Repositorio Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN TARAPOTO - PERU

Esta obra está bajo una **Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-Compartirigual 2.5 Perú.**
Vea una copia de esta licencia en http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/

Obra publicada con autorización del autor

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

Incidencia de parásitos en el cultivo de Tilapia (*Oreochromis niloticus*), en Estadio Juvenil, en el distrito de La Banda de Shilcayo, provincia y región San Martín

Tesis para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR:

Jesus Eleuterio Calderon Cunya

ASESOR:

Blgo. M.Sc. Gilberto Ubaldo Ascón Dionicio

CO-ASESOR:

Med. Ved. M.Sc. Julio César Terán Piña

Tarapoto – Perú

2019

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

Incidencia de parásitos en el cultivo de Tilapia (*Oreochromis niloticus*), en Estadio Juvenil, en el distrito de La Banda de Shilcayo, provincia y región San Martín

AUTOR:
Jesus Eleuterio Calderon Cunya

Sustentada y aprobada el 22 de julio del 2019, por los siguientes jurados:

……	……
Dr. Orlando Ríos Ramírez	**Ing. Zoot. Justo Germán Silva Del Águila**
Presidente	**Secretario**
……..	……
Med. Vet. M. Sc. Hugo Sánchez Cárdenas	**Blgo. M.Sc Gilberto Ubaldo Ascón Dionicio**
Vocal	**Asesor**

Constancia de asesoramiento

EL QUE SUSCRIBE EL PRESENTE DOCUMENTO, HACE CONSTAR:

Que he revisado y bajo mi asesoramiento el señor bachiller en Medicina Veterinaria: Jesus Eleuterio Calderon Cunya han ejecutado el proyecto de investigación titulado:

Incidencia de Parásitos en el Cultivo de Tilapia (Oreochromis niloticus), en Estadio Juvenil, en el Distrito de La Banda de Shilcayo, Provincia y Región San Martín.

La misma que encuentro conforme en estructura y contenido. Por lo que doy mi conformidad para los fines que estime conveniente, para constancia, firmo en la Ciudad de Tarapoto.

Tarapoto 22 de julio del 2019

……

Blgo. M.Sc Gilberto Ubaldo Ascón Dionicio
Asesor

Declaratoria de autenticidad

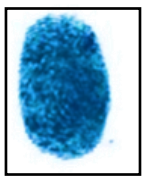
Jesus Eleuterio Calderon Cunya, con DNI N°70855096 bachiller de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, con la Tesis titulada: **Incidencia de Parásitos en el Cultivo de Tilapia (*Oreochromis niloticus*), en Estadio Juvenil, en el Distrito de La Banda de Shilcayo, Provincia y Región San Martín.**

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría.
2. La redacción fue realizada respetando las citas y referencias de las fuentes bibliográficas consultadas.
3. Toda la información que contiene la tesis no ha sido auto plagiada;
4. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido alterados ni copiados, por tanto, la información de esta investigación debe considerarse como aporte a la realidad investigada.

Por lo antes mencionado, asumo bajo responsabilidad las consecuencias que deriven de mi accionar, sometiéndonos las leyes de nuestro país y normas vigentes de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.

Tarapoto, 22 de julio de 2019



……

Bach. Jesus Eleuterio Calderon Cunya
DNI N°70855096

Formato de autorización NO EXCLUSIVA para la publicación de trabajos de investigación, conducentes a optar grados académicos y títulos profesionales en el Repositorio Digital de Tesis

1. Datos del autor:

Apellidos y nombres: Calderon Cunya Jesus Eleuterio	
Código de alumno : 121202	**Teléfono:** 953189848
Correo electrónico : jecalderonc@alumno.unsm.edu.pe	**DNI:** 70855096

(En caso haya más autores, llenar un formulario por autor)

2. Datos Académicos

Facultad de: Ciencias Agrarias	
Escuela Profesional de: Medicina Veterinaria	

3. Tipo de trabajo de investigación

Tesis	(X)	Trabajo de investigación	( )
Trabajo de suficiencia profesional	( )		

4. Datos del Trabajo de investigación

Titulo : Indicencia de parásitos en el cultivo de tilapia (oreochromis niloticus); en estadio juvenil; en el distrito de la banda de shilcayo; provincia y Region San Martin.
Año de publicación: 2019

5. Tipo de Acceso al documento

Acceso público *	(X)	Embargo	( )
Acceso restringido **	( )		

Si el autor elige el tipo de acceso abierto o público, otorga a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, una licencia **No Exclusiva**, para publicar, conservar y sin modificar su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en el Repositorio de Tesis Digital. Respetando siempre los Derechos de Autor y Propiedad Intelectual de acuerdo y en el Marco de la Ley 822.

En caso que el autor elija la segunda opción, es necesario y obligatorio que indique el sustento correspondiente:

6. Originalidad del archivo digital.

Por el presente dejo constancia que el archivo digital que entrego a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, como parte del proceso conducente a obtener el título profesional o grado académico, es la versión final del trabajo de investigación sustentado y aprobado por el Jurado.

7. Otorgamiento de una licencia *CREATIVE COMMONS*

Para investigaciones que son de acceso abierto se les otorgó una licencia *Creative Commons,* con la finalidad de que cualquier usuario pueda acceder a la obra, bajo los términos que dicha licencia implica

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/

El autor, por medio de este documento, autoriza a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, publicar su trabajo de investigación en formato digital en el Repositorio Digital de Tesis, al cual se podrá acceder, preservar y difundir de forma libre y gratuita, de manera íntegra a todo el documento.

Según el inciso 12.2, del artículo 12º del Reglamento del Registro Nacional de Trabajos de Investigación para optar grados académicos y títulos profesionales - RENATI **"Las universidades, instituciones y escuelas de educación superior tienen como obligación registrar todos los trabajos de investigación y proyectos, incluyendo los metadatos en sus *repositorios institucionales precisando si son de acceso abierto o restringido, los cuales* serán posteriormente recolectados por el Repositorio Digital RENATI, a través del Repositorio ALICIA"**.

.....
Firma y huella del Autor

---

8. Para ser llenado en el Repositorio Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto de la UNSM - T.

Fecha de recepción del documento.

22 / 07 / 2021

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – T.
Repositorio Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto – UNSM-T.

.....
Ing. M. Sc. Alfredo Ramos Perea
Responsable

***Acceso abierto**: uso lícito que confiere un titular de derechos de propiedad intelectual a cualquier persona, para que pueda acceder de manera inmediata y gratuita a una obra, datos procesados o estadísticas de monitoreo, sin necesidad de registro, suscripción, ni pago, estando autorizada a leerla, descargarla, reproducirla, distribuirla, imprimirla, buscarla y enlazar textos completos (Reglamento de la Ley No 30035).

** **Acceso restringido:** el documento no se visualizará en el Repositorio.

Dedicatoria

A Dios

Por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mi madre Carlota Cunya que en paz descanse

Por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien y por enseñarme a que una promesa se debe cumplir, pero más que nada, por su amor y apoyo incondicional.

A mi padre Eleuterio Calderon

Por los ejemplos de perseverancia y constancia que lo caracterizan y que me ha infundado siempre, por el valor mostrado para salir adelante y por su amor.

A mis hermanos

A mi hermano Anselmo y mis hermanas, Luz, Fredesminda, Aracely, Grimaldina, leydi, Carmencita, quienes me apoyaron constantemente para seguir con mis estudios.

Agradecimiento

- A Dios Todo poderoso por brindarme la dicha, la felicidad y la salud día a día, y permitirme estar al lado de los seres que más amo.
- A mis padres y mis hermanos por brindarme el apoyo incondicional desde niño para llegar ser un gran profesional de éxito.
- Al Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC), a través del Programa de Financiamiento de tesis a nivel pregrado de la UNSM-T, por el financiamiento brindado para realizar mi tesis.
- A todos los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias, en especial a los docentes de la Escuela de medicina veterinaria de la Universidad Nacional de San Martin por los conocimientos brindados durante mi formación profesional.
- A mi asesor, el Blgo. M.Sc. Gilberto Ubaldo Ascón Dionisio por la inagotable labor de impartirme su experiencia, amistad y orientaciones durante la ejecución y redacción del presente trabajo de tesis.
- A la Blga: Helenie Vargas Lozano por la amistad incondicional y el gran apoyo bridado en las actividades realizadas en el presente estudio.
- A los Señores Piscicultores de bello horizonte por haberme permitido obtener muestras de sus pisigranjas para dicho estudio.
- Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional a las que me encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón, sin importar en donde estén quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga

Índice de contenido

Página

Dedicatoria vi
Agradecimiento vii
Índice de contenido viii
Índice de gráficos x
Resumen xi
Abstract xii

I. INTRODUCCIÓN 1
1.1. Marco conceptual 1
1.2. Antecedentes de la investigación 7
1.2.1. Especie cultivada: Tilapia 7
1.2.2. Características de la familia Cichlidae: 7
1.2.3. Descripción 8
1.2.4. Nutrición 8
1.2.5. Reproducción 8
1.3. Enfermedades parasitarias 9
1.4. Calidad del agua 13
1.5. Factores físicos y químicos del agua. 14
1.5.1. Oxígeno disuelto 14
1.5.2. Temperatura 14
1.5.3. Potencial de hidrogeno. 15
1.5.4. Dióxido De Carbono (CO2). 15

II. OBJETIVOS 16
2.1. Objetivo general 16
2.2. Objetivos específicos 16

III. MATERIAL Y MÉTODOS 17
3.1. Descripción del área de estudio 17
3.2. Población y muestra 17

3.3. Material biológico 17
3.4. Técnicas parasitológicas 18
3.4.1. Necropsia de los peces 18
3.4.2. Datos biométricos 18
3.4.3. Análisis de las estructuras de los peces 18
3.5. Fotografiado de los parásitos 19
3.6. Análisis e interpretación 19
3.7. Muestreos al azar simple 21
3.8. Técnicas de procedimiento y análisis de datos 22
3.8.1. Obtención de la muestra. 22
3.8.2. Trabajo de laboratorio. 22
3.8.3. Técnica de muestreo y necropsia de peces. 22
3.8.4. Datos biométricos 23
3.8.5. Relación de la cantidad de monogéneos con los arcos branquiales. 24
3.8.6. Relación de la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud. 24
3.8.7. Registro de los parámetros físico- químicos del agua 24
3.8.8. Análisis de datos. 24

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 25
4.1. Descripción de la familia encontrada 25
4.2. Presencia de monogeneos encontrados en las branquias de la tilapia 25
4.3. Relación parásito-hospedero 27
4.4. Parámetros físico-químico del agua 29

V. CONCLUSIONES 36

VI. RECOMENDACIONES 37

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 38

VIII. ANEXOS 46

Índice de Gráficos

Gráfico	Título	Página
1.	Relación de la carga parasitaria de los juveniles de *Oreochromis* Niloticuss	26
2.	Promedio de monogéneos en los arcos branquiales	28
3.	Correlación de pearson del peso	29
4.	Correlacion de Pearson de la longitud	29
5.	Promedio de la temperatura del agua, evaluados en todo el experimento	30
6.	Promedio de oxígeno disuelto del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días	32
7.	Promedio de potencial de hidrogeno del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días	33
8.	Promedio de dióxido de carbono del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días	34
9.	Promedio de amonio del agua, evaluados en todo el experimiento en 60 días	35

Resumen

Se Colectaron 180 tilapias (*Oreochromis nilotucis*) en el estadio juvenil, procedentes de 6 piscigranjas del distrito de la Banda de Shilcayo, Provincia y Región San Martín. Los especímenes tuvieron un peso promedio de 37.40 gramos y una longitud de 9.56 cm. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la presencia de parásitos presentes en el estadio juvenil a nivel externo, intestinos y branquias. A cada tilapia se realizó una exploración externa cuando estaba vivo, buscando alteraciones de color, aletas deshilachadas, ectoparásitos y anormalidades perceptibles a simple vista, para luego realizar la necropsia. Se tomaron muestras del exterior del animal, branquias e intestinos. Se observaron las muestras bajo el microscopio para la búsqueda de parásitos; cuando estos se encontraron, se fotografiaron para su determinación taxonómica. Se encontró una incidencia de 76% de los monogeneos, abundancia de 3.27 monogeneos/pez, intensidad media de 4.28 monogeneos/pez infectado, índice de dispersión de 0.75. De los 590 parásitos, colectados y fijados en láminas semipermanentes, la especie más abundante y con mayor prevalencia fue monogeneo, de la familia *Cichlidogyrus* ssp. La cantidad registrada de monogeneos en los cuatro arcos branquiales, fue heterogéneo; no obstante, se observa que en el arco 2 (derecho e izquierdo) y 4 (derecho e izquierdo) existe la mayor cantidad de parásitos, representando más del 55% (325) del total de monogeneos registrados. En relación a la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud, nos muestra una correlación positiva, mostrando que no hay relación alguna entre estas variables. Se concluye que el parasito con más presencia es el monogeneo de la familia *Cichlidogyrus* ssp. y además no interfiere en el normal desarrollo en crecimiento de esta especie.

Palabras clave: Monogeneos, Parásitos, Tilapia.

Abstract

180 tilapias (*Oreochromis nilotucis*) were collected in the juvenile stage, from 06 fish pools of the district of the Banda de Shilcayo, Province and Region of San Martín. The specimens had an average weight of 37.40 grams and a length of 9.56 cm. The objective of the present work was to evaluate the presence of parasites present externally, in intestines and gillsin the juvenile stage. An external examination was performed on each tilapia when it was alive, looking for alterations in color, frayed fins, ectoparasites and abnormalities visible to the naked eye, and then performing the necropsy. Samples were taken from the outside of the animal, gills and intestines. The samples were observed under the microscope for the search of parasites; when these were found, they were photographed for taxonomic determination. An incidence of 76% of the monogeneans was found, an abundance of 3.27 monogeneans / fish, an average intensity of 4.28 monogeneans / infected fish, a dispersion index of 0.75. The most abundant and most prevalent species of the 590 parasites collected and fixed in semi-permanent sheets, were monogenetic belong to the Cichlidogyrus ssp family. The registered number of monogeneans in the four branchial arches was heterogeneous; nevertheless, it is observed that in arch number 2 (right and left) and 4 (right and left) there is the greatest number of parasites, representing more than 55% (325) of the total of registered monogeneans. In relation to the number of monogeneans with weight and length, it shows a positive correlation, demonstratingthat there is no relationship between these variables. It is concluded that the parasite with more presence is the monogenean of the family *Cichlidogyrus* ssp. and also does not interfere with the normal growth of this species.

