

Proyecto SGR - BPIN 2021000100314



Fortalecimiento del Estatus **Sanitario** *y de*
Bioseguridad *de la Producción de* **Tilapia** en el
Departamento del **Huila**

MANUAL DIGITAL DE EVALUACION EN FRESCO
EN CAMPO DE TEJIDOS DE TILAPIA (*Oreochromis* sp)
PARA EL DIAGNÓSTICO TEMPRANO DE
ENFERMEDADES

Autores

Uriel Andrés Monroy Bonilla MV, Esp.

Paola Barato MV, Esp., PhD



**MANUAL DIGITAL DE EVALUACION EN FRESCO
EN CAMPO DE TEJIDOS DE TILAPIA (*Oreochromis* sp)
PARA EL DIAGNÓSTICO TEMPRANO DE
ENFERMEDADES**

Autores

**Uriel Andrés Monroy Bonilla MV, Esp.
Paola Barato MV, Esp., PhD**



MANUAL DIGITAL DE EVALUACION EN FRESCO
EN CAMPO DE TEJIDOS DE TILAPIA
(*Oreochromis sp*) PARA EL DIAGNÓSTICO
TEMPRANO DE ENFERMEDADES

Uriel Andrés Monroy Bonilla MV, Esp.
Paola Barato MV, Esp., PhD

AUTORES

Carlos Arturo David Ruales
Biol, MSc, PhD

SUPERVISOR
TÉCNICO

PROYECTO SGR BPIN 2021000100314

PROYECTO

SISTEMA GENERAL DE REGALÍAS
GOBERNACIÓN DEL HUILA
UNIVERSIDAD SURCOLOMBIANA
CORPAVET
MOLECULARVET
FEDEACUA
CORHUILA

Sandra M. Ospina

DISEÑO

RM AGENCIA

PRODUCCIÓN

978-628-96973-0-8

ISBN

TABLA DE CONTENIDO

Listado de tablas	7
Introducción	13
Aspectos a tener en cuenta antes de realizar la evaluación sanitaria en una unidad productiva	15
Materiales para toma de muestras de lesiones en fresco y su evaluación	17
Instrucciones sobre la preparación de eugenol para realizar una solución de reserva (eugenol preparado con alcohol para facilitar su dilución en agua) (Fig. 2)	17
Procedimiento de necropsia y toma de muestras para evaluación en fresco de tejido de tilapia	21
Morfología normal a la evaluación en fresco de los tejidos de la tilapia.....	27
Piel y Escamas.	27
Cerebro y Cerebelo.	29
Branquias.	31
Hígado / hepatopáncreas.....	32
Bazo	33
Intestino.	34
Vesícula biliar.....	36
Estómago.	37
Gónadas.....	37
Vejiga Natatoria.....	39
Riñón Craneal y Caudal.....	40
Corazón.....	40
Vasos Sanguíneos y Glóbulos Rojos.....	41

Tejido adiposo.....	42
Lesiones en evaluación en fresco de las principales enfermedades de la tilapia.	44
Referencia morfológica de tamaño de microorganismos para evaluación en fresco.....	44
Parasitismos Externos.....	45
Monogéneos:	45
Protozoarios:	47
Moluscos.....	51
Aracnidos	52
Parásitos Internos.....	53
Nematodos/trematodos/cestodos:•	53
Protozoarios. •	58
Lesiones Irritativas.	59
Enfermedades Granulomatosas.	67
Lesiones Asociadas a Deficiencias Nutricionales.	71
Lesiones Asociadas a Deficiente Calidad Del Agua.....	72
Identificación De Morfología De Algas	73
Algas verdes.....	74
Algas verde azules.	79
Artefactos.....	81
BIBLIOGRAFÍA.	83

LISTADO DE TABLAS

Tabla 1 Salud y comportamiento de los animales acuáticos, para identificar signos o lesiones presentes en los peces (Barato & Gomez Sanchez, 2023).....	16
--	----

TABLA DE FIGURAS

Figura 1. Eugenol	18
Figura 2. Dosificación Eugenol (anestésico).....	18
Figura 3. Materiales para toma y procesamiento de muestras en fresco.....	19
Figura 4. Materiales para toma y procesamiento de muestras en fresco.	19
Figura 5. Materiales para evaluación de muestras en fresco.....	20
Figura 6. Microscopio óptico (izquierda) y microscopio portátil (derecha).....	20
Figura 7. Anestesia.	21
Figura 8. Procedimiento de necropsia.	23
Figura 9. Procedimiento para toma de muestras externas no letales.	25
Figura 10. Paso a paso revisión en fresco de larvas tilapia.	25
Figura 11. Montaje de tejidos en laminas portaobjetos.	26
Figura 12. Morfología normal de piel en aleta	27
Figura 13. Raspado de piel y escamas.	28
Figura 14. Piel sana de tilapia	28
Figura 15. Aleta caudal y su morfología.....	29
Figura 16. Ilustración de la anatomía del cerebro	29
Figura 17. Cerebro de tilapia.	30
Figura 18. Encéfalo en squash larva de tilapia	30
Figura 19. Vista completa de branquias.....	31
Figura 20. Biopsia de branquia de tilapia nilótica con microscopio óptico	31
Figura 21. Biopsia de branquia de tilapia nilótica con microscopio portátil	32
Figura 22. Identificación de branquias en splash larva de tilapia de cráneo	32
Figura 23. Hígado sano	33
Figura 24. Hígado sano y canalículos hepáticos.....	33
Figura 25. Bazo sano	34
Figura 26. Bazo sano	34

Figura 27. Examen en fresco de larva de tilapia de cavidad celómica.....	35
Figura 28. Morfología intestinal.....	35
Figura 29. Intestino con contenido digerido.....	36
Figura 30. Vesícula biliar.	36
Figura 31. Estómago sano.....	37
Figura 32. Gónada macho y hembra	38
Figura 33. Examen en gónada en microscopio portátil.....	38
Figura 34. Examen en fresco de gónada hembra	39
Figura 35. Examen en fresco de gónada hembra y ovocitos	39
Figura 36. Vejiga natatoria	39
Figura 37. Riñón caudal	40
Figura 39. Corazón sano.....	41
Figura 40. Sistema circulatorio.....	41
Figura 41. Glóbulos rojos.....	42
Figura 42. Examen en fresco de tejido adiposo	42
Figura 43. Tejido adiposo adherida a bazo.	43
Figura 44. <i>Gyrodactylus</i> y su estructura.....	46
Figura 45. <i>Gyrodactylus</i>	46
Figura 46. <i>Dactylogyrus</i>	47
Figura 48. Trichodinas	47
Figura 49. Apiosomas	48
Figura 50. Apiosomas.....	48
Figura 51. Vista lateral de trichodinas en aleta caudal de tilapia	48
Figura 52. Vista frontal de trichodinas sobre cuerpo y aleta caudal de larva de tilapia	49
Figura 53. Trichodinas en la curvatura del pedúnculo caudal de una larva de tilapia	49
Figura 54. Trichodinas y materia orgánica.....	50

Figura 55. Tegumento, Trichodinas, materia orgánica y Apiosomas	50
Figura 56. <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> "I"	51
Figura 57. Glochidia.....	52
Figura 58. Ácaro.....	52
Figura 59. Arácnido	53
Figura 60. Quistes de parásitos	53
Figura 61. Quiste de parásito	54
Figura 62. Metacercaria	54
Figura 63. Metacercaria	54
Figura 64. Nematodo en branquias	55
Figura 65. Nematodo en corazón.	55
Figura 66. Trematodos en hígado.....	56
Figura 67. Quistes de parásitos.....	56
Figura 68. Trematodos en gónada.....	57
Figura 69. Trematodos en bazo.....	57
Figura 70. Trematodos en intestino	58
Figura 71. Coccidias en intestino y bazo	58
Figura 72. Alteraciones de tonalidad en aleta caudal	60
Figura 73. Erosión en aleta caudal.....	60
Figura 74. Erosión en aleta caudal y ruptura de radios	61
Figura 75. Pérdida de la piel en aleta caudal.....	61
Figura 76. Hemorragia en aleta caudal.....	61
Figura 77. Hemorragia en aleta caudal	62
Figura 78. Piel con zonas hemorrágicas.....	62
Figura 79. Sobre producción de moco en piel	63
Figura 80. Sobre producción de moco en branquias	63
Figura 82. Telangiectasia	63
Figura 83. Hemorragia branquial.....	64

