* (1999), El Genero *Valipora* de la Familia Dilepidoz utilizan dos hospederos intermediarios, los primeros son crustáceos acuáticos: *Acanthodiptomus*, *Cíclope strenuus*, *Eudiptomus gracilis* y otros, los peces son los segundos hospederos intermediarios infestándose principalmente con la fase larvaria en la mucosa de la vesícula biliar, la fase adulta (Cestodos) se desarrolla en el intestino delgado de pájaros que se alimentan de peces, siendo los hospederos definitivos garzas y cormoranes.

Los peces se infestan cuando se alimentan de crustáceos que poseen plerocercoides desarrollándose posteriormente las larvas que penetran el lumen del tubo intestinal y luego migran dentro de la cavidad corporal; la mayoría entra en el hígado alojándose en la vesícula biliar y algunas larvas permanecen en la mucosa y submucosa del intestino.

Cuando se compara la relación entre la presencia de cestodos con las especies peces estudiadas, la prueba de χ^2 dio un valor de 7.502, resultando no significativa ($P > 0,05$), tal como se indica en el Cuadro A.5; por lo tanto, estadísticamente son independientes, es decir que la especie de pez no ejerce influencia sobre este tipo de parasitosis.

***Contracaecum* sp.** (Fig.7). De éste género parasítico solamente se contabilizó dos especímenes a nivel del hígado de peces de la especie Mojarra Negra y Guapote Tigre. A pesar de tener una baja prevalencia, es uno de los pocos parásitos con capacidad zoonótica. Los hospedadores definitivos de los miembros de este género son aves piscívoras, y en este caso se sospecha del pato cormorán (*Phalacrocorax brasilianus*).

Según Anderson. (1992), su tercer estadio larvario se presenta generalmente encapsulado, siendo el hombre un hospedador intermediario de manera accidental, por el consumo de pescado crudo.



Fig. 7 *Contracaecum* sp
(Fase Larvaria)

Cuando se compara la presencia de éste nematodo con las especies de peces capturadas, la prueba de χ^2 di un valor de 3.579, resultando no significativa ($P>0,05$), tal como se indica en el cuadro A.6; por lo que se concluye que no existe relación entre estos parásitos con las especies de peces estudiadas, lo que implica que el parasito podría encontrarse en cualquiera de las especies estudiadas.

4.4 Parámetros epidemiológicos

4.4.1 Prevalencia por puntos de muestreo

En el cuadro 5, y figura 8, se muestran la prevalencia de parásitos en cada sitio de muestreo, contando con la misma cantidad de peces analizados. Aquí se observa con claridad que los sitios de muestreo 3, 4, 5 y 6 poseen los valores de prevalencia más alta, con respecto a los demás sitios.

Cuadro 5. Prevalencia de parásitos por puntos de muestreo del Embalse Cerrón Grande

Puntos de muestreo	Peces muestreados	Positivos	Prevalencia %
Sitio 1	26	9	34.62
Sitio 2	26	13	50.00
Sitio 3	26	20	76.92
Sitio 4	26	18	69.23
Sitio 5	26	21	80.77
Sitio 6	26	21	80.77
Total	156	102	65.38

Los sitios 1 y 2, que muestran menores tasas de prevalencia, probablemente se deba a cambios de temperatura (microclima), favorecidas por los niveles del espejo de agua y la época del año, así como otros factores ambientales del embalse no estudiados,

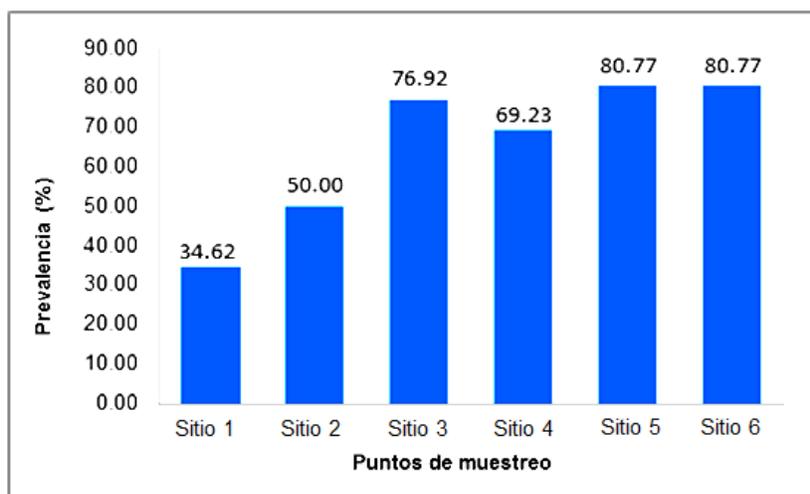


Fig. 8 Prevalencia parasitaria por puntos de muestreo

que puedan incidir tanto en los peces como en la fauna parasitaria, disminuyendo potencialmente su reproducción, crecimiento o afectando su sistema inmune.

Desde el punto de vista epidemiológico, los seis sitios muestreados tienen prevalencias parasitarias que podrían estar afectando la biología de los peces del lugar, así como la diseminación de estos parásitos a explotaciones comerciales de peces, ubicadas en el rango de vuelo del pato cormorán.

4.4.2 Prevalencia parasitaria por especie de pez

La prevalencia general de parásitos correspondiente a los 156 peces muestreados, es de 65% (Cuadro 6), la cual podría ser considerada alta, con respecto a los reportados por Mora, 2006, quien obtuvo una prevalencia parasitaria de 16%, en peces de diferentes ríos de la provincia de Oro, Ecuador.

También, Ulloa Ulloa. (2008), en un estudio realizado en Ecuador, utilizando 64 tilapias, concluyó que solo el 14.06% de los peces analizados se encontraron parasitados; mientras Ulloa Ulloa. (2008), en Bolivia, reporta un 20.3% de prevalencia en la misma especie de pez.

Cuadro 6. Prevalencia de parásitos por especie de peces del Embalse Cerrón Grande

Especie de pez	N° peces muestreados	Positivos	Negativos	Prevalencia %
Tilapia	38	26	12	68.42
Mojarra negra	56	51	5	91.07
Guapote tigre	46	19	27	41.30
Guapote roncadador	9	2	7	22.22
Istatagua	6	4	2	66.67
Carpa china	1	0	1	0
Total	156	102	54	65.38

La figura 9, muestra la distribución de prevalencia de parásitos por especie de pez, observándose a su vez, que la mayor prevalencia fue para Mojarra negra, Tilapia e Istatagua y con menor índice el Guapote tigre Guapote roncadador, (91.07%, 68.42%, 66.67%, 41.30% y 22.22%, respectivamente).

