

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA



Universidad de El Salvador
Hacia la libertad por la cultura

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

**PERFIL PARASITOLÓGICO DE *Oreochromis niloticus* Y SU RELACIÓN
CON LA CALIDAD DEL AGUA EN GRANJAS ACUÍCOLAS DEL
DISTRITO DE RIEGO ATIACOYO, SAN PABLO TACACHICO, LA
LIBERTAD, EL SALVADOR.**

PRESENTADO POR:

EDWIN ANTONIO MERINO HERNÁNDEZ

MARLON CRISTIAN FLORES UMAÑA

PARA OPTAR AL GRADO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO DE 2015

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA



Universidad de El Salvador
Hacia la libertad por la cultura

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

**PERFIL PARASITOLÓGICO DE *Oreochromis niloticus* Y SU RELACIÓN
CON LA CALIDAD DEL AGUA EN GRANJAS ACUÍCOLAS DEL
DISTRITO DE RIEGO ATIACOYO, SAN PABLO TACACHICO, LA
LIBERTAD, EL SALVADOR.**

PARA OPTAR AL GRADO DE:

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

ASESOR

LIC. M.V.Z. ROBERTO GUILLEN PAREDES

F. _____

CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO DE 2015

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA



Universidad de El Salvador
Hacia la libertad por la cultura

TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:
PERFIL PARASITOLÓGICO DE *Oreochromis niloticus* Y SU RELACIÓN CON
LA CALIDAD DEL AGUA EN GRANJAS ACUÍCOLAS DEL DISTRITO DE
RIEGO ATIOCOYO, SAN PABLO TACACHICO, LA LIBERTAD, EL
SALVADOR.

PARA OPTAR AL GRADO DE:
LICENCIADO EN BIOLOGÍA

TRIBUNAL EVALUDOR

MsD. Marta Noemí Martínez Hernández

Lic. Osmín Pocasangre

F. _____

F. _____

LIC. M.V.Z. Roberto Guillen Paredes

F. _____

CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO DE 2015

AUTORIDADES UNIVERSITARIAS

RECTOR

ING. MARIO ROBERTO NIETO LOVO

SECRETARIA GENERAL

DRA. ANA LETICIA ZAVALA DE AMAYA

FISCAL GENERAL

LIC. FRANCISCO CRUZ LETONA

DECANO

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

MSc. MARTÍN ENRIQUE GUERRA CÁCERES

DIRECTOR ESCUELA DE BIOLOGÍA

LIC. RODOLFO FERNANDO MENJÍVAR

DEDICATORIA

Dedico este trabajo primeramente a DIOS, a mi Padre y Madre y mis hermanos, por ser las personas que brindaron todo su apoyo sin importar la circunstancia que me encontrase.

Dedico este trabajo a los estudios de parasitología realizados en nuestro país El Salvador y a todas aquellas personas que en un futuro se dedique al estudio de parásitos en animales de cultivo así como animales silvestres.

EDWIN ANTONIO MERINO HERNÁNDEZ

Dedico el presente trabajo al estudio de la parasitología en El Salvador y a los nuevos profesionales que decidan dedicarse al estudio de parásitos en animales, tanto de cultivo como silvestres; de igual manera lo dedico al recuerdo de Walter Isafías Guevara Franco quien fuera un compañero y amigo incondicional en todo momento, hasta el día de su deceso el 01 de noviembre de 2009, dejando muy gratos recuerdos para todos sus compañeros de la carrera de Licenciatura en Biología que compartimos clases con él.

MARLON CRISTIAN FLORES UMAÑA

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a DIOS por darme la oportunidad de cumplir uno de mis objetivos de culminar mi carrera como profesional, por haberme guardado y cuidado todos estos años, además por darme inteligencia, sabiduría y la esperanza de salir adelante en los buenos y malos momentos.

Agradezco a mis padres por su apoyo incondicional durante todo mi proceso de formación académica, quienes estuvieron pendientes de cualquier necesidad tanto fuera como dentro del proceso educativo de mi vida, gracias Miguel Ángel Nicolás Merino y gracias Flor Marina Hernández de Merino.

Agradezco a mis hermanos porque fueron un apoyo vital en mi proceso de formación como profesional ya que ellos estuvieron presente en todos los momentos de dificultad para animarme a seguir adelante y no desvanecer: Yenci Carolina Merino H., Miguel Nicolás Merino H. y Eric Alberto Merino H., además agradezco de forma especial a Ana Patricia Ramírez Guzmán por el apoyo incondicional en mi vida.

También agradezco a mis demás familiares, amigos y compañeros de estudio quienes de alguna forma contribuyeron en mi formación como profesional y que además estuvieron pendientes de mí en todo momento, además agradezco a mi amigo y compañero de tesis Marlon Cristian Flores Umaña por su apoyo en mi formación profesional.

Agradezco a los docentes de la Escuela de Biología de la UES y a los docentes de la Facultad Multidisciplinaria Oriental de la Sección de Biología por todos los conocimientos que ellos me impartieron en el proceso educativo y de formación como profesional y en especial agradezco al Lic. y Médico veterinario y zootecnista Roberto Guillen Paredes quien fue nuestro asesor de tesis en dicha investigación.

Agradezco al Técnico Pedro Coreas encargado de la estación acuícola de CENDEPESCA del Cantón Atiocoyo y a su personal que labora en dicha estación por brindar el apoyo logístico para la realización de la investigación, también agradezco a los productores de tilapias del Cantón Atiocoyo por permitir muestrear sus granjas.

EDWIN ANTONIO MERINO HERNANDEZ

Agradezco a mi familia, Manuel Antonio Umaña Reyes, Teodora Flores de Umaña, Froilan Flores Umaña, Glenda Berfalia Flores Umaña, Wendy Liliana Umaña Molina, Wendy Sofía González Sigarán, Sofía Cristina Flores González, Gloria Damaris Granados de Flores, por todo el apoyo brindado en todas las decisiones que he tomado para lograr culminar mi carrera.

Agradezco a los docentes de la Escuela de Biología y de la Sección de Biología de la Facultad Multidisciplinaria Oriental, por haberme brindado los conocimientos necesarios para mi formación como profesional de las ciencias bilógicas y especialmente al Lic. M.V.Z. Roberto Guillen Paredes, por habernos compartido sus conocimientos en la asesoría del presente trabajo de investigación y al Lic. Carlos Alberto Elías Ortiz por su disposición de ayudar en cualquier duda que se le plantee.

Agradezco a todos mis compañeros de estudios que de alguna forma han contribuido en mi formación como profesional y como persona, especialmente a Edwin Antonio Merino Hernández, por haber sido mi amigo y compañero a lo largo de toda la carrera que culminamos con el presente trabajo de investigación.

Agradezco todo el personal de la Estación Acuícola de CENDEPESCA Atiocoyo y especialmente a su director Pedro Coreas por el apoyo logístico para realizar el estudio y a los productores que nos permitieron examinar sus granjas.

MARLON CRISTIAN FLORES UMAÑA

ÍNDICE DE CONTENIDOS

CONTENIDO	Pag.
RESUMEN.....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	2
2. OBJETIVOS.....	4
2.1. OBJETIVO GENERAL.....	4
2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	4
3. MARCO TEORICO.....	5
3.1. Generalidades de la Tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	5
3.1.1. Taxonomía.....	5
3.1.2. Morfología externa.....	6
3.1.3. Morfología interna del sistema digestivo.....	6
3.1.4. Hábitos alimentarios.....	7
3.1.5. Crecimiento.....	7
3.2. Cultivo de <i>Oreochromis niloticus</i>	8
3.2.1. Generalidades del cultivo de <i>O. niloticus</i>	8
3.3. Factores indicadores de calidad de agua que afectan a los peces en cultivo.....	9
3.3.1. Factores físicos.....	9
3.3.2. Factores químicos.....	9
3.3.3. Factores biológicos.....	10
3.4. GENERALIDADES DE PARÁSITOS DE PECES.....	11
3.4.1. Parasitismo.....	11
3.4.2. Clasificación de los parásitos de peces.....	12
3.5. DESCRIPCIÓN DE LOS PHYLUM DE PARÁSITOS.....	12
3.5.1. Phylum <i>Platyhelminthes</i>	12
3.5.1.1. Clase Monogenea.....	12
3.5.1.2. Clase Digénea.....	13
3.5.1.3. Clase Trematoda.....	14
3.5.1.4. Clase Cestoda.....	15
3.5.2. Phylum <i>Nematelminthes</i>	16
3.5.3. Phylum <i>Arthropoda</i>	17
3.6. DIAGNOSTICO PARASITOLÓGICO.....	17
3.6.1. Métodos para el diagnóstico parasitológico.....	18
3.6.1.1. Método de examen directo.....	18
3.6.1.2. Métodos de concentración o enriquecimientos.....	18
3.7. EPIDEMIOLOGIA DE LOS PARÁSITOS.....	19
4. METODOLOGÍA.....	20
4.1. Descripción del área de estudio.....	20
4.1.1. Ubicación del área de estudio.....	20
4.2. Muestreo.....	21

4.3. Metodología de campo.....	22
4.4. Metodología de laboratorio.....	24
4.4.1. Necropsia de los peces para detectar parásitos.....	24
4.4.2. Estudio coprológico para la identificación de huevos de parásitos.....	25
4.4.3. Preparación de la solución sobresaturada de azúcar.....	26
4.4.4. Diagnostico coproparasitológico.....	26
4.5. ANÁLISIS DE DATOS.....	29
5. RESULTADOS.....	32
5.1. Descripción de resultados.....	32
5.2. Calculo de la Prevalencia.....	35
5.3. Prueba de Normalidad.....	37
5.4. Prueba de Homocedasticidad.....	37
5.5. Prueba de Coeficiente de Correlación de Pearson.....	37
5.6. Taxonomía de los parásitos encontrados en el estudio.....	38
5.7. Descripción de los géneros de parásitos encontrados en el estudio.....	39
6. DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....	52
7. CONCLUSIONES.....	55
8. RECOMENDACIONES.....	57
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	58
10. ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA	Pag.
Tabla 1. Selección del tamaño de muestra.....	22
Tabla 2. Caracterización de la calidad de agua de los estanques de cultivo de tilapia...	23
Tabla 3. Resultados del examen parasitológico para cada granja.....	30
Tabla 4. Resultados del análisis parasitológico realizado en las diez granjas acuícolas.	32
Tabla 5. Prevalencia por genero de parasito en cultivo de tilapia.....	35
Tabla 6. Datos de frecuencia de parásitos y parámetros fisicoquímicos.....	36
Tabla 7. Prueba de Shapiro-Wilk.....	37
Tabla 8. Prueba de Levene's.....	37
Tabla 9. Correlación de Pearson.....	38
Tabla 10. Descripción taxonómica de los parásitos encontrados en el estudio.....	38

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURAS	Pag.
Fig. 1. Morfología externa de <i>O. niloticus</i>	6
Fig. 2. Morfología interna de tilapia <i>O. niloticus</i>	7
Fig. 3. Representación general del ciclo vital de los monogeneos.....	13
Fig. 4. Representación general del ciclo vital de los digeneos.....	14
Fig. 5. Representación general del ciclo vital de los trematodos.....	15
Fig. 6. Representación general del ciclo vital de los cestodos.....	16
Fig. 7. Ubicación del municipio de San Pablo Tacachico, La Libertad.....	20
Fig. 8. Tilapias de talla comercial examinadas en uno de los muestreos.....	23
Fig. 9. Trabajo de campo.....	24
Fig. 10. Trabajo de laboratorio.....	29
Fig. 11. Frecuencia de parásitos por granja encontrados en los 10 muestreos.....	33
Fig. 12. Frecuencia absoluta de los parásitos encontrados en los 10 muestreos.....	34
Fig. 13. Géneros de parásitas encontradas en fase adulta y a nivel de huevos.....	34
Fig. 14. Parásitos de peces y de otros vertebrados encontrados en tilapia.....	35
Fig. 15. Individuo adulto de <i>Trichodina sp</i> encontrado en piel de <i>O. niloticus</i>	40
Fig. 16. Individuo adulto de <i>Gyrodactylus sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	41
Fig. 17. Individuos adultos de <i>Phagobanchium sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	41
Fig. 18. Huevo de <i>Taenia sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	42
Fig. 19. Huevo de <i>Trichostrongylus sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	43
Fig. 20. Huevo de <i>Toxocara sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	44
Fig. 21. Huevo de <i>Paragonimus sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	45
Fig. 22. Huevo de <i>Diphyllobothrium latum</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	46
Fig. 23. Huevo de <i>Heterakis sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	47
Fig. 24. Huevo de <i>Strongyloides sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	48
Fig. 25. Huevo de <i>Oesophagostomun sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	49
Fig. 26. Huevo de <i>Enterobius sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	50
Fig. 27. Huevo de <i>Ascaris sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	50
Fig. 28. Huevo de <i>Ancylostoma sp</i> encontrado en <i>O. niloticus</i>	51

RESUMEN

La investigación se realizó en el Distrito de Riego del Cantón Atiocoyo Municipio de San Pablo Tacachico, La Libertad entre los meses de Julio a Septiembre del año 2014. El objetivo de la investigación fue determinar el perfil parasitológico de *Oreochromis niloticus* y su relación con la calidad del agua en granjas acuícolas de dicho Distrito de Riego, ya que Atiocoyo representa la zona de producción acuícola más grande de El Salvador y su principal fuente de abastecimiento de agua es el Rio Sucio, el cual es uno de los ríos más contaminados del país por lo tanto utilizar sus aguas sin tratamientos de descontaminación para la producción de alimentos, representa un enorme riesgo a la salud humana. Para el estudio se muestrearon diez granjas y se analizaron un total de 90 tilapias utilizando las técnicas de Disección, Raspado de piel y Coproparasitologicas, para la detección de parásitos adultos y huevos. Se encontraron 14 géneros de parásitos de los cuales cuatro son específicos de peces y diez de otros vertebrados, los géneros *Phagobanchium sp* y *Trichodina sp* presentaron mayor prevalencia con un 24.44% y 22.22% respectivamente, siendo los de menor prevalencia *Ascaris sp*, *Enterobious sp*, *Heterakis sp* y *Paragonimus sp* con 1.11% cada género. Se determinó que los parámetros indicadores de calidad de agua en los cultivos de tilapia en Atiocoyo, no influye sobre la presencia de parásitos ya que no se encontró relación significativa entre dichas variables según el Coeficiente de Correlación de Pearson, ya que el p-valor es mayor que 0.05, por lo tanto la presencia de parásitos en los cultivos de tilapias en Atiocoyo se le atribuye a la contaminación microbiológica de la fuente de abastecimiento de agua.

Palabras claves: Contaminación Parasitológica, *Oreochromis niloticus*, Epidemiología, prevalencia parasitaria.

