

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA**



**UNAP**

**ESCUELA DE POST GRADO  
“JOSÉ TORRES VÁSQUEZ”**



**MAESTRÍA EN CIENCIAS CON MENCIÓN EN  
ACUICULTURA**

**T E S I S**

**“Índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de  
*Colossoma macropomum* “gamitana” en relación con los factores  
ambientales, en el Centro de Investigaciones Quistococha del Instituto de  
Investigaciones de la Amazonía Peruana – Iquitos, Perú”**

**P R E S E N T A D O P O R:**

**KARIN CRISTINA BANCES CHÁVEZ**

**PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE  
MAGÍSTER EN CIENCIAS CON MENCIÓN EN ACUICULTURA**

**I Q U I T O S - P E R Ú**

**2 0 1 5**

## **JURADO CALIFICADOR Y DICTAMINADOR**

---

Blga. Rossana Cubas Guerra, M.Sc.

MIEMBRO

---

Blgo. Enrique Ríos Isern, Dr.

MIEMBRO

---

Blga. Emer Gloria Pizango Paima, M.Sc.

PRESIDENTE

# **A S E S O R**

---

**Blgo. Roger Angel Ruiz Frias, M.Sc.**

**A S E S O R**

## DEDICATORIA

Con amor y gratitud a Dios  
y a mi privilegiada familia.

*Karin*

## **A G R A D E C I M I E N T O**

- Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por crear la Cátedra CONCYTEC.
- Al Gobierno Regional de Loreto, por dar oportunidad a estudiantes de maestría con becas integrales de estudio.
- Al Centro de Investigaciones Quistococha, Programa AQUAREC del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, por brindar sus instalaciones.
- Al Biólogo Magister en Ciencias y mi asesor Roger Ángel Ruíz Frías, por su apoyo incondicional para la realización de esta tesis.
- De manera especial al Biólogo Acuicultor, Humberto Arbildo Ortiz y al técnico del IIAP Cherri Yahuarcani Taminche, por colaborar directamente con el trabajo de campo.
- Al Biólogo Magister en Ciencias Luis García Ruiz, por su apoyo en la redacción e impulso a la sustentación de esta tesis.
- A los Doctores Álvaro Tresierra Aguilar, Lorgio Absalón Verdi Olivares, Luis Alfredo Mori Pinedo y Fred William Chú Koo, y a los Biólogos Rosa Ismiño Orbe, Nixon Nakagawa Valverde y Luciano Alfredo Rodríguez Chú, por proporcionar material bibliográfico.
- Al señor Luis Lamberto Arévalo Llerena, por su gentil apoyo con la logística durante el trabajo de campo de esta tesis, así como al Biólogo Magister en Ciencias Bernardo Olaff Ribeyro Schult. (q.e.p.d.).
- A Jenny Ferdelina Bellido Meléndez (practicante del IIAP-Quistococha), Luis Zafra Rengifo (personal del IIAP-Quistococha) y a las estudiantes de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UNAP Delia Yolanda Moreno Gutiérrez y Ana Claudia Ríos Araujo.
- Y a todas aquellas personas que de una u otra manera colaboraron con la realización de esta tesis.

*A todos ellos mil gracias!!!*

## INDICE DE CONTENIDO

	<b>Pág.</b>
Portada	i
Jurado calificador y dictaminador	ii
Asesor	iii
Dedicatoria	iv
Agradecimiento	v
Índice de contenido	vi
Listado de tablas	x
Listado de figuras	xi
Listado de anexos	xiii
Resumen	xiv
Abstract	xv
I. Introducción	1
II. Antecedentes	3
2.1. Parasitosis en <i>Colossoma macropomum</i>	3
2.2. Factores ambientales en el cultivo <i>Colossoma macropomum</i>	7
III. Metodología	9
3.1. Ubicación geográfica del área de estudio	9
3.2. Tipo de investigación	9
3.3. Diseño de la investigación	9
Variables de estudio	9
3.4. Población y muestra	9
3.4.1. Población muestral	9
Características de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana”	10
3.4.2. Muestra	11
3.4.3. Selección de la muestra	12
3.5. Procedimientos, técnicas e instrumentos de recolección de datos	13
3.5.1. Registro de datos biométricos	13
3.5.2. Sacrificio de los especímenes	14
a) Técnica de squash en larvas y post larvas	14
b) Sacrificio de los alevinos	14

3.5.3. Análisis de las muestras en alevinos	14
a) Análisis de estructuras externas	14
Fosas nasales y ojos	14
Piel y aletas	15
Branquias	15
Cuantificación de ectoparásitos	15
b) Análisis de órganos internos	15
c) Análisis de musculo	16
3.5.4. Colecta y preservación de parásitos	16
3.5.5. Preparación de láminas para identificación de parásitos	16
Método de fijación de Malmberg	16
3.5.6. Identificación de los parásitos	17
3.5.7. Índices parasitarios	17
a) Prevalencia (%P)	17
b) Intensidad (I)	17
c) Intensidad media (IM)	17
d) Abundancia (A)	18
e) Abundancia media (AM)	18
f) Lugar de fijación y estatus comunitario	18
Lugar de fijación	18
Estatus comunitario	18
g) Índice de dispersión (ID) y tipo de distribución	18
3.5.8. Monitoreo de los factores ambientales	19
3.5.9. Correlación de la abundancia parasitaria con los factores ambientales del agua	19
3.5.10. Análisis e interpretación de datos	19
IV. Resultados	20
4.1. Identificación de parásitos	20
Características de <i>Anacanthorus spatulatus</i>	20
Características del genero <i>Myxobolus</i>	21
4.2. Índices parasitarios	22
4.2.1. Lugar de fijación y estatus comunitario	23

4.2.2. Índice de dispersión y tipo de distribución	23
4.3. Factores ambientales del agua	23
4.3.1. Fase larvas y post-larvas	23
a) Parámetros físicos del agua de las incubadora y de los tanques de concreto	23
b) Parámetros químicos del agua de las incubadoras y de los tanques de concreto	25
4.3.2. Fase alevinos	27
a) Parámetros físicos	27
Temperatura del agua	27
b) Parámetros químicos	28
Oxígeno disuelto	28
pH	29
Dióxido de carbono	29
Nitrito	29
Alcalinidad	29
Dureza	30
4.4. Correlación entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua	31
a) Abundancia parasitaria ( <i>Anacanthorus spatulatus</i> )	31
Parámetros físicos	31
Parámetros químicos	32
b) Abundancia parasitaria ( <i>Myxobolus</i> sp.)	34
Parámetros físicos	34
Parámetros químicos	34
V. Discusión	39
5.1. Identificación de parásitos	39
5.2. Índices parasitarios	39
Lugar de fijación y estatus comunitario	40
5.3. Parámetros físicos y químicos	41
Físicos	41
Químicos	42



5.4. Correlación entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua	43
VI. Conclusiones	45
VII. Recomendaciones	46
VIII. Referencias bibliográficas	47
IX. Anexos	52

## LISTADO DE TABLAS

N°	Título	Pág.
1	Características del manejo en el cultivo de larvas, post-larvas y alevinos <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” en el Centro de Investigación Quistococha -IIAP.	13
2	Ubicación taxonómica de los parásitos identificados en alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” cultivados en el CIQ – IIAP.	20
3	Índices parasitarios registrados en alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ-IIAP.	22
4	Prevalencia, lugar de fijación y estatus comunitario registrado en los alevinos <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” en el CIQ - IIAP.	23
5	Índice de dispersión y tipo de distribución en alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” en el CIQ – IIAP.	23
6	Registro diario de los factores ambientales del agua de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.	25
7	Registro diario de los factores ambientales del agua de los tanques de concreto, fase de post - larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.	26
8	Registro diario de los factores ambientales del agua del estanque de tierra, fase de alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.	31
9	Análisis de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria (Monogenéa y Protozoa) y los factores ambientales del agua, a un nivel de significancia del 0.05.	37
10	Análisis de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria y el peso y longitud total de los alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana”.	38

## LISTADO DE FIGURAS

N°	Título	Pág.
1	Unidades de cultivo de peces del Centro de Investigación Quistococha -IIAP. A) Incubadoras cilindro cónicas, B) Tanques de concreto revestido con mayólica, C) Estanque de tierra.	12
2	A.- vista general del parásito <i>Anacanthorus spatulatus</i> . B.- ganchos C.- complejo copulatorio.	21
3	A. Espora y B. Quistes de <i>Myxobolus</i> sp., localizados a nivel de branquias y de aletas, registrados en alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana”, dentro del CIQ - IIAP.	22
4	Registro diario de la temperatura del agua (°C), de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana”, dentro del CIQ - IIAP.	24
5	Registro diario de la temperatura del agua (°C), de los tanques de concreto, fase de post - larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.	24
6	Registro diario de los parámetros químicos del agua de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.	26
7	Registro diario de los parámetros químicos del agua de los tanques de concreto, fase de post - larvas de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.	27
8	Registro diario de la temperatura del agua (°C), del estanques de tierra, fase de alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.	28
9	Registro diario de los parámetros químicos del agua del estanque de tierra, fase de alevinos de <i>Colossoma macropomum</i> “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.	30
10	Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria ( <i>Anacanthorus spatulatus</i> ) y la temperatura del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	32

11	Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria ( <i>Anacanthorus spatulatus</i> ) y los parámetros químicos del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	33
12	Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria ( <i>Myxobolus</i> sp.) y la temperatura del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	34
13	Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria ( <i>Myxobolus</i> sp.) y los parámetros químicos del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	36
14	Diagrama de dispersión entre la abundancia parasitaria y el peso total (g) de los de los alevinos extraídos del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	38
15	Diagrama de dispersión entre la abundancia parasitaria y la longitud total (cm) de los alevinos extraídos del estanque de tierra del CIQ – IIAP.	38

## LISTADO DE ANEXOS

N°	Título	Pág.
1	a) Laboratorio de Bromatología y Limnología – IIAP y b) mapa de distribución de las instalaciones del Centro de Investigación Quistococha del Instituto de investigaciones de la Amazonia Peruana – Programa AQUARED.	52
2	Muestras colectados de las incubadoras cilindro-cónicas de la sala de reproducción del CIQ – IIAP, fase de larvas, según promedio de peso (g) y longitud total (mm).	53
3	Muestras colectados de los tanques de concreto revestidos con mayólicas de la sala de reproducción del CIQ – IIAP, fase de post-larvas, según promedio de peso (g) y longitud total (mm).	54
4	Muestras colectados de un estanque de tierra de 480.00 m <sup>2</sup> de espejo de agua del CIQ – IIAP, fase de alevinos, según peso (g) y longitud total (cm).	55
5	Ficha de registro de necropsia de peces.	57
6	Registro de los factores ambientales del agua de las incubadoras cilindro-cónicas de la sala de reproducción de peces del CIQ – IIAP.	58
7	Registro de los factores ambientales del agua de los tanques de concreto revestidos con mayólicas de la sala de reproducción de peces del CIQ – IIAP.	59
8	Registro de los factores ambientales del agua de un estanque de tierra de 480.00 m <sup>2</sup> de espejo de agua del CIQ – IIAP.	60
9	Estructuras del monogeneo registrado en <i>Colossoma macropomum</i> .	61
10	Estructuras de quistes de myxosporidios, genero <i>Myxobolus</i> .	62
11	Variación de la abundancia parasitaria en relación al incremento del peso total (g) y de la longitud total (cm), de los hospederos extraídos del estanque de cultivo.	63
12	Abundancia parasitaria en relación a los factores ambientales del agua y porcentaje de infección.	64

## RESUMEN

El presente trabajo se desarrolló entre julio a setiembre 2010, teniendo como objetivo determinar la relación que existe entre la abundancia parasitaria en larvas, post-larvas y alevinos de *Colossoma macropomum* y las variaciones de los factores ambientales del agua en el CIQ - Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, analizándose 250 individuos, distribuidos en 50 larvas, 150 post-larvas y 50 alevinos, colectando las larvas de las incubadoras cilindro cónicas de 60 litros de capacidad, post-larvas de tanques de concreto de 1.5 m de longitud, 0.70 m de ancho y 0.76 m de altura y alevinos de un estanque de tierra de 480 m<sup>2</sup> de espejo de agua. Las larvas y post-larvas fueron sacrificadas utilizando la técnica del squash; el sacrificio y necropsia de los alevinos, se realizó bajo las normas técnicas de Eiras *et al.* (2000), examinándose estructuras externas como fosas nasales, ojos, piel, aletas y branquias; y órganos internos como estómago, intestino, ciegos pilóricos, hígado, bazo, vesícula biliar, vejiga natatoria, riñón y músculo. Para el estudio de las estructuras esclerotizadas de los parásitos se utilizó el método de fijación de Malmberg (1957). El monitoreo de los factores ambientales del agua como temperatura, oxígeno disuelto, pH, dióxido de carbono, nitritos, alcalinidad y dureza se realizó en horas de la mañana, coincidiendo con la colecta y sacrificio de los peces. Para el análisis estadístico se utilizó la prueba de correlación bi-variada, mediante el coeficiente de correlación de Pearson. La fauna parasitaria se registró solo en la fase de alevinos y estuvo representada por dos parásitos *Anacanthorus spatulatus* (monogenéa), con una prevalencia del 42% y una abundancia parasitaria de 146 individuos; teniendo como lugar de fijación las branquias, dentro del estatus comunitario es considerado como especie SECUNDARIA, con un patrón de distribución tipo agregado; y *Myxobolus* sp. (protozoa), con una prevalencia de 14%, con una abundancia parasitaria de 490 individuos, teniendo como lugar de fijación branquias y aleta pectoral, considerado dentro del estatus comunitario como especie SATÉLITE, con un patrón de distribución tipo agregado. El análisis del agua registró variaciones mínimas que no influenciaron significativamente en la presencia de parásitos. La correlación entre la abundancia de parásitos (*Anacanthorus spatulatus*), con la temperatura del agua y oxígeno disuelto, registra una relación inversa negativa; mientras que, el pH, CO<sub>2</sub>, alcalinidad y dureza, se ajustan a un modelo de correlación positivo; mientras que la correlación entre a la abundancia de parásitos (*Myxobolus* sp.), con CO<sub>2</sub> y la alcalinidad, se ajustan asimismo a una relación negativa, en tanto que con la temperatura del agua, oxígeno disuelto, pH y dureza la relación es positiva; el análisis estadístico registra diferencia significativa con el oxígeno disuelto y dureza para el caso de Monogenéa, y para el caso de Protozoa con la temperatura y pH, a un nivel de significancia de 0.05. Asimismo, la abundancia parasitaria muestra una tendencia a disminuir en la medida que los peces aumentan de tamaño tanto en peso como en longitud.

**Palabras claves:** *Colossoma macropomum*, gamitana, larvas, post-larvas, alevinos, índices parasitarios, monogenéa, protozoa, factores ambientales.

## ABSTRACT

This work was carried out between July and September 2010, aiming to determine the relationship between parasite abundance in larvae, post-larvae and fingerlings *Colossoma macropomum* and the variations of environmental factors on water Quistococha Research Center Research Institute of the Peruvian Amazon, analyzed 250 individuals, distributed in 50 larvae, 150 post-larvae and 50 fingerlings, collecting larvae incubators tapered cylinder 60 liter post-larvae concrete tanks 1.5 m length, 0.70 m wide and 0.76 m high and fry in an earthen pond of 480 m<sup>2</sup> of water surface. Larvae and post-larvae were sacrificed using the technique of squash; sacrifice and necropsy of fingerlings, was conducted under the technical standards Eiras *et al.* (2000) examined external structures such as nostrils, eyes, skin, fins and gills; and internal organs such as stomach, intestine, pyloric caeca, liver, spleen, gall bladder, swim bladder, kidney and muscle. For the study of the structures sclerotic parasites fixing method Malmberg (1957) was used. Monitoring of environmental factors such as water temperature, dissolved oxygen, pH, carbon dioxide, nitrites, alkalinity and hardness was performed in the morning hours, coinciding with the collection and harvest of fish. For statistical analysis test bi-varied correlation was used by the Pearson correlation coefficient. The parasitic fauna was recorded only in the fry stage and was represented by two *Anacanthorus spatulatus* parasites (Monogenea), with a prevalence of 42% and a parasitic abundance of 146 individuals; having as gill binding site within Community status is considered HIGH species, with an aggregated distribution pattern type; and *Myxobolus* sp. (protozoa), with a prevalence of 14% with a parasitic abundance of 490 individuals, with the place of gills and pectoral fin attachment, considered within the Community SATELLITE status as a species with a distribution pattern type addition. Water analysis showed minor variations do not significantly influenced the presence of parasites. The correlation between the abundance of parasites (*Anacanthorus spatulatus*), with water temperature and dissolved oxygen, recorded a negative inverse relationship; whereas, pH, CO<sub>2</sub>, alkalinity and hardness, to a positive correlation model fit; while the correlation between the abundance of parasites (*Myxobolus* sp.) with CO<sub>2</sub> and alkalinity, also adjusted to a negative relation, while the temperature of the water, dissolved oxygen, pH and hardness ratio is positive; statistical analysis significant difference recorded with dissolved oxygen and hardness for the case of Monogénea, and Protozoa in case the temperature and pH at a 0.05 significance level. Also parasitic abundance shows a tendency to decrease as the fish increase in size in both weight and length.

**Keywords:** *Colossoma macropomum*, gamitana, larvae, post-larvae, fingerlings, parasite rates, Monogenea, protozoa, environmental factors.

## I. INTRODUCCIÓN

En nuestra región amazónica, la piscicultura se presenta como una actividad con gran perspectiva para aumentar la oferta de pescado y conservar aquellas especies que están sufriendo sobrepesca, como es el caso de la gamitana, *Colossoma macropomum*, una de las especies más representativas por su importancia para el consumo humano y sus ventajosas características para el cultivo.

La sostenibilidad tanto económica como ecológica de la piscicultura de *Colossoma macropomum* “gamitana”, depende en gran medida de la prevención de enfermedades, además de otros factores como la calidad del ambiente y el estado de salud de los peces. De allí la relevancia que adquiere en la acuicultura actual, fomentar iniciativas tendientes a mejorar las condiciones sanitarias de especies en cultivo a través de mecanismos que permitan mejorar los sistemas de defensa inmunológica de los peces, permitiendo diseñar métodos preventivos eficaces, que minimicen la presencia de enfermedades y eviten el uso de antibióticos y otros productos veterinarios, asegurando la calidad para el consumo humano sin dañar el ambiente.

Sin embargo, los peces son susceptibles al ataque e invasión de agentes virales, bacterianos, micóticos y parasitarios, sea en condiciones naturales como de cultivo; en condiciones de cultivo, estos patógenos son facultativos e ingresan a los estanques de cultivo, conviviendo con los peces sin ocasionarles daño alguno, sin embargo, si las condiciones se tornan desfavorables para los peces, puede bajar sus defensas naturales y el organismo atacante invade de manera desmedida al hospedero (Reichenbach-klinke, 1980; Kabata, 1985; Bunkley-Williams y Williams, 1995; Plumb, 1997; Roberts, 2001; Guerra *et al.*, 2002; Centeno *et al.*, 2004; Dezon *et al.*, 2004; y Eslava, 2009).