Figura 84. Hemorragia hepática	64
Figura 85. Nodulaciones hemorrágicas.....	65
Figura 86. Hemorragia hepática	65
Figura 87. Saprolegniasis. •	66
Figura 88. Necrosis muscular “mionecrosis purulenta”	68
Figura 89. Granuloma en hígado.....	68
Figura 90. Granuloma en bazo	69
Figura 91. Granulomas en bazo	69
Figura 92. Granulomas macroscópicos y microscópicos en bazo	70
Figura 93. Granulomas en gónadas	70
Figura 94. Materia orgánica en branquias.....	72
Figura 95. Materia orgánica en branquias	72
Figura 96. Enfermedad de la burbuja	72
Figura 97. Cristales de fosfatos	72
Figura 98. Muestra de contenido fecal de tilapia	73
Figura 99. Alga verde	74
Figura 100. Alga verde. Euglenophyceae.....	74
Figura 101. Alga verde Clorofita	74
Figura 102. Alga verde. Coleastru.....	74
Figura 103. Alga verde.....	75
Figura 104. Algas verdes	75
Figura 105. Algas verdes	76
Figura 106. Microalgas	76
Figura 107. Algas verdes en descomposición.....	77
Figura 108.	77
Figura 109. Euglenas	78
Figura 110. Microalgas	79
Figura 112. Algas verde azules.....	80

Figura 113. Algas verde azules.....	80
Figura 114. Hilos.....	81
Figura 116. Gónada con artefacto	82

INTRODUCCIÓN

La producción piscícola a nivel global según las estadísticas mundiales sobre acuicultura más recientes recopiladas por la FAO, alcanzó el récord histórico de 114,5 millones de toneladas de peso vivo en 2018, de los cuales 82,1 millones de toneladas son de animales acuáticos (FAO, 2022). En el año 2022 en Colombia se produjeron 204.942 toneladas de carne de pescado y camarón, de las cuales 22.693 toneladas entre tilapia, trucha y camarón fueron destinadas para la exportación (MINAGRICULTURA, 2023). De acuerdo con las cifras reveladas por el ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, el departamento del Huila aporta el 39% de la producción piscícola nacional, y se mantiene con un 85% en volúmenes de exportación principalmente en tilapia (Huila, 2022).

| 13

Concientes del liderazgo que tiene Colombia en la producción de tilapia en el ámbito nacional y mundial tenemos la obligación como líderes regionales, de aportar conocimiento en la producción y sanidad de la producción piscícola. Lo anterior, incluye conocer e identificar las diferentes afecciones que alteran las condiciones sanitarias de la tilapia y que la información, que actualmente es limitada se pueda documentar y sustentar, facilitando el acceso para las personas interesadas en profundizar en el conocimiento de las diferentes afecciones orgánicas ocasionadas por distintos agentes injuriantes que afectan la funcionalidad y sanidad en un cultivo piscícola.

El manual digital de evaluación en fresco en campo de tejidos en la tilapia (*Oreochromis sp.*) para el diagnóstico temprano de enfermedades, es un documento que contiene una guía práctica para el acercamiento e identificación de la morfología normal, anormal y diferentes hallazgos en el examen en fresco de distintos tejidos, con una aproximación a la(s) posible(s) causa(s) del problema, además de contar

con información básica sobre las alteraciones en los sistemas de producción de tilapia, y así facilitar el direccionamiento y confirmación de diagnósticos por medio de análisis en laboratorios especializados.

Este documento busca organizar de forma sistemática los hallazgos recuperados a través del proyecto de regalías SGR BPIN 2021000100314 “Fortalecimiento del estatus sanitario y de bioseguridad de la producción de la tilapia para la sostenibilidad de la comercialización nacional e internacional”, por parte de colegas del proyecto y el registro fotográfico de lesiones en fresco durante sus trabajos en campo en diferentes monitoreos en la región del Huila, recopilando la información colectada durante las jornadas de muestreo, revisiones sanitarias y revisiones en fresco de los diferentes tejidos de la tilapia en la región del Huila. Adicionalmente se contó con material fotográfico de autoría propia del autor y proporcionado por los laboratorios Corpavet® y MolecularVet®.

En el presente manual se realiza una descripción detallada y completa de los hallazgos colectados durante la ejecución del proyecto, tomando como referencia literatura científica y técnica asociada al tema, esto permite asociar los hallazgos obtenidos con las posibles causas (etiologías). Además de presentar la morfología normal de diferentes tejidos para su reconocimiento, se incluyen hallazgos compatibles con: afecciones parasitarias externas e internas, lesiones irritativas, y enfermedades granulomatosas. Adicionalmente, se ilustran lesiones asociadas con la deficiencia de calidad de agua (condiciones predisponentes) y, deficiencias nutricionales.

ASPECTOS A TENER EN CUENTA ANTES DE REALIZAR LA EVALUACIÓN SANITARIA EN UNA UNIDAD PRODUCTIVA

Antes de iniciar con la toma de muestras es importante conocer la historia clínica, donde se profundice sobre la finca y la producción, identificando anormalidades, permitiendo visualizar un panorama claro sobre los eventos ambientales o de rutina (manejo), que pudiesen estar relacionados con la aparición de una enfermedad (Balbuena, Rios, & Flores, 2011).

Con la misma importancia de conocer el historial clínico de un centro de producción, se debe iniciar realizando inspecciones sanitarias con frecuencia tanto en animales sanos o enfermos. Para ello a continuación se presenta un ejemplo de formato de revisión sanitaria para registrar información general de los animales a revisar, catalogando signos clínicos, lesiones externas e internas a la necropsia de una forma ordenada y sistemática de fácil implementación en campo. La tabla ha sido adaptada de (Barato & Gomez Sanchez, 2023).

• Tabla 1 Salud y comportamiento de los animales acuáticos, para identificar signos o lesiones presentes en los peces (Barato & Gomez Sanchez, 2023)

F-3 SALUD Y COMPORTAMINETO DE LOS ANIMALES ACUÁTICOS					
Fecha			Granja		
Lote / Estanque			Municipio / Región		
Propietario			Quien realiza la necropsia		
Teléfono			E-mail		
Especie	Tilapia		Etapa de cultivo	Ovas	
	Trucha			Larvas	
	Carpa			Alevinos	
	Bagre de canal			Juveniles	
	Otro			Engorde	
				Reproductores	
Metodos de anestesia utilizada					
Signos clinicos (comportamiento) Aislamiento Cambio en la posicion en columna de agua (superficie, fondos, orillas, salidas de agua) Permanencia en la supercie de la columna Letargia Perdida del eje del nado Nado errático Nado en círculos Fricción del cuerpo con superficies del estanque, canales, etc Aumento en la respiración Perdida de apetito Mortalidad			Órgano Lesión Marque si se presenta		
			Tracto digestivo Líquido en cavidad celómica (ascitis) Hepatomegalia (aumento de tamaño) Friabilidad hepática (se desase fácilmente) Palidez hepática Oscurecimiento hepático Hemorragia hepática Granulomas (nódulos o grumos) en hígado Edema en pared gástrica Distensión estomacal y/o intestino con líquido Parásitos en lumen estomacal o intestinal Hemorragias en intestino Intususcepción Peritonitis Normal		
Órgano Lesión Marque si se presenta			Bazo Esplenomegalia (aumento de tamaño) Granulomas (nódulos o grumos) en bazo Palidez Normal		
Ojos Ausencia bilateral Ausencia unilateral Atrofia Exoftalmia (aumento de tamaño) Opacidad corneal Normal			Gónadas Endurecimiento Hemorragias Normal		
Piel Oscurecimiento Palidez Erosiones Hemorragia Hongos Parásitos externos Normal			Vejiga natatoria Hemorragias Quistes líquido interno Material purulento (tonalidad blanca / amarilla) Normal		
Aletas Erosiones Hemorragias Nodulaciones en piel Parásitos externos Normal			Riñón Palidez Granulomas (nódulos o grumos) en riñón Hemorragia Normal		
Branquias Materia orgánica en la superficie Necrosis Hemorragias Palidez Normal			Cerebro Hemorragia Friable o tejido desecho (sin forma y consistencia líquida) Material purulento (tonalidad blanco/amarillo) Normal		
Corazón Presencia de materia de tonalidad blanca / amarilla en la superficie Normal			Musculo esquelético Abscesos Hemorragias Necrosis Normal		
Posible causa					
Enfermedades virales			Mala calidad fisicoquímica del agua		
Enfermedades bacterianas			Presencia de compuestos tóxicos en el agua		
Enfermedades parasitarias			Malas practicas acuícolas		
Enfermedades micóticas			Mal manejo reproductivo		
Enfermedades alimentarias / nutricionales			Otros		

MATERIALES PARA TOMA DE MUESTRAS DE LESIONES EN FRESCO Y SU EVALUACIÓN

Para hacer la evaluación en fresco de tejidos, se pueden tomar muestras no letales (sangre, raspado de piel, biopsia de branquia y biopsia de riñón craneal) o letales (necropsia) para analizar las muestras de diferentes tejidos, mediante el uso de un microscopio óptico y/o portátil.

