

**“PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS
Y ENFERMEDADES PARASITARIAS EN LA
CRIANZA DEL PAICHE
Arapaima gigas EN LA AMAZONÍA”**

GERMÁN AUGUSTO MURRIETA MOREY - JEFFSON NOBRE PEREIRA - JEFFERSON YUNIS AGUINAGA

EL PERÚ PRIMERO



PERÚ

Ministerio
del Ambiente



**“PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS
Y ENFERMEDADES PARASITARIAS EN LA
CRIANZA DEL PAICHE
Arapaima gigas EN LA AMAZONÍA”**

GERMÁN AUGUSTO MURRIETA MOREY - JEFFSON NOBRE PEREIRA - JEFFERSON YUNIS AGUINAGA

EL PERÚ PRIMERO



PERÚ Ministerio
del Ambiente



EL PERÚ PRIMERO



“PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS Y ENFERMEDADES PARASITARIAS EN LA CRIANZA DEL PAICHE
Arapaima gigas EN LA AMAZONÍA”

ISBN 978-612-4372-32-2

Primera edición digital, setiembre 2020..

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N°: 2020-05579

MINISTERIO DEL AMBIENTE/GOBIERNO DEL PERÚ

Ministra: Kirla Echegaray Alfaro

Av. Amador Merino Reyna No 267, San Isidro, Lima

Tel: (511) 611 6000

<http://www.minam.gob.pe>

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP)

Presidente: Pablo Eloy Puertas Meléndez

Av. José Abelardo Quiñones Km. 2.5, San Juan Bautista, Iquitos, Loreto, Perú.

Teléfono: (+51-065-265515 / 265516)

<http://www.iiap.gob.pe>

CITACIÓN SUGERIDA

Obra completa: Murrieta, G. , Pereira, J. N., Yunis, J. 2020.. Principales Problemas Sanitarios y Enfermedades Parasitarias en la crianza del paiche *Arapaima gigas* en la Amazonía. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Iquitos-Perú, 57 pp.

Comité Revisor

Revisión de textos: Fil. Manuel Martín Brañas. IIAP-Perú

Revisión académica: José Celso de Oliveira Malta, Dr. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Manaus-Brasil.

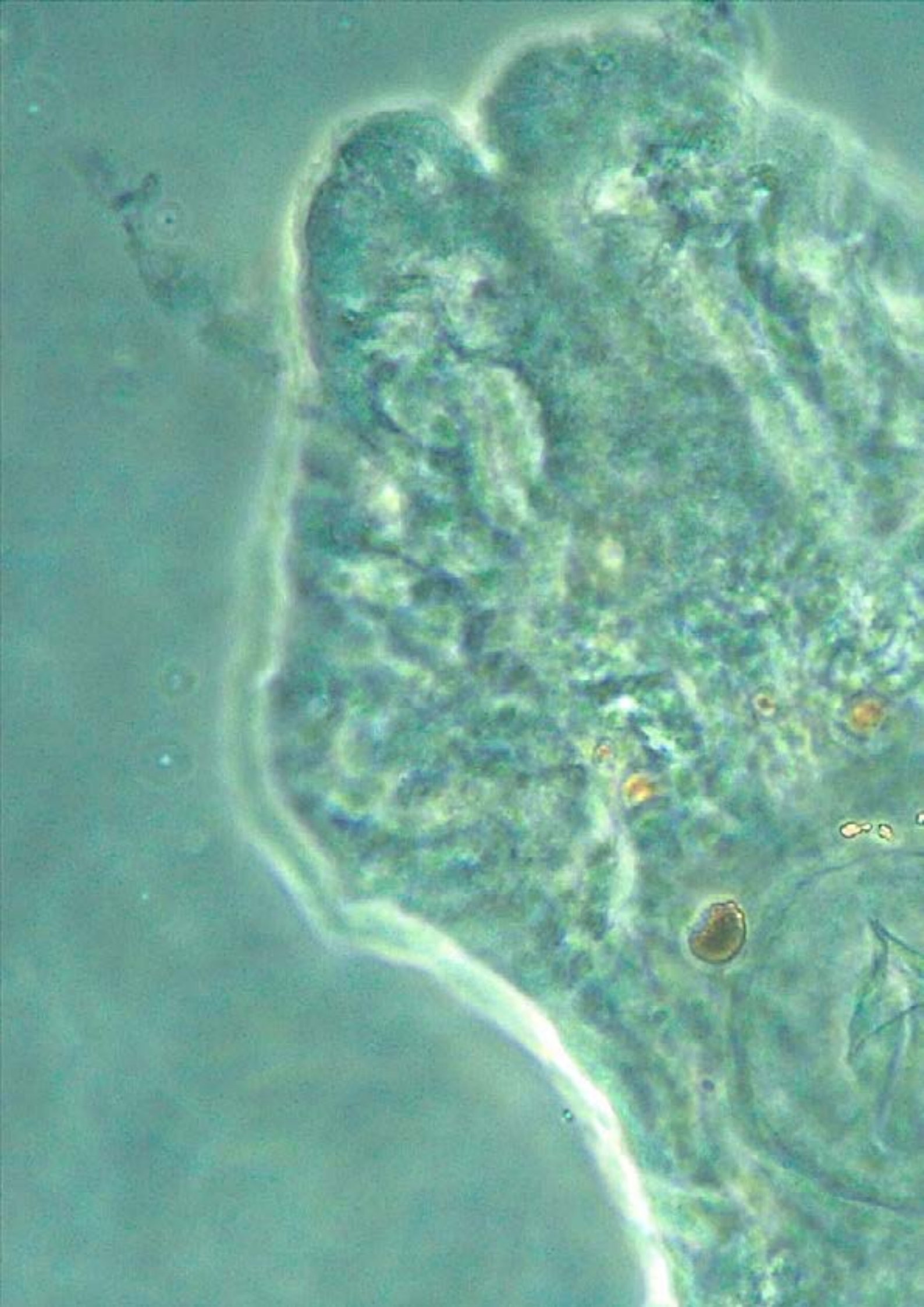
Foto portada: Germán Augusto Murrieta Morey

Foto falsa portada: Germán Augusto Murrieta Morey

Diseño y diagramación: Josejo Art Studio

Libro electrónico disponible en www.repositorio.iiap.gob.pe.





LOS AUTORES

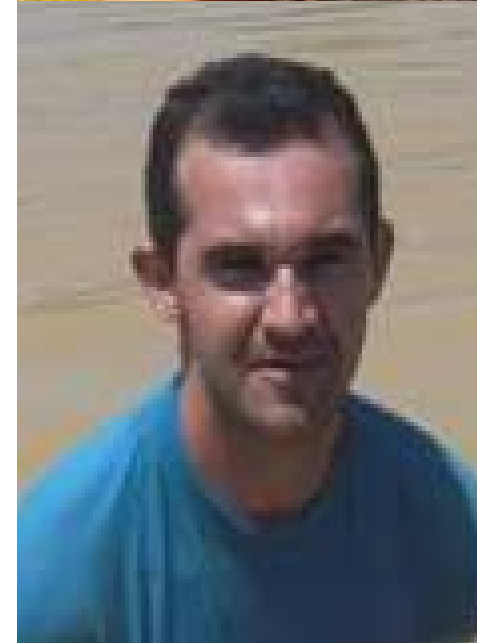
GERMÁN AUGUSTO MURRIETA MOREY

Germán Augusto Murrieta Morey, biólogo egresado de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP), Iquitos-Perú. Realizó estudios de maestría en la Universidad Georg-August en la ciudad de Göttingen, Alemania. Con estudios de doctorado en el Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA, Manaus-Brasil y post-doctorado en la Universidade Federal do Paraná (UFPR), Curitiba-Brasil. Posee amplia experiencia en parasitología de peces y sanidad acuícola de peces amazónicos. Actualmente es investigador y director de la Dirección de Investigación en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC) del IIAP.



JEFFSON NOBRE PEREIRA

Jeffson Nobre Pereira, técnico en Recursos Pesqueros, formado en la Escuela Agrotécnica Federal de Manaus. Biólogo, formado en el Centro Universitário do Norte – UNINORTE, Brasil. Realizó estudios de maestría en la Universidade Nilton Lins en asociación con el Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA, Manaus-Brasil. Posee amplia experiencia en la reproducción, manejo, cría y engorde del “pai-che” *Arapaima gigas* en toda la región norte del Brasil.



JEFFERSON YUNIS AGUINAGA

Médico veterinario, Magister y PhD en acuicultura. Además realizó un postdoctorado en el Centro de Acuicultura de la UNESP (Brasil). Tiene experiencia en formulación y gerenciamiento de proyectos de investigación y de producción en el área de piscicultura. Ha trabajado como consultor en piscigranjas comerciales, revisor de revistas científicas y en proyectos de investigación en las siguientes áreas: patología veterinaria, patología de organismos acuáticos, uso de productos naturales en la acuicultura, estudios sobre inmunización en peces, producción de peces ornamentales y diagnóstico clínico de enfermedades en peces. Ha sido profesor de pregrado y postgrado en la UNMSM y la UPCH. Actualmente es investigador del laboratorio de patobiología acuática de IMARPE.



INDICE

Prólogo.....	pág 6
Presentación.....	pág.8
Introducción.....	pág.9
Principales problemas sanitarios	pág.12
Enfermedades parasitarias parásitos reportados en la crianza del paiche arapaima gigas.	pág.20
Agradecimientos.....	pág.49
Glosario de términos.....	pág.50
Referencias bibliográficas.....	pág.54



PRÓLOGO

Aquí estoy escribiendo el prefacio del libro de Germán Augusto Murrieta Morey, Jeffson Nobre Pereira y Jefferson Yunis Aguinaga. Acepté la invitación con la mayor alegría y motivación. Pero a la hora de escribirlo, ¿cómo voy a hacerlo si nunca he escrito uno? Entonces decidí escribir sobre lo que más me gustó de las obras de Germán y Jeffson, la determinación, la voluntad de conocer, la búsqueda del conocimiento y la generación de nuevos conocimientos cuando tuve el privilegio de tenerlos en mi equipo.

Germán Augusto Murrieta Morey, además de políglota, es un investigador que conoce las infinitas interrelaciones que existen entre los peces y su inmensa fauna de especies parasitarias de metazoos. Jeffson Nobre Pereira es un experto en la crianza de peces. Su mayor especialidad es la crianza de *Arapaima gigas*, sabe cuidar, entrenar y manejar peces de ambientes piscícolas como nadie más. Jefferson Yunis Aguinaga es especialista en bacterias parasitarias en peces. Este importante libro ha sido escrito por tres jóvenes investigadores, lo que aumenta enormemente el conocimiento sobre las especies parasitarias y las patologías de los peces más importantes de la Amazonía.

Arapaima gigas conocido en Perú como “paiche” es el pez de escamas más grande del mundo. Es endémico de la cuenca del Amazonas y puede alcanzar los tres metros de longitud y pesar más de 200 kg en estado salvaje. Se considera el “fósil viviente” más grande de la tierra. Pertenecer a uno de los grupos de teleósteos más antiguos. Surgió durante el período Jurásico (hace 165 millones de años), posiblemente en la Pangea, una época en la que los dinosaurios vivían en la tierra. *Arapaima gigas* habita lagos de llanura aluvial y bosques inundados, fue la primera especie de pez amazónico en mostrar signos de sobreexplotación e incluida por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) en la lista roja de especies en peligro de extinción.

En cuanto a la biodiversidad, del total de especies de parásitos metazoarios de *A. gigas*, doce solo ocurren en este impresionante pez. Sin él no existirían. Dentro de las especies de metazoarios que parasitan a *A. gigas* se conocen: tres de Monogeneoidea, *Dawestrema* spp.; dos de Digenea,

Caballerotrema spp.; dos de Cestodaria: *Schizochœrus* spp.; tres de Nematoda *Camallanus tridentatus*, *Nilonema senticosus* y *Porrocaecum draschei*; dos de Acanthocephala *Polyacanthorhynchus macrorhynchus* y *Polyacanthorhynchus rhopalorhynchus*.

Es un honor, un privilegio, hacer el prólogo de este importante libro sobre la salud de *Arapaima gigas* criados en ambientes controlados. Identifica los problemas que se producen y cómo prevenirlos, identificarlos y tratarlos. La causa, el tratamiento y cómo evitarlo se describen para cada problema. La variedad de problemas es grande: el medio ambiente, la gestión, la alimentación, las instalaciones. En patologías bacterianas se identifica el agente etiológico, se describe la enfermedad, se identifican los síntomas y se indica el tratamiento. En patologías producidas por metazoos se dan las características del grupo, el ciclo de vida y transmisión y las especies mencionadas. Y en los grupos más problemáticos, se recomiendan tratamientos.

El libro “Principales problemas sanitarios y enfermedades parasitarias en la crianza del paiche *Arapaima gigas*” será de gran utilidad para investigadores, estudiantes y criadores como una herramienta indispensable para conocer la literatura sobre el problema de la crianza de *A. gigas*. Este libro es, sin duda, un aporte invaluable al conocimiento de la parasitología y patología de la especie de pez más importante y emblemático de la Amazonía.

José Celso de Oliveira Malta, Ph.D.
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA
Laboratório de Parasitologia de Peixes - LPP
Profesor del programa de pos graduación: Biología de Água Doce e Pesca Interior
BADPI del INPA, Manaus – Amazonas – Brasil.

PRESENTACIÓN

El auge de la “paichicultura” en la Amazonía ha aumentado en el interés por la crianza del paiche *Arapaima gigas*. El éxito de esta actividad depende de diversos factores que deben ser conocidos y aplicados por los involucrados en esta actividad. Los aspectos ligados a la parasitología del paiche, han sido poco abordados en la Amazonía, principalmente en la peruana, existiendo vacíos de información que conllevan un mal manejo e inadecuado control de los patógenos. Actualmente existe mucha información sobre la crianza del paiche y muchos registros sobre parasitosis presentados para esta especie, sin embargo, para el Perú, no existe ningún manual con informaciones específicas enfocadas en problemas sanitarios y enfermedades parasitarias reportadas en el paiche. El presente manual representa el primer documento técnico que aborda específicamente patologías del *Arapaima gigas*. Además, el manual contiene información práctica, con fotografías propias de los autores e ilustraciones que facilitan la comprensión de la información que se desea transmitir.

El objetivo del presente trabajo es otorgar a los estudiantes, técnicos, empresarios, investigadores y demás involucrados en la crianza del paiche, información sobre las causas de los principales problemas sanitarios y manifestación de enfermedades parasitarias en la crianza de este pez. Con esta información, se podrá comprender la biología de los parásitos y se podrán evitar malos manejos que pongan en riesgo el cultivo y la producción del paiche.

La Amazonía peruana viene atravesando una fase bastante positiva en el sector acuícola, encontrando apoyo por parte de los gobiernos regionales y entidades financiadoras de recursos económicos y proyectos que impulsan la “paichicultura” en la región amazónica. Sin embargo, uno de los cuellos de botella existentes es el concerniente a la identificación, diagnóstico y tratamiento de enfermedades parasitarias. Por este motivo, los autores sintieron la necesidad y motivación para escribir la presente obra.