En tal sentido, la aparición de una enfermedad en peces implica la búsqueda de las posibles causas para evitar la propagación en los demás estanques de cultivo; un manejo adecuado de los estanques que propicie un ambiente favorable, una manipulación cuidadosa de los peces en crianza y la eliminación oportuna de peces



enfermos, pueden reducir el problema que ocasionan las enfermedades (Sniesko, 1974; Reyes, 1998; Cimerman & Cimerman, 1999; y Fukuda, 2000).

Por lo que muchos autores reafirman la importancia del monitoreo de la calidad del agua en cultivo de peces, como método profiláctico en el control de parásitos y parasitosis (Noble y Summerfelt, 1996; Martins, 2000a; Martins, 2000b; Tawfik, 2001 y Luque, 2004). Sin embargo, el éxito en el cultivo de peces, radica en la prevención, tratamiento y control de cuadros patológicos, afortunadamente en el cultivo de peces amazónicos son poco frecuentes estos cuadros; en todo caso, guardan estrecha relación con aspectos fundamentales como son la calidad de agua y el estado nutricional del pez (González y Heredia, 1998; Eslava & Iregui, 2000; Rey *et al.*, 2002 y Kubitza, 2008).

Siendo los parásitos la principal causa de enfermedades en peces de cultivo en sus fases vulnerables como son larvas, post larvas y alevinos; motivó a esta investigación a plantearse como objetivo, determinar los principales índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de *Colossoma macropomum* en relación con los factores ambientales del agua, considerando, a) Identificar los parásitos presentes en los diferentes estadios de cultivo, b) Determinar los principales índices parasitarios aplicados a larvas, post larvas y alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana”, c) Monitorear las variaciones de los factores ambientales del agua de cultivo en los diferentes estadios de cultivo, y d) Determinar la correlación existente entre la abundancia parasitaria en larvas, post larvas y alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” con las variaciones de factores ambientales del agua.

## II. ANTECEDENTES

### 2.1. Parasitosis en *Colossoma macropomum*

Estudiando el efecto del parasitismo en *Colossoma macropomum* en Cuba, Prieto (1989), identificó dos monogeneos, *Anacanthorus spatulatus* y *Linguadactyloides brinkmanni*, y también proporciona una descripción de una especie indeterminada, con una caracterización breve de anclas y barras, parecido a *Notozothecium janauachensis* (monogeneo-Dactylogiridae).

En la estación de piscicultura Rodolfo Von Ihering en Pentecostés, en el Estado de Ceará en Brasil, Molnár & Békési (1993), registraron quistes con espora de protozoarios *Myxobolus collossomatis* en juveniles de gamitana de 2 a 14 cm de longitud y de cuatro a seis semanas de edad, parasitando las fosas nasales, branquias, corazón y membrana superficial de los peces.

Larvas e individuos adultos de *Spirocamallanus inopinatus* y *Spirocamallanus* spp. (nemátodo) fueron encontrados en el intestino de juveniles de *C. macropomum* en Venezuela (Ferraz, 1995).

Eiras *et al.* (2000), refieren que la mayoría de parásitos monogéneos se encuentran alojados no solamente a nivel branquial, sino que se alojan también en orificios nasales, superficie del cuerpo y en menor número se pueden localizar en el estómago, cavidad visceral, oviductos o vías urinarias.

Vallejo & Pitalúa (2002), en capturas realizadas por los pescadores de la zona de la ciénaga grande de lorica, Córdoba, Colombia se registra por primera vez para el bocachico, la presencia del protozoo parásito *Myxobolus* sp. afectando los peces en áreas adyacentes al caño aguas prietas de la Ciénaga Grande de Lorica.

Aragort *et al.* (2002). Con el objetivo de determinar la posible asociación entre las helmintosis por monogeneos y cuadros patológicos y/o lesiones histopatológicas, realizaron un estudio parasitológico sobre el tejido branquial de 247 peces procedentes de la Estación Experimental Papelón; centro de acuicultura ubicado en el estado Portuguesa, Venezuela. Para el estudio se colectaron 30 peces por mes, desde

marzo hasta diciembre, abarcándose la época de sequía y de lluvia. Cuantificando el número de monogeneos presentes a nivel de cada arco branquial y su relación con el tamaño, el peso, los valores de hematocrito y el daño epitelial del pez *Colossoma macropomum*. Los resultados indicaron que el 17,07% de los peces presentaron infestación mixta (*Anacanthorus spatulatus* + *Linguadactyloides brinkmanni*). En este mismo porcentaje se observó un descenso significativo de los valores de hematocrito e hiperplasia severa de lamelos y filamentos branquiales, lo cual está asociado con la presencia de *L. brinkmanni*. Así mismo, se encontró asociación positiva del peso y la longitud de los peces con la carga parasitaria branquial.

Mota A. (2004), en un estudio parasitológico en *Colossoma macropomum* criado en jaulas en altas densidades de población en el lago Paru río Solimões, Central del Amazonas, Brasil, se encontraron parasitando la piel, branquias y las fosas nasales las siguientes especies: Monogenoidea: *Anacanthorus spatulatus*, *Notozothecium janauachensis*, *Linguadactyloides brinckmanni*. *Anacanthorus spatulatus* fue la especie que mostraron las tasas más altas de parásitos y la más abundante con un 84,7% de parásitos totales recaudadas.

En un estudio de investigación sobre la fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomum* y al híbrido de *Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, provenientes de estanques de cultivo en Venezuela, seis especies de parásitos: el monogeneo, *Anacanthorus spatulatus*; los mixosporeos, *Myxobolus* sp., y *Henneguya* sp., los protozoos ciliados *Trichodina* sp., y *Epistylis* sp., y el copépodo, *Ergasilus* sp., los especímenes de *A. spatulatus*, *Myxobolus* sp., y *Trichodina* sp., fueron comunes en ambas especie de peces, presentándose en la mayoría de los casos en parasitosis mixta. De estas seis especies, el mayor porcentaje de prevalencia lo presento *A. spatulatus* con 96.4 % y *Myxobolus* sp., con un 65.5 % en *Colossoma macropomum*; mientras que en el híbrido, *A. spatulatus* presenta una prevalencia del 69.53 % y *Myxobolus* sp., 17.18 %. (Centeno *et al.*, 2004). Por su parte Hanek, (1976), manifiesta que la alta prevalencia de este grupo de parásitos monogéneos se encuentra relacionado al grado de sensibilidad de los hospederos que presentan a las influencias de los factores abióticos y bióticos del ambiente.

Belmont-Jegú *et al.* (2004), describen *Notozothecium janauachensis* en especímenes de *Colossoma macropomum*, colectados en el lago de Janauacá, estado de Amazonas, Brasil.

Para *Colossoma macropomum* según Thatcher (2006), se han registrado 10 parásitos distribuidos en 5 clases, Monogenea (*Anacanthorus spatulatus*, *Linguadactyloides brinkmanni* y *Notozothecium janauachensis*), Nematoda (*Chabaudinema americana* y *Cucullanus colossomi*), Acanthocephala (*Neoechinorhynchus buttnerae*), Copépoda (*Perulernaea gamitanae*) y Brachiura (*Argulus chicomendesi*, *Argulus multicolor* y *Dolops carvalhoi*)

La prevalencia está influenciada por factores externos tales como, el encuentro entre hospedadores y etapas infectivas de los parásitos, oferta de especies hospedadoras disponibles y otros factores locales que determinan fuertemente cada situación peculiar relacionada con su entorno ambiental. Mientras que la intensidad de infestación es determinada por procesos inherentes al pez y al parásito, tales como el tamaño relativo del sitio de infestación y la talla del parásito, que constituyen factores denso-dependientes determinantes de un rango de tolerancia. Poulin (2006).

En una evaluación de lesiones histopatológicas y aislamiento bacteriológico de algunos de los principales tejidos de gamitana (*Colossoma macropomum*), Ramos (2007) encontró parásitos mixosporidios en branquias, riñón y músculo; y parásitos monogeneos en branquias.

En juveniles de *C. macropomum*, criados en tanque-rede en el lago Paru, próximo a Manacapuru, estado de Amazonas (Brasil), en densidades de 50, 100 y 150 peces/m<sup>3</sup>, fueron registrados parásitos monogeneos como *Anacanthorus spatulatus* (86,4%), en branquias; *Notozothecium janauachensis* (10,12%), en branquias y en fosas nasales; *Mymarothecium boegeri* (3,21%) y *Linguadactyloides brinkmanni* (0,21%), en las branquias., presentando la primera especie mayores índices (Morais *et al.*, 2009).

Freitas *et al.* (2010); estudiando la fauna parasitaria de *Colossoma macropomum* criados en jaulas en el estado de Amapá, en el este del Amazonas Brasil en 60

ejemplares examinados, el 96.7% estaban parasitados por protozoos *Ichthyophthirius* (Ciliophora) y *Piscinoodinium pillulare* (Dinoflagelados), monogenoides *Mymarothecium boegeri* y *Anacanthorus spatulatus* (Dactylogyridae), y sanguijuelas *Glossiphoniidae gen. spp.* (Hirudinea). Los niveles de infestación más altos fueron causadas por protozoos *I. multifiliis* y *P. pillulare*, mientras que los niveles de infestación inferiores fueron causadas por las sanguijuelas.

Godoi (2011), en un estudio sobre la taxonomía y ecología de la fauna parasitaria de *Colossoma macropomum* criados en tanques en el municipio de Rolim de Moura estado de Rondonia, Brasil, en el período comprendido entre marzo de 2009 y marzo de 2010, de las 80 muestras recogidas, 100% fueron parasitados por lo menos por una especie de parásito, registrándose siete especies de ectoparásitos: *Anacanthorus spatulatus*, *Mymarothecium* sp 1, sp 2 y *Mymarothecium viatorum*, *Notozothecium* sp., y *Linguadactyloides brinkimanni* clasificado como dominante y el copépodo *Perulernaea gamitanae*, subordinado nominal; los resultados mostraron que a pesar de la alta prevalencia, los parásitos fueron menos abundantes. Entre la abundancia de parasitismo y la longitud estándar de la especie huésped *A. spatulatus* mostró correlación positiva y significativa en las dos granjas piscícolas; *Mymarothecium* sp., mostró una correlación negativa significativa en L180N y L204S en positivo y significativo; *Notozothecium* sp., mostraron una correlación positiva significativa en L204S; *L. brinkimanni* mostró una correlación positiva significativa en L180N.

Dinis (2014), en un estudio sobre la evaluación de los índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de *Piaractus brachypomus*, en relación a los factores ambientales del agua, fueron analizados 180 individuos, repartidos en 60 larvas, 60 post larvas y 60 alevinos de paco; reporta una fauna parasitaria que estuvo representada por ecto y endoparásitos pertenecientes a cuatro clases: Protozoa, Oomyceta, Monogenoidea y Nemátoda, registrándose la presencia de protozoos del genero *Myxobolus* sp, con una prevalencia de 16.60% y una abundancia de 149 individuos, una intensidad media de 14.9 y una abundancia media de 2.48, teniendo como lugar de fijación la piel de los hospederos, y dentro del estatus comunitario es considerado como especie satélite.

## **2.2. Factores ambientales en el cultivo de *Colossoma macropomum***

Cambios en las variables ambientales, de manejo o en aspectos de nutrición y alimentación, predisponen a los animales en los cultivos modificando interacciones hospedero-patógeno y a su vez, propiciando la generación de enfermedades; muchas de ellas debidas a fenómenos que involucran la resistencia o la respuesta inmune del hospedero. Eslava (2009), refiere además que los peces, tanto en el medio natural como en los sistemas de producción, son expuestos a múltiples factores estresantes procedentes del ambiente como variaciones amplias en la temperatura en cortos periodos de tiempo, oscilaciones diarias del pH, altas concentraciones de amoniac total asociadas a concentraciones variables en la fracción no ionizada dependiendo del pH, baja disponibilidad de oxígeno asociada a otros factores, entre otros que implican un incremento en el gasto energético, reducción del apetito, aumento de la susceptibilidad a enfermedades, y que finalmente se refleja en una reducción de los índices de producción, aumento de la presentación de enfermedades y de la mortalidad. Al estar limitados a un espacio circunscrito, los peces no tienen la posibilidad de buscar espacios libres del agente estresor por lo que han de estar sometidos a las condiciones establecidas en los diferentes sistemas de producción.

En el IIAP-Quistococha (Iquitos, Perú), los parámetros limnológicos que se manejan para la eclosión y mantenimiento de larvas de *Colossoma macropomum* están en parámetros de 26 a 28 °C para la temperatura del agua, con pH de 6.8 a 7, nitrito menor a 0.05 ppm, amonio menor a 0.001 ppm y oxígeno de 4 a 5.5 mg/L (Rodríguez, 2013).

Los parámetros limnológicos que maneja el IIAP para la eclosión y mantenimiento de larvas de gamitana en Tarapoto-Perú son los siguientes: temperatura del agua de 26 a 27 °C, oxígeno de 6 a 8 mg/L, pH de 6.8 a 7, CO<sub>2</sub> de 8 a 9 mg/L y alcalinidad 20 ppm. El IIAP en Santa María de Nieva (provincia de Condorcanqui, región Amazonas, país Perú), maneja una temperatura de 23 a 24 °C, oxígeno de 8 mg/L, pH de 7, CO<sub>2</sub> de 5 a 6 mg/L y alcalinidad de 20 ppm. Y en Madre de Dios-Perú, el IIAP mantiene a sus larvas con una temperatura de 26 a 27 °C y oxígeno de 6 a 7 mg/L (Nakagawa, 2013).

Reyes (1998), refiere que los parámetros físicos del ambiente acuático que directamente se relacionan con la producción piscícola son transparencia, color y temperatura; los dos primeros son indicadores importantes del desarrollo y proliferación del fitoplancton, base de la producción natural dentro del estanque, refiriendo además que el color aparente del agua debe mostrar una coloración verdosa, pero sin permitir que esta sea intensa; la transparencia que también está asociado con el color verde del agua debe fluctuar entre 25 y 40 cm; la temperatura del agua superficial varía desde un mínimo de 25 °C hasta un máximo de 35 °C y, que excepcionalmente pueden presentarse valores de 39 °C, cuando hay mayor tiempo de incidencia de radiación solar o descender hasta los 21 °C por efecto del fenómeno de los fríos de San Juan; asimismo, dentro de los parámetros químicos del ambiente acuático más importantes se encuentra el oxígeno disuelto, pH y dióxido de carbono; la concentración normal de oxígeno disuelto en el agua es indispensable para la respiración de toda especie acuática, en estanques piscícolas varía entre 4 a 6 mg/L; el pH como indicador de calidad del agua debido a que tiene efecto sobre la fisiología de las especies y sobre el ambiente acuático, el rango óptimo para especies acuáticas esta entre 6.5 a 8.5; el dióxido de carbono de la superficie del agua del estanque varía normalmente entre 4.0 a 9.0 mg/L, refiriendo que estos tres parámetros deben relacionarse estrechamente, al indicar que cuando mayor es la presión parcial del dióxido de carbono, menor es la presión parcial del oxígeno disuelto y por tanto la fijación de oxígeno; igualmente cuando menor es el pH o cuanto más se acidifica el medio, la presión parcial de oxígeno es menor y, por lo tanto la fijación se hace más ineficiente.

La mayor parte de enfermedades en los peces llegan con el agua por lo que se recomienda mantener la calidad de agua en buenas condiciones; esto se logra cuidando la fuente de ingreso, usando filtros físicos con diámetros adecuados, teniendo especial cuidado en remover los residuos del alimento no consumido y de las excretas de los peces, que se acumulan en el fondo (Guerra *et al.*, 2002).

### **III. METODOLOGÍA**

#### **3.1. Ubicación geográfica del área de estudio**

La presente investigación se llevó a cabo en los ambientes del Centro de Investigaciones Quistococha del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, ubicado a la margen derecha del Km 4.5 de la carretera Iquitos - Nauta, entre las coordenadas geográficas 3°49'01.82" Latitud Sur y 73°19'15.01" Longitud Oeste, a 112 msnm, caserío Quistococha, distrito San Juan Bautista, provincia Maynas, región Loreto (Anexo 01).

#### **3.2. Tipo de investigación**

De acuerdo al fin que se persigue, 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 y considera la evaluación de la relación que existe entre las variables de estudio.

##### **VARIABLES DE ESTUDIO**

$x$  = Independiente : Factores ambientales

$y$  = Dependiente : Abundancia parasitaria

La evaluación de la variable independiente, se realizó mediante el desarrollo de muestreos programados utilizando un kit para análisis de agua dulce y equipos específicos; y la evaluación de la variable dependiente se realizó utilizando el índice parasitario de la abundancia parasitaria, desarrollado mediante observaciones directas de las muestras fijadas con ayuda de estereoscopio y microscopio.

#### **3.4. Población y muestra**

##### **3.4.1. Población muestral**

Constituida por especímenes de *Colossoma macropomum*, "gamitana", en estadio de larva, post larva y alevino, ubicado dentro de la siguiente clasificación taxonómica:



<b>Reino</b>	: Animalia
<b>Phylum</b>	: Chordata
<b>Subphylum</b>	: Vertebrata
<b>Clase</b>	: Actinopterygii
<b>Orden</b>	: Characiformes
<b>Familia</b>	: Characidae
<b>Sub familia</b>	: Serrasalminidae
<b>Género</b>	: <i>Colossoma</i>
<b>Especie</b>	: <i>Colossoma macropomum</i> (Cuvier, 1816)

### **Características de *Colossoma macropomum* “gamitana”**

La gamitana es uno de los peces de escama, más grande de la cuenca amazónica, solo superada por el paiche, *Arapaima gigas* (Guerra *et al.*, 2000). Puede llegar a medir un metro de longitud y pesar hasta 30 K. (Araujo-Lima & Goulding, 1998). El cuerpo es comprimido, con una coloración negruzca en el dorso y verde oscuro a amarillento en la parte ventral, patrón de coloración que puede variar en función del tipo de agua donde se desarrolla (Guerra *et al.*, 2000).

Las larvas de peces del género *Colossoma*, mantienen el saco vitelino hasta el quinto día de vida. Entretanto, en el tercer día el mismo ya se reduce bastante en esa fase, pues el pez ya posee abertura bucal, alimentándose simultáneamente del medio interno y externo, nada en sentido horizontal y procura alimento del ambiente (Da Silva, 1987).

Por otro lado, Araujo-Lima & Goulding (1998), denominan larva de gamitana al pez post eclosión entre los 0 - 3 días de vida, con una medida de 5 - 8 mm; considerando post larva una vez reabsorbido el saco vitelino, a partir del cuarto día de vida (que es cuando empieza a adaptarse a la alimentación exógena), hasta aproximadamente los 21 días, con una medida de 8.1 - 14 mm. y consideran como alevino a partir de 1.5 cm. La duración exacta de este periodo depende de la temperatura del agua.

### 3.4.2. Muestra

Constituida por 250 especímenes de la especie *Colossoma macropomum*, (50 larvas, 150 post-larvas y 50 alevinos); las 50 larvas fueron colectadas directamente de una de las incubadoras cilindro cónicas de 60 litros, y que cuentan con abastecimiento constante de agua en la que se aplica un flujo de  $0.6 \pm 0.1$  l/min., las 150 post-larvas fueron colectadas de los tanques de concreto de forma rectangular recubierto con mayólicas de 1.50 m de largo, 0.70 m de ancho y 0.76 m de altura, con un volumen de carga de agua de  $0.798 \text{ m}^3$ , ambas estructuras (incubadoras y tanques de concreto) se encuentran instaladas en el mismo ambiente de lo que es la sala de reproducción de peces del CIQ – IIAP.