Estos resultados probablemente se deban a la susceptibilidad parasitaria de los peces por su especie, que a su vez podría estar influenciada por las altas poblaciones de aves piscívoras como hospedadores intermediarios (pato cormorán), así como, los altos niveles de contaminación que tiene dicho cuerpo de agua, modificando en alguna medida el sistema inmune de estos; para el caso, la mayoría de los contaminantes provienen de la industria, como es el cromo y plomo, que según reportes del MARN (2013), en 1977 el agua mostró niveles de 0.27-0.78 mg/l de cromo (valor permisible 0.05 mg/l) y 1.77-6.28 mg/l de plomo (valor permisible 0.5 mg/l). Estos valores reportados sobrepasan 1020 y 902 veces los valores permisibles respectivamente.

Los parámetros físico-químicos tales como: temperatura del agua, turbidez, salinidad, oxígeno disuelto y Ph, pueden incidir grandemente en el incremento o disminución de la fauna parasitaria, disponibilidad o escasez de alimento, (Lacasa Millan. 1993)

Tomando en cuenta todos los factores de riesgo antes descritos, que a pesar de que no fueron medidos, estos podrían afectar el sistema inmunológico directa o indirectamente de los peces, modificando los niveles de prevalencia parasitaria.

4.4.3 Intensidad media de parásitos por especie de pez (carga parasitaria)

A pesar que la prevalencia parasitaria general es alta (65.38%), la intensidad media general para las mismas muestras de peces es baja (3.84), tal como se observa en el cuadro 7, lo que significa que cada pez tiene la posibilidad teórica de tener al menos 3.84 parásitos de cualquier taxón dentro del estudio.

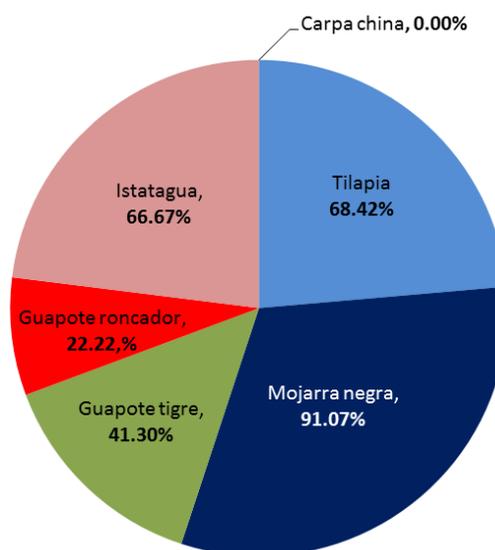


Fig. 9 Prevalencia parasitaria por especie de pez

Cuadro 7. Intensidad media y general de peces infestados por parásitos helmintos en el Embalse Cerrón Grande

Parásitos helmintos	Intensidad media					Intensidad General
	Tilapia	Mojarra	Guapote t.	Guapote r.	Istatagua	
Trematodos monogéneos	8.8	9.5	2.4	0.0	16.8	7.5
Trematodos digéneos	1.0	7.5	1.8	4.5	2.0	3.36
Cestodos	1.0	2.8	2.6	5.0	3.0	2.88
Nematodos	0.0	1.0	2.0	5.0	0.0	1.6
						3.84

Cuando se analiza la intensidad media para cada una de las especies de pez en forma individual para cada taxón parasitario (cuadro 7 y fig.10), se observa que los Trematodos monogéneos (ubicados en aletas y branquias), representan mayor carga parasitaria en Istatagua,

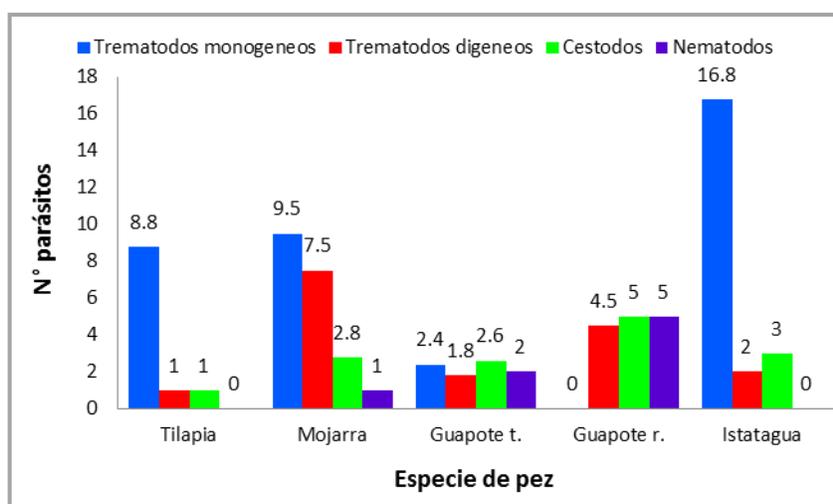


Fig. 10 Intensidad media por especie de pez

Mojarra, Tilapia y Guapote tigre, con valores de Intensidad media de 16.8, 9.5, 8.8 y 2.4, respectivamente.

Es importante señalar, que tanto el comportamiento alimenticio, la selección del hábitat por el hospedador, su posición en la jerarquía social y sus mecanismos de transmisión, son factores que están relacionados con las diferencias en la fauna parasitaria en determinados hospedadores (Hernández Ocampo. 2012)

4.4.4 Abundancia media de parásitos por especie de pez

La abundancia media general para la muestra de peces es baja (1.78), tal como se observa en el cuadro 8, lo que significa que cualquier taxón de parásitos tiene la posibilidad de infestar a las distintas especies de pez en el sitio del estudio.

Cuadro 8. Abundancia media de peces infectados por parásitos helmintos en el Embalse Cerrón Grande

Parásitos Helmintos	Abundancia Media General					Abundancia General
	Tilapia	Mojarra	Guapote t.	Guapote r.	Istatagua	
Trematodos Monogéneos	6	5.9	0.4	0	11.2	4.7
Trematodos Digéneos	0.1	6	0.5	1.5	0.7	1.76
Cestodos	0	0.4	0.5	0.6	1	0.5
Nematodos	0	0.1	0.1	0.6	0	0.16
						1.78

Al analizar la abundancia media para cada una de las especies de pez en forma individual, para cada taxón parasitario (cuadro 8 y fig.11), se observa que la Trematodos monogéneos (encontrados en aletas y branquias) son los más abundantes en Istatagua, Tilapia y Mojarra, con