Es importante agradecer al presidente del IIAP, biólogo Pablo Puertas Meléndez, al gerente general del IIAP, licenciado Jorge Armando Peláez por el apoyo brindado para la elaboración de este documento.

INTRODUCCIÓN

El *Arapaima gigas* Schinz, 1822 denominado en Perú como “paiche” y en Brasil como “pirarucu”, es considerada como una de las especies de peces de agua dulce más grandes del mundo. Es una especie carnívora y presenta respiración aérea obligatoria. Esta especie es considerada como promisoría para la piscicultura, siendo utilizada en el cultivo intensivo con altas densidades, llegando a alcanzar un peso de 10 Kg. en apenas un año de cultivo.

Siendo esta especie muy explotada en sistemas acuícolas, surge la necesidad de obtener mayor conocimiento sobre su manejo para proveer de mejores condiciones de salud a los peces, principalmente en las fases iniciales de su producción. Es justamente en estas fases, cuando los peces están continuamente expuestos a condiciones adversas y con un sistema inmunológico que aún no responde adecuadamente, siendo altamente susceptibles a las parasitosis y manifestación de enfermedades.

La identificación y correcta caracterización de los agentes que causan enfermedades en piscicultura se hacen necesarias para reconocer signos y señales clínicas de enfermedades, así como también de métodos eficaces de profilaxis y control, con la finalidad de evitar pérdidas económicas que permita la actividad piscícola.

La falta de información, principalmente sobre la producción y manejo del *Arapaima gigas* dificulta el desarrollo de la piscicultura de esta especie. Dentro de los vacíos en el manejo de este pez, destacan las enfermedades parasitarias. Por lo tanto, el objetivo del presente trabajo es dar a conocer los principales problemas sanitarios y enfermedades parasitarias reportadas en la crianza del paiche en la Amazonía. Con esta información se conocerán las medidas a tomar para prevenir y combatir estos problemas con el objetivo de reducir las pérdidas económicas por la muerte de los peces y mejorar la calidad de la crianza del paiche en la Amazonía, lo que consecuentemente contribuirá con el desarrollo y crecimiento sostenible de esta región.



**PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS Y ENFERMEDADES
PARASITARIAS EN LA CRIANZA DEL PAICHE**
Arapaima gigas **EN LA AMAZONÍA**

I. PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS

1.1. ENFERMEDAD DE LAS BURBUJAS GASEOSAS “GAS BUBBLE DISEASE”

Se adquirieron juveniles de *A. gigas* con 12 cm de tamaño promedio a un productor piscícola de la carretera Iquitos-Nauta. Los peces fueron capturados del estanque al medio día y fueron trasladados en bolsas plásticas a un acuario comercial de la ciudad. En el acuario, los peces fueron inmediatamente colocados en cajas de madera y en peceras de vidrio sin previa aclimatación.

Algunos días después, los peces presentaron algunos síntomas y signos característicos como pequeñas y grandes burbujas gaseosas en la cabeza (enfisema), irritación, hinchazón en los filamentos branquiales y el paladar, exposición de parte de las branquias por atrofia del opérculo y exoftalmía. Diariamente se reportó la mortalidad de estos peces.

La susceptibilidad a la sobresaturación depende en gran medida de si los peces están confinados a aguas poco profundas o acuarios. Los peces que están restringidos a aguas poco profundas y continuamente expuestos a la sobresaturación son los más susceptibles a esta enfermedad. Una característica diagnóstica para detectar la enfermedad de las burbujas gaseosas en sus primeras etapas es la manifestación de la hinchazón del techo de la boca.

La enfermedad puede manifestarse por un cambio repentino en la temperatura del agua, provocando una descompensación de los gases, llevándolos a la sobresaturación. Esta enfermedad puede llevar a la muerte de los peces, debido a la necrosis de órganos y tejidos vitales, probablemente debido a la anoxia resultante de la oclusión capilar por embolia gaseosa. Para evitar esta enfermedad, se debe realizar aclimatación de los peces antes de introducirlos a un nuevo ambiente, teniendo en consideración las posibles diferencias o cambios bruscos de los parámetros fisicoquímicos de un ambiente a otro.

Tratamiento utilizado para reducir y frenar las muertes de los peces

Para reducir la mortalidad, se colocaron a los peces en cajas de madera con poca agua, sin aireación, hasta su recuperación. Al ser un problema causado por un desequilibrio en los gases del agua, la mejor manera de tratar este problema es dejando a los peces en reposo hasta que regulen el intercambio gaseoso entre sus organismos y el medio en el que se encuentran.

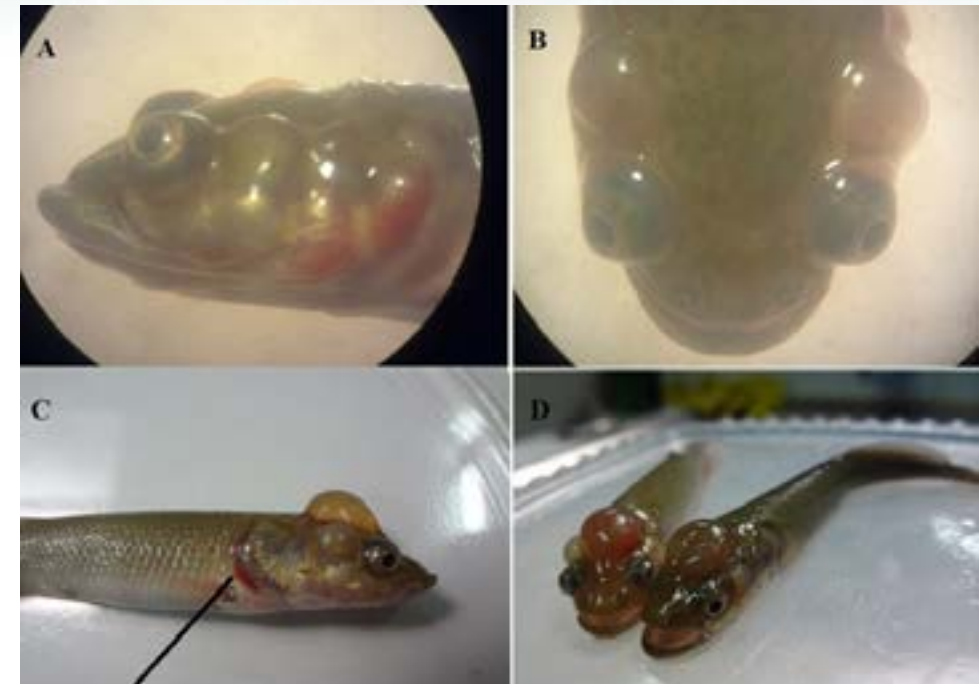


Figura 1. Enfermedad de las burbujas gaseosas “gas bubble disease” en juveniles de *Arapaima gigas*. A. vista lateral mostrando protuberancias en la cabeza. B. Exoftalmía (ojos saltones). C. Daños opercular, inflamación de las branquias. D. Protuberancias en la cabeza.



Figura 2. *Arapaima gigas* enfermedad de las burbujas gaseosas. Comparación entre ejemplar sano (parte superior) y enfermo

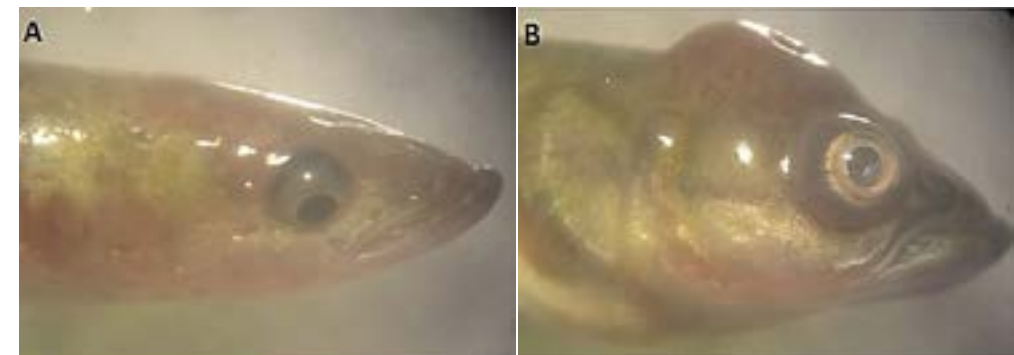


Figura 3. Enfermedad de las burbujas gaseosas en *Arapaima gigas*. A. Ejemplar sin manifestación de la enfermedad. B. Ejemplar enfermo con burbujas gaseosas en la cabeza y exoftalmía.

1.2. ICTERICIA CAUSADA POR INTOXICACIÓN POR EL CONSUMO DE ALIMENTO CONTAMINADO CON MICOTOXINAS

Aproximadamente 900 especímenes de *A. gigas* criados en estanques de una hectárea de dimensión fueron alimentados diariamente con alimento balanceado (pellets) con un contenido proteico de 40%. Algunos días después de ofrecer el alimento, los peces presentaron pérdida de apetito y cambio de coloración. Posteriormente, se reportó la mortalidad de numerosos peces. La calidad del agua fue monitoreada diariamente, evaluando parámetros fisicoquímicos como: temperatura, pH, oxígeno, amonio y nitrato.

Se observaron signos de ictericia en peces moribundos y en otros que ya habían muerto: pigmentación amarillenta por todo el cuerpo, ojos y lengua, órganos internos hinchados con una coloración pálida y amarillenta, fluido ascítico en el abdomen y una alta cantidad de grasa.

Luego de tomar muestras de agua durante cinco días, los resultados indicaron que los parámetros del agua se encontraban en valores considerados como normales para la crianza de peces. Adicionalmente, se evaluaron muestras de agua para detectar algún tipo de hongo o cianobacteria. De esta forma, se descartó intoxicación de los peces por neurotoxinas o hepatotoxinas presentes en el agua.

El propietario de los peces relató que los problemas en los peces se suscitaron luego de haber obtenido un lote de alimento balanceado. Es entonces que se toman muestras del alimento que se estaba proporcionando a los peces y luego de analizarlas en un laboratorio especializado, se indicó que el alimento estaba contaminado con micotoxinas.

Probablemente la compañía responsable de preparar el alimento contaminó algún o algunos de los insumos al momento de mezclarlos, o tal vez, el alimento preparado antes de la entrega fue almacenado en algún lugar húmedo o con inadecuadas condiciones de almacenamiento, contribuyendo de manera negativa con la proliferación de hongos y consecuentemente de micotoxinas que contaminaron el alimento.

Hongos tóxicos y bacterias pueden contaminar el alimento en las diferentes etapas de su producción y procesamiento. Adicionalmente, el clima tropical otorga condiciones ideales para la proliferación de hongos y bacterias responsables de la formación de toxinas.

Tratamiento utilizado para reducir y frenar las muertes de los peces

Luego de identificado el problema, se descartó el alimento contaminado y se comenzó a utilizar otro tipo de alimento, de mejor calidad y de reconocida procedencia. De esta forma, se evitó que más peces sigan contaminándose y muriendo.



Figura 4. Ejemplar adulto de *Arapaima gigas* mostrando coloración amarillenta en la piel, ojos y lengua como consecuencia de ictericia.

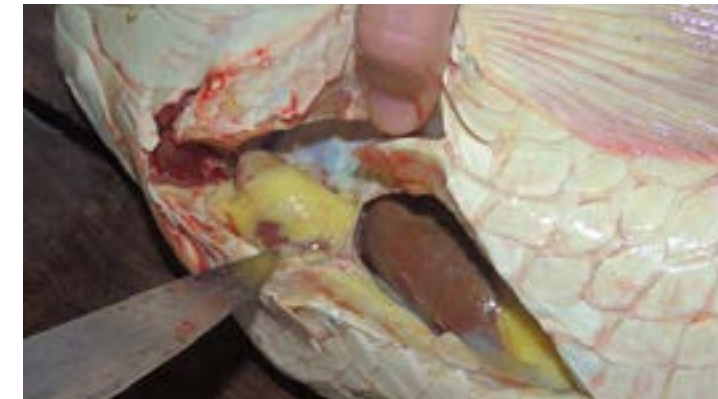


Figura 5. Corte en la región abdominal de ejemplar de *Arapaima gigas*. Órganos internos mostrando coloración amarillenta.



Figura 6. Órganos internos de *Arapaima gigas* mostrando signos de intoxicación. Nótese la coloración amarillenta atípica en órganos y cavidad visceral.

1.3. MUERTE DE EJEMPLARES DE *ARAPAIMA GIGAS* POR INADECUADA ESTABULACIÓN EN ÉPOCA REPRODUCTIVA

En estanques de concreto de 300 m² de dimensión, se llevó a cabo un experimento, estabulando a ejemplares machos y hembras de *A. gigas* en periodo reproductivo. La distribución fue de la siguiente manera:

tanque 1: 1 macho con 1 hembra
tanque 2: dos machos con una hembra
tanque 3: 1 macho con dos hembras
tanque 4: dos machos con dos hembras
tanque 5: tres machos con tres hembras.

Cuatro días después de iniciado el experimento, se observaron peleas entre los peces en todos los estanques donde había más de una hembra. De esta forma, ejemplares hembras de los tanques 3, 4 y 5 murieron. Al observar los cuerpos, se presenciaron signos de peleas como: hemorragias internas, mordiscos en las aletas, moretones y golpes por todo el cuerpo.

La explicación a este incidente recae en la biología reproductiva de *A. gigas*, que presenta desove parcial y forma parejas durante el periodo reproductivo. Así, mantiene delimitada el área de desove, construyendo nidos donde liberan los ovocitos y el semen para la fecundación. Se asume que las peleas comenzaron cuando las hembras formaron parejas con los machos y construyeron nidos para empezar con los eventos reproductivos.

Se recomienda mantener a las hembras separadas en época reproductiva y siempre mantener a una pareja en un determinado estanque, a fin de garantizar el éxito de la actividad reproductiva y evitar la muerte de los peces por inadecuado manejo o estabulación.



Figura 7. Cabeza de ejemplar muerto de *Arapaima gigas* mostrando golpes y heridas producidas por peleas.



Figura 8. Vista lateral de ejemplar muerto de *Arapaima gigas* mostrando hematomas y heridas.



Figura 9. Vista lateral de ejemplar muerto de *Arapaima gigas* mostrando hematomas y heridas.

1.4. Muerte de peces causada por inadecuada alimentación

Los ejemplares de *A. gigas* pueden presentar problemas causados por inadecuada alimentación. Así, destacamos los siguientes casos:

Muerte de peces por atragantamiento. Un problema bastante común cuando se proporciona a los ejemplares de *A. gigas* peces demasiado grandes que no consiguen engullir, provocando muerte por asfixia y atragantamiento



Figura 10. Muerte de ejemplar de *Arapaima gigas* por atragantamiento. Ejemplares alimentados con peces demasiado grandes que no pudieron ser engullidos.

Lo mismo puede ocurrir cuando se utiliza alimento artificial, el cual debe tener el tamaño y formulación adecuada. Cuando se alimenta a los peces con alimento balanceado cuya formulación no es la adecuada, los peces pueden morir al no poder digerir el alimento.