El agua utilizado en este ambiente proviene de una fuente principal como es la napa freática (sub suelo), y como fuente secundaria se cuenta con las constantes precipitaciones pluviales, el agua de ambas fuentes es almacenada en tanques de fibra de vidrio, para pasar posteriormente por un proceso de filtración durante 24 horas antes de ser utilizado; mientras que los 50 alevinos fueron colectados de un estanque de tierra de  $480 \text{ m}^2$  de espejo de agua, la textura que presenta el suelo de este ambiente acuático es de tipo arcillo-arenoso y el agua con que se abastece este cuerpo de agua proviene de las mismas fuentes arriba mencionadas (Figura 1).

Para la alimentación de estos especímenes se utilizó en el caso de las post-larvas, alimento vivo (artemia), en tanto que para los alevinos se utilizó una ración balanceada tipo extruido con 35 % de PB, formulada y procesada dentro de las instalaciones del IIAP.



**Figura 1.-** Unidades de cultivo de peces del Centro de Investigación Quistococha - IIAP. A) Incubadoras cilindro cónicas, B) Tanques de concreto revestido con mayólica, C) Estanque de tierra.

### 3.4.3. Selección de la muestra

La selección y análisis de los especímenes en fase de larvas se realizó durante 3 días consecutivos, colectadas directamente de las incubadoras, analizándose un total de 50 especímenes (Anexo 2); asimismo, durante 21 días se analizaron 150 post-larvas colectados de los tanques de concreto, sacrificándose 50 individuos/semana (Anexo 3); finalmente y durante 22 días consecutivos se analizaron 50 alevinos colectados de un estanque de tierra de 480 m<sup>2</sup> de espejo de agua, analizándose de 2 a 3 individuos/día. (Anexo 4 y Tabla 1).

El total de las muestras fueron extraídas con ayuda de instrumentos y/o materiales específicos para cada estadio, así para la extracción de larvas y post-larvas de las incubadoras cilindro cónicas y de los tanques de concreto se utilizaron vasos de precipitados, en tanto que para la captura y extracción de los alevinos en el estanque de tierra se utilizaron jamos y redes tipo bolichera;

posteriormente las muestras fueron trasladadas a los ambientes del laboratorio de Bromatología y Limnología del Centro de Investigaciones Quistococha – IIAP del programa AQUAREC, para el análisis correspondiente.

**Tabla 1.- Características del manejo en el cultivo de larvas, post-larvas y alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” en el Centro de Investigaciones Quistococha -IIAP.**

Características	Estadío		
	Larva	Post-larva	Alevino
Días de selección de muestras	3	21	22
Cantidad de las muestras	50 (16-17/día)	150 (50/sem.)	50 (2-3/día)
Promedio de longitud total	4.607 mm	10.185 mm	45.90 mm
Promedio de peso (g)	0.00213	0.02224	4.601
Unidades de cultivo	Incub.	TCM*	ET**
Densidad/ unidades de cultivo	250000 (Incub.)	70000 (TCM*)	69800 (ET**)
Tipo de alimentación	-	Alimento vivo (artemia)	Alim. comercial con 35 % PB
Frecuencia de alimentación	-	2	2

TCM\* = Tanque de cemento revestido con mayólica

ET\*\* = Estanque de tierra

Incub. = Incubadora

### 3.5. Procedimientos, técnicas e instrumentos de recolección de datos

#### 3.5.1. Registro de datos biométricos

El registro de los datos biométricos se realizó en los ambientes del laboratorio de Bromatología y Limnología del IIAP; para el registro de la longitud total (tomado desde el extremo de la boca hasta el extremo de la aleta caudal) se utilizó un estereoscopio DV4 marca “ZEISS STEMI” y una regla milimetrada de metal para el caso de larvas y post-larvas, y para los especímenes en fase de alevinos, el registro de longitud se hizo con ayuda de un ictiómetro de madera graduado en centímetros; en tanto que para el registro del peso se utilizó una balanza analítica marca “OHAUS” de 260 g. de capacidad, con una sensibilidad de 0.1 mg.

### **3.5.2. Sacrificio de los especímenes**

Para el sacrificio de las muestras, se utilizaron 2 técnicas:

#### **a) Técnica de squash en larvas y post larvas**

Para el análisis de las muestras en las fases de larvas y post-larvas se utilizó la técnica de squash, que consiste en poner el objeto de estudio en un portaobjetos y cubierto con un cubreobjetos, se cubre para secar con un trozo de papel, se sostiene los extremos del cubreobjetos y con la goma de un lápiz se da golpes al cubreobjetos, los golpes deben de ser constantes, rápidos y no muy fuertes para no romper las láminas cubre y portaobjetos, posteriormente las láminas fueron observadas directamente al estereoscopio y microscopio electrónico marca “LEITZ WETZLAR” Germani 513558.

#### **b) Sacrificio de los alevinos**

Se llevó a cabo siguiendo las recomendaciones de Eiras *et al.* (2000), que consiste en realizar una perforación a la altura de la región cefálica (fontanela), con ayuda de un instrumento puntiagudo (aguja), realizando ligeros movimientos laterales destruyendo el cerebro, provocando la muerte inmediata del espécimen.

Posteriormente el espécimen sacrificado fue colocado en fuentes para la realización de la necropsia correspondiente, previo registro fotográfico; los datos fueron anotados en fichas de registro de necropsia según el anexo 5.

### **3.5.3. Análisis de las muestras en alevinos**

#### **a) Análisis de estructuras externas**

##### **Fosas nasales y ojos**

El examen de las fosas nasales se realizó según la metodología recomendada por Varella (1992). La cavidad nasal fue lavada con agua destilada. La roseta nasal fue retirada delicadamente del interior del hueso nasal, luego se colocó dentro de una placa Petri con agua destilada, donde se lavó varias veces con ayuda de una piseta. Cada hebra de las fosas

nasales fue examinada, con ayuda de finos estiletes. Se examinó minuciosamente todo el líquido obtenido con las lavadas.

Los ojos fueron removidos y colocados en una placa Petri, cada ojo se abrió cortando con unas tijeras de punta fina y la lente se remueve. La lente y el humor vítreo fueron cuidadosamente examinados al microscopio.

### **Piel y aletas**

Se exploró detenida y cuidadosamente toda la piel y aletas del pez a través del estereoscopio; luego se observó al microscopio el raspado de piel y cortes de aletas dorsal, caudal, pectoral, ventral, adiposa y anal.

### **Branquias**

Las branquias fueron retiradas del pez y colocadas en placas de vidrio con agua destilada. Los arcos branquiales fueron individualizados y colocados en placas “Petri” con agua destilada. Luego se observaron al microscopio y estereoscopio.

### **Cuantificación de ectoparásitos**

Con ayuda del microscopio, se cuantificaron los parásitos presentes en estructuras externas.

Para el caso específico de las branquias la cuantificación de parásitos se realizó separando los filamentos branquiales; la cantidad de parásitos registrados, se multiplicaron por 2, estimándose así la cantidad total de parásitos monogénos presentes en cada hospedero (Scholz y Kuchta, 2005).

### **b) Análisis de órganos internos**

Los órganos internos fueron removidos por entero, de allí se separaron estómago, intestino, ciegos pilóricos, hígado, bazo, vesícula biliar, vejiga natatoria y riñón; cada uno de estos fue observado al microscopio, utilizando un corte de órgano en lámina porta-objetos.

**c) Análisis de musculo**

Parte del musculo fue removido y separado en placas Petri con agua destilada para su examen al microscopio.

**3.5.4. Colecta y preservación de parásitos**

La colecta de parásitos a nivel de branquias, se realizó con ayuda de un estereoscopio marca ZEISS, además de estiletes y pinzas de diversos tamaños y se colocaron en placas Petri para ser sometidos a refrigeración entre 1 a 5 °C por un tiempo aproximado de 15 minutos; posteriormente los parásitos fueron extraídos en número de dos y se fijaron en láminas porta objeto adicionándose una gota de agua destilada, luego es cubierto con un cubre objeto para lograr observar las estructuras del parásito.

Parte de la muestra extraída de parásitos se colocaron y se preservaron en tubos de ensayo de material plástico de 5 ml cada uno y con tapa rosca, al que se añadió formalina al 5%, posteriormente cada tubo fue rotulado de acuerdo tipo de muestra de cada hospedero, esto con la finalidad de realizar una observación más exhaustiva durante el proceso de identificación de los parásitos encontrados.

**3.5.5. Preparación de láminas para identificación de parásitos**

Para el estudio de las estructuras esclerotizadas de los monogéneos (ganchos, anclas, barras del haptor y complejo copulador), se utilizaron láminas semipermanentes con montaje total del parásito según el método fijación de Malmberg (1957), citado por Scholz y Kuchta (2005).

**Método de fijación de Malmberg**

Consiste en colocar al parásito en una lámina porta objetos con una gota de agua, este se cubre con una laminilla cubre objeto y se retira el exceso de agua con papel absorbente, es necesario eliminar el agua lo suficiente para aplastar al parásito, los extremos de la lámina son fijadas con resina de Noyer, éste se hace con ayuda de un aplicador de punta plana, previamente expuesta a las

llamas del mechero, luego se retira una pequeña cantidad de resina y se aplica en las esquinas de las laminillas.

Posteriormente se aplica la solución de amonio picrato y glicerina, dejando que se filtre suavemente entre la lámina y la laminilla, esto con la finalidad de colorear las estructuras esclerotizadas de los parásitos.

### 3.5.6. Identificación de los parásitos

La identificación de los monogéneos se realizó de acuerdo a la clave de identificación de Monogenoidea de agua dulce Neotropicales (Thatcher, 2006); mientras que para los parásitos protozoarios se realizó de acuerdo a Lom y Dykova (1992).

### 3.5.7. Índices parasitarios

El análisis cuantitativo de los parásitos encontrados se realizó utilizando los índices parasitarios según Bush *et al.* (1997).

#### a) Prevalencia (%P)

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

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

#### b) Intensidad (I)

Grado de infección de los parásitos que se encuentran en un determinado hospedero, registra un rango mínimo y máximo de los parásitos.

#### c) Intensidad media (IM)

Número total de parásitos de una determinada especie de hospedero y dividido entre el número de hospederos infectados en la muestra.

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



**d) Abundancia (A)**

Número total de parásitos de una determinada especie en un único hospedero.

**e) Abundancia media (AM)**

Número total de parásitos de una determinada especie en la muestra, dividido entre el número total de hospederos examinados.

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

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

**Lugar de fijación**

El lugar de fijación de los parásitos se determinó mediante las observaciones realizadas a las estructuras del pez al momento de la colecta.

**Estatus comunitario**

Es obtenido basado en la prevalencia del parásito (100%). El estatus comunitario de los parásitos se determinó mediante las recomendaciones hechas por Bush & Holmes (1986); clasificando a los parásitos en especies:

CENTRAL (> 66.6 %)

SECUNDARIO (entre 33.3 y 66.6 %)

SATÉLITE (< 33.3 %)

**g) Índice de dispersión (ID) y tipo de distribución**

Calculado mediante la varianza de la abundancia parasitaria dividido entre el promedio de la longitud de los peces, sirve para verificar el patrón de las comunidades parasitarias.

$$ID = \frac{\text{varianza de la abundancia de parásitos}}{\text{promedio de las longitudes de los peces}}$$

Proporciona además la información para comprender de qué manera los parásitos se distribuyen y se dispersan dentro del hospedero en aleatorio, uniforme o agregado (Von, 1997).

ID < 1: Distribución aleatoria

ID = 1: Distribución uniforme

ID > 1: Distribución agregada

### **3.5.8. Monitoreo de los factores ambientales**

El registro de los principales parámetros como temperatura del agua (°C), concentración del oxígeno disuelto del agua (mg/L), pH (UI), dióxido de carbono (mg/L), nitrito (mg/L), alcalinidad (mg/L) y dureza (mg/L), se realizaron en los días que se analizaron las muestras en el laboratorio; se utilizaron para ello un oxímetro marca “YSI 55” para medir la temperatura y oxígeno disuelto del agua, un potenciómetro marca “Orion” 9107 WP para medir el pH y un kit de reactivos para análisis de agua dulce marca LaMotte, modelo AQ-2, para la medición del dióxido de carbono, alcalinidad y dureza (Anexos: 6, 7 y 8).

### **3.5.9. Correlación de la abundancia parasitaria con los factores ambientales del agua**

La correlación se determinó utilizando los datos obtenidos de la abundancia parasitaria con los valores registrados de los factores ambientales del agua, con el objetivo de evaluar el grado de asociación o dependencia existente entre las variables de estudio.

### **3.5.10. Análisis e interpretación de datos**

Para el análisis e interpretación de los datos, se utilizó la estadística descriptiva, mediante la ayuda de tablas y figuras, facilitando la comprensión de la investigación.

La prueba estadística utilizada fue la de correlaciones bi-variadas mediante el coeficiente de correlación de Pearson, nivel de significancia 0.05; para ello se empleó el programa SPSS versión 15.0.

## IV. RESULTADOS

### 4.1. Identificación de parásitos

La evaluación microscópica realizada a los peces en fase de larvas y post-larvas, no evidenciaron presencia de parásitos; sin embargo, en examen realizado a las muestras en fase de alevinos confirman una infestación mixta, con la presencia de parásitos a nivel de branquias y aleta pectoral, identificándose en branquias a la especie *Anacanthorus spatulatus* perteneciente a la clase Monogenéa (Tabla 2 y Figura 2); mientras que en la aleta pectoral y a nivel branquial se registró a la especie *Myxobolus* sp, perteneciente a la clase Protozoa (Tabla 2 y Figura 3).

**Tabla 2.- Ubicación taxonómica de los parásitos identificados en alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” cultivados en el CIQ – IIAP.**

<b>Parásito</b>	<b><i>Anacanthorus spatulatus</i></b> Kritsky <i>et al.</i> (1979)	<b><i>Myxobolus</i> sp.</b> Grassé (1970)
<b>Taxonomía</b>		
<b>Clase</b>	Monogenéa	Protozoa
<b>Orden</b>	Dactylogyridea	Myxosporidea
<b>Familia</b>	Dactylogyridae	Myxobolidae
<b>Género</b>	Anacanthorus	Myxobolus
<b>Especie</b>	<i>Anacanthorus spatulatus</i>	<i>Myxobolus</i> sp.

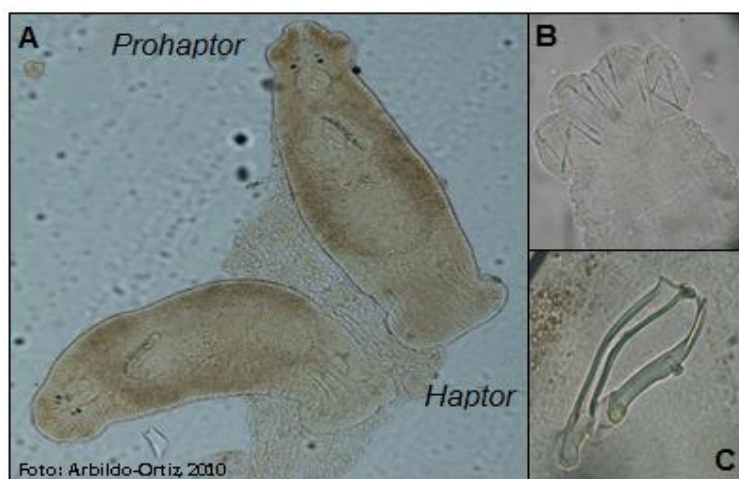
#### **Características de *Anacanthorus spatulatus***

Cuerpo fusiforme, ojos cuatro o dos, lóbulos cefálicos bien desarrollados, dos terminales dos laterales; glándulas cefálicas numerosas, visible, situada en dos grupos bilaterales postero-lateral de la faringe; gránulos accesorios ausentes. Boca subterminal; esófago moderadamente largo; haptor bilobulado con borde posterior cóncavo. Pequeños ganchos en forma de astillas con distribución anacanthorine (6 dorsales, ventrales 8). Pieza de accesorio articulado a la base de cirrus, con forma de varilla extremos proximal y distal de espátula. Ovario piriforme; útero delicado; ausencia de vagina receptáculo seminal.

#### **Observaciones:**

Las estructuras observadas fueron las propias de esta especie de parásito, 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 (Figura 2 A).

La parte posterior representado por el órgano de fijación llamado opistohaptor o haptor, está provisto de 14 ganchos (6 dorsal, ventral 8). (Figura 2 B), el nombre específico es de América (*spatulatus* = hoja o cuchara) y se refiere a una pieza accesoria de forma de espátula (Figura 2 C); estructuras que fueron utilizadas para la identificación del parásito. (Anexo 9).

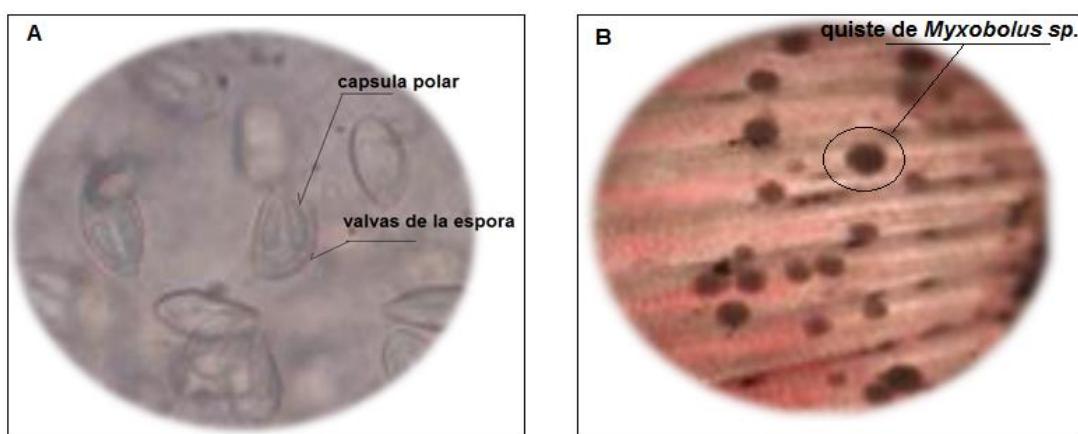


**Figura 2.-** A.- vista general del parásito *Anacanthorus spatulatus*. B.- ganchos C.- complejo copulatorio.

### **Características del genero *Myxobolus***

Los myxosporidios, del genero *Myxobolus*, son entre los más comunes y evidentes parásitos de peces, estos invasores forman quistes en los tejidos del huésped que varían en tamaño desde menos de un milímetro a más de un centímetro de longitud; tales quistes se encuentran en branquias, debajo de la piel y dentro de los órganos internos como músculos, hígado, bazo y pared intestinal; poseen un cuerpo oval o alargado con o sin cola, provistos de uno a cuatro cápsulas polares alargadas u ovals que contienen un filamento polar. (Anexo 10).

El ciclo de vida de este parasito es complejo y poco esclarecido, ya que para su desarrollo es necesario un hospedero intermediario como un invertebrado acuático (Markiw & Wolf, 1983).



**Figura 3.-** A. Espora y B. Quistes de *Myxobolus* sp., localizados a nivel de branquias y de aletas, registrados en alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana”, dentro del CIQ - IIAP.

