

639.31
D71

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA



UNAP

Escuela de Post Grado
"JOSÉ TORRES VÁSQUEZ"



MAESTRÍA EN CIENCIAS CON MENCIÓN EN ACUICULTURA

TESIS

ÍNDICES PARASITARIOS EN LARVAS, POST LARVAS Y
ALEVINOS DE *Piaractus brachypomus* "PACO" EN RELACIÓN
A LOS FACTORES AMBIENTALES, EN EL CENTRO DE
INVESTIGACIONES QUISTOCOCHA DEL INSTITUTO DE
INVESTIGACIONES DE LA AMAZONIA PERUANA,
IQUITOS - PERÚ.

PRESENTADO POR:

NARDA ZARAIVA DINIS VÁSQUEZ

PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE
MAGISTER EN CIENCIAS CON MENCIÓN EN ACUICULTURA

IQUITOS - PERÚ

DONADO POR:

Narda Z. Dinis Vásquez

Iquitos. 11 de 08 de 2014

2014

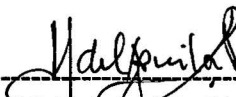


371

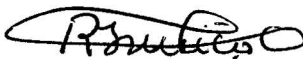
JURADO CALIFICADOR



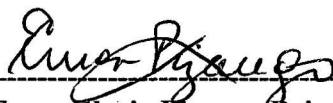
Blga. Rossana Cubas Guerra M. Sc.
Presidente



Blga. Marina C. Del Aguila Pizarro M. Sc.
Miembro



Blga. Rosa Angélica Ismiño Orbe M.Sc.
Miembro



Blga. Emer Gloria Pizango Paima M. Sc.
Asesor

DEDICATORIA

A la memoria de mi padre MANUEL DINIS ANDRADE por enseñarme que los sueños sólo son logrados si le adicionamos fuerza de voluntad y perseverancia.

A mi madre, ZULLY VÁSQUEZ FLORES, por alentarme con sus consejos para seguir superándome tanto personal como profesional.

A mi amado JOSÉ DANIEL con quién comparto una de las más grandes dichas que es la de tener a mi lado a KIARA DAYANNA mi pequeña hija; ambos son la motivación para no desmayar en el camino.

Y a mi querida hermana GESSY DIANA DINIS VÁSQUEZ, por el apoyo incondicional en cada momento de mi vida.

NARDA ZARAIVA

AGRADECIMIENTOS

- ❖ Al Todopoderoso por brindarme la dicha, la felicidad y la salud día a día, y permitirme estar al lado de los seres que más amo.
- ❖ Al Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC), a través del Programa de Becas Cátedra CONCYTEC –GOREL por permitirme realizar uno de mis más grandes anhelos, estudiar la maestría en Acuicultura.
- ❖ Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), a través del Programa ACUAREC, por brindarme el apoyo logístico en la ejecución de la tesis.
- ❖ A la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP), en especial al Departamento Académico de Hidrobiología por los conocimientos brindados durante mi formación profesional.
- ❖ Ala Escuela de Post Grado de la UNAP, de manera especial a la Maestría en ciencias con mención en Acuicultura, por el laborioso afán de formar magísters en ciencias.
- ❖ A mi asesora, la M.Sc. Emer Gloria Pizango Paima por la inagotable labor de impartirme su experiencia, amistad y orientaciones durante la ejecución y redacción del presente trabajo de tesis.
- ❖ A mis amigos Manuel H. Soplín Bosmediano y Jenniffer M. Bellido Meléndez por la amistad incondicional y el gran apoyo brindado en las actividades realizadas en el presente estudio.
- ❖ A todo el personal profesional, administrativo y técnico del ACUAREC del IIAP y demás personas que hicieron posible el desarrollo del presente estudio.

RESUMEN

La presente investigación tuvo como finalidad determinar la relación que existe entre los índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de *Piaractus brachypomus* "paco" y las variaciones de los factores ambientales en el Centro de Investigaciones de Quistococha del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, Iquitos-Perú. Se realizó de junio a agosto del 2010, fueron analizados un total de 180 individuos, repartidos en 60 larvas, 60 post larvas y 60 alevinos de paco colectados de tanques de concreto de 1.5 m de longitud, 0.70 m de ancho y 0.76 m de altura, siendo llenado con agua hasta 0.60 m para larvas y post larvas y un estanque de tierra de 60 m² con una profundidad de 1.5 m para alevinos. Las larvas y post larvas fueron sacrificadas con la ayuda de la técnica del squash para y para la necropsia de los alevinos de los peces se hizo bajo las normas de sacrificio según Malta *et al.*, (1982), examinándose para ello piel, aletas, fosas nasales, ojos, sangre, branquias, aparato digestivo, órganos internos, vejiga gaseosa y músculo de los peces. Se utilizaron tres métodos para la fijación y coloración de monogeneos y tres métodos nemátodos: Gray & Wess, Tricromico de Gomorris, Eosina & Orange-G, Hematoxilina, Carmín y Carmalúmen de Mayer. La fauna parasitaria estuvo representada por ecto y endoparásitos pertenecientes a cuatro clases: Protozoa, Oomyceta, Monogenoidea y Nemátoda. De los parásitos identificados el monogeneo *Mymarothecium viatorum* presentó mayor prevalencia y abundancia con 43.33% y 2046 individuos respectivamente mientras que el nemátodo *Rondonia rondoni* presentó una prevalencia de 6.67% con una abundancia de 14 individuos. Al correlacionar los factores ambientales del agua muestra una relación negativa e inversa entre la abundancia parasitaria y la temperatura para el caso de larvas y alevinos con (-0.471) y (-0.089) respectivamente, mostrándose positiva y directa para el caso de post larvas (0.934); por otro lado al correlacionar la abundancia parasitaria frente al oxígeno disuelto mostró una relación positiva e inversa sólo para el caso de post larvas (0.678); en tanto que al correlacionar la abundancia parasitaria frente al pH y el dióxido de carbono muestran una correlación positiva para todos los estadios.

Palabras clave: paco, *Piaractus brachypomus*, índices parasitarios, metazoarios, factores ambientales.

ABSTRACT

The present investigation had like purpose to determine the relation that exists between the parasitic indexes in larvae, after larvae and alevinos of *Piaractus brachypomus* reddish and the variations of the environmental factors in the Center of Investigaciones of Quistococha of the Institute of Investigaciones of the Amazonía Peruana, Iquitos – Peru. He accomplished from June August of the 2010, they were analyzed a total of 180 individuals, distributed in 60 larvae, 60 after larvae and 60 alevinos of llama collected of 1,5-m-concrete tanks of length, 0,70 m in width and 0,76 m of height, being filled with water to 0,60 m for larvae and after larvae and a 60-m² land pond with a depth of 1,5 m for alevinos, The larvae and after larvae they got sacrificed with the help of the technique of the squash stops and for the postmortem examination of the alevinos of the fishes he was done under the standards of sacrifice according to Malta *et to the.*, (1982), taking an exam for it skin, fins, nostrils, eyes, blood, branchias, digestive system, internal organs, gaseous bladder and muscle of the fishes. The nematodes used three methods for the fixing and coloration of monogeneos and three methods themselves: Gray and Wess, Three-Color of Gomorris, Eosin and Orange G, Hematoxylin, Crimson and Mayer's Carmalúmen. The parasitic fauna was represented for ecto and endoparasites pertenecientes to four classes: Protozoa, Oomyceta, Monogenoidea and Nemátoda. Of the identified parasites the monogeneo *Mymarothecium viatorum* presented bigger prevalence and abundance with 43,33 % and 2046 individuals respectively in the meantime than the nematode *Rondonia rondoni* presented a prevalence of 6,67 % with an abundance of 14 individuals. When the sample to correlate the environmental factors of water a negative relationship and inverse between the parasitic abundance and the temperature for the case of larvae and young fish with (- 0,471) and (- 0,089) respectively, looking positive and direct for the case of after larvae (0,934); In addition when correlating the parasitic abundance in front of the dissolved oxygen you showed a positive relationship and inverse only for the case of after larvae (0,678); While to correlate the parasitic abundance in front of the pH and the carbon dioxide they show a positive correlation for all the estadios.

Keywords: paco, *Piaractus brachypomus*, parasite rates, metazoans, environmental factors.

LISTA DE GRÁFICOS

Figura N°	Título	Pág.
1.	Centro de Investigación Quistococha	7
2.	Larva de <i>Piaractus brachypomus</i>	9
3.	Post larva de <i>P. brachypomus</i>	9
4.	Alevino de <i>P. brachypomus</i>	9
5.	Laboratorio de Bromatología y Limnología del CIQ - IIAP	10
6.	Corte a la altura de la primera vértebra	11
7.	Fosas nasales y ojos de <i>P. brachypomus</i>	12
8.	Piel y aletas separadas	12
9.	Extracción de sangre de alevinos	13
10.	Separación de branquias	13
11.	Vejiga gaseosa	14
12.	Organos internos individualizados para su observación	14
13.	Músculo de alevino	15
14.	<i>Myxobolus</i> sp.	21

15.	Ojo de alevino de <i>P. brachypomus</i> evidenciando la presencia de <i>Saprolegnia</i> sp.	23
16.	<i>Mymarothecium viatorum</i>	23
17.	Complejo copulatorio	23
18.	Estructuras esclerotizadas del parásito	23
19.	Vista frontal de <i>Rondonia rondoni</i>	24
20.	Registro diario de temperatura en el cultivo de larvas de <i>P. brachypomus</i>	26
21.	Registro diario de oxígeno en el cultivo de larvas de <i>P. brachypomus</i>	27
22.	Registro diario de pH en el cultivo de larvas de <i>P. brachypomus</i>	27
23.	Registro diario de dióxido de carbono en el cultivo de larvas de <i>P. brachypomus</i>	28
24.	Promedio semanal de temperatura en el cultivo de post larvas de <i>P. brachypomus</i>	29
25.	Promedio semanal de oxígeno disuelto en el cultivo de Post larvas de <i>P. brachypomus</i>	29
26.	Promedio semanal de pH en el cultivo de Post larvas de <i>P. brachypomus</i>	30

27.	Promedio semanal de dióxido de carbono en el cultivo de post larvas de <i>P. brachypomus</i> en tanque de concreto.	30
28.	Promedio semanal de temperatura registrado durante el cultivo de alevinos de <i>P. brachypomus</i> en estanque de tierra.	31
29.	Promedio semanal de oxígeno disuelto registrado durante el cultivo de alevinos de <i>P. brachypomus</i> en estanque de tierra.	32
30.	Promedio semanal de pH registrado durante el cultivo de alevinos de <i>P. brachypomus</i> en estanque de tierra.	32
31.	Promedio semanal de dióxido de carbono durante el cultivo de alevinos de <i>P. brachypomus</i> en estanque de tierra.	33
32.	Correlación entre la temperatura del agua y la abundancia parasitaria en larvas de <i>P. brachypomus</i> .	34
33.	Correlación entre la temperatura y la abundancia parasitaria en post larvas de <i>P. brachypomus</i> .	34
34.	Correlación entre la temperatura y la abundancia parasitaria en alevinos de <i>P. brachypomus</i> .	35
35.	Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en larvas de <i>P. brachypomus</i> .	36
36.	Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en post larvas de <i>P. brachypomus</i> .	36
37.	Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en alevinos de <i>P. brachypomus</i> .	37

38.	Correlación entre el pH y la abundancia parasitaria en larvas de <i>P. brachypomus</i> .	38
39.	Correlación entre el pH y la abundancia parasitaria en post larvas de <i>P. brachypomus</i> .	38
40.	Correlación entre el pH y la abundancia parasitaria en alevinos de <i>P. brachypomus</i> .	39
41.	Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en larvas de <i>P. brachypomus</i> .	40
42.	Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en post larvas de <i>P. brachypomus</i> .	40
43.	Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en alevinos de <i>P. brachypomus</i> .	41

I. INTRODUCCIÓN

La Amazonia Peruana presenta numerosos ríos, lagos y planicies de inundación las cuales constituyen hábitats para el desarrollo de la amplia biodiversidad de organismos acuáticos y terrestres (LOWE-MCCONNELL, 1999). La ictiofauna continental comprende cerca de unas 60 familias y varios cientos de géneros que incluyen entre 3000 a 5000 especies. GRANADOS (2002)

Los peces amazónicos como es el caso del *Piaractus brachypomus*, se desarrollan en una amplia biodiversidad de hábitats, a esto se suma la distribución que tienen los parásitos, que afectan a diversas partes del cuerpo; esta ocurrencia también se observa en la piscicultura (Kinkelín et al., 1991; Eiras, 1994; Arredondo & Ponce, 1998; Centeno, 2004; Luque, 2004; Cohen & Kohn, 2005).

Las características limnológicas, geográficas y tróficas de los cuerpos de agua han sido potencialmente identificadas como determinantes de la comunidad parasitaria de los peces (Molloy et al., 1995). El grado de patogenicidad de los distintos parásitos varía según las especies y depende de diferentes factores como intensidad del parasitismo, órgano afectado, especificidad del hospedador, infecciones concomitantes y condiciones ambientales (Fernando & Hanek, 1976; Bush & Holmes, 1986; Álvarez, 1988; Ferraz de Lima et al., 1989; Thatcher, 1991; Thatcher, 1993; Bush et al., 1997; Von, 1997; Moravec, 1998; Mancini et al., 2000; Verján et al., 2001; Thatcher, 2006).

El manejo adecuado de la piscicultura es la medida más importante a ser tomada en cuenta, para evitar que los peces sean atacados por la variedad de parásitos, considerando que el control de la calidad de agua, nivel de oxígeno, temperatura, pH, flujo de agua y densidad poblacional deben tener fundamental importancia, para el éxito del desarrollo de los peces en estos ambientes (Arredondo F. & J. Ponce, 1998; Luque, 2004).

Para el tratamiento y la prevención de las enfermedades piscícolas se están utilizando una amplia gama de métodos curativos y preventivos, algunos de los cuales pueden tener un alto impacto sobre el ecosistema y sobre los propios consumidores, entre los que destacan los baños de formol y el uso de antibióticos. El uso generalizado de antibióticos en la

acuicultura ha provocado la aparición de patógenos resistentes, **(Bier, O. 1975; Karunasagar et al., 1994; Díaz-Cruz et al., 2003).**

De esta manera este trabajo tuvo como objetivo determinar la relación que existen entre los índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de *Piaractus brachypomus* paco y las variaciones de los factores ambientales del agua en el CIQ – IIAP, durante su cultivo en condiciones controladas.

II. ANTECEDENTES

2.1 El pez como hospedero

Para el desarrollo de enfermedades parasitarias son necesarios varios factores, tanto del lado del hospedero como del lado del parásito (**Cimerman & Cimerman 1999**),. Sin embargo **Sniesko (1974)**, afirma que las enfermedades parasitarias son un proceso complejo, que envuelve más que un simple contacto entre el hospedero y su parásito.

Roberts (1978), visualiza órganos y tejidos como constituyentes para un substrato y como partes del ambiente que pueden ser colonizados y modificados por varios patógenos como consecuencia de complicadas interacciones; esas interacciones pueden variar en función de la naturaleza del substrato, de las estructuras constituyentes del hospedero y de los organismos patógenos que los exploran.

Los peces son parasitados por un gran número de organismos pertenecientes a varios filos. Una estimación hecha por **Eiras (1994)**, aportó que de las 10,000 especies de parásitos ya existentes, cerca de 4,200 estarían constituidas por ectoparásitos; por lo que se puede decir que estos parásitos tienen una amplia distribución, afectando a todas las especies de las aguas tropicales y polares, cualquiera que sea el nicho ecológico y el hábitat del hospedero.

La piel es diseñada para proteger tejidos y órganos y actúa como una interfase entre el pez y el ambiente. Presenta como estructuras anexas escamas y aletas que además de protección auxilian en la locomoción. La línea protectora de la piel puede ser destruida por daños mecánicos o por la acción de algunos patógenos y perjuicios mecánicos causados por parásitos, tanto la piel como las aletas pueden servir de puertas para infecciones secundarias como bacterias y hongos **Kabata (1985)**.

El agua que entra a las fosas nasales puede acarrear microorganismos o estadios infecciosos de parásitos, por lo cual en esta región pueden ser encontrados protozoarios, copépodos y monogeneos, ocasionan grandes infestaciones ya que los

monogéneos pueden obstruir las narinas e interrumpir el flujo de agua impidiendo el sentido del olfato **Gutierrez & Martorelli (1999)**.

La relación entre las branquias y las enfermedades es determinado por tres factores: a) las branquias están constantemente en contacto con el ambiente externo; b) ellas promueven estrecho contacto entre el ambiente interno y externo y se tornan una rica fuente de nutrientes y oxígeno rápidamente accesibles; c) su estructura es histológicamente simple, de forma que la respuesta para estímulos nocivos son limitados. De esta forma, el rompimiento de la función branquial puede ocurrir principal y directamente por un estímulo patogénico a la superficie respiratoria o por el flujo del agua vía circulación branquial **Fernando & Hanek (1976; Gutierrez & Martorelli, 1999)**.

Daños en la circulación branquial pueden resultar por la presencia y actividad de patógenos. Algunos grandes ectoparásitos, particularmente crustáceos, tienen órganos de fijación que pueden reducir el flujo de sangre de las branquias. Si bien esta reducción no causan la muerte directamente, ellos pueden perjudicar la habilidad del pez para lidiar con el estrés. Otro impacto es la reducción del crecimiento y ganancia de peso del hospedero debido a la reducción en el metabolismo **Kabata (1985) y Gutierrez & Martorelli (1994)**.

Los peces teleósteos presentan hábitos alimentarios bastante variados, por tanto especializaciones y adaptaciones del tracto digestivo para dietas específicas son muy diversificadas (de esa forma, el tracto digestivo también es una puerta de entrada de patógenos del medio ambiente **Roberts (1978)**).

Por su parte, los parásitos poseen adaptaciones especiales para sobrevivir, muchos de estos entran en el tubo digestivo con los componentes de la dieta alimentaria y actúan como hospederos intermediarios. Esto es facilitado debido a que los peces ingieren sus alimentos casi sin masticarlos **Kabata (1985)**.

Varios factores influyen que los parásitos ocupen el interior del intestino, uno de los principales factores es la competencia de los parásitos, por el uso de los

nutrientes. Como las características de las estructuras a lo largo del intestino sufren diferenciaciones, no causa sorpresa el hecho de que algunos parásitos tengan preferencia por determinados lugares. Por ejemplo, algunos trematodos sólo están en la región anterior del intestino. Sería esperado que estas restricciones fueran más pronunciadas en el sistema digestivo de peces carnívoros y menos en los de herbívoros que presentan un tubo digestivo menos diferenciado **Kabata (1985)** y **Kennedy (1978)**.

2.2 Parásitos en “paco” *Piaractus brachypomus*

El acantocéfalo *Metechinorhynchus jucundus* (Travassos, 1923; Golvan, 1969), que se encontró parasitando al *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) “paco” en cultivo, mostró preferencia por el intestino, ya que presentó perforaciones, concentrándose preferentemente en el tercio anterior y llegando a ocupar todo el tracto intestinal de los individuos (**Ferraz de Lima et al., (1989)**).

La fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomun* “gamitana” y al híbrido de *C. macropomun* x *Piaractus brachypomus* en un estudio realizado en Venezuela con un total de 267 peces, (139 gamitanas y 128 híbridos); identificaron seis especies de parásitos: el monogeneo *Anacanthorus spatulatus*; los mixosporidios *Myxobolus* sp. y *Henneguya* sp.; los protozoos ciliados *Trichodina* sp. y *Epistylis* sp. y el copepodo *Ergasilus* sp. Los especímenes de *A. spatulatus*, *Myxobolus* sp y *Trichodina* sp. fueron comunes a ambas especies de peces, presentándose en la mayoría de los casos en parasitosis mixta. **Centeno et al., (2004)**.

Un estudio realizado en cinco especies de peces Characiformes en la planicie de inundación del río Paraná (Brasil), mostró que de 73 peces examinados, 53 se encontraron parasitados por copépodos en las fosas nasales, variando de 1 a 146 parásitos por hospedero. Los parásitos encontrados pertenecían a 3 especies ya descritas: *Gamidactylus jaraquensis* (Thatcher & Boerger, 1984); *Gamispatulus schizodontis* (Thatcher & Boerger, 1984) y *Rhinergasilus piranhus* (Boerger & Thatcher, 1988) (**Figueiredo et al., (2007)**).

Cohen & Kohn (2005), reportan cinco nuevas especies de dactylogíridos (monogéneos) en cuatro especies de peces carácidos de Brasil entre ellos *Colossoma macropomun* “gamitana”, *Piaractus brachypomus* “paco” y en el híbrido *Colossoma macropomun* x *P. mesopotamicus* “pacotana”: *Myrmarothecium viatorum* (Boeger, Piasecki & Sobecka, 2002); *Myrmarothecium boegeri* (Cohen & Kohn, 2005); *Notozothecium euzeti* (Kritsky, Boeger & Jeru, 1996); *Notozothecium januachensis* (Belmont-Jegu, Domingues & Martins, 2004) y *Anacanthorus penilabiatus* (Boeger, Husak & Martins, 1995).

En la literatura se registran 8 especies de parásitos encontrados en *P. brachypomus* pertenecientes a 6 filos: Ciliophora, *Nyctotherus piscicola*; Monogenoidea, *Myrmarothecium viatorum*; Tremátoda, *Daitytrema oxycephala*; Nemátoda, *Klossinemella iheringi*, *Rondonia rondoni*, *Spectatus spectatus*; Acantocephala, *Echinorhynchus jucundus* y Copépoda, *Perulernaea pirapitingae* (Thatcher, 2006).

2.3 Factores ambientales en el cultivo de *Piaractus brachypomus*

Luque (2004), afirma que el manejo adecuado en la actividad relacionada a la piscicultura es la medida más importante a ser tomada en cuenta, a fin de evitar que los peces sean atacados por la variedad de parásitos, considerando que el control algunos parámetros de la calidad de agua, nivel de oxígeno, temperatura, pH, flujo de agua y densidad poblacional deben tener fundamental importancia.

Natale (1998), menciona que los criterios científicos y tecnológicos ponen en práctica la investigación de diferentes parámetros indicadores de sustentabilidad de los ecosistemas acuáticos. Sin embargo existen limitaciones que dificultan la problemática del agua que integre el ambiente y el componente socioeconómico, que son al mismo tiempo fuentes y receptores de contaminación.

Mancini et al., (2000), menciona que en aquellos ambientes con excesiva materia orgánica o polucionados hay un aumento del riesgo de parasitosis en animales silvestres y en cautiverio.

III. METODOLOGÍA

3.1 Ubicación del área de estudio

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones del Centro de Investigaciones de Quistococha (CIQ), del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). El CIQ se encuentra ubicado a la margen derecha del km 4.5 de la carretera Iquitos – Nauta, entre las coordenadas geográficas 03° 48' 48.9'' S y 73° 19' 18.2'' W; con una altitud de 128 m.s.n.m., en el Caserío de Quistococha, Distrito de San Juan Bautista, Provincia de Maynas, Departamento de Loreto.



Figura 1. Centro de Investigaciones Quistococha - IIAP

3.2 Tipo de investigación

De acuerdo a los objetivos la investigación es **aplicada** y de acuerdo al diseño de contrastación la investigación es descriptiva **no experimental** de tipo **correlacional**.

3.3 Diseño de la investigación

El diseño de la investigación es de tipo descriptivo no experimental la cual considera la evaluación de la relación que existe entre las variables del estudio.

VARIABLES

x= independiente → factores ambientales del agua
y= dependiente → abundancia parasitaria

Para la evaluación de la variable independiente se realizaron muestreos programados utilizando para ello un kit de análisis de aguas dulces y multiparámetros y para la evaluación de la variable dependiente se realizó utilizando el índice de abundancia parasitaria, desarrollado mediante observaciones directas de las muestras fijadas con ayuda de un microscopio y estereoscopio.

3.4 Población y muestra

3.4.1 Población muestral

Conformada por larvas, post larvas y alevinos de *Piaractus brachypomus* “paco” ubicado dentro de la clasificación taxonómica.

Reyno: Animalia

Phylum: Chordata

Sub filo: Vertebrata

Clase: Actinopterygii

Orden: Characiformes

Familia: Characidae

Género: *Piaractus*

Especie: *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818)

3.4.2 Muestra

Conformada por 180 individuos (60 larvas, 60 post larvas y 60 alevinos) de *Piaractus brachypomus* "paco", provenientes de reproducción inducida en el Centro de Investigaciones de Quistococha (CIQ) dentro de las instalaciones del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP); tanto las larvas como las post larvas fueron acondicionados en tanques de concreto revestidos en su interior con mayólicas de color blanco, cuyas medidas son de 1.5 m de longitud, 0.70 m de ancho y 0.76 m de altura; siendo llenado c 1.20 m x 90 m agua hasta 0.60 m, equipados con sistema de aireación y flujo continuo de agua.

Asimismo los alevinos provenían de estanques de tierra de 60 m² de espejo de agua y con 1.5 m de profundidad, bajo un sistema de cultivo semi – intensivo, la textura del suelo del estanque es de tipo arcillo-arenoso; el agua con que se

abastece este estanque proviene de la napa freática, que aflora a la superficie a través de ojos de agua así como de agua de precipitación pluvial.

La alimentación de las post larvas estuvo constituida por *Moina sp.* y la de alevinos por alimento balanceado de tipo extruzada con 40% de PB.

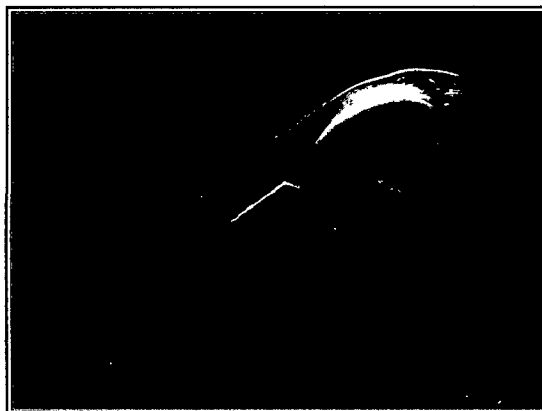


Figura 2. Larva de *P. brachypomus*

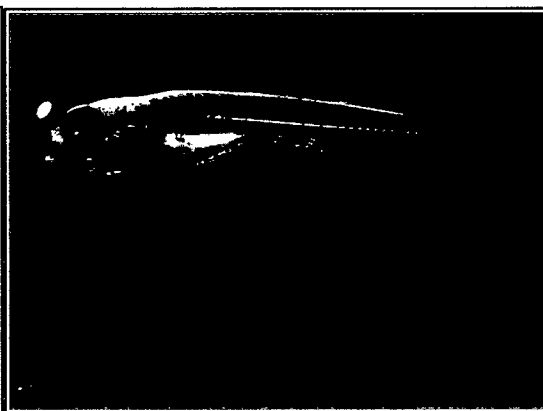


Figura 3. Post larva de *P. brachypomus*

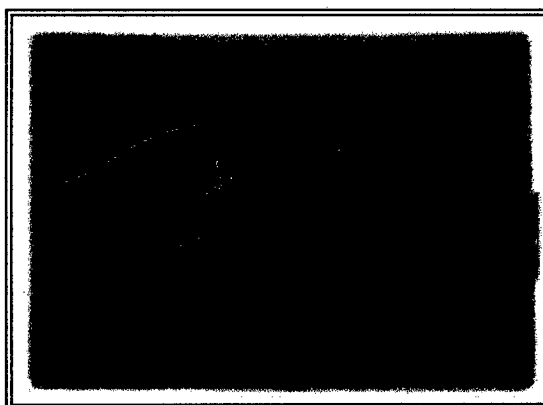


Figura 4. Alevino de *P. brachypomus*

3.4.3 Selección de la muestra

Del total de la muestra se extrajo 20 ejemplares de larvas/día, 2 post larvas/día colectados al azar con la ayuda de un jamo pequeño y de 1 alevino/día extraído con la ayuda de una red tipo bolichera y un jamo mediano (Tab. 1), posteriormente se acondicionaron en tapers de plástico para ser trasladadas a los ambientes del laboratorio de Bromatología y Limnología del Centro de Investigación Quistococha – IIAP del programa AQUAREC para ser registrados respectivamente en peso y longitud y finalmente ser analizados (Fig. 5).



Figura 5. Laboratorio de Bromatología y Limnología del CIQ – IIAP.

3.5 Procedimientos, técnicas e instrumentos de recolección de datos

3.5.1 Registro de datos biométricos

El registro de datos biométricos se realizó en el lugar de colecta de las muestras; para el registro de la longitud total (tomado desde el extremo de la boca hasta el extremo de la aleta caudal) se utilizó una regla de aluminio de 30 centímetros (cm) y para el registro del peso total en gramos, se utilizó una balanza digital de 5 kg de capacidad con 1.0 gramos de sensibilidad marca OHAUS 55. El peso de larvas y post larvas se obtuvo pesando una placa Petri vacía y luego con el individuo obteniendo el peso por diferencia (Anexo 1, 2 y 3).

Tabla 1. Peso y longitud promedio de larvas, post larvas y alevinos de *Piaractus brachypomus* cultivados del CIQ - IIAP.

Muestras / Estado	Nº ejemplares	Peso (g)	Longitud total (cm)
Larvas	60	0.0054 ± 0.0016	0.4616 ± 0.0538
Post larvas	60	0.0276 ± 0.0105	1.1063 ± 0.1707
Alevinos	60	30.54 ± 17.32	10.221 ± 2.11
Total	180		

3.5.2 Técnica del squash (larvas y post larvas)

Para este análisis, se procedió a colocar las larvas y post larvas, en láminas porta objetos y cubriéndolas con laminillas finas para luego ser observadas directamente al microscopio y estereoscopio.

3.5.3 Necropsia de los peces (alevinos)

Se realizó en el laboratorio a razón de 1 pez/día; la necropsia se llevo a cabo bajo las normas éticas de sacrificio de peces descrita por Malta *et al*, (1982).

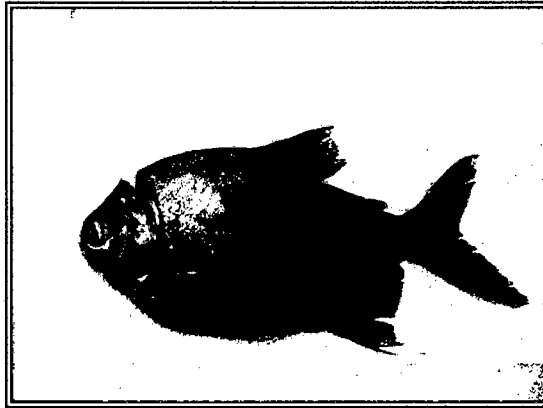


Figura 6. Corte a la altura de la primera vértebra

3.5.4 Análisis de las estructuras del pez (alevinos)

Se realizó de acuerdo a la estructura del pez, cuya descripción está líneas abajo:

a) Análisis de las fosas nasales y ojos.

El examen de las fosas nasales se realizó de acuerdo a Varella (1992). Se lavó la cavidad nasal con agua destilada. La roseta nasal se retiró delicadamente del interior del hueso nasal, y se colocó dentro de una placa Petri con agua destilada, donde se lavó varias veces con auxilio de una piseta. Se examinó minuciosamente todo el líquido obtenido. Todas las observaciones se hicieron en un microscopio y estereoscopio marca Zeis (Fig. 7).

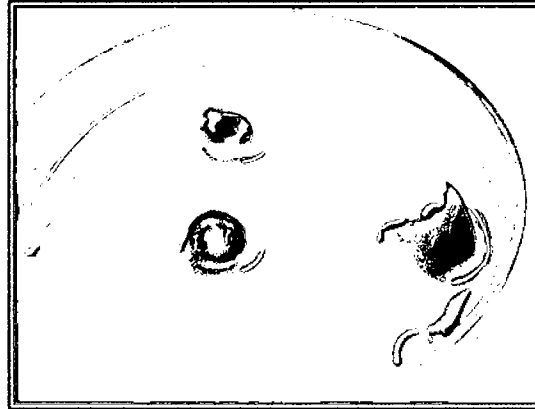


Figura 7. Fosas nasales y ojos de *P. brachypomus*

b) Análisis de piel y aletas.

Se analizaron muestras de la piel y las aletas de los alevinos, los cuales fueron observados cuidadosamente con la ayuda de un estereoscopio.

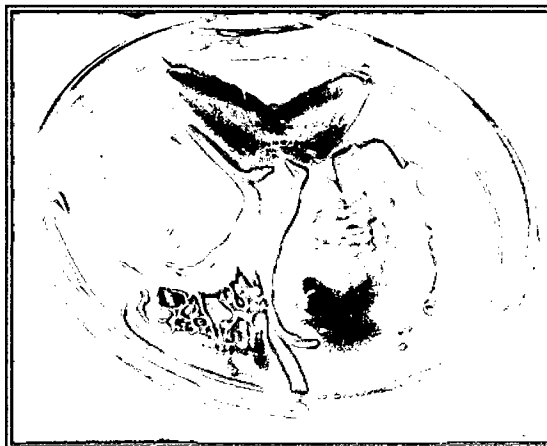


Figura 8. Piel y aletas separadas

c) Análisis de sangre

Para este análisis se utilizó una jeringa que contenía heparina con la sangre de la región caudal del pez, la cual era depositada en un tubo de ensayo, y finalmente se procedió con la preparación de las láminas con el método de coloración de Giemsa (BIER, 1975).



Figura 9. Extracción de sangre de alevino

d) Análisis de las branquias

Las branquias fueron retiradas del pez y colocadas en placas de vidrio con agua destilada. Luego fueron llevadas al microscopio y estereoscopio donde se separaron los monogoneos de los arcos branquiales con la ayuda de finos estiletes.



Figura 10. Separación de branquias

e) Análisis de la vejiga gaseosa

La vejiga gaseosa se retiró del cuerpo del pez y se procedió a la observación con la ayuda de un estereoscopio.

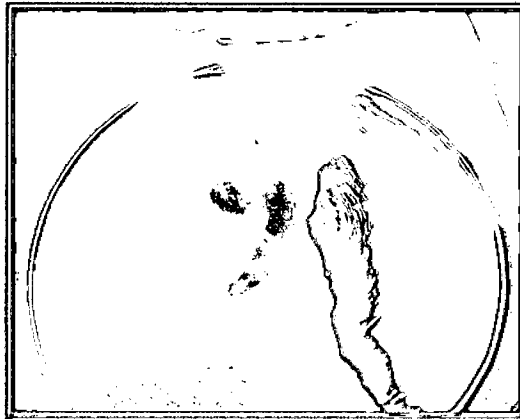


Figura 11. Vejiga gaseosa

f) Análisis del tracto digestivo y órganos internos

Los órganos internos después de ser retirados se individualizaron (hígado, estomago, intestinos, ciegos pilóricos, riñón, páncreas) colocándolos en placas Petri y con agua destilada para ser examinados en el microscopio y estereoscopio.

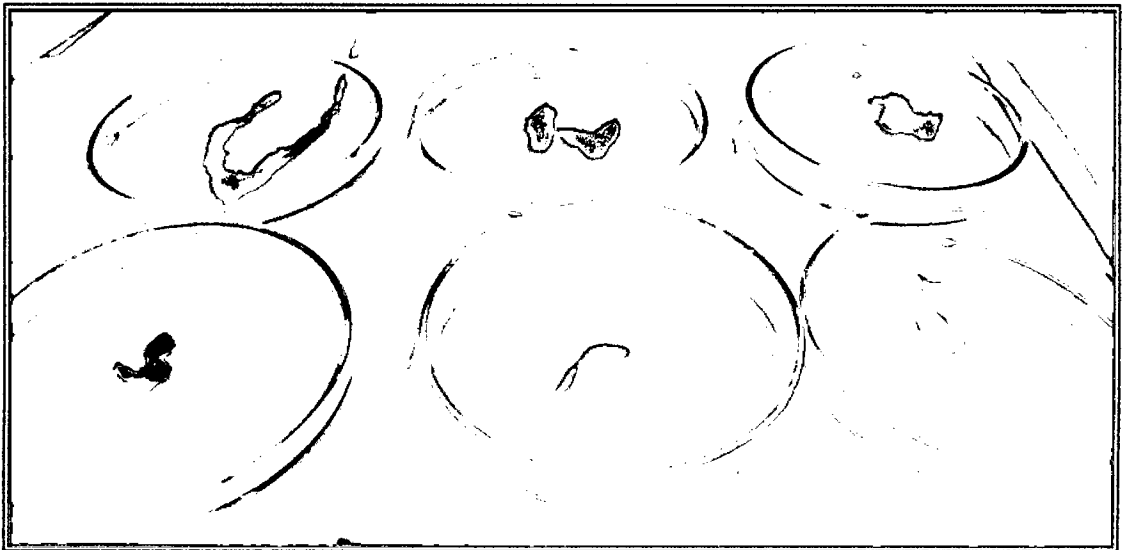
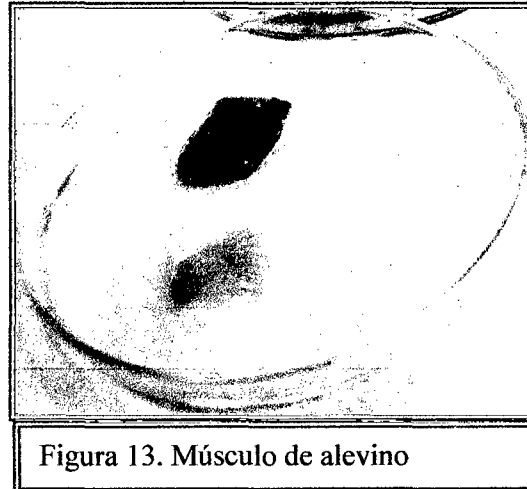


Figura 12. Órganos internos individualizados para su observación

g) Análisis de músculos

Se removió el músculo de los peces para ser colocados en placas Petri, después se procedió a retirar fragmentos de músculo para ser observados a nivel de estereoscopio.



