

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA**  
**FACULTAD DE ZOOTECNIA**  
**DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIAS PECUARIAS**



**IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN PAICHES JUVENILES "*Arapaima gigas*" CRIADOS EN CAUTIVERIO**

**Tesis**

**Para optar el título de:**

**INGENIERO ZOOTECNISTA**

**COTRINA DORIA MARCELO**

**PROMOCIÓN 2007 - II**

**Tingo María - Perú**

**2011**



L72

C81

Cotrina Doria, Marcelo

Identificación de Parásitos en Paiches Juveniles "*Arapaima gigas*" Criados en Cautiverio. Tingo María, 2011

62 h.; 1 cuadros; 29 ref.; 30 cm.

Tesis (Ing. Zootecnista) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Zootecnia.

**1. ARAPAIMA GIGAS 2. IDENTIFICACION-PARASITOS 3. CRIANZA-CAUTIVERIO  
4. PAICHES JUVENILES 5. PARASITOLOGIA 6. PERU.**



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA**  
**FACULTAD DE ZOOTECNIA**  
Av. Universitaria Km. 2 Teléfono: (062) 561280  
TINGO MARÍA

“Año del Centenario de Machu Picchu para el Mundo”

## **ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS**

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 08 de julio de 2011, a horas 7:00 p.m. para calificar la tesis titulada:

### **IDENTIFICACION DE PARASITOS EN PAICHES JUVENILES “*Arapaima gigas*” CRIADOS EN CAUTIVERIO**

Presentada por el bachiller **Marcelo COTRINA DORIA**; después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobada con el calificativo de **“EXCELENTE”**.

En consecuencia, el sustentante queda apto para optar el **TÍTULO DE INGENIERO ZOOTECNISTA**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, tramitándolo al Consejo Universitario para la otorgación del título, de conformidad con lo establecido en el Artículo 95, inciso “i” del Estatuto de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Tingo María, 08 de julio de 2011

M.Sc. TEODOLFO VALENCIA CHAMBA  
Presidente



Ing. MARCO ANTONIO ROJAS PAREDES  
Miembro

Dr. CESAR LOPEZ LOPEZ  
Miembro

Méd. Vet. LISANDRO TAFUR ZEVALLOS  
Miembro - Asesor

## DEDICATORIA

A Dios por estar siempre presente y  
derramar sus bendiciones sobre mis  
seres queridos.

A mis queridos padres: Marcelo  
Cotrina Herrera y Adelaida Doria  
Faustino; por sus desvelos y  
sacrificios, depositando siempre su  
confianza en todo momento para  
cumplir con mis anhelos y metas  
deseados.

En memoria de mi abuelita Inés  
Faustino Callan que en paz  
descanse con cariño que Dios le  
tenga en su gloria.

A mis hermanos: Manuel, Luis  
(Pela), Jaqueline, Julio y Jhonny por  
su apoyo y comprensión en todo  
momento en mi formación  
profesional.

## AGRADECIMIENTO

- ❖ A la Universidad Nacional Agraria de la Selva por ser el Alma Mater de mi formación profesional.
- ❖ Al Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) sede Ucayali y a todo su personal en general, por apoyarme en la ejecución del presente trabajo de investigación.
- ❖ Al Ing. Francisco Sales Dávila y su familia por acogerme en su seno de su hogar y brindarme sus sabios consejos.
- ❖ Al Blgo. Pesq. Carmela Rebaza Alfaro y Blgo. Luciano Rodríguez Chú amigo y guías del presente trabajo y a los MBlgo Vilma Montero y Richard E. Paz Quiroz, por sus enseñanzas en las técnicas de fijación y montaje de parásitos.
- ❖ Al Blgo. Lidia Sánchez Pérez por el apoyo incondicional en realizar la identificación de los parásitos en el Museo de Historia Natural perteneciente a la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM) en la ciudad de Lima.
- ❖ A los docentes de la Facultad de Zootecnia y de otras especialidades, por sus conocimientos y consejos impartidos durante los años de estudio.
- ❖ A mis amigos por el apoyo moral en la elaboración del presente trabajo.
- ❖ A los miembros del jurado el Med. Vet. M.Sc. Teodolfo Valencia Chamba, Ing. Marco Antonio Rojas Paredes, Blgo. M.Sc. Cesar López López y Med. Vet. Lisandro Tafur Zevallos, por su apoyo en la corrección y resaltar la importancia del trabajo ejecutado.

## RESUMEN

*Arapaima gigas* (Osteoglossiformes: Osteoglossidae) pez con escamas más grande del mundo. El objetivo del presente estudio fue Identificar endoparásitos y ectoparásitos en paiches juveniles "*Arapaima gigas*", criados en cautiverio. Determinar la localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles. De una población de 190 juveniles se tomó una muestra al azar de 50 ejemplares de 2.5 años de edad, criados en cautiverio en un estanque del instituto de Investigaciones de la amazonia Peruana (IIAP-Ucayali) Perú. La técnica de evaluación fue visual-directa, microscópica y montajes en láminas permanentes, para su identificación. En *A. gigas*, se identificó 5 ectoparásitos: *Trichodina sp.* (Protozooario ciliado), *Dolosp sp.* (Crustáceo), *Dawestrema cycloancistrum* (Monogeneo), *Dawestrema cycloancistroides* (Monogeneo) y *Placobdella sp.* (Sanguijuela). Se encontró 3 endoparásitos: *Nilonema senticosum* (Nemátodo), *Caballerotrema sp.* (Tremátodo) y *Gymnodinium sp.* (Protozooario flagelado), no se identificaron hemoparásitos en los frotis sanguíneos. Se localizaron los parásitos en los siguientes órganos: Filamentos branquiales (*Trichodina sp.*, *Dawestrema cycloancistrum* y *Dawestrema cycloancistroides*), Piel y aletas (*Trichodina sp.*, *Placobdella sp.* y *Dolosp sp.*), Vejiga aerífera o pseudo pulmón (*Nilonema senticosum*), Intestino (*Caballerotrema sp.*) y Estómago (*Gymnodinium sp.*). En

conclusión se identificó ocho parásitos, cinco endoparásitos y tres ectoparásitos en paiches juveniles "*Arapaima gigas*", criados en cautiverio. Asimismo dichos parásitos se localizaron en los siguientes órganos: Filamentos branquiales, piel y aletas, vejiga aerífera o seudo pulmón, intestino y estómago.

## ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Aspectos generales de la especie	3
2.2. Alimentación	4
2.3. Condiciones de manejo de la especie	4
2.4. Parasitología de peces	5
2.5. Factores que favorecen el desarrollo de los parásitos	6
2.6. Colecta de parásitos	7
2.7. Parásitos en peces	9
2.8. Parásitos del paiche	11
III. MATERIALES Y MÉTODOS	13
3.1. Lugar y fecha de ejecución	13
3.2. Tipo de investigación	13
3.3. Población y muestra	14
3.4. Animales	14
3.5. Instalaciones	15
3.6. Metodología	15
3.6.1. Toma de muestra	15
3.6.2. Colecta de hemoparásitos	16
3.6.3. Colecta de ectoparásitos	17
a. Piel y aletas	17



b. Branquias	18
3.6.4. Colecta de endoparásitos	19
a. Cerebro y cápsula craneana	20
b. Ojos	20
c. Corazón	21
d. Hígado	21
e. Vesícula biliar	21
f. Bazo	22
g. Riñón	22
h. Vejiga aerífera o pseudo pulmón	23
i. Estómago	23
j. Intestino y ciegos pilóricos	24
k. Tejido muscular (carne)	25
l. Heces	25
3.6.5. Protocolo para la fijación de parásitos	26
a. Fijación de helmintos	26
b. Fijación de nemátodos, acantocéfalos, tremátodos y céstodos	28
c. Fijación de artrópodos	29
3.6.6. Protocolo para la coloración y montaje de parásitos	29
a. Coloración y montaje de protozoos	29
b. Coloración y montajes de helmintos (monogéneos, tremátodos, céstodos y acantocéfalos)	30
c. Coloración y montajes de artrópodos	31
3.6.7. Identificación de parásitos	31

IV. RESULTADOS	32
4.1. Ectoparásitos identificados en paiches juveniles	32
4.2. Endoparásitos identificados en paiches juveniles	39
4.3. Localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles	44
V. DISCUSIÓN	50
5.1. Ectoparásitos identificados en paiches juveniles	50
5.2. Endoparásitos identificados en paiches juveniles	51
5.3. Localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles	52
VI. CONCLUSIONES	54
VII. RECOMENDACIONES	55
VIII. ABSTRACT	56
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	58
X. ANEXO	64

## ÍNDICE DE CUADRO

Cuadro	Página
1. Localización de parásitos en el organismo de paiches juveniles criados en cautiverio en el IIAP-Ucayali	49

## I. INTRODUCCIÓN

La piscicultura en la amazonia, aunque incipiente en el Perú, presenta un potencial de gran relevancia y constituye una de las actividades agropecuarias promisorias, ya que están dadas las condiciones ambientales para su desarrollo, producción, entre otros factores.

Dentro de los múltiples factores adversos para la crianza de peces está la presencia de parásitos, citándose entre los principales grupos que pueden desarrollar estados patológicos en peces están los hongos, protozoos (flagelados, ciliados y esporozoos), helmintos (digeneos, monogéneos, céstodos, nemátodos, acantocéfalos) y crustáceos. Sus efectos en poblaciones naturales suelen pasar desapercibidos; sin embargo, cuando los organismos son sometidos a situaciones de confinamiento la parasitosis suelen presentarse con mayor frecuencia.

En el Perú el paiche "*Arapaima gigas*" representa un gran potencial para su explotación, ya que reúne todas las condiciones necesarias para su producción en cautiverio, además, constituye un pez de alto valor económico tanto en el mercado nacional como internacional, pero no escapa al ataque de los parásitos el cual constituye el principal problema para la producción de este

ejemplar, por el insuficiente conocimiento de las especies de parásitos en paiche en ambientes controlados. Por ello la identificación y el conocimiento de la biología de los parásitos patógenos son de tal importancia para el mantenimiento de poblaciones saludables de peces. Por lo mencionado nos planteamos la siguiente hipótesis. La identificación de parásitos en paiches juveniles "*Arapaima gigas*", criados en cautiverio; permitirá reconocer y conocer los parásitos patógenos que causan enfermedades en dicho animal.

#### Objetivo general

Identificar endoparásitos y ectoparásitos en paiches juveniles "*Arapaima gigas*" criados en cautiverio.

#### Objetivo específico

Determinar la localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Aspectos generales de la especie

El Paiche o el Pirarucu "*Arapaima gigas*", es uno de los peces de escama más grande de las cuencas del Amazonas y del Orinoco (REBAZA *et. al*, 1999), puede crecer hasta tres metros de longitud y pesar 200 kg. de peso vivo en el medio natural. Es un pez de respiración aérea, característica fisiológica que permite la tolerancia a aguas con bajos niveles de oxígeno disuelto. La ausencia de espinas, el rendimiento medio de filete (57%) y el excelente sabor de la carne consideran al pirarucu como una especie de alto valor comercial por la textura, el color blanco y el sabor neutro de la carne (IMBIRIA, 1986). Esta especie también presenta tolerancia a altas densidades y ausencia de canibalismo. La tasa de crecimiento es de 10 kg. en el primer año (CAVERO *et. al*, 2003). Otras de las características que hacen de esta especie ideal para su crianza es que pueden reproducirse en cautiverio y adecuarse a una dieta balanceada extrusada (REBAZA *et. al*, 1999).

## 2.2. Alimentación

PADILLA *et. al.* (2003) menciona que la tasa de alimentación recomendada es de 5% de la biomasa, la frecuencia de alimentación es de cada 2 horas durante el día, con niveles de proteína de 48% - 50% de muestra buenos resultados.

RODRIGUEZ (1993) demostró que los hábitos alimenticios están íntimamente ligados a la morfología del aparato digestivo y este permite que el pez pueda tener una serie de adaptaciones. Por ejemplo, el Paco acepta muy bien el alimento paletizado y extruido, con una frecuencia de alimentación de tres veces al día, con una tasa de alimentación de 3% con relación a su biomasa y se baja a 2% en época de reproducción según (CASTAGNOLLI, 1992).

## 2.3. Condiciones de manejo de la especie

Para peces de agua caliente se consideran una concentración de oxígeno disuelto superior a 5.0 mg/L, y nivel de CO<sub>2</sub> libre según (GUERRA *et. al.*, 1992). Asimismo, menciona que la alcalinidad es una medida de la concentración de iones carbonatos y bicarbonatos en el agua. La presencia de estos iones le confiere al agua una capacidad amortiguadora del pH, las mejores aguas son los que tienen valores similares tanto en dureza como en alcalinidad; el pH con márgenes de 6.5 a 9 son deseables para cultivos

acuáticos. Manifiesta (ALCANTARA, 1990) que los parámetros de calidad de agua manejados en el IIAP- Ucayali (2003) son: Oxígeno disuelto 5.0 mg/L; alcalinidad, 9.0 mg CaCO<sub>3</sub>/L de agua; dureza, 30.0 mg de CaCO<sub>3</sub>/L de agua; pH, 7.0; temperatura 29° C y transparencia, 11cm.