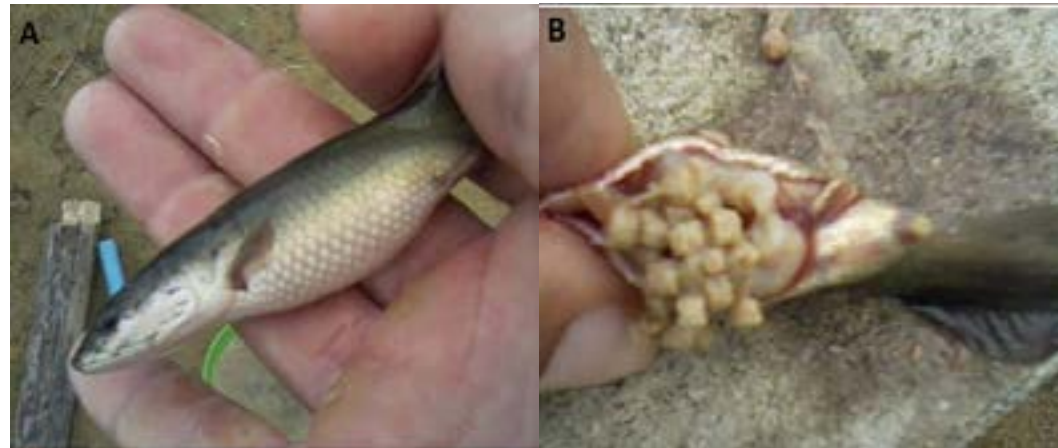


Figura 11. Muerte de juveniles de *Arapaima gigas* por consumo de alimento balanceado con inadecuada formulación que no pudo ser asimilado por los peces. A. Ejemplar con el abdomen hinchado. B. Corte en la región abdominal mostrando el alimento no digerido.

Al criar ejemplares jóvenes, en las primeras semanas y meses de vida, se suele alimentar a los peces con *Artemia salina*, sin embargo, si los quistes de este crustáceo no son bien eclosionados, los peces pueden morir por indigestión y asfixia.

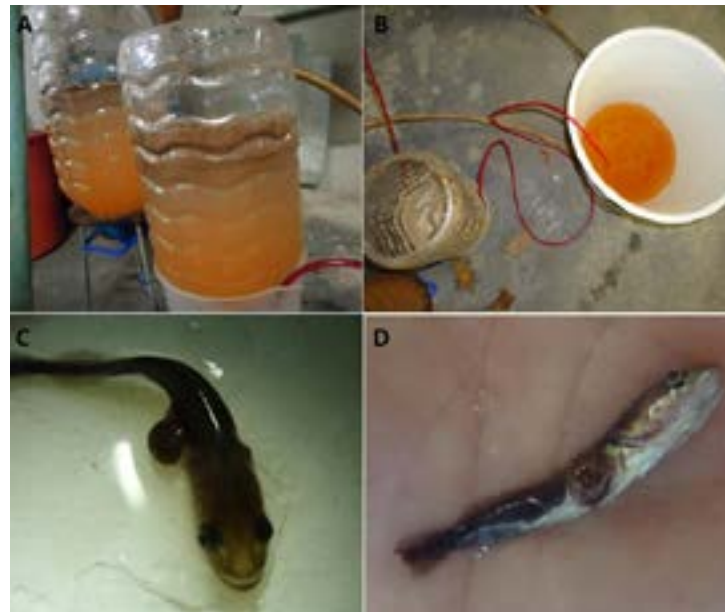


Figura 12. Muerte de juveniles de *Arapaima gigas* por el consumo de *Artemia salina* mal eclosionada. A, B. Sistemas rudimentarios de eclosión de *Artemia salina*. C. Juvenil mostrando la región abdominal hinchada e inflamada. D. Vista lateral de juvenil mostrando el daño causado por el consumo de *Artemia salina* mal eclosionada.

Alimentar a los *A. gigas* con peces vivos, recientemente muertos, congelados o triturados puede contribuir a la transmisión de endoparásitos. Teniendo en cuenta que los peces que se utilizan para alimentar a *A. gigas* consumen diferentes grupos de invertebrados, los cuales les transmiten numerosos parásitos, es de esperarse que grupos como Cestodaria, Digenea, Acanthocephala, Nematoda infecten a los peces.

Conociendo la biología de los parásitos, los endoparásitos son adquiridos mediante relaciones tróficas. Peces forraje, peces congelados o peces triturados pueden transmitir diferentes grupos de endoparásitos, ya que las fases infectantes pueden encontrarse en la musculatura o en órganos internos de estos animales.



Figura 13. A. Uso de peces para alimentar a ejemplares adultos de *Arapaima gigas*. A. Peces frescos muertos. B. Peces triturados. C. Peces congelados.

II. ENFERMEDADES PARASITARIAS. PARÁSITOS REPORTADOS EN LA CRIANZA DEL PAICHE *ARAPAIMA GIGAS*

2.1. ENFERMEDADES BACTERIANAS

Las enfermedades bacterianas pueden producir daños letales en los peces. Las bacterias, al ser organismos oportunistas, aprovechan algún daño previo en los peces causado por inadecuado manejo o por otros parásitos. Por ejemplo, al realizar un muestreo para determinar la ganancia de peso y longitud de los peces, un mal uso de las redes de pesca o materiales usados para manipular a los peces puede causar una pequeña lesión cutánea. Aparentemente, la pérdida de algunas escamas o algún raspón en la piel no debería representar problemas graves en los peces, sin embargo, ante condiciones de estrés, asociadas a diversos factores como: mala calidad de agua, hacinamiento o inadecuada alimentación, las defensas inmunológicas del pez bajan considerablemente, haciéndolos susceptibles a infecciones bacterianas.



Figura 14. Signos de enfermedades bacterianas en *Arapaima gigas*. A. Vista dorsal de la cabeza. B. Vista lateral mostrando la aleta caudal deshilachada y con hemorragia interna. C. Vista dorsal mostrando descamación y manchas blanquecinas en el dorso.

Las infecciones bacterianas también pueden darse como efectos secundarios a infestaciones por ectoparásitos. En el caso de monogenoideos, cuando las infestaciones son muy elevadas no sólo ocasionan daños mecánicos en las branquias, sino también en la piel, ocasionando minúsculas heridas que también son puerta de entrada para los patógenos oportunistas como las bacterias.



Figura 15. Ejemplar juvenil de *Arapaima gigas* mostrando signos de infecciones bacterianas como: aletas deshilachadas, hemorragias internas, úlceras, hemorragias en las aletas.

Enfermedades bacterianas en paiches

La intensificación de la producción de paiches es una respuesta a la alta demanda de la especie, favorecida por los esfuerzos gubernamentales y privados de aumentar su cultivo. Este crecimiento explica el aumento de la cantidad de piscigranjas y del tamaño de las ya existentes, y por ende, la mayor densidad de los peces en los tanques.

El hacinamiento, sumado a otros factores como mala calidad del alimento, instalaciones inadecuadas y pobre calidad del agua pueden afectar la homeostasis de los peces, produciendo estrés fisiológico, lo cual a su vez, puede afectar el sistema inmune de los peces, haciéndolos más susceptibles a patógenos, los cuales se encuentran en abundancia considerable en el medio acuático. Dentro de los patógenos más comunes en la acuicultura, las bacterias representan una porción considerable de los casos observados, muchas veces sub-diagnosticadas por falta de condiciones cerca a los centros de cultivo.



Figura 16. Ejemplar de *Arapaima gigas* afectado presuntamente por bacterias sistémicas (sin diagnóstico definitivo)

En la Amazonía, la gran variedad de especies de peces existentes, microorganismos no estudiados, falta de profesionales especializados, inadecuada infraestructura y la vasta área geográfica, han dificultado el diagnóstico y reporte de estos organismos (Figura 16). En el caso de los paiches, se debe considerar además que es una especie relativamente nueva en la acuicultura, en la cual aún se están realizando los estudios básicos para tener un paquete tecnológico de producción completo. A continuación las bacterias más comunes reportadas en paiches:

Aeromonas hydrophila

Probablemente la bacteria más patógena del género, es también una zoonosis que causa diarrea y septicemia en humanos. Esta bacteria es Gram negativa (Figura 17), no encapsulada, con respiración aeróbica o anaerobia facultativa, tienen forma de bacilo móvil, flagelos polares y no producen esporas. Es un agente infeccioso cosmopolita, que se encuentra en fuentes naturales de agua, en el suelo y en animales de agua dulce. Caracterizado por primera vez en el siglo XIX, es conocida por sus efectos devastadores en la acuicultura comercial y ornamental.

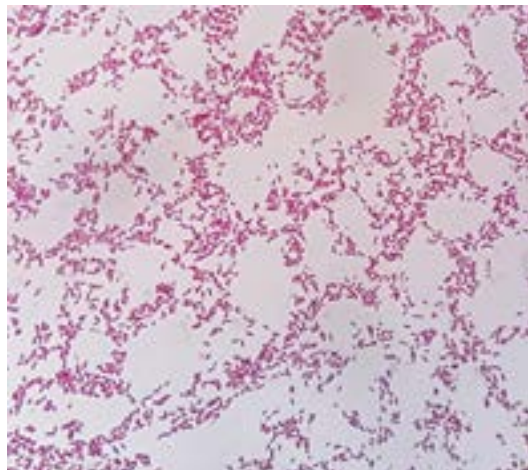


Figura 17. Frotis de *Aeromonas hydrophila* aislada de *Arapaima gigas* con signos clínicos de septicemia. Tinción Gram. Barra = 20µm.

Patología

En los primeros estadios de la enfermedad, los peces afectados se mostrarán inapetentes, alejados del grupo, en muchos casos presentando melanosis (coloración más oscura) y pérdida parcial de las aletas. Estos signos clínicos inespecíficos pueden observarse en la mayoría de enfermedades bacterianas en esta especie, principalmente en las de curso agudo.

Debido a su carácter Gram negativo, los lipopolisacáridos (LPS) presentes en la membrana externa actúan como un potente agente quimiotáctico, activando el sistema inmune de los peces, lo que si no es controlado, puede inducir a shock séptico. En peces tropicales, esta bacteria causa comúnmente hemorragias en la piel, alrededor del ano y en las aletas, progresando a úlceras que pueden llegar al tejido muscular. Estas hemorragias suelen ser redondas en el abdomen o lomo de los peces. En la necropsia, también es posible encontrar hemorragia difusa en los órganos y peritoneo (Figura 18), además de ascitis (comúnmente sanguinolenta). La patogenidad de esta bacteria está mediada por aerolisinas, lipasas, chitinasa, amilasas, gelatinasas, hemolisinas y enterotoxinas que proveen a esta bacteria de un potente arsenal para driblar el sistema inmune de los peces.

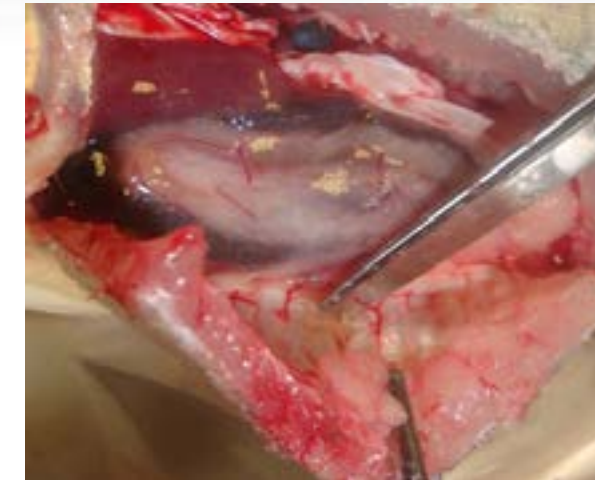


Figura 18. Hemorragias en la cavidad peritoneal y musculatura de *Arapaima gigas* asociada a infección por *Aeromonas hydrophila*.

Finalmente, la mortalidad está asociada al proceso séptico y por pérdida del equilibrio osmótico debido a las úlceras. La patogenidad de esta bacteria está asociada al lípido A constituyente de LPS y determinante de la función biológica.

Diagnóstico

El diagnóstico presuntivo se da por la observación de signos clínicos y la ausencia de parásitos en el raspado de piel y branquias. Sin embargo, este tipo de diagnóstico conlleva a errores por la ausencia de signos clínicos patognomónicos en las enfermedades bacterianas de paiches y peces amazónicos en general. El diagnóstico debe estar basado en el aislamiento e identificación del agente patógeno. En caso se trate de un trabajo científico, es importante que sumado a la identificación morfológica, tintorial, bioquímica (Figura 19) y molecular se sume la infección experimental en peces sanos para comprobar los postulados de Koch, verificando que cause los mismos signos clínicos que en el brote inicial.



Figura 19. Microbiólogo realizando el repique de una colonia bacteriana para el posterior resembrado e identificación.

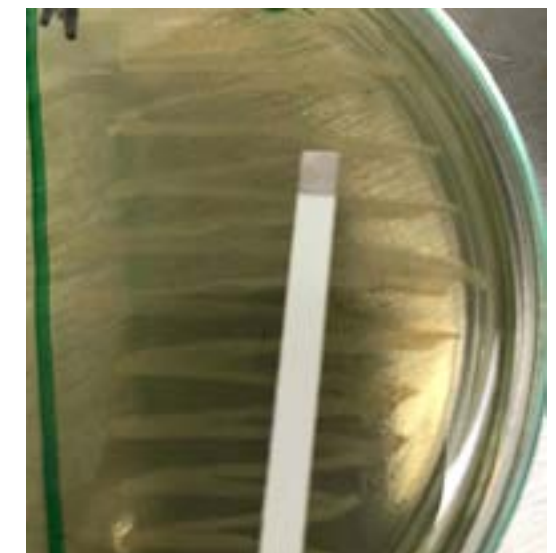


Figura 20. Realización de la prueba de oxidasa en colonias de *Aeromonas hydrophila* (positiva).

Tratamiento

En acuicultura, el tratamiento de una enfermedad bacteriana supone un fracaso en las medidas de bioseguridad y buenas prácticas de manejo de una piscigranja. Este tipo de medida resulta de difícil aplicación, considerando que en muchos casos los peces enfermos no comen y que es inviable colocar el tratamiento en el agua debido al gran volumen de los estanques, por lo que se debe optar por la prevención. En caso falle la prevención, antes de emprender cualquier estrategia terapéutica, es de vital importancia que la calidad del agua y otras posibles causas de estrés sean controladas para optimizar el tratamiento. Además, se debe considerar que el diagnóstico tiene que ser lo más temprano posible e iniciar el tratamiento inmediatamente.

Si es posible, los tratamientos deben ser acompañados del uso de sal marina sin fluos o algún tipo de aditamento y en concentración de hasta 2,5% gradualmente, observando el comportamiento de los peces, debido a que la sal le puede provocar irritación. Otra estrategia complementaria es el aumento ligero de la temperatura 1 o 2 grados, esta medida es posible en acuarios y estufas pero poco viable en estanques al aire libre.

El camino ideal para el uso de antibióticos en acuicultura es usando antibiogramas, determinando a que antibiótico es sensible la bacteria que deseamos tratar. Aparte de ser el método más eficiente, se evita la posible resistencia de microorganismos a estos fármacos, usando solamente el / los indicados.