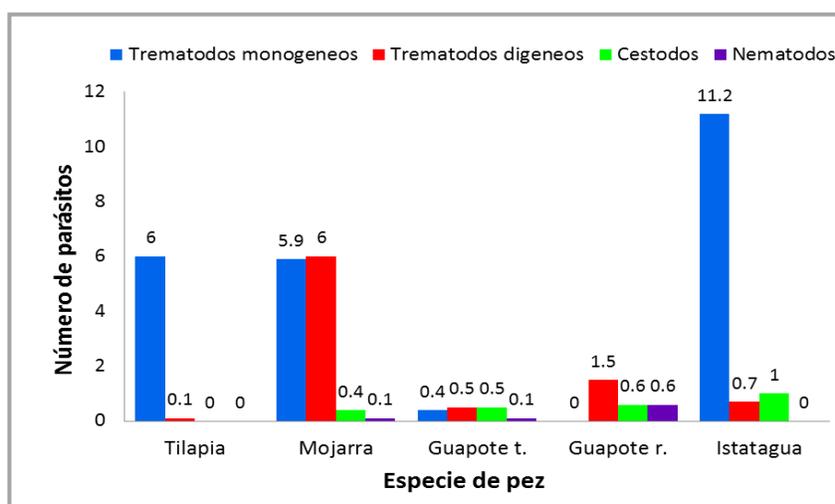


Fig. 11 Abundancia media por especie de pez

valores de abundancia media de 11.2, 6, y 5.9, respectivamente. Además, se observa que los trematodos digéneos (ubicados en ojos e intestinos) son los más abundantes en Mojarra, Guapote roncador, Istatagua, con valores de abundancia media de 6, 1.5, y 0.7, respectivamente.

Un estudio realizado por Hernández Ocampo. (2012), en granjas de producción piscícola en el Estado de Morelos, México, encontró que la abundancia de helmintos en términos generales, fue más alta en época seca, posiblemente debido a la estabilidad de las temperaturas.

En la investigación realizada en el embalse, no se pueden precisar las razones de dicho comportamiento, ya que no se cuenta con investigaciones previas que permitan hacer una comparación al respecto.

5 CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos se concluye que:

- 1) Las especies de peces más abundantes en el embalse Cerrón Grande, durante el período del estudio, fueron: Mojarra negra (*Amphilophus macracanthus*) 35.90%, Guapote tigre (*Parachromis managuense*) 29.40%, Tilapia (*Oreochromis niloticus*) 24.36%, Guapote roncadador (*Pomadasys grandis*) 5.77%, y de menor importancia, Istatagua (*Cichlasoma trimaculatum*) 3.85%, y Carpa china (*Ctenopharyngodon idellus*) 0.64%.
- 2) La fauna parasitológica encontrada en los peces muestreados fue: *Dactylogyrus* sp. y *Gyrodactylus* sp. (Trematodos monogéneos); *Diplostomun* sp. y *Crassicutis* sp (Trematodos digéneos); *Valipora* sp (Cestodo), todos agrupados en el phylum Platelminfos. También se encontró *Contraecaecum* sp. (Nematodo) de la familia Anisakidae, el cual tiene importancia en la salud pública, por las potenciales zoonosis reportadas en diferentes regiones del mundo, lo cual merece mucha atención a nivel local y nacional.
- 3) La mayor carga parasitaria fue atribuida a los trematodos monogéneos, encontrados en aletas y branquias, no obstante, los trematodos digéneos, cestodos y nematodos fueron menos representativos en este parámetro, siendo la intensidad media general de peces infectados por parásitos helmintos de 3.84, lo que implica que cada pez tiene la posibilidad teórica de tener de tres a cuatro parásitos de cualquiera de los seis géneros reportados del Embalse Cerrón Grande.
- 4) Los parásitos más representativos fueron los trematodos (monogéneos y digéneos) encontrados en los peces, cuya abundancia media general de peces infectados por parásitos helmintos fue de 1.78, es decir que cualquier taxón de parásito tiene la posibilidad de infestar a las distintas especies de peces reportados del Embalse Cerrón Grande.

6 RECOMENDACIONES

1. Realizar estudios relacionados a parásitos que pueden afectar la salud pública en los sistemas de producción acuícolas.
2. Realizar estudios de indicadores ambientales que puedan incidir en la relación biológica parásitos-peces.
3. Realizar estudios parasitológicos en explotaciones comerciales de tilapias, así como de aves piscívoras que podrían estar involucradas en el ciclo biológico de los mismos.
4. Incentivar a los estudiantes a realizar nuevas investigaciones en el área de la ictiopatología.

7 BIBLIOGRAFIA

1. **Anderson, RC. 1992.** subfamily anisakinae. EN: nematode parasites of vertebrates: their development and transmission (en línea). Consultado 13 jun. 2014. Disponible en: <http://es.slideshare.net/acoleman2/nematode-parasites-of-vertebrates-their-development-and-transmission>
2. **Avdalov, N. 2009.** Manual de control de calidad y manipulación de productos pesqueros para pescadores y procesadores artesanales. (en línea).SV. Consultado 08 mar. 2013. Disponible en: <http://www.infopesca.org/sites/default/files/complemento/publibreacceso/321/Manual%20pescadores%20artesanales.pdf>
3. **BCR (Banco Central de Reserva), 2012.** Revista trimestral (en línea). SV. Consultado 13 mar. 2013. Disponible en: <http://www.bcr.gob.sv/bcrsite/uploaded/content/category/1821540352.pdf>
4. **Bunkley, WL; Williams, EHJ. 1995.** Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de puerto rico. 1a ed. PR. Antillean College Press, Mayagüez.192p.
5. **Campillo, M; Cordero, L; Rojo Vásquez, FA. 1999,** Parasitología Veterinaria, Madrid, ES. McGraw-Hill Interamericana, 968 p.
6. **Crespo, JF; Crespo, RF. 2003.** Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. (en línea). Red de Revistas Científicas de América Latina y el Caribe, España y Portugal (REDALYC). 41(2):175-192 consultado 07 dic 2012. Disponible en: <http://www.tecnicapecuaria.org.mx/trabajos/200306273628.pdf>
7. **FAO, 2005.** Visión general del sector acuícola nacional - El Salvador. (en línea) Consultado 15_ene. 2013. Disponible en: http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_elsalvador/es
8. **FUSADES (Fundación Salvadoreña para el Desarrollo Económico y Social), 2012.** Informe de Coyuntura Económica: primer trimestre de 2012 (en línea). Consultado_el_12_mar. Disponible en: http://www.google.com/sv/url?sa=t&rct=j&q=&e src=s&source=web&cd=1&ved=0CC0QFjAA&url=http%3A%2F%2Fwww.fusades.org%2Findex.php%3Foption%3Dcom_k2%26view%3Ditem%26task%3Ddownload%26id%3D26&ei=iZc_Ub1K8fA2gXihYD4Aw&usq=AFQjCNFPtTPmB8TL7AWin9WPFsIOglyXQ&sig 2=PY5U8ZvurPZLHd2xbmNFg
9. **García, MI; Muñoz AB; Amaya AI; Roldan PI; Moreno AG. 2009.** Manual de laboratorio de Parasitología, Cestodos (en línea). Revista Reduca (Biología). Serie Parasitología. 2(5):1-36. Consultado 05 ene 2013. Disponible en: <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/805/819>