#### 2.4. Parasitología de peces

ROBERTS (1981) manifiesta que los peces pueden estar parasitados por numerosos tipos taxonómicos del reino animal pues estos se encuentran por millares y se supone que son aun muchos más de los desconocidos. La mayoría de los peces, tanto en estado salvaje como en cautividad se encuentran infestados por parásitos cuyas lesiones pasan inadvertidas en la mayoría de los casos. (KINKELIN, 1985) menciona que el parasitismo es un fenómeno frecuente si no constante en los peces. Sin embargo, las enfermedades parasitarias no se manifiestan más que cuando las condiciones del medio permiten la proliferación del parásito. Según (FLORES, 2003) manifiesta que la aparición de enfermedades infecciosas y parasitarias que ocasionan diversos problemas se da por un desequilibrio entre patógeno y huéspedes, trayendo como consecuencia un lento crecimiento, con reducción de la tasa de fertilidad, aunque sin presentar manifestaciones patológicas hasta la aparición de mortalidades elevadas.

El número de especies de parásitos que pueden afectar a los peces, según una estimativa realizada por (ROUX *et. al*, 2000) es 10 000, de



las cuales unas 4 200 serían ectoparásitos. (EIRAS, 1994) indica que el 60% de las enfermedades que presentan los peces que habitan ambientes lóticos son de etiología parasitaria, mientras que en los de ambiente lenítico la etiología parasitaria es del 75%.

## 2.5. Factores que favorecen el desarrollo de los parásitos

ÁLVAREZ (1988) el número de parásitos necesario para alterar a un pez varía considerablemente con las especies, con el tamaño del huésped, con el estado de salud del pez, con el órgano afectado, grado de especificidad del hospedador correspondiente y presencia de infecciones concomitantes. Una misma especie de parásito puede tener efectos muy distintos sobre diferentes especies de hospedadores.

HEPHER Y PRUGININ (1989) consideran que los climas calidos los parásitos, especialmente los externos, son el principal grupo de patógenos que causan mortalidad en los peces sometidos a cautiverio, encontrándose, en muchos casos según (CONROY, 1974) como causa importante de pérdidas económicas.

FLORES (2003) cita que los cultivos de peces en estanque con falta de higiene, la lixiviación del alimento y excretas, la putrefacción de las plantas, así los abonos excesivos, propician condiciones para el desarrollo y dispersión de patógenos. Asimismo, la alimentación inadecuada y factores

ambientales adversos a los peces, esto hace que disminuya la capacidad de resistencia de los peces y facilita el ataque de parásitos principalmente los monogéneos. También las elevadas densidades de peces por unidad de superficie, esto facilita que se realice la transferencia parasitaria; se debe evitar la sobrepoblación especialmente cuando se trata de estanques de poca profundidad con falta de movimiento de agua; densidades bajas de población contribuye notablemente a disminuir la aparición de patógenos.

## 2.6. Colecta de parásitos

CONROY (1987) señala que deben seleccionarse los peces para el muestreo, deben tomarse primero peces moribundos y visiblemente enfermos, complementando el muestreo con peces aparentemente sanos procedentes de la misma población.

PAVANELLI (2002) realizó una observación macroscópica de tegumento, aletas, cavidad bucal y branquial; según su protocolo establecido tomó muestras de escamas y de espinas para la determinación posterior de la edad, muestras de parásitos y lesiones y los cuatro arcos branquiales del lado izquierdo. (FUENTES, 2003) menciona que una vez sacrificados los ejemplares se practicó exámenes endo y ecto parasitarios, mediante la realización de frotis sanguíneo y de piel, extirpación de branquias y disección del abdomen para la extracción y observación de canal alimentario, corazón, riñón, hígado, vejiga natatoria, bazo y vesícula biliar, y se realizaron cortes longitudinales de tejido

muscular. Muestras de estos órganos y tejidos fueron colocados en cápsulas de petri, con solución fisiológica (0,75% NaCl) para su observación con estereoscópico y microscopio.

PAVANELLI (2002) señala que los parásitos deben ser recolectados en frascos rotulados con líquido conservador (Formol 5% o Alcohol 70%). (FUENTES, 2003) menciona que los parásitos hallados serán aislados y montados en preparados acuosos, tiñéndolos con colorantes vitales como rojo neutro, azul de metileno o cristal violeta; o en montajes permanentes, previa muerte por calor entre porta y cubreobjetos, fijación, preservación, tinción (acetocarmín de Semichón) y deshidratación con etanol en concentraciones crecientes, y luego montados en bálsamo de Canadá.

PAVANELLI (2002) realizó exámenes sanguíneos, las muestras de sangre deben ser las primeras en ser analizadas, la sangre debe ser colectada de un ejemplar anestesiado o sacrificado en el momento antes de ocurrir la coagulación o hemólisis. (FUENTES, 2003) menciona que los frotis sanguíneos deben ser teñidos con colorantes de leishman o giemsa.

THATCHER (1991) los parásitos se clasifican e identifican al nivel taxonómico más bajo posible mediante el uso de microscopio, estereoscópico siguiendo las claves taxonómicas.

## 2.7. Parásitos en peces

BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr. (1995) manifiesta que los gusanos de las agallas son comunes en peces de todos los ambientes acuáticos y son parásitos permanentes de las agallas, boca o del cuerpo de los peces. Asimismo, menciona que algunos se alojan en las fosas nasales o en bolsillos en la línea lateral, muy raras veces en el intestino de los peces. Algunas especies se localizan en la vejiga urinaria de peces, sapos y tortugas. Los gusanos de las agallas tienen un órgano de fijación separado en el extremo posterior (haptor), habilitado con anclas endurecidas o tenazas especializadas con las cuales perforan el epitelio del pez y se adhieren a éste. Generalmente se alimentan de mucosidad o de células epiteliales que se desprenden de las agallas o de la piel.

FLORES (2003) considera que dentro de los Helmintos, los monogéneos ocasionan considerables daños, con alta mortalidades en los diferentes sistemas de producción empleados en acuicultura. Asimismo, menciona que son principalmente ectoparásitos del tegumento y branquias de los peces causando daño de diversas magnitudes, sobre todo a los peces pequeños.

HEINZ (1992) señala que entre los monogéneos parásitos de los peces, el papel mas importante desde el punto de vista económico corresponde a los *Dáctilogyrus* y *Gyrodáctylus* de agua dulce. (ROBERTS, 1981) manifiesta

que son pocos los parásitos que se encuentran en el ojo de los peces y en sus estructuras. (HEINZ, 1992) indica que entre los peritricos, las formas más corrientes son las *Trichodina* que son frecuentes en peces y particularmente numerosas cuando los animales están debilitados por otra causa. Son ciliados en forma de sombrerillo que se caracteriza por una corona de cilios y se encuentran en la piel y branquias de los peces por lo general solo lesionan la superficie aunque en ocasiones pueden penetrar en la profundidad del epitelio.

(HEINZ, 1992) afirma que hay numerosos flagelados que se encuentran como habitantes inocuos del intestino de los peces o también como organismos más o menos patógenos en los más diversos organismos de estos animales. Los flagelados que se ubican en el intestino se consideran en parte comensales inofensivos, pero muchas veces se reputan como patógenos. También menciona que los acantocéfalos constituyen una grave amenaza para el desarrollo de peces tanto en la naturaleza como en las explotaciones industriales. Obedece ello a que estos parásitos son capaces de introducirse con ayuda de su trompa armada de pinchos mucho más profundamente en el epitelio intestinal de los peces que los cestodes o trematodes, consecuencia, que el intestino quede completamente obstruido. Las especies más frecuentes en aguas dulces son la *Pomphorhynchus laevis*, *Neoechinorhynchus lucii* y *Metechinorhynchus truttae*. Asimismo, manifiesta que los nemátodos son parásitos bastante frecuentes de los peces, se les encuentra como larvas o vermes adultos en el intestino, hígado, cavidad abdominal, vejiga natatoria,

vasos sanguíneos, músculos y más rara veces en los órganos restantes de los peces.

ROBERTS (1981) señala que los protozoos sanguíneos parásitos que se encuentran mas a menudo en los peces, son los tripanosomas de un solo flagelo, y las cryptobias, con dos flagelos, que algunos autores consideran que pertenecen al género *Trypanoplasma*. Ambos son difundidos por sanguijuelas succionadoras de sangre. (HEINZ, 1992) menciona que las sanguijuelas provocan graves daños por deficiente desarrollo de los peces, no obstante, las sanguijuelas se implantan ante todo en peces debilitados o enfermos por cualquier motivo. En la aguas cenagosas con abundante vegetación y escasa corriente se encuentran estos parásitos, en la inmensa mayoría de casos se trata de la sanguijuela de los peces *Piscicola geometra*.

## 2.8. Parásitos del paiche

TANTALEAN (1985) informa la presencia de *Tetraonchus monenteron* en branquias del *Arapaima gigas* procedente del río Pacaya, Loreto. Sin embargo, este hallazgo es bastante singular debido a la alta especificidad que presentan monogéneos del género *Tetraonchus* por peces de familias distintas a las del "paiche". Tomando la poca información de (TANTALEAN, 1985) podría ser posible que la especie que se menciona como del género *Tetraonchus* corresponda en realidad al género *Dawestrema*. (KRITSKY *et al*, 1985) señala al *Dawestrema cycloancistrum* como un

monogeneo propio del *Arapaima gigas*. Como también (IANNONE Y LUQUE, 1991) reporta al *Dawestrema cycloancistrum* en muestras de branquias del *Arapaima gigas* capturados del río Amazonas, Iquitos, Perú. Asimismo mencionan a otras especies del mismo género *D. cycloancistroides* y *D. punctatum*, parasitando al “paiche” en Brasil y que aún no han sido hallados en nuestro medio.

PADILLA (1994) indica que estos dos nemátodos parasitan con mucha frecuencia al paiche: *Goezia spinulosa*, que se aloja en el estómago y *Philometra senticosa*, que parasita la vejiga aerífera en grandes cantidades. Además, como parásitos externos se señala a las sanguijuelas, crustáceos y al copépodo *Argulus*.

FERRAZ Y THATCHER (1990) señalan al *Camallanus tridentatus* infectando el intestino del *Arapaima gigas*, las muestras fue procedente del río negro del Estado de Amazonas en Brasil.

SCHOLZ, T. & KUCHTA, R. (2005) indica que los parásitos que parasitan al *Arapaima gigas* son tres monogéneos *Dawestrema cycloancistrum*, *D. cycloancistroides* y *D. punctata*, localizado en las branquias. También el *Caballerotrema arapaimense*, *C. brasiliense*, *Terrenova serrata*, *Camallanus tridentatus* y *Gnathostoma gracile* ubicado en el intestino. Asimismo *Nilonema senticosum* en la cavidad abdominal y el *Dolops discoidalis* como ectoparásito.

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Lugar y fecha de ejecución

El presente trabajo de investigación se realizó en el laboratorio adaptado de Parasitología del Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP-UC) sede Ucayali. Ubicado en el Km. 12.400 margen derecha de la carretera Federico Basadre, Pucallpa – Lima, pertenece al Distrito de Yarinacocha, Provincia de Coronel Portillo, Región Ucayali, con una altitud de 154 msnm, con 8° 22' 31" de latitud sur y 74° 34' 23" de longitud oeste, con una temperatura promedio anual de 27 °C, humedad relativa de 83% y con una precipitación pluvial anual de 1 452 mm. Ecológicamente se encuentra en la zona de vida bosque tropical semi siempre verde estacional. El presente trabajo se realizó entre los meses de marzo del 2008 a febrero del 2009.

#### 3.2. Tipo de investigación

La investigación es del tipo descriptivo.



### 3.3. Población y muestra

La población fue de 190 paiches juveniles, de los cuales se colectó una muestra de 50 paiches juveniles seleccionados con signos de infección por parásitos.

### 3.4. Animales

Los paiches juveniles nacieron en cautiverio en un estanque de reproductores del IIAP-UC, que posteriormente fueron sometidos a un trabajo de investigación realizado en la laguna Imiría, lugar donde fueron criados en un cultivo intensivo en jaulas flotantes y alimentados con dieta extrusada compuesta con 40% de PB y energía 3.7 Mcal /K. Al culminar esta crianza los peces fueron transportados en cajas de madera debidamente acondicionadas y recepcionados en el IIAP-UC en un estanque de 400 m<sup>2</sup> de espejo de agua previamente acondicionado.

Estos ejemplares fluctúan entre 2 a 2.5 años de edad en promedio y con un peso vivo promedio de 3.600 Kg, recibieron una dieta con 45% de proteína y fue suministradas en función a su biomasa y con una tasa de alimentación del 5%, con una frecuencia de alimentación de dos veces por día (8:30 am y 14:00 pm horas), solo para su mantenimiento.

### 3.5. Instalaciones

Se conto con infraestructura, materiales y equipos del laboratorio adaptado para parasitología del IIAP-UC. En el cual los paiches juveniles fueron sacrificados para la colecta de muestras (parásitos).

### 3.6. Metodología

#### 3.6.1. Toma de muestra

Los paiches juveniles fueron capturados del estanque con una red anchovetera, se seleccionaron los peces que presentaron signos de infestación con parásitos para luego ser trasladados al laboratorio acondicionado de parasitología, donde se registró los datos biométricos en los formatos de necropsia (anexo 1). Antes de iniciar con el proceso de necropsia del huésped, primero se realizó la búsqueda de hemoparásitos y ectoparásitos según el método de (CONROY, 1987) modificado, mediante la observación directa se ubico y colectó los parásitos (ectoparásito, endoparásitos). Estos fueron fijados y posteriormente conservados en frascos pequeños con tapa y provista de una etiqueta con los datos siguientes; grupo taxonómico del parásito, nombre científico del huésped, localización en el huésped, procedencia, fecha de colección del huésped y nombre del colector de los parásitos. La etiqueta fue escrita con lápiz o plumón marcador y se pego externamente.