Entre los antibióticos usados más comúnmente en acuicultura se encuentra la oxitetraciclina. En caso de peces amazónicos infectados con *Aeromonas hydrophila*, en dosis de 60 mg/Kg de alimento por 10 días han sido eficaces para controlar la enfermedad. Se debe considerar que este medicamento es sensible a la luz, en caso se use directamente en el agua, se debe evitar su uso en pozas al aire libre o que contengan mucha materia orgánica.

El florfenicol es una quinolona de amplio espectro comúnmente usada en medicina veterinaria. En caso la bacteria a tratar sea sensible a este antibiótico, se debe usar a dosis de 10 mg/ Kg de alimento durante 10 días. Cabe resaltar que este medicamento es bastante estable en agua y resistente a temperatura, por lo que también se le puede usar en el agua (en caso de acuarios o pozas pequeñas) 1 g por cada 100 litros de agua. Es importante tener en cuenta que el uso de antibióticos directamente en el agua se debe realizar con poca materia orgánica en suspensión, sin filtros, plantas u otras especies que se puedan ver afectadas.

Otras *Aeromonas*

Si bien, la *Aeromonas hydrophila* es la bacteria más común en brotes de peces amazónicos no es la única representante del grupo. *Aeromonas liquefaciens* y *Aeromonas sobria* han sido reportadas en peces tropicales. Otras clasificadas como *Aeromonas sp.* también han sido reportadas en peces amazónicos (Figura 20) pero debido a la falta de infraestructura y personal calificado no se ha llegado a determinar la especie, pero se sabe que difiere de las especies anteriores. La patogenia, diagnóstico y tratamiento no se conocen a fondo por falta de estudios en el área, se presume que se den de manera muy similar a lo descrito en *Aeromonas hydrophila*. Cabe



Figura 21. Descamación y deshilachamiento de las aletas pectorales asociada a bacteremia en *Arapaima gigas*.

resaltar que la mayoría de representantes del género *Aeromonas* son zoonóticas, por lo que el manipuleo de estas bacterias y de peces infectados debe llevarse a cabo bajo estrictas medidas de bioseguridad.

Mycobacterium sp.

Este género se encuentra distribuido ampliamente en la mayoría de vertebrados, con varios re-presentantes de enfermedades de importancia económica en la acuicultura y en salud pública.

En los peces, las micobacteriosis son enfermedades de curso crónico progresivo causadas por bacilos acidorresistentes ubicuos, identificados como micobacterias no tuberculosas. *Mycobacterium marinum*, *M. fortuitum* y *M. chelonae* son las especies más comúnmente descritas en peces dulceacuícolas.

Patología

Estos patógenos se encuentran asociados a diversos signos clínicos inespecíficos como natación errática, hinchazón abdominal, pérdida de peso y ulceraciones de la piel. En la necropsia es común encontrar formación de nódulos blancos asociados a granulomas principalmente en el hígado, riñón y bazo de los peces (Figura 21). Los mecanismos de transmisión y patogenia no han sido elucidados completamente, se presupone que serían similares a los del *Mycobacterium tuberculosis*.

Estos patógenos también son zoonóticos, produciendo lesiones granulomatosas en humanos, principalmente en piel, llegando a producir úlceras, nódulos cutáneos y linfangitis nodular. La infección se da principalmente en operarios que tengan laceraciones en la piel y se expongan al agua o a espinas de pescado contaminadas.

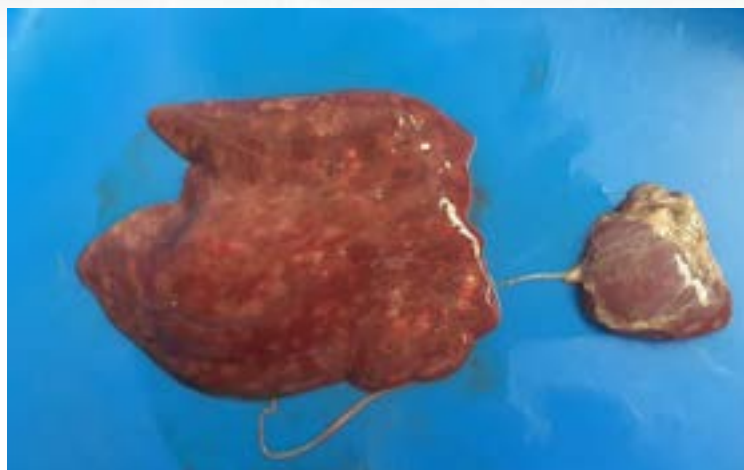


Figura 22. Nodulaciones blanquecinas distribuidas de manera multifocal en el parénquima hepático de un paiche asociado a la infección por *Mycobacterium sp.*

Diagnóstico

El diagnóstico se da por la identificación del agente causal. Para fines prácticos, es posible realizar un diagnóstico presuntivo (*Mycobacterium sp*) observando las nodulaciones en los órganos parenquimatosos y la observación de bacterias acidorresistentes en los órganos afectados. Para el diagnóstico definitivo es necesario recurrir a herramientas moleculares. Se debe considerar que el crecimiento de estas bacterias se realiza en medios de cultivo especializados por periodos entre 15 a 25 días, teniendo especial cuidado con la contaminación del medio por bacterias de más rápido crecimiento.

Tratamiento

Si bien, existen relatos de tratamiento de estas bacterias en peces de agua marina y estuarina, por ser una enfermedad de curso crónico y potencialmente zoonótica se recomienda no recurrir a esta estrategia. Se recomienda el descarte adecuado de los peces afectados y tener el estanque bajo vigilancia.

Edwardsiella tarda

Es la especie patógena más estudiada del grupo, en la que se incluyen las *E. hoshinae*, *E. ictaluri* y *E. piscicida*. Esta especie no solo afecta peces, también ha sido aislada de aves, anfibios, reptiles, mamíferos marinos y humanos. Además ha sido aislada de cuerpos de agua dulce y marina y como parte de la microbiota normal de animales acuáticos. En peces ha sido reportada en diferentes partes del planeta en especies marinas, tilapia del Nilo, paiches, entre otros.

Diagnóstico

Así como en los casos anteriores, es necesario el aislamiento e identificación de la bacteria microbiológica y molecularmente (16S rRNA). El tratamiento debe seguir las recomendaciones descritas anteriormente, no fue posible encontrar literatura científica relatando el uso de tratamientos contra la infección por edwardsielosis en peces amazónicos. De igual manera que en casos anteriores, es preferible la prevención.

Otras bacterias

La gran variedad de especies de peces amazónicos y microorganismos, y el reciente interés por las especies amazónicas en acuicultura, ha dado lugar a casos aislados de microorganismos en *A. gigas* que ya estaban presentes en otras especies de peces.

Flavobacterium columnare

La infección por esta bacteria se caracteriza por erosiones y necrosis en la piel, aletas y branquias; las infecciones sistémicas son poco frecuentes. En general, los brotes están asociados a las altas densidades de siembra, variaciones de temperatura y mala calidad del agua. Este patógeno se distribuye mundialmente en diferentes especies de peces, afectando incluso a los peces amazónicos.

Esta bacteria es típicamente columnar rizoide, Gram negativa, crece en medios específicos como TYES, Shotts, Shieh y G1 (Figura 22).

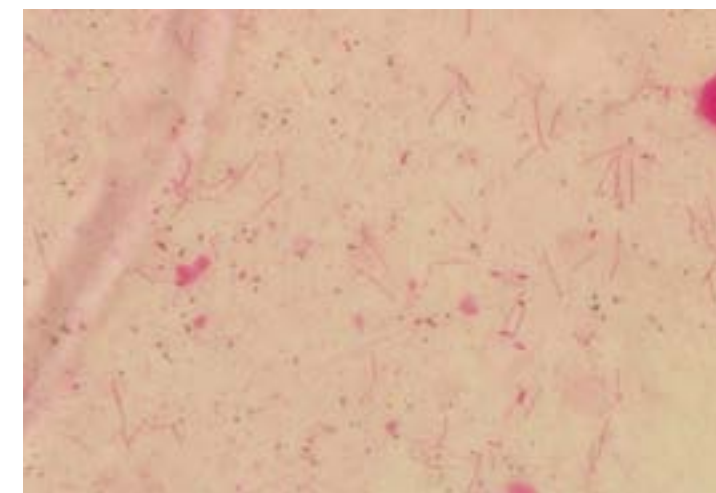


Figura 23. *Flavobacterium columnare* aislado de ejemplar de *Arapaima gigas*.



Figura 24. Nodulaciones blanquecinas y duras al tacto en órganos parenquimatosos asociadas a granulomas por *Mycobacterium sp* en paiches.

Serratia fonticola

Existe un relato de la infección por esta bacteria en paiches provenientes de la Amazonia importados en Corea del Sur. Los peces presentaron dificultades en el nado, letargia, pérdida del apetito y finalmente mortalidad después de 5 días a partir del primer signo clínico. En la necropsia se observó aumento del tamaño del riñón y presencia de líquido en la cavidad.

Perspectivas

La acuicultura en la Amazonía está en claro crecimiento y con ello los problemas sanitarios. Cada vez será más común la ocurrencia de brotes con sospechas de infección bacteriana. Ante esta situación urge que las instituciones de investigación pública y privadas se dediquen a elucidar, primero, las especies de microorganismos patógenos presentes en las principales especies de peces de cultivo. Segundo, estudiar la patogenia de las enfermedades, estudiando posibles factores predisponentes, vías de infección y hospederos. Finalmente, estudiar los tratamientos y medidas de prevención, como inmunoestimulantes y vacunas.

Tratamiento para infecciones bacterianas

Permanganato de potasio

- Inmersión por tiempo prolongado: 2 mg/L
- Baño de permanganato de potasio: 100 mg/L – 10-15 min.

Peróxido de hidrógeno

- Inmersión por tiempo prolongado: 0,25 mL/L de agua.
- Baño en peróxido de hidrógeno: 10 mL/L de agua – 10 min.
- 20 mL/L de agua – 4 min.

Cobre

- Inmersión por tiempo prolongado: 0,5-1 mg/L.
- Baño de cobre: 2 mg/L – 4h, repetir 3 veces.

Antibióticos. El producto y dosis dependerá del tipo de enfermedad bacteriana. Consultar con un especialista si desea utilizar alguno de estos productos.

- Amoxicilina
- Cloranfenicol
- Enrofloxacin
- Quinolona
- Sulfadiazina

2.2 METAZOARIOS ENDOPARÁSITOS

TREMÁTODOS DIGENÉTICOS

Son endoparásitos platelmintos que presentan ciclo de vida complejo. Son hermafroditas con excepción de especies de la familia Schistosomatidae y algunas formas invasoras de tejidos de Didymozoidae encontrados en peces marinos. Todas las especies de tremátodos reportadas en peces del Neotrópico poseen órganos masculinos y femeninos funcionales en cada individuo. Muchas especies presentan tamaños menores a un milímetro de longitud y otras tamaños entre dos a 20 milímetros. Aunque son considerados como “gusanos planos”, no todas las especies son dorso-ventralmente comprimidas. Algunas presentan forma de hoja, otras son cilíndricas, esféricas o piriformes. El cuerpo está usualmente provisto de ventosas oral y ventral.

Ciclo de vida y transmisión

Los tremátodos adultos viven en el tracto digestivo y demás órganos internos, sistema circulatorio y tejidos subcutáneos de vertebrados. La reproducción sexual y producción de huevos se lleva a cabo en hospederos vertebrados. Los huevos son depositados al exterior con las heces o la orina del hospedero. El primer estadio larval (miracideo) es ciliado y tiene la capacidad de nadar activamente en busca de una apropiada especie de molusco (primer hospedero intermediario). La larva miracideo no puede alimentarse, muriendo en tan solo pocas horas sin haber encontrado un hospedero. Luego de encontrar un molusco, el miracideo penetra las paredes del cuerpo y se abre camino hacia la glándula digestiva (hepatopáncreas). Allí, pierde sus cilios, y asume una forma de saco (esporocisto). Dentro del esporocisto, el tercer estadio larval (redia) es producido de células germinativas. Diversas larvas en este estadio son producidas dentro del esporocisto, el cual eventualmente se rompe, liberándolos dentro de las glándulas digestivas del molusco. La redia sale del molusco en búsqueda de su segundo hospedero intermediario, o se enquistada en la vegetación. La redia se transforma en cercaria. La cercaria no es capaz de alimentarse a pesar que posee boca y sistema digestivo. Esta fase almacena energía para nadar activamente durante horas para encontrar su hospedero, de lo contrario, muere. La mayoría de cercarias presentan un tipo de cola en la región posterior del cuerpo que usan para nadar. Durante el enquistamiento, esta estructura tipo cola se pierde, dando paso a la siguiente fase llamada metacercaria. En algunos casos la cercaria puede invadir directamente el hospedero definitivo. Los peces presentan las formas de metacercaria libres o enquistadas y la forma adulta.

Especies de Digenea parásitos de *A. gigas*

Caballerotrema arapaimense Thatcher, 1980, registrado en Brazil (Amazonía). *Caballerotrema brasiliense* Prudhoe, 1960, Thatcher, 1980, registrado en Brazil (Amazonía).

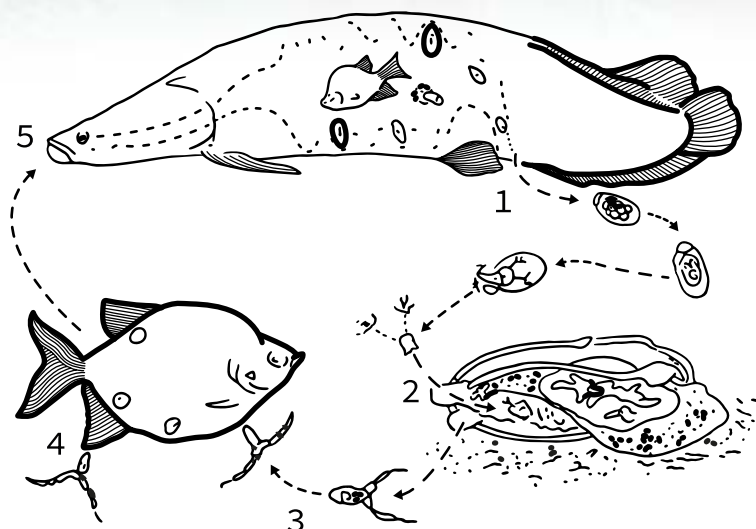


Figura 25. Ciclo de vida de tremátodo digenético. 1. Los huevos de los Digenea son expulsados al medio externo, dando lugar al desarrollo de la larva miracideo. 2. Larva miracideo penetra el primer hospedero intermediario (Mollusca), desarrollándose hasta la fase de cercaria. 3. Cercaria sale del molusco en busca de su segundo hospedero intermediario (pez forraje). 4. La cercaria se desarrolla en metacercaria, la cual permanece enquistada en el pez. 5. Ejemplar de paiche consume el pez forraje y la metacercaria se desarrolla en parásito adulto para continuar el ciclo.



Figura 26. Cavidad visceral de *Arapaima gigas* mostrando el hígado con metacercarias enquistadas de tremátodos digenéticos.



Figura 27. *Caballerotrema arapaimensis* Thatcher, 1980 (Trematoda: Digenea) adulto colectado del intestino de *Arapaima gigas*.