Para realizar toma de muestra no letal, se requiere preparar la anestesia superficial de los peces, de tal forma que una vez se tomen las muestras necesarias fuera del agua, los animales se reintegren a ella, se recuperen y continúen con su ciclo de producción. Este tipo de procedimientos es el adecuado en peces cuyo uso zootécnico es en vida, como son los peces ornamentales, reproductores comerciales, núcleo genético. El compuesto anestésico recomendado en peces para obtener un efecto tranquilizante en los animales objeto de estudio antes de un manejo es el (aceite de clavo eugenol), un extracto vegetal que se usa en peces debido a su acción de sedación y anestesia a cortos tiempos de exposición y de igual forma pronta recuperación (Millán et al., 2012). Además, el eugenol es un compuesto orgánico obtenido de las hojas, flores y tallos de clavo, clasificando como un producto seguro para la persona a cargo de la manipulación, no genera efectos adversos en los animales y es ambientalmente amigable (Millán et al., 2012).

| 17

Instrucciones sobre la preparación de eugenol para realizar una solución de reserva (eugenol preparado con alcohol para facilitar su dilución en agua) (Fig. 2).

1. Según el volumen requerido para la solución de reserva. ("Volumen 1" en ml)
2. Concentración de la solución de reserva ("Concentración 1" 0.1 g/ml)
3. Concentración de Eugenol "aceite de clavo": ("Concentración 2" 0.85 g/ml)

4. Reemplace los datos según corresponda en la siguiente ecuación.
5. Despeje y resuelva la ecuación con los datos proporcionados.
6. Identifique la cantidad de eugenol requerida para la solución de reserva.
7. A la totalidad de la solución de reserva a preparar, reste el volumen de eugenol (resultado tercer punto en la ecuación), obteniendo la cantidad de alcohol necesaria para diluir correctamente el eugenol.
8. De esta solución de reserva se usa 0,1 ml por cada litro de agua en la que se sumerjen los peces para la anestesia.



Figura 1. Eugenol

1^{ro} Volumen de eugenol: $\text{Concentración 1} * \text{Volumen 1} = \text{Concentración 2} * \text{Volumen 2}$

2^{do} Volumen de eugenol: $\frac{\text{Concentración 1} * \text{Volumen 1}}{\text{Concentración 2}} = \text{Volumen 2}$

3^{ro} Volumen de eugenol: Volumen 2

4^{to} Solución de reserva: $\text{Volumen 1} - \text{Volumen 2} = \text{Volumen de etanol}$

Figura 2. Dosificación Eugenol (anestésico)

Los materiales requeridos para la toma de muestras manteniendo un sistema de calidad para los manejos realizados, se reflejan en la figura 3, siendo absolutamente necesario un microscopio de alta calidad con objetivos de 4x, 10x, 40x y 100x, para visualizar tejidos, lesiones en examen en fresco e incluso improntas con sus correspondientes tinciones.



Figura 3. Materiales para toma y procesamiento de muestras en fresco.

Recipiente para disposición de elementos cortopunzantes (círculo amarillo), contenedor con anestesia (óvalo rojo), contenedor de agua para recuperación de peces después de la anestesia (óvalo verde), nasa para recolección de animales (óvalo gris), tabla de necropsia y papel absorbente.

Fuente: Corpavet® Molecularvet®.



Figura 4. Materiales para toma y procesamiento de muestras en fresco.

Tijeras quirúrgicas (línea negra) de punta aguada y roma de preferencia, pinzas sin garra (línea gris), porta bisturí (línea roja), cuchilla de bisturí (línea naranja), jeringa de 1 ml con aguja (línea amarilla), tubo falcón de 50 ml para dosificación del anestésico (línea verde), láminas portaobjetos (línea azul claro) y láminas cubreobjetos (línea azul oscura). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

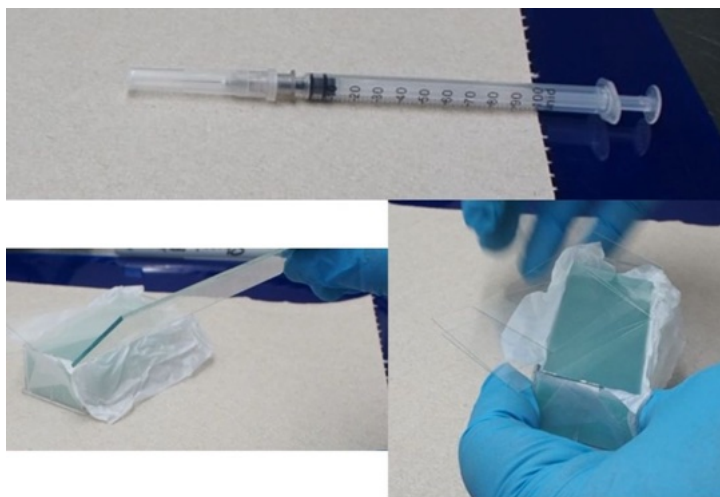


Figura 5. Materiales para evaluación de muestras en fresco.

Materiales necesarios para la evaluación de tejidos en fresco en microscopio, jeringa de insulina (imagen superior), lamina portaobjetos (imagen izquierda) y laminas cubreobjetos (imagen izquierda). Fuente Corpavet® Molecularvet®.



Figura 6. Microscopio óptico (izquierda) y microscopio portátil (derecha).

Microscopio óptico con cuatro objetivos (4x, 10x, 40x y 100x), o microscopio portátil (resolución de 1µm para imágenes de células y magnificación de 100X o 200X, aumento de imagen a 400X). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

El microscopio óptico o portátil ayuda en el acercamiento al segundo nivel de diagnóstico el cual permite el poder identificar efectivamente el tipo de lesión o asociar el agente causal de la morbilidad o mortalidad en la población. La diferencia entre estos dos equipos se resume en la movilidad y la definición visual de cada uno. El microscopio óptico no es tan fácil de transportar y depende de la conexión directa a una fuente estable de energía, sin embargo posee una mayor resolución y enfoque según el objetivo utilizado, entre tanto, el microscopio portátil es de fácil transporte, sin la necesidad de conexión eléctrica (antes de salir a campo se debe asegurar la carga de la batería), pero la resolución o enfoque dependen en mayor medida de la destreza de la persona a cargo de la revisión del examen en fresco o citologías realizadas.

PROCEDIMIENTO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS PARA EVALUACIÓN EN FRESCO DE TEJIDO DE TILAPIA

El Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) en su folleto de “Toma y envío de muestras para el diagnóstico de enfermedades en peces” donde indica algunos de los pasos básicos en el procedimiento de necropsia, así: (Comas & Villanueva, s. f.)

1. Evalúe los animales en el medio de cultivo y seleccione los animales que presenten alteraciones en su comportamiento o lesiones.
2. Tome los animales seleccionados para la revisión sanitaria, en un recipiente con agua y diríjase al lugar de procesamiento de la muestra.

Inmovilice los animales por medio de métodos que aseguren el bienestar de los animales, estos pueden ser por medio de agentes anestésicos, como eugenol (aceite de clavo), u otros agentes anestésicos como tricaina (según la presentación disponible, varía la dosis y concentración para sedación) o choque térmico con agua y hielo, este último únicamente disminuye la tasa metabólica de los peces sin generar anestesia en ellos. Tenga en cuenta que la elección de este método varía según el fin de la intervención a realizar, los animales estarán en un estado de anestesia profunda cuando evidencie posición lateral y pérdida del reflejo de huida en los animales. (Vásquez et al., 2011).

| 21

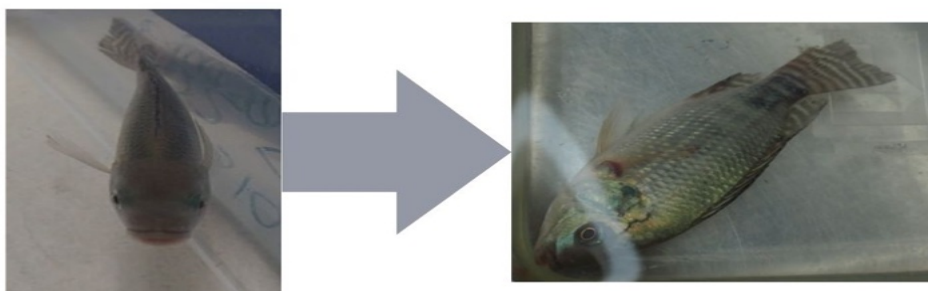


Figura 7. Anestesia. Posición lateral de ejemplar anestesiado con eugenol. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