### 3.6.2. Colecta de hemoparásitos

Se extrajo una muestra de sangre con una jeringa estéril que contenía anticoagulante (Heparina), se tomó la muestra directamente de la arteria caudal estando vivos los paiches juveniles o del corazón estando recientemente muertos (necropsiados). La muestra obtenida por este procedimiento, se observó en fresco colocando una gota de sangre sobre una lámina portaobjeto limpia y se mezcló con una gota de Solución Salina Fisiológica (SSF), se cubrió con una laminilla y se observó al microscopio utilizando el objetivo de 10X. Asimismo se realizó extendidos de láminas colocando una pequeña gota de sangre en la línea media del eje mayor del portaobjeto a 2 centímetros de uno de los extremos, otra lámina se colocó en contacto con la primera de modo que ambas formen un ángulo de 45°, se retrocedió la segunda lámina hasta ponerla en contacto con la gota de sangre, de tal manera que esta se extienda por capilaridad a lo largo del borde en contacto, se deslizó con rapidez y uniformidad la segunda lámina hacia el extremo opuesto, a fin de obtener un extendido delgado y homogéneo. Se dejó secar la lámina al medio ambiente para luego ser fijado con alcohol metílico por espacio de 5 minutos, seguidamente fue coloreada con giemsa la cual se agregó por toda la lámina con un gotero y se dejó por espacio de 20 ó 30 minutos, luego se lavo la lámina con agua destilada o agua de caño y se dejó secar al medio ambiente para posteriormente observar al microscopio con objetivo de inmersión. Los coloreados de sangre es una operación importante

en ictiopatología, por cuanto permite el reconocimiento de hemoflagelados (*Trypanosoma* y *Cryptobia*), y algunos nemátodos larvales.

### 3.6.3. Colecta de ectoparásitos

Después de la muerte del pez se efectuó un examen cuidadoso de la superficie externa del cuerpo, primero por observación directa y luego con la ayuda de una lupa. Los parásitos localizados fueron removidos o colectados con la ayuda de estiletes o pinceles y colocados en una placa petri que contenía solución salina para posteriormente ser fijados, esto se realizó teniendo especial cuidado de no malograr el órgano de fijación del parásito, el cual tiene importancia taxonómica. Asimismo se examinó las siguientes estructuras del hospedero.

#### a. Piel y aletas

La superficie externa de la piel y de las aletas se examinó cuidadosamente con una lupa a fin de detectar la presencia de cualquier zooparásito (por ejemplo: anélidos, nemátodos, crustáceos, etc.). Luego el mucus de la piel y de las aletas (pectoral, anal, dorsal y caudal) fueron cuidadosamente raspado con un bisturí por separado y el material formado por mucus y células tegumentarias fue colocado sobre una lámina portaobjeto que contenía una gota de SSF, se extendió ligeramente la muestra con un estilete o pincel y se colocó una laminilla para su observación en el microscopio con

objetivo de 10X para detectar la presencia de protozoos u otros. Los parásitos encontrados fueron cuidadosamente colectados, fijados y conservados en frascos rotulados que contenían alcohol al 70%.

#### b. Branquias

Se observó el opérculo y la superficie de las branquias fueron cuidadosamente examinadas con una lupa para detectar la presencia de cualquier parásito (por ejemplo: tremátodos, crustáceos, etc.). Se realizó un raspado del mucus de las branquias con un bisturí y se montó en una gota de SSF sobre un portaobjeto; este preparado en fresco fue observado microscópicamente, usando el aumento de 10X, 40X para detectar la presencia de protozoos (por ejemplo: Ichthyobodo, Chilodonella, Trichodina, etc.) Luego el arco branquial fue separado con la ayuda de pinzas y tijeras; los arcos branquiales extraídos se colocaron de manera individual en placas petri que contenía SSF y fueron observados en el estereoscopio para determinar la presencia de parásitos (por ejemplo: Ergasilus, Tetraonchus, etc.). Para liberar los parásitos adheridos a las branquias del pez, estos fueron colocados en un frasco de boca ancha con tapa de 100 ml de capacidad, que contenía 50 ml de formol 1:4000, se agitó fuertemente el frasco con la finalidad de desprender la mucosidad y los parásitos de los filamentos branquiales y se dejó reposar por media hora. Seguidamente se eliminó las branquias y el sobrenadante; se colocó el sedimento en una placa petri para ser observado con la ayuda del estereoscopio. Cuando el sedimento no estuvo transparente, se lavó por

decantación y sedimentación hasta que se aclare, los parásitos encontrados fueron cuidadosamente colectados con pinceles. Para el examen de la cavidad oral, se expuso totalmente la boca mediante cortes en las comisuras bucales y se observó cuidadosamente con una lupa.

#### 3.6.4. Colecta de endoparásitos

Luego del examen externo del huésped en busca de ectoparásitos, el pez fue colocado sobre una bandeja de disección donde se realizó la necropsia en busca de endoparásitos. Se realizó un corte longitudinal con una tijera de cirugía a lo largo de la línea ventral del pez, desde la región anal hasta las branquias; a veces fue necesario realizar cortes transversales de la pared del cuerpo con el objetivo de exponer totalmente las vísceras y órganos, evitando en lo posible lesionar arterias y venas que puedan ocasionar hemorragias que dificulten el examen. Se examinó cuidadosamente la cavidad visceral y torácico, el peritoneo, la superficie del hígado, corazón, intestinos, páncreas, riñón y gónadas a simple vista o con la ayuda de una lupa, luego se extrajo totalmente las vísceras con la ayuda de pinzas y tijeras, para ser colocado en una bandeja con agua destilada. Seguidamente, los órganos se separaron cuidadosamente y se colocaron aisladamente en placas petri con SSF, a fin de poder identificar su verdadera localización de los parásitos. Los materiales de disección fueron lavados en agua destilada antes de examinar cada órgano, ya que los parásitos pueden ser transportados por los instrumentos sucios desde un órgano a otro, produciendo errores que se

traducirán en una investigación sin valor. Una vez encontrados los parásitos fueron colectados cuidadosamente con pinceles y fijados, para posteriormente ser montados en láminas permanentes y conservados para su identificación. Asimismo se observaron los siguientes órganos y estructuras.

a. Cerebro y cápsula craneana

Se desprendió la cabeza del pez con pinzas, tijeras, cuchillo y se removió la carne suelta con el fin de extraer el cerebro, el cual fue colocado en una placa petri que contenía SSF. La superficie exterior del cerebro se examinó con una lupa o estereoscopio, luego con mucho cuidado se corto con un bisturí para observar el interior. Una pequeña porción del cerebro se extrajo y se monto en una gota SSF sobre un portaobjeto, éste preparado fresco se examinó microscópicamente. Al ser localizados los parásitos, fueron separados cuidadosamente y colectados.

b. Ojos

Se observó los ojos con una lupa y los que mostraron señales clínicas o anomalías fueron removidos con la ayuda de bisturí, tijeras, estiletes y fueron colocados en una placa petri con SSF. Cada ojo se abrió cortando con una tijera de punta fina con la finalidad de remover el lente y el humor vítreo; los cuales se analizaron cuidadosamente en el microscopio para detectar la presencia de metacercarias o tremátodos digenésicos.

### c. Corazón

El corazón fue examinado cuidadosamente con una lupa y en el estereoscopio con el fin de encontrar cualquier anomalía, luego fue cortado longitudinalmente con la ayuda de pinzas, bisturí y tijeras; para examinar sus cavidades en la cual puede albergar tremátodos digenéticos. Una pequeña porción del órgano se montó en una gota de SSF sobre un portaobjeto y fue examinado microscópicamente como preparado fresco.

### d. Hígado

La superficie externa del hígado se examinó con una lupa y estereoscopio con el fin de identificar cualquier anomalía o zooparásito (por ejemplo: tremátodos digenéticos, céstodos, nemátodos, etc.). Luego se realizó cortes con un bisturí o tijera para observar el interior de este órgano. Una pequeña porción del hígado se extrajo y se montó en una gota SSF sobre un portaobjeto, este preparado fresco se examinó microscópicamente. Al ser localizados los parásitos, fueron separados cuidadosamente y colectados.

### e. Vesícula biliar

La vesícula biliar fue cuidadosamente removida del hígado utilizando pinzas y tijeras, y se colocó en una placa petri que contenía SSF. Se le realizó un orificio en las paredes de este con una tijera, y por medio de una



pipeta Pauster se extrajo el líquido biliar y se colocó una gota sobre una lámina portaobjetos, la cual se cubrió con una laminilla y se observó en el microscopio. Paralelamente se colocó dos gotas de SSF en una lámina portaobjeto y una gota del líquido biliar la cual se cubrió con una laminilla y se observó en el microscopio. También se examinó la pared interna de esté, con la ayuda del estereoscopio en busca de cualquier anomalía.

#### f. Bazo

Se efectuó un examen tanto macro como microscópico del órgano para detectar cualquier tipo de anomalía y/o parásito en el mismo, la cual se realizó con la ayuda de una lupa y posteriormente con el estereoscopio, se extrajo un trozo del órgano con la ayuda de tijeras y pinzas la cual se colocó en una lámina portaobjeto que contenía SSF, para luego ser observada al microscopio.

#### g. Riñón

Se realizó el examen macroscópico para detectar la presencia de cualquier anomalía o parásito detectable a simple vista (por ejemplo: nemátodos, céstodos, tremátodos digenéticos) la cual se busco con la ayuda de una lupa o estereoscopio. Se tomó un pequeño trozo del órgano con la ayuda de tijeras y pinzas, la cual fue colocado sobre una lámina portaobjeto que contenía SSF y se observó en el microscopio.

#### h. Vejiga aerífera o pseudo pulmón

Se realizó el examen macroscópico utilizando una lupa para detectar la presencia de cualquier parásito (por ejemplo: nemátodos, céstodos, tremátodos digenésicos). Asimismo se raspo la superficie de éste con un bisturí colocándolo en una lámina portaobjeto que contenía una gota de SSF para ser observado en el microscopio. Se tomó un pequeño trozo del órgano con la ayuda de tijeras y pinzas, la cual fue colocado sobre una lámina portaobjeto que contenía gotas de SSF y luego fue observado en el microscopio; al ser localizados los parásitos, fueron separados cuidadosamente con la ayuda de estiletes, pinceles y pinzas.

#### i. Estómago

Fue evaluado con la ayuda de una lupa la pared externa de dicho órgano con la finalidad de detectar cualquier parásito adherido. Luego se corto longitudinalmente con una tijera de disección, y el contenido estomacal fue vaciado con un pincel hacia una placa petri que contenía SSF, se colectó una muestra con una pipeta Pauster o gotero colocando una gota del contenido estomacal en una lámina portaobjetos, luego se agregó una gota de SSF o lugol y se cubrió con una laminilla para ser observado en el microscopio, también se examinó la pared interna del estómago con una lupa o con el estereoscopio; al ser localizados los parásitos, fueron separados y colectados cuidadosamente. Se utilizó la técnica de concentración por sedimentación o por

flotación. Este procedimiento permitió obtener protozoarios cuando se encuentran en pequeña cantidad en la muestra y también huevos de parásitos.

j. Intestino y ciegos pilóricos

Se cortó transversalmente el tubo digestivo y los ciegos pilóricos con una tijera de disección, exponiendo la pared interna del intestino. Con un bisturí se realizó un raspado de la mucosidad intestinal, colocando en una placa petri con solución salina todo el contenido intestinal, donde fue desmenuzada por agitación con un pincel o estilete. Luego se dejó en reposo por unos minutos para decantar el sedimento y se observó con la ayuda del estereoscopio. Seguidamente por medio de un gotero, se colocó una gota del contenido intestinal con una gota de SSF o lugol sobre una lámina portaobjetos, se cubrió con una laminilla y se observó en el microscopio. Los parásitos intestinales son fácilmente localizados, debido a su tamaño y a su coloración blanquecina que contrasta con el líquido intestinal. La colecta se realizó con la ayuda de estiletos o pinceles tratando de no lesionarlos, también se busco en las paredes del intestino que fue cuidadosamente examinado para detectar la presencia de céstodos enquistados y larvas de nemátodos. Los parásitos adheridos en la pared intestinal fueron desprendidos cuidadosamente agregando solución salina tibia o mediante estiletos y pinceles, para luego ser colocado en una placa petri con SSF, donde fueron lavados mediante movimientos suaves con un pincel.

#### k. Tejido muscular (carne)

Antes de examinar el tejido muscular en sí, se removió la piel (dermis escamosa) cuidadosamente con la ayuda de pinzas, bisturí, tijeras; y se examinó el epitelio con una lupa, con el objetivo de detectar la presencia de quistes de metacercarias, tremátodos digenésicos; procedentes de aguas dulces. Se realizó una serie de cortes longitudinales en el tejido muscular con un bisturí y se observó cuidadosamente con una lupa y estereoscopio; para exponer cualquier metacercaria enquistada, céstodo, nemátodo y cualquier otra anomalía. Al encontrarse quistes se procedió de la misma manera ya mencionada en piel y aletas.