Keywords: Monogeneans, Parasites, Tilapia.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN
COORDINACIÓN
CENTRO DE IDIOMAS

I. INTRODUCCIÓN

1.1. Marco conceptual

La acuicultura continental, constituye una de las actividades productivas que ha experimentado durante las últimas décadas, una mayor expansión y crecimiento a nivel nacional y mundial, debido a un notable incremento en la demanda de pescado para consumo humano directo, que no puede cubrirse con la oferta procedente de la pesca extractiva, que parece haber alcanzado su nivel máximo, debido a la sobreexplotación de los recursos pesqueros,[50] por su parte, la alta demanda de alimentos ricos en proteína animal, principalmente en los países en desarrollo, ha generado la necesidad de intensificar los procesos productivos en la acuicultura. Esto ha incrementado el interés en los avances científicos y tecnológicos relacionados con los factores que influyen directamente en su rentabilidad económica, incluyendo la eficiencia alimenticia, la velocidad de crecimiento, así como la salud y la resistencia a enfermedades [8].

Dentro de las enfermedades que atacan y causas serios daños a los peces está el parasitismo, es un fenómeno inherente a estas especies, siendo estas las que albergan mayor numero y diversidad de parásitos en relación a las aves y mamíferos, los cuales por lo general fungen como hospederos definitivos, esta condición se debe al carácter ectodérmico (poliquiotermo) del pez, debido a que el medio ambiente acuático abarca una gran variedad de parámetros y todos ellos influyen sobre el mantenimiento de los peces, siendo estos esenciales para el crecimiento y la reproducción.. Éste fenómeno sucede porque los peces se infestan al ingerir alimento, agua contaminada o porque el parásito penetra en el pez a través de la piel al tomar contacto directo con él.[50]

Dentro de los peces que son afectados por estos problemas se encuentrael *Oreochromis niloticuss* “tilapia; el cual es un pez muy cotizado en nuestra región, por tener buenas cualidades para el cultivo y consumo humano.

En la Región San Martín son escasos los estudios referentes a enfermedades de peces, no existe información sobre los agentes patológicos que infestan a la especie (*Oreochromis niloticus),*en los sistemas de cultivo, por tal motivo se planteó como objetivo determinar la incidencia de los principales parásitos presentes en el cultivo de tilapia (*Oreochromis*

niloticus) en el estadio juvenil; identificar los tipos de parásitos; monitorear los parámetros limnológicos de los estanques de cultivo de los peces.

1.2. Antecedentes de la investigación

1.2.1. Especies cultivada: Tilapia

Es una actividad que se ha incrementado a nivel mundial durante las últimas décadas. La producción mundial de peces se ha incrementado de una manera sorprendente y gran parte de este incremento se debe a la acuicultura, la cual ha tenido una tasa muy grande en comparación con la pesca y algunos sectores de producción de alimentos de origen animal, como los sistemas de producción de carme.

En los años recientes, la tilapia (*Oreochromis niloticus*) se ha convertido en uno de los peces de agua dulce más importantes en la acuicultura. La tilapia es un pez de origen africano que es altamente productivo en cultivo, debido a varios atributos fisiológicos de la especie, como la tolerancia a variaciones de condiciones ambientales; adaptación a amplios rangos de salinidad, oxigenación, sobreexplotación, mostrando alta resistencia a enfermedades e infecciones [12].

Una de las características que hizo popular el cultivo de tilapia era la supuesta resistencia que estos peces tenían frente a las infecciones producidas por microrganismos. Actualmente tal atributo se ha desacreditado por las numerosas referencias sobre casos de epizootias, algunas muy devastadoras que se presentan en cultivos en diferentes partes del mundo [4,26, 13].

Los cultivos de tilapia son afectados por una gran variedad de microorganismos patógenos, entre los cuales están los crustáceos (Lepeophtheirus simplex, Acantholochus zairae, Parabrachiella sp)[49], protozoos (Ichthyothirus multiples, Ichthyobodo mecatrix, Trichodina,) [35, 43], hongos (Ichthyophonus hoferi, Achlya hoferei, ect)[17].

Aunque el cultivo de peces permite producir gran cantidad de alimento para el consumo humano, existen algunas complicaciones como las relaciones volumen de agua donde el pez habita en sistemas artificiales comparado con el ambiente natural, ya que asi se encuentran varios hospederos, como agentes causantes de varias enfermedades,

aumentando la oportunidad de infección, ocasionando cuantiosas pérdidas económicas en los sistemas de producción piscícolas de diferentes partes el mundo [36,21].Se ha estimado que por lo menos entre el 10- 20 % de las pérdidas de la acuicultura se deben a las enfermedades [31].

Dentro de las especies que parasitan a los peces están los monogéneos que parasitan peces marinos y de aguas continentales [62], ocasionando cuantiosas pérdidas económicas en los sistemas de producción piscícola. Se les considera uno de los parásitos de mayor relevancia por las elevadas tasas de mortalidad que pueden ocasionar, especialmente en algunos cíclidos como la tilapia [47]. Los monogéneos son gusanos planos hermafroditas de ciclo corto y directo,[11,54] de gran especificidad de hospedero [27] debido a que una especie solo afecta a una o varias especies de peces relacionadas [46]. Su cuerpo tiene una parte anterior denominada prohaptor, que contiene las manchas oculares, boca, glándulas de fijación, sistema digestivo, sistema reproductor y aparato excretor; y una parte posterior representada por el opisto haptor, órgano adhesivo discoidal aplanado que contiene ganchos y barras,[57, 65], con los que se fijan a las branquias o al tegumento del hospedador ocasionándole lesiones. Las familias más importantes dentro del orden Monogenea desde el punto de vista patológico es Gyrodactylidae, conocido como gusanos de piel y la familia Dactylogyridae, conocida como gusanos de branquias [55], las que tienen un tipo de reproducción vivípara y ovípara, respectivamente. Las fuentes de infección son otros peces parasitados, el fondo del estanque donde completan su desarrollo los huevos de algunos miembros de la familia Dactylogyridae, y el agua del estanque debido a la presencia de larvas oncomiracidios de nado libre. La transmisión por contacto directo de pez a pe[58], favorecida por la proximidad de los hospederos de la misma especie, como sucede en cultivos intensivos [56,69.] Los parásitos momogéneos son muy específicos en cuanto a sus hospederos de los cuales pueden ser organismos de una sola especie, género o familia [48,66]**.** Éstos parasitan diversas especies de peces, principalmente del orden Perciformes, al que pertenecen los cíclidos. Uno de los principales parásitos monogéneos que se ha encontrado en especies de cíclidos como *Sarotherodon y Oreochromis,* es el monogéneo del género *Cichlidogyrus,* el cual parasita principalmente las branquias [15, 40, 75], los parásitos monogéneos pueden provocar efectos negativos notables en los peces como es el decremento de la condición corporal dependiendo de la densidad de parásitos que hay en el pez [50.] Hay estudios en los cuales se ha demostrado que los monogéneos producen gran mortalidad en peces de importancia económica, al provocar daños sobre el cuerpo o las branquias de los peces [25,41,58]**.**

Los parásitos juegan también un papel importante en la ecología de sus huéspedes, ya que los pueden afectar de manera que influye en la supervivencia o en el estado físico de los organismos [62,70].

Especies cultivada: Tilapia

Clasificación taxonómica de la tilapia:

REINO	:	Animalia
PHYLUM	:	Chordata
SUBPHYLUM	:	Vertebrata
SUPERCLASE	:	Gnathostomata
SERIE	:	Piscis
CLASE	:	Actinopterygii
ORDEN	:	Perciformes
SUBORDEN	:	Percoidei
GENERO	:	Cichlidae
ESPECIE	:	Oreochromis spp

1.2.2. Características de la familia Cichlidae:

Presentan un solo orificio nasal a cada lado de la cabeza, que sirve simultáneamente de entrada y salida de la cavidad nasal. El cuerpo es generalmente comprimido, a menudo discoidal, raramente alargado, y en muchas veces la cabeza del macho es invariablemente más grande que la de la hembra. La boca es protráctil, generalmente ancha a menudo bordeada por labios gruesos, las mandíbulas presentan dientes cónicos y en algunas ocasiones incisivos. Pueden o no presentar un puente carnoso que se encuentra en el maxilar inferior, en la parte media debajo del labio. Presentan membranas branquiales unidas por 5 o 6 radios branquióstegos y un número variable de branquiespinas según las diferentes especies. La parte anterior de la aleta dorsal y anales corta y consta de varias espinas y la parte terminal de radios, en que los machos suelen estar frecuentemente pigmentados. La aleta caudal esta redondeada, trunca o raramente escotada, según la especie [65]. La línea lateral esta interrumpida y se presenta generalmente dividida en dos partes; la porción superior se extiende desde el opérculo hasta los últimos radios de la aleta dorsal, mientras

que la porción inferior, aparecen varias escamas por debajo de donde termina la línea lateral superior hasta el final de aleta caudal. Presentan escamas de tipo cicloidea y el número de vertebras aumenta con la edad y pueden ser de 8 a 40 [23].

1.2.3. Descripción

Posee cuerpo comprimido con la línea lateral interrumpida [19]. Total de espinas dorsales: 15-18; radios dorsales: 11-13; espinas anales: 3; radios anales: 9-11 y un número de vértebras: 30-32[18]. Presenta de 19 a 22 branquiespinas en el arco inferior del primer arco branquial, tiene de 3 a 4 hileras de dientes robustos y gruesos. Las escamas son cicloideas, de 31 a 33 escamas en serie longitudinal [23].

La tilapia del Nilo (O. niloticus) es un pez tropical. Existe en una variedad de hábitats, se pueden desarrollar en agua dulce y salobre. Son especies diurnas. Su temperatura preferida es 31 a 36 grados centígrados, pero puede sobrevivir 12-42 grados centígrados, la especie prefiere aguas poco profundas con un rango de 0 a 6 m [18,22,30].

1.2.4. Nutrición

Es una especie omnívora, se puede alimentar de fitoplancton, perifiton, plantas acuáticas, pequeños invertebrados, fauna bentónica y detritus también puede filtrar alimento, pero generalmente roza la superficie de las capas de perifiton [19].

1.2.5. Reproducción

El macho establece un territorio y excava un nido y luego las hembras depositan los óvulos en el nido. La madurez sexual se alcanza a los 3-6 meses, dependiendo de la temperatura, cerca de los 30 g. Los desoves tienen lugar sólo cuando las temperaturas son más de 20 °C en general a los 24 grados centígrados [19]. El cortejo dura varias horas. Después de la fertilización por el macho, la hembra recoge los huevos en su boca y se va. Varios desoves anuales ocurren a lo largo del año, por lo regular cada 30 días, la hembra incuba los huevos en su boca hasta la eclosión, aproximadamente 1-2 semanas después alevines pueden nadar y regresan a la boca de su madre cuando hay una amenaza. Debido a las técnicas de incubación bucal, el número de huevos por desove es más pequeño que otras especies, pero las tasas de supervivencia de los juveniles son altas. Los machos pueden fecundar los óvulos de las hembras en serie, y si no hay una disminución de la temperatura

las hembras pueden desovar continuamente. Los machos de O. niloticus pueden crecer el doble de rápido que las hembras [18,19,30].

1.3. Enfermedades parasitarias

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

El conocimiento de los parasitismos y parasitosis, que tiene lugar en peces del medio natural, puede ser de gran ayuda a la hora de diagnosticar y controlar enfermedades que afectan a determinadas especies de cultivo, y que pueden llegar a causar mortalidades masivas traducibles en importantes pérdidas económicas. Además, la aparición de formas parasitarias, en vísceras y musculatura de determinadas especies de interés comercial pueden dificultar su comercialización [59].

En los cultivos de tilapia se presentan enfermedades provocadas por bacterias como *Aeromonas, Plesiomonas, Streptococcus, Pseudomonas* y *enterobacterias*, de igual manera hay parásitos que pueden provocar reacciones en los peces como disminución del apetito, por ejemplo: Parásitos que se introducen en el músculo del pez, nematodos; *Gnatostoma*.[29].

Se conocen millares de especies pertenecientes a los grupos Nematoda, Trematoda (Monogénea, Digenea), Céstoda, Acantocéfala, y más raramente, Aspidogastrea, que parasitan órganos y tejidos de los peces[59].

Phylum: Platelmintos

Son gusanos aplanados dorsoventralmente, bilateralmente simétricos y acelomados. Habitualmente carecen de ano y de esqueleto especializado y de los sistemas circulatorio y respiratorio. La gran mayoría son hermafroditas, es decir, el mismo individuo posee aparato reproductor masculino y femenino. Su ciclo de vida suele ser indirecto [44].

Clase: Trematodos

El cuerpo de estos, son aplanados dorsoventralmente, no son segmentados y algunos tienen forma de hoja. Todos los órganos están incluidos en un parénquima, sin existir

cavidad corporal. Las diferentes especies se adhieren al exterior o a los órganos internos del hospedador mediante ventosas, ganchos o pinzas. Tienen boca y tubo digestivo, pero generalmente no existe ano. La boca conduce a una faringe muscular, que se continúa en un intestino que se divide en dos ramas, las cuales, a su vez, se pueden dividir. El sistema excretor, ramificado, tiene células flamígeras, y llega a una vesícula excretora que, generalmente, tiene una abertura posterior [69].

Existen dos grupos principales de trematodos los Monogeneasida o trematodos monogeneticos son principalmente parásitos externos de peces y anfibios. Los digeneasida, o trematodos digenéticos incluyen a todas las duelas parasitas de los animales domésticos [32].

Sub clase: Monogéneos

Dentro de los Trematodos, los monogéneos ocasionan considerables daños, con altas mortalidades en los diferentes sistemas de producción empleados en acuacultura. Los monogeneos están representados por varias especies de importancia económica con una marcada especificidad de hospedero y prevalencias elevadas; por lo que representan un peligro potencial para el cultivo de tilapia y carpa en aguas tropicales y semitropicales [14].