#### 4.2. Índices parasitarios

En el análisis de las muestras en fase de larvas y post-larvas no se registró hallazgo de parásitos; sin embargo, de la totalidad de las muestras en fase de alevinos se evidencia la presencia de *Anacanthorus spatulatus* en 21 muestras, con una prevalencia del 42%, la intensidad que registra el rango mínimo y máximo de parásitos fue de 2 – 146, en tanto que la intensidad media fue de 6.95, así mismo, la abundancia registra un número total de 146 parásitos, con una abundancia media de 2.92; y la presencia de *Myxobolus* sp., en 7 muestras, con una prevalencia del 14%, la intensidad registrada fue de 4 – 490 parásitos, la intensidad media fue de 70, con una abundancia registrada de 490 parásitos, y una abundancia media de 9.8 (Tabla 3).

**Tabla 3.-** Índices parasitarios registrados en alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ-IIAP.

ÍNDICES PARASITARIOS	Muestras en fase de alevino	
	<i>Anacanthorus spatulatus</i>	<i>Myxobolus</i> sp. (quiste)
N° peces examinados	50	
N° peces parasitados	21	7
Prevalencia (%P)	42	14
Intensidad (I)	2 – 146	4 – 490
Intensidad Media (IM)	6.95	70
Abundancia (A)	146	490
Abundancia Media (AM)	2.92	9.8

Fuente: registro propio

#### 4.2.1. Lugar de fijación y estatus comunitario

El estatus comunitario se determinó en función al porcentaje de la prevalencia; que para el caso específico del parásito *Anacanthorus spatulatus* el porcentaje de prevalencia se encuentra entre 33.3 y 66.6%, clasificándose a este parásito como especie SECUNDARIO, mientras que para el parásito *Myxobolus* sp., el porcentaje de prevalencia es menor a 33.3%, clasificándose a este parásito como una especie SATELITE, registrándose como lugar de fijación de estos parásitos las branquias y aleta pectoral de las muestras (Tabla 4).

**Tabla 4.-** Prevalencia, lugar de fijación y estatus comunitario registrado en los alevinos de *Collossoma macropomum* “gamitana” en el CIQ - IIAP.

ÍNDICES	muestras en fase de alevino	
	<i>Anacanthorus spatulatus</i>	<i>Myxobolus</i> sp. (quiste)
Prevalencia (%)	42	14
Lugar de fijación	Branquias	Branquias y aleta pectoral
Estatus comunitario	SECUNDARIO	SATELITE

Fuente: registro propio

#### 4.2.2. Índice de dispersión y tipo de distribución

El componente parasitario de los hospederos, presentaron un patrón de distribución de tipo AGREGADO, con un índice de dispersión de 3.89 para *Anacanthorus spatulatus* y 1981.76 para *Myxobolus* sp. (Tabla 5).

**Tabla 5.-** Índice de dispersión y tipo de distribución en alevinos de *Collossoma macropomum* “gamitana” en el CIQ – IIAP.

Parásitos	Índice de dispersión	Tipo de distribución
<i>Anacanthorus spathulatus</i>	3.89	AGREGADO
<i>Myxobolus</i> sp.	1981.76	AGREGADO

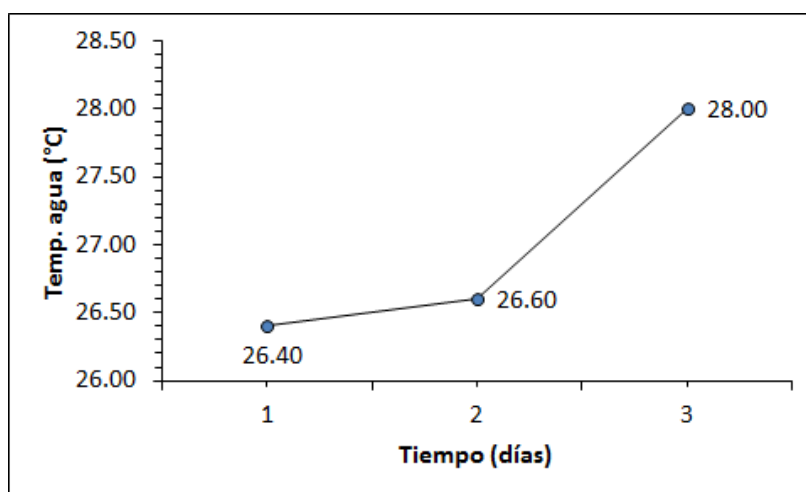
### 4.3. Factores ambientales del agua

#### 4.3.1. Fase larvas y post-larvas

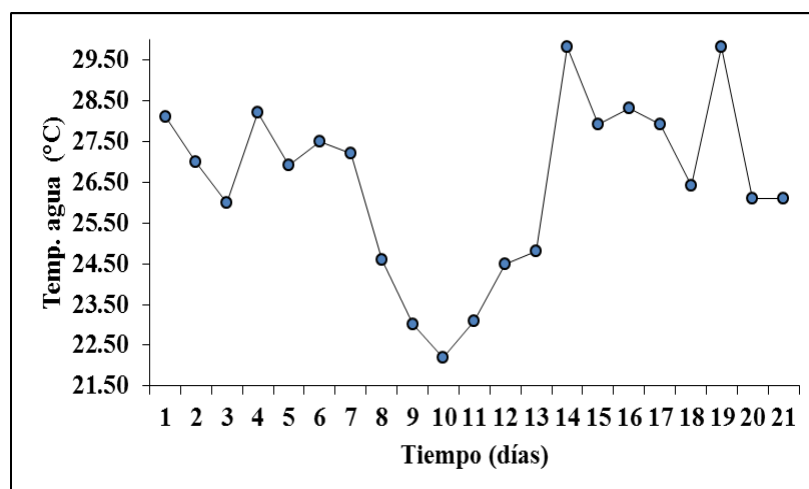
##### a) Parámetros físicos del agua de las incubadoras y de los tanques de concreto

La temperatura del agua tiene una gran importancia en el desarrollo de los diversos procesos que en ella se realizan, de modo que se puede desencadenar

enfermedades en el pez cuando se registran cambios bruscos; sin embargo los valores registrados de este parámetro durante el periodo experimental en las fases de cultivo de larvas y post - larvas que se realizó en la sala de reproducción en donde las condiciones ambientales son contraladas, se registraron valores promedios para el caso del agua de las incubadoras de  $27.00 \pm 0.87$  °C, mientras que para el caso del agua de los tanques de concreto que fue de  $26.45 \pm 2.12$  °C, valores enmarcados dentro de los rangos aceptables para *Colossoma macropomum* “gamitana” (Figuras 4 y 5, Tablas 6 y 7).



**Figura 4.-** Registro diario de la temperatura del agua (°C), de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana”, dentro del CIQ - IIAP.



**Figura 5.-** Registro diario de la temperatura del agua (°C), de los tanques de concreto, fase de post - larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.

**b) Parámetros químicos del agua de las incubadoras y de los tanques de concreto**

Los parámetros químicos del agua, registrados de las incubadoras cilindro cónicas así como de los tanques de concreto, también se mantuvieron en rangos aceptables por *Colossoma macropomum*; los valores registrados del oxígeno disuelto de las incubadoras mantuvo un rango de 3.29 y 6.45 mg/L, en tanto que el agua de los tanques de concreto, registran valores entre 1.30 y 6.56 mg/L; los valores de pH oscilaron entre 6.58 y 6.93 en el agua de las incubadoras, mientras que el agua de los tanques de concreto vario entre 5.70 y 8.44 UI; de igual manera, los valores registrados del dióxido de carbono del agua de las incubadoras estuvo enmarcado en una media de  $5.43 \pm 0.06$  mg/L, mientras que un valor promedio relativamente mayor se registró del agua de los tanques de concreto siendo este de  $6.90 \pm 2.05$  mg/L; los valores de nitrito para ambos ambientes (incubadoras y tanques de concreto) a lo largo de estas dos fases de cultivo, se registró 0.05 mg/L; así mismo, los valores de alcalinidad y dureza del agua de las incubadoras mantuvo una constante de  $30 \pm 0.00$  mg/L, mientras que estos mismos parámetros en el agua de los tanques de concreto registraron una media de  $34.33 \pm 11.78$  mg/L para la alcalinidad y de  $43.76 \pm 24.53$  mg/L para la dureza (Tablas 6, 7 y Figuras 6, 7).

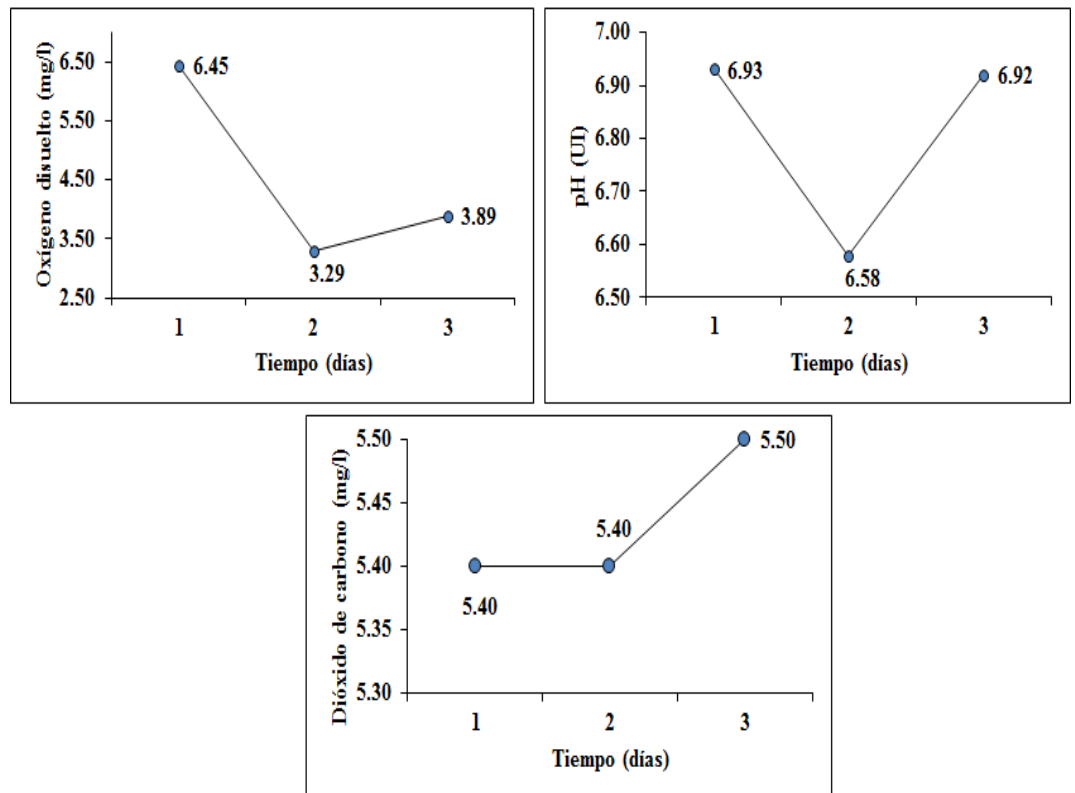
**Tabla 6.- Registro diario de los factores ambientales del agua de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.**

Factores ambientales	Promedio	Variación
		(min. - max.)
<b>Físico</b>		
Temperatura del agua (°C)	$27.00 \pm 0.87$	26.40 - 28.00
<b>Químicos</b>		
Oxígeno disuelto (mg/l)	$4.54 \pm 1.68$	3.29 - 6.45
pH (UI)	$6.81 \pm 0.20$	6.58 - 6.93
Dióxido de carbono (mg/l)	$5.43 \pm 0.06$	5.40 - 5.50
Nitrito (mg/l)	$0.05 \pm 0.00$	0.05 - 0.05
Alcalinidad (mg/l)	$30.00 \pm 0.00$	30.00 - 30.00
Dureza (mg/l)	$30.00 \pm 0.00$	30.00 - 30.00

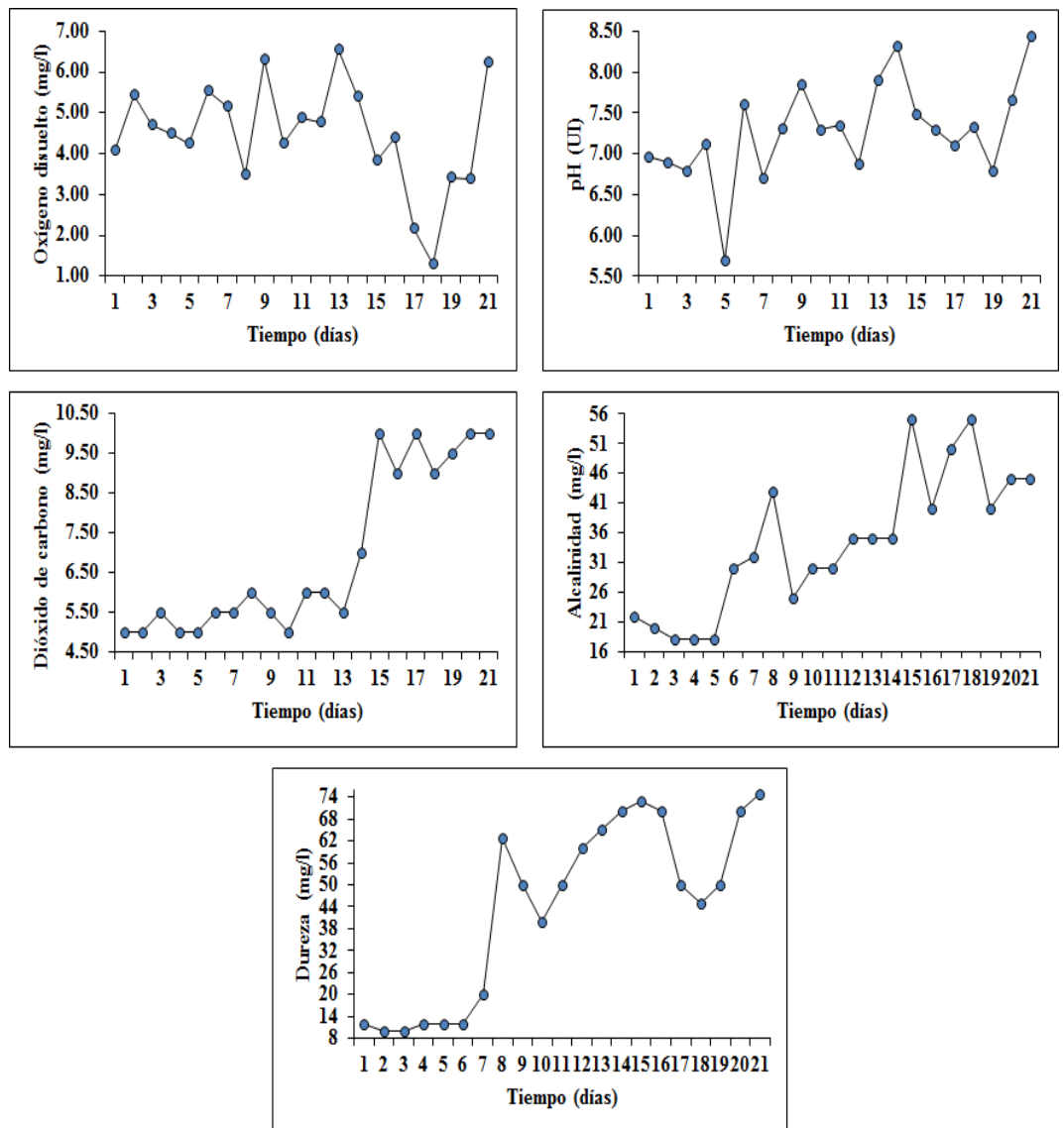


**Tabla 7.- Registro diario de los factores ambientales del agua de los tanques de concreto, fase de post - larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.**

Factores ambientales	Promedio	Variación
		(min. - max.)
<b>Físico</b>		
Temperatura del agua (°C)	26.45 ± 2.12	22.20 - 29.80
<b>Químicos</b>		
Oxígeno disuelto (mg/l)	4.48 ± 1.30	1.30 - 6.56
pH (UI)	7.28 ± 0.60	5.70 - 8.44
Dióxido de carbono (mg/l)	6.90 ± 2.05	5.00 - 10.00
Nitrito (mg/l)	0.05 ± 0.00	0.05 - 0.05
Alcalinidad (mg/l)	34.33 ± 11.78	18.00 - 55.00
Dureza (mg/l)	43.76 ± 24.53	10.00 - 75.00



**Figura 6.- Registro diario de los parámetros químicos del agua de las incubadoras cilindro cónicas, fase de larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.**



**Figura 7.-** Registro diario de los parámetros químicos del agua de los tanques de concreto, fase de post - larvas de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.

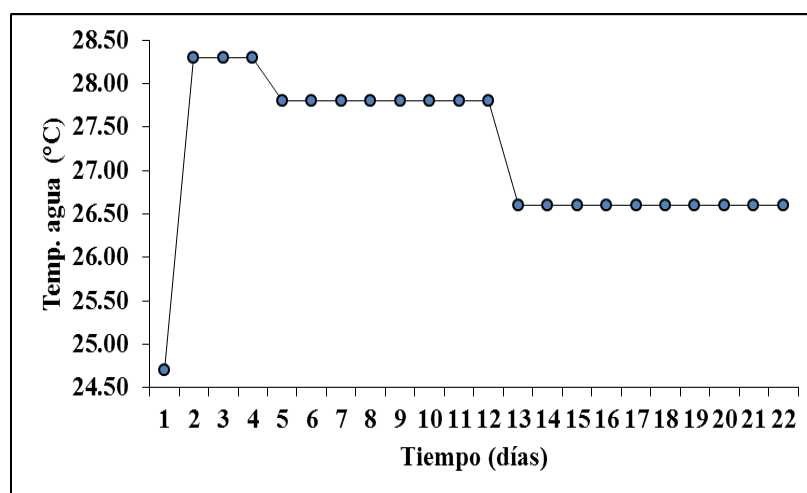
#### 4.3.2. Fase alevinos

##### a) Parámetros físicos

##### Temperatura del agua

Debido a la condición de organismos poiquilotermos, la temperatura influye directamente sobre el metabolismo de los peces y demás organismos acuáticos que cohabitan en el estanque de cultivo.

Durante la etapa de recolección de las muestras en fase de alevinos, que comprendió los meses de agosto y setiembre, el agua del estanque de tierra mantuvo un promedio de  $27.18 \pm 0.88$  °C, registrándose al inicio de la recolección de las muestras el valor más bajo que fue de 24.70 °C, seguido del registro del valor más alto que fue de 28.30 °C, para luego descender aproximadamente 1 °C y mantenerse hasta el final del muestreo (Figura 8).



**Figura 8.-** Registro diario de la temperatura del agua (°C), del estanques de tierra, fase de alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.

## b) Parámetros químicos

### Oxígeno disuelto

El contenido de oxígeno disuelto en el agua de los estanques es sin duda alguna el factor más crítico para el control de la calidad de agua, por lo que es necesario para la existencia de la vida de los peces y demás organismos acuáticos.

Los valores del oxígeno disuelto del agua durante la fase de alevinos, registrado al inicio de las evaluaciones limnológicas fue de 2.71 mg/l, registro aparentemente por debajo de valores deseable para peces de aguas tropicales; sin embargo, se registró un incremento paulatino hasta llegar a 6.60 mg/l, con una media de  $5.49 \pm 1.15$  mg/l (Figura 9 y Tabla 8).