3.5.5 Colecta y preservación de parásitos

Los parásitos fueron colectados con la ayuda de finos estiletes, pinzas pequeñas y pipetas de plástico de boca ancha, con la ayuda de estereoscopio marca ZEIS; los parásitos colectados fueron colocados en frascos de vidrio con formalina al 5%.

3.5.6 Preparación de láminas para la identificación de parásitos

Una vez colectados los parásitos, se fijaron en láminas porta-objeto con una gota de agua destilada, para luego ser cubierto con un cubre objeto y lograr observar las estructuras del parásito.

Para el estudio de las estructuras esclerotizadas de los Monogéneos (ganchos, anclas, barras del haptor y complejo copulatorio) se montaron láminas en medios mediante tres métodos: Gray & Wess, Tricrómico de Gomoris y Eosina & Orange G, y de tres métodos para el caso de Nematodos: Coloración Carmin, Hematoxilina de Delafield y Carmalumen de Mayer, según Amato, *et al*; (1991).

A. Método Gray & Wess

Consistió en mezclar 2 g de alcohol polivinílico, 5 ml de glicerina, 7 ml de acetona a 70%, 5 ml de ácido láctico y 10 ml de agua destilada. Esos productos se mezclaron con la ayuda de una espátula hasta que el alcohol polivinílico se disuelva por completo y se transforme en una solución homogénea y transparente. Cada monogeneo se retiró de la solución acuosa de formol 5% en que se encontraba y se colocó en placas Petri conteniendo agua destilada por 1 a 5 minutos, para luego ser transferido a una lámina portaobjeto humedecido con una pequeña gota de Gray & Wess y cubierto con una lámina pequeña. El proceso de clarificación demoró de 1 a 2 días.

B. Método Tricrómico de Gomoris

Se colocaron los monogeneos en agua por algunos minutos, luego se transfirió los especímenes a una pequeña gota de colorante Tricromico de Gomoris en el centro de una placa Petri pequeña, se coloreó por 1 a 3 minutos, después se llenó la placa de Petri con etanol absoluto, luego se diferenció con gotas de agua; posteriormente se transfirió los individuos a otra placa Petri conteniendo etanol absoluto, luego se deshidrató por 1 a 5 minutos y finalmente fueron transferidos para Creosoto de Faia donde se dejaron hasta la clarificación.

C. Método Eosina & Orange G

Se transfirió los monogeneos a una placa Petri pequeña conteniendo una mezcla de la solución colorante (Eosina/Orange-G), se coloreó hasta que adquiriera una coloración rosa suave, se deshidrató y clarificó en fenol liquido puro y observado al estereoscopio; Posteriormente se transfirió al creosoto de Faia, para finalmente adicionarle Bálsamo de Canadá, gota a gota.

D. Método de coloración con Hematoxilina

Para la coloración y clarificación de los nemátodos se procedió de la siguiente manera:

- Como la hematoxilina es un colorante a base de agua, el parásito se dejó en el agua por un pequeño periodo de tiempo y después en el colorante, siendo el tiempo variable en función del tamaño del parásito, acompañando todo el proceso en un estereoscopio. Después se realizó una secuencia alcohólica para la deshidratación del parásito, el cual consistió en baños en alcohol al 70%, 80%, 90% y alcohol absoluto. Finalmente, el parásito se transfirió a la solución Creosoto de Faia para dejarlo medio transparente.

E. Método de coloración con Carmín

Como el carmín es un colorante a base de alcohol, se colocó el nemátodo en alcohol al 70% antes de pasar por el colorante de carmín. El tiempo en carmín fué variable en función del tamaño del parásito, el proceso se acompañó de un estereoscopio. Posteriormente se hizo una secuencia alcohólica para la deshidratación del parásito siendo bañados en alcohol al 70%, 80%, 90% y alcohol absoluto. Finalmente se colocó en Creosoto de Faia para hacer más visible (ó transparente) al parásito.

F. Método de coloración Carmalúmen de Mayer

Consistió en mezclar 5 g de Carmín en polvo, 6 g de aluminio de potasio, 25 ml de Ácido acético glacial y 100 ml de agua destilada, de esta solución se extrajo una gota la cual se virtió en una placa Petri conteniendo una solución alcohólica; después el nemátodo se depositó en esta solución por unos 5 minutos y después fue llevado al microscopio óptico.

3.5.7 Identificación de parásitos

La identificación de los protozoos se realizó con la ayuda de claves de diagnóstico de enfermedades de peces por **Reichenbach-Klinke (1976)**, asimismo para la identificación de los monogéneos y nemátodos se basó en la morfología de las estructuras unida a la marcada especificidad de los hospederos, que fue relevante para la caracterización de la familia y género, el mismo que fue corroborado empleando los esquemas tomados de la clave de identificación de **Thatcher, (2006)**.

3.5.8 Índices parasitarios

Para el análisis cuantitativo de los parásitos se utilizaron los índices parasitarios según *Bush et al.*, (1997).

a) Prevalencia (%) de parásitos:

Es el número de hospederos infectados por una determinada especie de parásito, dividido por el número de peces examinados (expresado en porcentaje).

$$P = \frac{\text{Número de peces infectados}}{\text{Número de peces examinados}} \times 100$$

b) Intensidad media:

Es el número total de parásitos de una determinada especie dividido por el número de hospederos infectados en la muestra.

$$IM = \frac{\text{Número total de parásitos}}{\text{Número de peces infectados}}$$

c) Abundancia de parásitos:

Es el número total de parásitos de una determinada especie en un único hospedero.

d) Abundancia media de parásitos:

Es el número total de parásitos de una determinada especie en la muestra, dividido por el número total de hospederos infectados o no infectados.

$$AM = \frac{\text{Número total de parásitos}}{\text{Número de peces examinados}}$$

e) **Lugar de fijación y estatus comunitario**

Lugar de fijación

El lugar de fijación de los parásitos se determinó mediante la observación directa de las estructuras del pez en el momento de la colecta.

Estatus comunitario

El estatus comunitario de los parásitos fue calculado en base a la prevalencia de los parásitos y siguiendo la recomendación hechas por **Bush & Holmes, (1986)**, clasificando a las especies en:

Satélite = Menor que 1/3. (<33.3)

Secundario = de 1/3 a 2/3. (entre 33.3 y 66.6)

Central = Mayor de 2/3. (>66.6)

3.5.9 Monitoreo de factores ambientales del agua

• **Físicos**

Temperatura (°C): Las mediciones se realizaron dos veces al día, a las 9 horas, 16 horas; utilizando el termómetro del oxímetro YSI MODEL 55.

• **Químicos**

pH (UI): Se registró diariamente usando un potenciómetro de marca WTW 330i/SET (Alemania).

Oxígeno disuelto (mg/l): Se registró de forma diaria con el oxímetro YSI MODEL 55 (U.S.A).

Concentración de CO₂ (mg/l): Se monitoreó una vez por semana mediante el Kit Lamotte modelo AQ-2).

Los valores de los factores ambientales del agua se registraron en fichas de campo. (Anexo N° 4, 5 y 6).

3.5.10 Correlación de la abundancia parasitaria con los factores ambientales del agua

La correlación se determinó utilizando los datos de la abundancia parasitaria y los valores de los factores ambientales del agua, aplicando el análisis estadístico de correlaciones bivariadas, con el objetivo de evaluar el grado de relación existente entre dichas variables.

3.5.11 Análisis e interpretación de datos

Para el análisis e interpretación de los datos, se utilizó la estadística descriptiva, mediante la ayuda de cuadros y gráficos facilitando la comprensión de la investigación. La prueba estadística utilizada fue la de Correlaciones bivariadas mediante el coeficiente de correlación de Pearson, nivel de significancia 0.05; para ello se empleó el programa SPSS versión 18.0.

IV. RESULTADOS

4.1. Identificación de parásitos

De las 60 larvas examinadas se observó la presencia de protozoarios en 10 individuos a nivel de piel; para el caso de las 60 post larvas se pudo observar la presencia de hongos en 5 individuos a nivel de piel, aletas y ojos y finalmente en el caso de los 60 alevinos examinados, observó a dos grupos de parásitos: Monogenea presentes en 26 peces a nivel de branquias y Nemátoda presentes en 4 peces a nivel del sistema digestivo. (Tab. 2).

Tabla 2. Ubicación taxonómica de los parásitos identificadas en larvas, post larvas y alevinos de *P. brachypomus*, cultivados en el CIQ – IIAP.

Estadio / Taxonomía	Larvas	Post larvas	Alevinos	
Clase	Protozoa	Oomycota	Platyhelminthes	Nematyhelminthes
Orden	Myxosporida	Saprolegniales	Monogenoidea	Nemátoda
Familia	Myxobolidae	Saprolegniaceae	Dactilogyridae	Atractidae
Género	Myxobolus	Saprolegnia	Mymarothecium	Rondonia
Especie	<i>Myxobolus</i> sp.	<i>Saprolegnia</i> sp.	<i>M. viatorum</i>	<i>R. rondoni</i>

Myxobolus sp. Son inmóviles y forman quistes en diferentes órganos del cuerpo del hospedero, midiendo aproximadamente de 20 a 70 μm de longitud. Poseen un cuerpo oval o alargado con o sin cola, provistos de cápsulas polares alargadas u ovaes que contienen un filamento polar. El ciclo de vida de este parásito es complejo y poco esclarecido, ya que para su desarrollo es necesario un hospedero intermediario. (invertebrado acuático) (Markiw & Wolf, 1983).

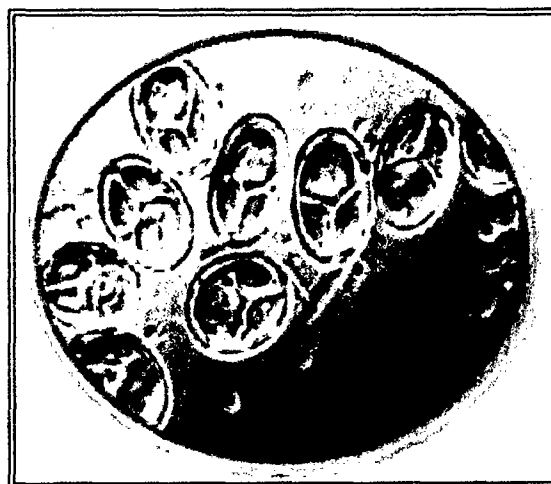


Figura 14. *Myxobolus* sp. encontrado a nivel de piel de larvas de *P. brachypomus*. Tomado de: www.elacuaria.com.pe

Saprolegnia sp. Se caracteriza por presentar zoosporas con flagelos barbulados y lisos, siendo el flagelo anterior barbulado y el posterior liso. El micelio cenocítico es muy ramificado, una pared celular principalmente de glucanos, también de celulosa en la cual aparecen septos para separar los órganos reproductores. *Saprolegnia* es tolerante a grandes rangos de temperatura desde 3 a 33 °C, se encuentra preferentemente en el agua, aunque también puede habitar en suelo húmedo



Figura 15. Ojo de post larva evidenciando la presencia de *Saprolegnia* sp.

El monogeneo *Mymarothecium viatorum* presenta estructuras propias del género *Mymarothecium*, cuyo cuerpo está dividido en dos partes: la parte anterior llamado prohaptor que contiene las glándulas de fijación, el sistema digestivo y el sistema reproductor, que está compuesto por el órgano copulador masculino (cirro), que presenta una pieza accesoria en forma de espiral la cual está articulada directamente al OMC. (Figura 16B), y la parte posterior, caracterizado por el órgano de fijación llamado opistohaptor o haptor, provisto de dos pares de anclas (dorsal y ventral), articulados por barras (una dorsal ligeramente en forma de U y una ventral en forma de varilla). (Figura 17 y 18), estructuras que fueron utilizadas para la identificación del parásito. (Anexo 8).

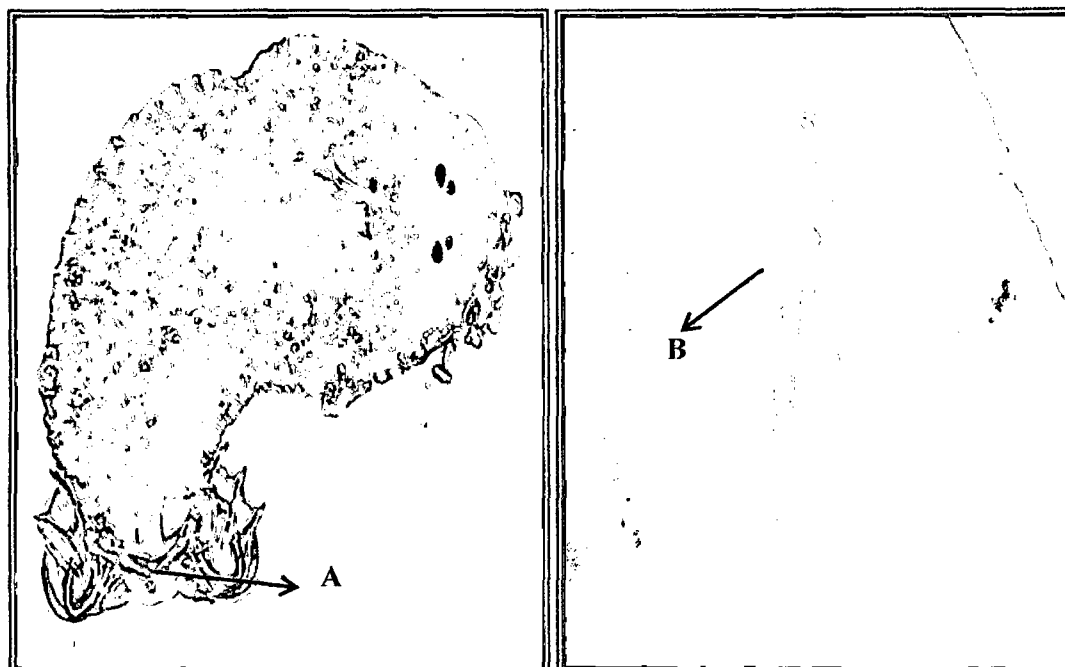


Figura 16. *Mymarothecium viatorum* (Boeger, Piasecki & Sobecka, 2002), parásito de las branquias de paco *P. brachypomus*. A) Haptor, evidenciando la proyección media de la barra ventral, característica del género *Mymarothecium*. Figura 17. B) Complejo copulatorio.

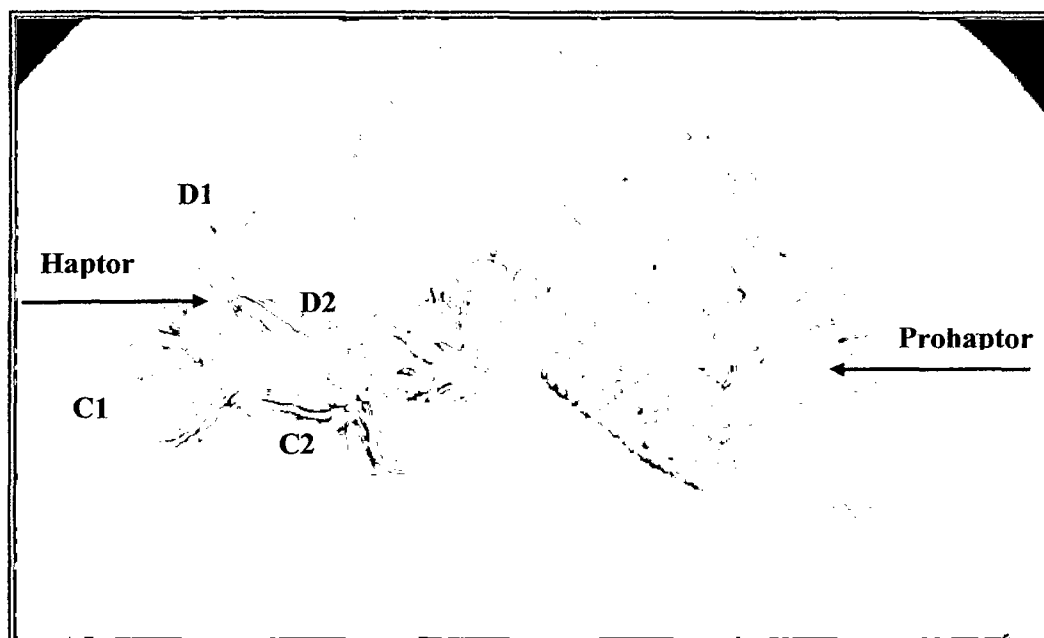


Figura 18. Estructuras esclerotizadas del parásito *Mymarothecium viatorum*. C) C1 Ancla dorsal, C2 Barra dorsal en forma de U invertida, D) D1 Ancla ventral v D2 Barra ventral en forma de varilla.

Rondonia rondoni, presenta una boca con tres labios bilobados, cada uno con tres papilas. Esófago con una porción anterior cilíndrica con expansiones posteriores y terminaciones en bulba. El macho: presenta la extremidad posterior espiralada; espículas iguales; gubernáculo presente; un par de papilas preanales y cuatro pares de papilas postanales presentes. Hembra: la cola termina en punta, ovario solo, vulva abierta hacia la cloaca; Son vivíparos. Se encuentran ubicados en el tracto digestivo de peces. (Anexo 9)



Figura 19. Vista frontal de *Rondonia rondoni* (Travassos, 1919), nemátodo de *P. brachypomus*. A). Boca presentando los tres labios bilobados. Tomado de www.elacuaria.com.pe

4.2. Índices parasitarios

De las 120 larvas y post larvas solo se registró la presencia de protozoos con una prevalencia de 16.60% y una abundancia de 149; hongos de la clase Oomycota con una prevalencia de 8.30% y una abundancia de 205 y en los 60 ejemplares de alevinos se registró la presencia del monogéneo *Mymarothecium viatorum* con 43.33% y una abundancia de 2046 individuos y del nemátodo *Rondonia rondoni* cuya prevalencia fue de 6.67% y una abundancia de 14 individuos (Tab. 3)

Tabla 3. Índices parasitarios registrados en larvas, post larvas y alevinos de *P. brachypomus* cultivados en el CIQ – IIAP.

Índices \ Estadíos	Larvas (Myxozoa)	Post larvas (Oomycota)	Alevinos	
			Monogenoidea	Nemátoda
Prevalencia (%)	16.60%	8.30%	43.33%	6.67%
Peces parasitados	10	5	26	4
Abundancia	149	205	2046	14
Intensidad media	14.9	41.00	78.69	3.50
Abundancia media	2.48	3.42	34.10	0.23

Lugar de fijación y estatus comunitario

El estatus comunitario se determinó en función al porcentaje de la prevalencia parasitaria; para el caso de protozoo fue de 16.60% registrando como lugar de fijación la piel; para Oomycota fue 8.30% cuyo lugar de fijación fué la piel, aletas y ojos. Con relación al Monogeneo presentó una prevalencia de 43.33%, teniendo como lugar de fijación las branquias, y finalmente el Nemátodo presentó una prevalencia de 6.67%, cuyo lugar de fijación fue el sistema digestivo (Tab. 4).