1. INTRODUCCIÓN

En el cultivo de peces la calidad del agua representa un aspecto fundamental, al permitir manejar altas densidades poblacionales, rápido crecimiento y buena calidad de la carne de los peces cultivados para consumo humano, por lo tanto, una mala calidad del agua representa un riesgo de gran magnitud para la salud de los peces que se cultivan, así como para las personas que lo consumen, además la contaminación que se presenta en aguas continentales, pueden afectar a los peces en cultivo al incrementar la susceptibilidad a enfermedades, entre las que se encuentran, micosis, bacteriosis y parasitosis (Bautista-Covarrubias & Ruiz-Velazco 2011).

La presencia de parásitos en peces de consumo humano es muy frecuente y tiene diversas consecuencias, relacionadas con aspectos económicos y sanitarios, mayormente cuando se producen bajo condiciones de mala calidad de agua (Pereira-Bueno & Ferrer-Peréz 1997).

En El Salvador la acuicultura se realiza principalmente utilizando agua de río y se sabe que la mayoría de ellos presentan contaminación, por lo tanto la calidad del agua es mala con respecto a parámetros físicos químicos y biológicos. En el caso específico del Rio Sucio de donde se toma el agua para los cultivos de tilapia en el Distrito de Riego Atiocoyo, sus aguas presentaron mala calidad según los últimos informes de calidad de agua realizados por el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN 2011, 2012). Además Romero-Monge & Romero-Rivera en el año 2012 encontraron en Atiocoyo coliformes totales y fecales en el agua de los estanques y el cuerpo de las tilapias por encima de los límites permisibles, por lo tanto se consideró necesario realizar más estudios en el área epidemiológica y principalmente en la parasitología de los cultivos de tilapia.

La finalidad de la presente investigación fue determinar el perfil parasitológico de *Oreochromis niloticus* y su relación con la calidad del agua, ya que el consumo de pescado contaminado por parásito representa un riesgo para la salud humana, mayormente cuando son cultivados en agua de mala calidad (Anexo 01), para el estudio se tomaron como muestra diez granjas acuícolas del distrito de riego Atiocoyo, se aplicaron técnicas de disección, raspado de piel y coproparasitología, de tal manera que el presente estudio se utilice como base para la toma de decisiones enfocadas a la mejora de los cultivos para asegurar la buena calidad de la tilapia cultivada en Atiocoyo para así evitar daños a la salud de los consumidores.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GENERAL:

- Determinar el perfil parasitológico de *Oreochromis niloticus* y su relación con la calidad del agua en granjas acuícolas del distrito de riego Atiocoyo, San Pablo Tacachico, La Libertad, El Salvador.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Determinar la ocurrencia de parásitos en cultivos de tilapia en granjas acuícolas del distrito de riego Atiocoyo, San Pablo Tacachico, La Libertad, El Salvador.
- Calcular la prevalencia por especie de parásito encontrado en *Oreochromis niloticus*.
- Establecer si existe relación entre la ocurrencia parasitaria de *Oreochromis niloticus* y la calidad del agua de los estanques.

3. MARCO TEORICO

3.1. Generalidades de la Tilapia (*Oreochromis niloticus*)

Según Cantor (2007), la tilapia *Oreochromis niloticus* es un pez teleósteo, del orden Perciforme perteneciente a la familia Cichlidae. Originario de África. En las últimas décadas ha sido introducido prácticamente a todas las regiones del planeta que le permitan su desarrollo (Vega-Villasante 2009).

3.1.1. Taxonomía

Clasificación Taxonómica de la tilapia *O. niloticus*:

Reyno:	Animalia
Phylum:	Chordata
Subphylum:	Vertebrata
Superclase:	Gnathostomata
Serie:	Piscis
Clase:	Teleostomi
Subclase:	Actinopterygii
Orden:	Perciformes
Suborden:	Percoidei
Familia:	Cichlidae
Género:	<i>Oreochromis</i>
Especie:	<i>niloticus</i>

Tomado de: (Barrera & Paz 2006).

3.1.2. Morfología externa

El cuerpo de este pez es robusto, alargado, aleta dorsal con espinas y radios, presentan un solo orificio nasal a cada lado en la parte frontal, boca protractil, mandíbula ancha con dientes cónicos, aleta caudal truncada redondeada y presenta escamas ctenoideas (Figura 1) (Chaguay 2004).

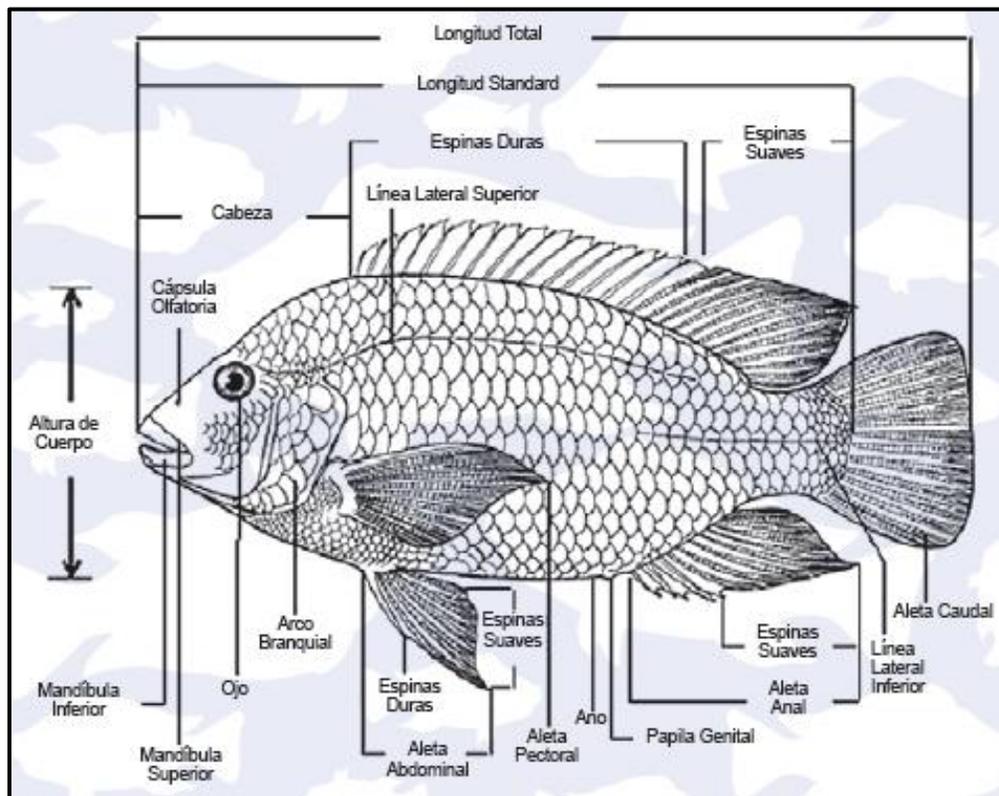


Fig. 1. Morfología externa de *O. niloticus* tomado de (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008).

3.1.3. Morfología interna del sistema digestivo

Inicia en la boca con presencia de dientes mandibulares, faringe, esófago, estómago y el intestino (Figura 2), asociados al tracto digestivo se encuentra el hígado y en su parte superior sujeta a este, se encuentra la vesícula biliar (Chaguay 2004).

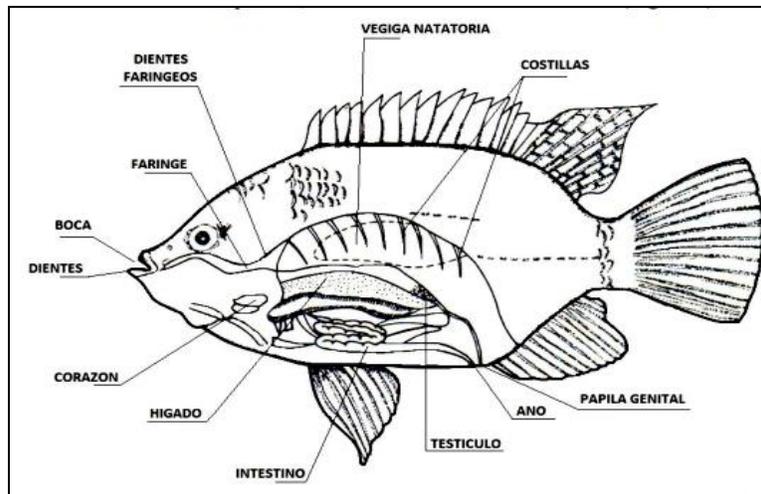


Fig. 2. Morfología interna de tilapia *O. niloticus* tomado de (Lorenzo-Manzanarez 2011).

3.1.4. Hábitos alimentarios

Estructuralmente las tilapias poseen un largo intestino muy plegado, dientes bicúspides o tricúspides sobre las mandíbulas y la presencia de dientes faríngeos los cuales se acoplan a su dieta (Barrera & Paz 2006). La tilapia *O. niloticus* se considera una especie omnívora, puesto que su alimentación se basa en el consumo de plancton, insectos y vegetales acuáticos. En estado juvenil se alimentan preferentemente de fitoplancton y zooplancton, los adultos se alimentan de plancton, algas filamentosas, algunas plantas superiores y detritus vegetal (Cantor 2007).

3.1.5. Crecimiento

La especie *O. niloticus* presenta crecimiento rápido comparado con otros peces, llega a alcanzar un peso promedio de 167 g, en tiempo promedio de 150 días (Barrera & Paz 2006). Presenta un alto porcentaje de masa muscular, con ausencia de espinas intramusculares.

3.2. Cultivo de *Oreochromis niloticus*

3.2.1. Generalidades del cultivo de *O. niloticus*

Se estima que el cultivo de la tilapia se inició aproximadamente en 1820 en las zonas tropicales de África y Palestina (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008). Desde entonces su cultivo se ha extendido a gran parte del mundo, es considerada la tercera especie más cultivada después de las carpas y los salmónidos, asimismo su cultivo se viene incrementando anualmente, en diferentes países que presentan las condiciones ambientales para su desarrollo (Dirección Nacional de Acuicultura 2004).

La producción de tilapia *O. niloticus* es común en la acuicultura, ya que este organismo posee una alta tasa de crecimiento y conversión alimenticia que favorece su cultivo (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008). Es un pez de buen sabor y rápido crecimiento, esta especie puede ser cultivada en estanques o jaulas con altas densidades de siembra y permite ser manipulada genéticamente (Cantor 2007). Además esta especie es muy resistente a condiciones extremas en su medio, como son las variaciones de temperatura, concentraciones bajas de oxígeno, exceso de materia orgánica, etc. (Delgado-Vidal *et al.* 2009).

Se conocen más de 100 especies de tilapia en el mundo, en la actualidad se cultivan con éxito alrededor de diez especies con importancia económica y de producción de proteína animal (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008). Entre las especies más cultivadas se encuentran *Oreochromis aureus*, *O. niloticus* y *O. mossambicus* así como varios híbridos de estos organismos (Cantor 2007).

3.3. Factores indicadores de calidad de agua que afectan a los peces en cultivo

3.3.1. Factores físicos

Temperatura: Cada especie se caracteriza por estar dentro de un rango de temperatura óptimo, en el cual se desarrolla y dentro del cual puede lograr un buen crecimiento y llevar a cabo los procesos metabólicos y fisiológicos normales (Rodríguez *et al.* 1993). Para la tilapia, el rango de temperatura oscila entre 20 y 32°C, y su temperatura óptima es 22°C (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008). Soportan temperaturas bajas, pero no menores de 15°C porque no crecen y los límites superiores de tolerancia oscilan entre 34-36°C (Guzmán 2011).

Luz: En los peces, la nutrición, producción, desarrollo embriológico, larval y otros procesos, están regulados por los periodos de luz; algunos peces son sensibles a este factor, buscando lugares oscuros durante el día y siendo más activos durante la noche. En sistemas intensivos con poca profundidad, hay mayor penetración de los rayos solares, los cuales pueden ocasionar quemaduras en el dorso de los peces; la escasa penetración de la luz a causa de la turbidez, disminuye la productividad del estanque y por lo tanto afecta la oferta del alimento natural para los peces (Rodríguez *et al.* 1993, Guzmán 2011).

3.3.2. Factores químicos

Gases disueltos: Generalmente en horas de la mañana la concentración de oxígeno es muy baja en los estanques, debido a los procesos metabólicos que se realizan durante la noche (Martínez *et al.* 2006). La temperatura y la presión determinan la cantidad de gases disueltos en el agua; poco Oxígeno disuelto puede causar problemas respiratorios y luego la

muerte de los peces, así como el exceso de Nitrógeno disuelto puede producir la enfermedad denominada “burbuja de gas” (Rodríguez *et al.* 1993).

pH: El rango de pH adecuado para el cultivo de la tilapia es de 7 a 9, debiéndose controlar las variaciones del pH del medio, ya que valores superiores o inferiores a ese margen pueden generar cambios en el comportamiento de los peces, como letargia e inapetencia o implicar graves trastornos en las tasas de crecimiento, reproducción y supervivencia (Hsien-Tsang & Quintanilla 2008). Valores de pH cercanos a 5 producen mortalidad en un período de 3 a 5 horas, por fallas respiratorias, así mismo, por encima de 11 impide la supervivencia de los peces (Chaguay 2004).

Contaminación: las sustancias que alteran la calidad natural del agua tales como pesticidas, residuos de metales pesados, desperdicios de actividades agropecuarias, urbanas e industriales, pueden llegar a niveles tóxicos. Así mismo la presencia de materia orgánica, en su degradación consume el oxígeno disuelto disponible en el agua (Rodríguez *et al.* 1993).

3.3.3. Factores biológicos

Densidad: los peces como los otros animales, toleran densidades óptimas para lograr un buen desarrollo; cuando se sobrepasan estas se presentan problemas por competencia de espacio, alimento y oxígeno (Rodríguez *et al.* 1993). Para el cultivo de tilapia las densidades de siembra son muy variables, dependiendo del sistema de cultivo, varían desde 4 a 150 peces por metro cuadrado (Chaguay 2004, Guzmán 2011).

Microorganismos: El aumento de desperdicios en el agua puede ayudar al incremento de microorganismos, entre ellos los patógenos tales como hongos, bacterias y parásitos (Rodríguez *et al.* 1993).

Animales: Ciertos organismos tales como crustáceos, moluscos (caracoles) pueden ser hospedadores intermediarios de larvas de algunos parásitos que contaminan a los peces por medio de la cadena alimenticia, las aves acuáticas representan un foco de contaminación por medio de la defecación en los estanques introduciendo huevos de parásitos al sistema de cultivo (Rodríguez *et al.* 1993).

3.4. GENERALIDADES DE PARÁSITOS DE PECES

3.4.1. Parasitismo

El parasitismo es un fenómeno inherente a todas las especies marinas y dulce acuícolas, peces y parásitos, coinciden en espacio y tiempo, existen multitud de parásitos que podrían estar presentes en el pescado de consumo habitual en la dieta humana, bien sea porque éstos se infectan al ingerir alimento o agua contaminada por parásitos, o porque el parásito penetra la piel de los peces al tener contacto directo (Cecopesca 2012).