## **pH**

Bajo condiciones normales de calidad de agua, el pH tiene un ciclo periódico el cual disminuye en las noches por acción de la respiración y aumenta en el día por efecto de la fotosíntesis.

Los valores del pH a lo largo del periodo de extracción de las muestras, registró el valor más alto durante el mes de agosto que fue de 7.67, mientras que el valor mínimo se registró al final con un valor de 6.91, siendo el valor promedio de  $6.99 \pm 0.16$  UI; sin embargo, son valores que se encuentran dentro de los límites de tolerancia por especie de aguas tropicales (Figura 9 y Tabla 8).

## **Dióxido de carbono**

Las concentraciones de dióxido de carbono en el agua se encuentran en función de la actividad biológica.

El registro de la concentración de dióxido de carbono evidencia valores levemente por encima de los valores deseables, registrándose un valor mínimo de 10.00 mg/l, incrementándose hasta llegar a 19.00 mg/l, con una media de  $11.32 \pm 1.99$  mg/l (Figura 9 y Tabla 8).

## **Nitritos**

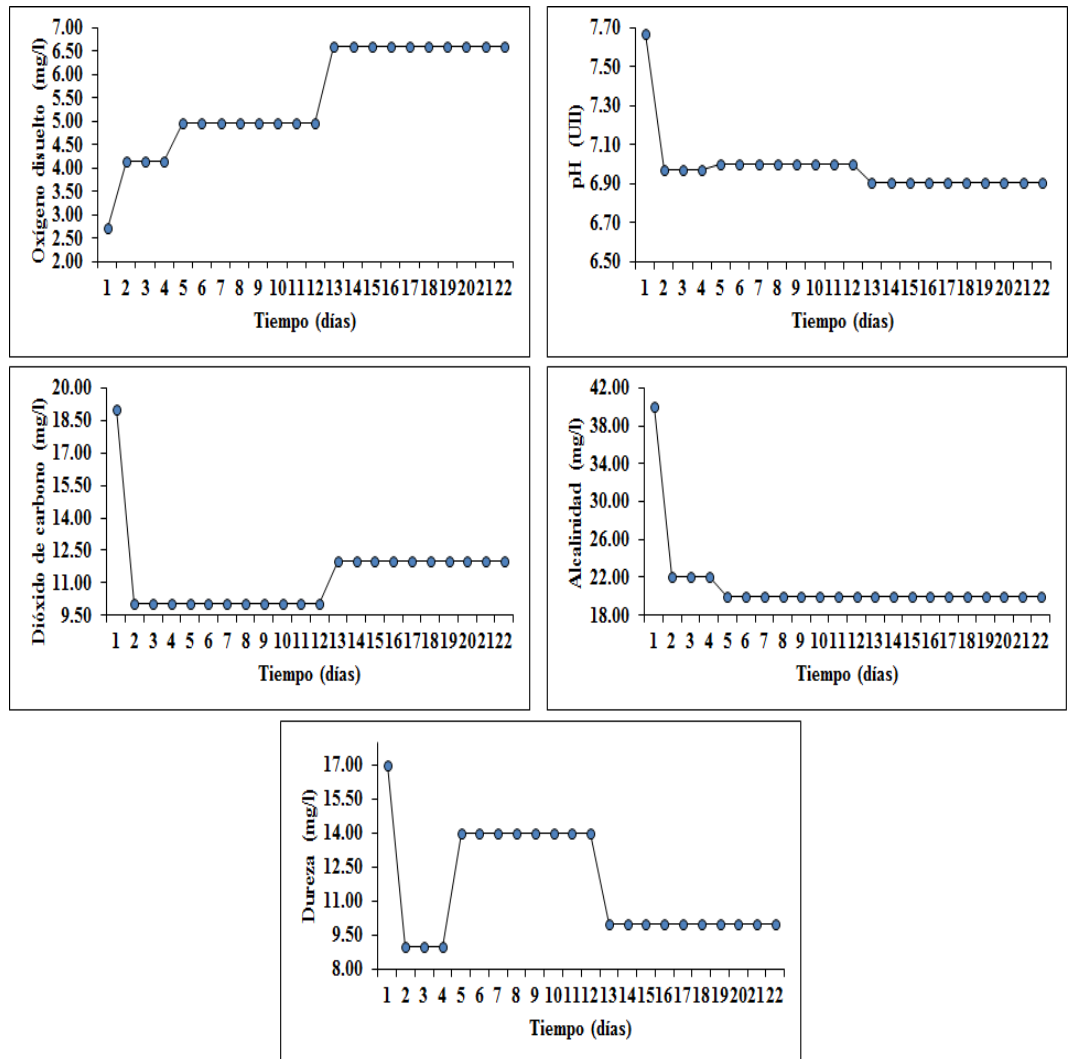
El nitrito, considerado como un producto toxico y que influye negativamente en el crecimiento de los organismos en cultivo, no presentó variación alguna durante este periodo, registrándose un valor constante mínimo permisible de 0.05 mg/l (Figura 9 y Tabla 8).

## **Alcalinidad**

La alcalinidad del agua es un indicador de su poder amortiguador, debido a la concentración de carbonatos y bicarbonatos, por ello mientras más alto es su valor, más alta será la productividad; sin embargo, los valores registrados en la presente investigación son valores bajos que variaron entre 20.00 y 40.00 mg/l, con una media de  $21.18 \pm 4.26$  mg/l (Figura 9 y Tabla 8).

## Dureza

La dureza del agua registra valores comprendidos entre 9.00 y 17.00 mg/l; con una media de  $11.64 \pm 2.40$  mg/l, y que según la clasificación de las aguas, es considerado como aguas blandas (Figura 9 y Tabla 8).



**Figura 9.-** Registro diario de los parámetros químicos del agua del estanque de tierra, fase de alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ - IIAP.

**Tabla 8.- Registro diario de los factores ambientales del agua del estanque de tierra, fase de alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana” dentro del CIQ – IIAP.**

Factores ambientales	Promedio	Variación
		(min. - max.)
<b>Físico</b>		
Temperatura del agua (°C)	27.18 ± 0.88	24.70 - 28.30
<b>Químicos</b>		
Oxígeno disuelto (mg/l)	5.49 ± 1.15	2.71 - 6.60
pH (UI)	6.99 ± 0.16	6.91 - 7.67
CO2 (mg/l)	11.32 ± 1.99	10.00 - 19.00
Nitrito (mg/l)	0.05 ± 0.00	0.05 - 0.05
Alcalinidad (mg/l)	21.18 ± 4.26	20.00 - 40.00
Dureza (mg/l)	11.64 ± 2.40	9.00 - 17.00

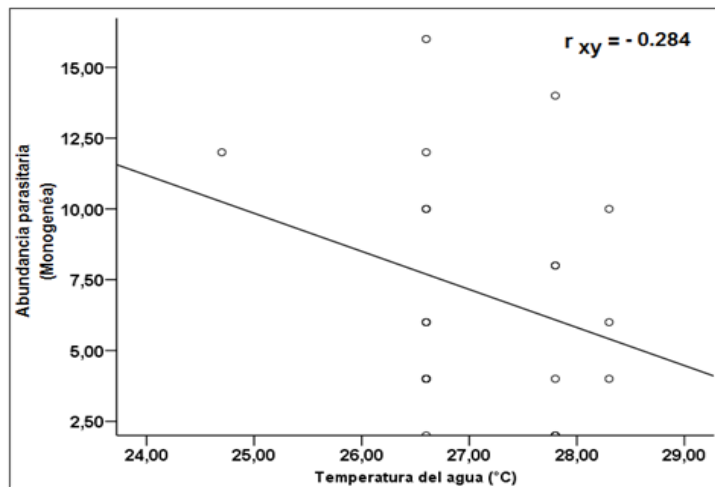
#### 4.4. Correlación entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua

##### a) Abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*)

###### Parámetros físicos

La correlación entre la abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*) y la temperatura del agua, registra una relación inversa negativa, con un coeficiente de correlación de -0.284, es decir que, en la medida que aumentan los valores de la temperatura del agua, tiende a disminuir la abundancia parasitaria; sin embargo cuando el valor del coeficiente de correlación es registrado entre  $0.20 \leq r < 0.40$ , se dice que existe una correlación baja (Figura 10).

Aplicando la prueba de correlación de Pearson, entre la abundancia parasitaria y la temperatura del agua, se registra una significancia bilateral menor al valor tabulado, es decir  $F_c < F_t$ , no registrando diferencia significativa entre estas variables (Tabla 9).



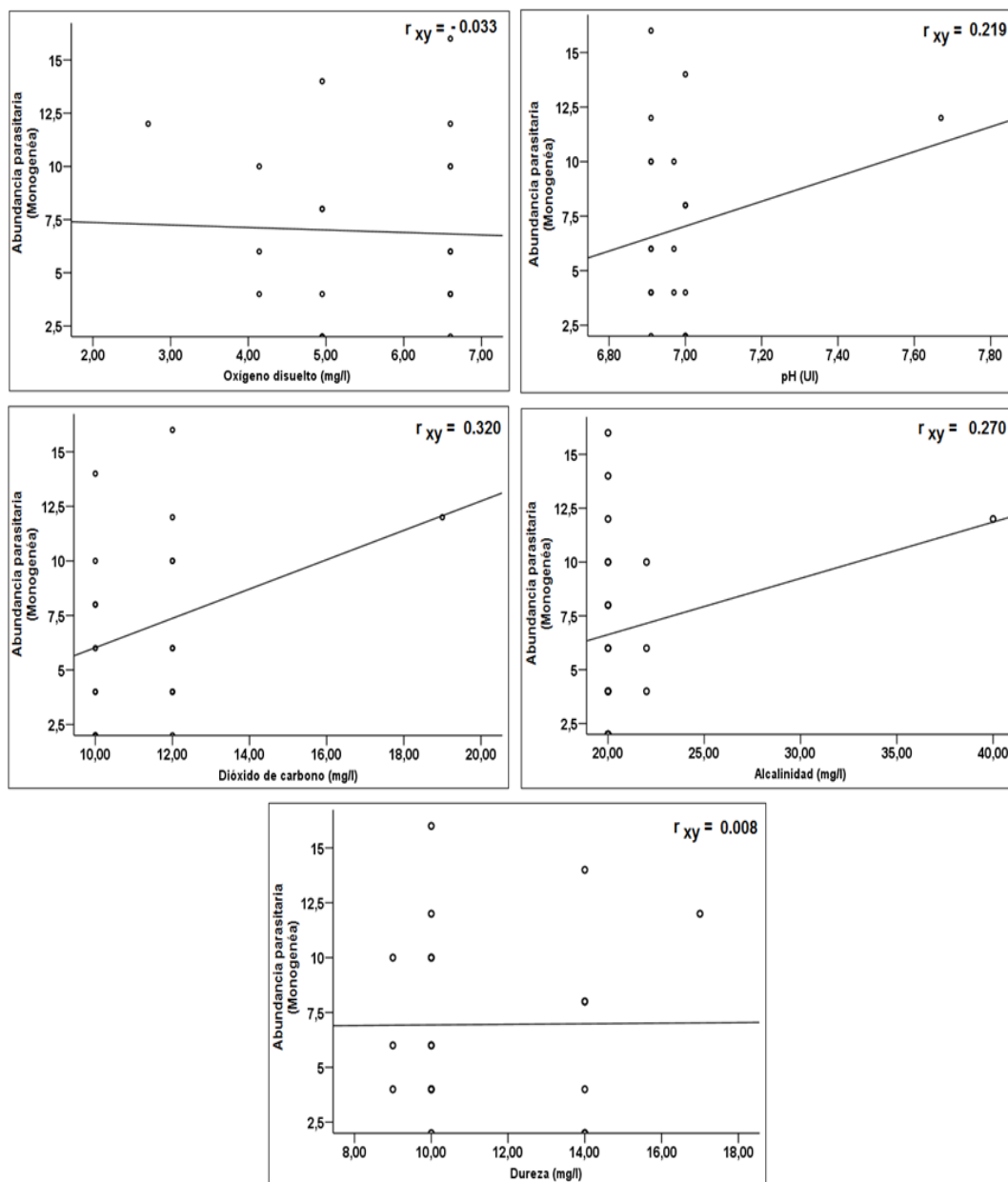
**Figura 10.-** Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*) y la temperatura del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.

### Parámetros químicos

La correlación existente entre la abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*) y los parámetros químicos del agua, registran una relación inversa negativa con el oxígeno disuelto, con un coeficiente de correlación de -0.033, aduciéndose que en la medida que aumenta una variable, disminuye la otra; sin embargo, con el pH (0.219), dióxido de carbono (0.320), alcalinidad (0.270) y dureza (0.008) se ajustan a un modelo de tipo potencial o directa positiva, es decir, que en la medida que aumentan los valores de estos parámetros, tiende a aumentar la abundancia parasitaria; registrando una correlación considerada como muy baja a baja, es decir cuando el coeficiente de correlación es registrado entre  $0 \leq r < 0.20$ , la correlación es considerado muy bajo, y cuando el coeficiente de correlación varía entre  $0.20 \leq r < 0.40$ , la correlación es considerada baja (Figura 11).

Aplicando el análisis estadístico mediante la prueba de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*), con el oxígeno disuelto y la dureza, se registra una significancia bilateral mayor al valor tabulado, es decir  $F_c > F_t$ , existiendo diferencia significativa entre estas

variables; sin embargo, con el pH, dióxido de carbono y alcalinidad, no se registran diferencia significativa ( $F_c < F_t$ ). Tabla 9.



**Figura 11.-** Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria (*Anacanthorus spatulatus*) y los parámetros químicos del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.

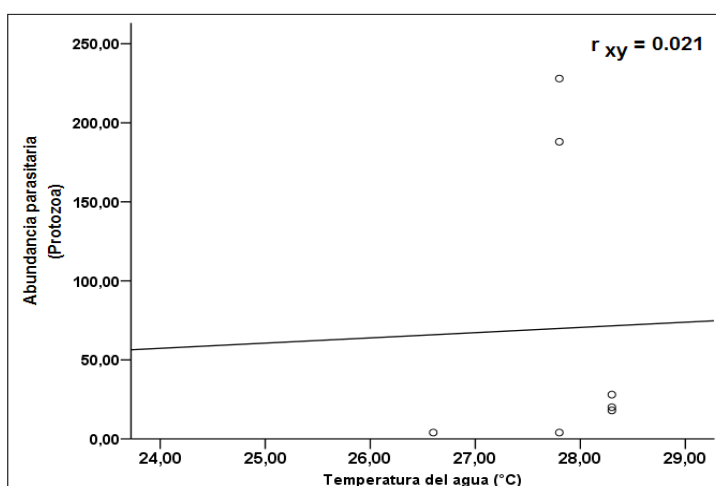


**b) Abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.)**

**Parámetros físicos**

La correlación existente entre la abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.), y la temperatura del agua, registra una relación directa positiva, con un coeficiente de correlación de 0.021; sin embargo, por el valor del coeficiente de correlación registrado, esta correlación es considerada como muy baja (Figura 12).

Aplicando la prueba de correlación de Pearson, entre la abundancia parasitaria y la temperatura del agua, se registra una significancia bilateral mayor al valor tabulado, es decir  $F_c > F_t$ , registrándose diferencia significativa entre estas variables (Tabla 9).



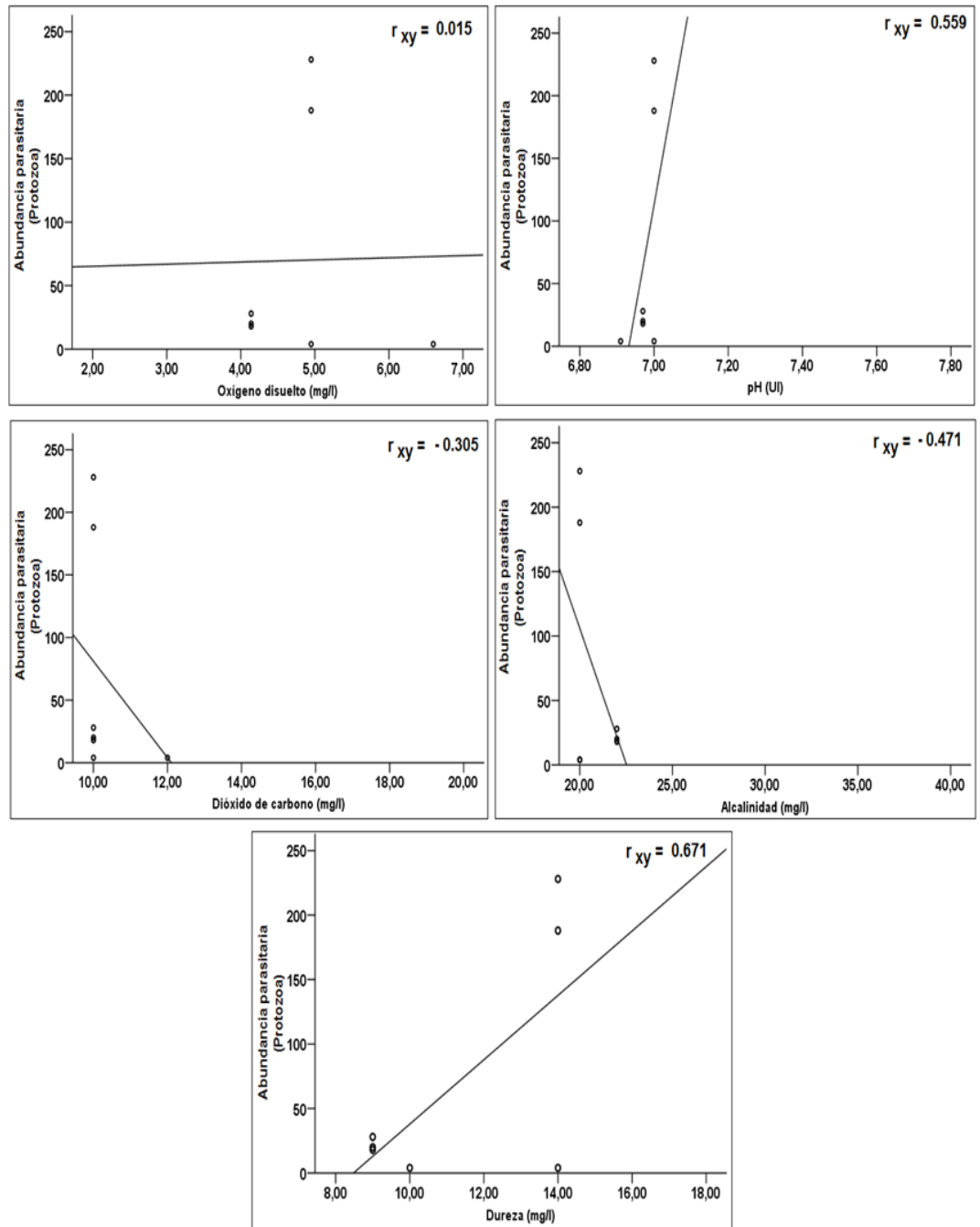
**Figura 12.-** Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.) y la temperatura del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.