El estatus comunitario de acuerdo a la prevalencia de los parásitos fue, especies **Satélites** para Protozoa, Oomycota y Nemátoda, y especie **Secundaria** para Monogenea.

Tabla 4. Lugar de fijación y estatus comunitario de las especies parasitarias registradas en larvas, post larvas y alevinos de *P. brachypomus* cultivadas en el CIQ – IIAP.

Parásitos	Prevalencia (%)	Lugar de fijación	Estatus comunitario
<i>Myxobolus</i> sp.	16.60	Piel	Satélite ¹
<i>Suprotegna</i> sp.	8.30	Piel, aletas y ojos	Satélite ¹
<i>Mymarothecium vitatorum</i>	43.33	Branquias	Secundario ²
<i>Rondonia rondoni</i>	6.67	Sistema digestivo	Satélite ¹
1 Satélite: Menor de 33.3; 2 Secundario: Mayor de 33.3			

4.3. Factores ambientales del agua

Los factores ambientales (calidad del agua) del tanque de concreto donde se mantenían a las larvas y post larvas de *P. brachypomus*, no presentaron variaciones durante los días de monitoreo; sin embargo los factores ambientales del estanque de tierra, donde se encontraban los alevinos si mostraron variaciones leves durante los días de monitoreo. (Tab. 5, 6 y 7).

LARVAS

Tabla N° 5. Promedio de los factores ambientales del agua del tanque de concreto registrados durante los días de cultivo de larvas de *P. brachypomus* en del CIQ – IIAP.

Factores ambientales del agua	VALOR
Temperatura (°C)	26.60 ± 0.13
Oxígeno disuelto (mg/l)	3.80 ± 0.05
pH (UI)	6.24 ± 0.10
Dióxido de carbono (mg/l)	10.33 ± 1.53

Con relación a la temperatura, osciló entre 26.2 °C (valor mínimo a las 8 horas) y 27.0 °C (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 20).

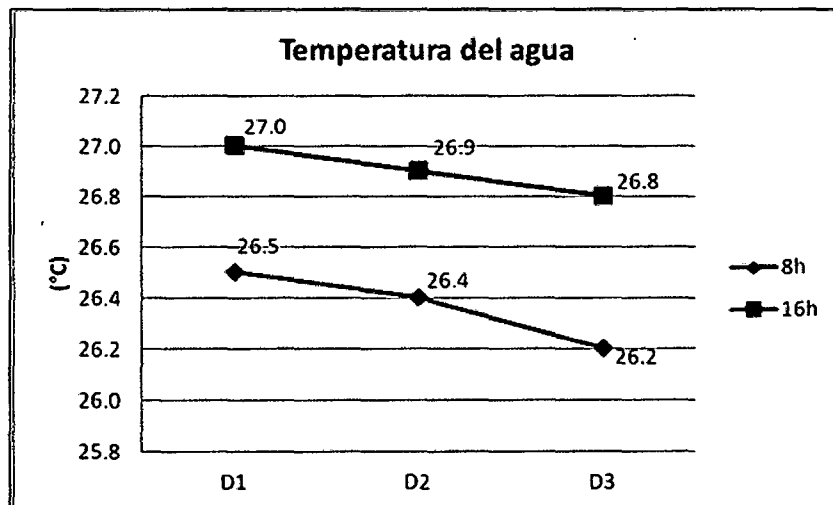


Figura 20. Registro diario de temperatura en el cultivo de larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

Con relación al oxígeno disuelto, osciló entre 2.9 mg/l (valor mínimo a las 8 horas) y 4.8 mg/l (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 21).

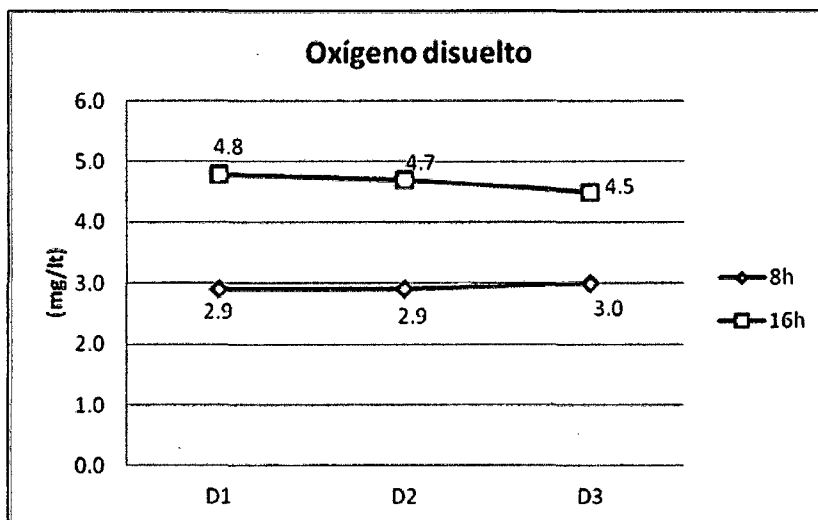


Figura 21. Registro diario de oxígeno disuelto en el cultivo de larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

La variación del pH osciló entre 5.8 UI (valor mínimo a las 8 horas) y 6.8 UI (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 22).

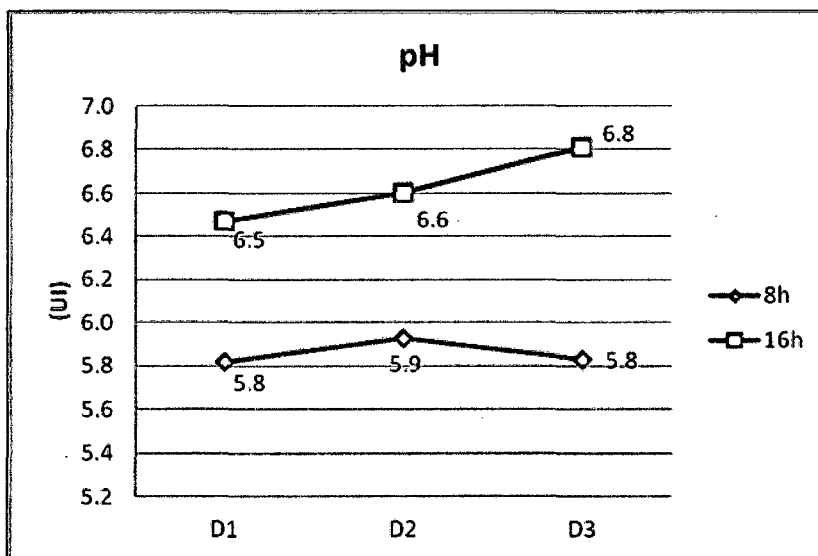


Figura 22. Registro diario de pH en el cultivo de larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

La variación del dióxido de carbono osciló entre 9 mg/l y 12 mg/l (Ver Fig. 23).

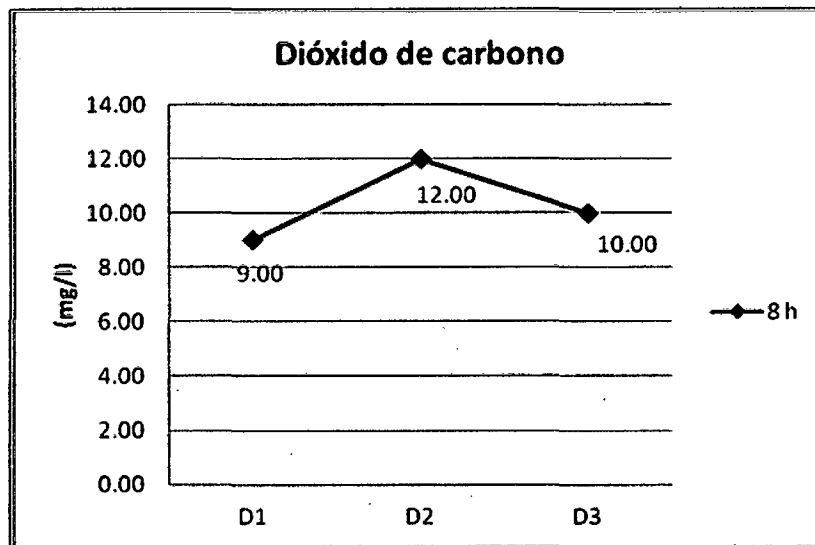


Figura 23. Registro diario de dióxido de carbono en el cultivo de larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

POST LARVAS

Tabla N° 6. Promedio de factores ambientales del agua de tanque de concreto registrados durante treinta días en el cultivo de post larvas de *P. brachypomus* en el CIQ – IIAP.

Factores ambientales del agua	Valor
Temperatura (°C)	26.69 ± 0.68
Oxígeno disuelto (mg/l)	5.72 ± 0.45
pH (UI)	6.69 ± 0.10
Dióxido de carbono (mg/l)	10.25 ± 4.72

Durante los quince días del monitoreo de la calidad del agua, la variación de la temperatura osciló entre 25.80 °C (valor mínimo a las 8 horas) y 28.77 °C (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 24).

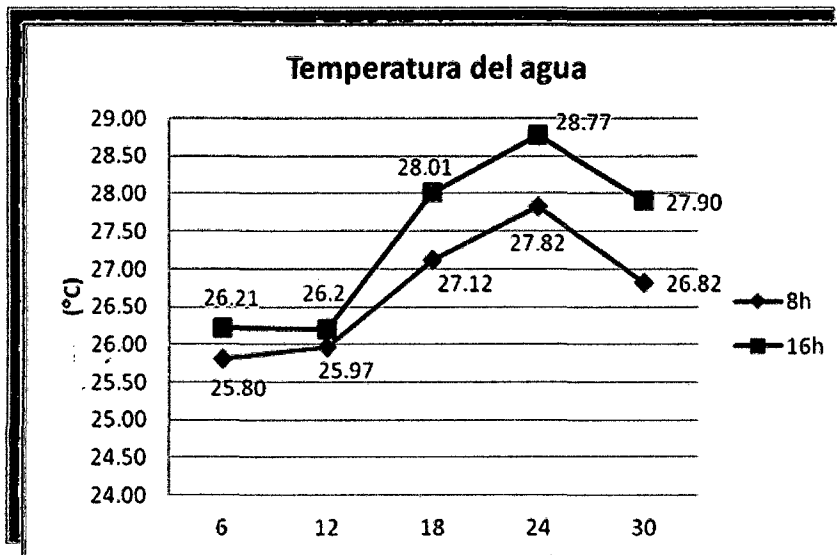


Figura 24. Promedio semanal de temperatura registrado durante el cultivo de post larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

Durante los treinta días del monitoreo de la calidad de agua, la variación del oxígeno disuelto osciló entre 5.48 mg/l (valor mínimo a las 9 horas) y 6.57 mg/l (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 25).

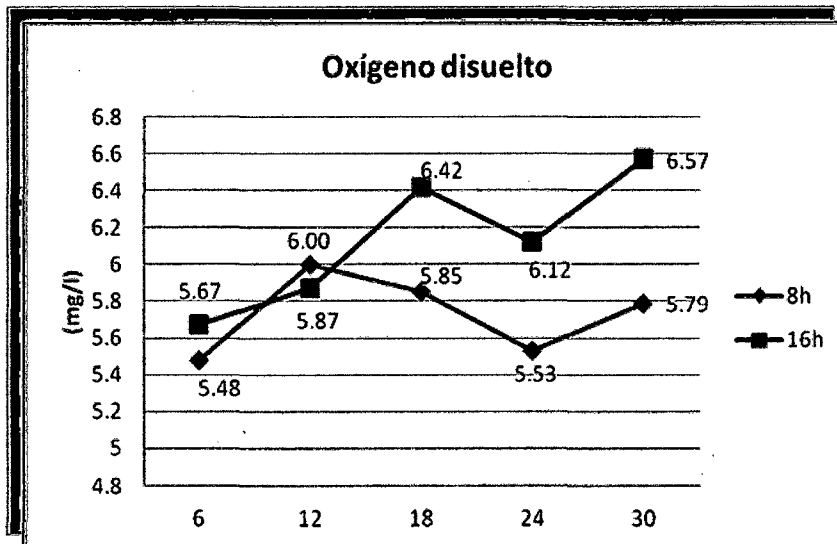


Figura 25. Promedio semanal de oxígeno disuelto registrado durante el cultivo de post larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

Durante los treinta días del monitoreo de la calidad de agua, la variación del pH osciló entre 6.57 UI (valor mínimo a las 8 horas) y 7.32 UI (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 26).

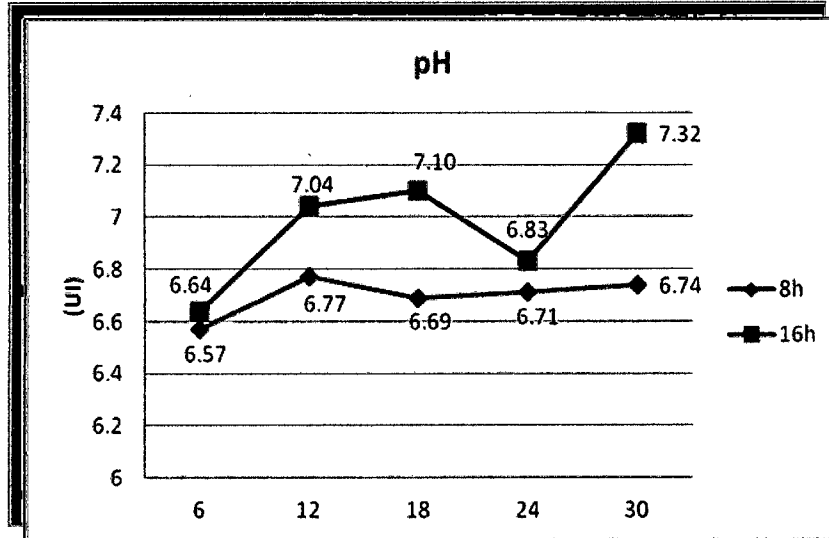


Figura 26. Promedio semanal de pH registrado durante el cultivo de post larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

Durante los treinta días del monitoreo de la calidad de agua, la variación del dióxido de carbono osciló entre 4 mg/l y 6 mg/l. (Ver Fig. 27).

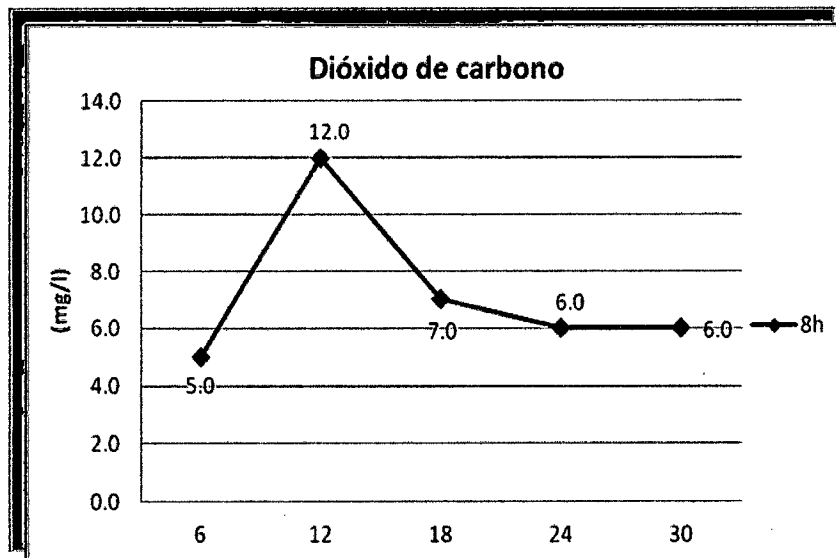


Figura 27. Promedio semanal de dióxido de carbono registrado durante el cultivo de post larvas de *P. brachypomus*, en tanque de concreto.

ALEVINOS

Tabla 7. Promedio de factores ambientales del agua del estanque de tierra registrados durante sesenta días en el cultivo de alevinos de *P. brachypomus*, en el CIQ - IIAP.

FACTORES AMBIENTALES DEL AGUA	VALOR
Temperatura (°C)	29.04 ± 1.28
Oxígeno disuelto (mg/l)	6.79 ± 1.15
pH (UI)	6.92 ± 0.35
Dióxido de carbono (mg/l)	15.88 ± 1.49

Durante los sesenta días de monitoreo de la calidad de agua, la variación de la temperatura osciló entre 27.03 °C (valor mínimo a las 8 horas) y 31.97 °C (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 28).

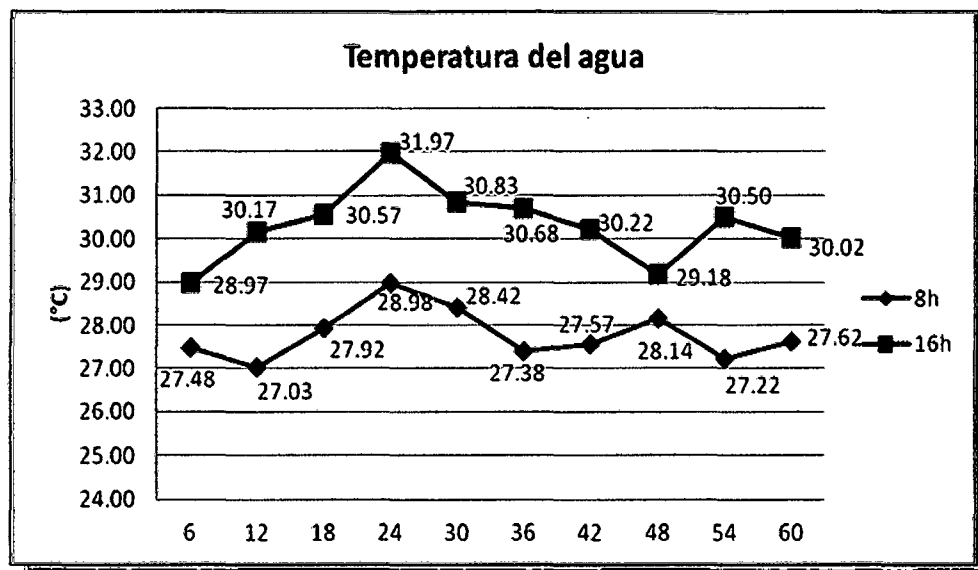


Figura 28. Promedio semanal de temperatura registrado durante el cultivo de alevinos de *P. brachypomus*, en estanque de tierra.

Durante los sesenta días de monitoreo de la calidad del agua, la variación del oxígeno disuelto osciló entre 4.17 mg/l (valor mínimo a las 8 horas) y 9.05 mg/l (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 29).