Los monogéneos no segmentados, de tamaño pequeño (<3 cm) la mayoría son ectoparásitos monoxenos, provistos de un órgano de adhesión posterior particular, provisto de ganchos, ventosas o de ancoras y de un órgano de fijación en la parte anterior[32].

Comúnmente se encuentran en las branquias, las aletas, la piel, la cloaca y excepcionalmente en los huevos de sus hospederos, particularmente de los peces, ocasionalmente son endoparásitos, registrándose en el intestino. Por lo general, los monogéneos no causan daño a sus hospederos, a no ser que el hospedero sea reinfectado continuamente, lo que genera una sobrepoblación de gusanos en el mismo hospedero [53].

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

la cual es de vida acuática libre hasta que se fija al hospedador. Se distinguen del resto de los grupos de helmintos parásitos por la posesión de un órgano de adhesión llamado haptor, ubicado en el extremo posterior del cuerpo. Este órgano posee típicamente ventosas, pinzas o ganchos esclerosados que permiten la fijación al hospedador. La morfología general del haptor y las estructuras que lo componen, junto con la morfología del órgano copulador masculino, son las características más importantes en la taxonomía de este grupo [38].

Los *Dactylogyrus* son monogéneos ovíparos que se localizan en las branquias, tienen uno o dos pares de grandes ganchos y 14 ganchitos marginales, dos pares de anclajes que se pueden utilizar para adherirse a las branquias de un hospedador, especialmente peces de agua dulce como la carpa. En los peces infectados en gran medida con *Dactylogyrus* también se puede encontrar en la cavidad bucal[77].

Los adultos miden 0,8 a 1,15 mm de largo por 0,15 a 0,25 mm de ancho hay dos lóbulos de la cabeza prominente cada uno con una glándula pegajosa bien desarrollado y dos pares de manchas oculares en frente de la faringe. El opishaptor es de 0,12 mm de diámetro y lleva un par de ganchos grandes con raíces bifurcados y siete pares de pequeños ganchitos marginales hay un solo testículo ovalado y un cirrus que es de 54 mm de largo. El ovario es más o menos ovalado y situado cerca del centro del cuerpo [78].

Los *Gyrodactylus* se pueden encontrar principalmente en piel, aletas, espinas y branquias.[61]. son ovovivíparos sus huevos se desarrollan y eclosionan dentro del útero antes de nacer llegando a presentar una segunda larva dentro de la primera, un tercio dentro de la segunda e incluso una cuarta en el interior del tercer nacimiento[64].

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

Sub clase: Digenea

Los miembros de esta clase forman el grupo más numeroso de los platelmintos monozoicos. Los adultos son sexualmente maduros y están prácticamente en todos los órganos de los animales vertebrados [9].

Poseen un ciclo vital complicado pasando a través de varias formas y necesitando hospedadores intermediarios como el caracol [26]. Los estadios son de miracídio, esporocisto, redia, cercaría, metacercaria [32].

Los *Diplostomum* sp. Infectan los ojos y presentan (Modificación de la descripción original de (Wilford Oslen. 1974) un cuerpo de forma foliácea con una pequeña proyección cónica en el extremo posterior de 1,000-2,600 mm. de largo y 450-1,075 mm. de ancho, la ventosa oral subterminal es pequeña y circular acompañada por dos pseudoventosas, una a cada lado de la ventosa oral, no posee acetábulo, la prefaringe es muy corta a diferencia de la faringe que es grande y oval, el esófago es corto, los ciegos intestinales son largos rodeando al órgano tribocítico y a los primordios genitales. El órgano tribocítico es grande de forma oval a elongado post-ecuatorial en posición media, los primordios testiculares son apenas visibles, redondos y dispuestos diagonalmente uno debajo del otro intercecales bajo el órgano tribocítico. Su sistema excretor es paranefridial ocupando más del cuerpo entre la bifurcación cecal y el órgano tribocítico. El caracol *Biomphalaria obstructa* (Pulmonata: Planorbiidae) es el primer hospedero intermediario siendo el hospedador definitivo el pato cormorán *Phalacrocorax olivaceus* [71].

Clase: Cestodos

Son helmintos alargados y acintados simétricos bilateralmente, se encuentran aplastados dorsoventralmente. Carecen de sistema circulatorio, aparato respiratorio y tracto digestivo, la nutrición la realizan directamente a través de la pared corporal. Todos los Cestodos son parásitos y en estado adulto viven en el intestino de vertebrados utilizando uno o más hospedadores intermediarios que son, según los casos, vertebrados o invertebrados [23,42].

Los cestodos son hermafroditas, los órganos más desarrollados son los reproductores y está formado en cada proglótido por órganos masculinos y femeninos, algunas veces un par simple y otras veces un par doble. El ciclo evolutivo es indirecto, los estados adultos se localizan en el intestino delgado y conductos biliares, las fases larvarias se desarrollan en hospederos vertebrados e invertebrados; entre los hospederos intermediarios pueden ser prácticamente todos los mamíferos domésticos y una serie de insectos, ácaros, crustáceos, peces, en donde se desarrollan estados larvarios de diferentes tipos [76].

Phylum: Nematelmintos

Los nematodos son gusanos redondos no segmentados de vida libres que parasitan, poseen un cuerpo filiforme con simetría bilateral pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales más o menos globulosas. El tamaño de los nematodos varía en milímetros, poseen aparato digestivo, sexos separados y ciclos de vida directos e indirectos. Los ciclos de vida de los nematodos son muy complejos e incluyen desde ciclos directos hasta aquellos con más de tres hospederos. Los insectos acuáticos, copépodos, crustáceos y poliquetos sirven como los principales hospederos intermediarios. Los invertebrados generalmente funcionan como primeros hospederos intermediarios, mientras que los peces pueden actuar como hospederos definitivos, segundos hospederos intermediarios u hospederos paraténicos o de transporte [9]. El ciclo de vida generalizado incluye un huevo, cuatro estadios larvales con cuatro mudas y el estado adulto [42].

1.4. Calidad del agua

La calidad del agua se refiere a las características o propiedades (atributos) físicas, químicas y biológicas que la hacen susceptible de usar en cualquier actividad productiva del hombre. En el campo de la acuicultura (piscicultura) estas características o parámetros merecen especial atención al momento de idear cualquier proyecto de producción, por otra parte, no solo importa la calidad, sino la cantidad que se disponga de dicho recurso. La evaluación de la calidad hidrológica requiere un poco de paciencia y práctica, en ocasiones la simple observación de los organismos presentes y la coloración de la misma, ofrecen una idea de si puede o no ser susceptible de usar. Este es un procedimiento artesanal que permite seleccionar un cuerpo de aguas para cultivos. Sin embargo, se requiere de procedimientos técnicos para determinar la presencia y cantidad de las diferentes propiedades, que en adelante se denominaran parámetros de la calidad del agua. El termino calidad de agua, incluye las características físicas, químicas y biológicas que pueda presentar un cuerpo de aguas naturales con el propósito de determinar su estado trófico y sanitario, se relaciona directa y/o indirectamente con la característica del hábitat natural, grado de potabilidad (abastecimiento y consumo), niveles de alteración, bioensayos, estudios de efecto ambiental sobre los recursos Hidrobiológicos, programas industriales, recreación, generación de energía, programas agrícolas, riegos, actividades pecuarias o para la toma de decisiones

acerca de la viabilidad de programas de cultivo y levante de especies acuáticas de diversa índole [16].

1.5. Factores físicos y químicos del agua.

1.5.1. Oxígeno disuelto.

El Oxígeno Disuelto es la cantidad de oxígeno que está disuelto en el agua y que es esencial para los riachuelos y lagos saludables. El nivel de oxígeno disuelto puede ser un indicador de cuán contaminada está el agua y cuán bien puede dar soporte esta agua a la vida vegetal y animal. Generalmente, un nivel más alto de oxígeno disuelto indica agua de mejor calidad. Si los niveles de este son demasiado bajos, algunos peces y otros organismos no pueden sobrevivir. El oxígeno constituye el principal parámetro de la calidad del agua, su escasez ocasiona problemas de alimentación y por tanto de la producción de biomasa, este y otros aspectos permiten deducir que el oxígeno sea el factor limitante durante el cultivo [16].

El oxígeno es uno de los parámetros más importante dentro de los procesos de la reproducción, los niveles deseados están sobre los 6 ppm, pero se desarrollan normalmente en concentraciones de 5 mg/l [8]. La tilapia tiene la facultad de reducir el consumo de oxígeno cuando la concentración del medio es baja, inferior a 3 mg/l aquí el pez disminuye su metabolismo [3].

1.5.2. Temperatura

Es uno de los aspectos con los cuales el piscicultor puede realizar mayor manipulación de las condiciones del cultivo, específicamente cuando se trata de realizar la siembra y durante el proceso alimenticio. Los peces pueden vivir dentro de ciertos límites de temperatura, por debajo o encima de ella experimentan reacciones de interés para el cultivador, como por ejemplo la merma el crecimiento. Es importante conocer la temperatura del agua en el sitio de la prueba porque puede ayudar a predecir y/o confirmar otras condiciones del agua [16].

La temperatura mínima letal para la tilapia del Nilo se encuentra por debajo de 11°C y 12°C, estando su temperatura óptima entre los 26 y 30°C. La temperatura máxima letal está alrededor de los 42°C [28].

Los cíclidos son peces que requieren de temperatura elevada para su desarrollo. (Popma y Green, citados por Hurtado, 2005), el rango óptimo es de 26°C - 29 °C y la temperatura ideal para el engorde de estos peces es de 24°C – 32 °C.

1.5.3. Potencial de hidrogeno

Se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno (H+): pH = -log [H+]. El pH indica cuán ácida o básica es el agua. De una manera más práctica, el agua con un pH de 7 no se considera ni ácida ni básica sino neutra. Cuando el pH es inferior a 7 el agua es ácida, y cuando el pH es superior a 7 el agua es básica. La escala de pH es de 0 a 14, mientras más lejano sea el pH de 7 el agua es más ácida o más básica[16]. El rango óptimo de pH se encuentra entre 6.5 – 8.5, siendo el óptimo 7.5, en aguas cálidas la fotosíntesis normalmente lo eleva hasta 9-10, disminuyendo hacia la noche al incrementarse el Dióxido de Carbono (CO2). Valores por encima o por debajo de los óptimos, ocasionan aletargamiento, sucediendo lo mismo en caso de presentarse grandes oscilaciones, la reproducción se detiene, el crecimiento se reduce. Valores de pH por debajo de 4 y por encima de 11 son mortales, pero la muerte puede presentarse entre 2 y6 horas al sobrepasar estos rangos. Los valores letales son: ácido con un pH de 2 a 3, alcalino con un pH de 11 ó mayor [3].

1.5.4. Dióxido De Carbono (CO2)

El dióxido de carbono es un componente menor de la atmosfera y es altamente soluble en agua. El CO2 del agua es una función de la actividad biológica. La respiración es un proceso mucho más rápido que la fotosíntesis y el CO2 se acumula. En estanques de piscicultura el CO2 optimo, fluctúa de 1.8 mg/l – 2.0 mg/l 2[8].

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Determinar la incidencia de los principales parásitos presentes en el cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en el estadio juvenil en el distrito de la Banda de Shilcayo.

2.2. Objetivos específicos

- Identificar los tipos de parásitos a nivel externo, intestinos y branquias, en el cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus),*
- Evaluar la carga parasitaria en el cultivo de tilapia *(Oreochromis nilotius),*
- Evaluar los parámetros físicos y químicos del agua y su relación con la carga parasitaria en el cultivo de tilapia *(Oreochromis nilotius).*

III. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1. Descripción del área de estudio

El presente estudio se realizó en el laboratorio de Sanidad Animal, de las instalaciones del Fundo Miraflores de la Facultad de Ciencias Agrarias- Escuela Profesional de Medicina Veterinaria entre los meses de Julio a diciembre del 2017, el cual se encuentra ubicado en el distrito de la banda de Shilcayo, provincia de San Martin **(ANEXO 1).**

3.2. Población y muestra

La población estuvo constituida por especímenes juveniles de *Oreochromis nilotucis*. "tilapia" provenientes de 6 piscigranjas de la banda de Shilcayo. Las muestras analizadas fueron de 180 especímenes de peso promedio de 37.40 gramos y longitud total de 9.56 cm

3.3. Material biológico

Los peces fueron adquiridos de 6 piscigranjas ubicadas en el caserío de Bello Horizonte, distrito de la Banda de Shilcayo

- Primera piscigranja = 30 muestras
- Segunda piscigranja = 30 muestras
- Tercera piscigranja = 30 muestras
- Cuarta piscigranja = 30 muestras
- Quinta piscigranja = 30 muestras
- Sexta piscigranja = 30 muestras

Los especímenes fueron trasladas en bolsas de plástico con oxígeno al laboratorio de Sanidad Animal de la Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de San Martin –Tarapoto, para su posterior necropsia y análisis correspondientes. **(ANEXO 2).**

3.4. Técnicas parasitológicas

En el presente estudio se siguió la siguiente metodología parasitológica:

3.4.1. Necropsia de los peces

Los peces fueron colocados en fuentes de plásticos, realizándose de inmediato la exploración externa del pez vivo, como alteración del color del cuerpo, aletas deshilachadas, ectoparásitos y todas las anormalidades que pueden ser perceptibles a simple vista.

3.4.2. Datos biométricos

Los datos biométricos para cada pez hospedero, se realizó con la ayuda de un ictiometro para medir la longitud total del espécimen en centímetros y una balanza digital para determinar el peso de los peces.

3.4.3. Análisis de las estructuras de los peces

Se analizaron muestras de piel, aletas, branquias, ojos, tracto digestivo, hígado y vesícula biliar, empleando la metodología siguiente:

a) Piel y aletas

Para determinar si existía algún parásito en la piel, se procedió al raspado de la piel con una pequeña espátula tipo mariposa, pasando ésta por el lado derecho del pez, dos veces a lo largo de la parte dorsal del cuerpo y dos veces a lo largo de la parte ventral del cuerpo; colocando el producto del raspado (mucus) en una lámina portaobjeto con una gota de agua repitiéndose el mismo procedimiento para el lado izquierdo del espécimen, para luego ser observado al microscopio.