**Parámetros químicos**

La correlación existente entre la abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.), y los parámetros químicos del agua, registran una relación inversa negativa con el dióxido de carbono (-0.305) y con la alcalinidad (-0.471), es decir que en la medida que aumenta una variable, disminuye la otra variable; sin embargo, el oxígeno disuelto (0.015), el pH (0.559), y la dureza (0.671), se ajustan a un modelo de correlación del tipo potencial o directa positiva, entendiéndose que, en la medida que aumentan los valores de estos parámetros, tiende a aumentar

la abundancia parasitaria; correlaciones consideradas desde muy bajas a buenas, anotando que cuando el coeficiente de correlación es registrado entre  $0 \leq r < 0.20$ , la correlación es muy baja, caso específico del oxígeno disuelto, asimismo, cuando el coeficiente de correlación varía entre  $0.20 \leq r < 0.40$ , se considera como correlación baja, que es el caso del dióxido de carbono; y cuando el coeficiente de correlación varía entre  $0.40 \leq r < 0.70$ , se dice que existe una buena correlación, que es aplicado para el caso de la alcalinidad, el pH y de la dureza (Figura 13).

Aplicando el análisis estadístico mediante la prueba de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.), con el oxígeno, se registra una significancia bilateral mayor al valor tabulado, es decir  $F_c > F_t$ , existiendo diferencia significativa entre estas variables; sin embargo, con el pH, dióxido de carbono, alcalinidad y dureza, no se registran diferencia significativa entre estas variables, registrando un  $F_c < F_t$  (Tabla 9).



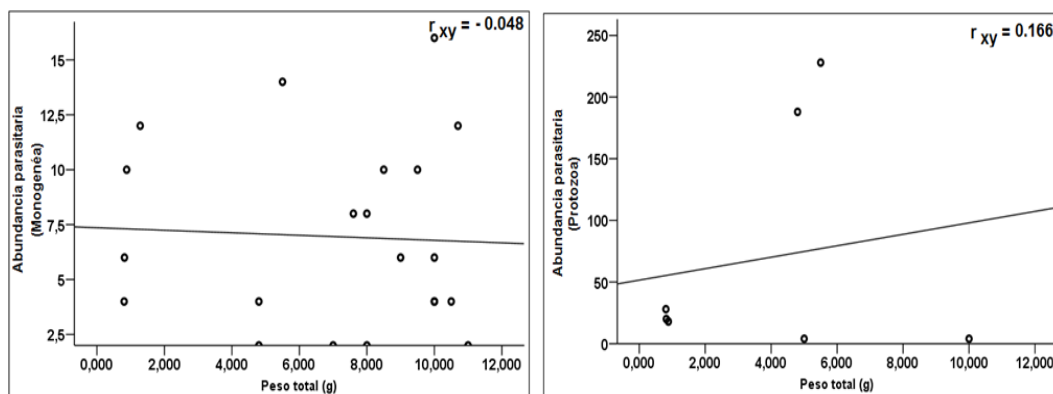
**Figura 13.-** Diagrama de dispersión de la correlación entre la abundancia parasitaria (*Myxobolus* sp.) y los parámetros químicos del agua del estanque de tierra del CIQ – IIAP.

**Tabla 9.- Análisis de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria (Monogénea y Protozoa) y los factores ambientales del agua, a un nivel de significancia del 0.05.**

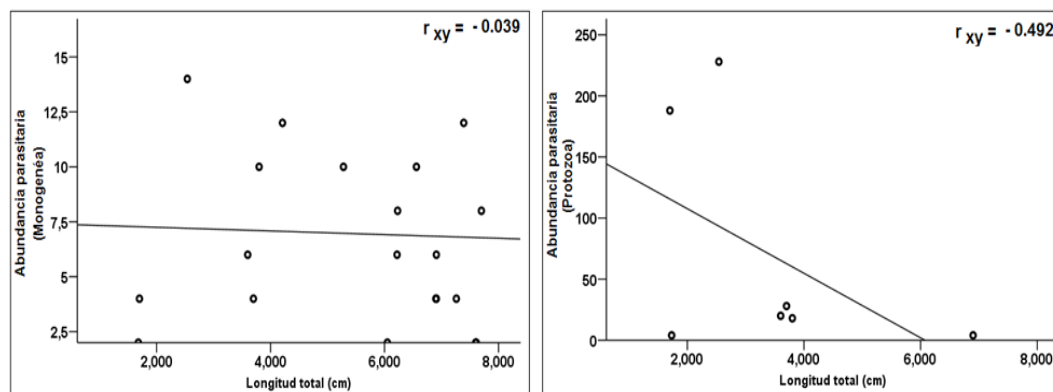
Factores ambientales	Correlación de Pearson	Abundancia parasitaria			
		Monogénea		Protozoa	
		Ft	Fc	Ft	Fc
<b>Físicos</b>					
<b>Temperatura del agua</b>	Coefficiente de correlación		-0.284		0.021
	Sig. (bilateral)	(ns) 1.67	0.212	(s) 0.002	0.965
<b>Químicos</b>					
<b>Oxígeno disuelto</b>	Coefficiente de correlación		-0.033		0.015
	Sig. (bilateral)	(s) 0.020	0.889	(s) 0.001	0.974
<b>pH</b>	Coefficiente de correlación		0.219		0.559
	Sig. (bilateral)	(ns) 0.957	0.340	(ns) 2.274	0.192
<b>Dióxido de carbono</b>	Coefficiente de correlación		0.320		-0.305
	Sig. (bilateral)	(ns) 2.166	0.157	(ns) 0.513	0.506
<b>Nitrito</b>	Coefficiente de correlación		(a)		(a)
	Sig. (bilateral)		.		.
<b>Alcalinidad</b>	Coefficiente de correlación		0.270		-0.471
	Sig. (bilateral)	(ns) 1.488	0.237	(ns) 1.424	0.286
<b>Dureza</b>	Coefficiente de correlación		0.008		0.671
	Sig. (bilateral)	(s) 0.001	0.974	(ns) 4.091	0.099

**Dónde:** (Ft) valor tabulado, (Fc) valor calculado, (s) significativo, (ns) no significativo, (a) no se puede calcular porque al menos una variable es constante.

No obstante, la abundancia parasitaria muestra una tendencia a disminuir en la medida que los peces aumentan de tamaño tanto en peso como en longitud, a excepción del peso de los peces con la abundancia parasitaria de la clase protozoa que muestra que en la medida que se incrementa en peso, tiende a incrementarse la abundancia parasitaria. (Figuras 14, 15; Tabla 10 y Anexo 11), sin embargo un papel importante juega los parámetros ambientales del agua que en la medida que se mantenga en condiciones favorables para los peces, la presencia de parásitos se dará en mínima proporción, sin afectar el cultivo (Anexo 12).



**Figura 14.-** Diagrama de dispersión entre la abundancia parasitaria y el peso total (g) de los alevinos extraídos del estanque de tierra del CIQ – IIAP.



**Figura 15.-** Diagrama de dispersión entre la abundancia parasitaria y la longitud total (cm) de los alevinos extraídos del estanque de tierra del CIQ – IIAP.

**Tabla 10.-** Análisis de correlación de Pearson entre la abundancia parasitaria y el peso y longitud total de los alevinos de *Colossoma macropomum* “gamitana”.

Parámetros	Correlación de Pearson	Abundancia parasitaria	
		<i>Anacanthorus spatulatus</i>	<i>Myxobolus</i> sp.
Peso total (g)	Coefficiente de correlación	-0.048	0.166
Longitud total (cm)	Coefficiente de correlación	-0.039	-0.492

## V. DISCUSIÓN

### 5.1. Identificación de parásitos

Las especies de parásitos identificados en la presente investigación fueron *Anacanthorus spatulatus* y *Myxobolus* sp., ambos parásitos encontrados a nivel de branquias y aletas, respectivamente; coincidiendo con lo reportado por Thatcher (2006), quien además menciona que se han registrado 10 parásitos distribuidos en 5 clases, Monogenéa, Nematoda, Acanthocéphala, Copépoda y Brachiura; parásitos que también han sido reportados en estanques de cultivo por Prieto (1989), Molnar & Békési (1993), Aragort (2002), Centeno *et al.* (2004), Mota (2004), Ramos (2007), Freitas (2010) y Godoi (2011); y en muestras del medio natural ha sido reportado por Belmont-Jegú *et al.* (2004) y Morais *et al.* (2009); sin embargo Prieto (1989), Ferraz (1995), Aragort (2002), Mota (2004), Centeno *et al.* (2004), Belmont-Jegú *et al.* (2004) y Godoi (2011), registraron en hospederos de *Colossoma macropomum* a otros parásitos monogénicos diferentes al que se reporta en la presente investigación; por su parte, Vallejo & Pitalúa (2002), registran por primera vez en el boquichico *Prochilodus nigricans*, la presencia del protozoo parásito *Myxobolus* sp., mientras que Békési *et al.* (2002), refiere que el más rico género de Myxosporea es *Myxobolus*, con más de 450 especies, reportadas en diferentes hospederos.

Los hospederos en fases de larvas y post-larvas durante el periodo de análisis de las muestras, no registran presencia de parásitos; hecho que podría deberse a los parámetros físicos y químicos del agua que se encontraban bajo condiciones controladas, aseveración que coincide con Eslava (2009), que refiere que los cambios en las variables ambientales, además de manejo o en aspectos de nutrición y alimentación, predisponen a los animales en los cultivos, modificando interacciones hospedero-patógeno y a su vez, propiciando la generación de enfermedades.

### 5.2. Índices parasitarios

El análisis cuantitativo de los parásitos registrados en la presente investigación, reporta una prevalencia del 42% para *Anacanthorus spatulatus* y 14% para

*Myxobolus* sp., resultados inferiores en relación a lo registrado por Centeno *et al.* (2004), quienes reportan para *A. spatulatus* una prevalencia del 96.4% en *Colossoma macropomum* y en el híbrido de *Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, una prevalencia de 69.53%; por su parte, Morais *et al.* (2009), trabajando en juveniles de *Colossoma macropomum*, registraron una prevalencia del 86.4%; de igual manera Freitas *et al.* (2010), reportan una prevalencia del 96.7%, en tanto que Godoi (2011), reporta una prevalencia del 100% para el caso específico del parásito *Anacanthorus spatulatus*.

En relación al parásito *Myxobolus* sp., Centeno *et al.* (2004), reporta una prevalencia del 65.6% en *Colossoma macropomum*, y en el híbrido de *Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, *Myxobolus* sp., presenta una prevalencia del 17.18%; por su parte, Dinis (2014), reporta la presencia de este parásito en larvas de paco *Piaractus brachypomus*, con una prevalencia de 16.60%, y una abundancia de 149 individuos, mientras que la intensidad media y la abundancia media fue de 14.9 y 2.48, respectivamente.

La alta prevalencia registrada para este grupo de parásitos de la clase monogénea, aparentemente se encuentra influenciada por los factores abióticos y bióticos del ambiente acuático; coincidiendo con Hanek (1976), quien manifiesta además que esta elevada prevalencia se encuentra relacionado al grado de sensibilidad de los hospederos frente al medio acuático; sin embargo, Poulin (2006), refiere que la prevalencia está influenciada por factores externos tales como el encuentro entre hospedadores y etapas infectivas de los parásitos, oferta de especies hospedadoras disponibles y otros factores locales que determinan fuertemente cada situación peculiar relacionada con su entorno ambiental.

### **Lugar de fijación y estatus comunitario**

Los resultados del presente trabajo refieren que *Anacanthorus spatulatus*, se encuentra clasificado como especie SECUNDARIO, mientras que *Myxobolus* sp., se clasifica como una especie SATELITE, teniendo como lugar de fijación las branquias y a nivel de aleta pectoral; coincidiendo con Dinis (2014), que

refiere que *Myxobolus* sp., se encuentra dentro del estatus comunitario como especie SATÉLITE, reportando como lugar de fijación de este parasito a la piel de los hospederos.

En relación al tema del lugar de fijación del parásito monogénico registrado en la presente investigación, coincide con lo reportado por Eiras *et al.* (2000), quien además menciona que se alojan también en orificios nasales, superficie del cuerpo y en menor número se pueden localizar en el estómago, cavidad visceral, oviductos o vías urinarias.

### **5.3. Parámetros físicos y químicos**

#### **Físicos**

Las variaciones de la temperatura de agua registrada durante el proceso de evaluación de las muestras oscilaron entre 26.40 - 28.00°C en las incubadoras cilindro cónicas utilizadas por las larvas, de 22.20 - 29.80°C se registró en los tanques de concreto utilizados por las post-larvas, y de 24.70 - 28.30°C en el agua del estanque de tierra en donde estuvieron acondicionados los peces en fase de alevinos; valores parcialmente similares fueron reportados por Rodríguez (2013), quien refiere valores de temperatura entre 26 a 28°C para la eclosión y mantenimiento de larvas de *Colossoma macropomum*; en tanto que Nakagawa (2013), reporta valores entre 26.00 a 27.00°C para trabajos similares de eclosión y mantenimiento de larvas en Tarapoto-Perú, mientras que para Santa María de Nieva, provincia de Condorcanqui, región Amazonas – Perú, reporta valores de temperatura del agua entre 23 a 24°C; por su parte, Dinis (2014) registra valores de 26.35 a 26.80°C en cultivo de larvas de *Piaractus brachypomus*, 25.20 a 29.10°C en cultivo de post-larvas y de 26.15 a 31.40°C en cultivo de alevinos de *Piaractus brachypomus* dentro de la estación piscícola del IIAP - Iquitos.

Las variaciones de la temperatura del agua en la presente investigación estuvieron enmarcadas dentro de los límites de tolerancia por especies de aguas tropicales; en relación a este punto, Reyes (1998), manifiesta que la



temperatura del agua de un ambiente acuático de cultivo, debe fluctuar desde un mínimo de 25 °C hasta un máximo de 35 °C.

### **Químicos**

Los valores de los parámetros químicos del agua de las incubadora en donde se mantuvieron las larvas, estuvieron enmarcados en una media de  $4.54 \pm 1.68$  mg/l de oxígeno disuelto,  $6.81 \pm 0.20$  UI de pH,  $5.43 \pm 0.06$  mg/l de dióxido de carbono, los valores del nitrito mantuvo una constante desde el inicio hasta el final de 0.05 mg/l, de igual manera la alcalinidad y la dureza, registran un valor constante de 30.00 mg/l; asimismo, el agua de los tanques de concreto en donde se mantuvieron las post larvas, registran valores medios de  $4.48 \pm 1.30$  mg/l de oxígeno disuelto,  $7.28 \pm 0.60$  UI de pH,  $6.90 \pm 20.05$  mg/l de dióxido de carbono, el nitrito registro valores de 0.05 mg/l, la alcalinidad registro una media de  $34.33 \pm 11.78$  mg/l, mientras que la dureza registro un promedio de  $43.76 \pm 24.53$  mg/l; en tanto que, los valores del agua del estanque de tierra en donde se mantuvieron a los alevinos registró una media de  $5.49 \pm 1.15$  mg/l de oxígeno disuelto, el pH registró un promedio de  $6.99 \pm 0.16$  UI de pH,  $11.32 \pm 1.99$  mg/l fue el promedio registrado del dióxido de carbono, el nitrito registro una constante de 0.05 mg/l, la alcalinidad registro una media de  $21.18 \pm 4.26$  mg/l, y el valor medio de la dureza fue de  $11.64 \pm 2.40$  mg/l; registros parcialmente similares en relación al mantenimiento de larvas en incubadoras fueron reportados por Rodríguez (2013) y Nakagawa (2013), quienes registran valores de pH de 6.80 a 7.00 UI, nitrito menor a 0.05 mg/l, y de 4.00 a 5.50 mg/l de oxígeno disuelto, de 8.00 a 9.00 mg/l de dióxido de carbono, y una alcalinidad de 20.00 mg/l; de igual manera Dinis (2014), reporta valores para cultivo de larvas de  $3.80 \pm 0.05$  mg/l de oxígeno disuelto, registrando asimismo un valor medio de  $6.24 \pm 0.10$  UI de pH, y  $10.33 \pm 1.53$  mg/l de dióxido de carbono; asimismo reporta valores de oxígeno disuelto de  $5.72 \pm 0.45$  mg/l,  $6.69 \pm 0.10$  UI de pH y  $10.25 \pm 4.72$  mg/l de dióxido de carbono, y en cultivo de alevinos de *Piaractus brachypomus*, reporta datos de  $6.79 \pm 1.15$  mg/l de OD,  $6.92 \pm 0.35$  UI de pH, y  $15.88 \pm 1.49$  mg/l de dióxido de carbono.

El ambiente acuático abarca una amplia variedad de parámetros físicos, químicos y biológicos, esenciales para el crecimiento y reproducción de los peces, sin embargo, Guerra *et al.* (2002), refieren que la mayor parte de enfermedades en los peces llegan con el agua por lo que se recomienda mantener la calidad de agua en buenas condiciones; asimismo Reichenbach-Klinke (1980), manifiesta que las enfermedades de los peces varían con el clima y en los climas templados se incrementa la presencia de enfermedades infecciosas y algunas parasitarias; por su parte, Pavanelli *et al.* (1999), manifiestan que en ambientes naturales, cuando el oxígeno disuelto es bajo, los peces se tornan estresados siendo susceptibles a una intensa infestación parasitaria.

#### **5.4. Correlación entre la abundancia parasitaria y los factores ambientales del agua**

Los parámetros de correlación reportados en el presente trabajo de investigación, evidencian una relación negativa entre la clase Monogénea y la temperatura del agua; mientras que con la clase Protozoa se ajusta a un modelo de tipo potencial; resultados diferentes a lo reportado por Dinis (2014), quien refiere que existe una relación negativa entre la temperatura del agua con el grupo de parásitos de la clase Protozoa.

Asimismo, en este trabajo, la correlación reporta que, existe una relación positiva entre la abundancia parasitaria de la clase Porotozoa con el oxígeno disuelto del agua; resultados que difieren con lo reportado por Dinis (2014), quien refiere para la clase Protozoa una relación negativa con el oxígeno disuelto en fase de larvas de *Piaractus brachypomus*.

La correlación entre la abundancia parasitaria con el peso y longitud total de los huéspedes, registra una relación negativa o inversa entre las clases de parásitos Monogenea y Protozoa, a excepción del peso en la clase Protozoa que muestra una relación positiva; sin embargo, sobre el tema, Godoi (2011), registra una relación positiva entre la abundancia parasitaria con la longitud

estándar de la especie huésped para el caso específico de *Anacanthorus spatulatus*.

## VI. CONCLUSIONES

Según los resultados registrados, se concluye lo siguiente:

1. La evaluación microscópica realizada a los peces en fase de larvas y post-larvas, no evidenciaron presencia de parásitos.
2. El examen realizado a las muestras en fase de alevinos confirman la presencia de parásitos a nivel de branquias y aletas, identificándose en branquias a *Anacanthorus spatulatus* perteneciente a la clase Monogenea, mientras que, en aletas y branquias se registró al género *Myxobolus*, perteneciente a la clase Protozoa.
3. Del total de las muestras (150 especímenes) en fase de alevinos, se evidenció la presencia de parásitos en 21 muestras, con un porcentaje de prevalencia de 42% y con una abundancia parasitaria de 146 individuos para la clase Monogénea, y una prevalencia del 14% para la clase Protozoa con una abundancia parasitaria de 490 individuos.
4. Los factores ambientales del agua, a excepción del dióxido de carbono, registraron valores que oscilaron dentro de los rangos óptimos para cultivo de peces de aguas tropicales.
5. La correlación registrada entre la abundancia del parásito *Anacanthorus spatulatus*, con la temperatura del agua y oxígeno disuelto, registra una relación inversa negativa; mientras que, el pH, dióxido de carbono, alcalinidad y dureza, se ajustan a un modelo de correlación tipo exponencial o positivo.
6. La correlación entre la abundancia del parásito *Myxobolus* sp., con el dióxido de carbono y la alcalinidad, se ajustan asimismo a un modelo de relación inversa negativa, en tanto que con la temperatura del agua, oxígeno disuelto, pH y dureza la relación es de tipo exponencial o positiva.
7. La abundancia parasitaria muestra una tendencia a disminuir en la medida que los peces se incrementan en peso y/o en longitud.