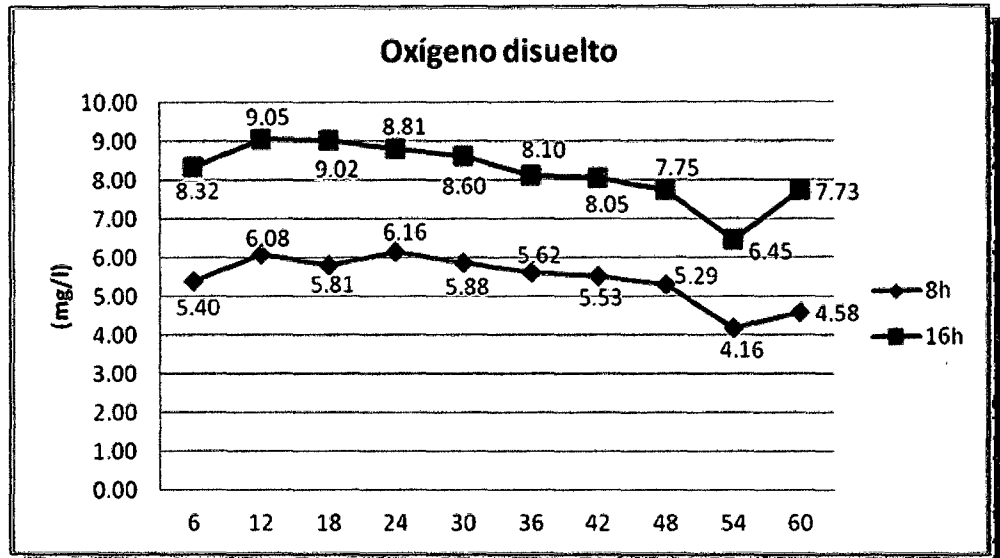


Figura 29. Promedio semanal de oxígeno disuelto registrado durante el cultivo de alevinos de *P. brachypomus*, en estanque de tierra.

Durante los sesenta días del monitoreo de la calidad del agua, la variación del pH osciló entre 6.34 UI (valor mínimo a las 8 horas) y 7.61 UI (valor máximo a las 16 horas) (Ver Fig. 30).

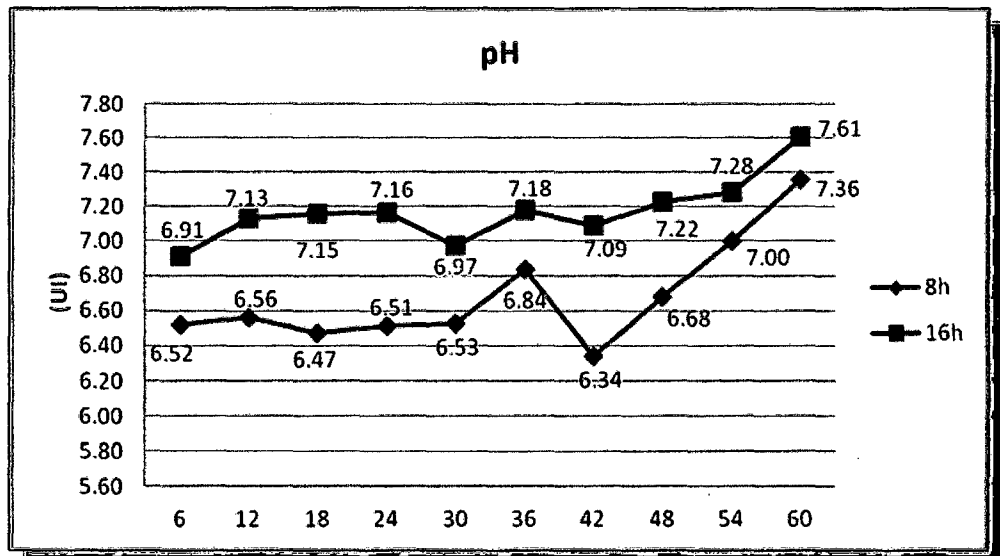


Figura 30. Promedio semanal de pH registrado durante el cultivo de alevinos de *P. brachypomus*, en estanque de tierra.

Durante los sesenta días del monitoreo de la calidad del agua, la variación del dióxido de carbono osciló entre 14 mg/l y 18 mg/l (Ver Fig. 31).

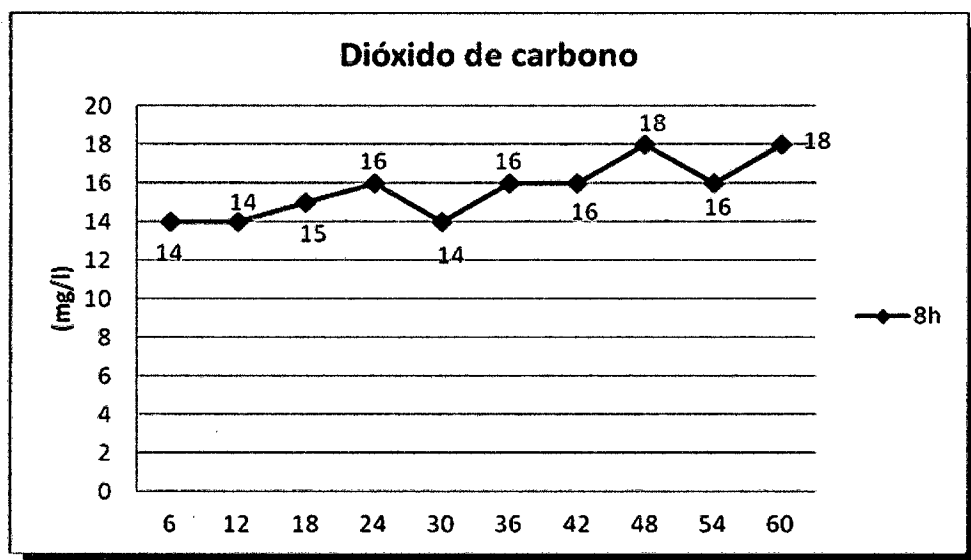


Figura 31. Promedio semanal de dióxido de carbono registrado durante el cultivo de alevinos de *P. brachypomus*, en estanque de tierra.

4.4. Correlación entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua

FISICOS

4.5.1 TEMPERATURA

Al relacionar las variables entre la abundancia parasitaria y la temperatura del agua, se registraron una correlación negativa e inversa, para larvas (-0.471), y alevinos (-0.089); es decir, que a medida que aumentan los valores de la temperatura del agua tiende a disminuir la abundancia parasitaria, (Fig. 32 y 34). Entre tanto se registró una correlación positiva muy buena para el caso de post larvas (0.934) con este parámetro, es decir existe cierto grado de dependencia o asociación entre ellos, debido a que a medida que aumenta la temperatura del agua, aumenta la abundancia parasitaria (Fig. 33).

Asimismo, la prueba estadística mediante el análisis de correlación de Pearson, entre la abundancia parasitaria y los parámetros físicos, registra una correlación



371

significativa para la temperatura del agua, ($F_t < F_c$) en todas las fases utilizadas; es decir a medida que la temperatura varía, la abundancia parasitaria tiende a variar significativamente. (Tab. 8).

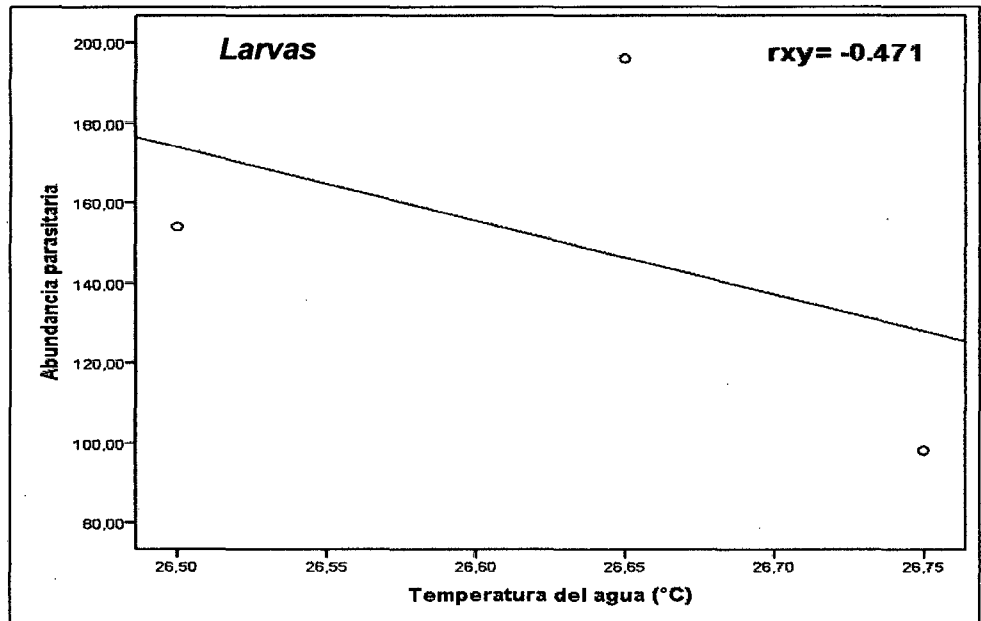


Figura 32. Correlación entre la temperatura del agua y la abundancia parasitaria en larvas de *P. brachypomus*

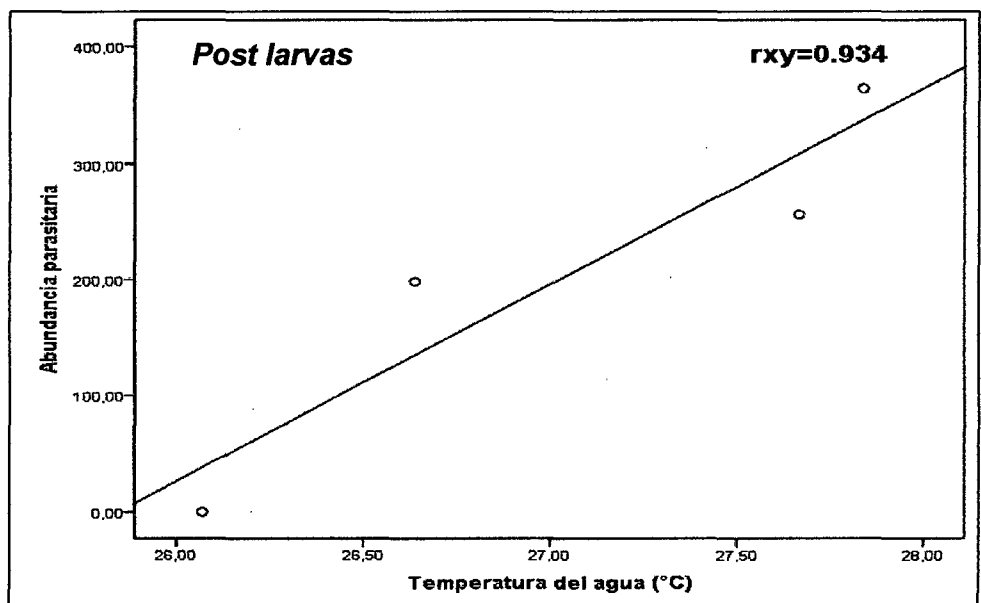
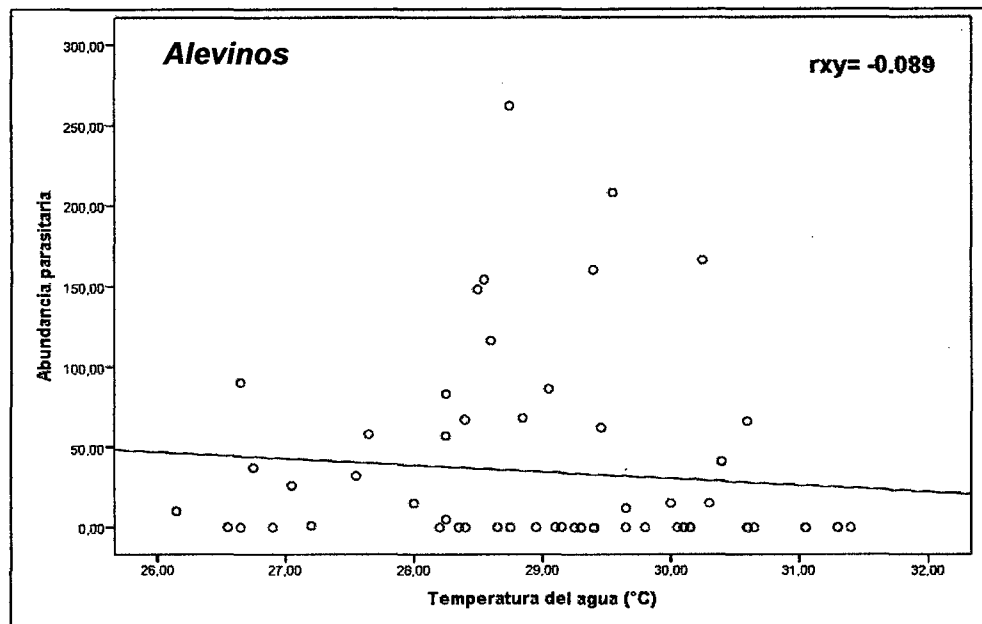


Figura 33. Correlación entre la temperatura del agua y la abundancia parasitaria en post larvas de *P. brachypomus*



4.5.2 OXÍGENO DISUELTO

Al relacionar las variables entre la abundancia parasitaria y el oxígeno disuelto, registraron una correlación negativa e inversa para larvas (-0.569), y para alevinos (-0.451); es decir, a medida que aumentan los valores del oxígeno disuelto, tiende a disminuir la abundancia parasitaria, (Fig. 35 y 37). En tanto una correlación positiva muy buena para el caso de post larvas (0.678), (Fig. 36), es decir existe cierto grado de asociación entre ellos, ya que, a medida que aumenta el oxígeno disuelto, aumenta la abundancia parasitaria.

Asimismo, la prueba estadística mediante el análisis de correlación de Pearson, entre la abundancia parasitaria y los parámetros químicos, registra una correlación significativa con la oxígeno disuelto, ($F_t < F_c$); para todas las fases utilizadas ya que a medida que el oxígeno varía, la abundancia parasitaria tiende a variar significativamente. (Tab. 8).

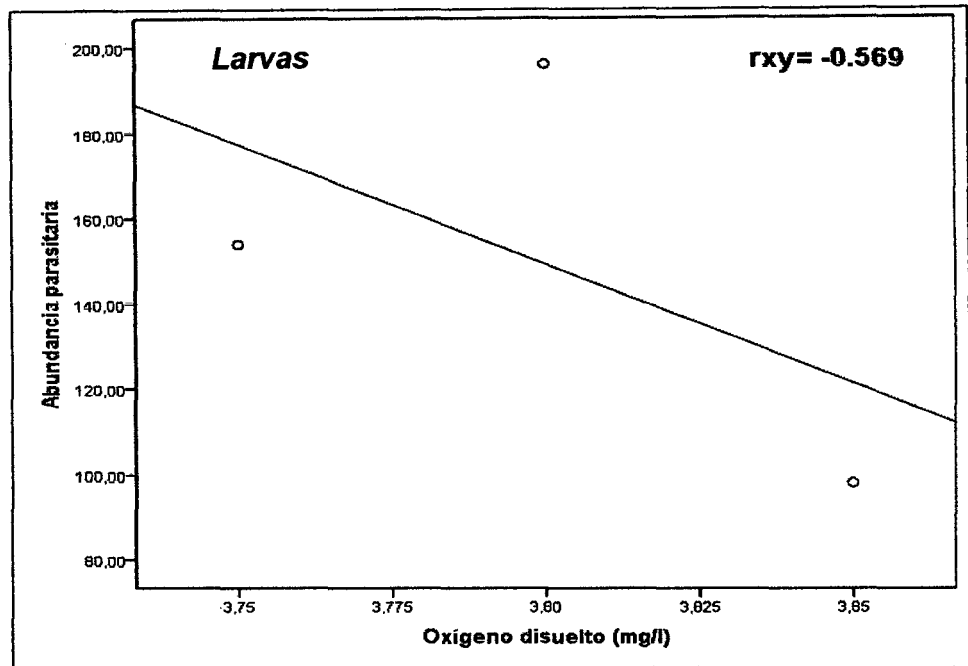


Figura 35. Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en larvas de *P. brachypomus*

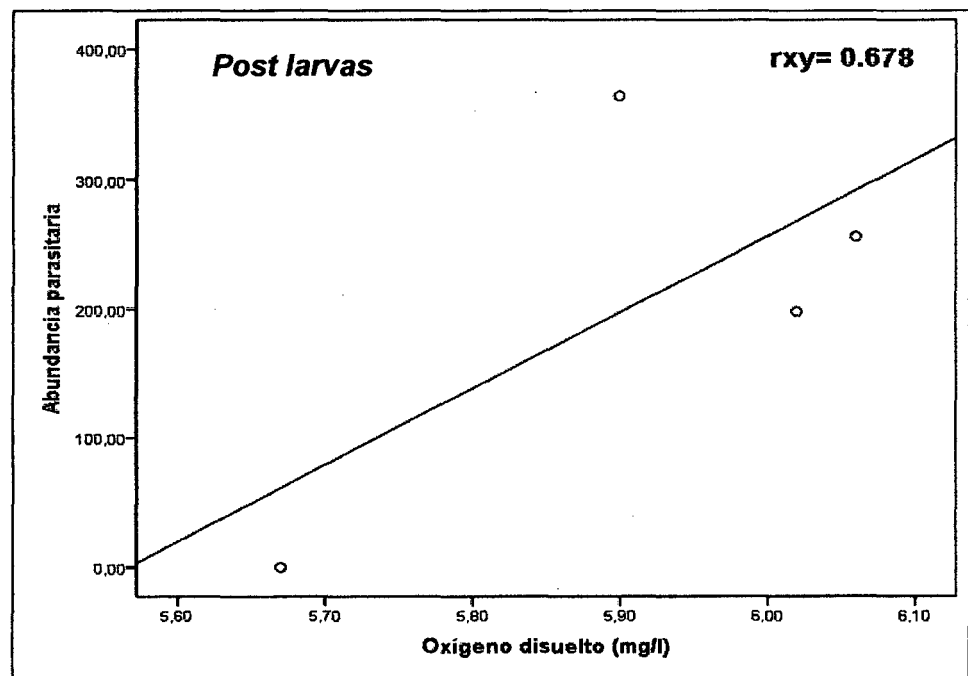


Figura 36. Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en post larvas de *P. brachypomus*

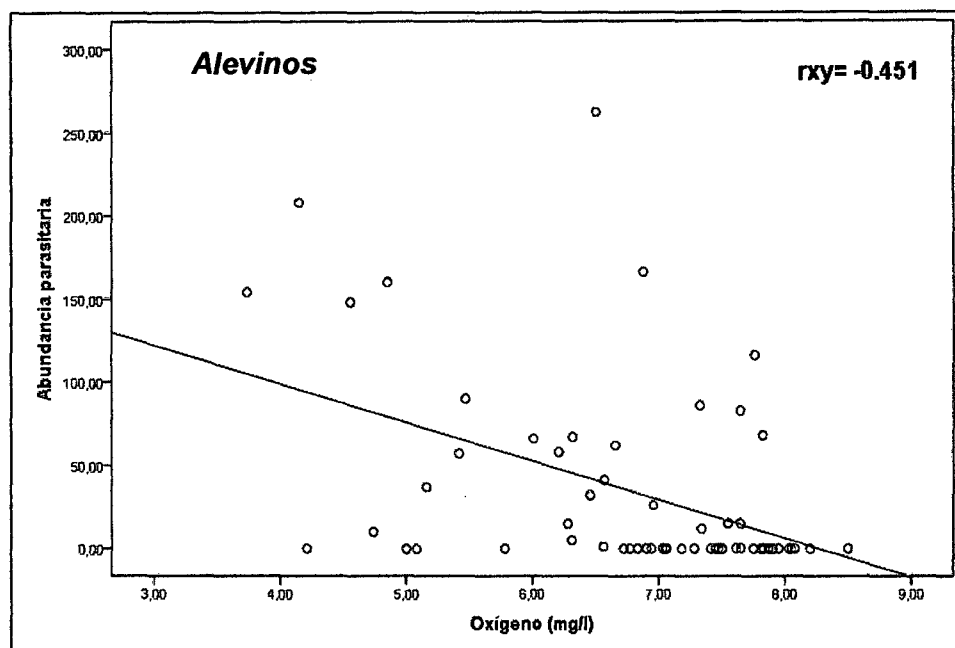


Figura 37. Correlación entre el oxígeno disuelto y la abundancia parasitaria en alevinos de *P. brachypomus*.