Los parásitos han sido catalogados de gran importancia económica por los efectos negativos que produce en peces de cultivos dulceacuícolas (Arguedas 2010). Entre los parásitos que se pueden encontrar en los peces producidos en acuicultura están los nemátodos (*Anisakis sp.*, *Pseudoterranova sp.*, *Eustrongylides sp.* y *Gnathostoma sp.*), los cestodos o solitarias (*Diphyllbothrium sp.*) y los tremátodos (*Chlonorchis sinensis*, *Opisthorchis sp.*, *Heterophyes sp.*, *Metagonimus sp.*, *Nanophyetes salmonicola* y *Paragonimus sp.*) (Astilapia 2009).

3.4.2. Clasificación de los parásitos de peces

Los principales grupos de parásitos que afectan a peces son protozoos (flagelados, ciliados y esporozoos), helmintos (monogéneos, digéneos, cestodos, acantocéfalos, nematodos) y artrópodos. Se pueden clasificar siguiendo diferentes criterios. Según su localización en endoparásitos y ectoparásitos, según el huésped al que parasitan monóxenos y heteróxenos, por último según su forma de vida, parásitos facultativos y parásitos obligados (Cecopesca 2012).

3.5. DESCRIPCIÓN DE LOS PHYLUM DE PARÁSITOS

3.5.1. Phylum Platyhelminthes

Los platelmintos o gusanos planos agrupan a una gran cantidad de organismos muy heterogéneos, que comprende unas 25,000 especies. La mayoría son hermafroditas que habitan ambientes acuáticos y terrestres húmedos; muchas de las especies más difundidas son parásitos que necesitan varios huéspedes, unos para el estado larvario y otros para el estado adulto, su ciclo de vida suele ser indirecto (Rebuffo & Almada 2008). Son ectoparásitos de tamaño mediano o grande que afectan principalmente las branquias, piel, aletas y cavidad bucal de los peces (Cordero de Campillo *et al.* 1999).

Los platelmintos incluyen 4 clases de gusanos, totalmente parasitas, los monogéneos, digéneos, trematodes y cestodes (Rebuffo & Almada 2008, CECOPESCA 2012).

3.5.1.1. Clase Monogenea

Los monogéneos como su propio nombre lo indica, solo tienen un hospedador, el ciclo de vida es directo el huevo da lugar a un único adulto (Fig. 3). (Rebuffo & Almada 2008, Fey 2009, Kinkelin *et al.* 1991). Son ectoparásitos que se adhieren a su hospedador

(peces, anfibios y reptiles), mediante un órgano de fijación llamado haptor u opisthaptor (Soulsby 1987, Fey 2009). Algunos monogéneos, se alojan en las fosas nasales e intestino de peces, estos organismos generalmente se alimentan de mucosidad o de células epiteliales que se desprenden de las agallas o de la piel del hospedero (Cordero de Campillo *et al.* 1999).

Ciclo de vida de los monogéneos

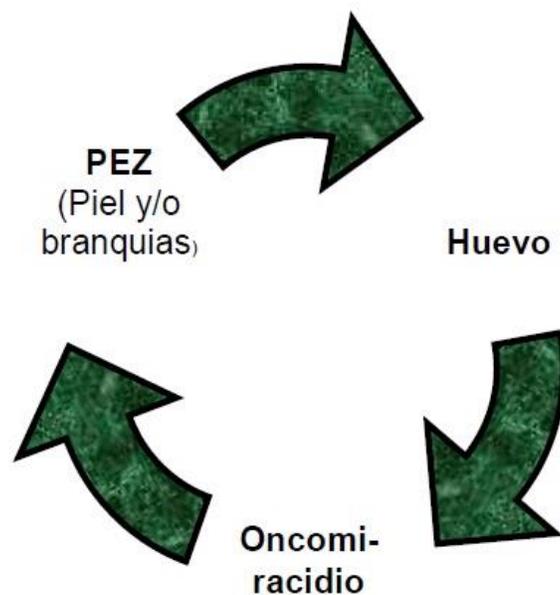


Fig. 3. Representación general del ciclo vital de los monogéneos, tomado de (Rivera-Mauricio & Rosales-Rodríguez 2008).

3.5.1.2. Clase Digénea

Los digenéticos son endoparásitos con un ciclo evolutivo en el que interviene al menos un huésped intermediario (Fig. 4) (Ronald 1981, Rivera-Mauricio & Rosales-Rodríguez 2008). Los platelmintos de la clase Digenea incluyen cerca de setenta familias con 1700 especies parasitas en estado adulto de peces, en su mayoría exclusiva de los teleósteos. También intervienen peces como hospedadores intermediarios, albergando metacercarias (Cordero del Campillo *et al.* 1999).

Los digéneos han sido catalogados de gran importancia económica por los efectos negativos que produce en peces de cultivos dulceacuícolas y silvestres, estos son gusanos planos con ciclo biológico heteroxeno y que generalmente requieren de un molusco (caracol o bivalvo) como primer hospedador intermediario, un pez como segundo hospedero intermediario y un ave piscívora, pez o mamífero como hospedero final (Arguedas *et al* 2010).

CICLO DE VIDA DE LOS DIGENEOS

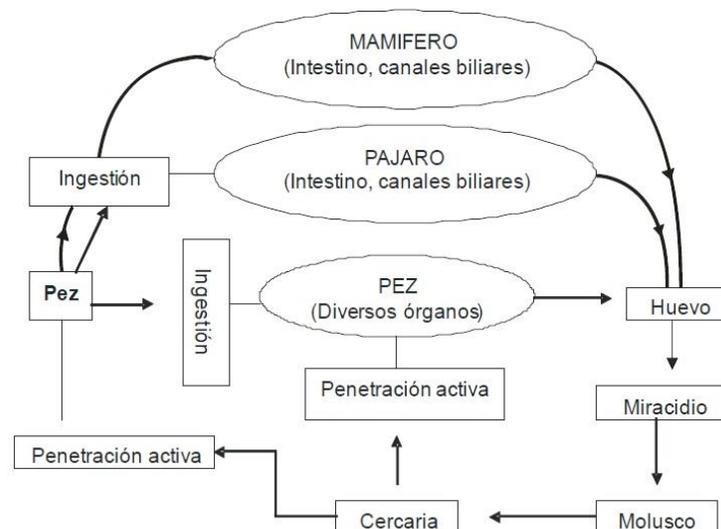


Fig. 4. Representación general del ciclo vital de los digéneos, tomado de (Rivera- Mauricio & Rosales-Rodríguez 2008).

3.5.1.3. Clase Trematoda

Los trematodos son gusanos que presentan una morfología aplanada o en forma de hoja. Existe un número de trematodos relativamente elevado que puede afectar al hombre a través de la ingesta de pescado crudo o poco cocinado (Cecopesca 2012). Algunos trematodos tienen como mínimo dos hospedadores (Fig. 5), que según las especies, pueden parasitar en el estadio adulto o larvario (Kinkelin *et al.* 1991), algunos son de importancia

médica y veterinaria (Rebuffo & Almada 2008). Poseen cuerpos aplastados dorsoventralmente no segmentados y foliáceos, órganos incluidos en un parénquima, sin existir cavidad corporal, se adhieren al hospedador mediante ventosas, ganchos o pinzas (Cordero del Campillo 1999).

Se conoce por trematodosis a las infecciones causadas por los trematodos, entre ellas destacan los miembros de los géneros *Opisthorchis* (*Opisthorchis vierrini*), *Chlonorchis* (*Chlonorchis sinensis*), *Heterophyes* (*Heterophyes heterophyes*) y *Metagonimus* (*Metagonimus yokogawi*), además de algunas especies del género *Paragonimus* (Cecopesca 2012).

CICLO DE VIDA DE LOS TREMATODOS



Fig. 5. Representación general del ciclo vital de los trematodos, tomado de (CECOPESCA 2012).

3.5.1.4. Clase Cestoda

Los cestodos son gusanos planos y segmentados que en uno de sus extremos presentan un órgano de fijación al hospedador llamado escólex y carecen de tubo digestivo (Cecopesca 2012), los cestodos son parásitos que necesitan de al menos dos hospedadores en su ciclo de vida (Fig. 6) (Kinkelin *et al.* 1991).

Las cestodiosis son las infecciones causadas por estos helmintos en forma de cinta, la principal parasitosis causada por los cestodos es la difilobotriasis (Cecopesca 2012).

CICLO DE VIDA DE LOS CESTODOS

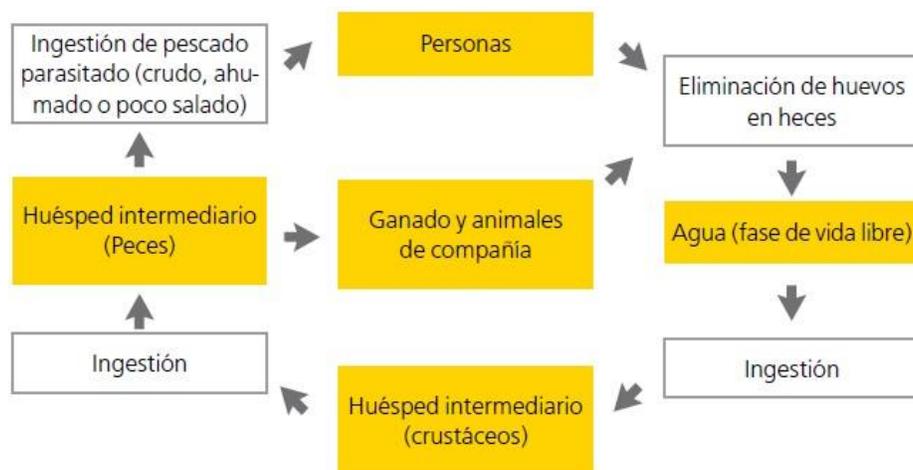


Fig. 6. Representación general del ciclo vital de los cestodos, tomado de (CECOPESCA 2012).

3.5.2. Phylum Nematelmintos

Los nematodos son gusanos cilíndricos y alargados que pueden causar graves enfermedades en el hombre, dentro de estas enfermedades transmitidas por consumo de pescado infestado destacan la Gnatostomiasis, la Anisakidosis y la Capilariasis (Cecopesca 2012). La mayoría de las formas libres van de pequeñas a microscópicas, pero las formas parasíticas son grandes (Soulsby 1987).

Los nematodos de los peces constituyen un grupo de parásitos amplio y diverso, En estadio larvario se encuentran con mayor frecuencia enquistados en los músculos, en la cavidad general, en el hígado o en la superficie de otras vísceras y, más raramente, bajo el tegumento subcutáneo. Se pueden encontrar en el corazón, los vasos sanguíneos, las gónadas, la vejiga natatoria y los ojos (Cordero del Campillo *et al.* 1999).

Las zoonosis por nematodos o nematodosis son generalmente causadas al consumir de forma accidental pescado infectado por parásitos, los cuales se alojan en la musculatura, intestino o vísceras de peces dulceacuícolas o marinos, que son los huéspedes secundarios, mientras que el hombre generalmente suele actuar como hospedador accidental definitivo de nematodos tras la ingestión de huevos presentes en el pescado. A diferencia de las cestodosis, las nematodosis pueden llegar a ser letales (Cecopesca 2012).

3.5.3. Phylum Arthropoda

El nombre de este phylum deriva de la palabra griega *arthros*, “articulación” y *podos*, “pies”, y hace referencia a que los representantes del phylum tienen apéndices articulados (Soulsby 1987).

Los organismos del Phylum Arthropoda causan parasitosis en la piel, branquias y aletas de los peces, estas parasitosis son producidas por especies de crustáceos ectoparásitos pertenecientes a las subclases Copépoda y Branchiura pertenecientes a la clase Maxillopoda y el orden Isópoda de la clase Malacostraca (Cordero del Campillo *et al.* 1999).

3.6. DIAGNOSTICO PARASITOLÓGICO

Este consiste en la aplicación de métodos que permiten el hallazgo y la identificación de los parásitos adultos: entre los helmintos, ejemplares enteros o partes sexuales (proglotidos de cestodos); entre los protozoos, trofozoítos, es decir, formas vegetativas, o bien, lo que es más frecuente, de sus formas de transmisión: quistes, ooquistes, huevos, embriones, larvas, en general, la mayoría de los parásitos animales se encuentran en el intestino, su diagnóstico se lleva a cabo mediante coprología parasitaria,

que es el conjunto de métodos de identificación y evaluación de los parásitos y formas parasitarias que se eliminan por las heces (Cordero del Campillo *et al.* 1999).

3.6.1. MÉTODOS PARA EL DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO

3.6.1.1. Método de examen directo

Examen directo macro y microscópico.

El examen macroscópico permite identificar el color, consistencia y composición de la muestra, para ello una porción de las heces se diluye uniformemente en solución salina fisiológica (0.9 %), sobre una placa Petri, se examina a simple vista o con el auxilio de una lupa, se separan e identifican los trematodos adultos expulsados, los proglotidos de cestodos y los nematodos adultos visibles (Cardona 2005, Cordero del Campillo *et al.* 1999).

El examen microscópico en forma directa es fundamental en coprología, este es más efectivo cuando el número de formas parasitarias es abundante, consiste en la dilución de una determinada cantidad de heces en una gota de solución salina fisiológica, se coloca de forma homogenizada en una lámina porta objetos si se observa en el microscopio, haciendo un barrido de la lámina (Cardona 2005, Cordero del Campillo *et al.* 1999).

3.6.1.2. Métodos de concentración o enriquecimientos

Existen varias técnicas de enriquecimiento que se utilizan con mucha frecuencia con el fin de obtener una mayor concentración del número de formas parasitarias (huevos y/o larvas), en una pequeña cantidad de la muestra, de acuerdo con dichas formas parasitarias se emplean los métodos de flotación y sedimentación (Botello 2013, Cardona 2005).

3.7. EPIDEMIOLOGIA DE LOS PARÁSITOS

La epidemiología estudia el efecto biosanitario del parasitismo, abordando la frecuencia y distribución de infestación en las poblaciones, conociendo los factores que permiten predecir su aparición, permanencia y severidad en animales y humanos, para desarrollar programas de control y/o prevención de acuerdo al porcentaje de organismos infectados en la población total, es decir, el porcentaje de prevalencia de determinado patógeno en la población (Marcos–Raymundo *et al.* 2007).

4. METODOLOGÍA

4.1. Descripción del área de estudio

El Distrito de Riego Atiocoyo, en San Pablo Tacachico, cuenta con alrededor de 95 granjas acuícolas que manejan densidades de siembra de más o menos 10,000 tilapias según el tamaño del estanque (Anexo 02), esta zona acuícola está situada en las cercanías de la cuenca del Rio Sucio, del cual se toma el agua para los cultivos, por medio de un sistema de canales abiertos, que posibilita el abastecimiento de agua de los estanques por gravedad (Anexo 03), además, en la zona se desarrollan otros cultivos entre ellos arroz, maíz, hortalizas, pastos y ganado bovino (Romero-Monge & Romero-Rivera 2012).