#### l. Heces

Las muestras fecales fueron extraídas de la parte terminal del intestino, para lo cual, el intestino se cortó transversalmente con una tijera de disección, con la ayuda de hisopos se removió las heces hacia una placa petri que contenía SSF, con un pincel se disolvió las heces hasta obtener una solución acuosa; se tomó con un gotero una gota de esta solución y se diluyó en una gota de SSF o lugol sobre una lámina portaobjetos. Este preparado se cubrió con una laminilla y se observó en el microscopio con objetivo de 10X. Se empleó la técnica de concentración por sedimentación o por flotación. Éste procedimiento permite obtener protozoarios cuando se encuentran en pequeña cantidad en la muestra y también huevos de parásitos. En el caso de encontrar

parásitos fueron colectados con pinceles o estilete y transportados en un petri que contenía SSF para ser lavados mediante movimientos suaves.

### 3.6.5. Protocolo para la fijación de parásitos

La fijación se realizó una vez colectados los parásitos de los diferentes órganos y estructuras, consistió en dar muerte al parásito pero manteniendo inalterada su configuración química y su estructura morfológica lo cual es importante para su identificación. Los parásitos encontrados fueron fijados mediante métodos establecidos para cada tipo de parásito y seguidamente fueron conservados en alcohol de 70% para posteriormente realizar coloraciones vitales, supravitales y montajes permanentes de láminas para su respectiva identificación taxonómica.

#### a. Fijación de helmintos

Los helmintos luego de ser colectados fueron fijados utilizando como solución fijadora el alcohol al 70%. Para el caso de la Clase Monogenea (Ectoparásitos de las agallas) se utilizó como solución fijadora el AFA, la cual contiene; 50 ml de alcohol etílico al 95%, 10 ml de formol al 37% ó 40%, 2 ml de ácido acético glacial y 40 ml de agua destilada. Realizando el siguiente procedimiento:

**Relajación:** Los parásitos fueron colocados en una placa petri que contenía SSF, se colocó en la nevera del refrigerador por un tiempo de 10 a 15 minutos para relajarlos, o agregando gota a gota, etanol al 10% al medio donde se encuentre.

**Prensado:** Luego de relajar al parásito fue colocado en una lámina portaobjeto que contenía una o dos gotas de SSF según el tamaño del parásito. Se observó con la ayuda del microscopio que sus órganos adhesivos se encuentren extendidos. Seguidamente se colocó la laminilla sobre el parásito, dejándolo caer lentamente para lograr su estiramiento y aplastamiento apropiado. Si el parásito es muy grande en lugar de la laminilla se colocó una lámina portaobjeto, y ambas láminas fueron presionadas cuidadosamente y amarradas para ejercer mayor presión.

**Fijación:** Se agregó el fijador establecido con una pipeta Pauster por un costado de la laminilla y por el otro lado se absorbió lo excedente con un papel filtro o papel toalla, tratando de que el parásito no quede demasiado aplastado. Dejar que actúe el fijador por espacio de 30 minutos o más, evitando que el preparado se seque. Luego se agregó mayor cantidad de fijador hasta que la laminilla flote, se retiró cuidadosamente la laminilla con una pinza y con la ayuda de un pincel o gotero se trasportó el parásito a un frasco pequeño que contenía solución conservadora (Alcohol al 70%) para posteriormente realizar su montaje en lámina permanente.

## b. Fijación de nemátodos, acantocéfalos, tremátodos y céstodos

Estos parásitos por tener una cubierta externa son muy resistentes y no permite una buena y pronta penetración del fijador. Por esta razón los nemátodos y acantocéfalos luego de ser colectados, fueron fijados utilizando como solución fijadora alcohol al 70% caliente (temperatura aproximado 60° C, no debe hervir), la aplicación de fijadores calientes tienen una mayor capacidad de penetración, permitiendo que los parásitos mueran estirados. Realizando el siguiente procedimiento:

**Prensado:** Se procedió de la misma manera de los helmintos para los nemátodos pequeños, en caso de nemátodos y acantocéfalos grandes se obvia este procedimiento.

**Fijación:** Se realizó de la misma manera que los helmintos para nemátodos pequeños, en el caso de nemátodos grandes fueron colocados en una placa petri que contenía una mínima cantidad de solución salina (cloruro de sodio al 0.85%), lo suficiente para cubrir el parásitos. Se calentó el fijador establecido en un tubo de ensayo hasta 60° C. Luego se agregó rápidamente el fijador caliente en la placa petri donde se encuentra el parásito y se dejó enfriar el líquido fijador. Con la ayuda de un pincel o gotero se trasportó el parásito a un frasco pequeño que contenía solución conservadora.

### c. Fijación de artrópodos

La fijación de estos parásitos se consiguió introduciéndolos directamente en un recipiente que contenía como fijador el alcohol de 70 %, por espacio de 24 a 48 horas.

### 3.6.6. Protocolo para la coloración y montaje de parásitos

Se procedió al estudio de los distintos parásitos mediante coloraciones vitales, supravitales y montajes permanentes en láminas para su respectiva identificación taxonómica la cual se realizó mediante las siguientes técnicas de coloración y montaje.

#### a. Coloración y montaje de protozoos

Se empleó el Método de Klein, que consiste en realizar frotis delgados tanto de piel como de las branquias en un portaobjeto bien limpio, dejando secar la muestra al ambiente, se cubrió el portaobjeto con una solución acuosa al 2% de nitrato de plata con un gotero durante 7 minutos, luego se lavó con agua destilada y se observó al microscopio. Las láminas positivas se colocaron en alcohol absoluto y después en xilol, realizándose el montaje con bálsamo de Canadá.



b. Coloración y montajes de helmintos (monogéneos, tremátodos, céstodos y acantocéfalos)

Montaje: Las muestras preservadas en alcohol de 70%, fueron lavados con agua destilada y colocados en un portaobjeto para luego adicionarle colorante Carmín, la cual, se realizó utilizando un gotero; gota a gota se cubrió todo el parásito para lograr la tinción de sus órganos internos, el tiempo de permanencia del parásito en el colorante fue de una o varias horas, esto varia en relación a su grosor y tamaño. Luego se le colocó en una placa petri que contenía alcohol de 70% para eliminar el exceso del colorante.

Luego fue colocado en una placa petri o portaobjeto con alcohol ácido al 1% ó 2 % (por el tiempo que sea necesario) hasta observar bien los órganos internos. Enseguida se lavó en alcohol de 70%, y se procedió a colocarlo por algunos segundos en alcohol básico para el contraste, seguidamente fue colocado en diferentes concentraciones de alcohol de 70%, 85%, 95% y 100% consecutivamente para la deshidratación, finalmente se adiciono esencia de clavo y se realizó el montaje con bálsamo de Canadá para lo cual, el parásito fue colocado en un portaobjeto limpio con la ayuda de pinceles o pinzas, con la cara ventral hacia arriba, mediante estiletos o hisopos, se adicionó el bálsamo de Canadá sobre el parásito, seguidamente se colocó la laminilla y se presiono ligeramente teniendo cuidado de no romper la laminilla y evitando la formación de burbujas. Se dejó secar la lámina al medio ambiente o colocándolo en la estufa a 56 °C, si se desea acelerar el proceso.

### c. Coloración y montajes de artrópodos

En el caso de los artrópodos sólo se realizó la aclaración de las piezas en ácido láctico al 80%, para realizar la identificación, luego pueden ser preservados en alcohol de 70%.

#### 3.6.7. Identificación de parásitos

Para la identificación de parásitos se utilizaron claves taxonómicas citado por (BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr. 1995), (THATCHER, 1991), (MORAVEC, 1998), (SCHOLZ, 2005); asimismo se contó con el apoyo de la Blga. Lidia Sánchez Pérez, docente e investigadora de la Universidad Nacional de Ingeniería (UNI) y responsable del Departamento de Protozoología, Helmintología e Invertebrados y afines del Museo de Historia Natural perteneciente a la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM) en la ciudad de Lima.

## IV. RESULTADOS

Los exámenes parasitarios se realizaron a un total de 50 paiches juveniles de *A. gigas*, de 2.5 a 3 años de edad, con 70.4 cm de longitud total y 3.600 Kg de peso vivo en promedio, encontrándose cinco ectoparásitos y tres endoparásitos. La técnica de evaluación fue visual-directa, microscópica y montajes en láminas permanentes para su descripción e identificación.

### 4.1. Ectoparásitos identificados en paiches juveniles

*Trichodina sp* (Foto 1 y 2) corresponde al Fylum Cilophora (ciliados), Clase Oligohymenophorea, Orden Mobilida (o Peritrichida) y Familia Trichodinidae. Localizado a nivel de filamentos branquiales, en raspado de piel y aletas. Es un ectoparásito protozoario ciliado de color claro que tiene forma de platillo o sombrero, se caracteriza por poseer un anillo de dientes quitinosos (dentículos), de 22 dentículos entrelazados para formar un esqueleto flexible en forma de corona en el centro de la célula.

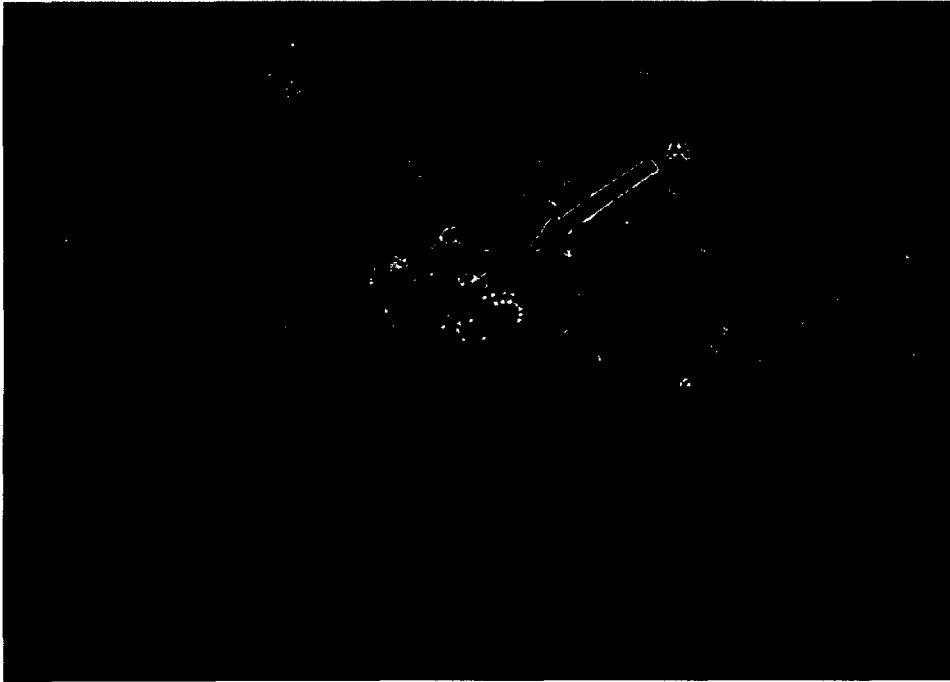


Foto 1. *Trichodina sp.* A. Forma de sombrero con aumento de 10x

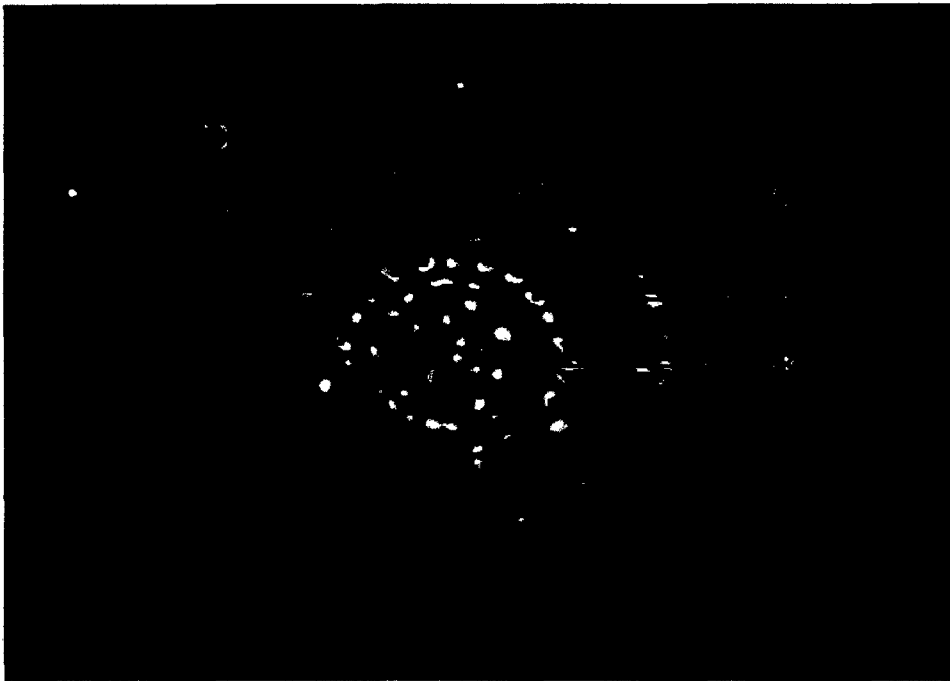


Foto 2. *Trichodina sp.*, 1. cilios, 2. denticulos, 3. corona. Aumento de 10x + Zoon de 14x

Dolops sp (Foto 3), conforma el Fylum Crustacea (Crustáceos), Clase Branchiura (Branquiuros – Piojos de peces), Orden Argulidea, Familia Argulidae. Localizado a nivel de piel escamosa y aletas. Este parásito tiene forma de escudete plano (bien aplanado) tiene una cabeza bien grande y expandida, de color marrón claro, cuya parte inferior se ven los ojos, el estilete, las antenas, los ganchos dotados y las ventosas. Un tórax y un abdomen, el tórax tiene tres segmentos (el cuarto y el quinto están fusionados al abdomen) y el abdomen está fusionado completamente y termina en una cola bifurcada (ramificaciones caudales).