Para el caso de las aletas se realizó pequeños cortes, en la parte terminal en la aleta dorsal, caudal, pectoral y anal, colocándoles en una lámina portaobjeto con una gota de agua para ser observados al microscopio.

b) Branquias.

Para la observación de las branquias se cortó y retiro el opérculo del lado derecho e izquierdo, para facilitar la extracción de las 4 láminas branquiales colocando en placa petri ya rotuladas con abundante agua, posteriormente se observó al microscopio.

c) Ojos

El examen de los ojos consistió en retirar los ojos cuidadosamente con ayuda de una tijera punta fina extrayéndolo totalmente y lavando la cavidad con agua destilada que era vertida en una placa petri, posteriormente se procedió a abrir el globo ocular con los estiletes para ser observados minuciosamente en el microscopio

d) Análisis del tracto digestivo

Para la observación del tracto digestivo se realizó la disección de los especímenes, consistiendo en una incisión ventral, a partir de la región el ano hasta la región anterior, posteriormente se hará el plegado de las paredes laterales de la cavidad visceral, exponiéndose los órganos internos se observó si hay parásitos debido a que estos se adhieren a la superficie de los órganos o en el tracto gastrointestinal, se retiró los órgano (estómago e intestino.), los cuales se individualizaran en placa de Petri, los órganos fueron abiertos con mucho cuidado con una tijera punta roma y estiletes ,observándolos al microscopio

e) Hígado y vesícula biliar,

Mediante la técnica de SQUASH se observó el hígado y la vesícula biliar, lo cual consistió en aplastar una pequeña porción del hígado y vesícula biliar (cada una por separado) entre la porta objeto y el cubre objeto con el fin de realizar una disociación y extensión del órgano, posterior a ello se observó en el microscopio.

3.5. Fotografiado de los parásitos

Cada parasito fue fotografiado utilizando un microscopio binocular con cámara digital incorporada, con software en el laboratorio de Sanidad Animal de la Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de San Martin – Tarapoto

3.6. Análisis e interpretación

Para el análisis e interpretación de los datos se utilizó la estadística descriptiva preparando tablas y gráficos que faciliten la interpretación de los resultados.

3.6.1. Índice parasitario

El análisis cuantitativo de los índices parasitarios fue expresado conforme a los siguientes índices:

a) Prevalencia (%) de parásitos

Se define como el número de hospederos infectados por una determinada especie de parasito, dividido entre el número de peces examinados, se expresa en porcentaje.

$$\mathbf{P} = \frac{\mathbf{Npi}}{\mathbf{Ntpa}} x\ 100$$

Donde:

P **:** Prevalencia

N $_{\mathbf{pi}}$ **:** Número de peces infectados

N $_{\mathbf{tpa}}$ **:** Número total de peces examinados

b) Intensidad media (promedio)

Este parámetro se define como el número total de parásitos de una determinada especie dividido entre el número de hospedadores infectados en la muestra.

$$\mathbf{IM} = \frac{\mathrm{Pm1+Pm2+Pm.....Pm}}{\mathrm{Tmi}}$$

Donde:

Im : intensidad media

Pm : número total de parásitos de la muestra

Tmi : total de muestra infectadas

c) Abundancia

Es el número de parásitos de una determinada especie en la muestra, dividido entre en número total de hospedadores.

$$\mathrm{A} = \frac{\mathrm{Pm1+Pm2+Pm3.....Pm}}{\mathrm{Tma}}$$

Donde:

A **:** abundancia

Pm **:** Número total de parásitos de la muestra

Tma **:** total de muestras analizadas

d) Índice de dispersión: Nos proporciona una información para comprender de qué manera los parásitos se distribuyen y se dispersan dentro del hospedero

$$\textbf{Índice de dispersión} = \frac{\textbf{Varianza}}{\textbf{Media}}$$

Donde:

Varianza **:** es obtenida de las longitudes de los peces.

Media **:** es obtenida del promedio de los parásitos

e) Índice de dominancia o estatus comunitario: Es calculado en base a la prevalencia del parásito (100%). Nos indica a nivel de especie si es un parásito satélite, secundario o central.

- **Principales o central** (mayor de 45%)
- **Secundarios (**entre 10 y 45 %**)**
- **Raros "satelites" (**menor de 10 %**)**

3.7. Muestreos al azar simple

Basándose en las recomendaciones hechas por Scholz & Kuchta [81], quienes refieren que 30 individuos de una misma especie se constituye una muestra representativa y estadísticamente aceptable, se tomó una muestra de 30 peces por piscicultor

Técnicas e instrumentos de recolección de datos

TÉCNICAS	INSTRUMENTOS	INFORMANTES
Revisión de registros	Fichas de registro	Piscicultores
Anamnesis	Cuestionario	Biólogos Acuícolas
Entrevista	Guías estructuradas	Piscicultores
Observación	In situ Toma de muestras	Con los animales

3.8. Técnicas de procedimiento y análisis de datos

3.8.1. Obtención de la muestra.

La recolección de las muestras se obtendrá mediante la adquisición de los peces con la ayudad de una red de arrastre; una vez obtenidos los especímenes serán transportados en bolsas de plásticos previamente oxigenadas (con la ayuda de oxigeno) hasta el laboratorio para su posterior estudio.

3.8.2. Trabajo de laboratorio.

Entre los métodos de diagnóstico de enfermedades en los peces podemos resaltar el análisis parasitológico, siendo importante recopilar y recolectar los parásitos de manera correcta, para obtener un material que puede ser identificado.

Para obtener los parásitos se realizó una necropsia de los peces, para su posterior análisis en todas las partes del cuerpo del pez, donde se pueda encontrar parásitos.

Se siguió una secuencia de procedimientos que facilitan la aplicación y garanticen la preservación de los parásitos

Los peces fueron examinados inmediatamente después de su muerte, para la observación de los parásitos externos (ectoparásitos) e internos (endoparásitos).

3.8.3. Técnica de muestreo y necropsia de peces.

La necropsia de los peces se realizó en el laboratorio de Sanidad Animal de la Facultad de Ciencias Agrarias- Escuela de Medicina Veterinaria, los peces fueron colocados en fuentes de plásticos, realizándose de inmediato la exploración externa del pez vivo, como alteración del color del cuerpo, aletas deshilachadas, ectoparásitos y todas las anormalidades que pueden ser perceptibles a simple vista.

Procedimiento que se siguió para sacrificar al pez[36], es el siguiente:

- Sujetar al espécimen con una pinza evitando el contacto con las manos para no contaminar la muestra.
- Introducir un estilete o jeringa en la fontanela, para mantener al pez inmovilizado para así facilitar la toma de datos biométricos y la obtención de las muestras **(ANEXO 3).**

3.8.4. Datos biométricos

La biometría se realizó para complementar la información sobre la cantidad de parásitos presentes en los peces. En la biometría se llevó a cabo algunas medidas de los peces tales como su peso (g) y longitud (cml). La longitud total puede ser, que se extiende desde la boca hasta cola, cuando se mide desde la boca hasta el comienzo del pedúnculo caudal **(ANEXO 4).**

a) Examen externo de piel, aletas, branquias y ojos.

Para la determinar la presencia de parásitos en el pez se procederá a la elaboración de las siguientes técnicas.

b) Piel y aletas

Se procedió al raspado de piel con una pequeña espátula tipo mariposa, pasando ésta por el lado derecho del pez, dos veces a lo largo de la parte dorsal del cuerpo y dos veces a lo largo de la parte ventral del cuerpo; colocando el producto del raspado en una lámina portaobjeto con una gota de agua y de igual manera se repite el procedimiento para el lado izquierdo del pez, posteriormente se observó al microscopio **(ANEXO 5-6).**

Para el caso de las aletas se realizó pequeños cortes, en la parte terminal en la aleta dorsal, caudal, pectoral y anal, colocándoles en una lámina portaobjeto con una gota de agua **(ANEXO 08 -09).**

c) Branquias.

Para el examen de branquias se cortó y retiró el opérculo del lado derecho **ANEXO 7**, para facilitar la extracción de las 4 láminas branquiales colocando en placa Petri ya rotuladas con abundante agua, posteriormente se observó al microscopio.

d) Ojos

Para el examen del ojo se procedió a exteriorizar el ojo de los peces con la ayuda de un instrumento cortante, posterior se retirará ambos globos oculares para su posterior observación al microscopio.

e) Colecta de endoparásitos

Para la observación de endoparásitos se procedió a realizar disección de los ejemplares y la exposición de órganos. Se procedió hacer una incisión ventral, a partir de la región el anal y que se extiende hasta la región anterior, posteriormente se hará el plegado de las paredes laterales de la cavidad visceral, se expuso los órganos internos y se observó si hay

parásitos ya que se adhiere a la superficie de los órganos o en el tracto gastrointestinal **(ANEXO 10)**. Se procedió a retirar el órgano deseado (estómago y / o intestino.), los cuales se individualizaron en placa de Petri, los órganos deben abrirse con cuidado. Posteriormente se deben bañarse en agua a 55 ° C en 10 segundos (Estómago y / o intestino). Para facilitar la recogida, el contenido del estómago y / o intestino pueden lavarse en tamices con abertura de malla 100-150pm. 0bservar el órgano en estéreo **(ANEXO 11-12).**

f) Identificación de parásitos

Para la identificación de los parásitos se tuvo por criterio la utilización de claves [47]; hasta llegar al menor grupo taxonómico de los parásitos, guiados por sus estructuras esclerotizadas; esto se realizó a través de la observación al microscopio de los parásitos fijados en las láminas semitemporales.

3.8.5. Relación de la cantidad de monogéneos con los arcos branquiales.

Para determinar la relación entre la cantidad de monogeneo en cada arco branquial, se realizó mediante el programa estadístico SPSS versión 18.

3.8.6. Relación de la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud.

Para determinar la relación entre la cantidad de monogeneo con el peso y la longitud de los peces, se realizó la correlación de Pearson, mediante el programa estadístico SPSS versión 18. Este coeficiente de correlación se utiliza en el análisis de información cuantitativa cuando se desea medir la asociación lineal entre dos variables cuantitativas la cual nos permite medir la relación que existe entre la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud de los hospederos

3.8.7. Registro de los parámetros físico- químicos del agua

Los parámetros a evaluar fueron: temperatura del agua, oxígeno disuelto, pH, amonio y dióxido de carbono utilizando el Kit de análisis de agua La Motte (ANEXO 10).

3.8.8. Análisis de datos.

Los datos que se obtuvo en el experimento fueron procesados en planillas de Excel 2010.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Descripción de la familia encontrada

La familia Dactylogyridae, conocida como gusanos de branquias[57], las que tienen un tipo de reproducción vivípara y ovípara, respectivamente. Las fuentes de infección son otros peces parasitados, el fondo del estanque donde completan su desarrollo. Los huevos de algunos miembros de la familia Dactylogyridae, junto con el agua del estanque favorecen la infestación de las larvas oncomiracidios de nado libre. La transmisión es por contacto directo de pez a pez [55], favorecida por la proximidad de los hospederos de la misma especie, como sucede en cultivos intensivos [27,56]. El diagnóstico de parásitos de la familia Dactylogyridae es a través de la observación de gusanos adheridos a los filamentos branquiales[11]. **(ANEXO 13)**.

4.2. Presencia de monogeneos encontrados en las branquias de la tilapia

Se sabe que los parásitos con ciclos biológicos directos suelen ser patógenos de importancia para peces de cultivo [41]. Por otro lado, los peces silvestres en condiciones naturales presentan parásitos en escasas cantidades, pudiendo ser considerado como un hallazgo normal que raramente causa problemas patológicos[6.]

La prevalencia de *O. niloticus* con ectoparásitos es el 76 % es una cifra elevada ebido a que, de todos los peces examinados, más de la mitad de espécimen se encontraron con parásitos, coincidiendo con [80], quienes determinaron la especificad de estos parásitos por las branquias. La elevada prevalencia de ectoparásitos del presente estudio, la intensidad media (4.28 monogeneos /pez infectado), abundancia (3.27 monogeeno/pez), índice de dispersión (0.75) podría deberse a una exacerbación en la reproducción y transmisión de parásitos ante una alta densidad de peces en el estanque [27], así como por las condiciones favorables del medio de cultivo para el caso de parásitos de la familia Dactylogyridae [57]. Los hallazgos del presente estudio indican la presencia de monogeneos en cíclidos; sin embargo, la baja carga parasitaria no ocasionaría lesiones macroscópicas ni signos clínicos que puedan ser observados durante la recolección de muestras.

El predominio de la familia Dactylogyridae sobre la familia Gyrodactylidae se podría explicar por las condiciones de cultivo que favorecen su reproducción ovípara[57], y por una

posible "resistencia" de la epidermis del O. *niloticus* a las infecciones de monogeneos; menguando así la reproducción de la familia Gyrodactylidae, obligando a estos parásitos a ubicarse en las branquias, donde tiene menor especialización para fijarse a la mucosa que la familia Dactylogyridae [73].

Es posible que el ciclo de vida directo de los monogeneos y las condiciones del cultivo intensivo de O. niloticus en los estanques hayan favorecido la transmisión, reproducción y supervivencia de los parásitos pudiendo llegar a niveles de riesgo; condiciones que pueden ocasionar brotes agudos de infecciones parasitarias con lesiones graves e infecciones secundarias a causa de bajas inmunitarias en los hospedadores [11]. Adicionalmente, los cambios bruscos en las características físico-químicas del agua [6] pueden causar mortalidad y morbilidad en los peces de cultivo.

La dominancia numérica de la familia Dactylogyridae sobre la familia Gyrodactylidae puede explicarse por su alta especificidad[62, 64, 65 ,67], así como a la puesta de huevos o larvas oncomiracidios directamente en las branquias de los peces hospedadores por parte de los monogeneos.