4.1.1. Ubicación del área de estudio

El Distrito de Riego Atiocoyo, está localizado en la riberia del Rio Sucio, que pertenece al Municipio de San Pablo Tacachico, en el departamento de La Libertad, El Salvador, entre las coordenadas geográficas $13^{\circ} 59' N$ y $89^{\circ} 17' O$, con elevación de 288 metros sobre el nivel del mar.

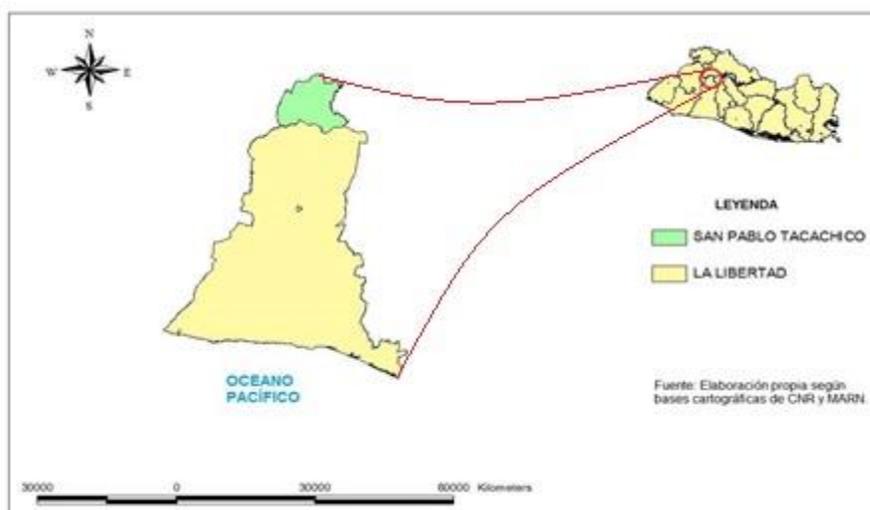


Fig. 7. Ubicación del municipio de San Pablo Tacachico, La Libertad, donde se encuentra el Distrito de Riego Atiocoyo (Elaboración propia según bases cartográficas de CNR y MARN 2014).

4.2. Muestreo

Para determinar el tamaño de la muestra a nivel de granjas, se utilizó el software Win Episcopa, el cual es empleado ampliamente en el diseño de investigaciones en el área de la epidemiología cuántica, la realización de estudios epidemiológicos y específicamente la selección del tamaño de la muestra, esta metodología de muestreo fue diseñada para detectar si más de un número específico o porcentaje mayor que cero de tilapias están contaminadas por organismos patógenos (Frankena & Goelema 1990).

Mediante la siguiente ecuación se determinó el tamaño de la muestra:

$$n = \frac{1 - (1 - a)^{D-1}}{2} \{N - (D - 1)\}$$

Dónde:

n = Tamaño de la muestra.

N = Tamaño de la población (95 granjas).

D = Número de animales enfermos (25) (mortalidad).

a = Nivel de confianza (95%).

p= Prevalencia estimada (se estima mediante los datos del número de estanques y la cantidad de tilapias muertas por estanque cuando estos datos son procesados en el software).

Al realizar el análisis mediante el software Win Episcopa se tiene que:

n = Tamaño de la muestra: 10 granjas.

N = Tamaño de la población: 95 granjas.

D = Número de tilapias enfermas (mortalidad): 25.

a = Nivel de confianza: 95 %.

p= Prevalencia estimada: 30 %.

Las granjas cuentan con un promedio de 5 estanques, bajo los mismos tratamientos de mantenimiento del cultivo, por tal motivo se muestreó un solo estanque por cada granja.

Para seleccionar el número de tilapias que se examinaron por estanque, se utilizó el número de siembra por estanque, en Atiocoyo es de 10,000 tilapias aproximadamente y la prevalencia obtenida con el software Win Episcopo que es de 30%, utilizando la siguiente tabla (Tabla 1), cabe mencionar que esta es utilizada por la OIE (Organización Mundial de Sanidad Animal) para el muestreo acuícola.

Tabla 1. Selección del tamaño de muestra, basado en el porcentaje de prevalencia de un patógeno en una población determinada.

Tamaño de la población	Tamaño de la muestra necesaria para obtener el porcentaje de prevalencia**						
	2%	5%	10%	20%	30%	40%	50%
50	50	35	20	10	7	5	2
100	75	45	23	11	9	7	6
250	110	50	25	10	9	8	7
500	130	55	26	10	9	8	7
1,000	140	55	27	10	9	9	8
1,500	140	55	27	10	9	9	8
2,000	145	60	27	10	9	9	8
4,000	145	60	27	10	9	9	8
10,000	145	60	27	10	9	9	8
>= 10,000	150	60	30	10	9	9	8

Tomado de (Morales & Cuéllar-Anjel 2008).

4.3. Metodología de campo

Se examinaron 9 tilapias de talla comercial de cada uno de los 10 estanques que se muestrearon, el total de tilapias examinadas fue de 90 individuos y se recogieron los datos de los parámetros indicadores de calidad de agua para cada estanque, además, se realizaron 10 viajes al Distrito de Riego Atiocoyo, un viaje por cada granja muestreada.



Fig. 8. Tilapias de talla comercial examinadas en uno de los muestreos.

En el estanque de cultivo seleccionado, de forma directa y puntual se tomaron los datos de los parámetros indicadores de calidad de agua al momento que se tomó la muestra de tilapias (pH, Turbidez, Temperatura y Oxígeno disuelto), para ello se utilizó un equipo multiparámetro con el que se obtuvieron datos de temperatura y pH, el oxígeno disueltos se midió con un oxigenómetro, los datos de turbidez se tomaron con un disco secchi y finalmente la información se recogió en la siguiente tabla.

Tabla 2. Caracterización de la calidad de agua de los estanques de cultivo de tilapia en Atiocoyo.

VAR.	T° °C	TURBIDEZ cm	OD mg/L	PH
	X1	X2	X3	X4
Granja 01				
Granja 02				
Granja 03				
Granja 04				
Granja 05				
Granja 06				
Granja 07				
Granja 08				
Granja 09				
Granja 10				

Las 10 tilapias fueron capturadas al azar en el estanque seleccionado de cada granja mediante la utilización de una atarraya, luego se depositaron en una bolsa plástica con suficiente agua y oxígeno, posteriormente fueron transportadas hasta el Laboratorio D, en la Escuela de Biología de la Universidad de El Salvador, donde fueron aclimatadas y trasladadas a peceras para mantenerlas con vida previo al examen parasitológico, para evitar el deterioro de las muestras.



Fig. 9. Trabajo de campo: A) Toma de datos del estanque. B) Lectura del oxígeno disuelto en el agua. C) Cultivo intensivo de tilapia. D) Traslado de tilapias al laboratorio.

4.4. Metodología de laboratorio

La identificación de la fauna parasitaria se realizó aplicando la siguiente metodología, según Cordero del Campillo *et al.* (1999), Soulsby (1987) y FAO (2013):

4.4.1. Necropsia de los peces para detectar parásitos

La secuencia del examen es según (FAO 2013).

1. Los peces a examinados fueron retirados de la pecera y se colocaron en una bandeja de disección donde se sacrificaron por medio del corte de las branquias.
2. Se realizó un raspado de piel en la región caudal y los costados del pez, posteriormente se colocó en un portaobjeto con dos gotas de agua y se examinó utilizando un microscopio compuesto de campo claro en busca de protozoarios y monogeneos pequeños. Luego se examinó la superficie exterior, incluyendo las cavidades bucales y operculares con un microscopio compuesto estereoscopio.
3. Se tomaron las branquias antes retiradas para examinarlas individualmente con un microscopio compuesto estereoscopio.
4. Se extrajo el intestino y se examinó el exterior, luego se cortó en secciones, se abrió cada sección desde la parte posterior hasta la anterior y se observó en busca de parásitos adultos, finalmente se extrajo el contenido intestinal para posteriormente realizar el estudio coproparasitológico.
5. La musculatura se examinó preparando porciones aplastadas cortadas con un bisturí quirúrgico para buscar quistes de parásitos, se realizó la prueba a trasluz utilizando un microscopio compuesto estereoscopio y un microscopio compuesto de campo claro.

4.4.2. Estudio coprológico para la identificación de huevos de parásitos

Para realizar el estudio coprológico de huevos de parásitos, se elaboró una solución sobre saturada de azúcar, para identificar parásitos, ya sean platelmintos o nematelmintos. Se aplicó el análisis de flotación en serie y el análisis de sedimentación; por ser las técnicas

más utilizadas en nuestro medio, además son considerados los más eficaces y de bajo costos.

4.4.3. Preparación de la solución sobresaturada de azúcar

En un recipiente de aluminio se depositaron 1000 cc de agua corriente, luego se agregó 1280 g de azúcar y se calentó en una cocina a temperatura moderada, mezclando la solución con un agitador de vidrio, hasta que la solución se homogenizó completamente evitando que hierva, posteriormente se dejó enfriar a temperatura ambiente y se agregó 10 ml de fenol para evitar el crecimiento de hongos y otros microorganismos, después de preparada la solución se almacenó a temperatura ambiente en botellas plásticas, para su posterior utilización.

4.4.4. Diagnostico coproparasitológico

Se llevó a cabo en tres fases

1. Examen directo al fresco

- Se colocó dos gotas de agua en un porta objeto y se tomó con la punta de un palillo una pequeña porción de heces (1 gramo) extraídas del intestino de los peces muestreados.
- Luego se procedió a homogenizar la muestra con la ayuda de un palillo de dientes, se colocó un cubre objeto y se examinó al microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 10X y 40X.
- Con la ayuda de las claves e ilustraciones de Soulsby (1987), Cordero del Campillo *et al.* (1999), Kinkelin *et al.* (1991), Rebuffo & Almada (2008),

CECOPESCA (2012) y apoyo en la web, se identificaron los huevos y larvas de parásitos.

2. Método de flotación en serie con solución sobresaturada de azúcar

- En un mortero se colocó aproximadamente cuatro gramos de heces y se agregaron 15 ml de la solución sobresaturada de azúcar, se homogenizó suavemente con el pistilo del mortero hasta lograr una suspensión adecuada.
- Luego se tamizó con un colador corriente, el filtrado se depositó en un beaker de 50 ml.
- Posteriormente el filtrado se colocó en un tubo de ensayo de 10 ml, tratando de que el menisco quedara convexo.
- Se colocó un cubre objeto sobre el menisco y se dejó en esa posición durante diez minutos.
- Finalmente se procedió a transferir el cubre objeto a una lámina porta objeto, para llevarlo al microscopio compuesto de campo claro, observando uno de los extremos superiores del porta objeto para realizar la lectura en forma de zigzag y enfocando de ser posible hasta 100X para observar estructuras de los huevos.
- Con la ayuda de las claves e ilustraciones de Soulsby (1987), Cordero del Campillo *et al.* (1999), Kinkelin *et al.* (1991), Rebuffo & Almada (2008), CECOPESCA (2012) y apoyo en la web, se identificaron los huevos y larvas de parásitos.

3. Método de análisis de sedimentación

- Después de realizada la fase del método de flotación en serie con solución sobresaturada de azúcar, al contenido que quedo en el tubo de ensayo después de retirado el cubre objetos se le agregó cierta cantidad de agua para reducir la densidad y lograr que el sobrenadante se sedimentara.
- Luego con una pipeta, se tomó una porción del sedimento y se colocó en una lámina porta objeto y se llevó al microscopio compuesto de campo claro.
- Con la ayuda de las claves e ilustraciones de Soulsby (1987), Cordero del Campillo *et al.* (1999), Kinkelin *et al.* (1991), Rebuffo & Almada (2008), CECOPESCA (2012) y apoyo en la web, se identificaron los huevos y larvas de parásitos.

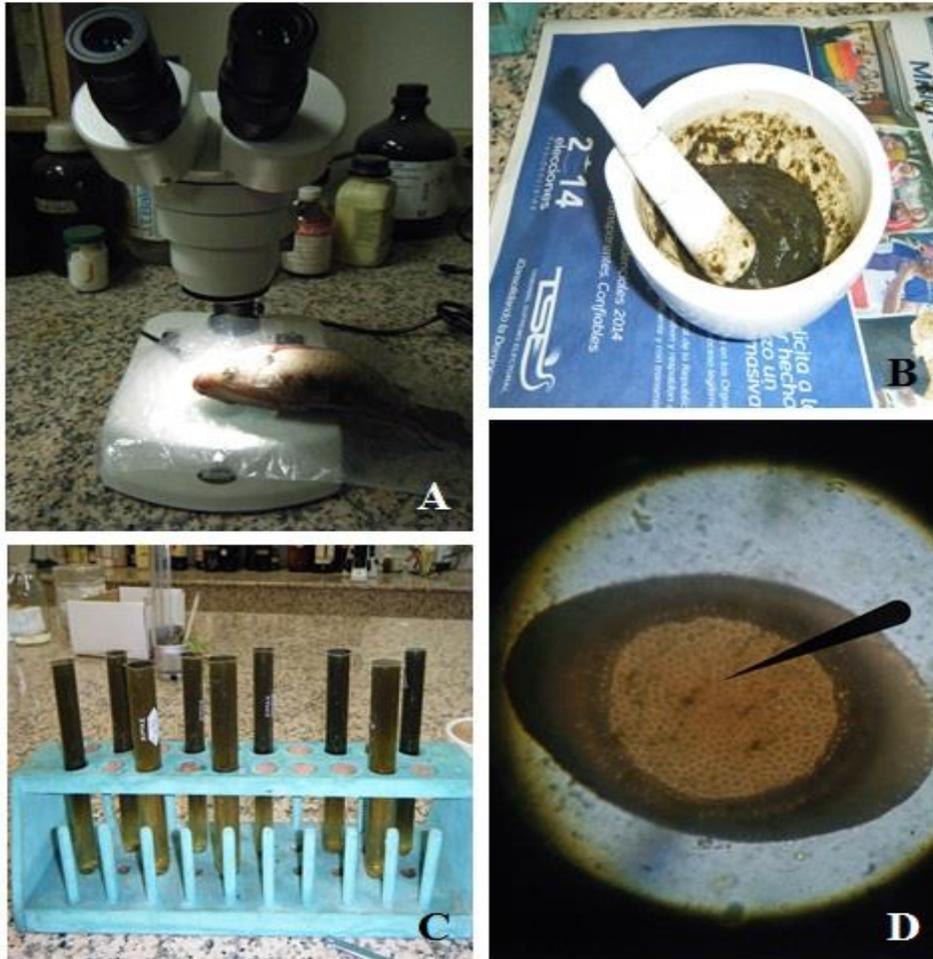


Fig. 10. Trabajo de laboratorio: A) Observación de muestras en el estereoscopio. B) Homogenización del contenido intestinal para realizar análisis coprológico. C) Análisis de flotación en solución sobresaturada de azúcar. D) Huevo encontrado mediante el análisis coprológico, ampliado a 40X.