10. **Guevara, FE. 1983.** Estudio limnológico preliminar del embalse artificial Cerrón Grande. Universidad de El Salvador. 118 p.
11. **Hepher. B; Pruginin. Y. 2001.** Cultivo de peces comerciales Trad. LF Canudas. 5a. ed. D.F. MX. Limusa. 316 p.
12. **Hernandez Ocampo, D. 2012.** Diagnóstico y transmisión de Helminetos introducidos en peces exóticos del Estado de Morelos, Mexico Tesis Dr. MX. Universidad Autonoma de Queretaro. 50p.
13. **Hryshchenko. LI; Akbal. MSh; Vasilkov. GV. 1999.** Enfermedades de Pescado y Fundamentos, (en línea) Moscu, RU. S.N. Shestak, consultado 18 feb 2015. Disponible en: http://geohobby.ru/enc/grishhenko_akbaev_vasilkov_bolezni_ryib_i_osn_ovy_ryibovodstva.html?page=1 y [page=58](http://geohobby.ru/enc/grishhenko_akbaev_vasilkov_bolezni_ryib_i_osn_ovy_ryibovodstva.html?page=58)
14. **IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura) /MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería). 2011.** Caracterización de la cadena productiva de acuicultura (tilapia), (en línea). SV. Consultado 14 ene. 2013. Disponible en: [http://www.iica.int/Esp/regiones/central/salvador/Documents/Documento s%20PAF/caracterizacion_acuicola_tilapia.pdf](http://www.iica.int/Esp/regiones/central/salvador/Documents/Documento%20PAF/caracterizacion_acuicola_tilapia.pdf)
15. **Jiménez. I; Sánchez. ML. 2004.** Embalse Cerrón Grande. Propuesta de Sitio Ramsar. SV. MARN/AECI. 49 p.
16. **Kinkelin. P; Michel. C; Ghittino. P. 1990.** Tratado de las enfermedades de los peces. Zaragoza, ES, Acribia S.A. 317 p
17. **Lacasa Millan. MI. 1993.** Introducción a la parasitofauna de peces ciprinidos de la cuenca media del rio Llobregat. Tesis Dr. ES. Universidad autónoma de Barcelona. 393p.
18. **Lamothe Argumedo, R. 1994.** Importancia de la helmintología en el desarrollo de la acuicultura (en línea). MX. Consultado 14 ene. 2013. Disponible en: <http://www.biblioteca.org.ar/libros/91627.pdf>
19. **Maestre Vera, JR; Toral Revuelta, JR. 2004.** Parasitosis intestinal por nematodos asociada al consumo de pescado contaminado (en línea). Revista Clínica Esp. 204(5):264-5. Consultado 11 mar. 2013. Disponible en: <http://www.elsevier.es/sites/default/files/elsevier/pdf/65/65v204n05a13061413pdf001.pdf>
20. **Marcotegui. PS. 2011.** Capítulo 2. Taxonomía de los Monogeneos, (en línea). Consultado 25nov. 2012 Disponible en: http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/5240/2_Taxonom%C3%ADa_de_los_Monogeneos.pdf?sequence=8

21. **MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2013.** Pato Chanco invade Cerrón Grande (en línea). Consultado 12 feb. 2015. disponible en: http://www.marn.gob.sv/index.php?option=com_content&view=article&catid=1:noticias-ciudadano&id=1787:pato-chancho-invade-cerron-grande&Itemid=227
22. **Moran Hernández, CA; Vanegas Martínez, HA. 2005.** Sistema de fishmarketing, para mejorar la comercialización de peces y mariscos extraídos por los pescadores artesanales en el puerto de la libertad. (en línea) Tesis Lic. SV, Universidad Francisco Gavidia. 149p. Consultado 14 feb. 2013. disponible en: <http://www.wisis.ufg.edu.sv/www.wisis/documentos/TE/639.2-M829p/639.2-M829p-Pii.pdf>
23. **Noble. ER. 1965.** Parasitología, biología de los animales. 2a ed. Interamericana. MX. Interamericana. 675 p.
24. **OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). 2007.** Descripción de Embalses de El Salvador (en línea). Consultado 11 oct. 2012. Disponible en: <http://www.oirsa.org/aplicaciones/subidoarchivos/BibliotecaVirtual/EmbalsesSalvador.pdf>
25. **Osanz, A. 2001.** Presencia de larvas de anisákidos (Nematoda: Ascaridoidea) en pescado de consumo capturado en la zona pesquera de Tarragona. (en línea) Tesis Dr. en Veterinaria. Barcelona. Universidad Autónoma de Barcelona. 223 p. Disponible en: <http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/5628/acom1de2.pdf?sequence=1>
26. **Paperna, I. 1996.** Parasites, infections and diseases of fishes in Africa. An update CIFA Technical Paper. No.31. Rome, FAO. 1996. 232p.
27. **Ponce de León, GP; Garcia Prieto; L, Sarabia; DO, Regagnon; VL. 1996.** Helmintos parásitos de peces de aguas continentales de México. MX. UNAM. 100 p.
28. **Ponce de León; GP. García Prieto; L. Mendoza Garfias; B. Leon Regagnon; VL. 1999.** Biodiversidad de helmintos parásitos de peces marinos y estuarinos de la Bahía de Chamela, Jalisco. MX.UNAM. 49 p.
29. **Porraz Álvarez. OL. 2006.** Diversidad de helmintos (platyhelminthes: monogenea) de algunas especies de peces marinos de Veracruz y de agua dulce de Hidalgo (en línea). Tesis Lic. MX, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. 112 p. Disponible en: <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/231104/676/1/Diversidad%20de%20helmitos.pdf>
30. **Quijada. J. Avdalov. N. Lima dos Santos, CA. 2005.** Presencia de Ictiozoonosis en países de Latinoamérica enfermedades parasitarias por consumo de pescado.