CESTODARIA

Los cestodarios son gusanos alargados segmentados que parasitan la cavidad corporal o intestinos de peces remotos. Las dos especies de cestodarios parásitos de *A. gigas* pueden alcanzar entre 15-16 cm de longitud y un ancho de 1.5 a 4 cm. La anatomía interna es similar en ambos géneros. El sistema femenino consta de un ovario, oviducto, ootipo, vagina con dos poros vaginales posteriores, receptáculo seminal y útero, con poro anterior. El útero atraviesa la longitud del cuerpo tres veces, y los folículos vitelínicos se extienden a través de más de la longitud del cuerpo en cuerdas laterales. El sistema masculino consiste en numerosos testículos situados en campos laterales, vaso deferente y bolsa copulatoria con un poro en la extremidad posterior.

Ciclo de vida y transmisión

El ciclo de vida es desconocido, pero como los ejemplares adultos viven en la cavidad general del cuerpo, en época de postura de huevos, se asume que penetran el intestino de *A. gigas*, depositando los huevos que son llevados al ambiente externo, dando continuidad al ciclo de vida. Especies de Cestodaria parásitos de *Arapaima gigas*:

Schizochœrus liguloides (Diesing, 1850)

Schizochœrus janicki (Poche, 1922).



Figura 29. A. Ejemplar de *Schizochœrus janicki* adherido a la vesícula biliar de *A. gigas*. B. *S. janicki* adherido al hígado. C. Necropsia de ejemplar de *A. gigas* mostrando a *S. janicki* adherido a órganos internos. Fotografía de Larissa Pelegrini.



Figura 28. A. *Schizochœrus liguloides* (Cestodaria) extraído de la cavidad abdominal de ejemplar de *A. gigas*. B. Ejemplar de *S. liguloides* en cavidad abdominal. C. Ejemplar de *Schizochœrus janicki* (izquierda) y ejemplar de *S. liguloides* parasitando en cavidad abdominal. Fotografía de Larissa Pelegrini.

ACANTHOCEPHALA

Los acantocéfalos son gusanos alargados provistos anteriormente de una probósida espinosa. La cavidad corporal es un pseudoceloma sin boca ni tracto digestivo. Los sexos son separados en machos y hembras, siendo éstas últimas normalmente más grandes que los machos. Las larvas son parásitos de artrópodos, las formas adultas viven en vertebrados y no existen estadios de vida libre en sus ciclo biológico. Ejemplares adultos son encontrados en peces neotropicales con tamaños diversos entre ejemplares con menos de dos milímetros y más de 800 centímetros, pero la mayoría presentan un promedio de tres centímetros de longitud. El cuerpo está compuesto de la probósida, con ganchos y espinas, un cuello sin espinas y un tronco, que puede o no presentar espinas.

Ciclo de vida y transmisión

Al momento de la cópula, el ejemplar macho cubre la extremidad posterior de la hembra con una estructura llamada bolsa copuladora, pegándose con secreciones provenientes de las glándulas de cemento. El pene puede ser insertado en la vagina y los espermatozoides inyectados dentro del útero. La bolsa copuladora del macho se adhiere a la hembra con tal tenacidad, que en muchas ocasiones les es difícil desprenderse. Cuando el macho se suelta de la hembra, usualmente una capa de cemento permanece en las hembras, siendo un indicador que aquel ejemplar ha copulado. Los huevos de acantocéfalos contienen seis fases larvales llamados acantors, los cuales son expelidos al ambiente con las heces del hospedero definitivo. La larva no se desarrolla hasta que los huevos son comidos por los apropiados hospederos intermediarios. En el caso de acantocéfalos acuáticos, el hospedero intermediario es usualmente un microcrustáceo (ostrácodo, copépodo o isópodo). En los intestinos de crustáceos, los huevos eclosionan y la larva acantor es liberada, penetrando las paredes del intestino con sus ganchos. En el hemoceloma de hospederos intermediarios, el acantor pierde sus ganchos larvales y desarrolla un tipo de probósida espinosa. La segunda fase larval es llamada acantela. Si el hospedero intermediario contiene la larva acantela y es consumido por el hospedero definitivo, esta fase da paso al estadio adulto. Si la larva acantela es ingerida por un hospedero inapropiado, penetra la pared intestinal y se enquistada hasta esperar ingresar a su hospedero definitivo apropiado. Los peces pueden servir como hospederos definitivos o transportadores, así que es común encontrar acantelas enquistadas en el mesenterio, hígado u otros órganos de peces pequeños. Los peces adquieren las formas adultas al ingerir crustáceos hospederos intermediarios o peces pequeños que sirven como transporte de los parásitos.

Especies de *Acanthocephala* parásitos de *Arapaima gigas*:

Polyacanthorhynchus macrorhynchus (Diesing, 1856)

Polyacanthorhynchus rhopalorhynchus (Diesing, 1851)

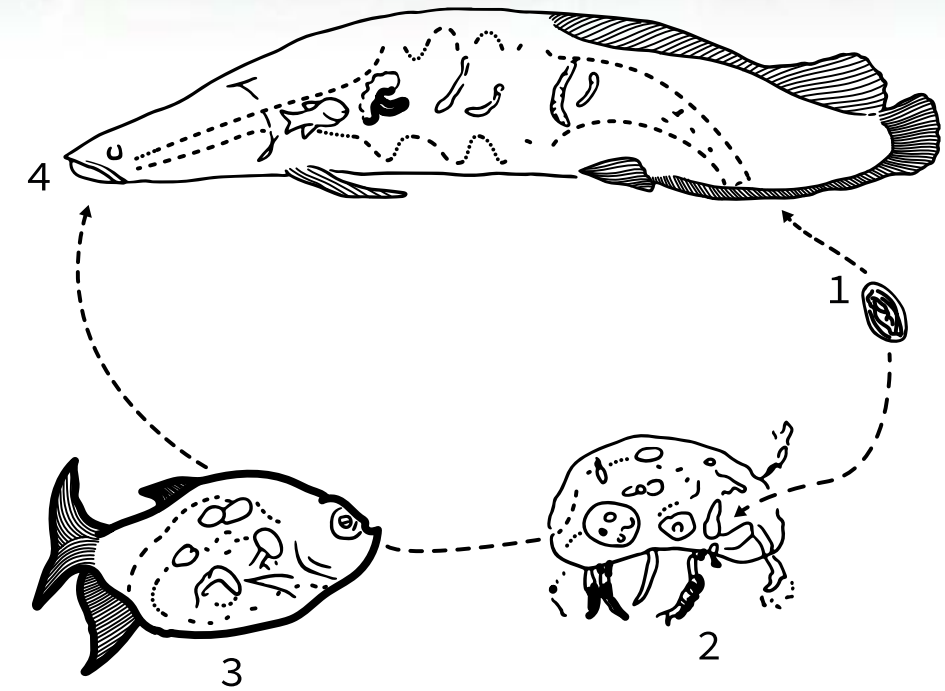


Figura 30. Ciclo de vida de una especie de *Acanthocephala*. 1. Huevos son expulsados al medio externo. 2. Huevos de acantocéfalo son consumidos por el hospedero intermediario (Ostracoda). 2. Formas inmaduras se desarrollan dentro del ostrácodo. 3. Pez forraje se alimenta de ostrácos, adquiriendo el parásito. 4. Ejemplar de paiche se alimenta de pez forraje. El parásito alcanza la madurez sexual dentro del paiche.

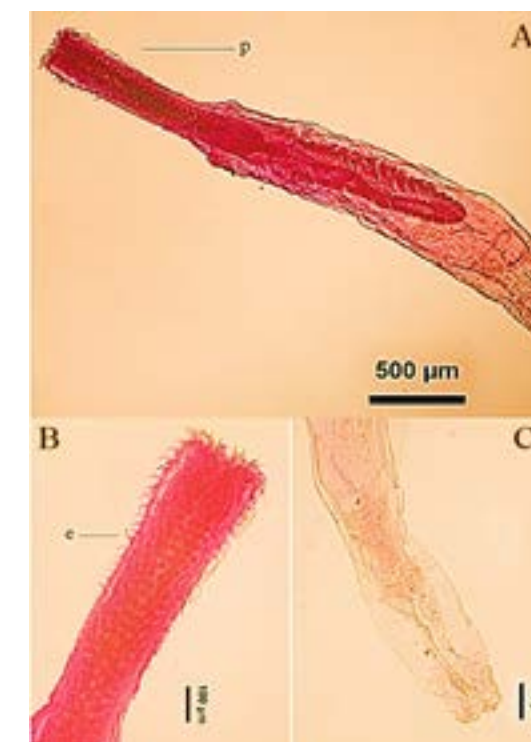


Figura 31. Ejemplar de *Polyacanthorhynchus macrorhynchus* (Acanthocephala) colectado del intestino de *Arapaima gigas*. A. Parte anterior mostrando la probósida (p). B. Probósida mostrando las espinas (e). C. Parte posterior mostrando la cola.



Figura 32. Intestino de *Arapaima gigas* parasitado por especies de Acanthocephala.



Figura 33. Placa Petri con acantocéfalos colectados del intestino de especímenes de *Arapaima gigas*.

NEMATODA

Los nemátodos son gusanos alargados y cilíndricos que son encontrados como formas de vida libre en el agua. En general, el cuerpo de los nemátodos es comparable con un tubo dentro de otro tubo. El tubo interno cuenta con un tracto digestivo completo y el externo es la pared corporal. Los órganos reproductivos son también alargados y tubulares y están situados en la cavidad corporal entre el tracto digestivo y la pared corporal. El sistema digestivo consiste en dos o tres labios, apertura oral, cavidad bucal, esófago, intestino y ano. Los sexos son separados, siendo las estructuras masculinas: testículos, vaso deferente, vesícula seminal y espículas copulatorias. El sistema femenino incluye: uno o dos ovarios con oviducto y útero, seguidos de una vagina, poro genital y vulva. El sistema reproductivo masculino normalmente se abre por el ano, pero el poro femenino puede estar a nivel del esófago o el ano. Nemátodos adultos viven en el tracto digestivo o cavidad corporal de los peces.

Ciclo de vida y transmisión

En ejemplares adultos, la fertilización es interna, siendo completada con la inserción de las espículas de individuos machos en la vagina de la hembra. Ejemplares machos poseen papilas, bolsa o ventosa genital en la cola que usan para sujetarse de las hembras. Algunos poseen una estructura (gubernáculo) que guía a las espículas. Los huevos son fertilizados dentro del útero de

las hembras, dando inicio al desarrollo embrionario. Son identificadas cuatro fases larvales antes de alcanzar la fase adulta. En el caso de nemátodos parásitos de peces, el primer estadio larval puede ser de vida libre temporal y las otras fases son parasitarias. Los hospederos intermedios generalmente son copépodos.

Especies de Nematoda parásitos de *Arapaima gigas*:

Camallanus tridentatus (Drasche, 1884)

Goezia spinulosa (Diesing, 1839)

Terranova serrata (Drasche, 1884)

Nilonema senticosum Baylis, 1927

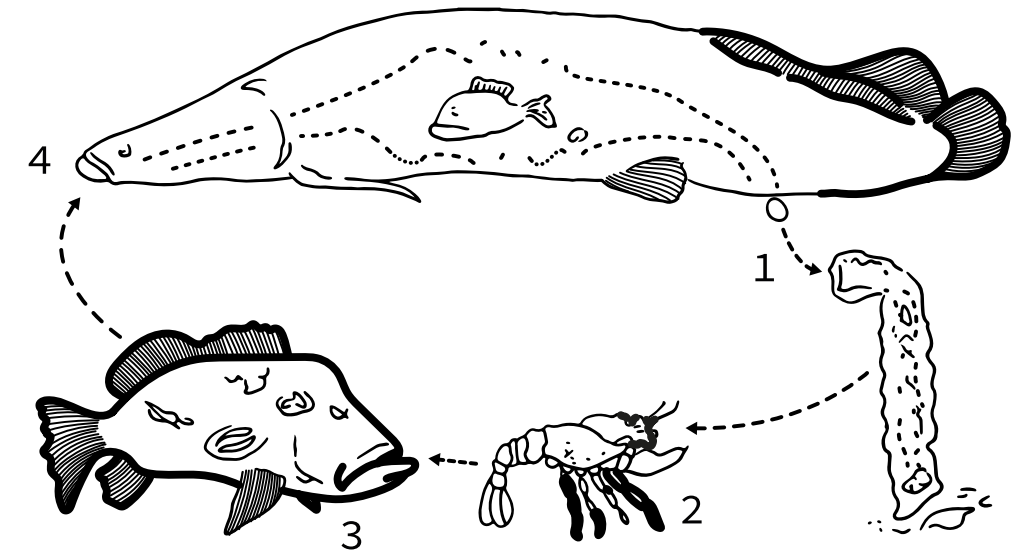


Figura 34. Ciclo de vida de Nematoda. 1. Huevos son liberados al medio externo y son consumidos por el primer hospedero intermediario (Copepoda). 2. Pez forraje se alimenta de Copepoda y adquiere el parásito. 4. El ciclo se cumple cuando el paiche consume peces forraje, adquiriendo los nemátodos.

Para el *A. gigas* la especie más perjudicial es *Goezia spinulosa*, una especie cuya parte anterior esta provista de diversas espinas con las cuales puede perforar órganos internos como el estómago e intestino de los peces. Este daño provoca úlceras y septicemias que conllevan a la muerte de los peces.

Otra especie bastante común al realizar análisis en órganos internos es *Nilonema senticosum*, este nemátodo se localiza en la vejiga natatoria (falso pulmón) de los paiches.

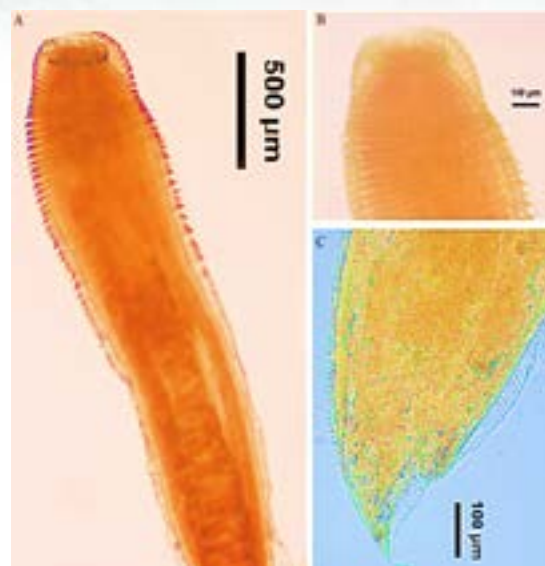


Figura 35. *Goezia spinulosa* (Nemato-da) colectada del intestino de *Arapaima gigas*. A. Cuerpo del parásito. B. Parte anterior. C. Parte posterior

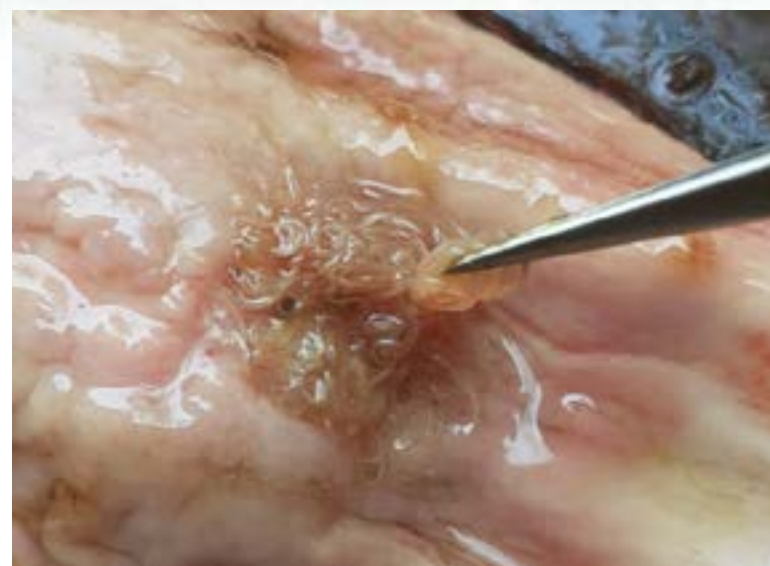


Figura 36. Individuos de *Goezia spinulosa* siendo ex-traídos del estómago de *Arapaima gigas*



Figura 38. Placa Petri con especímenes de *Nilonema senticosum* (Nematoda) colectados de la vejiga natatoria de *Arapaima gigas*.