Foto 3. Dolops sp, 1.ojo, 2. ventosas, 3. estilete, 4. escudete, 5. ganchos, 6. cola bifurcada. Aumento de 5x

Dawestrema cycloancistrioides (Foto 4) y Dawestrema cycloancistrum (Foto 6), ambos parásitos pertenecen al Fylum Platyhelminthes y clasificados en la Clase Monogenea (Gusanos de las agallas), Orden Monopisthocotylea y Familia Ancyrocephalidae. Ubicados a nivel de filamentos branquiales, presentan en la cabeza manchas oculares (ocelos) y órgano de fijación especializado que está habilitado con anclas endurecidas o tenazas, localizadas en la parte posterior del cuerpo denominado ancora (haptor) con distribución de cuadrilátero. Presenta complejo copulador (cirro y piezas accesorias), barra ventral y dorsal. Son transparentes, de color crema o rosados, cuando se alimenta la parte anterior se prolonga o estira como un elástico.

El Dawestrema cycloancistrioides presenta una barra ventral con proceso anteromedial corto, tubo vaginal sin prominencia en la espira próxima, en cambio el Dawestrema cycloancistrum posee una barra ventral con proceso anteromedial prominente, tubo vaginal con prominencia en la espira proximal.

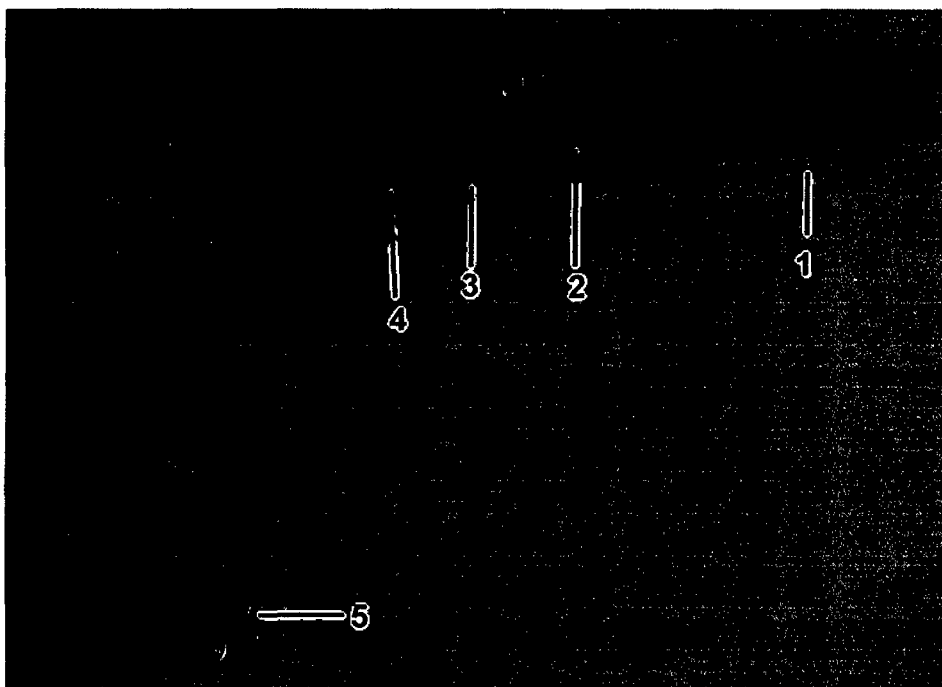


Foto 4. *Dawestrema cycloancistroides*, 1. ocelos, 2. complejo copulador, 3. vagina, 4. barra ventral y dorsal, 5. ancora (haptor). Aumento de 40x

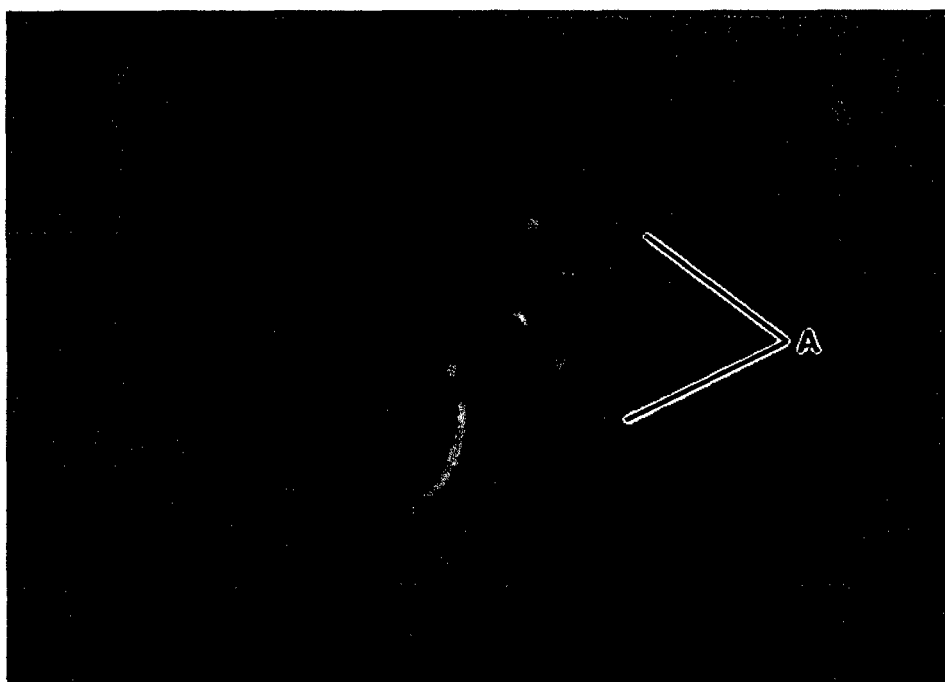


Foto 5. *Dawestrema cycloancistroides*, A. ancora (haptor) distribuída em forma de cuadrilátero.

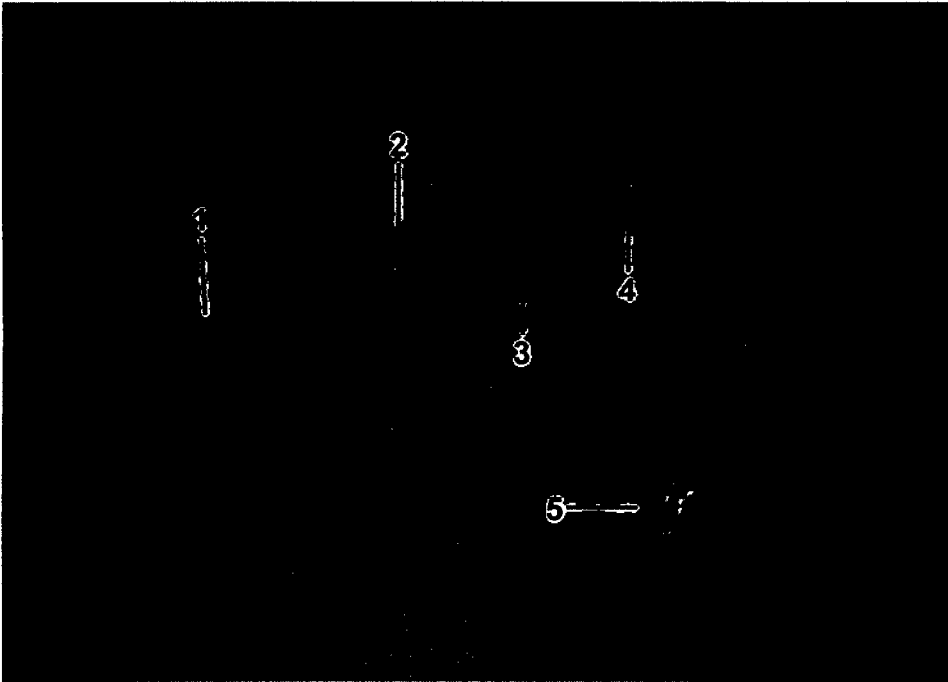


Foto 6. *Dawestrema cycloancistrum*, 1. ocelos, 2. complejo copulador, 3. vagina, 4. barra ventral y dorsal, 5. ancora (haptor). Aumento de 40x

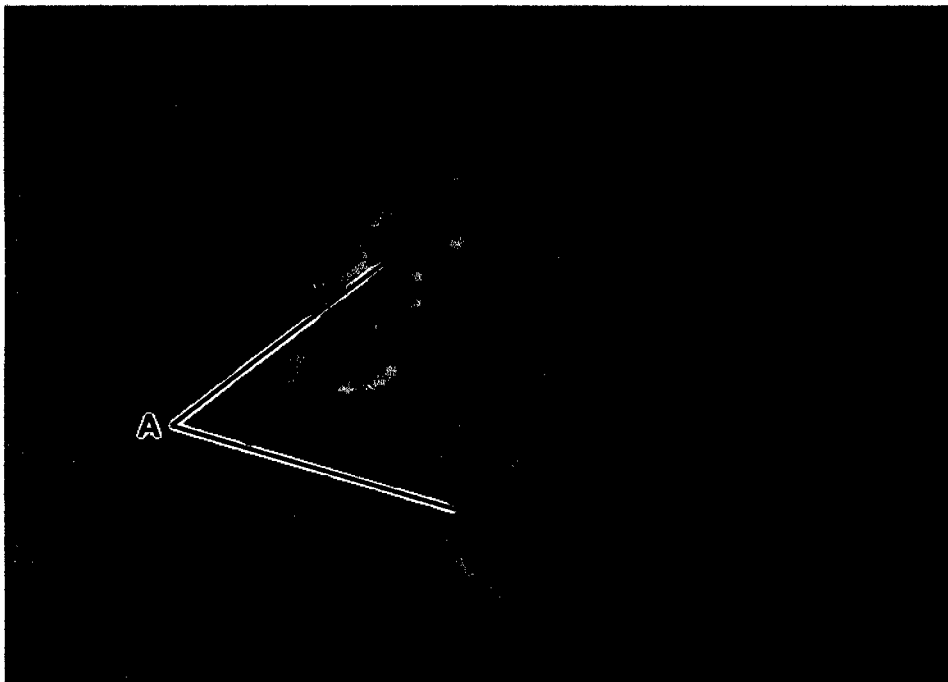


Foto 7. *Dawestrema cycloancistroides*, A. ancora (haptor) distribuída em forma de cuadrilátero.



Placobdella sp (Foto 8), pertenecen al Fylum Annelida, Clase Hirudinida (sanguijuelas), Orden Rhynchobdellae y Familia Glossiphoniidae. Localizado a nivel de filamentos branquiales, en raspado de piel y aletas. Presenta una poderosa ventosa en la parte posterior, y una anterior alrededor de la boca., su cuerpo pigmentado (colores brillantes), aplanado dorsoventralmente, formado por segmentos y divididos por pliegues o líneas poco profundas formando ámulos.



Foto 8. Placobdella sp, 1. segmentos, 2. anulos, 3. ventosa posterior del cuerpo. Aumento de 5x

#### 4.2. Endoparásitos identificados en paiches juveniles

*Nilonema senticosum* (Foto 9) clasificado en el Fylum Nemátoda, Clase Secernentea o phasmida, Orden Spirurida y Familia Philometridae. Localizado a nivel del pseudo-pulmón o vejiga aerífera en las cavidades cavernosas, cuya característica principal es cilíndrica o redonda de gran tamaño, delgado pero fino de color blanquecino, presenta boca y labio, con un esófago, forma de la cola, muestra espículas alrededor de todo su cuerpo,

Se observó que este nemátodo se adhiere a las cavidades cavernosas de la vejiga aerífera o pseudo pulmón. Y se alimenta de sangre.