3. Examen externo: usando guantes de nitrilo, proceda a visualizar complemente cada ejemplar en busca de lesiones como úlceras, pérdida de escamas, daño en las aletas, exoftalmia, hemorragias, protuberancias, malformaciones entre otros. (El orden de revisión entre el punto 4 y 5 puede variar según literatura).
4. Desensibilizar el animal: realice un corte medular paralelo al límite final del opérculo e inicio de la aleta dorsal, en este punto palpe y ubique una hendidura, en este punto se debe realizar el corte hasta llegar a la columna (Fig. 8.3).
5. Realice en corte opercular, exponiendo las branquias, en busca de alteraciones macroscópicas, puede realizar toma de muestras de un pequeño segmento branquias para realizar evaluación en fresco de estas (Fig. 8.3).
6. Inicie la disección por el lado izquierdo del pez. Si usted es diestro, la cabeza del pez debe ubicarse a la izquierda y la cola a la derecha, en ubicación lateral dorso ventral (Fig. 8.1). Si usted es zurdo, la cabeza del pez debe ubicarse a la derecha de quien hace la necropsia y la cola a la izquierda, en ubicación lateral ventro dorsal, siempre por el lado izquierdo del pez (Fig. 8.2). Exponga los órganos internos: Realice una incisión por delante del agujero anal (A) hacia las aletas pectorales del ejemplar (B), posteriormente realice un corte curvo desde el primer corte hasta llegar al opérculo (C) y por último realice un corte comunicando punto B y C, retire la pared celómica, exponiendo los órganos (Fig. 8.4).
7. Revise detalladamente el hígado (primer órgano en evidenciarse al hacer la disección por el lado izquierdo y rodeándolo se observa el intestino anterior), estómago e intestino y bazo (por debajo del hígado y primera porción de intestino), dorsalmente podrá ubicar dos tejidos alargados que corresponden a las gónadas los cuales puede variar su color, textura y contenido según el sexo del animal evaluado (Figs. 8.4, 8.5 y 8.6).
8. Proceda a incidir el tejido donde se soportan las gónadas, observe la vejiga natatoria (tejido traslúcido) y riñón caudal (Fig. 8.6 y 8.7).

9. El riñón craneal se encuentra a nivel del corte medular, entre las branquias y la cavidad celómica, en la región dorsal del pez. Exponga el corazón ubicado cerca al punto de corte B (Figs. 8.4 y 8.6).
10. Por último, proceda a realizar un corte lateral desde el corte medular de sacrificio del pez hacia cada ojo y luego una los dos cortes en la región más craneal, para retirar la pieza rectangular de tejido que corta el cráneo y expone el cerebro (Fig. 8.9). (Vásquez et al., 2011)

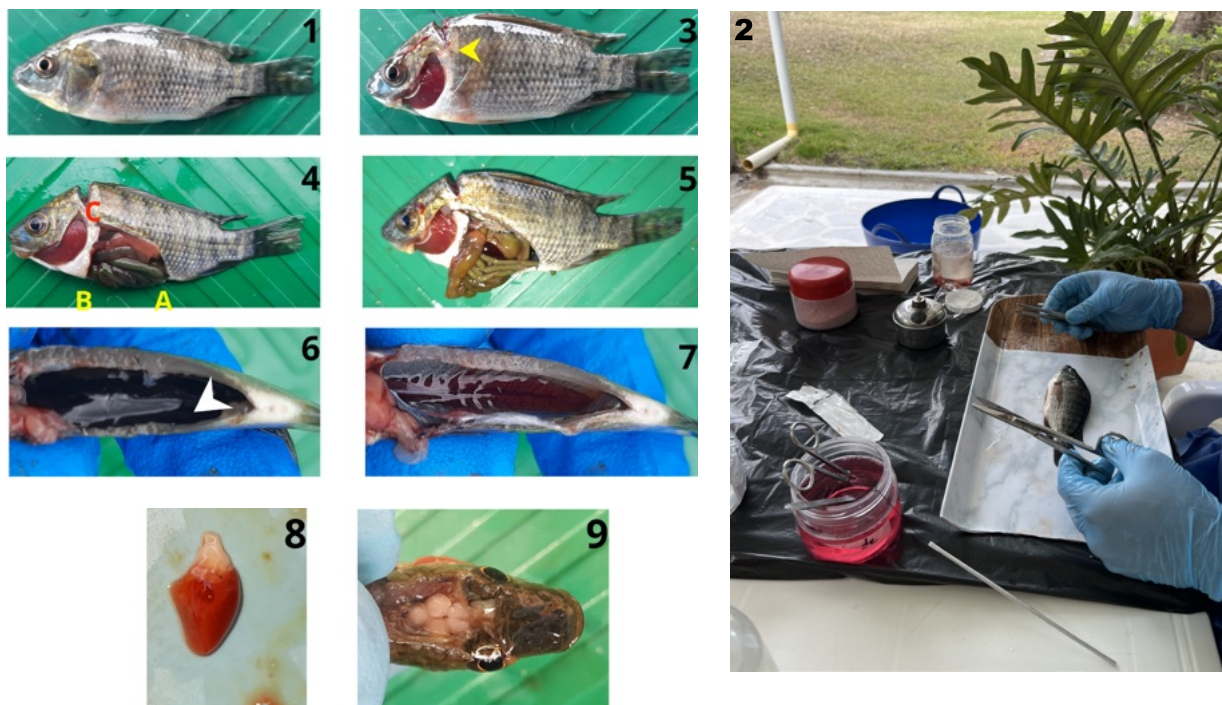


Figura 8 Procedimiento de necropsia.

1. Examen externo de ejemplar de tilapia nilótica después de anestesia **2.** Ubicación del pez para necropsia para personas zurdas. **3.** Corte medular, corte opercular y exposición de branquias **4.** Revisión detallada de los órganos **5.** Identificación de gónadas **6.** Riñón craneal adherido a la superficie ventral de la columna vertebral **7.** Corazón sano **8.** Exposición del cerebro. Fuente: Uriel Monroy B.

El diagnóstico de las alteraciones en piel se puede realizar por examen externo macroscópico o mediante montajes en fresco de piel, aletas y branquias. Para realizar una evaluación en fresco de determinado tejido, basta con tomar una porción de 3 o 6 mm² y disponerlo sobre una lámina portaobjetos, ubicar una lámina cubreobjetos sobre el tejido y presionar homogéneamente el tejido para extenderlo lo mejor posible, esto asegura que al microscopio se observe bien la morfología del órgano., Posteriormente agregue agua por capilaridad entre la lámina cubreobjetos y portaobjetos, con el fin de mantener el tejido húmedo y proceder a realizar la evaluación en fresco de la muestra.

La sedación de los peces puede intervenir con el diagnóstico si este se trata de identificar parásitos externos, ya que son igualmente afectados por el anestésico. (Noga, 2010a)

24 |

Para realizar una evaluación en fresco de piel, escamas o aletas, siga estas indicaciones

1. Realice una anestesia profunda de los animales, hasta que estos pierdan sensibilidad y su eje de nado.
2. Ubique el ejemplar en decúbito lateral.
3. Con una cuchilla de bisturí realice un pequeño raspado de escamas y piel, en la dirección de las escamas.
4. Retire el material raspado y colóquelo sobre una lámina portaobjetos, recubra con una lámina cubreobjetos y humedezca.

En el caso de realizar toma de aletas, repita el mismo procedimiento de anestesia y ubicación del pez. Con una tijera realice un corte pequeño de la aleta a muestrear en el lugar de la lesión y ubique la muestra sobre una lámina portaobjetos cubriéndose con una laminilla, humedezca y observe. (Noga, 2010a)

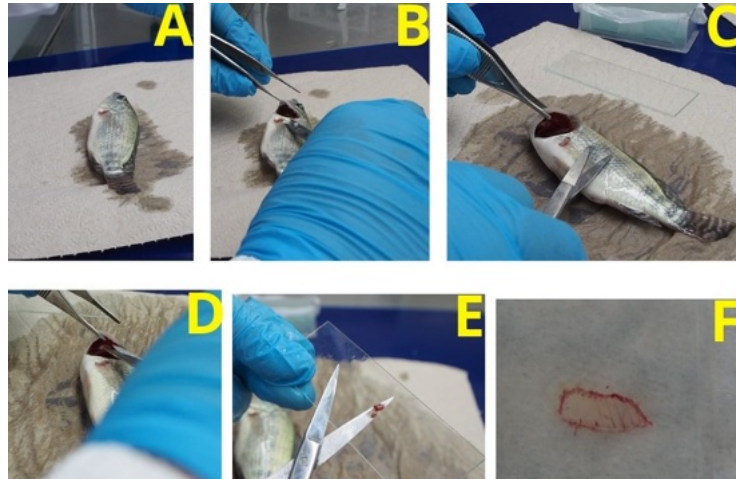
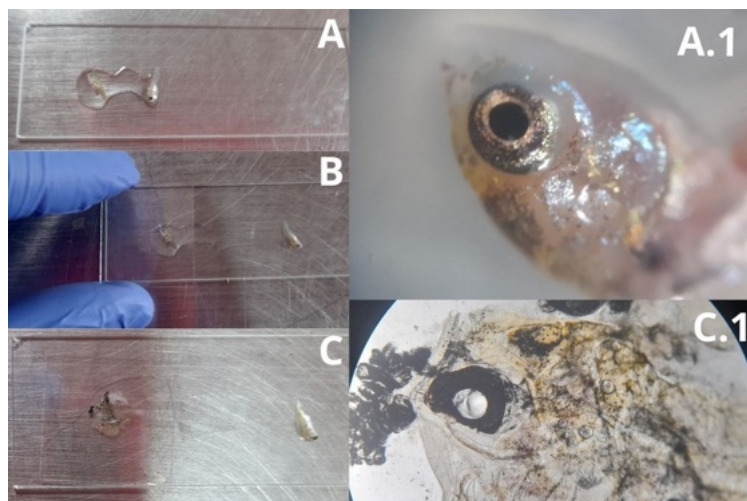


Figura 9. Procedimiento para toma de muestras externas no letales.