Otra especie bastante común al realizar análisis en órganos internos es *Nilonema senticosum*, este nemátodo se localiza en la vejiga natatoria (falso pulmón) de los paiches.



Figura 37. *Nilonema senticosum* (Nematoda) colectado de la vejiga na-tatoria de *Arapaima gigas*.

2.3 METAZOARIOS ECTOPARÁSITOS

A diferencia de los endoparásitos, los ectoparásitos no son transmitidos por relaciones tróficas, este grupo presenta ciclo de vida directo y son los más perjudiciales en sistemas piscícolas, debido al desequilibrio de algún factor como: calidad de agua, inadecuado alimento, mal mane-jo, mala densidad de siembra, entre otros. La transmisión de estos patógenos puede aumentar desmedidamente causando serios daños en los peces que pueden llevar a la muerte de todo el plantel.

Entre los principales grupos de ectoparásitos reportados parasitando al *A. gigas* tenemos: Mono-genoidea, Branchiura e Isopoda.

MONOGENOIDEA

La clase Monogenoidea (también conocida como Monogenea) está conformada mayormente por platelmintos ectoparásitos hermafroditas con ciclo de vida directo. En peces, habitan las branquias, piel, fosas nasales, uretra y sólo algunas especies pueden ser encontradas en ductos intestinales. La característica principal para reconocer a este grupo de parásitos es el haptor, el cual está localizado en la parte posterior del cuerpo del parásito. El haptor está armado de ven-tosas, anclas, barras y ganchos. La parte anterior del cuerpo de monogenoideos también puede adherirse al tejido de los hospederos mediante secreciones de los lóbulos cefálicos que son almacenados en los órganos cefálicos. El área cefálica presenta a menudo dos pares de ojos, aunque muchas especies no lo presentan.

Ciclo de vida y transmisión

Los monogenoideos presentan ciclo de vida directo. Estos parásitos son muy específicos en cuanto al hospedero, desarrollándose sólo en determinadas especies o en especies filogenéticamente cercanas del mismo género. Los monogenoideos pueden ser vivíparos (algunas especies de Gyrodactylidae) u ovíparos (el resto de familias). En la mayoría de los casos, la fase larval (oncomiracideo) es ciliada y puede presentar escleritos (ganchos, anclas) en la parte posterior del cuerpo. Los cilios permiten a la larva nadar libremente en busca de sus hospederos. Tan pronto la larva se establece en su hospedero, comienza a crecer y perder los cilios. Los huevos de especies ovíparas presentan frecuentemente más de un filamento polar que es utilizado para anclarse en la mucosidad de las branquias hasta la eclosión de la larva. Los huevos de especies de Gyrodactylidae presentan una gota de cemento en la punta de un corto filamento que es utilizado para adherir el huevo en la superficie externa de su hospedero. Gyrodactídeos vivíparos dan nacimiento a especímenes completos, que pueden acarrear nuevas generaciones dentro del útero.

Especies de Monogenoidea parásitos de *Arapaima gigas*:

Tres especies del género *Dawestrema* Price & Nowling, 1967 parasitan las branquias de *Arapaima gigas*.

D. cycloancistrioides Kritsky, Boeger & Thatcher, 1985.

D. cycloancistrum Price & Nowling, 1967.

D. punctatum Price & Nowling, 1967.

Es el grupo de ectoparásitos más perjudiciales en la crianza de *A. gigas*. Los daños más severos y mayores infestaciones han sido reportadas en ejemplares inmaduros, entre 5 a 30 cm. Esto debido a que, entre este rango de tamaño, los peces son criados en grupos, aumentando así el contacto intraespecífico, influyendo en la transmisión de monogenoideos.

La principal especie que parasita a *A. gigas* es *Dawestrema cycloancistrum*. Esta especie está provista de un haptor armado con anclas, barras y espinas que es utilizado para la fijación en el hospedero. Al ser estructuras puntiagudas, causan daños mecánicos que pueden abrir nuevas "puertas" de infección para organismos oportunistas como bacterias, hongos o protozoarios. Además, infestaciones masivas de esta especie pueden causar daños en las branquias que pueden llevar a la muerte de los peces por problemas respiratorios.

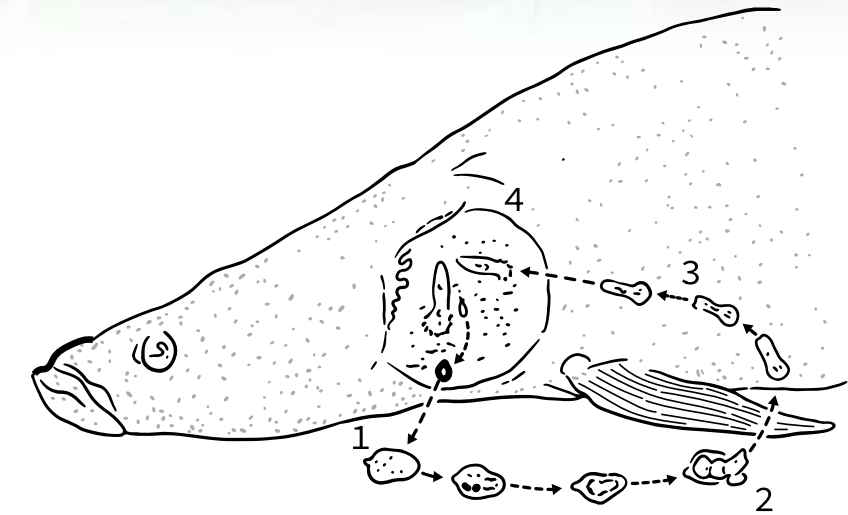


Figura 39. Ciclo de vida de monogenoideos. 1. Los huevos depositados en el fondo de los estanques dan pase a la larva oncomiracideo. 2. Larva oncomiracideo eclosiona de los huevos y nada en busca de su hospedero. 3. Larva se adhiere a su hospedero. 4. Parásito alcanza la madurez dando continuidad a su ciclo de vida.

Existen diferentes señales y signos que permiten evidenciar la presencia de monogenoideos en la piel y branquias de los peces. Entre las principales señales y signos tenemos:

Natación errática: los peces nadan de costado y permanecen inmóviles en el fondo de los estanques o acuarios, moviéndose rápido de manera repentina, realizando un movimiento giratorio conocido como "flashing". Da la impresión de que los peces tratan de frotarse con el fondo o las paredes de las unidades donde se encuentran.

Coloración: cuando los peces se encuentran parasitados por monogenoideos, en la mayoría de los casos presentan una coloración oscura atípica. Esta coloración está a veces asociada a mala calidad del agua, principalmente por exceso de componentes nitrogenados. Adicionalmente, la mala calidad del agua es el principal factor que influye en la propagación desmesurada de monogenoideos en ambientes controlados (Figura 40).

Palidez en las branquias: cuando las infestaciones por monogenoideos son altas, las branquias pierden su coloración rojiza y muestran una coloración pálida. Adicionalmente, se pueden observar pequeños cuerpos en los filamentos branquiales, que indican la presencia de los parásitos (Figura 41).

Branquias vistas al estereoscopio y/o microscopio: las branquias de los peces que se sospechen estén infestados por monogenoideos, pueden ser observados bajo estereoscopio y/o microscopio. Se visualizarán a los parásitos por la forma característica (alargados) realizando movimientos de contracción del cuerpo y también de desplazamiento en las branquias (Figuras 42 y 43).



Figura 40. Ejemplar de *Arapaima gigas* parasitado por el Monogenoidea *Dawestrema cycloancistrum* con coloración oscura en el cuerpo



Figura 41. Branquias de *Arapaima gigas* parasitado por el Monogeneoidea *Dawestrema cycloancistrum* mostrando palidez y coloración blanquecina.

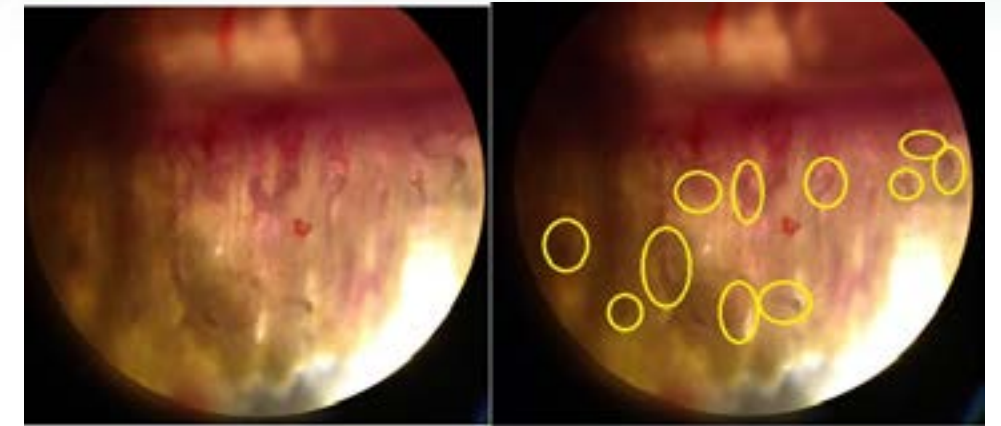


Figura 42. Branquias vistas al microscopio mostrando la presencia de infestación por monogenoideos. Círculos amarillos muestran los lugares donde se encuentran los parásitos.



Figura 43. . Vista microscópica de *Dawestrema cycloancistrum* (Monogeneoidea) adherido a las branquias de *Arapaima gigas*.

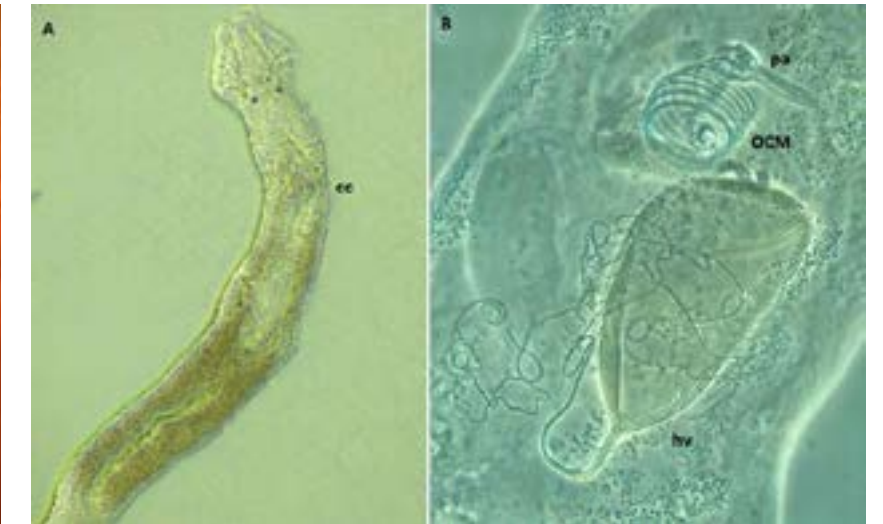


Figura 44. Vista microscópica de *Dawestrema cycloancistrum* colectado de ejemplar de *Arapaima gigas*. A. Parte anterior del cuerpo. cc = complejo copulador. B. Vista en aumento mostrando la pieza accesoria (pa), el órgano copulador masculino (COM) y el huevo (hv).

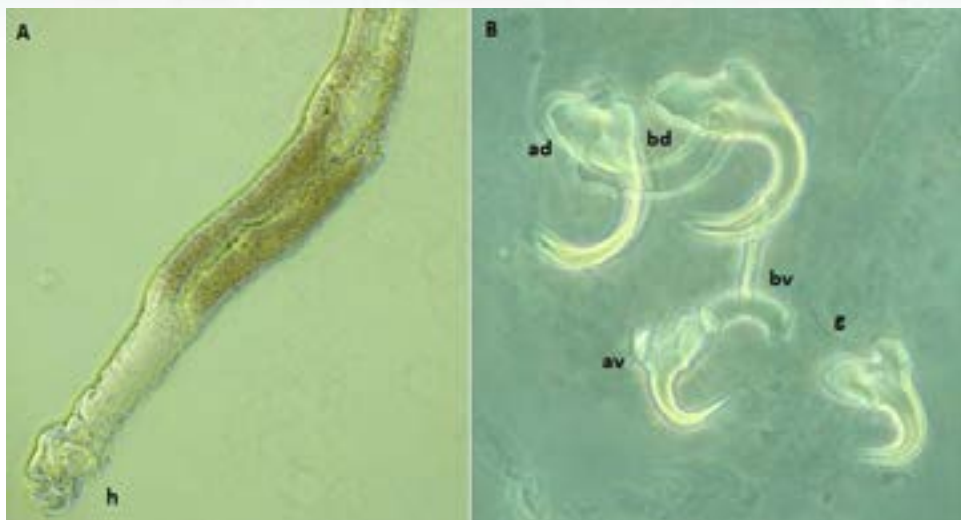


Figura 45. Vista microscópica de *Dawestrema cycloancistrum* colectado de ejemplar de *Arapaima gigas*. A. Parte posterior del cuerpo. h = haptor. B. Estructuras del haptor. ad= ancla dorsal, av = ancla ventral, bd = barra dorsal, bv = barra ventral, g = ganchos.

¿Cuánto tiempo demoran las larvas oncomiracidio para eclosionar de los huevos?

El tiempo de eclosión de las formas inmaduras de monogenoideos puede variar de acuerdo con la especie y la temperatura del agua. Para *D. cycloancistrum* en climas tropicales, se ha determinado que el tiempo de eclosión es de cuatro días.

La larva oncomiracidio puede vivir aproximadamente entre dos a máximo tres días sin encontrar un hospedero.

Es importante tener en cuenta estos aspectos biológicos del parásito, para poder aplicar los tratamientos con mayor eficacia, garantizando la eliminación del parásito de los ambientes de cultivo.

Tratamiento contra infestación por especies de Monogenoidea

Para tratar a los ejemplares de *A. gigas* se puede utilizar:

Inmersión de los peces en formalina comercial diluída en 1:4000 (1 ml / 4 L. agua) durante una hora.