- Incidencia en América Latina. (en línea). INFOPECA INTERNACIONAL nº 24:16-2. Consultado 12mar. 2013. Disponible en: http://www.simcope.com.br/II_Simcope/pdf/palestra_nelson_avdalov.pdf
31. **Quiroz Romero, H.1984.** Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. D.F. MX. Limusa. S.A de C.V. 876 p.
 32. **Rubio. MG. 2010.** Inmunología de los peces óseos. Revisión (en línea). Revista. mex. de cienc. pecuarias. 1(1):47-57. Consultado 22 dic. 2014. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/2656/265620245004.pdf>
 33. **Salgado Maldonado. G. 2006.** Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico (en línea). Consultado 30 dic 2014 disponible en: <http://www.mapress.com/zootaxa/2006f/zt01324p357.pdf>
 34. **Salgado Maldonado. G. 2009.** Atlas de helmintos de peces de agua dulce de México las especies más comunes de helmintos. (en línea). Consultado 25 nov. 2013. Disponible en: http://www.ibiologia.unam.mx/pdf/directorio/s/salgado/manual/manual_prac_parasitol.pdf
 35. **Salgado Maldonado. G; Osorio Sarabia, D. 1987.** Helmintos de algunos peces del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. MX. Ciencia y Desarrollo CONACyT mayo - junio. no. 74:41 - 57.
 36. **Sanmartin. ML; Quintero. P; Santamaria. MT; Iglesias. R; Leiro. J; Ubeira; FM. 1994.** Nematodos parásitos en peces de Costas Gallegas, Madrid, ES, Díaz de Santos, S.A. 80.p.
 37. **Scholz. T. 1998.** Parásitos de peces nativos de cenotes de la Península de Yucatán, un ecosistema único en México (en línea) Instituto Politécnico Nacional. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados-Mérida. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. P099. MX, D.F. consultado 25 oct. 2013. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfP099.pdf>
 38. **Segura. JC. 1993.** Manual de muestreo para la salud y producción animal.MX. Universidad Autónoma de Yucatán. 63 p.
 39. **Semenas. L. 1998.** Primer registro de diplostomiasis ocular en trucha arco iris cultivada en Patagonia Argentina (en línea). Arch. med. vet. v.30 n.2 Valdivia. Consultado 10 ene 2015. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X1998000200018>
 40. **Soulsby. EJH. 1982.** Helminths, Arthropods and Protozoa of domesticated animals. 7ª ed. Philadelphia, Pa. USA, Lea and Febiger. 809 p.

41. **Ulloa Ulloa. LA. 2008.** Determinación de parásitos en pescados más comercializados, en los mercados 10 de noviembre y 24 de mayo (bellavista), ubicado en el cantón guaranda, provincia bolívar. Tesis Lic. EC. Universidad estatal de bolívar. 96 p.
42. **Vidal Martínez; VM. Aguirre Macedo; LM. Sholz; T. Gonzales Solis; D. Mendoza franco; EF. 2002.** Atlas de los helmintos Parásitos de ciclidos de México. Instituto Politécnico Nacional (en línea).MX. Tresguerras. 184 p. consultado el 14 mar. 2013. Disponible en:
<http://www.ciclidis-Mexico.com/articulos/helmintos%20en%20los%20ciclidis.pdf>
43. **Wilford Oslen. O. 1974.** Animal parasites their life cycles and ecology. Dover publications, Inc., N. Y. 562 p

8 ANEXOS

Cuadro. A. 1 - HOJA DE CONTROL PARASITARIO

Datos del Hospedador (Peces)				
Nombre científico/Nombre común				
Número o Código				
Fecha de captura				
Localidad y Provincia				
Colector/es				
Método de captura				
Prospección				
Sexo				
Peso (indicar peso fresco/formol)				
Longitud estándar				
Otros datos de interés				
Dieta (Contenido estomacal)				
Helminths (indicar especie/familia/clase, nº de ejemplares, estadio de desarrollo, Examen externo)				
Superficie corporal				
Cloaca				
Ojos				
Orificios nasales				
Aletas (caudal, dorsal, pectorales, pélvicas, anal)				
Opérculo				
Cavidad branquial				
Arcos branquiales				
Examen interno				
Cavidad del cuerpo				
Mesenterios				
Musculatura				
Boca				
Esófago				
Estómago				
Intestino (indicar porción)				
Recto				
Cloaca				
Hígado				
Riñón				
Vesícula Biliar				
Vejiga natatoria				
Corazón				
Gónadas				
Cerebro				
Ojos				