4.5. ANÁLISIS DE DATOS

Los datos de los parásitos fueron incorporados en una tabla que contiene la información de la granja donde fue tomada la muestra y el órgano del pez donde se encontraron los parásitos.

Tabla 3. Resultados del examen parasitológico para cada granja.

Granjas	N° peces parasitados/N° peces examinados	Parásitos	N° de peces infectados por genero de parasito	Órgano	N° Parásitos adultos	N° Huevos de parásitos
Granja 01						
Granja...						
Granja...						
Granja 10						

Para analizar la ocurrencia de parásitos en los estanques, se realizó una tabla de frecuencias y el cálculo de la prevalencia parasitaria por estanque, que nos permitió conocer el porcentaje de organismos parasitados por una especie de parasito.

La prevalencia se calculó mediante la siguiente formula:

P =	N° hospederos infectados	X 100
	N° hospederos examinados	

Dónde:

P= % prevalencia

Finalmente con el objetivo de relacionar la calidad del agua con la presencia de parásitos, se verifico que los datos cumplan los supuestos de normalidad (prueba de Shapiro-Wilk) y homocedasticidad (prueba de Levene's), para luego, realizar un análisis de Coeficiente de Correlación Lineal de Pearson, mediante la siguiente ecuación:

$$r_{xy} = \frac{N \sum XY - \sum X \sum Y}{\sqrt{N \sum X^2 (\sum X)^2} \sqrt{N \sum Y^2 (\sum Y)^2}}$$

Para ello se utilizaron los programas estadísticos **STATGRAPHICS Centurión** y **Past**.

5. RESULTADOS

5.1. Descripción de resultados

En el análisis parasitológico, se encontró que el cien por ciento de las granjas presentaron parásitos, con especies que afectan la piel, branquias y el sistema digestivo de las tilapias, y de un total de 90 tilapias eximidas, 54 se encontraron parasitadas (Tabla 4).

Tabla 4. Resultados del análisis parasitológico realizado en las diez granjas acuícolas.

Granjas	N° peces parasitados/N° peces examinados	Parásitos	N° de peces infectados por genero de parasi	Órgano	N° Parásitos adultos	N° Huevos de parásitos
Granja 01	5/9	<i>Phagobanchium sp</i>	2	Piel	53	0
		<i>Taenia sp</i>	3	Intestino	0	5
		<i>Strongyloides sp</i>	2	Intestino	0	7
Granja 02	2/9	<i>Ancylostoma sp</i>	2	Intestino	0	4
		<i>Trichostrongylus sp</i>	2	Intestino	0	3
		<i>Diphyllobothrium latum</i>	1	Intestino	0	3
		<i>Enterobius sp</i>	1	Intestino	0	1
Granja 03	9/9	<i>Oesophagostomum sp.</i>	2	Intestino	0	6
		<i>Taenia sp</i>	3	Intestino	0	8
		<i>Trichodina sp</i>	9	Piel	94	0
		<i>Paragonimus sp</i>	1	Intestino	0	1
		<i>Toxocara sp</i>	1	Intestino	0	2
Granja 04	9/9	<i>Toxocara sp</i>	4	Intestino	0	7
		<i>Ancylostoma sp</i>	3	Intestino	0	11
		<i>Strongyloides sp</i>	4	Intestino	0	9
		<i>Diphyllobothrium latum</i>	1	Intestino	0	4
		<i>Gyrodactylus sp</i>	2	Branquias	4	0
		<i>Trichostrongylus sp</i>	2	Intestino	0	3
Granja 05	2/9	<i>Taenia sp</i>	1	Intestino	0	3
		<i>Ascaris sp</i>	1	Intestino	0	2
Granja 06	7/9	<i>Phagobanchium sp</i>	6	Piel	59	0
		<i>Gyrodactylus sp</i>	2	Piel	3	0
		<i>Trichostrongylus sp</i>	2	Intestino	0	5
Granja 07	9/9	<i>Phagobanchium sp</i>	8	Piel	104	0
		<i>Gyrodactylus sp</i>	2	Branquias	6	0
		<i>Trichodina sp</i>	7	Piel	87	0
		<i>Taenia sp</i>	1	Intestino	0	3
Granja 08	3/9	<i>Phagobanchium sp</i>	3	Piel	32	0
		<i>Heterakis sp</i>	1	Intestino	0	3
Granja 09	5/9	<i>Strongyloides sp</i>	2	Intestino	0	5
		<i>Phagobanchium sp</i>	3	Piel	75	0
		<i>Trichodina sp</i>	4	Piel	48	0
Granja 10	2/9	<i>Trichostrongylus sp</i>	1	Intestino	0	3
		<i>Taenia sp</i>	1	Intestino	0	2
TOTAL	54/90					

La frecuencia parasitológica por granja muestra que algunos géneros se encontraron en mayor abundancia en varias granjas y en cuanto a cantidad de géneros de parásitos fue la granja 04 la que presentó mayor número de géneros, por el contrario las granjas 05, 08 y 10 presentaron el menor número de géneros (fig. 11).

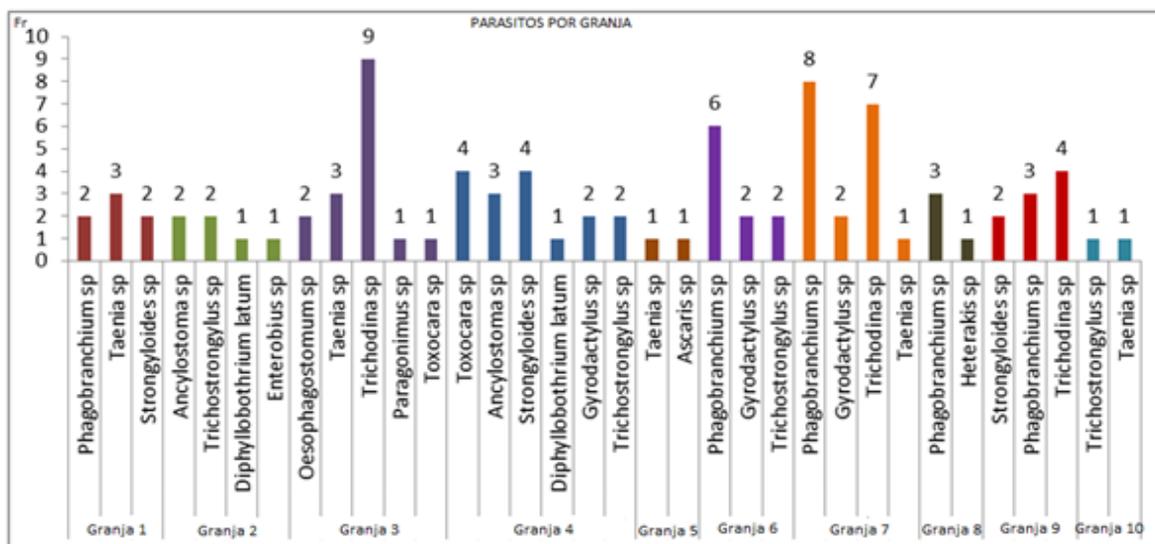


Fig. 11. Frecuencia de parásitos por granja encontrados en los 10 muestreos.

Se encontró un total de 14 géneros de parásitos, entre ellos externos e internos, de los cuales *Phagobanchium sp* y *Trichodina sp* presentaron mayor abundancia de individuos en los muestreos, mientras que *Ascaris sp*, *Enterobius sp*, *Heterakis sp* y *Paragonimus sp* presentaron la menor abundancia (Fig. 12).

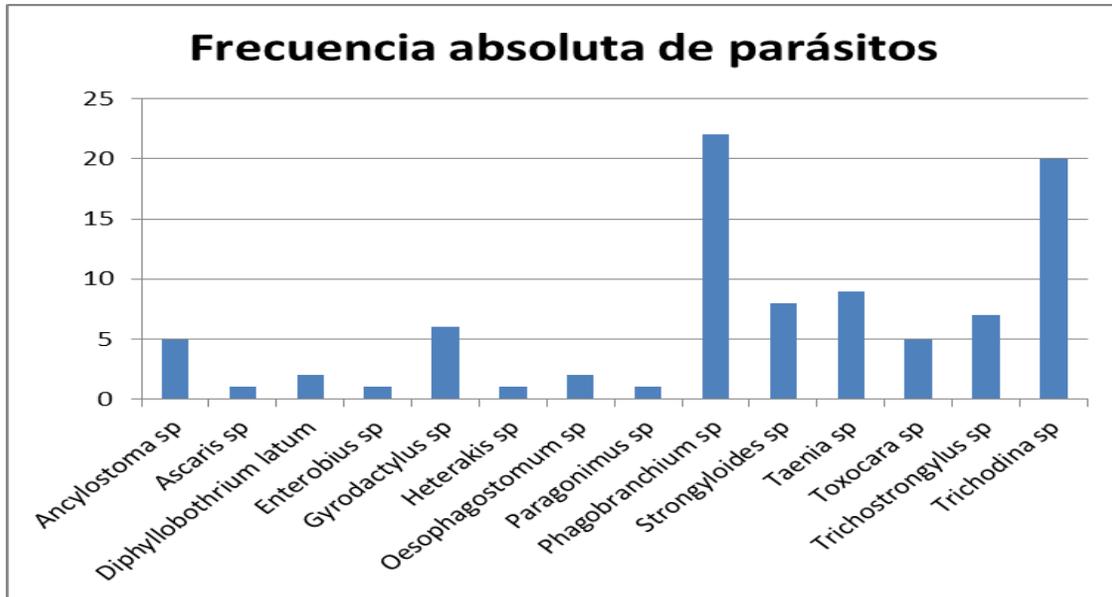


Fig. 12. Frecuencia absoluta de los parásitos encontrados en los 10 muestreos.

Se encontraron tres géneros de parásitos con individuos completamente desarrollados, identificados en piel y branquias de los peces infectados, los once géneros restantes fueron identificados a nivel de huevo, localizados en el tracto digestivo (Fig. 13).

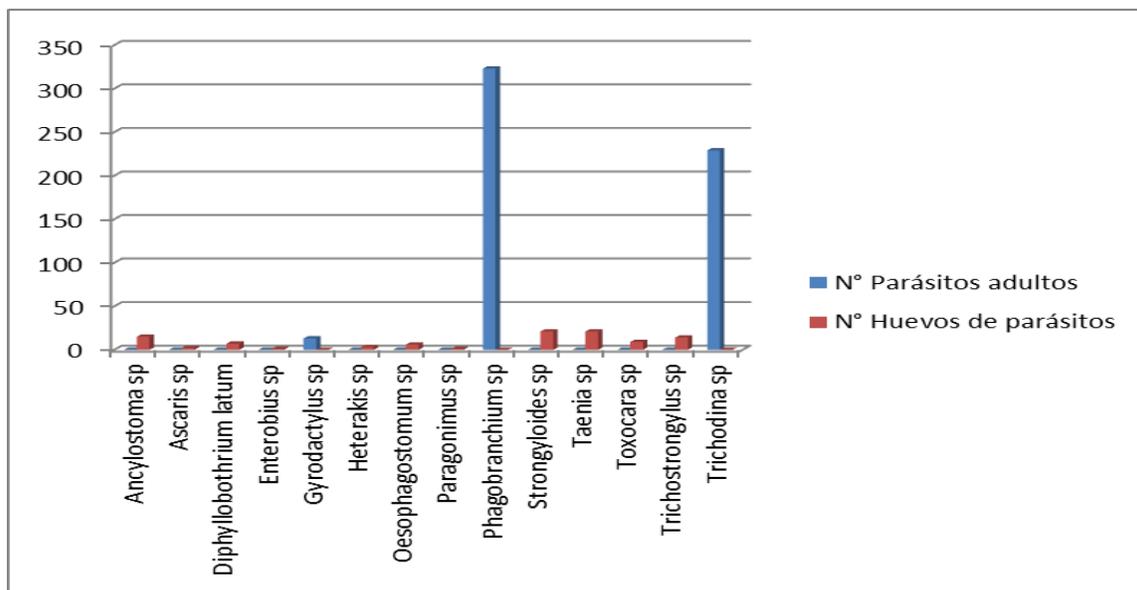


Fig. 13. Géneros de parásitos encontradas en fase adulta y a nivel de huevos.

Los géneros de parásitos encontradas en tilapia cuatro son consideradas parásitos exclusivos de peces, las demás, son parásitos principalmente de otros vertebrados (Fig. 14).

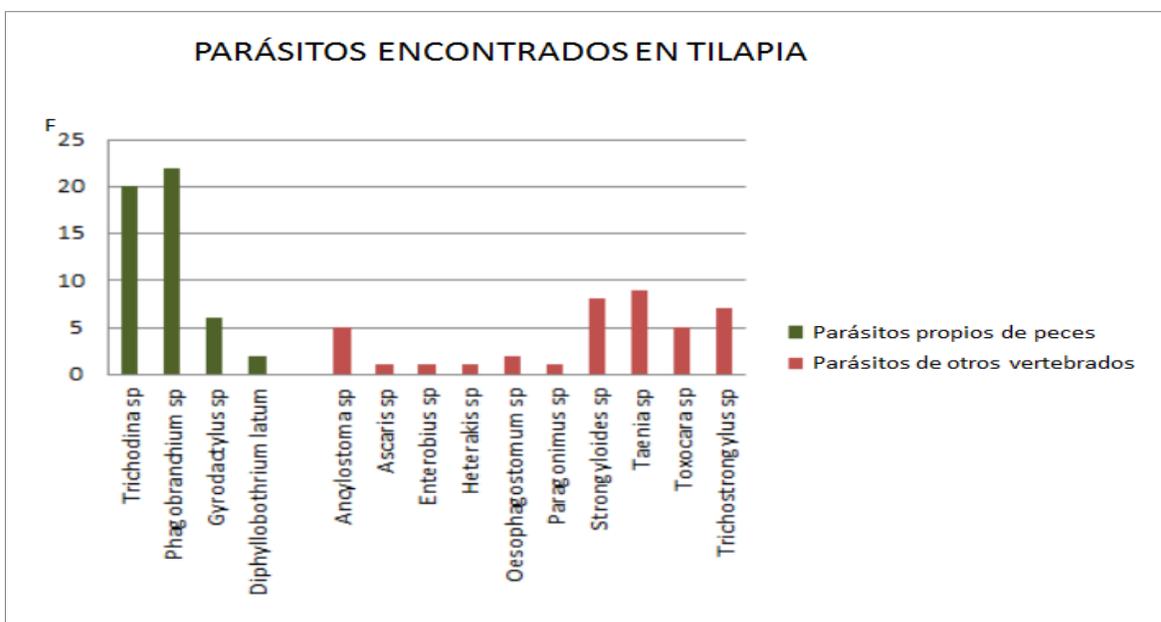


Fig. 14. Parásitos de peces y de otros vertebrados encontrados en tilapia.