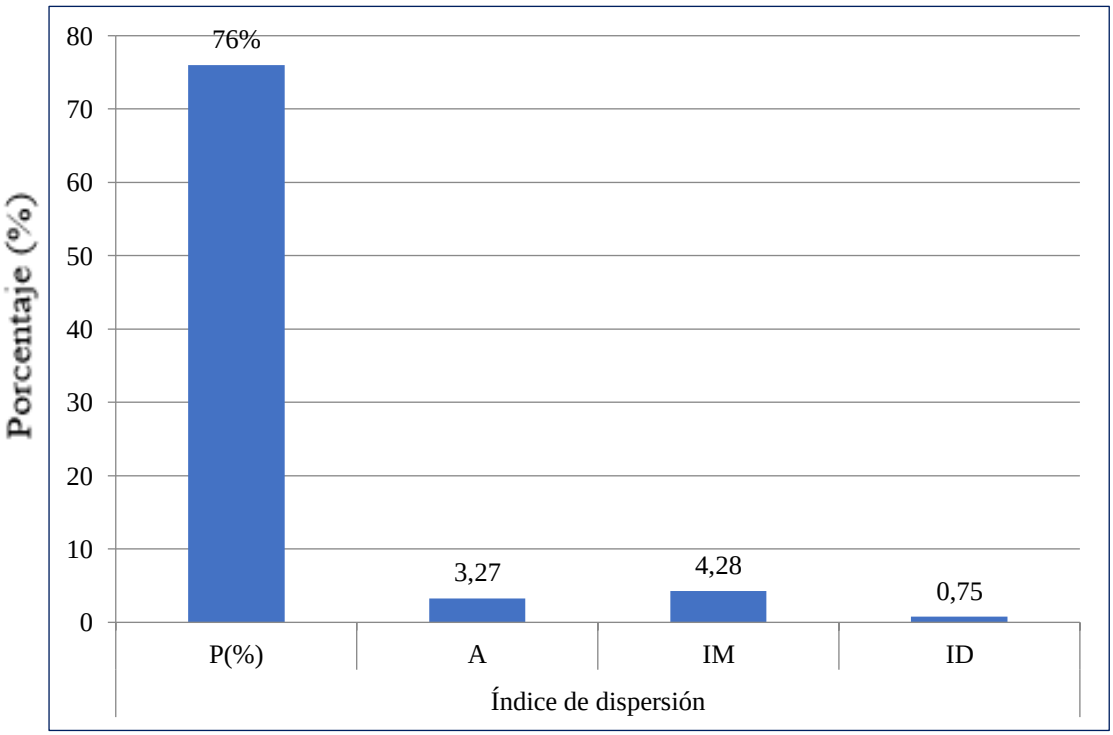


Gráfico 1. Relación de la carga parasitaria de los juveniles de *Oreochromis niloticuss*

4.3. Relación Parásito-Hospedero

4.3.1. Lugar de fijación o estatus comunitario.

Todos los monogeneos fueron encontrados en las branquias de los juveniles de *Oreochromis niloticuss,* lo que significa que el estatus comunitario fue de parasito principal o central (mayor del 45 %), coincidiendo con Peligrini, quien obtuvo un estatuto comunitario de central, esta similitud se pudo sido influenciados por el estadio de vida y las condiciones de cultivo al momento de la colecta.

4.3.2. Relación de la cantidad de monogeneos con los arcos branquiales.

Existe cierta preferencia de los monogeneos por ciertos sitios como en los arcos branquiales, una de las explicaciones más aceptada sobre esta preferencia tiene que ver con el efecto de las corrientes de agua que pasan sobre los arcos branquiales[25] .Uno de los primeros investigadores que probaron que las corrientes de agua influyen sobre la distribución de los parásitos en los arcos branquiales, fue[45] quien observó que el parásito *Anodonta cygnea* se distribuía de la siguiente manera en los arcos branquiales del la trucha café (*Salmo trutta*)*:* arco I= 24.2%, arco II= 30.0%, arco III= 28.2% y arco IV= 17.6%, no existiendo preferencia con algún arco branquial ,coincidiendo con nuestro estudio la cual muestra que la cantidad registrada de monogeneos en los cuatro arcos branquiales, fue relativamente uniforme y similar concordando con otros autores[2] quienes en sus resultados obtuvieron cierta similitud en relación la cantidad de parasitos en cada arco branquial; no obstante se observa que en el arco branquial 1 (derecho e izquierdo) y 2 (derecho e izquierdo) existe la mayor cantidad de parásitos, representando más del 55% (325) del total de monogenos registrados, que fueron 590 en los 180 peces (tabla 2).

La cantidad promedio de los monogeneos en cada arco branquial según el Gráfico 2 varía de 31.70 a 20.34 monogeneos por par de arco branquial respectivamente. Según el análisis estadístico de Anova de un factor, no existen diferencias significativas coincidiendo con 1,45 quienes observaron que no hay diferencias significativas en su estudio, por lo que se puede afirmar que no existe una preferencia de los parásitos por un determinado arco branquial, lo que significaría que los monogeneos no son selectivos en su elección de sitio de unión (branquias). La elección probablemente puede ser influenciada por factores ambientales y los factores relacionados con el huésped [7.]

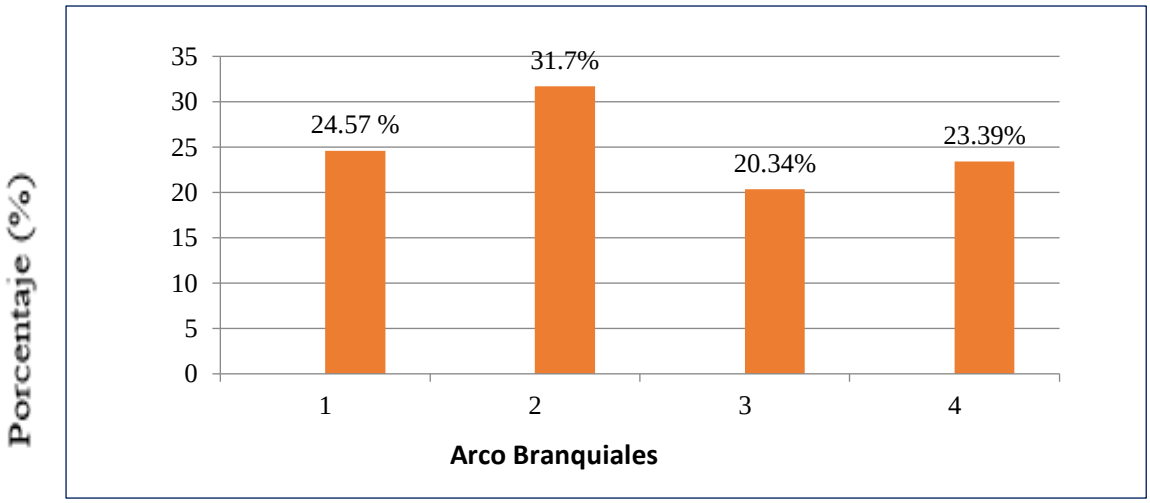


Gráfico 2. Promedio de monogeneos en los arcos branquiales, en juveniles de *Oreochromis niloticuss,* extraídos de las piscigranjas de la Banda de Shilcayo San Martin –Perú.

4.3.3. Relación de la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud

La relación de la cantidad de monogeneos con el peso y la longitud se detalla en el Cuadro 03 .Según el análisis estadístico del coeficiente de correlación de Pearson **(**Gráfico 3 y Gráfico 4**)**, podemos afirmar que no existe relación entre estas variables, aun nivel de significancia de P 0,05; puesto que no expresan una aparente proyección lineal coincidiendo con Aguirre[1] en su estudio reporto ,con respecto a la relación entre la abundancia de *C. sclerosus* y el índice de condición corporal (peso y longitud), encontró que no existía relación entre esas variables (fuero positivas), contrario a lo encontrado en otros estudios [58,63] que han demostrado que cargas parasitarias altas van en detrimento de la condición corporal de los peces, inclusive causando la muerte del hospedero. Esta correlación positiva, indica que la abundancia del parásito no afecta la condición corporal y el crecimiento del hospedero (no prioriza el estadio del hospedero).

Tabla 1. Valores de la correlación entre la cantidad de monogéneos con el peso y la longitud en juveniles de Oreochromis niloticuss, extraídos de las piscigranjas de la Banda de Shilcayo San Martín -Perú, 2019.

Parámetros	Correlaciones	Cantidad de parásitos
Peso	Correlación de Pearson (r)	-0.0026
Longitud	Correlación de Pearson (r)	-0.0086

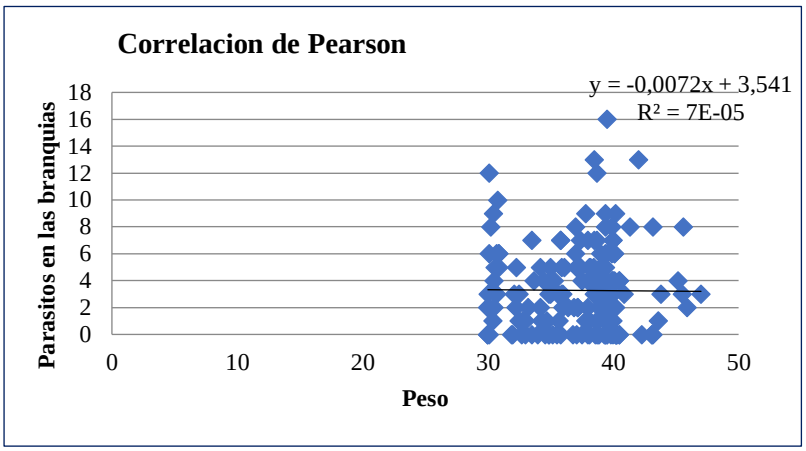


Gráfico 3. Correlación de pearson del peso

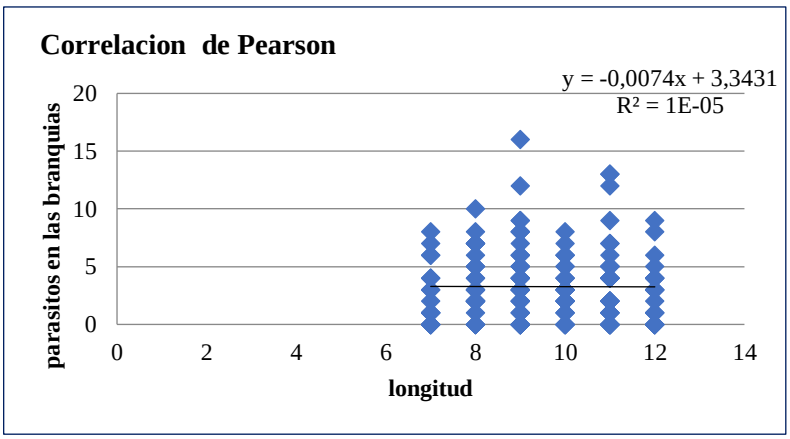


Grafico 4. Correlación de Pearson de la longitud

4.4. Parámetros físico-químico del agua

En líneas generales, los parámetros de calidad de agua monitoreados durante la ejecución del experimento se mantuvieron dentro de los rangos aceptables para el cultivo de tilapia, no evidenciado variaciones que pudieran haber comprometido el normal crecimiento de los peces. Estos parámetros (temperatura, oxígeno disuelto, potencial de hidrogeno, dióxido de carbono y amonio) se registraron en cada muestreo.

4.4.1. Temperatura (°C)

La temperatura del agua fue registrada por la mañana, siendo el valor máximo 27.8 °C y el valor mínimo fue de 26.1 °C, como se puede apreciar en el **GRÁFICO 5**, la temperatura estuvo en constante variaciones debido a las precipitaciones en los meses del estudio, las cuales influenciaron directamente sobre la temperatura, por que a menor precipitaciones

mayor es la temperatura y a mayor precipitación es menor la temperatura., los valores obtenidos en este estudio se encontraron dentro del rango aceptable para la especie que es entre 20,0 –30,0 °C, coincidiendo con otros autor[77] el cual menciona la tilapia se adapta con facilidad a las condiciones variables de su entorno debido a que es un pez tropical y la temperatura óptima para su cultivo debe encontrarse por encima de 24°C y por debajo de 32°C, es por ello que los cultivos se restringen a zonas, cuyas temperaturas de invierno son superiores a 20,0 °C, debido a que si la temperatura disminuye a los 15,0 °C los peces dejan de comer y cuando desciende a menos de 12,0 °C los peces no sobreviven mucho tiempo[52].

Por su parte nuestros valores fueron menores a los obtenidos por [40] quienes obtuvieron 27.23 °C como valor mínimo y máximo de 30.63 ºC en su estudio del Comportamiento del crecimiento de juveniles de tilapia ***Oreochromis niloticus***, utilizando alimento comercial: para tilapia al 28% vs para camarón al 30%, mientras que[51] la temperatura ideal para el engorde de estos peces es de 24°C – 32 °C, pero según2[8] indica que la tilapia puede tolerar entre 12°C y 40°C, se puede mencionar que la temperatura es el parámetro limnológico que está ligado directamente al consumo del alimento, ya que la mala manipulación y los cambios bruscos de temperatura, los peces tienden a estresarse y no consumir el alimento que se está ofreciendo, es por eso que la condiciones del agua deben ser óptimas para el cultivo de esta especie[82].