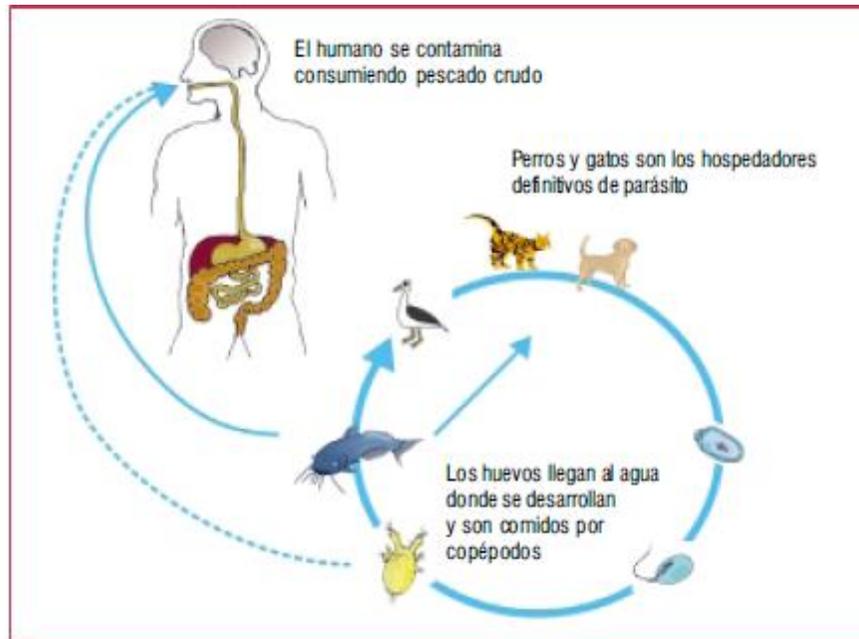


Fig. A. 1 - CICLO DE VIDA DE UN TREMATODO

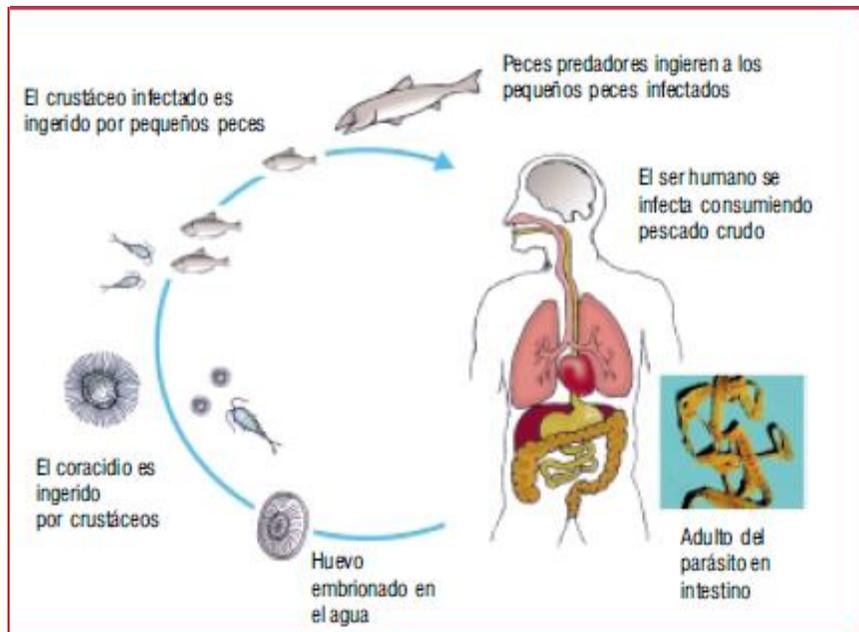


Fig. A. 2 - CICLO DE VIDA DE UN CESTODO

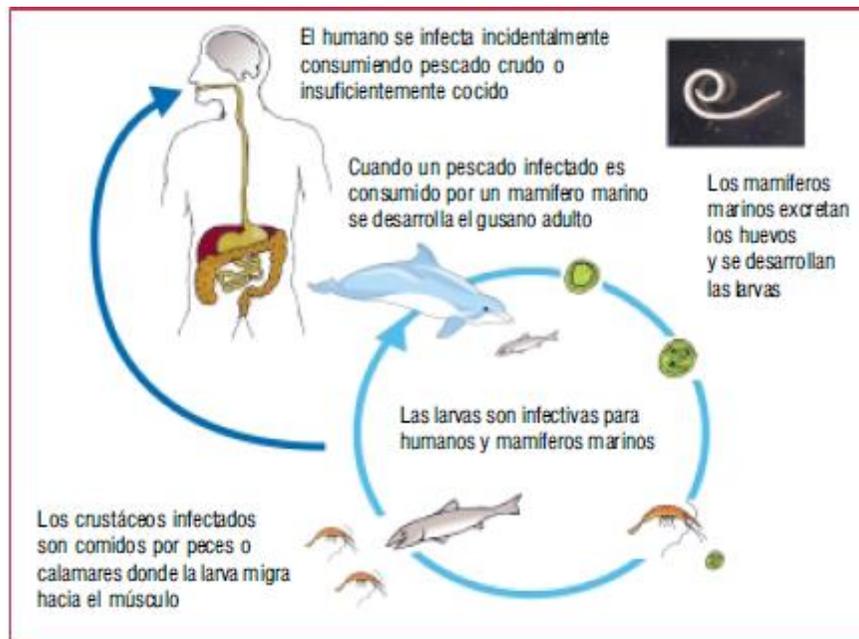


Fig. A. 3 - CICLO DE VIDA DE UN NEMÁTODO

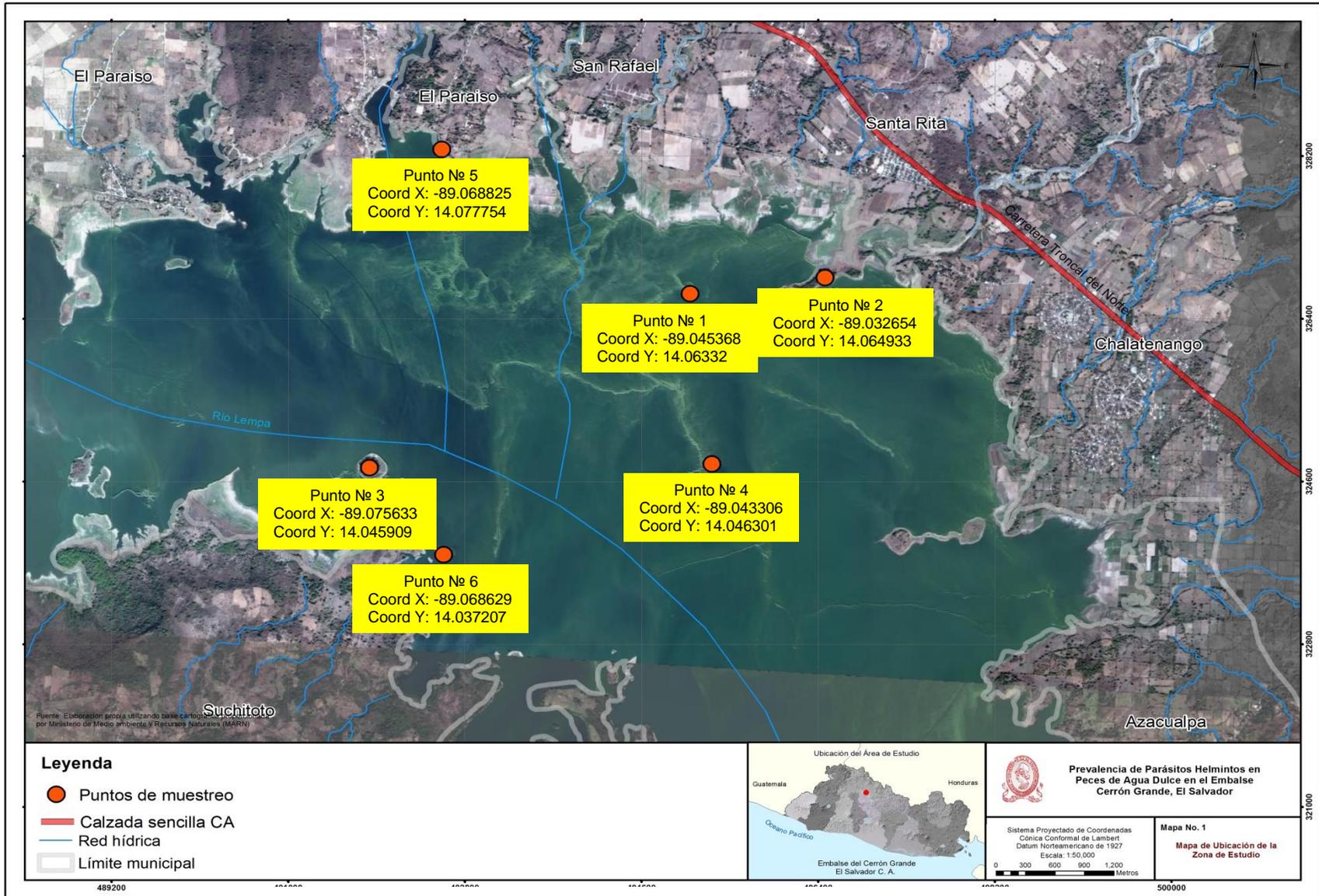


Fig. A. 4 - PUNTOS DE MUESTREO EN EL EMBALSE CERRÓN GRANDE



Fig. A. 5 - RECOLECCION DE PECES



Fig. A. 6 - RECEPCION DE LAS MUESTRAS



Fig. A. 7 - DIAGNOSTICO DE PARÁSITOS EXTERNOS



Fig. A. 8 - DIAGNOSTICO DE PARÁSITOS INTERNOS



Fig. A. 9 - DIAGNOSTICO DE PARÁSITOS EXTERNOS

A. 1 - EXAMEN DE HOSPEDEROS.

- 1) Antes de cualquier otro procedimiento, es importante iniciar con el examen para monogéneos. Son los helmintos que más fácilmente se pierden, o que podemos obviar en la revisión de los peces.
- 2) Sacrificar al pez (por punción en el cerebro, por ejemplo). Inmediatamente colocarlo en una caja de Petri con (poca) agua del medio (del lago, del río de donde proceda la pesca) y proceder al examen bajo microscopio estereoscópico.
- 3) Durante todo el procedimiento cuidar de mantener la humedad suficiente en todo el cuerpo del hospedero, mediante goteo frecuente de agua del medio. Examinar la piel, y la superficie general del cuerpo, observar cuidadosamente ambas caras de cada aleta. Separar las aletas pélvicas y pectorales cortándolas desde su base, lo más próximo al cuerpo del hospedero, colocarlas en cajas de Petri con poca agua del medio para facilitar su observación. Abrir los opérculos y retirar de la cavidad branquial las branquias completas. Colocarlas en una caja de Petri con agua del medio y separar cada arco Página 12 de 56 branquial individualizándolo para su mejor observación.
- 4) Revisar cada arco cuidadosamente, por ambas caras, y entre los filamentos branquiales, ayudándose con agujas de disección finas y pinzas de relojero, todo bajo microscopio estereoscópico, en cajas de Petri, con agua del medio. Con un pincel fino (00 o similar) revisar los orificios del pez, las cavidades nasales, cloaca, y el interior de la boca y la cara interna de los opérculos.
- 5) Con ayuda de pinzas de punta roma retirar una serie completa de escamas, preferentemente las de la línea lateral, colocarlas en un portaobjetos con agua del medio, y examinarlas al microscopio estereoscópico, por ambas caras.
- 6) En los peces de agua dulce de México por lo general los monogéneos son muy pequeños, transparentes, poco evidentes separarlos con ayuda de pinceles y agujas de disección y colocarlos en portaobjetos, cajas de Petri pequeñas o discos de Syracuse apropiados SIEMPRE CON AGUA DEL MEDIO, para su estudio en vivo y fijación.
- 7) Los monogéneos deben fijarse inmediatamente (ver procedimientos más abajo). En las escamas, la piel, o enquistadas en los filamentos branquiales es frecuente encontrar metacercarias (formas larvarias de tremátodos), algunas de las cuales son muy pequeñas. Separar las metacercarias de los tejidos del hospedero con pinzas de punta fina, colocarlas entre porta y cubreobjetos o en cajas de Petri pequeñas.