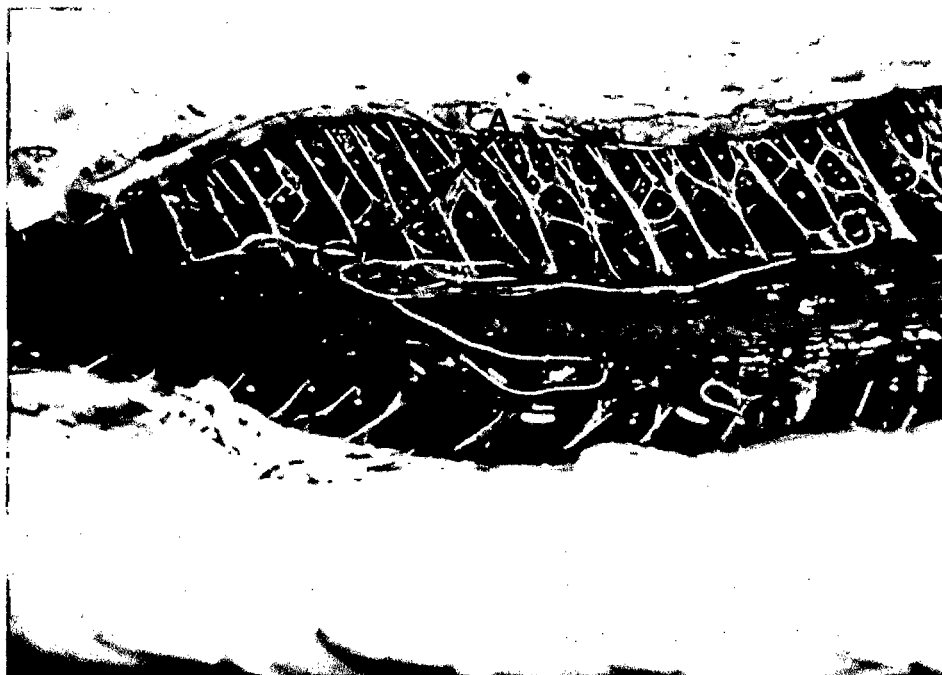


Foto 9. *Nilonema senticosum*, A. observado a simple vista.



Foto 10. Nilonema senticosum, 1. boca, 2. labio, 3. esófago, 4. intestino, Aumento de 10x

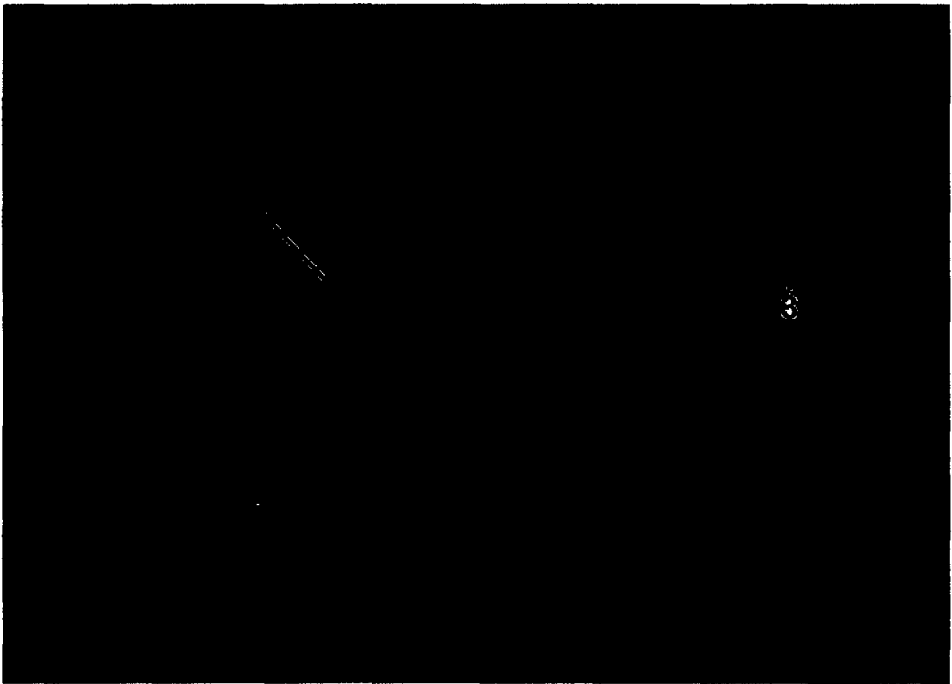


Foto 11. Nilonema senticosum, 1. espículas, 2. intestino, 3. Cola  
Aumento de 10x

Caballerotrema sp (Foto 12) está considerado en el Fylum Platyhelminthes, Clase Tremátoda – Subclase Digenea (Digéneos), Orden Echinostomida y Familia Echinostomatidae. Fue localizado a nivel del intestino, su cuerpo está formado por parénquima y se fijan a través de ventosas. Presenta un cuerpo largo y cilíndrico, con un collar principal de par en par y aplanado, lóbulo ventral (en cada lado) con 4 espinas dorsales en 2 pares, lechón oral pequeño con la extensión membranosa antero dorsal y lateralmente; esófago largo. Acetábulo grande, anterior. Saco del cirro grande; el extender al acetábulo; presente externo de la vesícula seminal. Gónadas en midbody. Folículos de la vitelina dorsoventrales; de la región preovarian al extremo cecal.

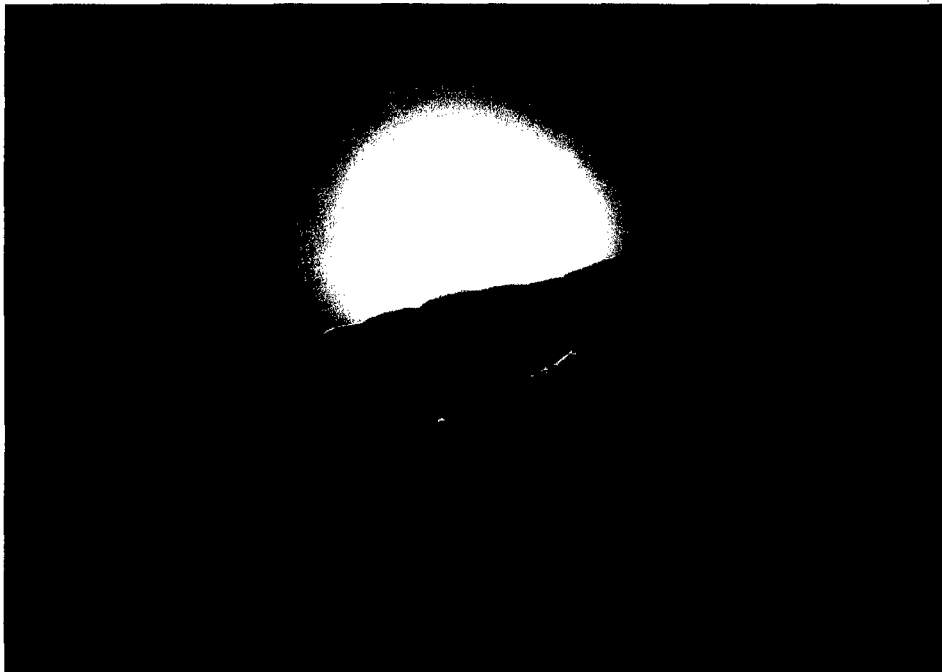


Foto 12. Caballerotrema sp, ubicado en intestino, aumento de 5x

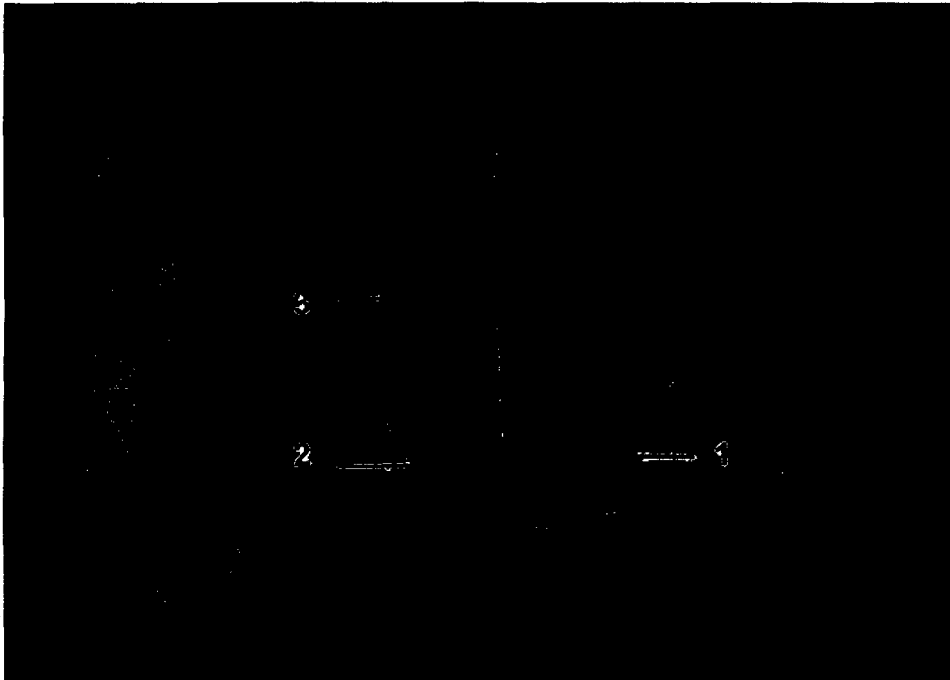


Foto 13. Caballerotrema sp., 1. ventosa, 2. esófago, 3. saco de cirro.

Aumento de 10x.

Gymnodinium sp (Foto 14) corresponde al Fylum Mastigophora (flagelados), Clase Dinoflagellida. Localizado en contenido estomacal, protozooario flagelado, se caracteriza por presentar su célula casi desnuda, a diferencia de otros géneros del grupo que se protegen dentro de un caparazón, es un organismo fotosintético de color pardo y dorado que vive en lagunas y estanques.

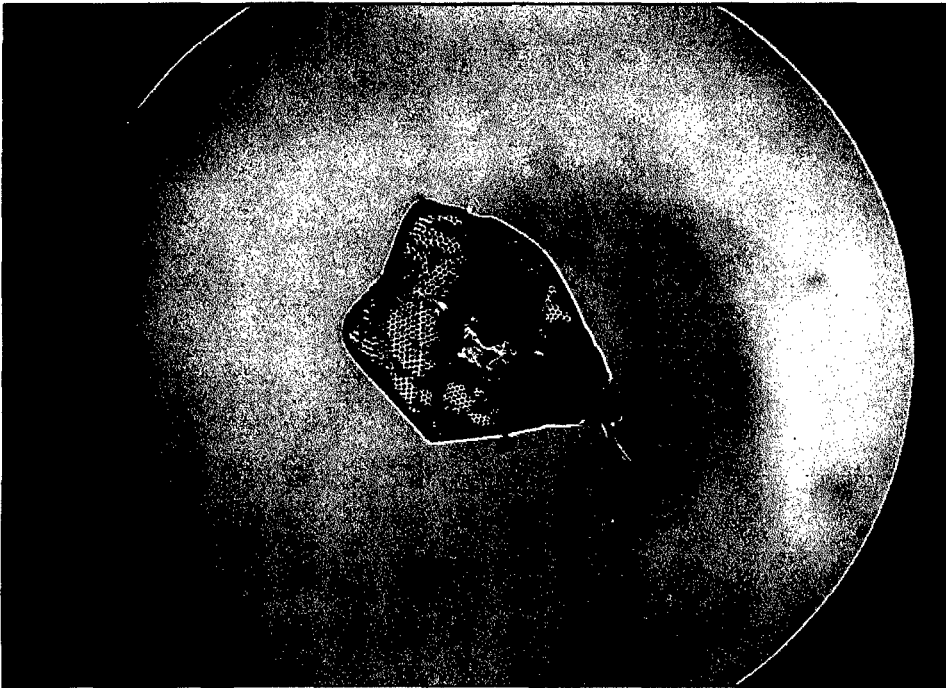


Foto 14. *Gymnodinium sp.*, ubicado en estómago, aumento de 10x

En los frotis de sangre realizados en fresco y coloreados con giemsa no se registraron la presencia de hemoparásitos .

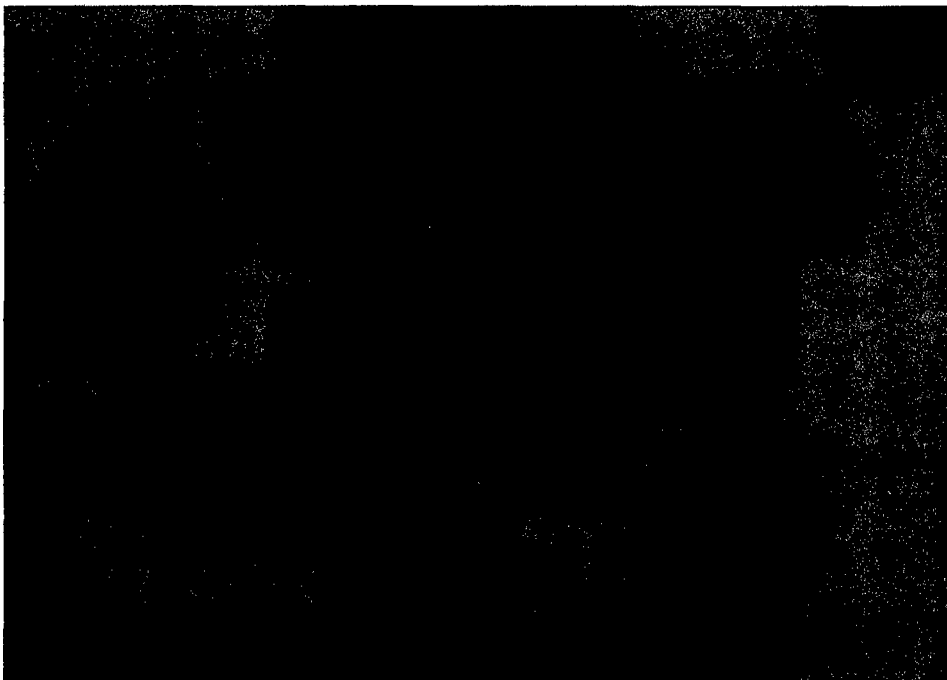


Foto 15. Glóbulos rojos, frotis de sangre con aumento de 1000x

#### 4.3. Localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles

Mediante las observaciones realizadas en el organismo de los peces sacrificados, en forma visual directa. Se identificaron los siguientes órganos y/o estructuras que son parasitados con mayor frecuencia.