Paso a paso toma de muestra de branquias para evaluación en fresco en microscopio. A. Realice la sedación del ejemplar a muestrear, B. con ayuda de una pinza atraumática levante opérculo. C y D proceda a tomar una muestra de branquia de la parte distal con ayuda de una tijera fina muestra no letal. E. Disponga el tejido recolectado suavemente sobre una lámina portaobjetos, F. cubra con ayuda de una lámina cubreobjetos y de ser necesario humedezca suavemente la lámina. Para finalizar proceda a realizar observación en microscopio. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Figura 10. Paso a paso revisión en fresco de larvas tilapia.

Paso a paso para realizar un examen en fresco de larvas o muestras de tejidos.



A. disponga la muestra sobre la lámina portaobjetos.

A.1. revisión externa de larva o tejido antes de realizar el squash característico de este tipo de examen.

B. proceda con una lámina cubreobjetos a presionar uniformemente el tejido.

C. resultado del squash, debemos buscar que la muestra sea lo más fina posible, para facilitar su revisión en los diferentes objetivos del microscopio.



Figura 11. Montaje de tejidos en laminas portaobjetos. Montaje de diferentes tejidos sobre lámina portaobjetos y cubierta por lámina cubreobjetos, esto nos permite evidenciar lesiones o alteraciones características de enfermedad en cualquier tejido. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Es de gran importancia tomar muestras de tejido de 3 o 6 mm² de diámetro, facilitando la evaluación en fresco del tejido, de lo contrario, se pueden tener problemas en el montaje o evaluación de las muestras.

MORFOLOGÍA NORMAL A LA EVALUACIÓN EN FRESCO DE LOS TEJIDOS DE LA TILAPIA.

Entre las principales características de los peces y especialmente los peces pequeños como la tilapia, es que sus tejidos están compuestos por poco tejido conectivo (Noga, 2010a), haciendo de sus estructuras más visibles en el momento de realizar preparaciones en fresco y visualizar de forma certera los tejidos y lesiones.

Piel y Escamas.

La piel es el órgano de mayor tamaño en los animales, entre ellos los peces, y se encarga de recubrir el cuerpo, incluyendo las aletas y a su vez está cubierto por escamas en aquellas especies que las tienen. Algunos peces, como los silúridos, no tienen escamas. Es por ello por lo que en la toma de las muestras de piel para evaluación en fresco se hace un raspado superficial suave del área a revisar, en dirección de las escamas, de tal forma que se obtenga suficiente cantidad de moco, escamas, células epiteliales y demás componentes que se encuentren en la superficie.

| 27

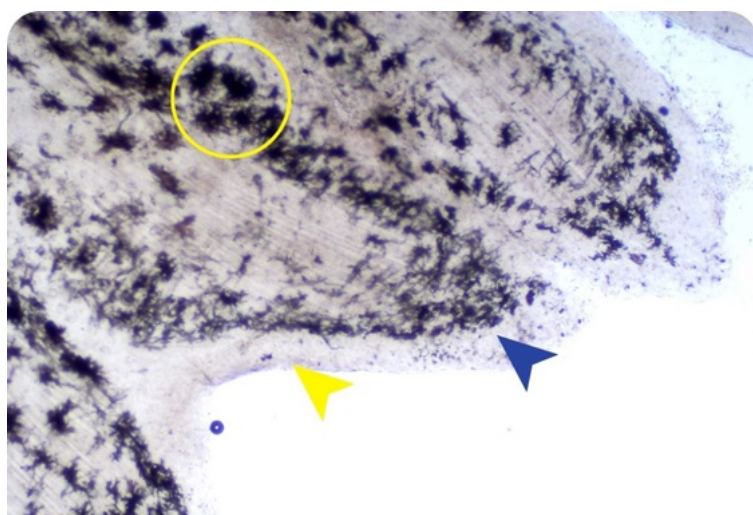


Figura 12. Morfología normal de piel en aleta.

Muestra de raspado de piel de tilapia nilótica. Se observa piel sana (cabeza de flecha azul), moco (cabeza de flecha amarilla), perteneciente a la capa protectora externa de los peces, y cromatóforos “células pigmentarias” (circulo amarillo). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.



Figura 13. Raspado de piel y escamas. Raspado de piel de tilapia nilótica, Se observan las escamas (cabeza de flecha amarilla) como estructuras circulares concéntricas. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

28 |

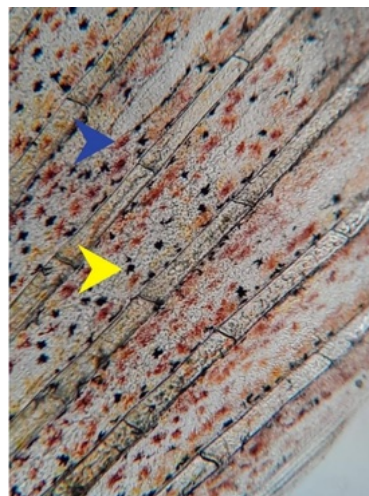
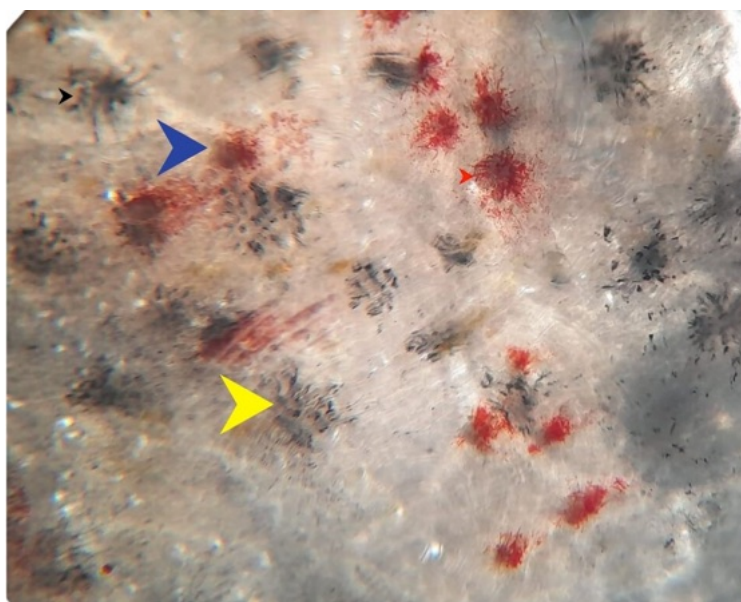


Figura 14. Piel sana de tilapia (figura izquierda) aleta caudal (figura derecha). Biopsia de piel sana de tilapia nilótica, se identifican células con pigmentación que corresponden a cromatóforos, las células que dan color en piel y otros tejidos como peritoneo o endotelio vascular. Esta muestra se tomó entre las aletas ventrales y el opérculo (imagen izquierda) y de aleta caudal (imagen derecha). Por su color se identifican como melanóforos aquellas de color negro (cabeza de flecha amarilla) y eritroforos aquellos de color rojo (cabeza de flecha azul). Fuente: Uriel Monroy B.

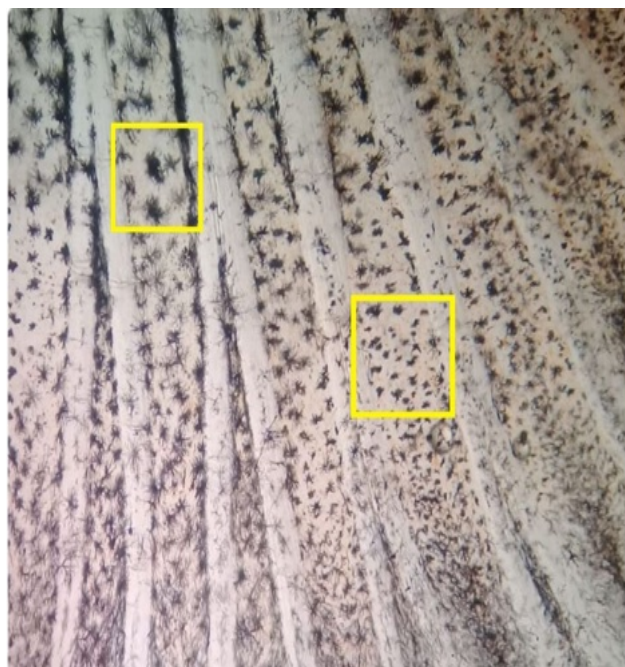


Figura 15. Aleta caudal y su morfología

Biopsia de aleta caudal de alevín de tilapia nilótica. Se identifican los radios óseos/cartilagosos (líneas translúcidas con bifurcación) y presencia de melanóforos ampliamente distribuidos en la aleta (cuadros amarillos). Los melanóforos varían de tamaño y se caracterizan por su forma estrellada. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Cerebro y Cerebelo.

| 29

Ubicado en el cráneo, el cerebro y el cerebelo se representan esquemáticamente en la figura 16 con la vista lateral del cerebro de la lubina (*Dicentrarchus labrax*) (Cerdá-Reverter et al., 2008). De craneal a caudal incluye el bulbo olfatorio (OB), el telencéfalo (TEL), el nervio óptico (OpN), el tectum óptico (OT), el lóbulo inferior del hipotálamo (IL) y el cerebelo (CE) (Fig. 16).