Sal de pesca (no iodada) de 1 a 3% (10 – 30 g / L. agua) durante 30 minutos a 3 horas. Pruebas de laboratorio han determinado que usando 30 g / L. agua por 20 minutos durante tres días consecutivos, elimina la carga de monogenoideos en los peces.

Ácido acético comercial, 2ml/l de agua, en inmersión por 30 segundos.

Nota: aplicar los tratamientos en unidades especiales de cuarentena, las cuales pueden ser: tanques de concreto, acuarios de vidrio o piscinas plásticas. En estos espacios se debe conocer el volumen de agua, para poder dosificar los productos a utilizar. Para garantizar la eficacia del producto a emplear, se aconseja no devolver a los peces a los estanques de cultivo donde se encontraban previo al tratamiento por lo menos durante una semana, debido a que, conociendo la biología del parásito este puede permanecer en fase de huevo y fase larval. Así, se recomienda mantener en cuarentena a los peces por una semana para luego devolverlos a los estanques.



Figura 46. Acuario de vidrio con ejemplares de *Arapaima gigas* utilizados como espacios de cuarentena y/o tratamiento de enfermedades.

BRANCHIURA

Los branchiuros son crustáceos ectoparásitos de peces y, ocasionalmente de anfibios y reptiles. Cada especie tiene un área preferencial de fijación, pudiendo ser en la cavidad branquial, bucal, superficie del cuerpo y base de las aletas de sus hospederos. En la cavidad branquial pueden ser encontrados en las paredes del opérculo y en la parte posterior al último arco branquial, mas nunca sobre el filamento branquial, excepto accidentalmente, principalmente las formas jóvenes. Se fijan a sus hospederos por medio de la maxila, maxílula, antenas, anténulas, espinas, ganchos y dientes. Además, la parte ventral del caparazón es cóncavo y funciona como una ventosa, al ser comprimida sobre el cuerpo del hospedero por acción de la corriente de agua del medio que pasa por la superficie dorsal del crustáceo. Los branchiuros se alimentan de sangre, plasma, mucus y células epiteliales. El aparato bucal consta de una probósida cilíndrica posterior, sustentada por hastes quitinosos. La abertura oral está conformada por el labio superior, el inferior y por un par de mandíbulas. En las especies de *Argulus* y *Dipteropeltis* hay una parte anterior formada por una vaina con un estilete ligado a una glándula ponzoñosa. Este estilete perfora la epidermis de los hospederos e inyecta sustancias proteolíticas que digieren las células, que son ingeridas por el crustáceo.

Ciclo de vida y transmisión

Las hembras son ovíparas y no cargan los huevos en sacos como los copépodos. La fertilización no es realizada a través de espermatóforos, excepto en las especies de *Dolops*. La hembra abandona a su hospedero para la postura de los huevos. Estos son depositados ordenadamente en una o más series sobre sustratos sólidos (troncos, piedras, vegetación acuática). Luego de la eclosión de los huevos los jóvenes buscan un hospedero para fijarse.

Especies de Branchiura parásitos de *Arapaima gigas*:

Dolops discoidalis Bouvier, 1899

Argulus sp.

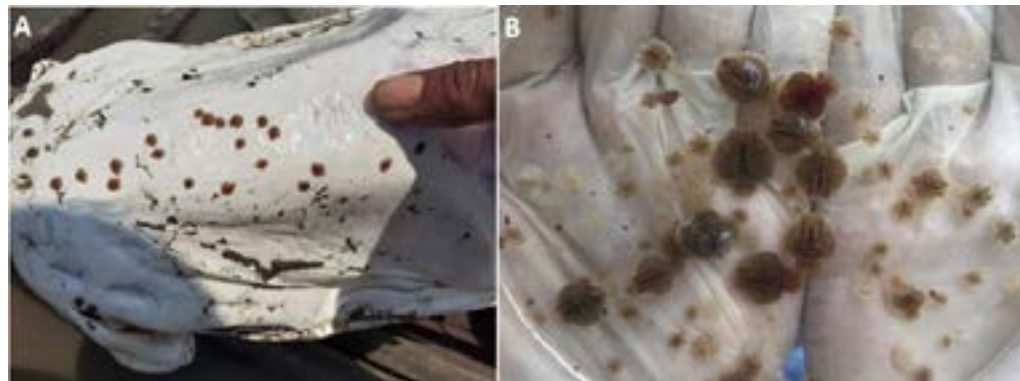


Figura 47. A. Cabeza de *Arapaima gigas* parasitada por *Dolops discoidalis* Bouvier, 1899. B. Ejemplares adultos y juveniles de *Dolops discoidalis* en una placa Petri.

Tratamiento

- Neguvón, Masotén. Aplicar 25 mg / 100L agua. Aplicar también 30 g / 1000 L agua x 30 minutos, luego hacer un recambio del 90% del agua.
- Formalina 40%. Baños a concentración 1:4000 (1ml/ 4L agua) por dos horas.



Figura 48. A. Examen externo de *Arapaima gigas* para colecta de *branchiuros* adheridos a la piel. B. Aleta pectoral parasitada por *branchiuros*. C. Cabeza de *A. gigas* parasitada por *branchiuros*

ISOPODA

Son crustáceos que tienen el cuerpo más o menos achatado dorsoventralmente. Los urópodos forman un abanico caudal con el telson. Las piernas son expandidas para formar placas coxales que pueden estar fundidas con el cuerpo. Pueden ser marinos o de agua dulce, de vida libre, saprófagos y omnívoros o predadores. Son parásitos temporales o permanentes. Los parásitos de peces son de las familias Cymothoidae y Corallanidae. Las especies de Cymothoidae tienen cuerpo simétrico o asimétrico. Los ojos son compuestos, sésiles y bien desarrollados. Poseen siete pares de piernas (pereópodos) usados para fijarse al hospedero o seis anteriores para la fijación y el séptimo ambulatorio. Todas las piernas poseen garras fuertes en la extremidad. Pleópodos, pleotelson y urópodos no presentan cilios. Antenas reducidas con cuatro a 10 segmentos, sin clara distinción entre pedúnculo y flagelo. Mandíbulas con palpos, maxilas con espinas en la punta, maxilípedes con palpo bi-segmentado y con ganchos en el segmento terminal. Con excepción de los órganos de fijación anteriores, adaptación de piezas bucales para la alimentación como parásito y algunas modificaciones en el canal alimenticio.

Ciclo de vida y transmisión

Los isópodos jóvenes de la familia Cymothoidae, son planctónicos, pero los adultos, hembras y machos, son parásitos de peces. Se fijan en la base de las aletas, sobre las escamas, piel, boca (sobre la lengua), cavidad branquial o cavidad general del cuerpo de los peces. Se alimentan de sangre, mucus, epitelio de revestimiento y aletas. Normalmente una pareja parasita a un hospedero. En este grupo de parásitos, los sexos son separados y la fertilización es interna. Ambos, machos y hembras, son encontrados frecuentemente juntos en el mismo hospedero. Se cree que estos parásitos pasan por machos primero para luego ser hembras (hermafroditas protándricos). De acuerdo a esta premisa, el primer joven isópodo llega al hospedero, se encuentra solo, pasa por el sexo masculino y luego se convierte en sexo femenino. El segundo individuo en llegar al hospedero encuentra a una hembra y permanece como sexo masculino. Los huevos son depositados y retenidos en el marsupial. Dentro del hospedero se desarrollan en individuos completamente funcionales y eventualmente salen al medio externo a través de un poro posterior. Jóvenes isópodos pueden nadar activamente en busca de sus hospederos tan pronto son liberados del marsupio (Thatcher 2006, Malta y Varella 2009).

Especies de Isopoda parásitos de *Arapaima gigas*:

Braga sp.



Figura 49. . A. Branquia de *Arapaima gigas* parasitada *Braga* sp. B. Vista lateral de *Braga* sp.. C. Vista ventral de *Braga* sp.

Tratamiento

- Neguvón, Masotén. Aplicar 25 mg / 100L agua. Aplicar también 30 g / 1000 L agua x 30 minutos, luego hacer un recambio del 90% del agua.
- Formalina 40%. Baños a concentración 1:4000 (1ml/ 4L agua) por dos horas.





AGRADECIMIENTOS:

Un agradecimiento especial al Dr. José Celso de Oliveira Malta, investigador del INPA, Manaus, Brasil, por los consejos y sugerencias brindadas a los autores para mejorar la calidad de la presente obra. Agradecemos también a la Dra. Larissa Pelegrini, investigadora brasileña, por cedernos el uso de algunas fotografías de Cestodaria utilizadas en el presente trabajo.

GLOSARIO DE TÉRMINOS

Acanthocephala: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de una probóscide en la parte anterior.

Acantocéfalo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de una probóscide en la parte anterior.

Alevino: término utilizado comúnmente en la actividad piscícola o acuícola y en ciencias como la ictiología. Designa las crías recién nacidas de los peces.

Anorexia: disminución o falta de apetito.

Antimicótico: producto con capacidad de inhibir o matar hongos.

Branchiura: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de un caparazón, cuatro pares de patas y dos maxilas, siendo el primer par modificado para la fijación en el hospedero.

Branchiuros: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de un caparazón, cuatro pares de patas y dos maxilas, siendo el primer par modificado para la fijación en el hospedero.

Cestoda: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de una estructura de fijación llamado escólex, el cual presenta ventosas para adherirse en el hospedero.

Céstodo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de una estructura de fijación llamado escólex, el cual presenta ventosas para adherirse en el hospedero.

Copepoda: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de un par de antenas modificadas a manera de gancho, el cual es utilizado para fijarse en el hospedero.

Copépodo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de un par de antenas modificadas a manera de gancho, el cual es utilizado para fijarse en el hospedero.

Cuarentena: espacio y tiempo en el cual se colocan a los peces para tratarlos de una determinada enfermedad, alejándolos de peces sanos para evitar algún tipo de contagio.

Diagnóstico: acción que implica distinguir una enfermedad o problema.

Digenea: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de dos ventosas: una oral y una ventral.

Digeneos: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de dos ventosas: una oral y una ventral.

Dosificación: es la cantidad de sustancia utilizada, dependiendo ésta fundamentalmente del origen del producto y del peso de animal.

Ectoparásitos: parásitos que se localizan en la superficie de los peces o en órganos que comunican con el exterior, por ejemplo, las branquias.

Edema: infiltración anormal de fluidos en los tejidos.

Embolia: perturbación de la circulación de un vaso sanguíneo.

Endoparásitos: parásitos encontrados en órganos internos.

Enfermedad: condición en la que existe un desequilibrio o descompensación de la salud del individuo.

Epidermis: cámara externa y no vascularizada del tegumento.

Eritema: enrojecimiento del tegumento, ocurriendo en las áreas de especie de hospedero o en un conjunto limitado de hospederos.

Estereoscopio: equipo que permite observar organismos en mayor aumento de tamaño.

Exoftalmia: aumento del volumen del globo ocular resultando en la hinchazón del ojo.

Hemorragia: salida de sangre de un vaso sanguíneo.

Hiperplasia: aumento del número de células de un tejido.

Hipertrofia: aumento del volumen.

Histopatología: estudio de las alteraciones patogénicas a nivel de tejidos.

Hospedero: individuo que alberga a los parásitos.

Huevo: término empleado para llamar al ovocito fecundado por el espermatozoide.

Inflamación: reacción completa del tejido caracterizado por hinchazón.

Isopoda: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de siete pares de piernas cargadas de fuertes espinas utilizadas para adherirse a su hospedero.

Isópodo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de siete pares de piernas cargadas de fuertes espinas utilizadas para adherirse a su hospedero.

Larva: fase juvenil de los peces con desarrollo indirecto (con metamorfosis) y que tienen una anatomía, fisiología y ecología diferente del adulto. Para los peces se considera que la fase larval se extiende hasta que el animal reabsorbe su saco vitelino.

Larva oncomiracideo: fase inmadura de monogenoideos, caracterizada por la presencia de cilios utilizados para la natación.

Lesión: alteración en una estructura normal.

Letargia: disminución de la actividad de los organismos manifestada por inactividad.

Madurez: es la fase final del proceso de maduración donde el pez o parásito alcanza la capacidad para reproducirse.

Malformación: desvío de la forma normal.

Metacercaria: tipo de larva de tremátodo digenético que puede estar enquistada o libre en el cuerpo de su hospedero.

Metazoario: animal formado por muchas células.

Micrómetro (μm): milésima parte del milímetro.

Microscopio óptico: equipo con gran capacidad de aumento que permite visualizar organismos a mayor aumento de tamaño.

Monogenoidea: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por presentar en la parte posterior del cuerpo, una estructura denominada haptor, la cual está cargada de anclas, barras y espinas (dependiendo del género).

Monogeneo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por presentar en la parte posterior del cuerpo, una estructura denominada haptor, la cual está cargada de anclas, barras y espinas (dependiendo del género).

Monoxeno: parásitos que utilizan un único hospedero para completar el ciclo de vida.

Necrosis: muerte de las células y tejidos en un organismo vivo.

Nematoda: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por presentar el cuerpo cubierto de una fuerte cutícula. Tienen forma filiforme. Presentan dimorfismo sexual.

Nemátodo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por presentar el cuerpo cubierto de una fuerte cutícula. Tienen forma filiforme. Presentan dimorfismo sexual.

Paiche: el paiche, pirarucú o arapaima es una especie de pez osteoglosiforme de la familia Arapaimidae. Es el segundo pez de agua dulce más grande del mundo, después del esturión beluga. Su nombre científico es *Arapaima gigas*.

Parásito: organismo que vive a expensas de otro causándole algún tipo de daño.

Patógeno: todos los individuos que de alguna manera pueden causar cierto daño.

Patología: ciencia que estudia las causas y los cambios provocados en un determinado organismo.

Pescado: denominación que se le hace a los peces luego de pescarlos, pudiendo estar vivos o muertos.

Pez: son animales vertebrados acuáticos, generalmente ectotérmicos (regulan su temperatura a partir del medio donde viven).

Pez forraje: tipo de pez utilizado para alimentar a peces de mayor tamaño.

pH: medición de acidez y alcalinidad en una escala de 1 a 14.

Poblaciones: conjunto de individuos de una misma especie.

Probóscide: estructura de fijación utilizada por los acantocéfalos.

Post-larva: fase de desarrollo de los peces luego de la fase larval. En esta etapa el animal es capaz de alimentarse de organismos de su entorno.

Profilaxis: conjunto de procedimientos que buscan impedir el establecimiento de una enfermedad.

Protozoarios: individuos formados por una única célula.

Quiste: forma de defensa de algunos parásitos. Fase en reposo del parásito.

Respuesta inmune: reacción del organismo (específica o no) a cuerpos extraños.

Septicemia: estado debido a la presencia de bacterias o virus en la sangre.

Terapéutico: conjunto de procedimientos para tratar una enfermedad.

Trematoda: denominación en latín del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de dos ventosas: una oral y una ventral.

Tremátodo: denominación en español del grupo de parásitos caracterizados por la presencia de dos ventosas: una oral y una ventral.