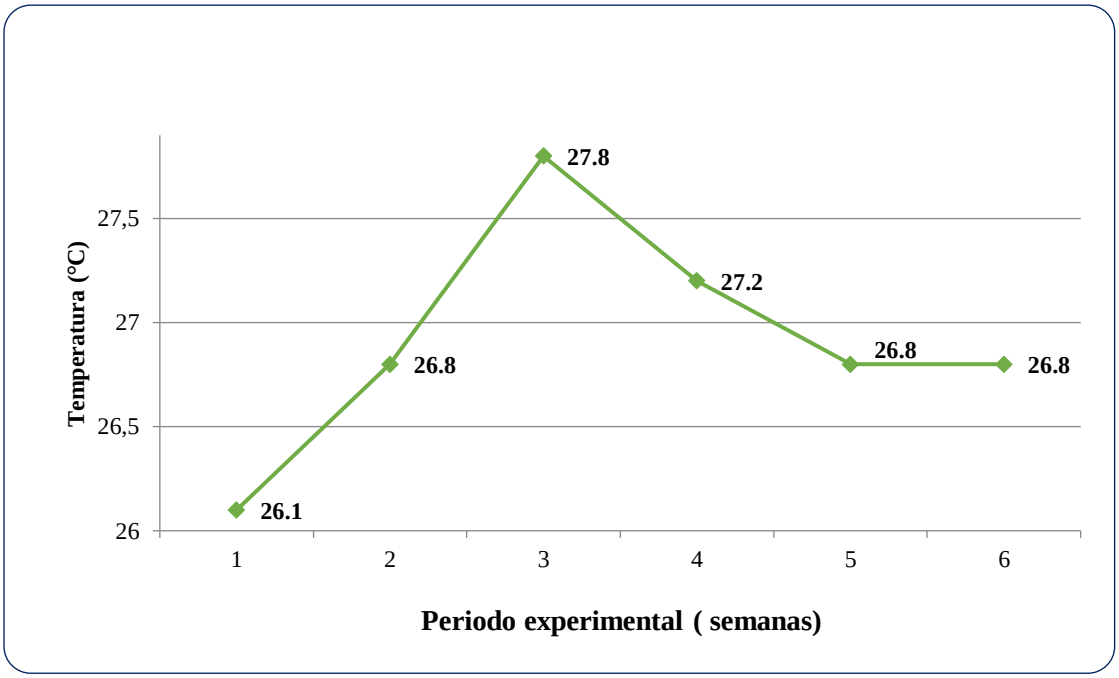


Gráfico 5. Promedio de la temperatura del agua, evaluados en todo el experimento.

4.4.2. Oxígeno disuelto (mg/l)

Es el elemento más importante en el agua para los peces, cuya presencia da la calidad biológica al agua de crianza. La presencia de este gas disuelto en el agua está determinada por el intercambio de gases con la atmósfera y con el aporte de las plantas a través del proceso de fotosíntesis. El rango óptimo de oxígeno disuelto fluctúa entre 5.0 mg/l a 7.0 mg/l.

Algunos autores mencionan que el oxigeno es uno de los parámetros más importante dentro de los procesos de la reproducción, los niveles deseados están sobre los 6 ppm, pero se desarrollan normalmente en concentraciones de 5 mg/l[37], otros mencionan que la tilapia del Nilo es una de las especies más tolerantes a fluctuaciones de oxigeno [72].

En el **Gráfico 6** se muestra la variación promedio semanal del Oxígeno disuelto en el agua durante el periodo experimental, el máximo nivel de oxígeno disuelto del agua tomada por las mañanas durante el periodo experimental fue de 5.3 mg/l como nivel máximo, y el nivel mínimo por las mañanas, fue de 4 mg/l estas variaciones del oxígeno se deben a medida que la temperatura del agua aumenta y disminuye siendo es el principal factor que afecta el metabolismo respiratorio y la excreción de amonio en organismos acuáticos[5] ,por su parte los valores muestreados en este experimento se encontraban dentro del rango reportado por otros autores[45] los cuales obtuvieron 3.92 mg/L como valor mínimo y un máximo de 7.96 mg/L en su estudio sobre el Comportamiento del crecimiento de juveniles de tilapia ***Oreochromis niloticus***, utilizando alimento comercial: para tilapia al 28% vs para camarón al 30%. Varios estudios[72] mencionan que esta especie puede soportar por pocas horas 0,1 mg/l de oxígeno esto se debe a que la tilapia puede vivir en condiciones ambientales adversas, debido precisamente a que soporta bajas concentraciones de oxígeno disuelto. Ello se debe a la capacidad de su sangre a saturarse de oxígeno aun cuando la presión parcial de este último sea baja. Asimismo, la 10 Tilapia tiene la facultad de reducir su consumo de oxígeno cuando la concentración en el medio es baja (inferior a 3 mg/l)

Los datos del oxígeno disuelto reportados en el presente estudio, estuvieron dentro de los rangos tolerables para la especie estudiada (4 mg/l – 5.3 mg/l)

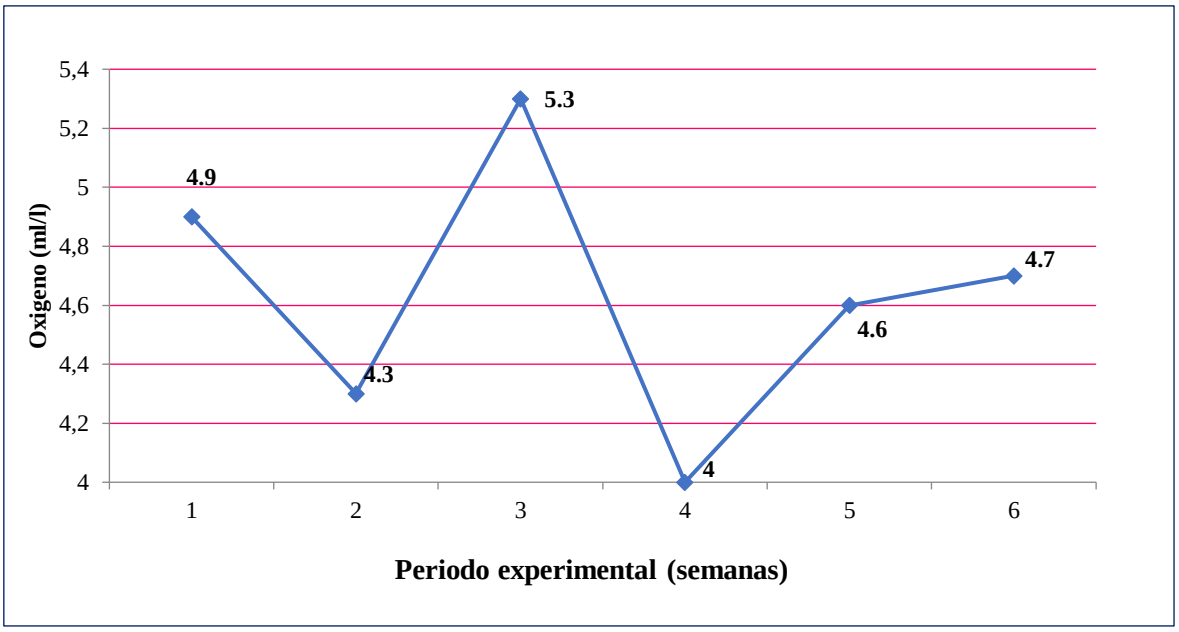


Gráfico 6. Promedio del oxígeno disuelto del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días de las 6 pisicigranjas del distrito de La Banda de Shilcayo, en la provincia de San Martín, departamento de San Martín.

4.4.3. Potencial de Hidrógeno (Ph)

Indica si el agua es ácida o alcalina. Su medida oscila entre 0 a 14, siendo 7 el punto neutral, en aguas cálidas la fotosíntesis normalmente eleva el pH de 9 a 10, disminuyendo hacia la noche al incrementarse el dióxido de carbono (CO2). Valores por encima o por debajo de los óptimos retrasan la reproducción y disminuyen el crecimiento. Cuando estos están cercanos a 5 se pueden presentar fallos respiratorios [72] ,algunos autores recomiendan valores de pH entre 7 y 8 [72], como los mejores para estanques piscícolas y cuanto menos fluctuaciones de pH existan las condiciones biológicas serán mejores, se considera que el pH óptimo para el cultivo de tilapia está entre 6.5 y 9.0 [10,60] ·En otros estudios, se menciona que el pH de 4,0 puede ser letal para los peces, refiriendo el caso de una fuerte mortandad de Carpas comunes y Chinas en los criaderos de Malaca aunque se encontró que la tilapia tolera altos niveles de pH entre 8 y 11[72].

En el Gráfico 7, se pueden observar que los valores del ph del presente estudio son 5.9 valor mínimo y el valor máximo 6.5, el hecho de no haber variación en el pH entre tratamientos y haberse encontrado dentro del rango óptimo (6.5 a 9.0) nos conlleva a afirmar que se generaron condiciones en las cuales los peces no se vieron afectados por este parámetro.

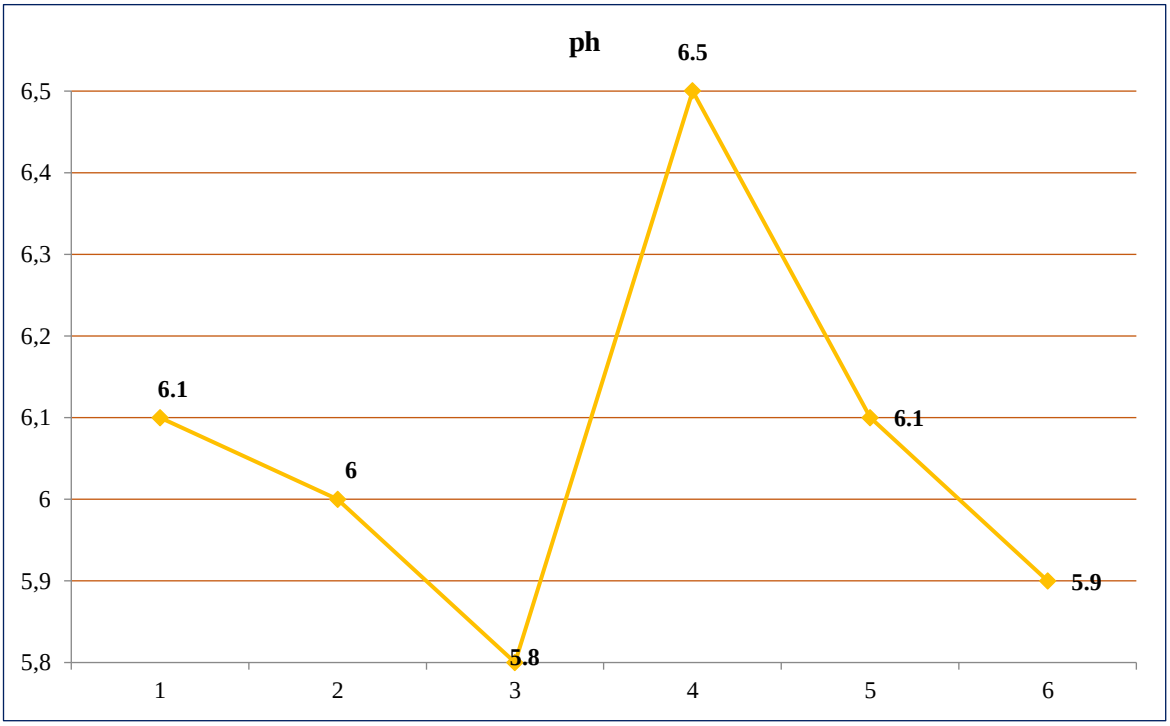


Gráfico 7. Promedio del potencial de hidrogeno del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días de las 6 pisicigranjas del distrito de la Banda de Shilcayo, en la provincia de San Martín, departamento de San Martín.

4.4.4. Dióxido de carbono (CO2).

Es un gas altamente soluble en el agua y actúa como un ácido en ella. Se presenta como producto de la actividad biológica, su incremento lo da un mayor proceso de respiración y un menor proceso de fotosíntesis, por lo que en la madrugada se van saturando con dióxido de carbono [33]. Se considera que niveles por encima de 20 ppm es peligroso para los peces,

En el Grafico 8 se muestran los registros mensuales de CO_2 del agua del estanque, los cuales muestran datos variables durante el periodo experimental, presentando el máximo nivel de 7.7-mg/l en los meses de agosto, setiembre y noviembre y el mínimo nivel de 3.5 mg/l, lo cuales estuvieron dentro del rango aceptable para la especie, estos valores se derivan de la respiración de los peces, las plantas macroscópicas, los animales que componen el estanque[80], por su parte las fluctuaciones de CO_2 están relacionadas con las variaciones del oxígeno del agua debido a que estos dos parámetros son diversamente proporcionales, porque cuando sobrepasa este valor se presenta letargia e inapetencia, por su parte[74] menciona que para la tilapia las concentraciones de CO_2 tan altas como 60 mg/L no han mostrado efectos adversos en su desarrollo.

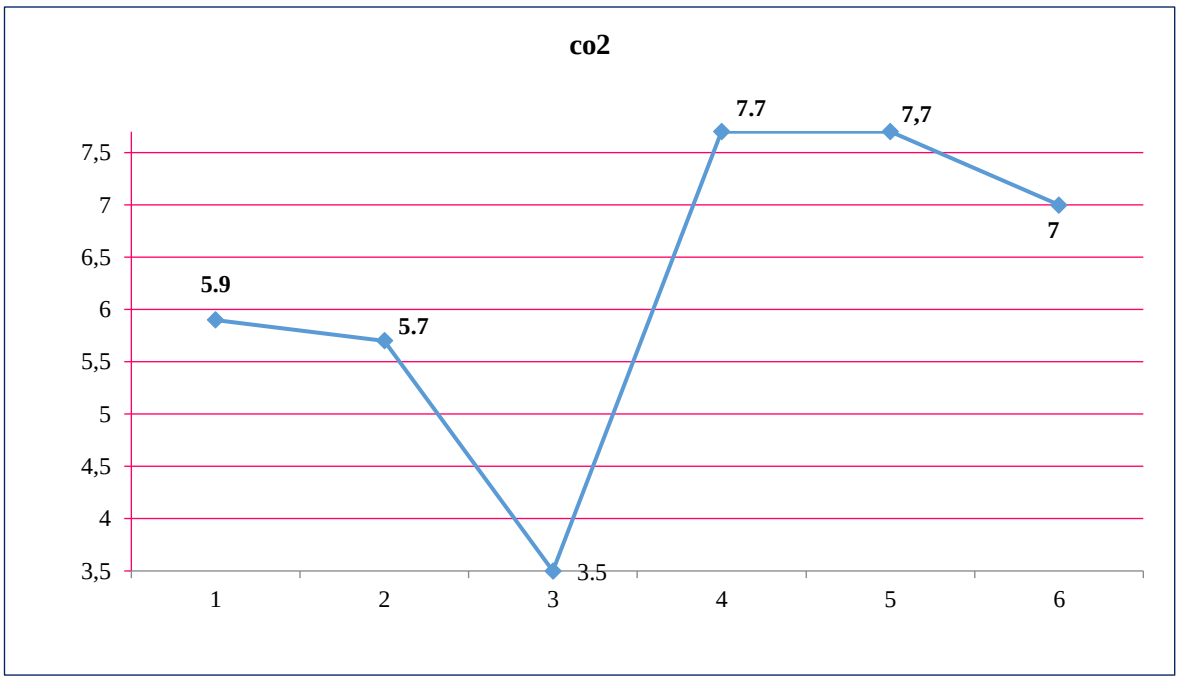


Gráfico 8. Promedio del dióxido de carbono del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días de las 6 pisicigranjas del distrito de La Banda de Shilcayo, en la provincia de San Martín, departamento de San Martín.