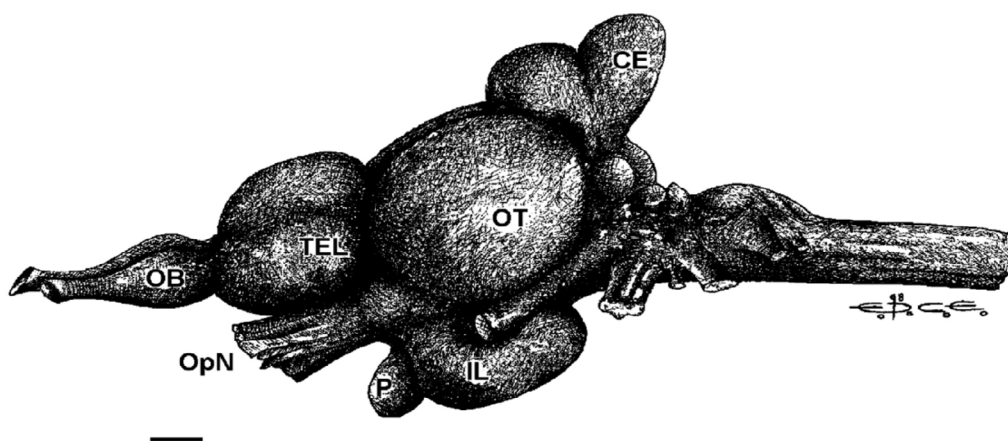


Figura 16. Ilustración de la anatomía del cerebro.

Vista lateral del cerebro de la lubina (*dicentrarchus labrax*). Tomado de Cerdá-Reverter et al. (2008).



Figura 17. Cerebro de tilapia.

Vista dorsal del cerebro de alevino de tilapia nilótica Fuente: Uriel Monroy B.

En evaluación en fresco, el cerebro se observa de color beige claro, de textura homogénea, en caso de realizar un splash de larvas se requiere de un referente morfológico que facilite su ubicación, siendo, dorsalmente de los ojos y cranealmente de las branquias, en la región posterior al cráneo, (Fig. 18)

30 |

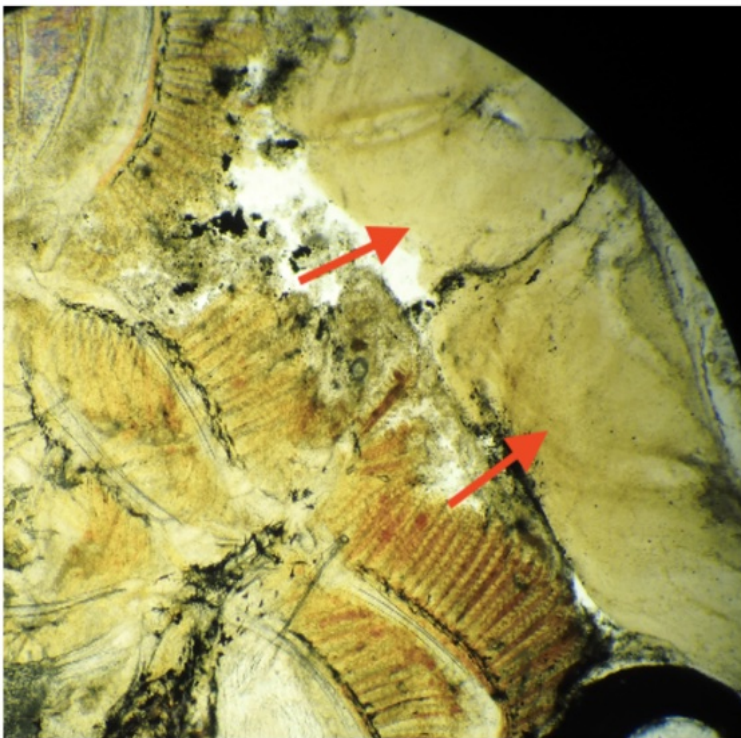


Figura 18. Encéfalo en squash larva de tilapia.

Examen en fresco de larva de tilapia, observando el cerebro (flechas rojas). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Branquias.

Las branquias están ubicadas en la cavidad opercular y cubiertas por los opérculos. Es un órgano bilateral, es decir presente en el lado derecho e izquierdo de los peces, son de color rojizo, compuestas por cuatro arcos branquiales soportados por cartílago (estructura de color blanco macroscópicamente).

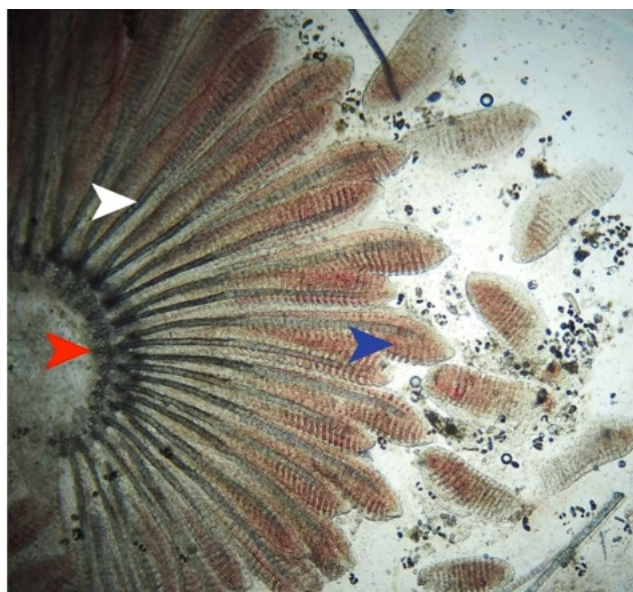


Figura 19. Vista completa de branquias.

Examen en fresco de branquias sanas, se identifica arco branquial (cabeza de flecha roja) tejidos cartilaginosos el cual será reemplazado por tejido óseo conforme la edad de los peces. Los filamentos branquiales (cabeza de flecha blanca) y lamelas branquiales (cabeza de flecha azul) Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

| 31

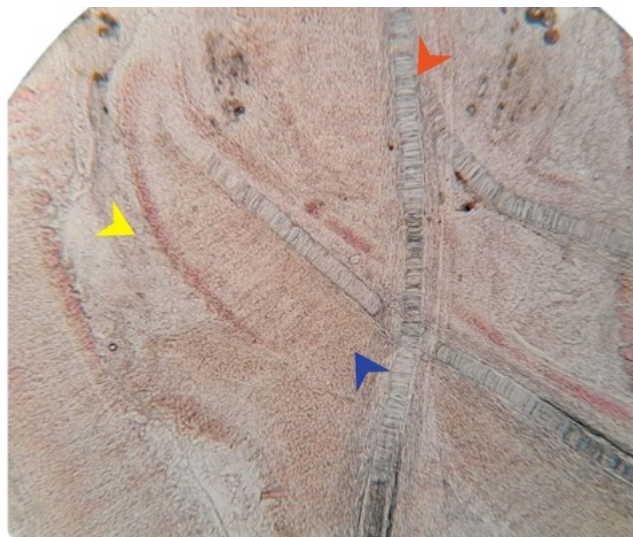


Figura 20. Biopsia de branquia de tilapia nilótica con microscopio óptico.

Visualización de filamento branquial primario (cabeza de flecha color azul), cartílago intralamelar (cabeza de flecha naranja) como estructura de soporte de las lamelas branquiales y adicionalmente resguarda el paso de células sanguíneas, capa de moco y epitelio lamelar (cabeza de flecha amarilla). Fuente: Uriel Monroy B.

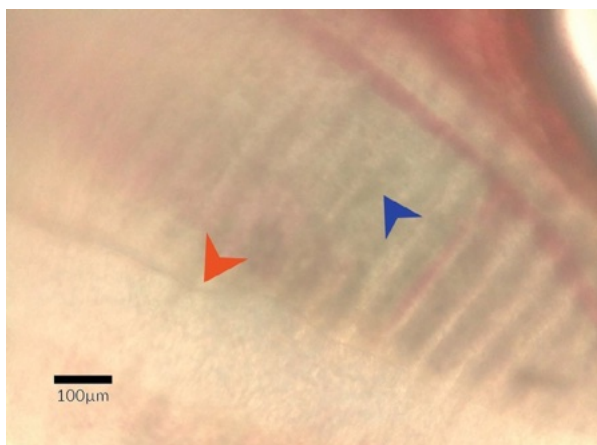


Figura 21. Biopsia de branquia de tilapia nilótica con microscopio portátil.