## VII. RECOMENDACIONES

El objetivo de la presente investigación estuvo enmarcado en evaluar la influencia que ejercen algunos factores ambientales del agua sobre la presencia de parásitos, por lo que se recomienda lo siguiente:

1. La evaluación y control de la calidad de agua en los sistemas de producción acuícola se deben realizar de manera permanente, a fin de evitar alteraciones que propicien un desequilibrio en el ambiente acuático.
2. Aplicar las medidas profilácticas generales, para prevenir la presencia de agentes patógenos.
3. Realizar trabajos experimentales en *Colossoma macropomum* para estudiar el ciclo biológico de monogeneos y mixosporideos.
4. Realizar estudios histopatológicos, para observar el daño que producen los monogeneos y mixosporideos en *Colossoma macropomum*.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aragort, W. Morales, G. León, E. Pino, L. Guillén, A. y Silva M. 2002. Patologías asociadas a monogeneos branquiales en cachama bajo cultivo. *Veterinaria Trop.* 27(2): 75-85. 2002.
- Araujo-Lima, C. y M. Goulding. 1998. Os frutos do tambaqui. Sociedad Civil Mamirauá. Brasil. 186 pp.
- Belmont-Jégu, E., M.V. Dominguez & M.L. Martins, 2004. *Notozothecium janauachensis* n.sp.(Monogenoidea: Dactylogyridae) from wild and cultured tambaqui, *Colossoma macropomum* (Teleostei: Characidae: Serrasalminae) in Brazil. *Zootaxa* 736: 1-8 pp.
- Bunkley-Williams, L. y E.H. Williams. 1995. Parásitos de peces de valor recreativo en agua dulce de Puerto Rico. Departamento de Ciencias Marinas. Univ. de Puerto Rico. Lajas, Puerto Rico. 186 pp.
- Bush A. y Holmes C. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64:142-154 pp.
- Bush, A.; K.D. Lafferty; J.M. Lotz y A.W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms. *R. Journal of Parasitology*. Canada. 83(4): 575-583 pp.
- Centeno, L.; A. Silva-Acuña; R. Silva-Acuña y J. Pérez. 2004. Fauna ectoparasitaria asociada a *Colossoma macropomum* y al híbrido de *Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*, cultivos en estado Delta Amacuro, Venezuela. *Bioagro* 16(2): 121-126. 2004.
- Cimerman, C. & S. Cimerman. 1999. Parasitología humana e seus fundamentos gerais. Atheneu, São Paulo, Brasil. 375 pp.
- Da Silva, A.B. 1987. Manual de reproducción de peces *Colossoma* sp., “pacu” y “tambaqui”. Disponible en: [www.fao.org](http://www.fao.org). Acceso Octubre 15, 2009.
- Dezon, D.E.; J. Zambrano y I. González. 2004. Parasitosis en *Colossoma macropomum* (Pisces: Characidae) cultivado, ocasionada por los protozoos *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet) y *Piscinoodinium pillulare* (Schaperclaus). *Agrobiología*. 16(1): 3-8 pp.
- Dinis, N. (2014). 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. Tesis para optar el grado académico de magister en ciencias con mención en acuicultura Iquitos – Perú.
- Eiras C, Takemoto R, Pavanelli G. 2000. Métodos de estudio e técnicas laboratoriais em parasitología de peixes. EDUEM. Maringá. 171p.
- Eslava P. y C. Iregui. 2000. Estudios sobre enfermedades branquiales de la cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). Revista Orinoquia. 2000. 4(4): 123-151 pp.
- Eslava, P. 2009. Principales problemas de peces de aguas cálidas de Colombia: Aproximación a la situación sanitaria de la piscicultura comercial. Instituto de Acuicultura de los Llanos (IALL). Colombia. 27 pp.
- Ferraz, E.O. 1995. Studies on parasites of ornamental fish from South America with particular reference to their pathogenicity and potential for transfaunation. Ph.D. dissertation. Institute of Aquaculture. University of Stirling. Scotland. 410 pp.
- Freitas, E. S; Tavares-Dias, M; Anadias D. P; Rigôr L. Neves; Barbosa, R. M; Reis M. D. 2010. Fauna parasitaria de tambaqui *Colossoma macropomum* (Characidae) cultivado em tanque-rede no estado do Amapá, Amazônia oriental. Acta Amaz. vol.43 no.1 Manaus Mar. 2013
- Fukuda, Y. 2000. Enfermedades de los peces y los protozoos parásitos. Journal of animal protozoosis. 15 (1): 8-21 pp.
- Godoi M. M. 2011. Taxonomía e ecología da fauna parasitaria de *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Characidae) criados em tanques do município de Rolim de Moura, RO/Mara Maria Izar de Maio Godoi. Porto Velho, Rondônia, 2011.
- Grassé P.P. 1970: Embranchement des Myxozoaires. In: P.-P. Grassé, R.A. Poisson and O. Tuzet (Eds.), Précis de Zoologie 1, Invertébrés. Second Edition. Mason et Cie, Paris, pp. 107– 112.
- González, J.A. y B. Heredia. 1998. Cultivo de la cachama (*Colossoma macropomum*). Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado Guárico. Maracay, Venezuela. 134 pp.
- Guerra H., M. Rebaza, F. Alcántara, C. Rebaza, S. Deza, S. Tello, et al. 2000. Cultivo y Procesamiento de Peces Nativos: Una Propuesta Productiva para la

- Amazonia Peruana. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana. Programa de Ecosistemas Acuáticos. P.E.A. p 9-10.
- Guerra, H.; F. Alcántara; P. Padilla y M. Rebaza. 2002. Manual de paiche, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Iquitos, Perú. 101 pp. Disponible en: <http://www.iiap.org.pe/publicaciones/CD/documentos/M007.pdf>. Acceso Setiembre 14, 2009.
- Hanek C. 1976. Ecological aspects of parasitology, North – Holland Publishing company, Gills, Ámsterdam. 474:209-226p.
- Kabata, Z. 1985. Parasites and diseases of fish cultured in the tropics. Edit. Taylor & Francis. Philadelphia, USA. 318 pp.
- Kritsky, D.C., V. E. Thatcher., R. J. Kayton. 1979. Neotropical Monogenoidea. 2. The Anacanthorinae Prince, 1667, with the proposal of four new species of Anacanthurus Mizelle and Prince, 1965, from Amazonian fishes. Acta Amazonica 9:355-361.
- Kubitza, F. 2008. Tilápias na mira dos patógenos. Revista Panorama da Aquicultura. 16 (107): 28- 37 pp.
- Lom, J., I. Dykova. 1992. Protozoan parasites of fishes. Development in aquaculture and fisheries science, 26, Elsevier Science Publishers, Amsterdam.
- Luque, J.L. 2004. Biología, epidemiología e controle de parásitos de peixes. Revista Brasileira Parasitología Veterinaria. v.13, suplemento 1.
- Malmberg G. 1957. Om Förekomsten av Gyrodactylus på svenska Fisker. Skrifter utgivna av Södra Sveriges Fiskeriförening Arsskrift 1956, p. 19 – 76.
- Martins, M. L. 2000a. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. São Paulo, Brazil. v.9, n.1, 23-28 pp.
- Martins, M.L. 2000b. Infection In Cultivated Freshwater Fish From The Northeast Region Of São Paulo State, Brazil. Parasitological And Pathological Aspects. Journal Biological, v.61, n.4, 639-644 pp.
- Markiw M.E & Wolf K. 1983. *Myxosoma cerebralis* (Myxosoma: Myxosporea) etiologic agent of salmonid whirling disease requires tubificid worm (Annelida: Oligochaeta) in its life cycle. J. Protozool, 30:561-564.



- Molnár, K. and Békési L. 1993. Description of a new *Myxobolus* species, *M. colossomatis* n. sp. from the teleost *Colossoma macropomum* of the Amazon River basin. *Journal of Applied Ichthyology*, Oxford, 9: 57-63 pp.
- Morais, A.M.; Varella, A.M.B.; Villacorta-Correa, M.A.; Malta, J.C.O. 2009. A fauna de parasitos em juvenis de tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier 1818) (Characidae: Serrasalminae) criados em tanques-redes em lago de várzea da Amazônia Central. *Biologia Geral e Experimental.*, 9(1): 14-23, 30.xii.
- Mota, A. M 2004. Estudos parasitológicos do tambaqui “curumim” *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) (Osteichthyes: Characiformes) criado em tanques-rede sob altas densidades de estocagem no lago Paru, rio Solimões, Amazônia Central, Brasil. Instituto Nacional de Pesquisas Da Amazônia - INPA Universidade do Amazonas – UFAM. Manaus- Brasil. Tesis de programa de pot grado en biología tropical y recursos naturales INPA/UFAM.
- Nakagawa, N. 2013. Reproducción de gamitana *Colossoma macropomum*. Disponible en: Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana; Tarapoto - Perú.
- Noble, A.C. y S.T. Summerfelt. 1996. Diseases encountered in rainbow trout cultured in recirculating systems. *Annual Review of Fish Diseases*, v.6, 65-92 pp.
- Pavanelli, G.C.; Eiras, J.C. & Takemoto, R.M. 1999. Doenças de peixes. Profilaxia, diagnóstico e tratamento. Maringá, Ed. Universidade Estadual de Maringá. 264 pp.
- Plumb, J.A. 1997. Infectious diseases of tilapia. Vol. 1. World Aquaculture Society, Baton Rouge. Louisiana, United States. 212-228 pp.
- Poulin R. 2006. Variation in infection parameters among populations within parasite species: Intrinsic properties versus local factors. *Int J. Parasitol*; 36: 877-85.
- Prieto, A. 1989. Hallazgos de monogéneos parásitos de *Colossoma macropomum*. Efecto sobre el huésped. *Revista de Salud Animal* 11: 78-81 pp.
- Ramos, F. 2007. Evaluación de lesiones histopatológicas y aislamiento bacteriológico de algunos de los principales tejidos de gamitana (*Colossoma macropomum*). Universidad Nacional mayor de San Marcos. Lima, Perú. 72 pp.

- Reichenbach-Klinke, H. 1980. Enfermedades de los peces. Edit. ACRIBIA. Zaragoza, España. 506 pp.
- Rey, A; C. Iregui; N. Verjan y P. Eslava. 2002. Algunas interacciones Hospedero-patógeno-Ambiente: Sistematización y caracterización de las lesiones branquiales de tres especies de peces producidos en Colombia, en tres departamentos del país. VIII Jornada de Acuicultura, Universidad de los Llanos. Colombia. 23-29 pp.
- Reyes, W. 1998. Cultivo de peces amazónicos. Revista peruana de limnologa y acuicultura continental. Iquitos, Perú. 62 pp.
- Roberts, R. 2001. Fish Pathology. Third Edition. W. B. Saunders. Harcourt Publisher Limited. 472 pp.
- Rodríguez, L. 2013. Reproducción de gamita *Colossoma macropomum*. Disponible en: Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana; Iquitos, Perú.
- Scholz, T. y R. Kuchta. 2005. Parásitos de metazoarios de peces nativos y de cultivo en amazonía, Perú. Tercer curso teórico y práctico sobre ictioparasitologa. 2 pp.
- Sniesko, F. 1974. The effects of environmental stress on outbreaks of infectious diseases of fishes. Journal of Fish Biology. 6:197-208 pp.
- Tawfik, M.A.A. 2001. Protozoan parasites of fish in relation to water quality of some ecosystems in Egypt. Egyptian Journal of Veterinary Science. v.35, 43-57 pp.
- Thatcher E. 2006. Amazon fish parasites (Second edition). Pensoft publishers. Sofia. Moscow. 508 pp.
- Vallejo A, I. Pitalua N. 2002. Presencia de *Myxobolus* sp. (*Sporozoa: Cnidospora*) en bocachico "*Prochilodus magdalenae*" de la cienaga grande de lorica, Córdoba, Colombia. MVZ-CÓRDOBA 2002; 7:(2), 224-228
- Varella, A.M.B. 1992. Copepodos (Crustácea) parasitas das fossas nasais de peixes, coletados na região de Rondonia, Brasil. Tese de Doutorado. Instituto de Biociências do Campus de Rio Claro. Univ. Estadual Paulista "Julio de Mesquita Filho". Rio Claro, São Paulo, Brasil. 105 pp.
- Von C. 1997. Implicaoes da agregaao espacial de parasitas para la dinâmica populacional na interaao hospedeiro-parasita. Departamento de zoologa do instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista-Campus de Rio Claro, SP-Brasil.

## IX. ANEXOS

### Anexo 1.-

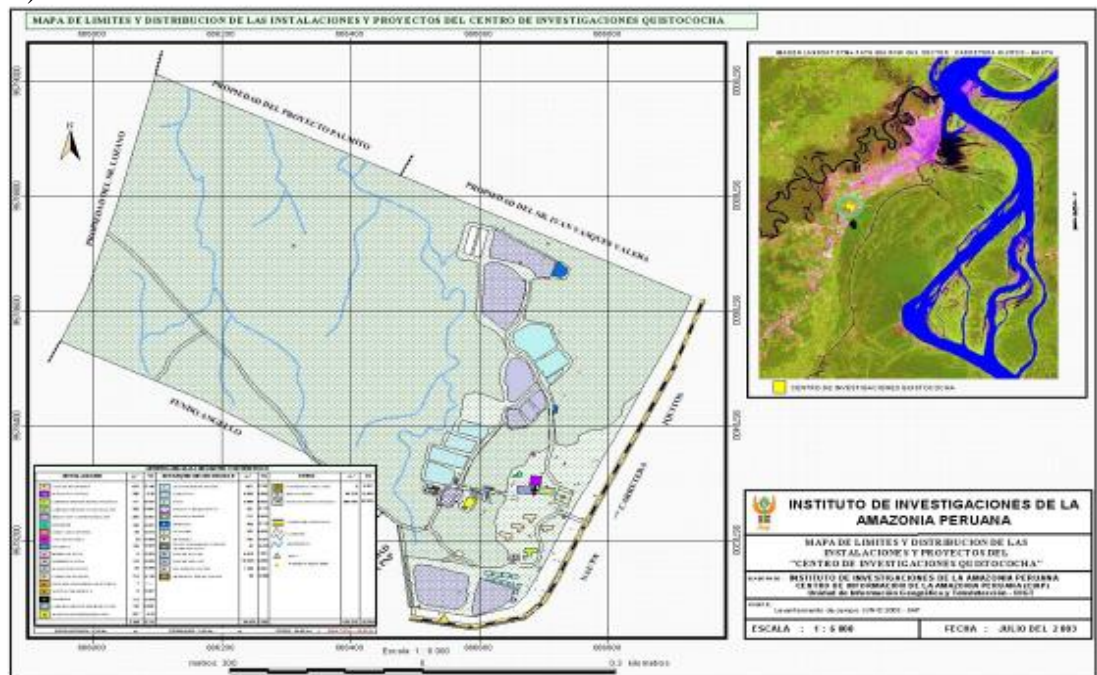
a) Laboratorio de Bromatología y Limnología – IIAP y b) mapa de distribución de las instalaciones del Centro de Investigación Quistococha del Instituto de investigaciones de la Amazonia Peruana – Programa AQUARED.

a)



Laboratorio de bromatología y limnología – IIAP

b)



**Anexo 2.-**

Muestras colectadas de las incubadoras cilindro-cónicas de la sala de reproducción del CIQ – IIAP, fase de larvas, según promedio de peso (g) y longitud total (mm).

ITEM	L A R V A S			
	Fecha de muestreo	N° de muestra	Promedio de peso (g)	Promedio de longitud total (mm)
1	07/07/2010	17	0.00200	3.300
2	08/07/2010	17	0.00176	4.960
3	09/07/2010	16	0.00264	5.560
<b>TOTAL</b>		<b>50</b>		
<b>PROMEDIO</b>			<b>0.00213 ± 0.00</b>	<b>4.607 ± 1.17</b>
<b>VALOR MINIMO</b>			<b>0.00176</b>	<b>3.300</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>			<b>0.00264</b>	<b>5.560</b>

**Anexo 3.-**

Muestras colectadas de los tanques de concreto revestidos con mayólicas de la sala de reproducción del CIQ – IIAP, fase de post-larvas, según promedio de peso (g) y longitud total (mm).

ITEM	POST-LARVAS			
	Fecha de muestreo	N° de muestra	Promedio de peso total (g)	Promedio de longitud total (mm)
1	<b>JULIO - AGOSTO</b>	7	0.00300	6.300
2		7	0.00290	6.200
3		7	0.00310	6.500
4		7	0.00300	6.300
5		7	0.00330	6.400
6		7	0.00300	6.200
7		8	0.00360	7.000
8		7	0.00360	7.000
9		7	0.00340	7.000
10		7	0.00400	7.100
11		7	0.00340	7.000
12		7	0.00700	9.000
13		7	0.01300	9.900
14		8	0.02440	12.000
15		7	0.02250	11.000
16		7	0.01400	10.000
17		7	0.07480	16.000
18		7	0.01319	20.000
19		7	0.06590	17.000
20		7	0.09700	18.000
21		8	0.09900	18.000
<b>TOTAL</b>		<b>150</b>		
<b>PROMEDIO</b>			<b>0.02224 ± 0.03</b>	<b>10.18571 ± 4.71</b>
<b>VALOR MINIMO</b>			<b>0.00290</b>	<b>6.200</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>			<b>0.09900</b>	<b>20.000</b>

**Anexo 4.-**

Muestras colectadas de un estanque de tierra de 480.00 m<sup>2</sup> de espejo de agua del CIQ  
 – IIAP, fase de alevinos, según peso (g) y longitud total (cm).

Fecha de muestreo	ITEM	ALEVINOS	
		Peso total (g)	Longitud total (cm)
AGOSTO - SETIEMBRE	1	0.202	2.40
	2	0.170	2.20
	3	0.221	2.30
	4	0.190	2.20
	5	0.152	2.10
	6	0.301	2.80
	7	0.266	2.70
	8	0.477	3.20
	9	0.463	3.10
	10	0.979	4.00
	11	0.964	4.00
	12	0.669	3.50
	13	0.673	3.50
	14	0.587	3.20
	15	0.551	3.20
	16	1.283	4.21
	17	0.960	3.80
	18	0.973	3.90
	19	0.985	4.00
	20	0.693	3.30
	21	0.807	3.70
	22	0.882	3.80
	23	0.817	3.60
	24	0.984	4.10
	25	0.715	3.70
	26	8.000	7.70
	27	7.600	6.23
	28	8.000	7.06
	29	7.000	6.05
	30	8.000	7.61
	31	5.500	2.54
	32	5.000	1.73

	33	4.800	1.68
	34	4.800	1.70
	35	4.400	1.28
	36	9.500	6.56
	37	10.000	6.91
	38	12.300	8.50
	39	10.000	6.89
	40	11.000	7.60
	41	10.500	7.26
	42	8.500	5.28
	43	9.000	6.22
	44	10.700	7.39
	45	10.000	6.91
	46	10.000	6.92
	47	10.000	6.90
	48	9.500	6.56
	49	11.000	7.26
	50	9.000	6.22
<b>PROMEDIO</b>		<b>4.601 ± 4.301</b>	<b>4.589 ± 2.065</b>
<b>VALOR MINIMO</b>		<b>0.152</b>	<b>1.284</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>		<b>12.300</b>	<b>8.500</b>

**Anexo 5.-**

Ficha de registro de necropsia de peces.