Toxina: sustancia orgánica producida por algunos organismos

Zoonosis: enfermedad transmitida de un animal hacia el hombre.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alvarez-Rubio, N. C., Yunis-Aguinaga, J., Cala-Delgado, D. L., Quiroz, V. A. C., Verri, B. L. M., Espinoza, F. C. R., & de Moraes, J. R. E. (2020). Influence of hand net mesh type and sex on experimental infection with *Aeromonas hydrophila* in Brazilian native fish *Astyanax altiparanae*. *Aquaculture Reports*, 16, 100285.

Araújo, C.S.O.; Gomes, A.L.; Tavares-Dias, M.; Andrade, S.M.S. Belém-Costa, A.; Borges, J.T.; Queiroz, M.N. & Barbosa, M. 2009. Parasitic infections in Pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimatidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brasil. *Veterinarski Arhiv*, 79: 499-507.

Borchardt, M. A.; Stemper, M. E.; Standridge, J. H. *Aeromonas* isolates from human diarrheic stool and groundwater compared by pulsed-field gel electrophoresis. *Emerging Infectious Diseases*, v. 9, p. 224-228, 2003.

Bouck, G.R. 1960. Etiology of Gas Bubble Disease. *Transactions of the American Fisheries Society*, 109: 703-707.

Buchmann, K., Uldal, A., & Møllergaard, S. 1994. Mortality of captive *Arapaima gigas* (Osteoglossidae) heavily infected with gill monogenean *Dawestrema cycloancistrum*. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 14 (5): 171-173.

Buján, N., Mohammed, H., Balboa, S., Romalde, J. L., Toranzo, A. E., Arias, C. R., & Magariños, B. (2018). Genetic studies to re-affiliate *Edwardsiella tarda* fish isolates to *Edwardsiella piscicida* and *Edwardsiella anguillarum* species. *Systematic and applied microbiology*, 41(1), 30-37.

Casiano H. C., Kim, J. H., Gomez, D. K., Jang, H., Joh, S. J., & Park, S. C. (2008). Isolation of *Serratia fonticola* from pirarucu *Arapaima gigas*. *Korean J Vet Res*, 48(1), 89-92.

Castro, N., Toranzo, A.E., Devesa, S., González, A., Nunez, S., Magarinos, B. (2012) First description of *Edwardsiella tarda* in Senegalese sole, *Solea senegalensis* (Kaup). *J. Fish Dis.* 3, 79-82.

Cavero, B.A.S.; Pereira-Filho, M.; Roubach, R.; Ituassú, D.R.; Gandra, A.L. & Crescêncio, R. 2003. Efeito da densidade de estocagem sobre a eficiência alimentar de juvenis de Pirarucu (*Arapaima gigas*) em ambiente confinado. *Acta Amazonica* 33 (4): 631- 636.

Choresca JCH, Gomez DK, Shin SP, Kim JH, Han JE, Jun JW and Park SC (2011). Molecular detection of *Edwardsiella tarda* with gyrB gene isolated from pirarucu, *Arapaima gigas* which is exhibited in an indoor private commercial aquarium. *African Journal of Biotechnology*, 10(5): 848-850.

Claudiano, G. S., Andrade, S. C., Souza, E. C., Yunis-Aguinaga, J., Coutinho, L. L., Moreira, D. K., ... & Moraes, J. R. (2020). Role of neuroendocrine modulation and biochemistry in the sepsis in *Piaractus mesopotamicus*. *General and Comparative Endocrinology*, 288, 113338.

Claudiano, G. S., Yunis-Aguinaga, J., Marinho-Neto, F. A., Miranda, R. L., Martins, I. M., Otani, F. S., ... & de Moraes, F. R. (2019). Hematological and immune changes in *Piaractus mesopotamicus* in the sepsis induced by *Aeromonas hydrophila*. *Fish & shellfish immunology*, 88, 259-265.

Cueva-Quiroz, V. A., Yunis-Aguinaga, J., Ramos-Espinoza, F. C., & de Moraes, J. R. E. (2020). Acute hypercortisolemia inhibits innate immune parameters in *Piaractus mesopotamicus* experimentally infected with *Aeromonas hydrophila*. *Aquaculture*, 735231.

Cyrino, J. E. P.; Urbinati, E. C.; Fracalossi, D. M.; Castagnolli, N. *Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva*. São Paulo: TecArte, 2004, 533 p.

Davis B.D., Dulbecco R., Eisen H., Ginsberg H. S. *Microbiology*. New York, 4. ed. Philadelphia: Kyoto, cap. 27, p. 561-587, 1990.

Declercq, A. M., Haesebrouck, F., Van den Broeck, W., Bossier, P., Decostere, A., 2013. Columnaris disease in fish: a review with emphasis on bacterium-host interactions. *J Vet Res*, 44(1), 27.

Delgado, P. M., Delgado, J. P., & Orbe, R. I. 2013. Parasitic infections in juveniles of *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) cultivated in the Peruvian Amazon. *Annals of parasitology*, 59 (1): 43-48.

Dias, M. K., Sampaio, L. S., Proietti-Junior, A. A., Yoshioka, E. T., Rodrigues, D. P., Rodriguez, A. F., ... & Tavares-Dias, M. (2016). Lethal dose and clinical signs of *Aeromonas hydrophila* in *Arapaima gigas* (Arapaimidae), the giant fish from Amazon. *Veterinary Microbiology*, 188, 12-15

El Amrani MH, Adoui M, Patey O, Asselineau A. (2010). Upper extremity *Mycobacterium marinum* infection. *Orthop Traumatol Surg Res*. 96(6):706-711.

Erridge C., Bennett-Guerrero E., Poxton I.R. Structure and function of lipopolysaccharide. *Microbes and Infections*, v. 4, p. 837-41, 2002.

Faria, R.H.S, Morais, M., Soranna, M.R.G.S., Sallum, B.W. 2013. Manual de criação de peixes em viveiro. Brasília: Codevasf, 136pp.

Ferguson HW. 2006. Spleen, thymus, Reticulo-Endotelial system, blood. In: Ferguson HW, editor. *Systemic pathology of fish: A text and atlas of normal tissues in teleosts and their responses in disease*. 2nd ed. London (UK): Scotian Press; p. 199-214.

Freundenberg M.A. The fate of lipopolisaccharides in rats: evidence for chemical alteration in the molecule. *Reviews of Infectious Diseases*, v.6, p. 483-7, 1984

García C.R, Sánchez, H., Silva, F., Almendra, M., Mejía, J.E., Chávez, A., Ruiz, D.C., Estivals, G., Vásquez, A.G., Nolorbe, C.P., Dávila, G.V., Núñez, J., Mariac, C., Duponchelle, F., Renno, J-F. 2018. *Peces de consumo de la Amazonía peruana*. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Iquitos-Perú, 218pp.

Gilbert, B., Pauley, B., Nakatani, R. 1967. Histopathology of «Gas-Bubble» Disease in Salmon fingerlings. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 24: 867-871.

Harvey, H.H., Cooper, A.C. 1962. Origin and treatment of supersaturated river water. *Intern. Pacific Salmon Fish. Comm., Progr. Rept.*, No.9, 1-19pp.

Hashish, E., Merwad, A., Elgaml, S., Amer, A., Kamal, H., Elsadek, A., ... & Sitohy, M. (2018). *Mycobacterium marinum* infection in fish and man: epidemiology, pathophysiology and management; a review. *Veterinary Quarterly*, 38(1), 35-46.

Havixbeck, J. J.; Rieger, A. M.; Churchill, L. J.; Barreda, D. R. Neutrophils exert protection in early *Aeromonas veronii* infections through the clearance of both bacteria and dying macrophages. *Fish & Shellfish Immunology*, v. 63, p. 18-30, 2017.

Hummer, D., Pitlik, S. D., Block, C., Kaufman, L., Amit, S., & Rosenfeld, J. B. (1986). Aquarium-borne *Mycobacterium marinum* skin infection: report of a case and review of the literature. *Archives of Dermatology*, 122(6), 698-703.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2017. Produção da Pecuária Municipal. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 51pp.

Imbiriba, E.P. 1991. Production and management of fingerlings pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier). Belém: EMBRAPA-CPATU, 19pp.

Imbiriba, E.P. 2001. Creation potential pirarucu, *Arapaima gigas*, in captivity. *Acta Amazônica*, 31: 299-316.

Jernigan JA, Farr BM. 2000. Incubation period and sources of exposure for cutaneous *Mycobacterium marinum* infection: Case report and review of the literature. *Clin Infect Dis*.

Leung, K.Y., Siame, B.A., Tenkink, B.J., Noort, R.J., Mok, Y.K. (2012) *Edwardsiella tarda* — virulence mechanisms of an emerging gastroenteritis pathogen. *Microbes Infect*. 14, 26–34

Lewis FM, Marsh BJ, von Reyn CF. 2003. Fish tank exposure and cutaneous infections due to *Mycobacterium marinum*: tuberculin skin testing, treatment, and prevention. *Clin Infect Dis*.

Malta, J. C. O., & Varella, A. M. B. (2009). Os crustáceos branquiúros parasitas de peixes (Argulidae: Maxillopoda). A fauna de artrópodes da reserva florestal Ducke, 1, 17-20.

Malta, J.C.O. 1981. Os crustáceos Branchiura e suas interrelações com os peixes do lago Janauacá, AM-Brasil (Crustacea: Argulidae). Dissertação de mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - Universidade do Amazonas, Manaus. 88 p.

Malta, J.C.O. 1982. Os argulídeos (Crustacea: branchiura) da Amazonia Brasileira. Aspectos da ecologia de *Dolops discoidalis*. Bouvier, 1899 e *Dolops bidentata* Bouvier, 1899. Parte de tese. *Acta Amazonica*, 12: 521-528

Malta, J.C.O. 1984. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (Lago Janauacá, rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). *Acta Amazonica*, 14: 355-372.

Marinho, R.G.B.; Tavares-Dias, M.; Dias-Gregório, M.K.R.; Neves, L.R. Yoshioka, E.T.O.; Bojink, C.L. & Takemoto, R.M. 2013. Helminthes and protozoan of farmed pirarucu (*Arapaima gigas*) in eastern Amazon and host-parasite relationship. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 65 (4): 1192-1202.

Marinho-Neto, F. A., Claudiano, G. S., Yunis-Aguinaga, J., Cueva-Quiroz, V. A., Kobashigawa, K. K., Cruz, N. R., ... & Moraes, J. R. (2019). Morphological, microbiological and ultrastructural aspects of sepsis by *Aeromonas hydrophila* in *Piaractus mesopotamicus*. *PLoS One*, 14(9), e0222626.

Menezes, R.C.; Santos, S.M.C.; Ceccarelli, P.S.; Tavares, L.E.R.; Tortelly, R. & Luque, J.L. 2011. Tissue alterations in the pirarucu, *Arapaima gigas*, infected by *Goezia spinulosa* (Nematoda). *Revista Brasileira Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, 20 (3): 207-209.

Mohanty, B.R., Sahoo, P.K. (2007) Edwardsiellosis in fish: a brief review. *J. Biosci.* 32, 1331–1344.

Morey, G. (2019). Parasitología en peces de la Amazonía: fundamentos y técnicas parasitológicas, profilaxis, diagnóstico y tratamiento. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). 100 p.

Nayak S.K., Swain P., Nanda P.K., Dash S., Shukla S., Meher P.K. Effect of endotoxin on the immunity of Indian major carp, *Labeo rohita*. *Fish and Shellfish Immunology*, v. 24, p. 394-399, 2008. Novotny L, Dvorska L, Lorencova A, Beran V, Pavlik I. 2004. Fish: a potential source of bacterial pathogens for human beings. *Veterinary Med*. 49:343–358.

Pearson, M.D., Chlnabutr, S., Karnchanakharn, S., Somsir, T. 1994. Jaundice disease in the farmed catfish hybrid, *Clarias macrocephalus* (Gunther) x *C. gariepinus* (Burchell), in Thailand. *Journal of Fish Diseases*, 17: 325-336.

Petrini B. 2006. *Mycobacterium marinum*: Ubiquitous agent of waterborne granulomatous skin infections. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*. 25(10):609–613.

Pilarski, F., Rossini, A. J., Ceccarelli, P. S., 2008. Isolation and characterization of *Flavobacterium columnare* from four tropical fish species in Brazil. *J Biol*, 68(2), 409-414.

Plumb, J. A., Hanson, L. A., 2011. Health maintenance and principal microbial diseases of cultured fishes. *JWS*. 3ra ed. Iowa, EEUU.

Queiroz, H.L., Crampton, W. 1999. A preservação e o uso sustentado dos pirarucus (*Arapaima gigas*, Osteoglossidae) em Mamirauá. Estratégias para manejo de recursos pesqueiros em Mamirauá. Brasília. Sociedade Civil Mamirauá, Tefé, Brasil. 197pp.

Raetz C.R. Biochemistry of endotoxins. *Annual Review of Biochemistry*, v. 59, p. 129-70, 1990.

Sabino, M., Lamardo, L.C.A., Inomat, G. 1988. Ocorrência de aflatoxina B1 em produtos alimentícios e rações animais, consumidos no Estado de São Paulo e em várias outras regiões do Brasil, no período de 1980 a 1987. *Revista do Instituto Adolfo Lutz*, 48: 81-85.

Santos, C.P. & Moravec, F. 2009. *Goezia spinulosa* (Nematoda: Raphidascarididae), a pathogenic parasite of the *Arapaima gigas* (Osteichthyes). *Folia Parasitologica* 56 (1): 55-63.

Sebastião, F. A., Pilarski, F., Lemos, M. V. F., 2010. Isolation and molecular characterization of *Flavobacterium columnare* strains from fish in Brazil. *Afri J Bacteriol Res*, 2(3), 22-29.

Stoskopf M.K. Fish medicine. Philadelphia: Saunders, p. 269-277, 1993.

Suomalainen, L. R., Kunttu, H., Valtonen, E. T., Hirvelä-Koski, V., Tirola, M., 2006. Molecular diversity and growth features of *Flavobacterium columnare* strains isolated in Finland. *Dis Aquat Organ*, 70(1-2), 55-61.

Tavares-Dias, M., Martins, M.L. 2017. An overall estimation of losses caused by diseases in the Brazilian fish farms. *Journal of Parasitic Disease*, 41: 913-918.

Thatcher, V.E. 2006. *Amazon Fish Parasites*. Second edition, Pensoft Publishers. Sofia, Bulgária. 508pp.

Wetsgard, R.L. 1964. Physical and biological aspects of gas-bubble disease in impounded adult chinook salmon at McNary Spawning Channel. *Trans. American. Fisheries Society*, 93: 306-309.

White, F.H., Simpson, C.F., Williams, L.E., Jr. (1973) Isolation of *Edwardsiella tarda* from aquatic animal species and surface waters in Florida. *J. Wildl. Dis.* 9, 204–209.

Yunis-Aguinaga, J., Fernandes, D. C., Eto, S. F., Claudiano, G. S., Marcusso, P. F., Marinho-Neto, F. A., ... & de Moraes, J. R. E. (2016). Dietary camu camu, *Myrciaria dubia*, enhances immunological response in Nile tilapia. *Fish & shellfish immunology*, 58, 284-291.





EL PERÚ PRIMERO



PERÚ

Ministerio
del Ambiente

ISBN: 978-612-4372-32-2



9 786124 372322