4.4.5. Amonio (mg/l)

El amonio es el principal producto final del catabolismo de las proteínas, excretado por los peces, crustáceos y moluscos indican que es también producido en el estanque por un proceso de amonificación bacteriana de la materia orgánica, bajo condiciones aeróbicas en la columna de agua y anaeróbicas en el fondo [72]. En estanques de piscicultura el CO2 optimo, fluctúa de 1.8 mg/l – 2.0 mg/l.

Los niveles semanales de amonio del agua del estanque se muestran, en el **Gráfico 8** se puede apreciar que el mayor nivel registrado es 0.1 mg/l y el mínimo es de 0.3mg/l. los cuales estuvieron por debajo de los resultados de otro estudio de Pre factibilidad para la instalación de un centro de producción de tilapia roja (Oreochromis spp) y procesamiento como filete fresco con fines de exportación, obtuvieron valores de 1,5 mg/l. los cuales mencionan que la tilapia no tolera niveles de amonio superiores a estos [33].

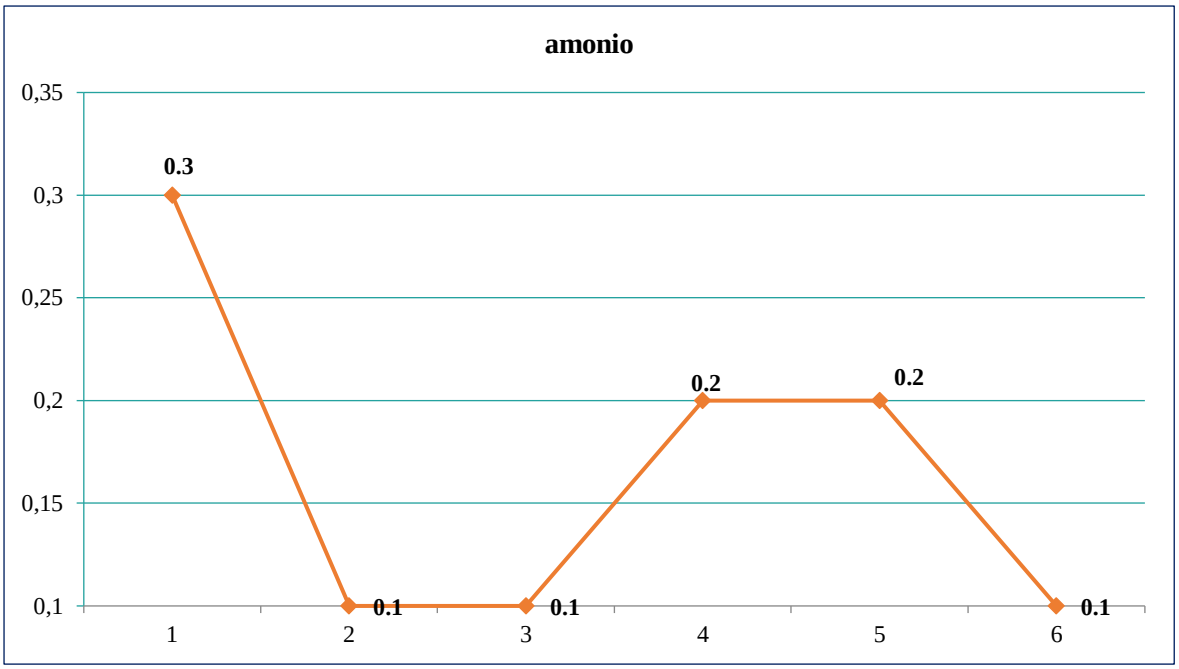


Gráfico 9. Promedio del amonio del agua, evaluados en todo el experimento en 60 días de las 6 pisicigranjas del distrito de la Banda de Shilcayo, en la provincia de San Martín, departamento de San Martín

V. CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos se concluye que:

1. La prevalencia de *Oreocromis niloticus* con ectoparásitos es el 76 % es una cifra elevada debido a que, de todos los peces examinados, más de la mitad de espécimen se encontraron infestados. La elevada prevalencia de ectoparásitos del presente estudio, la intensidad media (4.28 monogeneos /pez infectado), abundancia (3.27 monogeeno/pez), índice de dispersión (0.75) podría deberse a una exacerbación en la reproducción y transmisión de parásitos ante una alta densidad de peces en el estanque, así como por las condiciones favorables del medio de cultivo para el caso de parásitos de la familia Dactylogyridae. Los hallazgos del presente estudio indican la presencia de monogeneos en cíclidos; sin embargo, la baja carga parasitaria no ocasionaría lesiones macroscópicas ni signos clínicos que puedan ser observados durante la recolección de muestras.

2. En los 180 ejemplares de las especies Oreochromis niloticuss, se obtuvo una alta prevalencia a la Familia Dactylogyridae.
3. Según el análisis estadístico del coeficiente de correlación de Pearson, podemos afirmar que no existe relación entre las variables tamaño del pez y la incidencia del parasito.
4. Los parámetros fisco- químicos del agua (temperatura, oxígeno disuelto, potencial de hidrogeno, dióxido de carbono y amonio) estuvieron dentro del rango aceptable para la crianza de la especie en estudio (Oreochromis niloticuss) durante el tiempo de estudio.

VI. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar buenas condiciones favorables de agua para seguir obteniendo buenos resultados en la producción acuícola para no obtener alta prevalencia de parásitos branquiales

2. Se recomienda realizar el análisis de la relación hospedero- parásito en las etapas de alevines, juveniles y adultos a fin de conocer las etapas de mayor vulnerabilidad a ser infestados por parásitos monogéneos.

3. Analizar diferentes especies de hospederos de la familia Ciclhidae, para determinar la presencia de otras especies de monogéneos.

4. Realizar estudios relacionados a parásitos que pueden afectar la salud publica en los sistemas de producción acuícolas.

5. Incentivar a los estudiantes a realizar nuevas investigaciones en el área de la acuicultura.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **AGUIRRE MACEDO, M.L. Y SCHOLZ, T. (2005)** Culuwiya cichlidorumn. sp. (Digenea: Haploporidae) from the blackbelt cichlid Vieja maculicauda (Pisces: Cichlidae) from Nicaragua. Journal of Parasitology 91: 1379—1384.
2. **AGUIRRE F. (2009).** Parásitos branquiales de cuatro grupos genéticos de tilapias, cultivados en la zona centro-norte del estado de Veracruz. TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS. Xalapa, Veracruz, México
3. **ANÓNIMO. (2001).** Guía Para el Cultivo de Tilapia en estanques. Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG). El Salvador. 18pp. Consultado el 26 de Mayo del 2014. Disponible en: http//luisdi.files.wordpress.com/2008/08/guía-tecnicatilapia.pdf
4. **ARIEL, E; OWENS, L. (1997).** Epizootic mortalities in tilapia Oreochromis mossambicus. Diseases of Aquatic Organisms. 29: 1-6.
5. **BORROVICH, E. (2010).** Efecto de la Temperatura y aireación constante sobre el crecimiento y la sobrevivencia de alevines de Oreochromis niloticus (Tilapia gris) y Oreochromis spp. (Tilapia roja) durante la inversión sexual. Tesis Ing. Lima, PE. Universidad Nacional Agraria La Molina. 79 p
6. **BROWN L. (2000).** Acuicultura para veterinarios. Producción y clínica de peces. España:Acribia. 460 p.
7. **BUCHMANN, K**., **(1997).** Infection biology of gill parasitic monogeneans with special reference to the congeners Pseudodactylogyrus bini and P.anguillae (Monogenea: Platyhelminthes) from European eel. Dissertation,Royal Veterinary and Agricultural University, Frederiksberg,Denmark.
8. **BURR, G., GATLIN, D., (2005).** Microbial ecology of the gastrointestinal tract of the fish and the potential application of prebiotics and probiotics in finfish aquaculture. Journal of the world Aquaculture society 36, 425-436.
9. **CAMPILLO, M; CORDERO, L; ROJO VÁSQUEZ, FA.** (**1999).** Parasitología Veterinaria, Madrid, ES. McGraw-Hill Interamericana, 968 p.
10. **CANTOR, F. (2007).** Manual de producción de tilapia. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla. México. 135 pp.
11. **CARNEVIA D. (1993).** Enfermedades de los peces ornamentales. Buenos Aires: Ed Agrovet. 320 p.

12. **CECOPESCA,** centro técnico nacional de conservación de productos de la pesca y agricultura. Los principales parásitos presentes en productos pesqueros: Técnicas de estudios e identificación. Ministerio de agricultura, alimentación y medio ambiente España 2012.
13. **COWARD, K. & N.R. BROMAGE. (2000).** Reproductive physiology of female tilapia broodstock. Reviews in Fish Biology and Fisheries 10:1-25.
14. **CRESPO, JF; CRESPO, RF. (2003).** Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. (en línea). Red de Revistas Científicas de América Latina y el Caribe, España y Portugal (REDALYC). 41(2):175-192 consultado 07 dic 2012. Disponible en:http://www.tecnicapecuaria.org.mx/trabajos/200306273628.pdf
15. **DEZFULI, B.S., L., GIARI, E., SIMONI, R., MENEGATTI, A. P., SHINN & M., MANERA. (2007).** Gill histopathology of cultured European sea bass, Dicentrarchus labrax (L.), infected with Diplectanun aequans (wagener 1857) Diesing 1958 (Diplectanidae: Monogenea). Parasitology Research 100: 707-713.
16. **DOUËLLOU, L. (1993).** Monogeneans of the genus Cichlidogyrus Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of lake kariba (zimbabwe) with descriptions of five new species. Systematic Parasitology 25: 159-186.
17. **EL-TANTAWY, S-AM, KAZAUBSKI SL. (1986).** The trichodinid ciliates from fish Tilapia nilotica from the Nile Delta (Egypt). Acta Protozoologica 25: 439-444.
18. **FAO. (2007).** Fisheries and Aquaculture Department. Species Fact Sheets Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758) (En linea) Actualizado Julio 20 2007.
19. **FAO. (2006).** Cultured Aquatic Species Information Programme - Oreochromis niloticus. Text by Rakocy, J. E. In FAO Fisheries and Aquaculture Department (En linea). Rome. Updated 19 May 2006. Citado el 4 Julio 2008.
20. **FAO. (2007).** El estado mundial de la pesca y acuacultura – 2006. FAO. Roma.
21. **FLORES J, FLORES R. (2003).** Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. Téc Pec Méx 41(2): 175-192.
22. **GAVIDIA.F.149P**. Consultado 14 feb. 2013.disponible en: http://wwwisis.ufg.edu.sv/wwwisis/documentos/TE/639.2-M829p/639.2-M829p-Pii.pdf Morales, D.A. 1991. La tilapia en Mexico, Cultivo y Pesquerias. AGT Editor. 190 p
23. **GARCÍA, MI; MUÑOZ AB; AMAYA AI; ROLDAN PI; MORENO AG. (2009).** Manual de laboratorio de Parasitología, Cestodos (en línea). Revista Reduca (Biología).

Serie Parasitología. 2(5):1-36. Consultado 05 ene 2013. Disponibleen:http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/805/819

24. **GUEVARA, FE. (1983).** Estudio limnológico preliminar del embalse artificial Cerrón Grande.Universidad de El Salvador. 118 p
25. **GUTIÉRREZ, P. A. & S. R., MARTORELLI. (1999).** Hemibranch preference by freshwater monogeneans a function of gill area, water current, or both? Folia Parasitologica 46: 263-266.
26. **HERRERA, C. (2012).** Calidad del agua. Folleto del Componente Curricular. Ingeniería acuícola, UNAN-león. Nicaragua. 58pp.
27. **HUET M. (1978).** Tratado de piscicultura.2 ed. España: Mundiprensa. 784 p.
28. **HURTADO, N. (2005).** Tilapia, La alternativa social y económica del tercer milenio. Revista Aquatic. Lima- Perú. 127pp. Consultado el 24 de Mayo del 2014. Disponible en: http://www.revistaaquatic.com/documentos/docs/nh_tilapia3milenio.pdf.
29. **IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura) /MAG (Ministerio de Agricultura y Ganadería). (2011).** Caracterización de la cadena productiva de acuicultura (tilapia), (en línea). SV. Consultado 14 ene. 2013.Disponible en: http://www.iica.int/Esp/regiones/central/salvador/Documents/Documentos%20PAF/caracterizacion_acuicola_tilapia.pdf.
30. **ISSG DATABASE. (2008).** National Biological Information Infrastructure (NBII) y IUCN SSC Invasive Species Specialist Group. http://www.issg.org/
31. **JONES SR. (2001).** The ocurrence and mechanisms of innate immunity against parasities in fish. Dev Comp Immunol (8-9):841-852.
32. **KINKELIN. P; MICHEL. C; GHITTINO. P. (1990)**. Tratado de las enfermedades de los peces. Zaragoza, ES, Acribia S.A. 317 p.
33. **KLINGE L, O,; LICH H, C. & LOZA A, A**. **(2000)**. Estudio de Prefactibilidad para la instalación de un centro de producción de tilapia roja (Oreochromis spp) y procesamiento como filete fresco con fines de exportación. Tesis para optar el título de Ingeniero Pesquero. Lima: Universidad Nacional la Agraria.
34. **LIZAMA, M. A. P.; TAKEMOTO, R.M.; RANZANI-PAIVA, M.J.P.; AYROZA, L.M.S.; PAVANELLI, J.C**. Relação parasito-hospedeiro em peixes de pisciculturas da região de Assis, Estado de São Paulo, Brasil. 1. Oreochromis niloticus (Linnaeus,1757). Acta Sci. Biol. Sci. Maringá, v. 29, n. 2, p. 223-231, 2007.