4.5.3 pH

Al relacionar las variables entre la abundancia parasitaria y el pH, mostraron una correlación positiva y directa muy buena para larvas, buena para post larvas y muy baja para alevinos de *P. brachypomus*, indicando que estos varían de manera similar; es decir, existe cierto grado de dependencia o asociación entre ellos, debido a que en la medida que aumenta el pH aumenta la abundancia parasitaria. (Fig. 38, 39 y 40).

Asimismo, la prueba estadística mediante el análisis de correlación de Pearson, entre la abundancia y los parámetros químicos, registra una correlación no significativa con el pH, ($F_t < F_c$) solo para el caso de la fase de larvas; es decir en la medida que el pH varía, la abundancia parasitaria tiende a variar significativamente (Tab. 8).

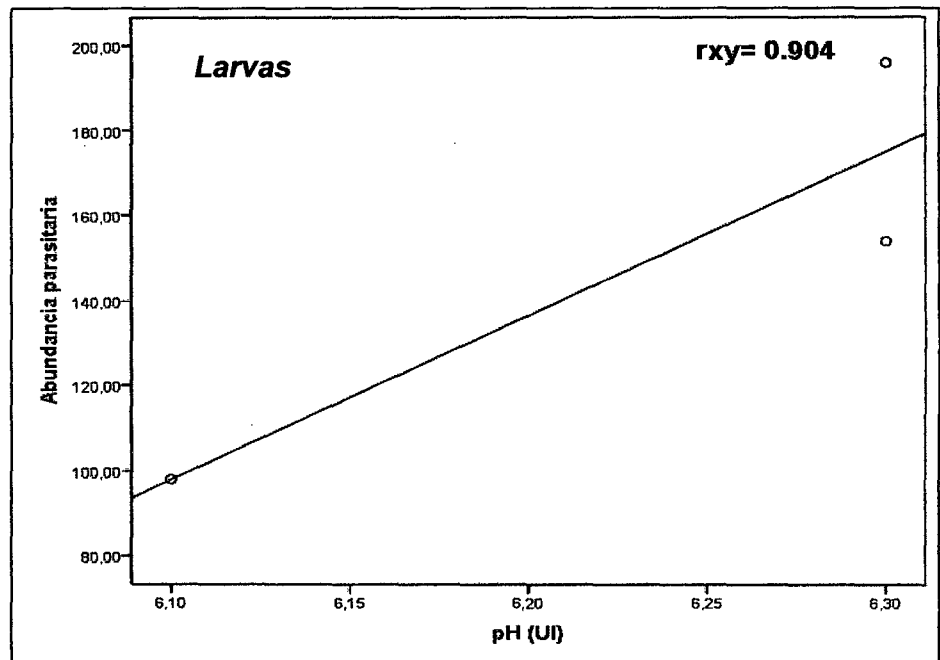


Figura 38. Correlación entre el pH y la abundancia de parasitaria en larvas de *P. brachypomus*

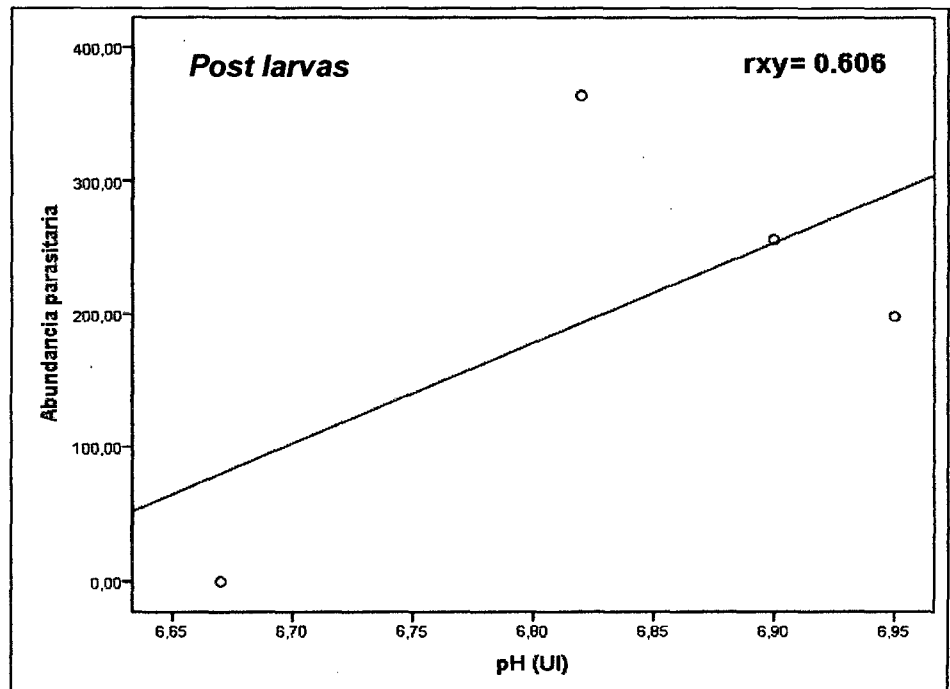


Figura 39. Correlación entre el pH y la abundancia de parasitaria en post larvas de *P. brachypomus*

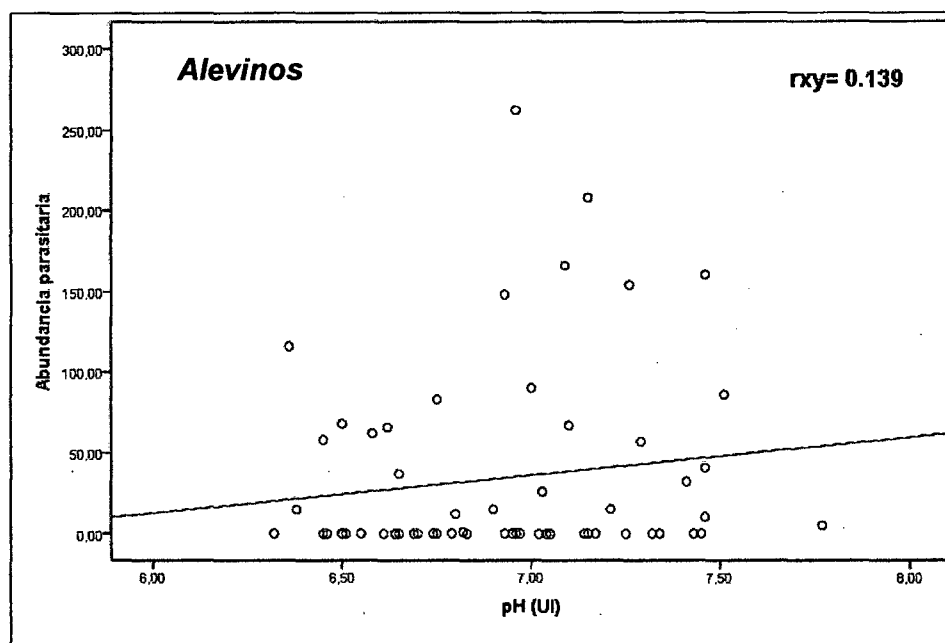


Figura 40. Correlación entre el pH y la abundancia de parasitaria en alevinos de *P. brachypomus*

4.5.4 Dióxido de carbono (mg/l)

Al relacionar las variables entre la abundancia parasitaria y el dióxido de carbono, mostraron una correlación positiva y directa muy buena para larvas y buena para post larvas y alevinos, indicando que los valores varían de manera similar; es decir, existe cierto grado de dependencia o asociación entre ellos, debido a que en la medida que aumenta el dióxido de carbono aumenta la abundancia parasitaria. (Fig. 41, 42 y 43).

Asimismo, la prueba estadística mediante el análisis de correlación de Pearson, entre la abundancia y los parámetros químicos, registra una correlación significativa con el dióxido de carbono ($F_t < F_c$) para todas las fases trabajadas; es decir en la medida que el dióxido de carbono varía, la abundancia parasitaria tiende a variar significativamente (Tab. 8).

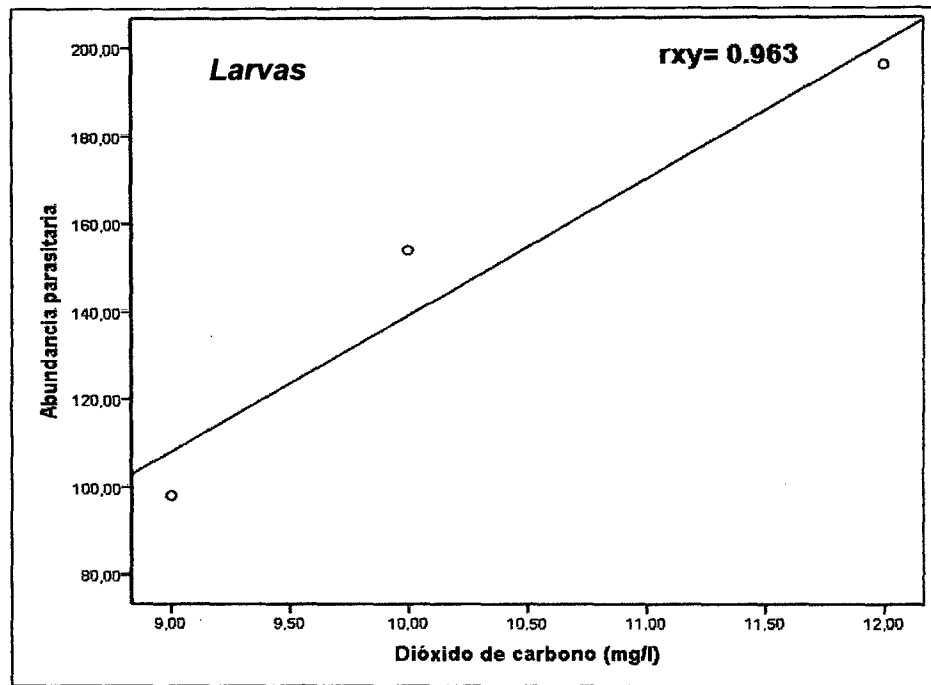


Figura 41. Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en larvas de *P. brachypomus*

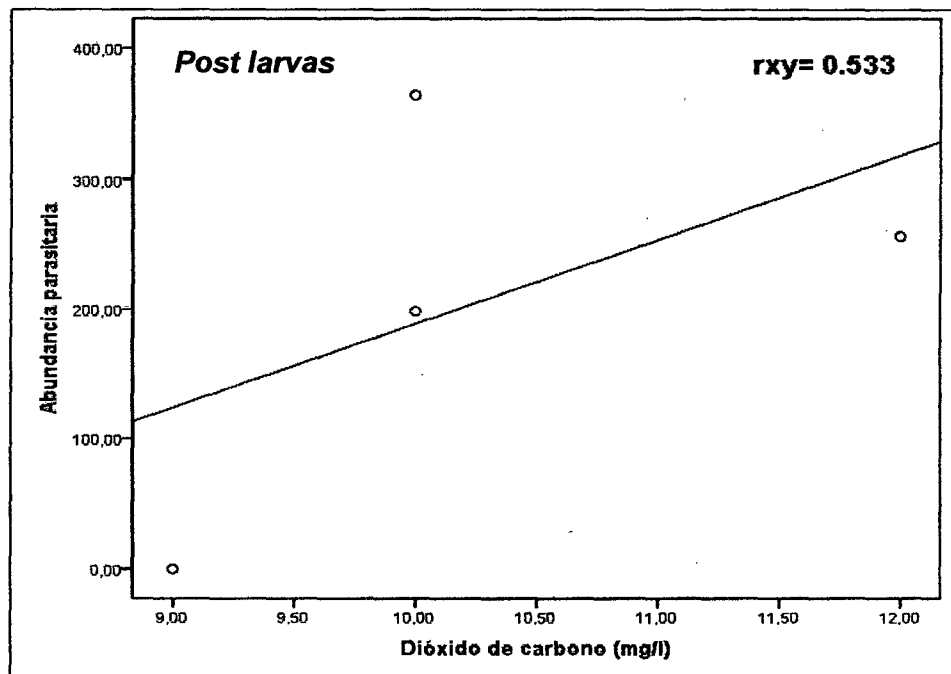


Figura 42. Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en post larvas de *P. brachypomus*

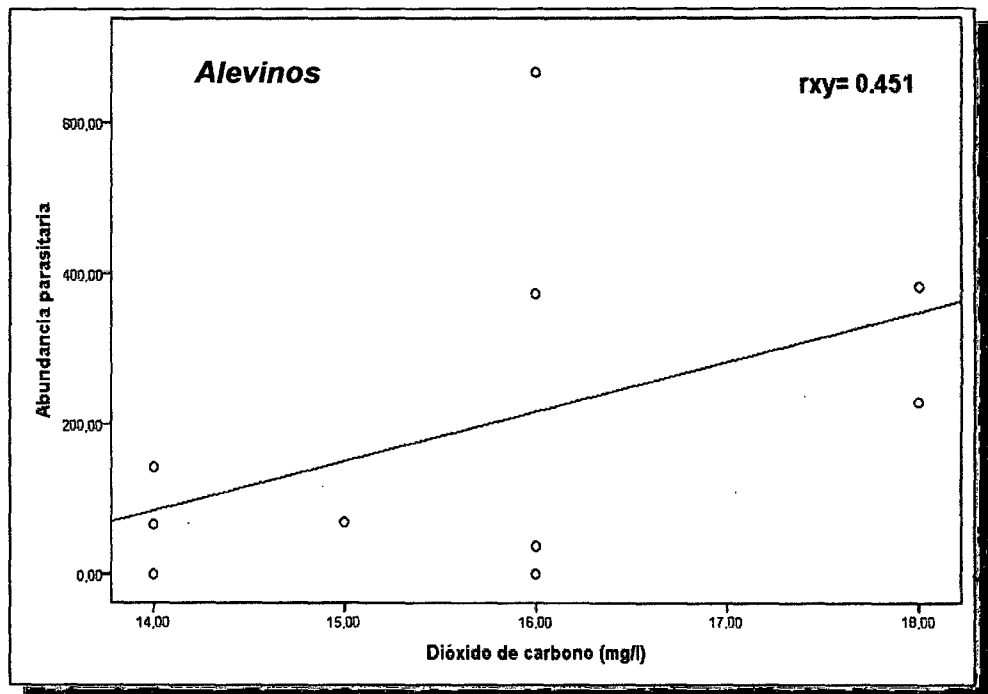


Figura 43. Correlación entre el dióxido de carbono y la abundancia parasitaria en alevinos de *P. brachyomus*

Tabla 8. Análisis de Correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua, a un nivel de significancia de 0,05.

Factores ambientales	Correlación de Pearson	Ft	Abundancia parasitaria
LARVAS			
Temperatura del agua	Coefficiente de correlación		-0.471
	Sig. bilateral	(*) 0,667	0.687
Oxígeno disuelto	Coefficiente de correlación		-0.569
	Sig. bilateral	(*) 0.051	0.614
pH	Coefficiente de correlación		0.904
	Sig. bilateral	(N.S) 0.866	0.281
Dióxido de carbono	Coefficiente de correlación		0.963
	Sig. bilateral	(*) 0.460	0.173
POST LARVAS			
Temperatura del agua	Coefficiente de correlación		0.934
	Sig. bilateral	(*) 0,195	0.066
Oxígeno disuelto	Coefficiente de correlación		0.678
	Sig. bilateral	(*) 0.048	0.322
pH	Coefficiente de correlación		0.606
	Sig. bilateral	(*) 0.163	0.394
Dióxido de carbono	Coefficiente de correlación		0.533
	Sig. bilateral	(*) 0.185	0.467
ALEVINOS			
Temperatura del agua	Coefficiente de correlación		-0.089
	Sig. bilateral	(*) 0,409	0.501
Oxígeno disuelto	Coefficiente de correlación		-0.451
	Sig. bilateral	(*) 0.0403	-0.274
pH	Coefficiente de correlación		0.139
	Sig. bilateral	(*) 0.163	0.291
Dióxido de carbono	Coefficiente de correlación		0.451
	Sig. bilateral	(*) 0.147	0.191

Donde Ft = valor tabulado, (*) = significativo, (NS) = no significativo

V. DISCUSIÓN

5.1 Parásitos identificados

Existe literatura de estudios realizados en Brasil con peces amazónicos (colectados de mercados y diversos tipos de ambientes naturales), registrando la presencia de monogéneos del género *Mymarothecium*, entre las cuales se encuentran las especies *Mymarothecium boegeri*, *M. dactilotum*, *M. galeotum*, *M. perplanum*, *M. viatorum* y *M. whittingtoni* parasitando las branquias de especies de Carácidos, (Kritsky & Boeger & Jegu, 1996). Los resultados del presente trabajo coinciden con estos autores, con la especificidad de la especie *Mymarothecium viatorum* para los Carácidos, registrado en 26 especímenes analizados de *P. brachypomus*.

La fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomun* “gamitana” y al híbrido de *C. macropomun* x *Piaractus brachypomus* en un estudio realizado en Venezuela con un total de 267 peces, (139 gamitanas y 128 híbridos); identificaron seis especies de parásitos: el monogéneo *Anacanthorus spatulatus*; los mixosporidios *Myxobolus* sp. y *Henneguya* sp.; los protozoos ciliados *Trichodina* sp. y *Epistylis* sp. y el copepodo *Ergasilus* sp. Los especímenes de *A. spatulatus*, *Myxobolus* sp y *Trichodina* sp. fueron comunes a ambas especies de peces, presentándose en la mayoría de los casos en parasitosis mixta. La especie parasitaria predominante fue el monogéneo *Anacanthorus spatulatus* el cual se observó en 134 ejemplares (96.4%), y en 89 del híbrido (69.53%). En segundo lugar de predominancia se presentaron las especies de *Myxobolus* sp. (65.5%) en cachama y *Trichodina* sp. (17.18%) en el híbrido. Centeno et al., (2004). Los resultados del presente trabajo coinciden con estos autores con relación a la presencia de *Myxobolus* sp. y la mayor prevalencia del monogéneo que en este caso fue *Mymarothecium viatorum* (43.33).

Asimismo la literatura registra tres especies de Nemátodos *Klossinemella iheringi* (Travassos, Artigas & Pereira, 1928); *Rondonia rondoni* (Travassos, 1919) y *Spectatus spectatus* (Travassos, 1923), registrados en *P. brachypomus*, (2006). Nuestros resultados coinciden con este autor, con relación a la especie

Rondonia rondoni; registrada para este pez, Nematodo que no obstante presenta tamaño pequeño, sin embargo puede causar problemas en los peces de cultivo al producir serios daños en el intestino provocando obstrucción intestinal y causar falta de apetito (Martins, 1998; Días et al., 2004).

5.2 Índices parasitarios

Según Bush *et al*, (1997) los índices parasitarios sirven para el análisis cuantitativo de los parásitos que son encontrados en un determinado hospedero. Al respecto, los valores de éstos índices están relacionados a las condiciones inmunológicas del hospedero y a las características genéticas del parásito. Asimismo Flores & Flores (2003) y Malta (2001), mencionan que cuando los peces son sometidos a grandes niveles de estrés resultantes de la captura, transporte, manipuleo, altas densidades, calidad del agua con exceso de compuestos tóxicos, baja cantidad de oxígeno, pH y temperaturas con grandes variaciones y alimentación inadecuada, alteran la homeostasis del pez tornándolo más sensible y menos resistente a los patógenos surgiendo infestaciones masivas en los peces de cultivo. Por otro lado en estudios realizados por Chinicz & Kohn (2008), en cuatro especies de Carácidos en peces de Brasil, muestra que *Mymarothecium viatorum* presentó una prevalencia de 100%, en *Piaractus brachypomus*, discordando con el presente estudio ya que *M. viatorum* presentó una prevalencia de 43.33% y una abundancia de 2046 individuos/pez. En este estudio podemos asumir que la homeostasis del pez sufrió leves alteraciones debido a que las condiciones de cultivo estuvieron dentro de los rangos permisibles para esta especie.

Lugar de fijación y estatus comunitario

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente estudio, los monogneos pueden ser considerados como los principales componentes de la comunidad parasitaria de *Piaractus brachypomus*, estos parásitos están caracterizados por la presencia de estructuras de fijación esclerotizadas y por el ciclo biológico directo. Sin embargo Verján et al., (2001) clasificó y sistematizó lesiones branquiales de *P. brachypomus*, donde los monogneos, trematodos y mixosporidios, estuvieron presentes, coincidiendo con nuestros resultados ya

que en los peces analizados además de estar parasitados por *Myxobolus* sp., nonogéneos branquiales, también estuvieron parasitados por hongos y nemátodos.

5.3 Factores ambientales del agua

El paco es un pez muy resistente en comparación con otros peces de cultivo como la gamitana y el boquichico con respecto a la calidad del agua ya que puede tolerar bajos niveles de oxígeno disuelto y al manipuleo. (Centeno et al., 2004). El paco en ambientes de cultivo se adapta con facilidad a los factores ambientales sin embargo estudios realizados por Verján *et al.*, (2001), muestra que el pH es uno de los factores condicionantes y determinantes de la presencia de parásitos, así como también de la densidad de población atribuyéndola a esta una variable crucial para la diseminación de las enfermedades infecciosas, debido a que un factor fundamental en las enfermedades epizooticas es la frecuencia de los contactos entre animales infectados y susceptibles (Reno, 1998); sin embargo en el presente trabajo no hubo alteraciones en los valores de pH, cuyo rango osciló de 6.62 a 7.13 UI.

Por otra parte, Hedrick (1998) y Coutant (1998) sostienen que las enfermedades son inherentes a los ecosistemas acuáticos y pueden ser los mayores factores controladores de la abundancia de los peces en condiciones naturales y de cultivo, en las que se dan algunos principios básicos (predador-presa), en los que los parásitos deberían suprimir una población de peces en proporción a su cantidad, impidiendo que esta población en un momento dado domine sobre la comunidad. Asimismo para Verján *et al.*, (2001) la turbidez también ocasionó alteraciones en las branquias debido a la abundante materia orgánica, asociándola con la presencia de *Trichodinias* en todos los peces analizados. En el presente trabajo no se observó presencia alguna de este ciliado, pero sí de *Myxobolus* sp.

5.4 Correlación de la abundancia parasitaria con los factores ambientales del agua

Existe escasa información en la cual se correlacione los factores ambientales del agua con la abundancia parasitaria sin embargo en la literatura obtenida menciona que la aparición de los parásitos generalmente están asociados con la temperatura y el pH (Verján, et al. 2001), es decir que el monitoreo de estos factores deben ser constantes a fin de que las variaciones de estos factores ambientales no conlleven a desencadenar enfermedades en el cultivo de los peces. Los resultados del presente trabajo concuerdan que la abundancia parasitaria puede deberse a los cambios con el pH y temperatura pero también por el amonio el cual no se tomó en cuenta como uno de los factores ambientales del agua.

Verján, et al. (2001) concluyen que las principales enfermedades de *Piaractus brachypomus* provenientes de cultivo y diagnosticadas en su país (Colombia) son de origen parasitario, entre ellos protozoarios flagelados y ciliados, y trematodos; patógenos de tipo bacteriano o fúngico que se observan como oportunistas, una vez que los parásitos han inducido un mayor grado de severidad de las lesiones. Además concluye que el sistema respiratorio de *P. brachypomus* es más vulnerable en los sistemas de producción intensiva; esta especie es particularmente susceptible a la colonización por varios grupos de parásitos. Los resultados del presente estudio registraron la presencia de protozoos, hongos, monogeneos branquiales y nemátodos.

Bartholomew (1998) resalta que los Mixosporidios y sus peces hospederos tienen una larga historia evolutiva y han logrado un balance en el cual el parásito aparentemente causa poco daño. No obstante cuando estos se multiplican de manera exponencial puede causar grandes mortandades ocasionando pérdidas En el presente trabajo la presencia de protozoos se registró en un número reducido de peces (larvas).

VI. CONCLUSIONES

- Los índices parasitarios registrados en las larvas, estuvo representada por *Myxobolus* sp. (protozoo); en las post larvas por *Saprolegnia* sp (hongos) y en los alevinos por *Mymarothecium viatorum* (monogeneo branquial) y *Rondonia rondoni* (nematodo).
- El monogeneo *Mymarothecium viatorum* fue la especie que presentó una mayor prevalencia de 43.33% y una abundancia 2046 individuos, seguido de *Myxobolus* sp. que presentó una prevalencia de 16.60% y una abundancia de 149, *Saprolegnia* sp. con 8.30% y una abundancia de 205 y el nematodo *Rondonia. rondoni* quien presentó una baja prevalencia 6.67% y una abundancia de 14 individuos/pez.
- De acuerdo al lugar de fijación *Myxobolus* sp. mostró preferencia por la piel, *Saprolegnia* sp. por la piel, aletas y ojos; el monogeneo *M. viatorum* mostró preferencia por las branquias y el nematodo *R. rondoni* por el sistema digestivo. y el estatus comunitario de acuerdo a la prevalencia mostró que solo la especie de monogeneo fue considerada especie **SECUNDARIA**, mientras que el protozoo, el hongo y el nematodo fueron considerados especies **SATÉLITE**.
- La temperatura y el oxígeno disuelto mostraron una correlación positiva y directa muy buena frente a la abundancia parasitaria solo en la fase de **post larva** y negativa para las fases de larva y alevino.
- Con respecto a los parámetros químicos de pH y dióxido de carbono frente a la abundancia parasitaria mostró una correlación positiva y directa para los tres estadios; larvas, post larvas y alevinos.

VII. RECOMENDACIONES

- **Monitorear los factores ambientales del agua diariamente a fin de evitar la aparición de infestaciones y el desarrollo de lesiones y el eventual desencadenamiento de enfermedades.**

- **Verificar y tener en cuenta cambios en la coloración y en el comportamiento de los peces; observar si hay la presencia de parásitos en la piel y aletas y/o si presenta dificultades para respirar.**

- **Aplicar baños profilácticos con cloruro de sodio (NaCl) luego de realizar el registro de los datos biométricos de los peces evitando la presencia de hongos y otros agentes parasitarios.**

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álvarez, P. 1988. Enfermedades producidas por parásitos en peces. En: *Patología en Acuicultura*. CAICYT, Madrid, 550 p.
- Amato, J; W. Boeger & S. Amato. 1991. Protocolo para Laboratório coleta e Processamento de Parasitos de Pescado. 1ra Ed. São Paulo. 81 p.
- Arredondo, J; J. Poce. 1998. *Calidad de agua en Acuicultura*. AGT Editor, México, 222p.
- Bartholomew, J. 1998. Parasitology: The Myxosporean-Actinosporean Connection. Third *International Symposium on aquatic Animal Health "Proceedings"*. Academic Press, 76-79.
- Bier, O. 1975. Bacteriologia e imunologia, em suas aplicações a medicina e a higiene, 16 ed. Edições Melhoramento. Ed. Da Universidade de São Paulo, SP, Brasil. 1056 pp.
- Bush, A. & O. Holmes. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64:142-154.
- Centeno, L; Silva-Acuña, A; Silva-Acuña, R. & J. Pérez. 2004. Fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomum* y al híbrido de *C. macropomum x Piaractus brachypomus*, cultivados en el estado delta Amacuro, Venezuela. *Bioagro* 16(2):121-126
- Cohen, S. & A. Kohn. 2005. A new species of *Myrmarothecium* and new host geographical records for *M. viatorum* (Monogenea: Dactylogyridae) parasites of freshwater fishes in Brazil. *Folia Parasitologica* 52: 307-310.
- Díaz-Cruz, M; M. López & D. Barceló. 2003. Environmental behavior and analysis of veterinary and human drugs in soils, sediments and sludge. *Trends in Analytical Chemistry*, 22(6) 340-351.
- Eiras, J. 1994. Elementos de Ictioparasitologia. Fundação Eng. António de Almeida, Porto, Portugal. 339p.
- Fernando, C. & C. Hanek. 1976. Gills. p. 209-226. In: C. R. Kennedy (ed.). *Ecological aspects of Parasitology*. North-Holland Publishing Company, Amsterdam. 474p.
- Ferraz de Lima, C; J. Ferraz de Lima & P. Cecarelli. 1989. Ocorrência de acantocefalos parasitando o pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg,

- 1887 (Pisces, Serrasalmidae) em piscicultura. Boletim tecnico CEPTA, Pirassunga.2. 43 – 51.
- Karunasagar, I; R. Pai & G. Malathi; I. Karunasagar. 1994. Mass mortality of *Penaeus monodon* larvae due to antibiotic-resistant *Vibrio harveyi* infection. *Aquaculture* 128: 203-209.
- Kinkelin, P; C. Michel & P. Ghittino. 1991. *Tratado de las enfermedades de los peces*. Ed. Acribia, 353 p.
- Luque, J. 2004. Biología, epidemiología e control de parasitos de peixes. *Revista Brasileira Parasitologica Veterinária*. Vol 13, suplemento 1.
- Malta, J; V. Thatcher & A. Varella. 1982. Metodologia para necropsia peixes da Amazônia. Ed 1. Rio São Paulo, Seropedica, RJ, Brasil 22p.
- Mancini, M; A. Larriestra, J. Sanchez. 2000. Estudio ictiopatólogico de poblaciones silvestres de la región centro-sur de Córdoba, Argentina. *Rev. Medicina Veterinaria* 81(2): 104-108.
- Markiw M.E & Wolf K. 1983. Myxosoma cerebralis (Myxosoma:Myxosporae) etiologic agent of salmonid whirling disease requires tubificid worm (Annelida: Oligochaeta) in its life cycle. *J. Protozool*, 30:561-564.
- Molloy, S; H. Holand & R. Poole. 1995. Metazoan parasite community structure in brown trout from two lakes in western Ireland. *J. of Helminthology* 69: 237-242.
- Moravec F. 1998. Nematodes of freshwaters fishes of the Neotropical Region. *Institute of Parasitology Frantiseck Moravec; Academy of sciences of the Czech Republic*. Academia Praha 464 p.
- Reinchenbach-Klinke, Heinz-Herman. 1976. Claves para el diagnostic de las enfermedades de los peces. Editorial Acribia, Zaragoza (España).
- Thatcher, V. 1991. Amazon fish parasites. *Amazoniana*, 9(3/4):263–572.
- Thatcher, V. 2006. Amazon fish parasites. 2da Ed. Pensoft. Moscow. Rusia. 508pp.
- Verján, N; C. Iregui; A. Rey & P. Donado. 2001. Sistematización y caracterización de las lesiones branquiales de la cachaza blanca (*Piaractus brachipomus*) de cultivo clínicamente sana: algunas interacciones hospedador – patógeno – ambiente. *Rev. Aquatic* n° 15. Nov.

Von, Z. 1997. Implicações da agregação espacial de parasitas para a dinâmica populacional na interação hospedeiro-parasita. Departamento de zoologia do instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista-Campus de Rio Claro, SP-Brasil.

IX. ANEXOS

ANEXO 1. Datos biométricos de larvas colectadas del tanque de concreto del CIQ-IIAP, según longitud total (cm) y peso total (g).

N° de muestra	Peso (g)	Longitud (cm)
1	0.0010	0.40
2	0.0012	0.40
3	0.0011	0.45
4	0.0010	0.40
5	0.0012	0.40
6	0.0010	0.45
7	0.0012	0.40
8	0.0011	0.40
9	0.0012	0.40
10	0.0012	0.40
11	0.0011	0.45
12	0.0022	0.45
13	0.0032	0.50
14	0.0041	0.45
15	0.0046	0.45
16	0.0053	0.45
17	0.0060	0.50
18	0.0047	0.50
19	0.0055	0.45
20	0.0047	0.45
21	0.0011	0.40
22	0.0011	0.45
23	0.0010	0.40
24	0.0012	0.50
25	0.0020	0.50
26	0.0012	0.40
27	0.0012	0.40
28	0.0010	0.40
29	0.0012	0.40
30	0.0012	0.40
31	0.0016	0.45
32	0.0019	0.50
33	0.0029	0.60
34	0.0029	0.50
35	0.0022	0.40
36	0.0028	0.45
37	0.0024	0.50
38	0.0029	0.55

39	0.0034	0.50
40	0.0026	0.50
41	0.0026	0.50
42	0.0018	0.40
43	0.0019	0.40
44	0.0018	0.45
45	0.0023	0.50
46	0.0024	0.50
47	0.0028	0.50
48	0.0025	0.50
49	0.0022	0.45
50	0.0071	0.55
51	0.0059	0.50
52	0.0034	0.55
53	0.0062	0.40
54	0.0045	0.40
55	0.0056	0.60
56	0.0043	0.50
57	0.0046	0.50
58	0.0046	0.50
59	0.0029	0.40
60	0.0034	0.45
Promedio	0.0054 ± 0.0016	0.46 ± 0.053
Valor mínimo	0.0010	0.40
Valor máximo	0.0071	0.60

ANEXO 2. Datos biométricos de post larvas colectadas del tanque de concreto del CIQ-IIAP, según longitud total (cm) y peso total (g).

N° de muestra	Peso (g)	Longitud (cm)
1	0.0044	0.85
2	0.0141	1.15
3	0.0152	1.13
4	0.0288	0.85
5	0.0073	1.05
6	0.0135	0.95
7	0.0074	0.95
8	0.0112	1.15
9	0.0148	0.90
10	0.0144	1.00
11	0.0150	1.00
12	0.0098	0.95
13	0.0063	0.90
14	0.0084	1.20
15	0.0115	1.15
16	0.0098	0.95
17	0.0049	0.85
18	0.0090	0.90
19	0.0052	1.05
20	0.0108	1.05
21	0.0093	1.05
22	0.0077	1.05
23	0.0119	1.05
24	0.0149	1.15
25	0.0106	0.90
26	0.0077	1.05
27	0.0062	0.95
28	0.0069	1.10
29	0.0106	1.20
30	0.0067	1.00
31	0.0051	1.00
32	0.0136	1.05
33	0.0161	0.85
34	0.0170	1.20
35	0.0151	1.00
36	0.0060	0.95
37	0.0048	1.00
38	0.0108	1.10
39	0.0062	1.15

40	0.0052	1.15
41	0.0071	1.25
42	0.0388	1.50
43	0.0248	1.45
44	0.0146	1.40
45	0.0331	1.00
46	0.0372	1.15
47	0.0113	1.10
48	0.0146	1.10
49	0.0101	1.30
50	0.0091	1.20
51	0.0095	1.10
52	0.0176	1.30
53	0.0330	1.60
54	0.0127	1.30
55	0.0188	1.20
56	0.0129	1.35
57	0.0312	1.50
58	0.0259	1.30
59	0.0398	1.20
60	0.0257	1.15
Promedio	0.028 ± 0.0105	1.110 ± 0.1707
Valor mínimo	0.0044	0.8500
Valor máximo	0.0398	1.6000

ANEXO 3. Datos biométricos de alevinos colectados del estanque de tierra del CIQ-IIAP, según longitud total (cm) y peso total (g).

Nº de muestra	Peso (g)	Longitud (cm)
1	11.40	7.80
2	11.00	8.00
3	19.10	9.60
4	20.60	10.00
5	18.80	9.20
6	16.60	9.30
7	24.50	10.50
8	14.80	9.00
9	14.00	8.50
10	15.40	9.30
11	12.30	8.50
12	10.36	8.20
13	33.63	11.30
14	30.56	11.00
15	33.56	11.40
16	23.40	11.30
17	21.56	9.80
18	23.56	10.30
19	26.86	10.30
20	22.57	10.30
21	24.34	10.20
22	30.80	11.00
23	19.08	9.70
24	20.05	9.80
25	54.16	12.10
26	56.32	12.10
27	40.12	11.90
28	32.84	8.80
29	25.45	9.00
30	21.42	8.80
31	21.86	8.60
32	42.59	10.60
33	9.34	5.60
34	53.93	11.50
35	45.98	10.00
36	23.59	9.00
37	49.92	11.00
38	42.99	10.00

39	45.73	10.60
40	56.26	11.50
41	23.70	8.80
42	25.17	9.00
43	18.80	8.30
44	34.72	10.00
45	37.56	10.30
46	32.67	10.00
47	49.16	11.50
48	22.12	9.00
49	25.31	9.40
50	64.66	12.50
51	36.87	10.40
52	33.86	9.80
53	36.35	10.30
54	83.02	13.50
55	59.44	12.80
56	54.86	12.00
57	45.47	11.00
58	57.00	13.00
59	98.00	14.20
60	52.45	11.80
Promedio	30.40 ± 16.72	10.22 ± 1.54
Valor mínimo	9.34	5.60
Valor máximo	98.00	14.20

ANEXO 4. Factores ambientales del agua, registrados del tanque de concreto del CIQ-IIAP para larvas de *P. brachypomus* durante tres días de cultivo.