Foto 16. Ejemplar de juvenil de paiche empleado para los estudios

Las estructuras y/o órganos fueron extraídos y evaluados individualmente mediante el Protocolo de CONROY modificado.

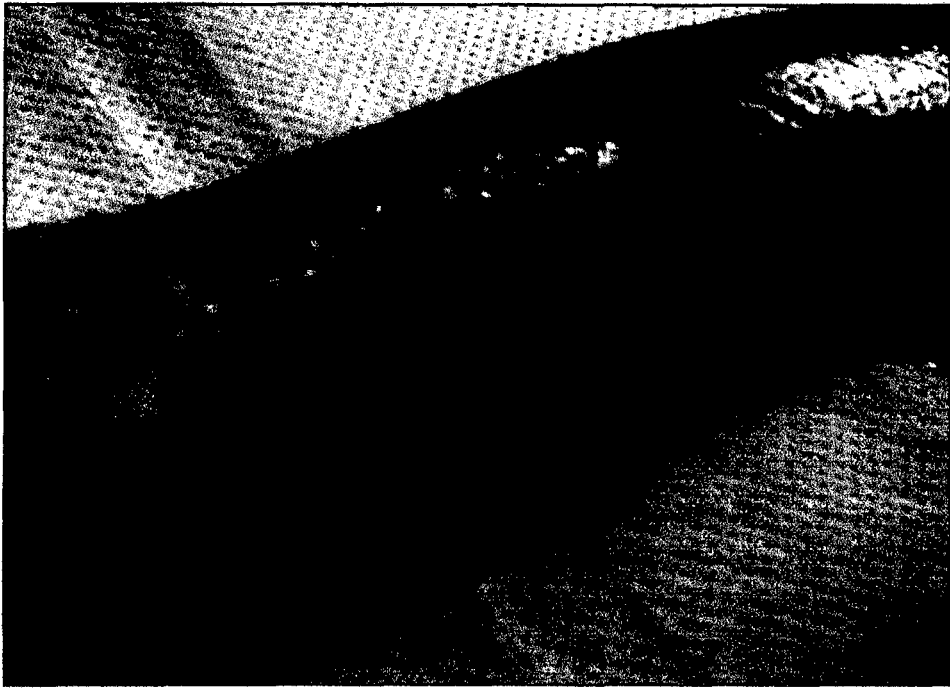


Foto 17. Aleta pectoral donde fueron ubicados ectoparásitos como Trichodina sp, Placobdella sp y Dolops sp.



Foto 18. Branquias extraídas en que fueron identificados estos ectoparásitos Dawestrema cycloancistrioides y Dawestrema cycloancistrum.



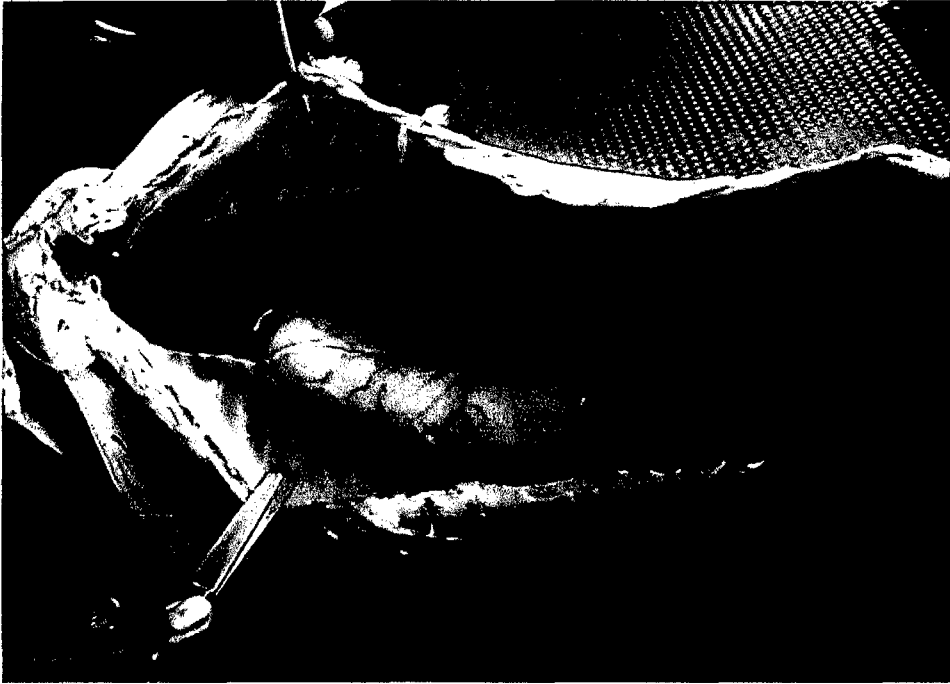


Foto 19. Cavity visceral expuesta, se muestra los órganos internos que fueron extraídos y evaluados por separado.

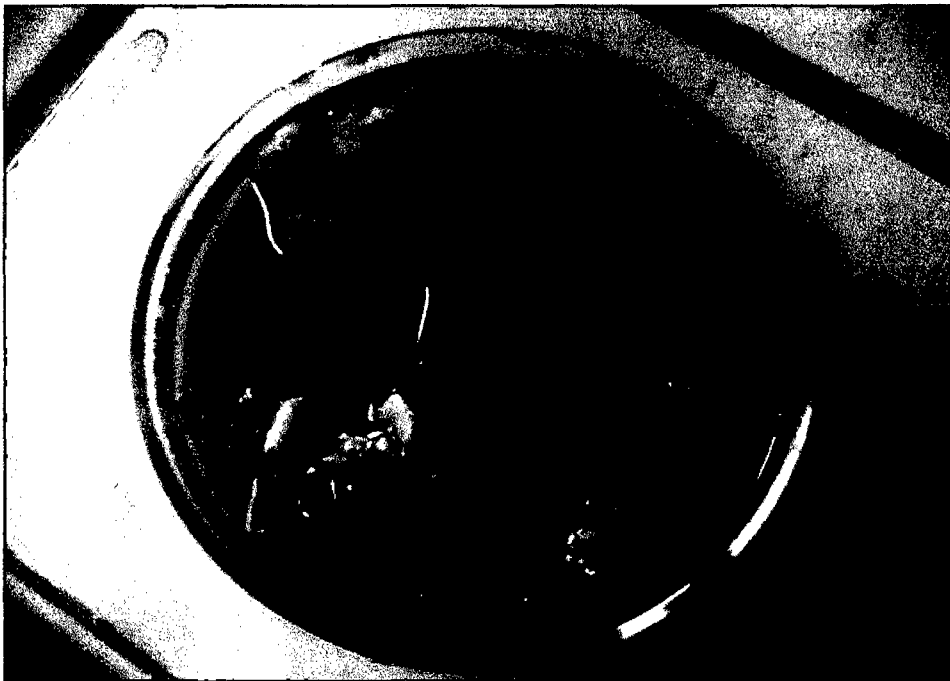


Foto 20. Estómago extraído ubicándose el *Gymnodinium sp.*, en contenido estomacal.



Foto 21. Intestinos evaluados donde fue registrado el *Caballerotrema sp.*

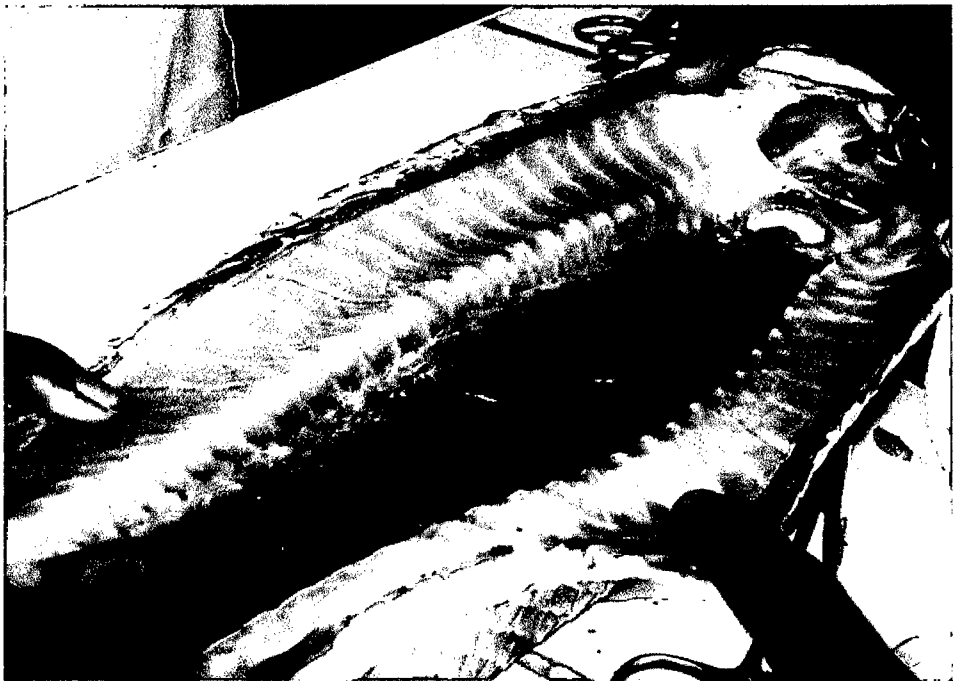


Foto 22. Cavity visceral expuesta sin órganos internos donde se muestra una membrana que separa la cavidad aerífera.



Foto 23. Vejiga aerífera o seudo pulmón donde se identificó

*Nilonema senticosum*.

Cuadro 01. Localización de parásitos en el organismo de paiches juveniles criados en cautiverio en el IIAP-Ucayali

Parásitos	Tipo de Parásito	Órgano y/o estructura
<u>Trichodina sp</u>	Ectoparásito (Protozario)	Piel, aletas y filamentos branquiales
<u>Dawestrema Cycloancistrum</u>	Ectoparásito (Monogeneo)	Filamentos branquiales
<u>Dawestrema cycloancistroides</u>	Ectoparásito (Monogeneo)	Filamentos branquiales
<u>Placobdella sp</u>	Ectoparásito (Sanguijuela)	Piel y aletas
<u>Dolosp sp</u>	Ectoparásito (Crustáceo)	Piel y aletas
<u>Nilonema senticosum</u>	Endoparásito (Nemátodo)	Vejiga aerífera o pseudo pulmón
<u>Caballerotrema sp</u>	Endoparásito (Tremátodo)	Intestino
<u>Gymnodinium sp</u>	Endoparásito Protozario	Estómago

Cuadro 01. Muestra que los filamentos branquiales son parasitados por Trichodina sp., Dawestrema cycloancistrum y Dawestrema cycloancistroides con mayor frecuencia. También la piel y aletas son parasitados por Trichodina sp., Placobdella sp. y Dolosp sp. Seguidamente la vejiga aerífera o pseudo pulmón por Nilonema senticosum, intestino por Caballerotrema sp y finalmente el estómago por Gymnodinium sp.

## V. DISCUSIÓN

### 5.1. Ectoparásitos identificados en paiches juveniles

Los ectoparásitos por lo general son oportunistas lesionando solo la superficie del pez. Trichodina sp. son los más frecuentes en peces y particularmente numerosas cuando los animales están debilitados por otra causa. Son ciliados en forma de sombrerillo que se caracteriza por una corona de cilios tal como menciona (HEINZ, 1992). Son muy móviles y cambian frecuentemente de sitio en la piel y branquias de los peces, según las observaciones realizadas. Estos ciliados resultaron ser los parásitos encontrados con mayor frecuencia en nuestros exámenes.

Dolosp sp. Este crustáceo pincha con su estilete la piel e inyecta un tóxico que la irrita, dejando un punto rojo como consecuencia y en torno a esta lesión se originan infecciones por hongos o bacterias oportunistas como menciona (PADILLA, 1994). Se adhieren al cuerpo, aletas y boca de los peces. Son parásitos obligados a alimentarse de sangre, las lesiones que ocasionan pueden proveer focos de entrada para infecciones.

Placobdella sp. Son ectoparásitos temporales de animales superiores y ocasionalmente del hombre, que viven en aguas tibias y estancadas o en la tierra, se fijan en la epidermis del cuerpo y en las aletas de los peces, con su poderosa ventosa. Reporta (PADILLA, 1994) a las sanguijuelas como ectoparásitos del *Arapaima gigas*. Asimismo, provocan graves daños por deficiente desarrollo de los peces, no obstante, las sanguijuelas se implantan ante todo en peces debilitados o enfermos por cualquier motivo. En las aguas cenagosas con abundante vegetación y escasa corriente se encuentran estos parásitos tal como menciona (HEINZ, 1992)

Dawestrema cycloancistrum y Dawestrema cycloancistroides, son monogéneos propios del *Arapaima gigas* (Cuvier) señala (KRITSKY *et al*, 1985), (IANNONE Y LUQUE, 1991) y (SCHOLZ, T. & KUCHTA, R., 2005). Tienen un órgano de fijación separado en el extremo posterior (haptor), con las cuales perforan el epitelio del pez y se adhieren a éste indica (BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr, 1995). Generalmente se alimentan de mucosidad o de células epiteliales que se desprenden de las agallas o de la piel según (BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr, 1995).