8) Por lo general estas metacercarias están enquistadas, sacarlas del quiste mecánicamente, antes de proceder a la fijación. Antes de proceder a la siguiente etapa del examen helmintológico tomar los datos merísticos del hospedero, longitud total, longitud patrón, altura, peso, estos datos permitirán correlacionar las helmintiasis con las características generales de los hospederos (los peces se sexarán posteriormente, durante la disección de los órganos internos, por Página 13 de 56 examen directo de las gónadas). La Fig. muestra una hoja de campo de las que usamos en investigación para anotar los datos de las colectas.

A. 2 - EXAMEN INTERNO DE HOSPEDEROS.

- Se realiza una incisión sobre la superficie ventral de los peces, las vísceras son extraídas y separadas en cajas petri con la misma solución, revisándose la cavidad corporal.
- El tubo digestivo (estomago ciegos intestinos), fue separado del resto de órganos y fue revisado al igual vejiga urinaria y natatoria, corazón, riñón y gónadas.
- Por desgarramiento con agujas de disección bajo el microscopio estereoscopio.
- El hígado se revisó comprimiéndolo entre dos vidrios gruesos todos los helmintos encontrados en cada uno de los hábitats se contaron *in situ* y posteriormente se les separaron con ayuda de pinces finos.
- Es recomendable separar cada órgano y tejido en cajas de Petri con solución salina 0.7% durante el examen.
- Aislar los tejidos del hospedero, Página 14 de 56 colocarlos en cajas de Petri con solución salina y sacarlos de los quistes para observarlos en vivo y fijarlos adecuadamente
- Pueden encontrarse también metacercarias y larvas de nemátodos libres y enquistadas.
- También se encuentran sobre el hígado, los mesenterios o sobre la parte externa de la pared del intestino, larvas de acantocéfalos enquistadas (cistacantos) y metacéstodos (larvas de céstodos).
- Es preciso retirarlas de los tejidos del hospedero, sacarlas del quiste y colocarlas en cajas de Petri para su fijación posterior.

PROCESAMIENTO DE HELMINTOS

Conservación de helmintos. Para su estudio morfológico y determinación taxonómica, los platelmintos y los acantocéfalos se procesan para hacer preparaciones permanentes para el microscopio de organismos totales. La tinción y procesamiento de helmintos da mejores resultados si se hace inmediatamente después de la recolección y fijación. Los especímenes pueden conservarse indefinidamente en viales con alcohol etílico al 70%. Los especímenes de cada especie de helminto por cada hospedero y órgano se separan colocándolos en viales llenos con alcohol etílico al 70%. Cada vial se identifica con una pequeña etiqueta que se coloca dentro junto con los parásitos. Los datos se escriben con lápiz o tinta china usando cartulina resistente, incluyendo el número y tipo de helmintos, el hospedero (nombre científico y número del hospedero si se le ha asignado uno), el órgano en que habitaban los parásitos, la localidad de colecta de los hospederos, la fecha y el colector. Cada dato es sumamente importante, y debe escribirse correctamente con la máxima legibilidad.