5.2. Cálculo de la prevalencia

Se calculó la prevalencia parasitaria para cada uno de los 14 géneros de parásitos y se obtuvo que *Phagobanchium sp* y *Trichodina sp* presentaron la mayor prevalencia con 24.44 y 22.22 respectivamente (Tabla 5).

Tabla 5. Prevalencia por género de parásito en cultivo de tilapia.

Parásitos	peces parasitados	peces examinados	prevalencia
<i>Ancylostoma sp</i>	5	90	5.56%
<i>Ascaris sp</i>	1	90	1.11%
<i>Diphyllobothrium latum</i>	2	90	2.22%
<i>Enterobius sp</i>	1	90	1.11%
<i>Gyrodactylus sp</i>	6	90	6.67%
<i>Heterakis sp</i>	1	90	1.11%
<i>Oesophagostomum sp.</i>	2	90	2.22%
<i>Paragonimus sp</i>	1	90	1.11%
<i>Phagobanchium sp</i>	22	90	24.44%
<i>Strongyloides sp</i>	8	90	8.89%
<i>Taenia sp</i>	9	90	10.00%
<i>Toxocara sp</i>	5	90	5.56%
<i>Trichostrongylus sp</i>	7	90	7.78%
<i>Trichodina sp</i>	20	90	22.22%

Relación de la frecuencia de parásitos con los parámetros fisicoquímicos indicadores de calidad del agua de los estanques (Temperatura, oxígeno disuelto, turbidez).

Se obtuvieron los datos:

Tabla 6. Datos de frecuencia de parásitos y parámetros fisicoquímicos de los estanques.

VAR.	Fr. PARASITOS	T° °C	TURBIDEZ cm	OD mg/L	PH
	Y	X1	X2	X3	X4
Granja 01	3	31	29	3.7	7.5
Granja 02	4	30.1	32	3.5	7.8
Granja 03	5	31.7	30	3.3	7.81
Granja 04	6	31.7	28	3.6	8.05
Granja 05	2	30.3	30	3.9	8.1
Granja 06	3	30.3	29	3.1	7.9
Granja 07	4	30.6	29	3.3	8.05
Granja 08	2	30.5	28	3.9	7.93
Granja 09	3	31.3	31	3.9	8.45
Granja 10	2	31.4	29	3.8	8

Se tiene que:

Fr. Parásitos: representa la variable dependiente. Y.

T° °C, TURBIDEZ cm, OD mg/L y PH: representan las variables independientes X1, X2, X3 y X4 respectivamente.

Se realizó el análisis de cumplimiento de supuestos que exige la estadística paramétrica, para ello se corrieron análisis de normalidad y homocedasticidad, en las que las variables cumplieron con dichos supuestos, a excepción de la variable independiente X4 que corresponde al PH, se aplicó una serie de transformaciones en los datos pero no se logró obtener normalidad, por tal motivo se decidió no tomar en cuenta dicha variable en el análisis estadístico.

5.3. Prueba de normalidad

Se aplicó la prueba de Shapiro-Wilk porque n es menor que 50, es decir que la muestra presento menos de 50 datos.

Tabla 7. Prueba de Shapiro-Wilk.

PRUEBA	T°	TURBIDEZ	OD	Fr. PARASITOS
N	10	10	10	10
Shapiro-Wilk W	0.903	0.9032	0.8973	0.896
p(normal)	0.236	0.2375	0.2047	0.1977

Si el valor de p normal es mayor a 0.05 (valor de confianza), se concluye que los datos siguen una distribución normal.

5.4. Prueba de Homocedasticidad

Se aplicó la prueba de Levene's para determinar si los datos cumplen con el supuesto de homocedasticidad.

Tabla 8. Prueba de Levene's.

	Prueba	Valor-P
Levene's	2.48462	0.0762917

El valor-P es mayor que 0.05, por lo que los datos muestran homocedasticidad.

5.5. Prueba de Coeficiente de Correlación de Pearson

Al haber cumplido con los supuestos antes mencionados, se procede a elaborar un análisis de Coeficiente de Correlación de Pearson.

Tabla 9. Correlación de Pearson.

		T°	TURBIDEZ	OD
Fr. PARASITOS	Correlación	0.467	0.0000	-0.5099
	(Tamaño de Muestra)	(10)	(10)	(10)
	Valor-P	0.1736	1.0000	0.1322

En el cuadro de correlación (cuadro 9), ninguno de los parámetros fisicoquímicos de los estanques mostro correlación significativa con la frecuencia de parásitos ya que el p-valor es superior a 0.05, basado en lo anterior, no es posible aplicar una prueba de regresión múltiple, debido a que no existe relación significativa.

5.6. Taxonomía de los parásitos encontrados en el estudio

Tabla 10. Descripción taxonómica de los parásitos encontrados en el estudio

REINO	PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE
Protista	Ciliophora	Oligohymenophorea	Peritrichida	Urceolaridae	<i>Trichodina</i>	<i>sp</i>
Protista	Ciliophora	kinetofragminophorea	Suctorida	-----	<i>Phagobanchium</i>	<i>sp</i>
Animalia	Platyhelminthes	Trematoda	Monopisthocotylea	Gyrodactylidae	<i>Gyrodactylus</i>	<i>sp</i>
Animalia	Platyhelminthes	Trematoda	Ciclophyllidea	Taeniidae	<i>Taenia</i>	<i>sp</i>
Animalia	Platyhelminthes	Trematoda	Plagiorchiformes	Troglorematidae	<i>Paragonimus</i>	<i>sp</i>
Animalia	Platyhelminthes	Cestoda	Diphyllobothridea	Diphyllobothriidae	<i>Diphyllobothrium</i>	<i>latum</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Strongylida	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaris</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Oxyurida	Oxyuridae	<i>Enterobius</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Ascaridida	Ascarididae	<i>Heterakis</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Strongylida	Trichonematidae	<i>Oesophagostomum</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Rhabditida	Strongyloididae	<i>Strongyloides</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Ascaridida	Toxocaridae	<i>Toxocara</i>	<i>sp</i>
Animalia	Nematelminthes	Nematoda	Strongylida	Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus</i>	<i>sp</i>

5.7. Descripción los géneros de parásitos encontrados en el estudio

Trichodina sp

Trichodina sp. Pertenece a un grupo de parásitos protozoarios ciliados que dañan la piel y branquias de especies de peces marinos y de agua dulce. Pertenece a la clase Oligohymenophorea, subclase Peritrichia, orden Peritrichida y familia Urceolaridae. Una característica fácilmente distinguible de estos organismos es la presencia de un prominente denticular o "diente" como anillo citoesqueleto interno. El cuerpo de estos organismos tiene forma de platillo o campana, el tamaño varía según la especie, son dorso-ventralmente aplanados. La reproducción es asexual por fisión binaria y sexual por conjugación, se transmite por contacto directo con el pez hospedador. Muchas especies son patógenas pero la *Trichodina* causa la enfermedad llamada Trichodinosis (Cordero del Campillo 1999, Andasol-Serrano *et al.* 2014).

Estos organismos son muy frecuentes en todas las regiones del mundo. En habitats naturales de agua dulce como oceánica, estos ciliados están dispersos y producen pocos daños, Sin embargo, en estanque de cultivos sus poblaciones pueden a llegar a ser lo suficientemente importantes como para producir epizootias graves (Cordero del Campillo 1999, Andasol-Serrano *et al.* 2014).

Tratamiento químico de los parásitos externos en la acuicultura es formalina al 40% la cual se debe aplicar en el estanque que contenga el agua previo al cultivo de alevines. Se debe esperar al menos 24 horas para introducir el nuevo grupo de alevines al estanque tratado. Este es el mejor método para controlar las infestaciones de *Trichodina sp* en un sistema de acuicultura (Andasol-Serrano *et al.* 2014).



Fig. 15. Individuo adulto de *Trichodina sp* encontrado en piel de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por la presencia de un espiral ciliado que da dos vueltas al cuerpo del organismo y la presencia de abundante mucosidad en los peces.

Gyrodactylus sp

El género *Gyrodactylus* son pequeños gusanos parásitos de peces de agua dulce y salada, pertenecen a la familia Gyrodactylidae y a la subclase Monopisthocotylea. Se alimentan de la epidermis del hospedador, o comiendo las sustancias producidas por este, como las glicoproteínas del moco, se localizan sobre las aletas, cuerpo y branquias de peces. Tiene un ciclo de vida directo, son vivíparos es decir, expulsan crías vivas casi del tamaño de su madre. Además, un gusano recién nacido puede ya estar gestando a su propia cría, ya que requieren de un día para alcanzar la madurez, por lo que los *Gyrodactylus* contienen hasta tres generaciones en un individuo, las infecciones pueden ser importantes en la acuicultura donde los peces se encuentran hacinados y con mala calidad del agua (Cordero del Campillo 1999, Jiménez-Ramírez 2007, Andasol-Serrano *et al.* 2014).

Tratamiento: La utilización de preparados a base de formalina, sulfato de cobre o algunos organoclorados son recomendables (Jiménez-Ramírez 2007).



Fig. 16. Individuo adulto de *Gyrodactylus sp* encontrado en piel de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su cuerpo fusiforme, por la presencia de sus ganchos marginales y su movimiento característico.

Phagobranchium sp

El género *Phagobranchium* son protozoarios ciliados provistos de tentáculos succionadores; a menudo suelen encontrarse masivamente en la piel de los peces infestados por estos ciliados, son sésiles con pie no contráctil, la reproducción de los estadios larvarios se da por medio de gemación, la cual es una gemación endógena que da lugar a la formación de una larva encerrada en una bolsa (Kinkelin 1985).

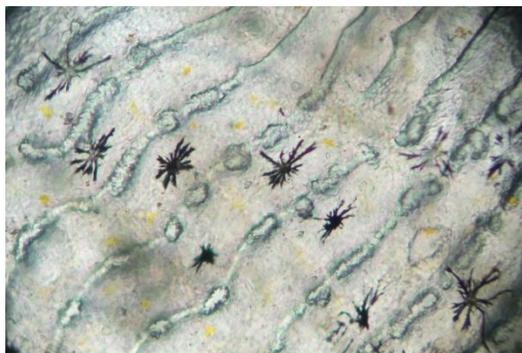


Fig.17. Individuos adultos de *Phagobranchium sp* encontrados en piel de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificados por encontrarse masivamente en la piel de los peces infectados y su forma característica similar a una estrella o asterisco.

Taenia sp

Las especies del género *Taenia* son gusanos digéneos aplanados dorsiventralmente, pertenecen a la clase Cestoda, orden Cyclophyllidea y a la familia Taeniidae. Las formas adultas se desarrollan en el intestino del ser humano que actúa como único hospedador definitivo, y los estadios larvarios o cisticercos en los tejidos de los animales: cerdos, jabalíes y bóvido o el hombre (Orta et al. 2007, Alcívar-López 2010).

La teniasis se produce como consecuencia de la parasitación intestinal por especies del género *Taenia*. Las especies más comunes son *Taenia solium* y *Taenia saginata*, pero existe otra especie, *Taenia saginata asiatica*, Las dos primeras tienen una distribución cosmopolita. La ingestión de huevos de *T. saginata saginata* y *T. solium/T.saginata asiática* deriva en cisticercosis bovina y porcina, respectivamente. Los huevos de *T. solium* también pueden infectar a humanos dando lugar a la cisticercosis humana. No está claro que los huevos de *T. saginata asiatica* puedan infectar al hombre (Orta et al. 2007, Alcívar-López 2010).

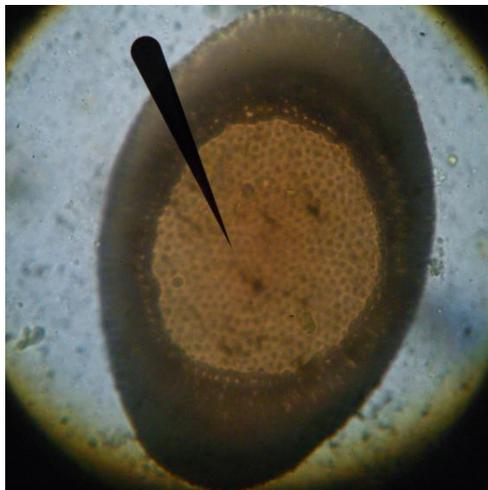


Fig. 18. Huevo de *Taenia sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su cubierta radiada y estriada, su color pardo amarillento y la presencia de ganchos en el interior de huevo.

Trichostrongylus sp

Son nematodos pequeños pertenecientes a la familia Trichostrongylidae, las especies adultas de este género son parásitos del tracto digestivo del ganado: ovino, bovino, equino, y otros vertebrados. Los huevos que salen con las heces del hospedero son de tipo estrogiloide muy resistente a altas y bajas temperaturas, poseen una cáscara fina y la infestación se realiza por ingestión de las larvas infestadas que se encuentran en la hierba (Soulsby 1987, Cordero del Campillo 1999).



Fig. 19. Huevo de *Trichostrongylus sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su forma oval, cascara fina y su gran cantidad de morulas.

Toxocara sp

El género *Toxocara* son nematodos del orden Ascaridia, superfamilia Ascaridoidea y familia Ascarididae, relativamente grandes, de color blanquecino cuya cutícula posee finas estriaciones trasnversales, tienen tres labios y lateralmente dos alas cervicales (Cordero del Campillo 1999). El género *Toxocara* incluye dos especies *Toxocara canis* que parasita al perro, zorro, lince y gatos montes, *T. cati* se encuentra en gatos y otros félidos silvestres (Cuamba-Leal 2008). La toxocariasis tiene una distribución cosmopolita en el mundo considerándosele endémica en la mayor parte de los países de América, África y Asia (Delgado *et al.* 2009).

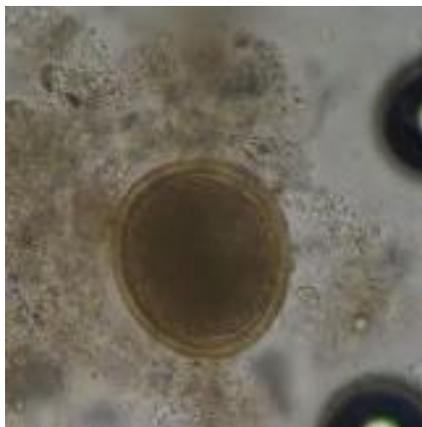


Fig. 20. Huevo de *Toxocara sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su forma esférica, color marrón oscuro y su cubierta externa gruesa.