Examen en fresco de branquias de tilapia, identificando el cartílago intralamelar (cabeza de flecha naranja) y filamentos branquiales secundarios o lamelas (cabeza de flecha azul). Fuente: Uriel Monroy B.

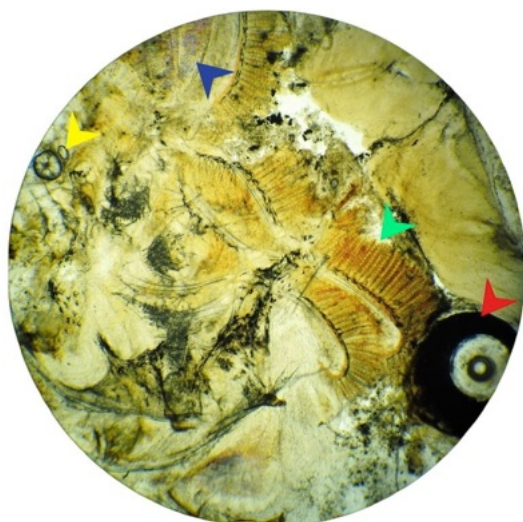


Figura 22. Identificación de branquias en splash larva de tilapia de cráneo.

Preparación en fresco de una larva de tilapia nilótica sana. Se identifican: branquias (cabeza de flecha verde), ojo (cabeza de flecha roja), dentículo (cabeza de flecha amarilla) y opérculo (cabeza de flecha azul). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Hígado / hepatopáncreas.

Es de los primeros órganos que se visualizan en la cavidad celómica al incidir por el costado izquierdo del pez durante la necropsia, siendo rodeado por el intestino anterior. Al a evaluación en fresco el hígado se observa de color marrón en tonalidades claras a oscuras, de textura homogénea ya que es un órgano parenquimatoso y en las tilapias se encuentra también el páncreas exocrino perivascular. En las preparaciones en fresco, el páncreas exocrino se evidencia como una estructura irregular de color oscuro.



Figura 23. Hígado sano

Muestra de hepatopáncreas en tilapia nilótica. Se observan un tejido de color gris claro homogéneo que corresponde al tejido hepático (asterisco blanco) y una zona irregular de color oscuro a gris negruzco que corresponde al páncreas exocrino (asterisco azul). Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 24. Hígado sano y canalículos hepáticos.

Examen en fresco de hígado, observando canalículos hepáticos (cabeza de flecha amarilla). Fuente: Uriel Monroy B.

La diferencia en la tonalidad de la figura 23 y 24, está relacionada a la intensidad de la luz utilizada en el examen en fresco, siendo controlada por medio del condensador de luz.

Bazo.

El bazo es un órgano de alargado de color rojo similar a la sangre, ubicado junto al estómago y rodeado por el intestino.

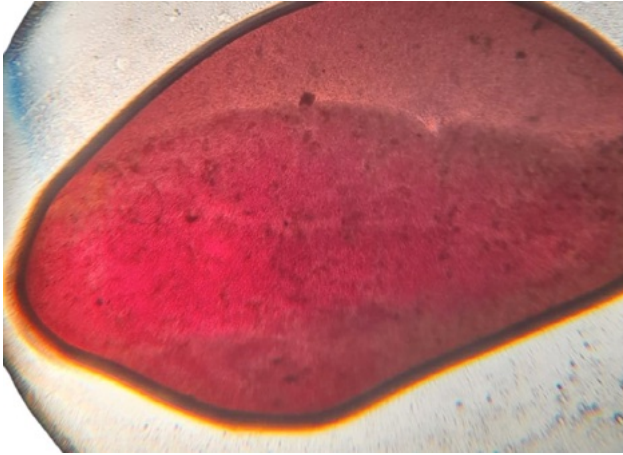


Figura 25. Bazo sano.

Visualización de bazo en evaluación morfológica en fresco sin realizar completamente el splash del tejido. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

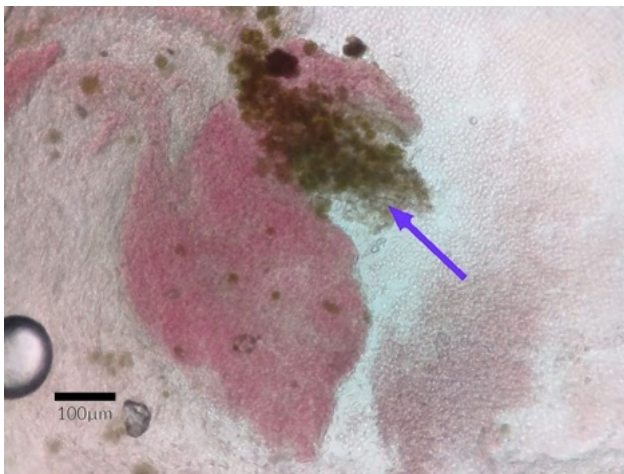


Figura 26. Bazo sano.

Evaluación en fresco de bazo aparentemente sano con presencia contenido intestinal (flecha azul). Se observa el color rojo del tejido parenquimatosos esplénico. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Intestino.

El tracto intestinal suele ser el primer órgano que se visualiza al realizar la ventana de necropsia en el flanco izquierdo del animal junto con el hígado, según la edad en la que se encuentre el ejemplar y a sus condiciones nutricionales, se podría evidenciar presencia de tejido adiposo prolífico a su alrededor. El tracto intestinal es un tubo recto de paredes delgadas, el cual permite ver su contenido en el examen en fresco, observando alimento digerido, presencia de algas u otros microorganismos como los parásitos.

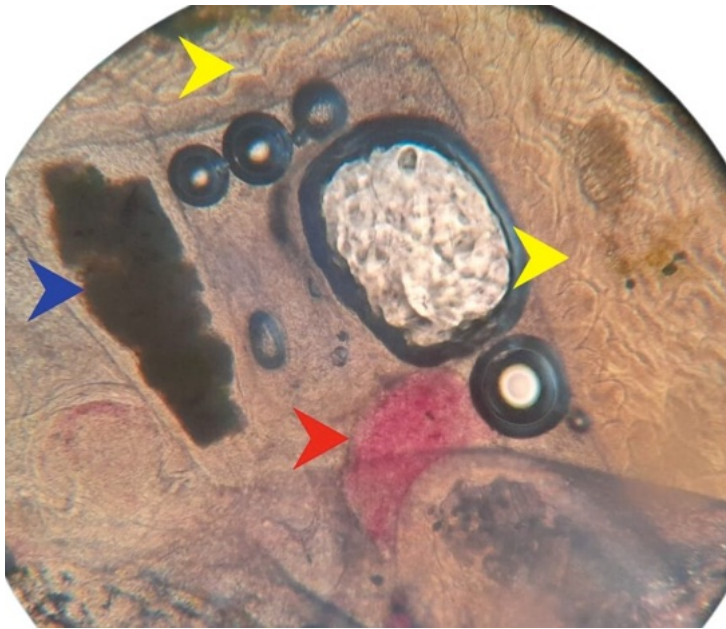


Figura 27. Examen en fresco de larva de tilapia de cavidad celómica.

Splash de larva de tilapia sin alteraciones sanitarias, identificando intestino y correspondientes pliegues intestinales (cabeza de flecha amarilla), contenido intestinal digerido (cabeza de flecha azul) y bazo (cabeza de flecha roja). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.



Figura 28. Morfología intestinal.

Identificación de distribución y forma de pliegues intestinales (cabeza de flecha amarilla) en tilapia. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

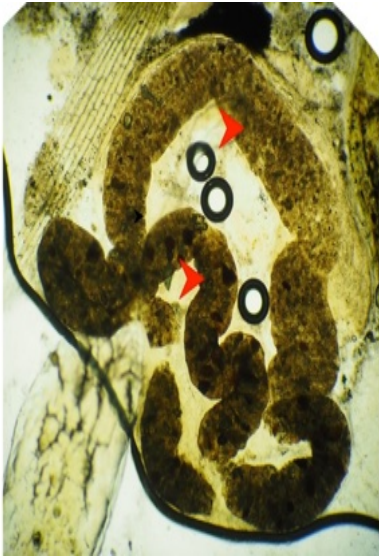


Figura 29. Intestino con contenido digerido.

Intestino (cabeza de flecha roja) con contenido intestinal digerido sin alteraciones evidentes. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Vesícula biliar.

36 |

Es un órgano en forma de bolsa el cual se caracteriza por su contenido de color verde o amarillo, ubicado y adherido con el hígado. Presenta la característica de poder aumentar o disminuir de tamaño según la alimentación del animal, condiciones sanitarias o de bienestar. En caso de inapetencia o falta de oferta de alimento, la vesícula biliar aumentará de tamaño; en este caso se evidenciará por encima del intestino.