A. 3 - CLAVES TAXONOMICAS

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE DIGENEOS ADULTOS

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

*** 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, *Bucephalus* 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, *Echinochasmus leopoldinae*
 – Collar de espinas no interrumpidas dorsalmente, en escamas, *Drepanocephalus* 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, *Ascocotyle (Ascocotyle) tenuicollis*
 – Ventosa oral sin apéndice posterior; ciegos intestinales largos, postacetabulares, en branquias, *Centrocestus formosanus*
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, *Ascocotyle (Ascocotyle) nunezae*
 – Ventosa oral armada con 16 espinas en un círculo completo y cuatro espinas accesorias; en vísceras y órganos internos, *Ascocotyle (Phagicola) nana*
9. Ventosa oral con apéndice posterior; cuerpo piriforme; gonotilo presente, muy grande, *Ascocotyle (Phagicola) 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, *Pelaezia loossi*
 Ventosa oral con 20 espinas; ciegos intestinales no unidos. 11
11. Ciegos intestinales no abren afuera del cuerpo, *Acanthostomidae gen. sp.*
 – 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, *Stunkardiella minima*
 – Dos ciegos intestinales presentes, uno de ellos atrofiado; espinas circumorales delgadas; la relación de ventosas mayor que 1.8:1, *Atrophecaecum (?) astorquii*
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, *Clinostomum complanatum*
 – 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, *Ribeiroia ondatrae*
 – Esófago sin divertículos laterales. 16
16. Ciegos intestinales voluminosos, sinuosos, ocupando casi todo el ancho del cuerpo, *Torticaecum* sp.
 32. Ciegos intestinales más delgados, no sinuosos. 17
17. Ventosa ventral modificada (reducida), con pequeñas escleritas tipo gancho; un testículo presente, *Haplorchis pumilio*
 – 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, *Perezitrema bychowskyi*
 – 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, *Heterophyidae* gen. sp.
 – Dos testículos presentes; prefaringe muy corta. 20
20. Manchas oculares (ocelos) presentes; faringe grande, casi del mismo tamaño de la ventosa ventral, *Oligogonotylus manteri*
 – 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, *Cladocystis trifolium*
 – Sistema excretor sin ramificaciones, en forma de Y; sin grupos de células glandulare. 22
22. Ventosas y faringe grandes y musculosas; acetábulo postecuatorial, *Tabascotrema verai*
 – Ventosas y faringe pequeñas y menos musculares; acetábulo preecuatorial, *Cryptogonimidae* 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, *Cotylurus* sp.
 – Pseudoventosas en el margen anterolateral del cuerpo. 25
25. Cuerpo redondo, ancho, con la parte posterior más estrecha, *Tetracotyle* sp.
 – Cuerpo alargado. 26
26. Acetábulo ausente; libre en el humor acuoso, *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum*
 Acetábulo presente; en quistes transparentes en el músculo, *Diplostomidae* gen. sp.
27. Faringe ausente; en mesenterios, *Apharyngostrigea* 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, *Uvulifer* sp.
 – Radio de ventosas 1:1.34-1.66; en quiste transparente en el músculo, *Posthodiplostomum minimum*
30. Radio de ventosas 1:2.42-3.00, *Crocodilicola pseudostoma*
 – 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 *Mesostephanus* sp.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE MONOGENEOS

1. Manchas oculares presentes; sin embrión desarrollado. 2
 – Manchas oculares ausentes; con embrión desarrollado, *Gyrodactylus* sp. 2 y *Gyrodactylus* sp. 3
2. Un par de macroganchos, *Ancyrocephalinae* 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, *Sciadicleithrum meekii*
 - 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, *Sciadicleithrum bravohollisae* – 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, *Sciadicleithrum splendidae*
 - Vagina como un tubo delgado dirigido lateralmente; órgano copulador masculino formando un anillo pobremente desarrollado, *Sciadicleithrum mexicanum*1
- 7. Macroganchos con raíces pobremente desarrolladas, muy similares en forma y tamaño, base del OCM con una placa serrada, *Cichlidogyrus sclerosus*
- 8. Macroganchos con raíces desarrolladas, los dorsales más pequeños que los ventrales, base del OCM oval sin una placa serrada, *Cichlidogyrus dossoui*.

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, *Bothriocephalus acheilognathi*
 - Escólex elongado, con disco apical bien desarrollado, dos incisiones laterales y dos botrios anchos y poco profundos, *Bothriocephalus pearsei*
3. Escólex con 4 tentáculos armados con numerosos ganchos, *Trypanorhyncha* 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, *Glossocercus caribaensis*
- Larva pequeña, con ganchos rostelares muy pequeños 17-19 de largo, grandes 34-35, en vesícula biliar, *Valipora mutabilis*
- 6. Larva enquistada, con escólex invaginado; en mesenterio y órganos internos, Proteocephalidea gen. sp.
- Larva libre, con escólex evaginado; en lumen intestinal, Tetraphyllidea gen. sp.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE NEMATODOS ADULTOS

1. Esófago formado por una parte muscular anterior y un esticosoma. Machos con una sola 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 kraitscheri*
- 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) rebecae*

– 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, *Spiroxys* sp.
11. Cuerpo con espinas. Extremo cefálico con dos proyecciones cónicas. Cola con formación terminal redonda provista con diminutos brotes en forma de papila, *Physocephalus sexalatus*
 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, *Gnathostoma* sp.

– Cuerpo armado con espinas grandes. Estoma bien desarrollado. Bulbo cefálico ausente. Sin glándulas cefálicas. Cola con dos proyecciones laterales en forma de mucrón, *Spinitectus* 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*

ANALISIS ESTADISTICO

Cuadro. A. 2 - Prueba estadística de puntos de muestreo por especie de peces encontradas

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	46.961 ^a	25	.005
Razón de verosimilitud	46.128	25	.006
Asociación lineal por lineal	1.835	1	.176
N de casos válidos	156		

a. 18 casillas (50.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es .17.

Cuadro. A. 3 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos monogeneos

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	34.500 ^a	5	.000
Razón de verosimilitud	39.586	5	.000
Asociación lineal por lineal	.591	1	.442
N de casos válidos	156		

a. 6 casillas (50.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es .47.

Cuadro. A. 4 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos digeneos

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	61.045 ^a	5	.000
Razón de verosimilitud	66.200	5	.000
Asociación lineal por lineal	18.888	1	.000
N de casos válidos	156		

a. 5 casillas (41.7%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es .40.

Cuadro. A. 5 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos cestodos**Pruebas de chi-cuadrado**

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	7.502 ^a	5	.186
Razón de verosimilitud	8.910	5	.113
Asociación lineal por lineal	2.811	1	.094
N de casos válidos	156		

a. 4 casillas (33.3%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es .14

Cuadro. A. 6 - Especies de peces encontrados en las zonas por parásitos nematodos**Pruebas de chi-cuadrado**

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	3.579 ^a	5	.612
Razón de verosimilitud	5.280	5	.383
Asociación lineal por lineal	.747	1	.388
N de casos válidos	156		

a. 7 casillas (58.3%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es .04.