Paragonimus sp

El género *Paragonimus* pertenece a la familia paragonimidae, son tremados de forma ovoide, con el cuerpo cubierto de espinas (Soulsby 1987). Utilizan moluscos como primeros huéspedes intermediarios; crustáceos decápodos, principalmente cangrejos y langostinos de agua dulce como segundos huéspedes intermediarios y las formas adultas viven principalmente en los pulmones o se localizan ectópicamente en el huésped definitivo que son el hombre y otros mamíferos (Brenes *et al.* 1984). Las especies de este género producen la paragonimiasis una zoonosis de transmisión alimentaria que afecta moluscos, crustáceos y mamíferos (Gómez-Seco 2011).



Fig. 21. Huevo de *Paragonimus sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su color marrón amarillento, su forma ovoide, cascara gruesa y su opérculo claramente visible.

Diphyllobothrium latum

Diphyllobothrium latum es el parásito más grande que infecta a los humanos tras el consumo de pescado de agua dulce, crudo, ahumado o mal cocinado, que contenga quistes de la tenia, la larva comienza a crecer en el intestino y alcanza su desarrollo completo en 3-6 semanas, su longitud oscila entre 2-20 m, el escólex es inerte y presenta dos botrios que funcionan como órganos de fijación, los proglotidos maduros y con huevos son cuadrangulares y presentan un poro genital central, los huevos son operculados, de color marrón claro (Cordero de Campillo *et al.* 1999, CECOPESCA 2012).

El ciclo biológico es muy complejo, una vez que los huevos se eliminan con las heces del hospedador definitivo, maduran en el agua y luego de un tiempo variable emerge un coracidio hexacanto y ciliado, este es ingerido por crustáceos de agua dulce, en donde el coracidio pierde el epitelio ciliado en el intestino y luego de migrar a través del hemocele se transforma en procercoide, un nuevo hospedador, generalmente pez, ingiere al crustáceo y a la forma larvaria del cestodo, el procercoide migra desde el intestino a los músculos y se transforma en plerocercioide, estadio infestante para el hospedador definitivo, la infestación

tiene lugar cuando los mamíferos hospedadores ingieren peces infestados y el parásito adulto migra hasta su localización definitiva en el intestino, donde se transforma en adulto repitiendo el ciclo biológico, o bien pueden permanecer en estadio larvario o adulto en huéspedes paraténicos y en otros animales, incluido el ser humano (Rozas-Serri 2006).



Fig. 22. Huevo de *Diphyllobothrium latum* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por el color marron claro que presenta, son operculados, y sus extremos son redondeados.

Heterakis sp

Es un nematodo intestinal cosmopolita de aves de corral, especialmente de gallinas y pavos, aunque se ha encontrado distribuido por todo el mundo parasitando a diferentes especies de aves (Foronda-Rodríguez 2002).

Ciclo de vida

El ciclo de vida es directo, los huevos se desarrollan en el exterior y alcanzan el segundo estado larvario en 14 días a 27° C, pero que normalmente el desarrollo es más largo, y puede durar varias semanas a temperaturas más bajas. Los huevos son muy resistentes y pueden permanecer viables en el suelo durante meses (Soulsby 1987).



Fig. 23. Huevo de *Heterakis sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por que posee una membrana gruesa y lisa, son huevos sin embrionar en el momento de la puesta.

Strongyloides sp

Son nematodos con una generación libre saprofítica y otra parásita en el intestino de los vertebrados, las formas libres presentan un esfago con bulbo valvular, las parasitas lo presentan cilíndrico alargado, son heterogénicos (Soulsby 1987).

Ciclo de vida

El ciclo de vida de los miembros del género difiere del resto de los nematodos en la existencia de ciclos completamente libres o completamente parásitos, y en que pueden presentarse combinaciones de ambos, la hembra partenogénica se encuentra enterrada en la mucosa del intestino delgado, esta forma es genéticamente triploide, y deposita huevos de cáscara fina y transparente, que salen al exterior con las heces del hospedador, excepto en el caso de *S. stercoralis*, en el que los huevos eclosionan en el intestino, y en las heces aparecen larvas de primer estado, estas larvas pueden proseguir su desarrollo hasta alcanzar al tercer estado infectante (ciclo homogónico), o transformarse en machos y hembras libres que producirán posteriormente en larvas infectantes (ciclo heterogónico) (Soulsby 1987).



Fig. 24. Huevo de *Strongyloides sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por presentar sus extremos romos y membrana delgada, y que además el huevo contienen un embrión ya desarrollado cuando salen con las heces del hospedador.

Oesophagostomum sp

Las especies de este género poseen distribución mundial y son parásitas del intestino delgado y grueso del ganado vacuno, ovino, porcino y primates, estos nematodos se denominan con frecuencia gusanos nodulares, debido a que diversas especies producen la formación de nódulos en la pared intestinal (Soulsby 1987).

Ciclo de vida

Los huevos salen del hospedador con sus heces y en condiciones óptimas alcanzan su estado infectante en 6 o 7 días, ningún estado infectante resiste la desecación, luego de la infección las larvas penetran la pared del intestino en cualquier localidad, desde el píloro al recto para lograr su desarrollo (Soulsby 1987, Cordero de Campillo *et al.* 1999).

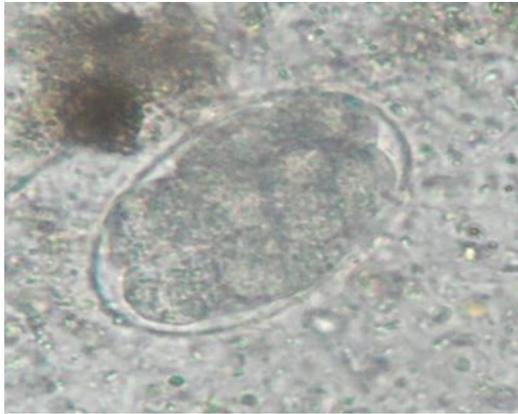


Fig. 25. Huevo de *Oesophagostomum sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificados por poseer una membrana delgada y por la presencia de las morulas que van desde 8-16.

Enterobius sp

Es la lombriz intestinal humana pero puede presentarse en grandes primates tales como el chimpancé, gibones y titis, no se encuentra nunca en perros o gatos, los gusanos son de color cremoso y delgado, los machos miden de 2 a 5 milímetros de longitud y las hembras de 8 a 13 milímetros (Soulsby 1987).

Ciclo de vida

El hombre es el único hospedador definitivo de este parásito y se infesta por la ingestión o inhalación de huevos embrionados, que una vez que llegan al duodeno eclosionan y las larvas se transforman en adultos al llegar al intestino grueso; una vez allí las hembras grávidas al llegar la noche migran a los márgenes del ano y depositan los huevos. El ciclo se completa en 25-28 días y puede volver a iniciarse si las manos entran en contacto con los huevos y posteriormente son llevadas a la boca o se inhalan los huevos produciéndose una reinfestación (Pereira & Pérez 2001).



Fig. 26. Huevo de *Enterobius sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por poseer una cubierta delgada, son translucidos con una cara plana y otra convexa y poseen una larva en su interior.

Ascaris sp

Es un parasito de humanos que junto con la enteriobiosis, es la más común de todas las helmintiosis, es el nematodo intestinal de mayor tamaño que parasita al hombre, ya que las hembras pueden llegar a medir hasta 35 centímetros, este nematodo es alargado, cilíndrico y presenta una cabeza característica provista de 3 labios, su ciclo de vida es directo, no teniendo más que un hospedador (Pereira & Pérez 2001).

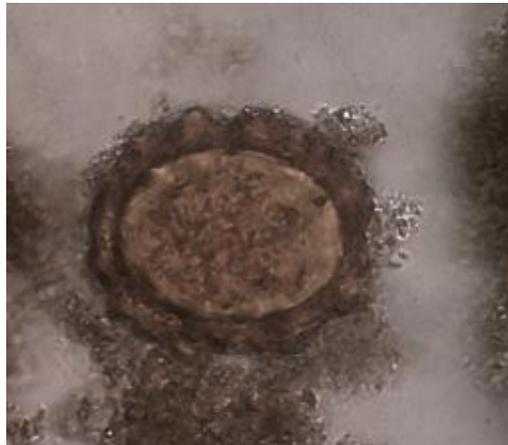


Fig. 27. Huevo de *Ascaris sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por su forma oval, por su gruesa cascara y la capa albuminoidea que presenta prominentes proyecciones y el huevo es de color pardo dorado.

Ancylostoma sp

Es un nematodo relativamente frecuente en los carnívoros domésticos y silvestres, se localizan en el intestino delgado de perro, zorro, lobo, coyote, entre otros, miden de 1 a 2 centímetros y son de color gris rojizo, los huevos son ovalados con cubierta fina y transparente, las hembras adultas producen una media de 16,000 huevos por día y las fases infectantes no resisten la desecación por lo que se les encuentran únicamente en ambientes húmedos (Soulsby 1987, Cordero de Campillo *et al.* 1999).



Fig. 28. Huevo de *Ancylostoma sp* encontrado en el sistema digestivo de *O. niloticus*, observado mediante un microscopio compuesto de campo claro con el objetivo 40X, identificado por poseer ocho mórulas en su interior, por su membrana fina y su forma ovoide.

6. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Se examinaron 90 tilapias de las cuales 54 se encontraron infestadas por parásitos, esto representa el 48.6% del total de la muestra examinada, esto concuerda con lo encontrado por Contreras-Mata en el año 2007, quien investigó los agentes patógenos en estanques reproductores de tilapia, en la estación acuícola de CENDEPESCA Santa Cruz Porrillo. Examinó 173 muestras, de las cuales encontró el 41% con presencia de parásitos.

Se encontró el parasito del género *Gyrodactylus*, el cual es uno de los parásitos más frecuentes a nivel de piel y branquias en tilapia, ya que en El Salvador ha sido encontrado en los estudios realizados por Contreras-Mata en el año 2007 y Andasol-Serrano *et al.* en el año 2014.

Diphyllbothrium latum es un parásito propio de peces de agua dulce y salada, según Cordero del Campillo 1999 y Soulby 1982, en el presente estudio se detectó la presencia de huevos de este parásito en tilapias, en El Salvador se ha encontrado a *Diphyllbothrium latum* en estudios exploratorios pero no se tiene registro científico de este parasito en el país, que además de parasitar las tilapias también parasita al humano utilizándolo como huésped definitivo al igual que otros vertebrados piscícolas.

Andasol-Serrano *et al.* en el año 2014, realizo un estudio de ectoparásitos en tilapias provenientes de laboratorios certificados por el Ministerio de Agricultura y Ganadería, ubicados en cinco departamentos de El Salvador, encontró alta prevaecía de las especies de ectoparásitos entre ellos *Trichodina sp* con prevalencia de 91.67%, lo que concuerda con lo encontrado en la presente investigación donde los ectoparásitos presentaron el mayor

porcentaje de prevalencia, donde *Trichodina sp* y *phagobramchium* presentaron la mayor prevalencia con un 22.22% y 24.44% respectivamente.

La clase que presento mayor número de individuos fue la clase nematoda con un total de ocho especies, mientras que la clase Oligohymenophorea, Kinetofragminophorea y la clase Cestoda presentan el menor número con una especie respectivamente, según Verbel & Avila (2008), las Nematodosis son las principales en enfermedades parasitarias que afectan a los peces. Ya que pueden infectarse al ingerir alimento o agua contaminada por parásitos, o porque el parásito penetre la piel de los peces al tener contacto directo (Cecopesca 2012).

Según Soulsby (1987), los huevos de muchos parásitos pueden mantenerse viables durante largos periodos de tiempo, que van desde unos pocos minutos hasta dos semanas en aguas residuales urbanas, hasta más de un mes en aguas de río y hasta 159 días en pastos e incluso resistir procesos de tratamiento de aguas residuales; lo anterior explica la presencia de parásitos que no son específicos de peces en los cultivos de tilapia en Atiocoyo, como lo son los generos *Ancylostoma*, *Ascaris*, *Enterobious*, *Heterakis*, *Oesophagostomum*, *Paragonimus*, *Strongyloides*, *Taenia*, *Toxocara* y *Trichostrongylus*, ya que para dichos cultivos se utiliza agua del río sucio que según MARN (2011) (2012) presenta altos niveles de contaminación y los parásitos encontrados poseen huevos muy resistentes y les favorece la humedad, por lo que las tilapias por su hábito alimenticio podrían actuar según Cordero de Campillo *et al.* (1999) como vectores, trasladando los huevos a un huésped definitivo sin que el parásito haya logrado ninguna fase de su ciclo de vida en ellas.

Romero-Monge y Romero-Rivera en el año 2012, recomiendan realizar un análisis de los parámetros indicadores de calidad del agua en los estanques, en atención a tal recomendación, se realizó el estudio parasitológico relacionando los parámetros indicadores de calidad del agua (Temperatura, oxígeno disuelto y turbidez) con la carga parasitaria de las tilapias y se determinó que no existe relación significativa entre los parámetros indicadores de calidad de agua y la presencia de parásitos, debido a que los productores realizan un control muy estricto de tales parámetros, por lo que no se encontró mayor variación entre granjas, pero no se tomó en cuenta la calidad microbiológica del agua que se incorpora a los estanques de cultivo, lo que probablemente si influya de manera directa sobre las patologías relacionadas al cultivo de tilapia.

Iraheta-Navas en el año 2007, desarrollo una investigación sobre endoparásitos en tilapias en la que indicó la ausencia de especies de parásitos de importancia para la salud humana en el intestino de las tilapias, contrario a dicha investigación, se encontraron géneros de parásitos de importancia para la salud humana en el intestino de las tilapias, como: *Ascaris sp*, *Enterobious sp*, *Taenia sp*, *Paroginimus sp*, *Diphillobotrium latum*; esto se debe a la calidad microbiología del agua que se utiliza en los estanques de cultivo sin pasar previamente por un sistema de filtrado, que según Barbón-Menjívar, Handal-Jiménez y Turish-Guardado en el año 2009, la calidad del agua en la cuenca del rio sucio, presento niveles de contaminación por encima de los límites establecidos por la Norma de Calidad de Agua para contacto humano de la OMS.

7. CONCLUSIONES

De un total de 90 tilapias examinadas 54 resultaron parasitadas, lo que representa un 48.6 % de peces infectados con parásitos externos a nivel de branquias y piel e internos a nivel de tracto digestivo.

Se encontró un total de 14 géneros de parásitos de los cuales solamente cuatro géneros son parásitos propiamente de peces, los diez géneros restantes son comunes en otros vertebrados como bovino, porcinos, aves y humanos, aunque no se descarta que puedan parasitar peces.

Se encontraron ocho géneros del Phylum Nematelminthes (*Toxocara*, *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Ancylostoma*, *Ascaris*, *Enterobius*, *Heterakis*, *Oesophagostomum*), cuatro géneros del Phylum Platyhelminthes (*Gyrodactylus*, *Diphyllobothrium*, *Paragonimus*, *Taenia*), dos del Phylum Ciliophora (*Trichodina*, *Phagobanchium*) y no se encontró individuos del Phylum Arthropoda.