**FICHA DE NECROPSIA**

N° de muestra : \_\_\_\_\_  
Fecha de muestreo : \_\_\_\_\_  
Especie : \_\_\_\_\_  
Longitud total (cm) : \_\_\_\_\_  
Peso total (g) : \_\_\_\_\_  
Hora de examen : \_\_\_\_\_

Órgano examinado	Tipo de parásito	Numero de parásitos	Especie
Piel			
Aletas	Dorsal		
	Pectoral		
	Anal		
	Caudal		
Branquias	Arco 1		
	Arco 2		
	Arco 3		
	Arco 4		
Fosas nasales			
Vejiga natatoria			
Intestino			
Estomago			
Ciegos pilóricos			
Hígado			
Músculo			

**Observaciones:**

.....  
.....  
.....



**Anexo 6.-**

Registro de los factores ambientales del agua de las incubadoras cilindro-cónicas de la sala de reproducción de peces del CIQ – IIAP.

Fase	ITEM	Fecha de muestreo	Factores ambientales del agua						
			Temp. agua	OD	pH	CO2	Nitrito	Alcalinidad	Dureza
LARVA	1	07/07/2010	26.40	6.45	6.93	5.40	0.05	30	30
	2	08/07/2010	26.60	3.29	6.58	5.40	0.05	30	30
	3	09/07/2010	28.00	3.89	6.92	5.50	0.05	30	30
<b>PROMEDIO</b>			<b>27.00</b>	<b>4.54</b>	<b>6.81</b>	<b>5.43</b>	<b>0.05</b>	<b>30.00</b>	<b>30.00</b>
<b>DESV.EST</b>			<b>0.87</b>	<b>1.68</b>	<b>0.20</b>	<b>0.06</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>
<b>VALOR MINIMO</b>			<b>26.40</b>	<b>3.29</b>	<b>6.58</b>	<b>5.40</b>	<b>0.05</b>	<b>30.00</b>	<b>30.00</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>			<b>28.00</b>	<b>6.45</b>	<b>6.93</b>	<b>5.50</b>	<b>0.05</b>	<b>30.00</b>	<b>30.00</b>

**Anexo 7.-**

Registro de los factores ambientales del agua de los tanques de concreto revestidos con mayólicas de la sala de reproducción de peces del CIQ – IIAP.

Fase	ITEM	Fecha de muestreo	Factores ambientales del agua						
			Temp. agua	OD	pH	CO2	Nitrito	Alcalinidad	Dureza
POST - LARVAS	1	JULIO - AGOSTO	28.10	4.09	6.97	5.00	0.05	22	12
	2		27.00	5.42	6.90	5.00	0.05	20	10
	3		26.00	4.72	6.80	5.50	0.05	18	10
	4		28.20	4.50	7.13	5.00	0.05	18	12
	5		26.90	4.26	5.70	5.00	0.05	18	12
	6		27.50	5.54	7.62	5.50	0.05	30	12
	7		27.20	5.15	6.70	5.50	0.05	32	20
	8		24.60	3.50	7.31	6.00	0.05	43	63
	9		23.00	6.30	7.85	5.50	0.05	25	50
	10		22.20	4.24	7.30	5.00	0.05	30	40
	11		23.10	4.89	7.35	6.00	0.05	30	50
	12		24.50	4.79	6.89	6.00	0.05	35	60
	13		24.80	6.56	7.90	5.50	0.05	35	65
	14		29.80	5.40	8.33	7.00	0.05	35	70
	15		27.90	3.82	7.49	10.00	0.05	55	73
	16		28.30	4.39	7.30	9.00	0.05	40	70
	17		27.90	2.17	7.10	10.00	0.05	50	50
	18		26.40	1.30	7.33	9.00	0.05	55	45
	19		29.80	3.43	6.80	9.50	0.05	40	50
	20		26.10	3.37	7.66	10.00	0.05	45	70
	21		26.10	6.23	8.44	10.00	0.05	45	75
<b>PROMEDIO</b>			<b>26.45</b>	<b>4.48</b>	<b>7.28</b>	<b>6.90</b>	<b>0.05</b>	<b>34.33</b>	<b>43.76</b>
<b>DESVEST</b>			<b>2.12</b>	<b>1.30</b>	<b>0.60</b>	<b>2.05</b>	<b>0.00</b>	<b>11.78</b>	<b>24.53</b>
<b>VALOR MINIMO</b>			<b>22.20</b>	<b>1.30</b>	<b>5.70</b>	<b>5.00</b>	<b>0.05</b>	<b>18.00</b>	<b>10.00</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>			<b>29.80</b>	<b>6.56</b>	<b>8.44</b>	<b>10.00</b>	<b>0.05</b>	<b>55.00</b>	<b>75.00</b>

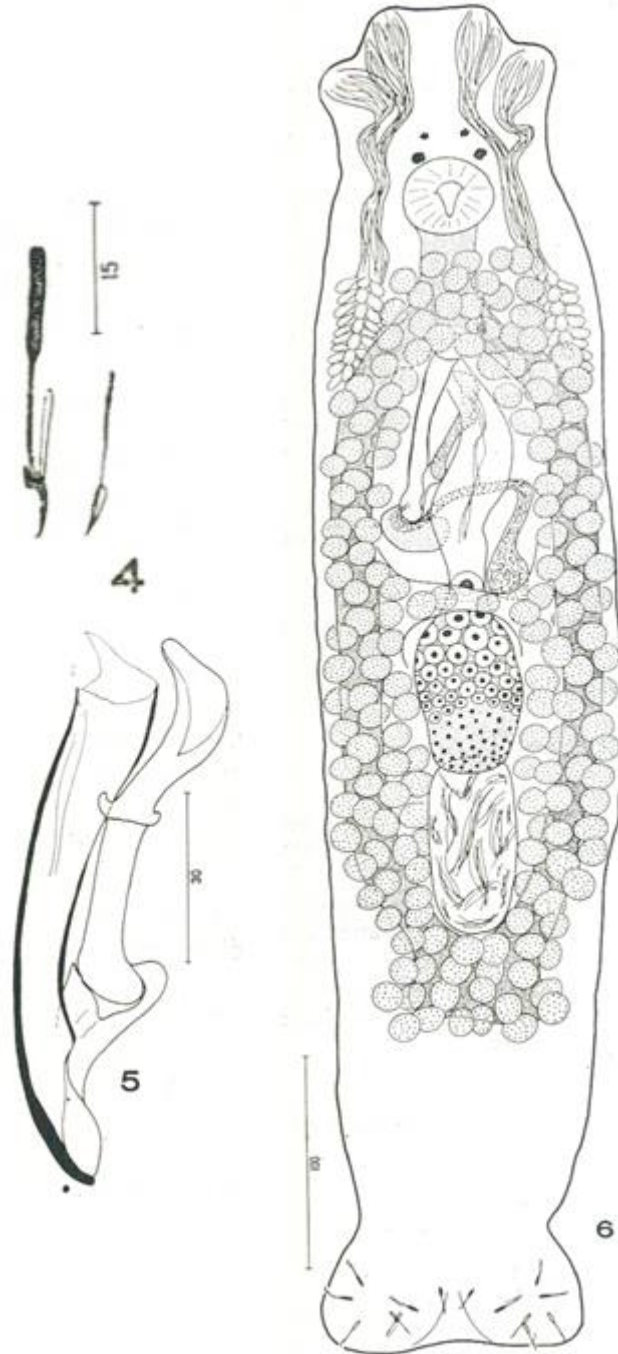
**Anexo 8.-**

Registro de los factores ambientales del agua del estanque de tierra de 480.00 m<sup>2</sup> de espejo de agua del CIQ – IIAP.

FASE	ITEM	Fecha de muestreo	Factores ambientales del agua						
			Tem. agua	OD	pH	CO2	Nitrito	Alcalinidad	Dureza
ALEVINOS	1	AGOSTO - SETIEMBRE	24.70	2.71	7.67	19.00	0.05	40.00	17.00
	2		28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00
	3		28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00
	4		28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00
	5		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	6		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	7		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	8		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	9		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	10		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	11		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	12		27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00
	13		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	14		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	15		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	16		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	17		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	18		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	19		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	20		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	21		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
	22		26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00
<b>PROMEDIO</b>			<b>27.18</b>	<b>5.49</b>	<b>6.99</b>	<b>11.32</b>	<b>0.05</b>	<b>21.18</b>	<b>11.64</b>
<b>DESVEST</b>			<b>0.88</b>	<b>1.15</b>	<b>0.16</b>	<b>1.99</b>	<b>0.00</b>	<b>4.26</b>	<b>2.40</b>
<b>VALOR MINIMO</b>			<b>24.70</b>	<b>2.71</b>	<b>6.91</b>	<b>10.00</b>	<b>0.05</b>	<b>20.00</b>	<b>9.00</b>
<b>VALOR MAXIMO</b>			<b>28.30</b>	<b>6.60</b>	<b>7.67</b>	<b>19.00</b>	<b>0.05</b>	<b>40.00</b>	<b>17.00</b>

**Anexo 9.-**

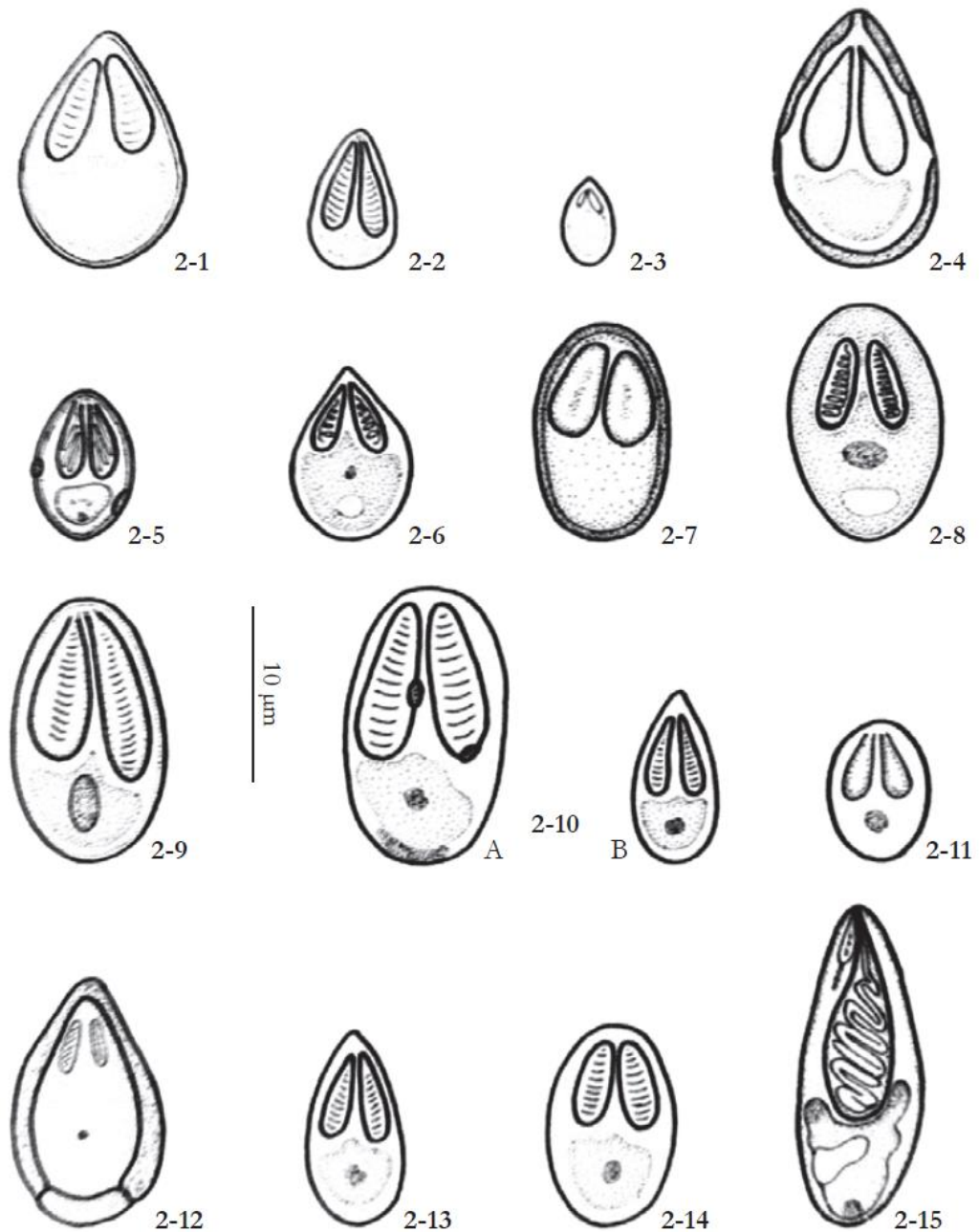
Estructuras del monogeneo registrado en *Colossoma macropomum*.



4 – 6, Dibujo compuesto de *Anacanthorus spatulatus*. 4, ganchos. 5, complejo copulatorio. 6, ampliación del gusano en el ámbito del sistema reproductor.

**Anexo 10.-**

Estructuras de quistes de Myxosporidios, genero *Myxobolus*.



**Myxosporida spores:** 2-1. *Myxobolus associates*; 2-2. *M. cunbai*; 2-3. *M. inaequalis*; 2-4. *M. galaxii*; 2-5. *M. kudoii*; 2-6. *M. lutzii*; 2-7. *M. magellanicus*; 2-8. *M. noguchii*; 2-9. *M. pygocentris*; 2-10a. *M. serrasalmi* (macrospore); 2-10b. *M. serrasalmi* (microspore); 2-11. *M. stokesi*; 2-12. *Myxobolus* sp. from *Pimelodus albicans*; 2-13. *Myxobolus* sp. from *Serrasalmus* sp.; 2-14. *Myxobolus* sp. from *Colossoma bidens*; 2-15. *Myxobolus* sp. from *Curimata elegans* (2-15. orig., others redrawn from PINTO (1928c, d) and WALLIKER (1969)).

**Anexo 11.-**

Variación de la abundancia parasitaria en relación al incremento del peso total (g) y de la longitud total (cm), de los hospederos extraídos del estanque de cultivo.

FASE	Días de muestreo	Peso total (g)	Longitud total (cm)	PARASITO		% de infección	
				Monogenea	Protozoa	Monogenea	Protozoa
ALEVINOS	1	0.807	3.70	4	28	2.74	5.71
	2	0.817	3.60	6	20	4.11	4.08
	3	0.882	3.80	10	18	6.85	3.67
	4	1.283	4.21	12	0	8.22	0.00
	5	4.800	1.68	2	0	1.37	0.00
	6	4.800	1.70	4	188	2.74	38.37
	7	5.000	1.73	0	4	0.00	0.82
	8	5.500	2.54	14	228	9.59	46.53
	9	7.000	6.05	2	0	1.37	0.00
	10	7.600	6.23	8	0	5.48	0.00
	11	8.000	7.70	8	0	5.48	0.00
	12	8.000	7.61	2	0	1.37	0.00
	13	8.500	5.28	10	0	6.85	0.00
	14	9.000	6.22	6	0	4.11	0.00
	15	9.500	6.56	10	0	6.85	0.00
	16	10.000	6.91	6	0	4.11	0.00
	17	10.000	6.89	16	0	10.96	0.00
	18	10.000	6.91	4	0	2.74	0.00
	19	10.000	6.90	4	4	2.74	0.82
	20	10.500	7.26	4	0	2.74	0.00
	21	10.700	7.39	12	0	8.22	0.00
	22	11.000	7.60	2	0	1.37	0.00
<b>TOTAL</b>				<b>146</b>	<b>490</b>	<b>100.00</b>	<b>100.00</b>
<b>PROMEDIO</b>		<b>6.986 ±3.48</b>	<b>5.384±2.12</b>	<b>7</b>	<b>70</b>		
<b>VALOR MINIMO</b>		<b>0.807</b>	<b>1.675</b>	<b>2</b>	<b>4</b>		
<b>VALOR MAXIMO</b>		<b>11.000</b>	<b>7.698</b>	<b>16</b>	<b>228</b>		

**Anexo 12.-**

Abundancia parasitaria en relación a los factores ambientales del agua y porcentaje de infección.

FASE	Días de muestreo	Factores ambientales del agua							PARASITO		% de infección	
		Temp. Agua	OD	pH	CO2	Nitrito	Alcalinidad	Dureza	Mono geneo	Proto zoa	Mono geneo	Protozoa
ALEVINOS	1	24.70	2.71	7.67	19.00	0.05	40.00	17.00	12	0	8.22	0.00
	2	28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00	4	28	2.74	5.71
	3	28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00	10	18	6.85	3.67
	4	28.30	4.14	6.97	10.00	0.05	22.00	9.00	6	20	4.11	4.08
	5	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	8	0	5.48	0.00
	6	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	8	0	5.48	0.00
	7	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	2	0	1.37	0.00
	8	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	2	0	1.37	0.00
	9	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	14	228	9.59	46.53
	10	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	0	4	0.00	0.82
	11	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	2	0	1.37	0.00
	12	27.80	4.95	7.00	10.00	0.05	20.00	14.00	4	188	2.74	38.37
	13	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	10	0	6.85	0.00
	14	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	6	0	4.11	0.00
	15	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	16	0	10.96	0.00
	16	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	2	0	1.37	0.00
	17	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	4	0	2.74	0.00
	18	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	10	0	6.85	0.00
	19	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	6	0	4.11	0.00
	20	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	12	0	8.22	0.00
	21	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	4	0	2.74	0.00
	22	26.60	6.60	6.91	12.00	0.05	20.00	10.00	4	4	2.74	0.82
<b>TOTAL</b>									<b>146</b>	<b>490</b>	<b>100.00</b>	<b>100.00</b>
<b>PROMEDIO</b>		<b>27.18</b>	<b>5.49</b>	<b>6.99</b>	<b>11.32</b>	<b>0.05</b>	<b>21.18</b>	<b>11.64</b>	<b>7</b>	<b>70</b>		
<b>DESV.EST</b>		<b>0.88</b>	<b>1.15</b>	<b>0.16</b>	<b>1.99</b>	<b>0.00</b>	<b>4.26</b>	<b>2.40</b>	<b>4</b>	<b>95</b>		
<b>MIN</b>		<b>24.70</b>	<b>2.71</b>	<b>6.91</b>	<b>10.00</b>	<b>0.05</b>	<b>20.00</b>	<b>9.00</b>	<b>2</b>	<b>4</b>		
<b>MAX</b>		<b>28.30</b>	<b>6.60</b>	<b>7.67</b>	<b>19.00</b>	<b>0.05</b>	<b>40.00</b>	<b>17.00</b>	<b>16</b>	<b>228</b>		