Día	Temperatura (°C)	Oxígeno (mg/l)	pH (UI)	CO2 (mg/l)
1	26.75	3.85	6.15	9.00
2	26.65	3.80	6.27	12.00
3	26.50	3.75	6.32	10.00
Promedio	26.6 ± 0.13	3.8 ± 0.05	6.24 ± 0.10	10.33 ± 1.53
Valor mínimo	26.5	3.8	6.15	9.00
Valor máximo	26.8	3.9	6.32	12.00

ANEXO 5. Factores ambientales del agua, registrados del tanque de concreto del CIQ-IIAP para post larvas de *P. brachypomus* durante treinta días de cultivo.

Día	Temperatura (°C)	Oxígeno (mg/l)	pH (UI)	Dióxido de carbono (mg/l)
1	26.80	5.34	6.28	
2	25.30	5.73	6.56	
3	25.45	5.74	6.35	
4	25.50	6.12	6.78	
5	26.55	5.75	6.84	
6	26.44	4.78	6.81	
7	26.45	6.21	7.06	9.00
8	25.80	5.99	6.72	
9	25.20	5.63	6.60	
10	26.90	6.06	7.05	
11	25.35	6.15	7.23	
12	26.80	5.58	6.78	
13	28.65	5.96	6.95	
14	26.84	6.33	7.26	10.00
15	27.55	6.43	6.97	
16	28.15	6.52	6.62	
17	26.20	5.32	6.85	
18	28.00	6.26	6.72	
19	28.00	5.99	6.94	
20	28.20	5.89	7.00	
21	27.50	6.07	6.95	10.00
22	28.85	5.62	6.69	

23	29.10	5.89	6.81	
24	28.10	5.50	6.24	
25	27.90	6.22	6.90	
26	28.60	6.73	6.91	
27	26.90	6.34	7.13	
28	27.40	5.74	7.00	
29	26.25	5.84	7.16	
30	27.10	6.21	7.06	12.00
Promedio	27.06 ± 1.14	5.93 ± 0.40	6.84 ± 0.26	10.25 ± 1.26
Valor mínimo	25.20	4.78	6.24	9.00
Valor máximo	29.10	6.73	7.26	12.00

ANEXO 6. Factores ambientales del agua, registrados del estanque de tierra del CIQ-IIAP para alevinos de *P. brachypomus* durante sesenta días de cultivo.

ESTANQUE DE TIERRA				
Día	Temperatura (°C)	Oxígeno (mg/l)	pH (UI)	Dióxido de carbono (mg/l)
1	29.80	4.21	6.64	
2	28.65	5.78	6.64	
3	26.90	6.90	6.65	
4	28.20	8.05	7.02	
5	29.15	7.41	6.46	
6	26.65	6.77	6.74	14
7	28.95	7.28	7.14	
8	28.35	8.03	7.25	
9	29.25	7.75	6.69	
10	29.40	7.61	6.61	
11	27.05	6.96	7.03	
12	28.60	7.76	6.36	14
13	28.85	7.83	6.50	
14	27.20	6.56	6.82	
15	30.60	8.20	6.93	
16	29.40	6.94	6.75	
17	30.10	7.50	6.83	
18	29.30	7.45	7.05	15
19	29.10	7.81	7.15	
20	31.40	7.95	7.04	
21	30.60	7.83	6.51	
22	30.05	7.03	7.05	

23	31.05	7.47	6.95	
24	30.65	6.83	6.32	16
25	30.60	6.01	6.62	
26	29.40	6.72	6.55	
27	28.75	7.05	6.70	
28	30.10	7.50	6.50	
29	28.75	7.65	6.79	
30	30.15	8.50	7.34	14
31	31.05	7.18	7.45	
32	28.40	7.87	7.17	
33	26.55	5.00	6.50	
34	26.75	5.16	6.65	
35	30.15	7.90	7.32	
36	31.30	8.08	6.97	16
37	28.00	6.28	6.38	
38	28.25	7.65	6.75	
39	29.30	7.90	6.45	
40	28.75	6.51	6.96	
41	29.65	7.34	6.80	
42	29.40	5.08	6.96	16
43	30.00	7.55	6.90	
44	28.40	6.32	7.10	
45	27.65	6.21	6.45	
46	29.46	6.66	6.58	
47	30.30	7.65	7.21	
48	26.15	4.74	7.46	18
49	29.65	7.06	7.43	
50	30.25	6.88	7.09	
51	26.65	5.47	7.00	
52	28.50	4.56	6.93	
53	28.55	3.74	7.26	
54	29.55	4.15	7.15	16
55	29.40	4.85	7.46	
56	28.25	5.42	7.29	
57	27.55	6.46	7.41	
58	28.25	6.31	7.77	
59	29.05	7.33	7.51	
60	30.40	6.57	7.46	18
Promedio	29.04 ± 1.28	6.79 ± 1.15	6.92 ± 0.35	15.70 ± 1.49
Valor mínimo	26.15	3.74	6.32	14
Valor máximo	31.40	8.50	7.77	18

ANEXO 7. FICHA DE NECROPSIA DE PECES

Nº

Proyecto _____ Nombre científico _____

Nombre vulgar _____ Estadío de vida _____

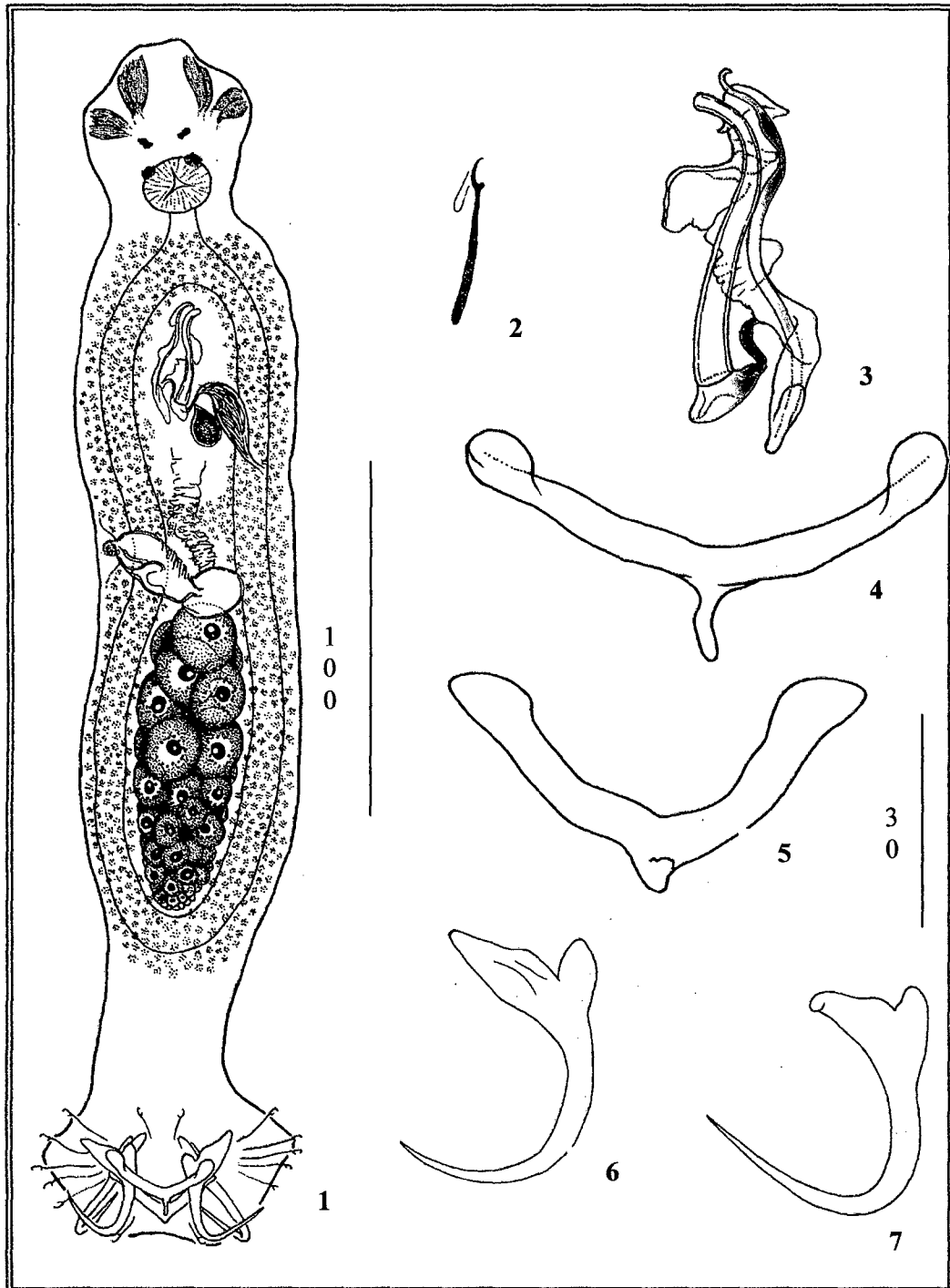
Sexo _____ Lugar de colecta _____ Fecha de colecta ____ / ____ / ____

Peso _____ Longitud total _____ Longitud estándar _____

Órgano	Parásito	Número

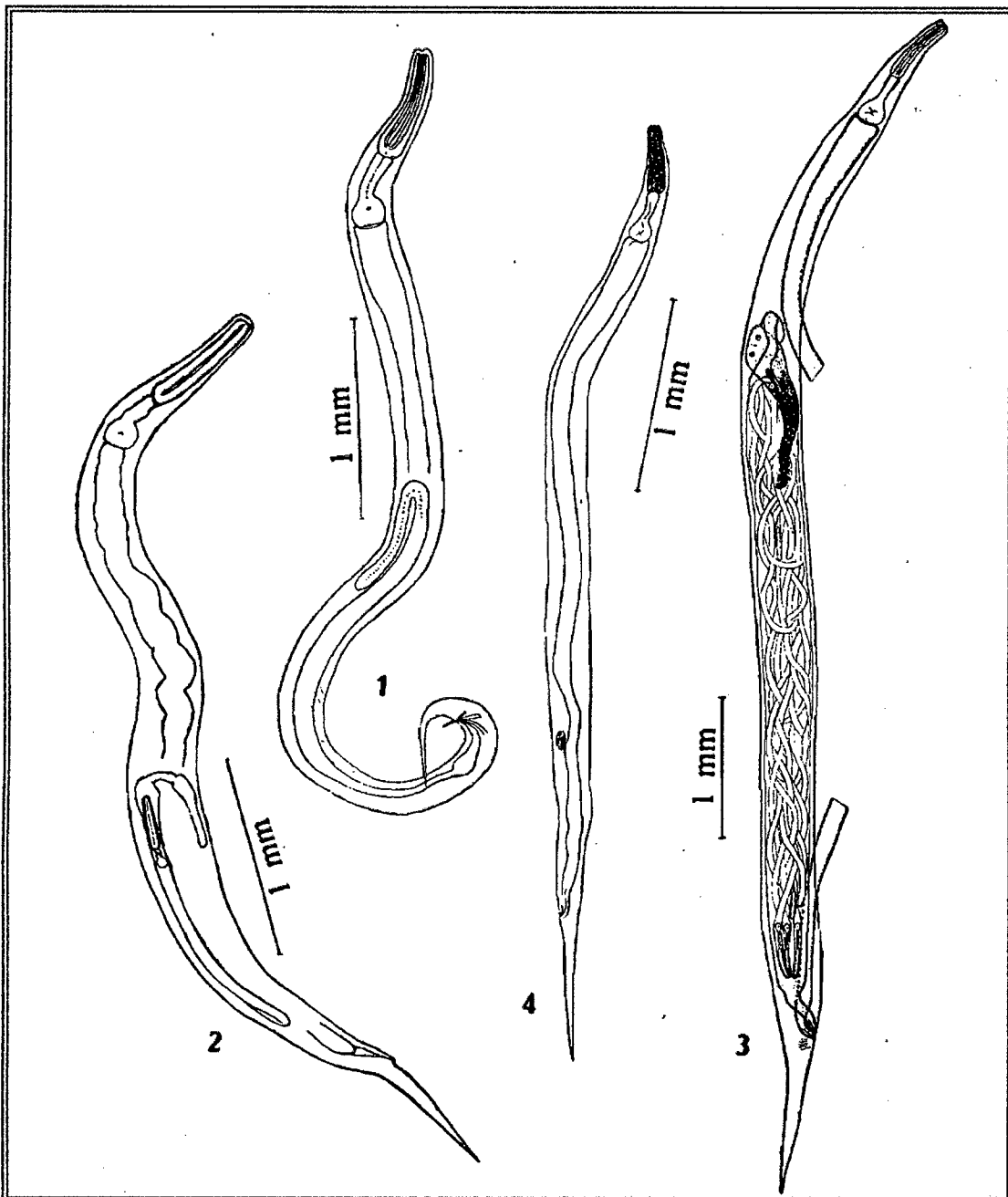
Observaciones _____

ANEXO 8. Estructuras del monogeneo registrado en alevinos de *P. brachypomus*.

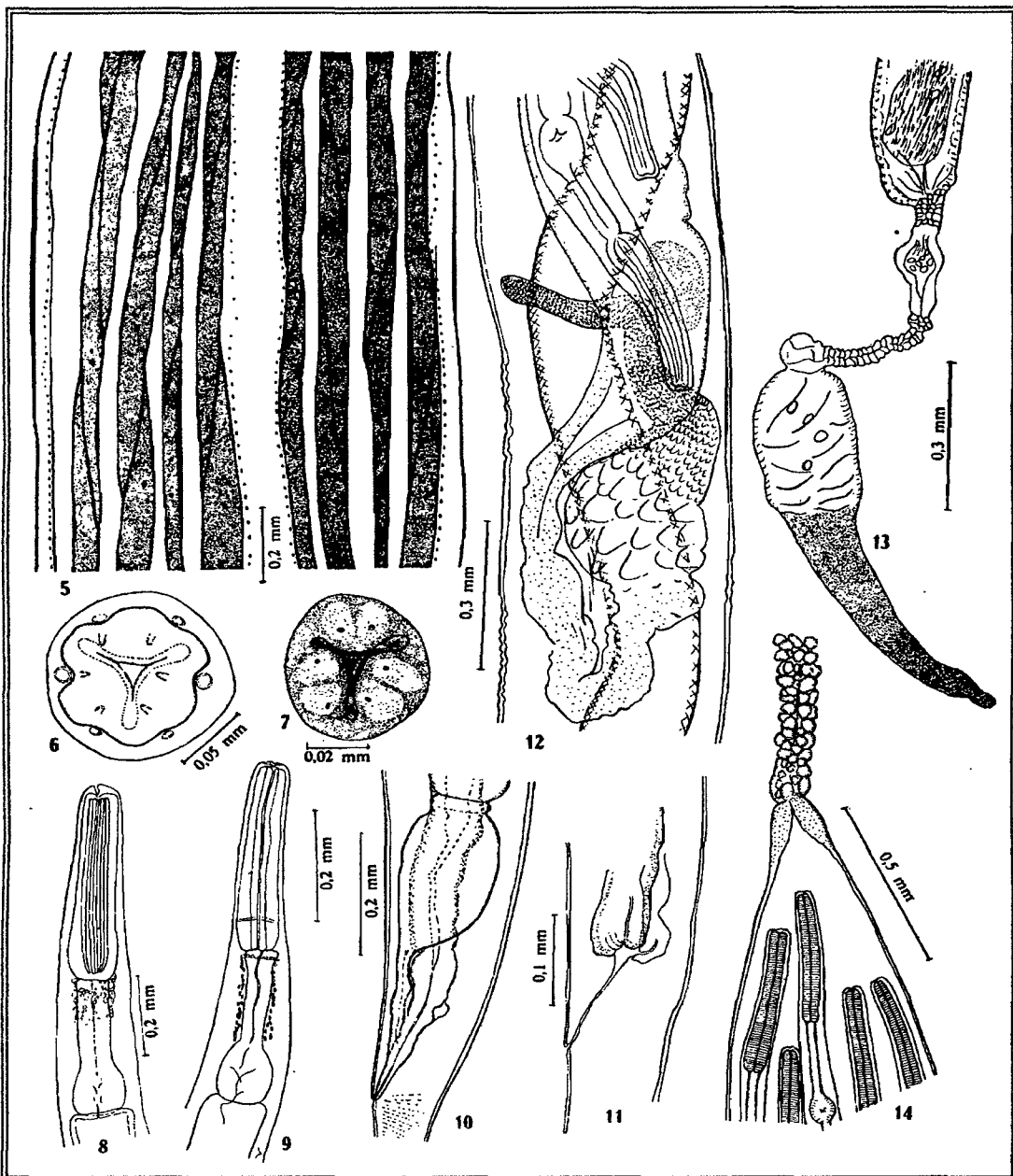


Mymarothecium viatorum sp. n. Fig. 1. Holotipo (ventral). Fig. 2. Gancho. Fig. 3. Complejo copulatorio. Fig. 4. Barra ventral. Fig. 5. Barra dorsal. Fig. 6. Ancla ventral. Fig. 7. Ancla dorsal. Figuras 2 – 7 dibujadas a una escala de 30 μ m.

ANEXO 9. Estructuras del nemátodo registrado en alevinos de *P. brachypomus*.



Rondonia rondoni Travassos, 1920 – Fig. 1: Macho total (1.408); Fig. 2. Hembra con una larva (1.409); Fig. 3. Larva mostrando el primordio genital.



Rondonia rondoni. Travassos, 1920. Fig. 5. Paredes del cuerpo mostrando la disposición de las células musculares; Fig. 6. Boca presentando los tres labios bilobados, vista frontal; Fig. 7. Idem (aut. 17.776); Fig. 8. Esófago de un adulto, mostrando el sistema nervioso; Fig. 9. Esófago de una larva, sirviendo de comparación para la fig. 8, mostrando que no hay ninguna diferencia morfológica entre las estructuras esofagianas de una larva y de un adulto (aut. 17.776); Fig. 10. Cloaca de una hembra; Fig. 11. Idem, con gran aumento (1.409); Fig. 12. Aspecto del ovario, oviducto y útero conteniendo larvas (1.409); Fig. 13. Idem con huevos están sin formación de larvas; Fig. 14. Oviducto e inicio del útero con larvas.

T
639.31
D71



371