## 5.2. Endoparásitos identificados en paiches juveniles

Nilonema senticosum, se localiza en la cavidad abdominal según menciona (SCHOLZ, T. & KUCHTA, R., 2005). Asimismo indica que parasita al *Arapaima gigas*.

*Caballerotrema sp.*, en grandes cantidades influye negativamente en la absorción del tubo digestivo de sus hospederos tal como manifiesta (SCHOLZ, T. & KUCHTA, R., 2005), también señala que parasita al paiche.

*Gymnodinium sp.*, afirma que hay numerosos flagelados que se encuentran como habitantes inocuos del intestino de los peces o también como organismos más o menos patógenos en los más diversos organismos de estos animales señala (HEINZ, 1992). También menciona que los flagelados que se ubican en el intestino se consideran en parte comensales inofensivos, pero muchas veces se reputan como patógenos.

### 5.3. Localización de los parásitos en el organismo de paiches juveniles

Los ectoparásitos entre ellos los monogéneos son comunes en peces de todos los ambientes acuáticos y son parásitos permanentes de las agallas o branquias de los peces manifiesta (BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr, 1995) y (FLORES, 2003). También los protozoarios parasitan el tegumento (piel escamosa y aletas) y branquias de los peces, causando daño de diversas magnitudes, sobre todo a los peces pequeños tal como menciona (FLORES, 2003) y (HEINZ, 1992)

Los endoparásitos constituyen una grave amenaza para el desarrollo de peces tanto en la naturaleza como en las explotaciones

industriales. Estos parásitos son capaces de introducirse con ayuda de su trompa armada de pinchos mucho más profundamente en el epitelio intestinal, en consecuencia, que el intestino quede completamente obstruido. Asimismo, manifiesta que los nemátodos son parásitos bastante frecuentes de los peces, se les encuentra como larvas o vermes adultos en el intestino, hígado, cavidad abdominal, vejiga natatoria, vasos sanguíneos, músculos y más rara veces en los órganos restantes de los peces tal como menciona (HEINZ, 1992)



## VI. CONCLUSIÓN

Se Identificó ocho parásitos, 5 endoparásitos y 3 ectoparásitos en paiches juveniles "*Arapaima gigas*", criados en cautiverio. Asimismo dichos parásitos se localizaron en los siguientes órganos: Filamentos branquiales, piel y aletas, vejiga aerífera o seudo pulmón, intestino y estómago.

## VII. RECOMENDACIONES

Implementar un laboratorio de sanidad acuícola, para realizar las pruebas necesarias, analizar y determinar tratamientos para controlar posibles infecciones en peces en el IIAP -Ucayali.

Realizar estudios parasitológicos en alevinos y juveniles de paiches focalizándose en los ectoparásitos por ser de mayor prevalencia especialmente el grupo de los monogéneos, por no contar con un tratamiento o control eficaz.

Efectuar estudios de prevalencia e incidencia de ectoparásitos y endoparásitos en peces de importancia comercial.

Ejecutar bioensayos in vitro para el control de parásitos más frecuentes utilizando productos naturales (plantas biocidas).

## VIII. ABSTRACT

*Arapaima gigas* (Osteoglossiformes: Osteoglossidae) fish with the biggest scales of the world. The aim of the present study was to identify endoparasites and ectoparasites in juvenile paiches "*Arapaima gigas*", raised in captivity. To determine the location of the parasites in the organism of juvenile paiches. Of a population of 190 juvenile ones a sample took at random of 50 copies of 2.5 years of age, raised in captivity in a reservoir of the institute of investigations of the Peruvian amazonía (IIAP-Ucayali) Peru. The technique of evaluation was visual - direct, microscopic and assemblies in permanent sheets, for its identification. In *A. gigas*, five were identified ectoparasites: *Trichodina sp.* (Protozoan ciliado), *Dolosp sp.* (Crustacean), *Dawestrema cycloancistrum* (Monogéneo), *Dawestrema cycloancistroides* (Monogéneo) and *Placobdella sp.* (Leech). We found three endoparasites: *Nilonema senticosum* (Nemátodo), *Caballerotrema sp.* (Tremátodo) and *Gymnodinium sp.* (Flagellated protozoan), they did not identify hemoparasites in the blood smears. The parasites were located in the following organs: Filaments branquiales (*Trichodina sp.*, *Dawestrema cycloancistrum* and *Dawestrema cycloancistroides*), skin and fins (*Trichodina sp.*, *Placobdella sp.* and *Dolosp sp.*), aerifera bladder or pseudo lung (*Nilonema senticosum*), intestine (*Caballerotrema sp.*) and stomach (*Gymnodinium sp.*). In conclusion eight

parasites were identified, five endoparasites and three ectoparasites in juvenile paiches "*Arapaima gigas*" raised in captivity. Likewise the above mentioned parasites were located in the following organs: Filaments branquiales, skin, fins, aerifera bladder or pseudo lung, intestine and stomach.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ALCÁNTARA, B. 1990. Situación de la Piscicultura en la amazonía peruana y estrategia para su desarrollo. IIAP. Pág. 23.

ALVAREZ, P. 1988. Enfermedades producidas por parásitos en peces. Pág. 340.

BUNKLEY-WILLIAMS. L Y E. H. WILLIAMS, Jr. 1995. Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico. Departamento de Recursos Naturales y Ambientales de Puerto Rico y el Departamento de Ciencias Marinas, Universidad de Puerto Rico. Mayagüez. Pág. 190.

CASTAGNOLLI, N. 1992. Piscicultura intensiva e sustentável de espécies nativas brasileiras. In: Piscicultura de água doce. Jaboticabal: FUNEP. Pág.189.

CAVERO, Bruno, PEREIRA-FILHO, Manoel, ROUBACH, Rodrigo, ITUASSÚ, Daniel, GANDRA, André, y CRESCÊNCIO, Roger. 2003. Efeito da densidade de estocagem na homogeneidade do

crescimento de juvenis de Pirarucú em ambiente confinado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA). Universidade Federal do Amazonas, Manaus-Brasil. Pág. 15.

CONROY, D. 1974. Las enfermedades de los peces y su curación. Vida acuática. Barcelona España. Pág. 250.

CONROY, D. 1987. Manual de Métodos de Diagnóstico en Ictiopatología, con especial referencia a los Salmónidos [En Línea]: Artículo (<http://www.fao.org> 31 marzo 2011).

EIRAS, J.C. 1994. Elementos de ictioparásitología. Fundação eng. António de Almeida. Portugal. Pág. 339.

FERRAZ, E. & THATCHER, V. 1990. *Camallanus acaudatus* sp. n. (Nematoda, Camallanidae) e uma descrição do macho de *Camallanus tridentatus* (DRASCHE, 1884), parasitas de peixes da Amazônia Brasileira. Manaus (Brasil). Boletín Técnico nº XI - 2. Pág.135-145.

FLORES, J. 2003. Monogéneos, parásitos en peces en México: Estudio recapitulado. [En Línea]: Documento (<http://www.tecnicapecuaria.org> 29 marzo 2011).

- FUENTES, J. 2003. Parásitos en juveniles de *Lutjanus griseus* (pisces: lutjanidae) de la laguna de la restinga, isla de margarita, Venezuela. [En Línea]: Documento (<http://www.scielo.org>. 30 marzo 2011).
- GUERRA, H; ALCANTARA, F. 1992. Piscicultura Amazónica con especies nativas. Tratado de Cooperación Amazónica. Pág. 80.
- HEPHER, B. PRUGININ, Y. 1989. Cultivo de peces comerciales (basado en las experiencias de las granjas piscícolas en Israel). Limusa México [En Línea]: Documento (<http://www.scielo.org>. 15 abril 2011).
- HEINZ, H. 1992. Enfermedades de los peces. Segunda edición. Ed. Acriba. Zaragoza – España. Pág. 134-315.
- IANNCONE, J. & LUQUE, J. 1991. Monogéneos parásitos del “Paiche” *Arapaima gigas* (C.) y del “Turushuqui” *Oxidoras niger* (V.) en la Amazonia Peruana. Lima (Perú). Boletín Técnico nº 76. Pág. 43-48.
- IMBIRIBA, Emir Palmeira y BARD Jacques. 1986. Piscicultura do Pirarucu, *Arapaima gigas*. Circular técnica. No 52. EMBRAPA Y CPATW, Belém PA. Pág. 103.
- KINKELIN, P. MICHEL & P. GHITTINO. 1985. Tratado de las enfermedades de los peces. Ed. Acribia, Zaragoza-España. Pág. 353.

- KRITSKY, D., W. BOEGER Y V. THATCHER. 1985. Neotropical Monogenea. Parasites of the pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier), with the descriptions of two new species and redescription of *Dawestrema cycloancistrum*. Proc. Biol. Soc. Wash. 98: Pág. 321-331.
- MORAVEC, F. 1998. Nematodes of freshwater fishes of the neotropical región. Ed. Academia. Pág. 370.
- PADILLA, P, ALCANTARA, B. *et al.* 2003. Producción y manejo de alevinos de paiche en ambiente controlado IIAP – Iquitos. Pág. 120.
- PADILLA, P. 1994. Crianza del Paiche (*Arapaima gigas* Cuvier). [En línea]: Artículo (<http://www.esmiperu.blogspot.com>. 14 de abril 2011).
- PAVANELLI, G. 2002. Doenças de peixes, profilaxia, diagnóstico e tratamento. Segunda Edição. Ed. Conselho. Nupélia, Maringá, PR, Brasil. Pág. 35-116.
- REBAZA, A. Mariano.; ALCÁNTARA, B. Fernando y VALDIVIESO, G. Miguel. 1999. Piscicultura del paiche, *Arapaima gigas*. FAO. TCA. IIAP. Pág. 72.



RODRIGUEZ, H. 1993. Fundamentos de acuicultura continental. Instituto Nacional de pesca y Acuicultura (INPA). Santa fé. Bogotá. Colombia. Pág. 220.

ROBERTS, R. 1981. Patología de los peces. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. Pág. 165-209.

ROUX, P., TOCCALINO. P., GONZALEZ. A. 2000. Parásitos externos de peces de importancia comercial y/o deportiva del Río Paraná Superior (tramo Ituzaingo – Ita Ibate, Corrientes. Argentina). Universidad Nacional del Nordeste. [En línea]: Artículo (<http://www.unne.edu.ar>. 20 marzo 2011).

SCHOLZ, T. & KUCHTA, R. 2005. Parásitos metazoarios de peces nativos y de cultivo en amazonia, Perú. Instituto de Parasitología, academia de la República Checa & Gobierno Regional de la Región Loreto & Universidad Nacional de la Amazonia Peruana, Iquitos, Perú. Pág. 65.

THATCHER, V. E. 1991. Amazonan Fish Parasites. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia. INPA. DBA Amazoniana. Manaus. Brasil.

TANTALEAN, M. 1985. Helmintos parásitos de peces de agua dulce del Perú. Universidad Nacional del Altiplano. Instituto de Investigación para el desarrollo Social del Altiplano (IIDSa). Pág. 26.

**ANEXO**

Formulario de necropsia de peces

Nº
----

Proyecto \_\_\_\_\_ Nombre científico \_\_\_\_\_

Nombre vulgar \_\_\_\_\_ Sexo/Estadio de maduración \_\_\_\_\_

Lugar de recogida \_\_\_\_\_ Fecha de recogida \_\_\_\_ / \_\_\_\_ / \_\_\_\_ Peso \_\_\_\_\_

Longitud total(Lt) \_\_\_\_\_ Longitud patrón(Ls) \_\_\_\_\_

Órgano	Parásito	nº
_____	_____	_____
_____	_____	_____
_____	_____	_____
_____	_____	_____
_____	_____	_____
_____	_____	_____

Observaciones: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Anexo 01. Cuadro 02. Datos biométricos y sexo de juveniles de paiches sacrificados

Paiche	Peso (Kg)	Longitud total (cm)	Sexo
1	0.900	61	H
2	1.200	61	H
3	4.100	85	M
4	6.000	95	H
5	5.200	87	M
6	2.000	71	H
7	2.100	71	M
8	2.200	74.5	M
9	0.400	46	H
10	0.430	44	H
11	0.510	49	M
12	0.530	41	H
13	0.400	45	H
14	0.410	44	M
15	2.800	82	M
16	2.000	75	M
17	0.920	63	M
18	1.200	68	M
19	2.200	72	M
20	0.420	47	H
21	1.100	65	M
22	0.650	51	H
23	0.950	62	M
24	1.300	69	H
25	0.700	65	H
26	3.200	77	M
27	2.900	72	M
28	2.800	66	M

29	2.100	66	M
30	7.200	117	M
31	2.500	73	M
32	2.100	72	H
33	3.100	86	M
34	1.100	65	H
35	1.300	69	H
36	18.500	154	H
37	1.700	75	M
38	1.100	57	H
39	1.250	66	H
40	0.900	56	H
41	1.550	73	H
42	1.600	56	M
43	2.650	74	M
44	2.300	82	M
45	3.500	91	H
46	2.100	78	M
47	1.800	69	H
48	2.900	82	M
49	2.600	80	M
50	2.100	72	H

---

Se muestra en el Anexo 01 los datos biométricos (longitud total y peso), asimismo el sexo de los paiches, registrando 27 machos y 23 hembras.