35. **LIN, C.L; HO, J.S; CHEN, S.N. (1996).** Developmental stages of Caligus epidemicus Hewitt, a copepod parasite of tilapia culture in brackish water.Journal of Natural History 30: 661-684.
36. **MACK RN., SIMBERLOFF D., LONSDALE WM., EVANS M., CLOUT M., BAZZAZ F. (2000).** Invasiones biológicas: Causa, Epidemiologia, Consecuencias Globales y Control. Tópicos en Ecología, 5.
37. **MARCILLO, G, E. & LANDIVAR, Z, J. (2000)**. Tecnología de Producción de Alevinos monosexo de Tilapia. Escuela superior politécnica del litoral, Facultad de Ing. Marina y Ciencias del Mar. Ecuador: 60pp
38. **MARCOTEGUI. PS. (2011).** Capítulo 2. Taxonomía de los Monogeneos, (en línea). Consultado 25nov. 2012 Disponible en: http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/ 109/5240/2_Taxonom%C3%ADa_de_los_Monogeneos.pdf?sequence=8
39. **MARCOGLISE DJ. BALL M. LANKESTER MW.** Potential impacts of clearcutting on parasities of minnows in small boreal lakes. Folia Parasitol (Praha) 2001: 48(4): 269-274
40. **MARTÍNEZ GONZÁLEZ, MENDOZA SUÁREZ.** Comportamiento del crecimiento de juveniles de tilapia Oreochromis niloticus, utilizando alimento comercial: para tilapia al 28% vs para camarón al 30%. UNAN-León. León, Junio del 2015.
41. **MERCK (2000).** El Manual Merck de Veterinaria.5ª ed. Barcelona: Océano. 2558 p.
42. **MORAN HERNÁNDEZ, CA; VANEGAS MARTÍNEZ, HA. (2005).** Sistema de fishmarketing, para mejorar la comercialización de peces y mariscos extraídos por los pescadores artesanales en el puerto de la libertad. (en línea) Tesis Lic. SV, Universidad
43. **MAUEL, M.J; SOTO, E; MORALES, J.A; HAWKE, J. (2007).** A piscirickettsiosis-like syndrome in cultured Nile tilapia in Latin America with Francisella spp. As the pathogenic agent. Journal of Aquatic Animal Health 19: 27-34.
44. **NOBLE. ER. (1965).** Parasitología, biología de los animales. 2a ed. Interamericana. MX.Interamericana. 675 p.
45. **PALING, J.E. (1968).** A method of estimating the relative volumes of water flowing over the different gills of a freshw ater fish. Journal of Experimental Biology 48: 533-544.

46. **PARISELLE, A & EUZET. (1995b).** Gill parasities of the genus Cichlidogyrus Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from Tilapia guineensis (Bleeker, 1862), with descriptions of six new species. Systematic Parasitology 30: 187-198.
47. **PARISELLE, A. & L., EUZET. (1997).** New species of Cichlidogyrus Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from the gills of Sarotherodon occidentalis (Daget) (Osteichthyes, Cichlidae) in guinea and Sierra Leone (West África). Systematic Parasitology 30: 221-230.
48. **PAPERNA, I. (1996).** Parasites, infections and Diseases of fishes in África – An update CIFA Technical Paper. No.31. Rome, FAO. 220p.
49. **PERERA, R.P; JOHNSON, S.K; COLLINS, M.D; LEWIS, D.H. (1994).** Streptococcus iniaeassociated with mortality of Tilapia nilotica x T. aurea hybrids. Journal of Aquatic Animal Health 6: 335-340.
50. **PÉREZ ZUMBA LETICIA SOFIA.** evaluaciones parasitarias en el cultivo de tilapia (**oreochromis**.**sp**.) en la granja río taura del cantón naranjal provincia del guayas. Guayaquil-Ecuador. 2011.
51. **POPMA, T; GREEN, B. (1990).** Sex reversal of Tilapia in earthen ponds. Research and Development Series No. 35. International Center for Aquaculture, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, EU.
52. **POPMA, T. Y LOVSHIN, L., 2000**, "Panorama de la acuicultura", Auburn, EEUU, pp1 – 40.
53. **PORRAZ ÁLVAREZ. OL. (2006).** Diversidad de helmintos (platyhelminthes: monogenea) de algunas especies de peces marinos de Veracruz y de agua dulce de Hidalgo (en línea). Tesis Lic. MX, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.112 p. Disponible_en: http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/231104/676/1/Diversidad%20de%20helmitos.pdf
54. **RÄTI, O., R., DUFVA & R.V., ALATALO. (1993).** Parasite communities of freshwater fish under flood conditions. Oecologia 96: 410-414.
55. **REED P, FRANCYS-FLOYD R, KLINGER R. (2002).** Monogenean parasites of fish. FA28. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. [Internet], [15 mayo 2005]. Disponible en: http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/FA/FA03300.pdf.

56. **REICHENBACH-KLINKE H. (1982).** Enfermedades de los peces. 2ª ed. España: Acribia. 524 p.
57. **ROBERTS R. (198)1.** Patología de los peces. Madrid: Mundi-Prensa. 366 p.
58. **RUBIO-GODOY, M. & R.C., TINSLEY. (2008).** Recruitment and effects of Discocotyle sagittata (Monogenea) infection on farmed troud. Aquaculture 274: 15-23.
59. **SANMARTIN. ML; QUINTERO. P; SANTAMARIA. MT; IGLESIAS. R; LEIRO. J; UBEIRA; FM. (1994)**. Nematodos parásitos en peces de Costas Gallegas, Madrid, ES, Díaz de Santos, S.A.80.p.
60. **SAAVEDRA, M. (2006).** Manejo del cultivo de tilapia. Manual de producción acuícola. Coordinación de Acuicultura, Departamento de ciencias Ambientales y Agrarias. Facultad de Ciencia, Tecnología y Ambiente. Universidad Centroamericana. Managua –Nicaragua. 22 pp.
61. **SALGADO MALDONADO. G. (2009).** Atlas de helmintos de peces de agua dulce de México las especies más comunes de helmintos. (en línea). Consultado 25nov.2013. Disponible en: http://www.ibiologia.unam.mx/pdf/directorio/s/salgado/manual/manual_prac_parasitol.pdf
62. **SASAL P, DESDEVISES Y, DURIEUX E, LENFANT P, ROMANS P. (2004).** Parasitesin marine protected areas: success and specificity of monogeneans. J Fish Biol64: 370-379.
63. **SHIRAKASHI, K., T., YAMADA, T., YAMADA AND K., OGAWA. 2006.** INFECTION dynamics of Neoheterobothrium hirame (Monogenea) on juvenile olive flounder, Paralichthys olivaceus (Temminck & Schlegel), in coastal waters of Japan. Journal of Fish Diseases 29:319-329.
64. **ŠIMKOVA A, DESDEVISES Y, GELNAR M, MORAND S. (2001).** Morphometric correlates of host specificity in Dactylogyrus species (Monogenea) parasites of European Cyprinid fish. Parasitology 123: 169-177.
65. **ŠIMKOVA A, JARDOVSKÝ J, KOUBKOVÁ B, BARUS V, PROKEŠ M. (2005).** Associations between fish reproductive cycle and the dynamics of metazoan parasite infection. Parasitol Res 95(1): 65-72.
66. **SMYTH, J.D. (1994).** Animal parasitology. Cambridge University Press.
67. **ŠIMKOVA A, JARDOVSKÝ J, KOUBKOVÁ B, BARUS V, PROKEŠ M. (2005b).** Associations between fish reproductive cycle and the dynamics of metazoan parasite infection. Parasitol Res 95(1): 65-72

68. **SOULSBY. EJH. (1982).** Helminths, Arthropods and Protozoa of domesticated animals. 7ª ed. Philadelphia, Pa. USA, Lea and Febiger. 809 p.

69. **STEINAUER, M.L. & W.F., FONT. (2003).** Seasonal dynamics of the helminthes of bluegill (Lepormis macrochirus) in a subtropical region. Journal of Parasitology 89: 324-328.

70. **VAN OOSTERHOUT, C., R.S., MOHAMMED, H., HANSEN, G.A., ARCHARD, M., Mc MULLAN, D.J., WEESE & J., CABLE. (2007).** Selection by parasites in spate conditions in wild Trinidadian guppies (Poeciliareticulata). International Journal of Parasitology 37: 805-812.

71. **VIDAL MARTÍNEZ; VM. AGUIRRE MACEDO; LM. SHOLZ; T. GONZALES SOLIS; D. MENDOZA FRANCO; EF. (2002).** Atlas de los helmintos Parásitos de ciclidos de México. Instituto Politécnico Nacional (en línea).MX. Tresguerras. 184 p. consultado el 14 mar. 2013.Disponible en:http://www.ciclidosMexico.com/articulos/helmintos%20en%20los%20ciclidos.pdf.

72. **VITERI, G, V. (1985)**. Evaluación preliminar del crecimiento de carpa común y tilapia del nilo con tazas crecientes de abono de vacuno. Tesis para optar el Titulo de Ingeniero pesquero. Lima: Universidad Nacional la Agraria

73. **THATCHER V. (1991).** Amazon fish parasites. Amazoniana 11 (3-4): 263- 571.

74. **TIMMONS, MICHAEL; EBELING, JAMES; WHEATON, FRED; SUMMERFELT, STEVEN; VINCI, BRIAN**. Sistema de recirculación para acuacultura. Chile: Fundación Chile, 2002. 748 p

75. **THONEY DA & WJ HARGIS, JR. (1991).** Monogenea (Platyhelminthes) as hazards for fish in confinement. Annual Review of Fish Diseases 1:133-153

76. **TORCHIN ME, LAFERTY KD, DOBSON AP, McKENZIE VJ & KURIS AM. (2003).** Introduced species and their missing parasites. Nature, 421: 628-630. DOI:10.1038/nature01346.

77. **ULLOA ULLOA. LA. (2008).** Determinación de parásitos en pescados más comercializados, en los mercados 10 de noviembre y 24 de mayo (bellavista), ubicado en el cantón guaranda, provincia bolívar. Tesis Lic. EC. Universidad estatal de bolívar. 96 p.

78. **WILFORD OSLEN. O. (1974).** Animal parasites their life cycles and ecology. Dover publications, Inc., N. Y. 562 p.

79. **GONZALES, R; ROMERO, O; VADIVIE, M**. Evaluacion de la calidad del agua y su influecnia en al cultivo de tilapaia. La Habana, Cuba (Citado el 10 /09/ 2012). Disponible en internet: htto//www.vetuy.com/artículos/piscicultura/050/020/ped020.htm.

80. **HARGREAVES, J. BRUNSON, M.** Carbon dioxide in fish ponds. Mississipi state: stare university, southorn Regional aguacultura center (1996).

81. **SCHOLZ, T; KUCHTA, R. (2005).** Parasitos metazoarios de peces nativos y de cultivo en amazonia Perú.

82. **WEDEMEYER, G. A. (1997).** Effects of rearing conditions on the health and physiological quality of fish intensinve cultura. En: lwama, G. K., A. D. Pickering. J.P. Sumpter y C. B. Schreck (Eds.) Fish stres and health in Aquaculture. Cambridge University press, New York. Pag. 35 – 37.

VIII. ANEXOS

ANEXO 01

Instalaciones del laboratorio

ANEXO 02

Traslado de los ejemplares al laboratorio en bolas plásticas con Oxigeno

ANEXO 03

Sacrificio de los ejemplares

ANEXO 04

Peso de los ejemplares

ANEXO 05

Extracción de la aleta Pectoral

ANEXO 06

Extracción de la aleta caudal

ANEXO 07

Extracción de las láminas branquiales

ANEXO 08

Lámina branquial colocada en lámina porta objeto

ANEXO 09

Aletas pectoral y caudal para observación en microscopio

ANEXO 10

Observación macroscópica de los órganos internos

ANEXO 11

Intestino delgado en placa Petri

ANEXO 12

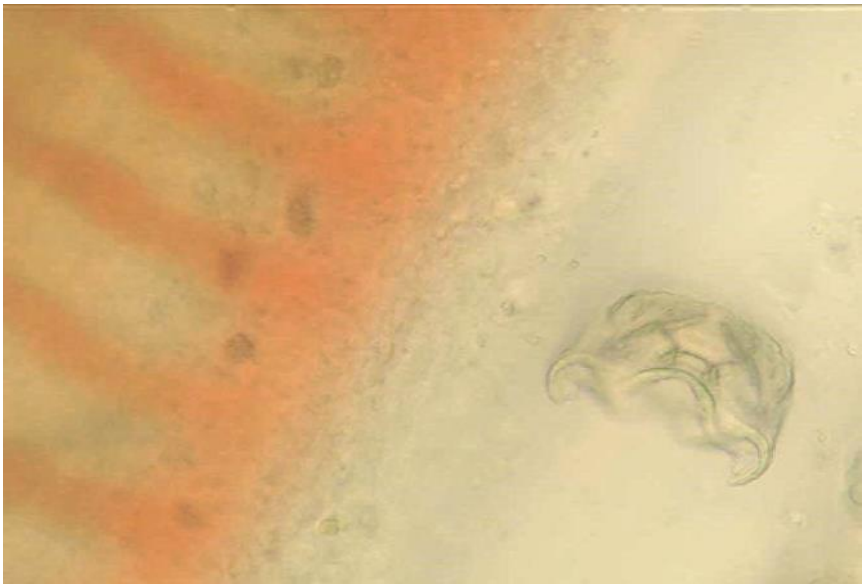
Intestino grueso, estómago e hígado colocado en placa petri

ANEXO 13

Parásito encontrado en las láminas branquiales

ANEXO 14

En la figura se muestra el haptor del parásito encontrado en las láminas branquiales de la tilapia



ANEXO 15

En la figura se muestra el parasito ubicado entre las láminas branquiales

ANEXO 16 **ANEXO 17**

En la figura de los anexos 16 y 17 se muestra el parasito sujeto en las láminas branquiales