En las diez granjas examinadas no se encontró variación en cuanto al número de parásitos encontrados a excepción de los géneros de *Trichodina* y *Phagobanchium* que presentaron el mayor número de individuos en los peces, debido al ciclo biológico de estos organismos ya que presenta una alta tasa reproductiva.

De acuerdo con la prevalencia *Trichodina* y *Phagobanchium* fueron los generos más representativos en el estudio con una prevalencia de 22.22% y 24.44% respectivamente a diferencia de *Ascaris sp*, *Enterobious sp*, *Heterakis sp* y *Paragonimus sp* que presentaron menor prevalencia con un 1.11% cada una de las cuatro especies.

Se determinó que parámetros indicadores de calidad del agua, Turbidez, Oxígeno Disuelto y Temperatura no influyen sobre la presencia de parásitos en los cultivos en Atiocoyo, ya que no se encontró relación significativa según la prueba de Coeficiente de Correlación de Pearson entre dichas variables, por lo que la contaminación parasitológica se le atribuye a la calidad microbiológica del agua, ya que no se aplica ningún tipo de tratamiento antes de introducirla al estanque.

El mayor número de parásitos fueron identificados a nivel de huevo en el tracto digestivo debido al hábito alimenticio de los peces que al alimentarse de plancton además de consumir el alimento incorporan simultáneamente a su tracto digestivo huevos de parásitos que están suspendidos en la columna de agua de debido a que la fuente de abastecimiento posee altos niveles de contaminación microbiológica, además, se encontraron solamente tres géneros de parásitos en su forma adultos a nivel de branquias y piel.

8. RECOMENDACIONES

Debido a la presencia de muchos huevos de parásitos que afecta a los humanos en las tilapias de Atiocoyo, se recomienda la instalación de un sistema de filtrado de agua para impedir el paso de agentes patógenos a los estanques, que podrían ser filtros ultravioletas y además se debe manejar los cultivos tomando en cuenta todas las normas de inocuidad para la producción de alimentos y tomar en cuenta la aplicación de buenas prácticas para el cultivo de tilapia.

Se recomienda realizar un estudio microbiológico de la fuente de abastecimiento de agua de los estanques que incluya principalmente parásitos, bacteria y hongos para que con ese conocimiento se pueda seleccionar el sistema de filtrado más apropiado para asegurar la buena salud de los peces en cultivo y evitar daños a la salud de la población humana que consume la tilapia producida en Atiocoyo.

El presente estudio es de naturaleza descriptiva, por tanto, se recomienda realizar un estudio experimental en Atiocoyo que permita comparar cultivos donde se utilice agua de río con cultivos donde se utilice agua de pozo o previamente descontaminada, para evaluar el efecto de la fuente de agua sobre la presencia de parásitos.

Se recomienda a los consumidores de tilapia que se aseguren que la carne de dichos peces, se encuentre bien cocinada al momento del consumo, para evitar cualquier daño a la salud.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andasol-Serrano, I. G., D. A. Escobar-Lopez & N. I. Montes-Rivera. 2014. Caracterización ectoparasitológica de alevines (*Oreochromis niloticus*) en los laboratorios de cultivo en El Salvador. Universidad de El Salvador Facultad de Ciencias Agronómicas. Departamento de Medicina Veterinaria. Tesis para optar al grado de licenciado (a) en Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Alcívar-López, E. E., M. L. Hernández Zambrano., J. A. Ibarra Moreira & D. I. Macías Véliz. 2010. “FORTALECIMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN CLÍNICA EPIDEMIOLÓGICA DE LOS HELMINTOS CESTODOS: TENIASIS EN LA PROVINCIA DE MANABÍ AÑO 2009-PRIMER SEMESTRE DEL 2010”. Tesis de Grado Previo a la Obtención del Título de Médico Cirujano.
- Arguedas, D., G. Dolz, J. J. Romero, A. E. Jiménez & D. León. 2010. *Centrocestus formosanus* (Opisthorchiida: Heterophyidae) como causa de muerte de alevines de tilapia gris *Oreochromis niloticus* (Perciforme: Cichlidae) en el Pacífico seco de Costa Rica. Rev. Biol. Vol. 58 (4): 1453-1465.
- Astilapia (Asociación Sinaloense de productores de tilapia, C.A.). 2009. CURSO TALLER: Cultivo de tilapia (*Oreochromis spp*) a alta densidad en módulos flotantes, con énfasis en buenas prácticas de producción acuícola para la inocuidad alimentaria y para la generación de un producto de calidad suprema. Culiacán de Rosales, Sinaloa. México.
- Barbón-Menjívar, S. M., A. Y. Handal-Jiménez & S. M. Turish-Guardado. 2009. Caracterización de la subcuenca del río sucio a través de la evaluación de la calidad del agua y el patrón de dispersión de contaminantes. Tesis para optar al grado de ingeniero químico. Escuela de Ingeniería Química. Universidad de El Salvador Facultad de Ingeniería y Arquitectura.

- Bautista-Covarrubias, J. C. & J. M. Ruiz-Velazco. 2011. Calidad de agua para el cultivo de Tilapia en tanques de geomembrana. Dirección de Fortalecimiento a la Investigación, Universidad Autónoma de Nayarit, México.
- Barrera, A. R. E. & C. E. Paz. 2006. Control de alevines de tilapia (*Oreochromis niloticus*) (perciforme: Cichlidae) usando guapote lagunero (*Parachromis dovii*) (perciforme: Cichlidae) en los estanques de la Universidad Earth. Trabajo de graduación para Optar al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad EARTH. Guácimo, Costa Rica.
- Botello, J. E. 2013. MANUAL DE PRÁCTICAS DE PARASITOLOGÍA. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma del Estado de México.
- Brenes, R., G. Hangen & G. Duarte. 1984. REVISION DE PARAGONIMUS y PARAGONIMIASIS EN CENTROAMERICA y PANAMA. Rev. Med. Hosp. Na/. Niños Costa Rica 19 (2):87-106
- Cantor, A. F. 2007. Manual de producción de tilapia. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla. Puebla. México. Pp 97.
- Cardona, Z. Edison A. 2005. La Coprologia como Técnica de Diagnóstico. Escuela de Medicina Veterinaria. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Antioquía.
- CECOPESCA (Centro Técnico Nacional de Conservación de Productos de la Pesca y la Acuicultura, Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente). 2012. Guía sobre los principales parásitos presentes en productos pesqueros: técnicas de estudio e identificación. Secretaría General Técnica Centro de Publicaciones. Madrid. España.
- Chaguay, V. Y. J. 2004. Evaluación del crecimiento, en etapa de precria de tilapia raja (*Oreochromis spp*), utilizando cinco niveles de proteínas en tanques abiertos. Tesis para optar al grado de Acuicultora. Escuela superior politécnica del litoral, Facultad de ingeniería marítima y ciencias del mar. Guayaquil. Ecuador.

- Contreras-Mata, I. G. 2007. Determinación de Agentes Patógenos en estanques reproductores de Tilapias y los factores predisponentes. (Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer.
- Cordero del Campillo, M. & F. A. Rojas Vásquez. 1999. Parasitología Veterinaria. Editorial. McGraw-Hill Interamericana. España. Pp 968.
- Cuamba-Leal, G. 2008. *Toxocara canis*. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Tesis para obtener el título de Médico Veterinario Zootecnista.
- Dirección Nacional de Acuicultura. 2004. Cultivo de tilapia. Viceministerio de Pesquería. Lima, Perú.
- Delgado, O. & A. J. Rodríguez-Morales. 2009. Aspectos clínico-epidemiológicos de la toxocariasis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina. Boletín de malariología Y salud ambiental. Sección de Inmunoparasitología Armando Domínguez, Instituto de Medicina Tropical Felix Pifano, Universidad Central de Venezuela, Caracas, Venezuela.
- Delgado-vidal, F. K., A. Gallardo-Collí, L. Cuevas-Pérez, & M. García-Ulloa. 2009. Crecimiento compensatorio en tilapia *Oreochromis niloticus* posterior a su alimentación con harina de plátano. Avances en investigación agropecuaria. AIA. 13(2): 55-70.
- Fey, D. A. 2009. Parásitos branquiales de cuatro grupos genéticos de tilapias, cultivadas en las zonas Centro-Norte del Estado de Veracruz. (Tesis para optar al grado de maestro en ciencias). Instituto de ecología. A. C. Xalapa. Veracruz México.
- Foronda-Rodríguez, P. 2002. Estudio faunístico y sistemático de helmintos de aves canarias. UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA. Dpto. de Parasitología, Ecología y Genética Facultad de Farmacia.

- Frankena K. & J. O. Goelema. 1990. Agricultural University, Department of Animal Husbandry. Wageningen. Holanda.
- Gómez-Secoa, J., M. J. Rodríguez-Guzmána., M. J. Rodríguez-Nieto., P. F. Gómez-Escolar., T. Presa-Abos & J. Fortes-Alend. 2011. PARAGONIMIASIS PULMONAR. 2010 SEPAR. Publicado por Elsevier España.
- Guzmán, I. A. 2011. Cultivo de tilapia en México. (Tesis para optar al grado de médico veterinario zootecnista). Facultad de medicina veterinaria y zootecnia. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México.
- Hsien-Tsang, S. & M. Quintanilla. 2008. Manual sobre “Reproducción y cultivo de tilapia”. Centro de Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura (CENDEPESCA). El Salvador. Pp 68.
- Iraheta- Navas, E. J. 2007. Determinación de endoparásitos en las tilapias de los criaderos más importantes de Santa Ana. (Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer.
- Jiménez-Ramírez, J. A. . 2007. Principales enfermedades en peces de acuario. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo Facultad De Medicina Veterinaria Y Zootecnia. Tesis para optar al grado de licenciado (a) en Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Kinkelin, P., C. Michel & P. Ghittno. 1991. Tratado de las enfermedades de los peces. Editorial ACRIBIA, S. A. Zaragoza. España.
- Lorenzo-Manzanarez, J. L. 2011. Efecto de tres métodos de cocción sobre el contenido nutricional de la mojarra Tilapia (*Oreochromis sp.*). Ingeniería en alimentos. Universidad Del Papaloapan.
- Marcos-Raymundo, L. A, V. Maco-Flores, A. Terashima, F. Samalvides, E. Miranda, M. Tantalean & Cols. 2004 Hiperendemicidad de Fasciolosis humana en el Valle de

- Mantaro, Perú: Factores de riesgo de la infección por *Fasciola hepatica*. Rev. Gastroenterol. Perú; 24:6–20.
- MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2011. Informe de la Calidad de Agua de los Ríos de El Salvador. Año 2010. Dirección General del Observatorio Ambiental Gerencia de Hidrología.
- MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2012. Informe de la Calidad de Agua de los Ríos de El Salvador. Año 2011. Dirección General del Observatorio Ambiental Gerencia de Hidrología.
- Martínez, F. R., D. T. Meyer, D. Meyer & A. Barrientos. 2006. Determinación de costos de cultivos de tilapia a pequeña y mediana escala. Proyecto USAID-RED. RED-tilapia.
- Morales, V. & J. Cuéllar-Anjel. 2008. Guía Técnica - Patología e Inmunología de Camarones Penaeidos. Programa CYTED Red II-D Vannamei, Panamá, Rep. de Panamá. 270 pp.
- Orta-Mira N., M. R. Guna Serrano. J. L. Pérez Sáenz & C. Gimeno Cardona. 2007. DIAGNÓSTICO DE LAS TENIASIS INTESTINALES. Control de calidad SEIMC.
- Pereira, A & M. Pérez. 2001. Nematodosis intestinales. Parasitología. Facultad de Farmacia. Universidad de Santiago. Chile.
- Pereira-Bueno, J. M. & I. Ferre-Pérez. 1997. Parásitos del pescado. Universidad de León Departamento de Patología Animal: Sanidad Animal.
- Rebuffo, N. & M. Almada. 2008. Guía de platelmintos, Nemertinos y Ectoproctos. Provincia de Santa Fe. Ministerio de Innovación y Cultura. Museo provincial de Ciencias Naturales “Florentino Ameghino”.
- Rivera-Mauricio, I. S. & Rosales-Rodríguez C. J. 2008. Caracterización parasitológica del Lenguado (*Cyclopsetta Panamensis* Y *C. Querna*) en la pesca industrial de peneidos en El Salvador. Tesis para optar al grado de Licenciatura en Medicina

veterinaria y zootecnia. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas, Departamento de Medicina Veterinaria.

Rodríguez, H., G. Polo & G. Salazar. 1993. Fundamentos de acuicultura continental. Ministerio de Agricultura. Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura (INPA). Santa Fé de Bogotá, Republica de Colombia.

Romero-Monge, M. Y. & M. H. Romero Rivera 2012. Determinación del perfil bacteriológico de *Oreochromis niloticus* (Tilapia) fresca y su respectiva agua de estanque proveniente del Cantón Atiocoyo, Municipio de San Pablo Tacachico, La Libertad. Tesis para optar al grado de Licenciatura en Química y Farmacia. Universidad de El Salvador Facultad de Química y Farmacia.

Rozas-Serri, M. A. 2006. Estudio parasitológico de *Diphyllbothrium* sp en especies salmonídeas cultivadas intensivamente en Chile. Revista AquaTIC, nº 25, pp. 1-7.

Soulsby, E. J. L. 1987, Parasitología y enfermedades Parasitarias en los animales domésticos. Editorial. Nueva Editorial Interamericana. México. Pp 823.

Vega-Villasante, F. F., M. C. Cortés-Lara, L. M. Zúñiga-Medina, B. Jaime-Ceballos, J. Galindo-López, M. E. R. Basto-Rosales & H. Nolasco-Soria. 2010. Cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*) a pequeña escala ¿alternativa alimentaria para familias rurales y periurbanas de México. REDVET (Revista electrónica de Veterinaria) ISSN 1695-7504 Volumen 11 Número 03.

Verbel, J. O. & R. B. Ávila. 2008. Parásitos en peces colombianos. Universidad de Cartagena. Facultad de Ciencias Farmacéuticas. Grupo de Química Ambiental y Computacional. Corporación Autónoma Regional del Canal del Dique (CARDEIQUE).

Villanueva-Soto, M., T. Cardona, A. Tafur-Garzón & A. Barbosa. 2007. Buenas prácticas en la producción acuícola, Directrices sanitarias y de inocuidad para la producción acuícola destinada al consumo humano. Subgerencia de Protección y Regulación Pecuaria. Bogotá, Colombia.

10. ANEXOS

Anexo 01. Canal principal de abastecimiento de agua del Distrito de Riego Atiocoyo en el cual se observó una cantidad considerable de espuma blanca.



Anexo 02. Hacinamiento de tilapias en cultivo en Atiocoyo.



Anexo 03. Canal de abastecimiento de agua de los estanques a partir del canal principal del Distrito de Riego Atiocoyo.