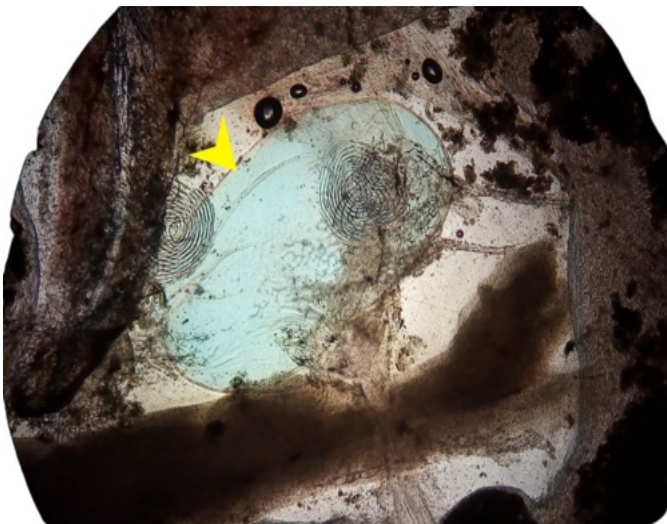


Figura 30. Vesícula biliar.

Vesícula biliar distendida con tonalidad verde cristal, sin presencia de alteraciones visibles (cabeza de flecha amarilla). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Estómago.

El estómago se observa por debajo del intestino y en hígado, al realizar la disección por el costado izquierdo del ejemplar. Se reconoce por su forma de bolsa, la cual, según la alimentación de los animales dependerá su distensión y contenido, observando de menor diámetro si el animal no se ha alimentado oportunamente o caso contrario se podrá ver aumentado de tamaño. En caso de ser alimentado con concentrado tipo extruder, este se evidenciará sin alteración en el estómago, antes de procesar y digerir en el intestino.

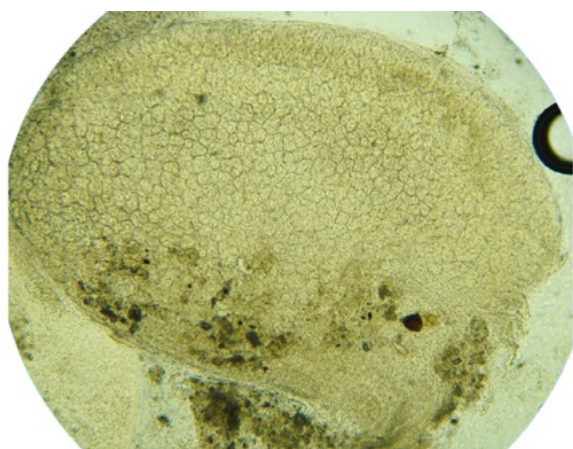


Figura 31. Estómago sano.

Estómago de alevín, sin alteraciones visibles en relación con su forma o continuidad del tejido.
Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Gónadas.

Ubicadas en la pared peritoneal por debajo de la vejiga natatoria. Son órganos alargados y en forma de bolsa, los cuales según el sexo se diferenciarán en contenido y volumen de las gónadas en relación con el cuerpo. Las gónadas macho son delgadas y de tonalidad clara; las gónadas hembra son traslúcidas, lo cual permite evidenciar los ovocitos de la tilapia, siendo de mayor diámetro respecto a las anteriores.



Figura 32. Gónada macho y hembra.

Evaluación en fresco de gónadas fijadas en formol al 10%, hembra (parte izquierda de la imagen) y gónada macho (parte derecha de la imagen). Se identifican ovocitos en gónada de hembra (cabeza de flecha amarilla), y estructuras fusiformes fibrilares inespecíficas en gónada macho (cabeza de flecha azul). La identificación de la gónada macho se realiza primeramente de forma macroscópica, esto al ser un tejido sin características propias se podrá definir en ejemplares en 50 o 100 gramos en adelante, sin embargo, al no contar con el examen en fresco podemos generar algún tipo de confusión y diagnósticos erróneos sobre el fenotipo de los ejemplares. Se sugiere siempre hacer la evaluación de reversión sexual (evaluación en fresco) sobre el recuento de gónadas machos y hembras. Otras funciones de la evaluación en fresco en gónadas es monitorear presencia de lesiones como, parásitos, granulomas, entre otras. Fuente: Uriel Monroy B.

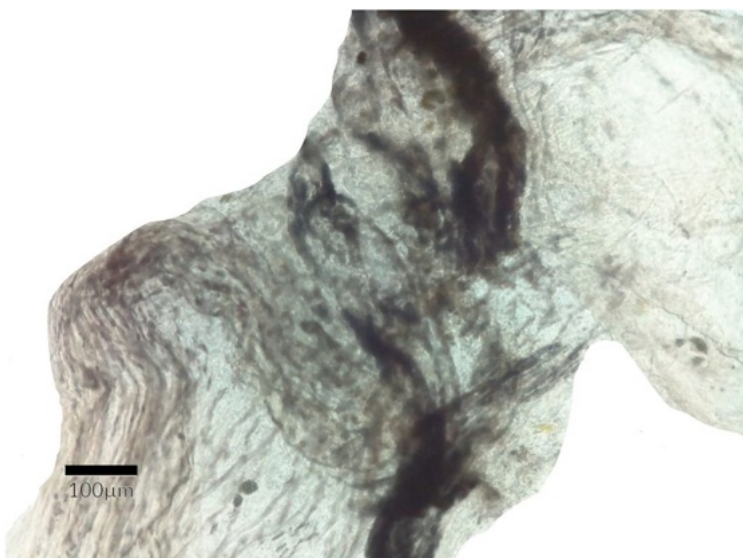


Figura 33. Examen en gónada en microscopio portátil.

Examen en fresco de gónada macho, tejido liso sin estructuras diferenciables. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

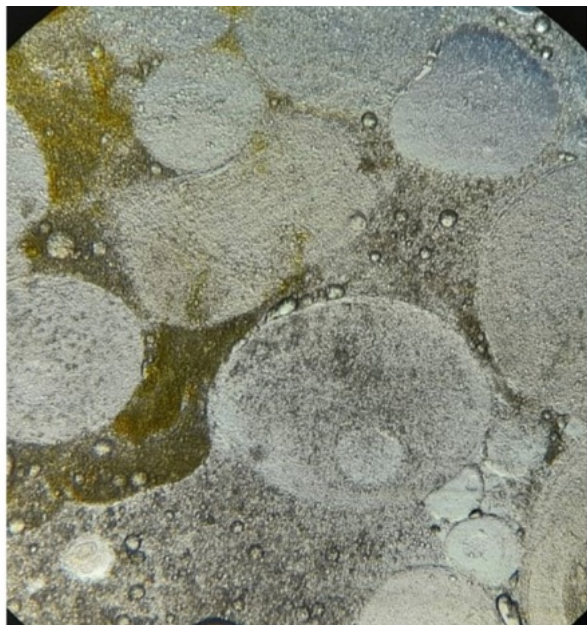


Figura 34. Examen en fresco de gónada hembra. Gónada hembra observada mediante evaluación en fresco, identificando ovocitos (estructuras redondeadas claras y en su interior el núcleo evidente). Fuente: Uriel Monroy B.

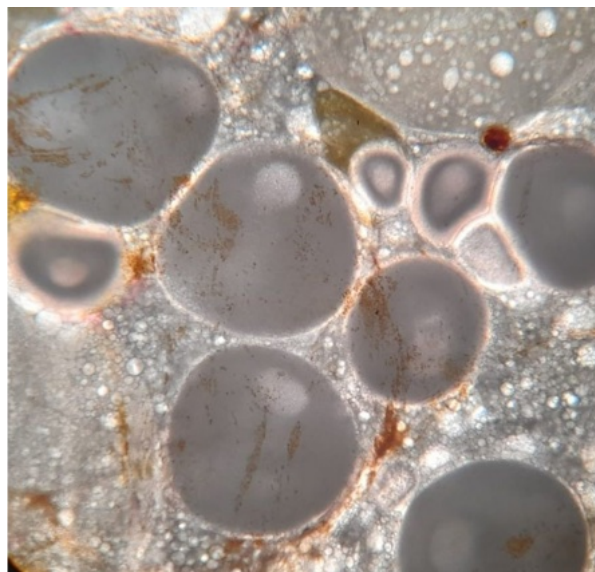


Figura 35. Examen en fresco de gónada hembra y ovocitos.

Evaluación en fresco de ovocitos de ejemplar hembra en reproducción, identificando ovocitos en diferentes etapas de desarrollo. Fuente: Uriel Monroy B.

Vejiga Natatoria.

Órgano traslúcido ubicado dorsalmente por encima de la cavidad peritoneal por debajo del riñón, su estructura es fina y de tonalidad traslucida.

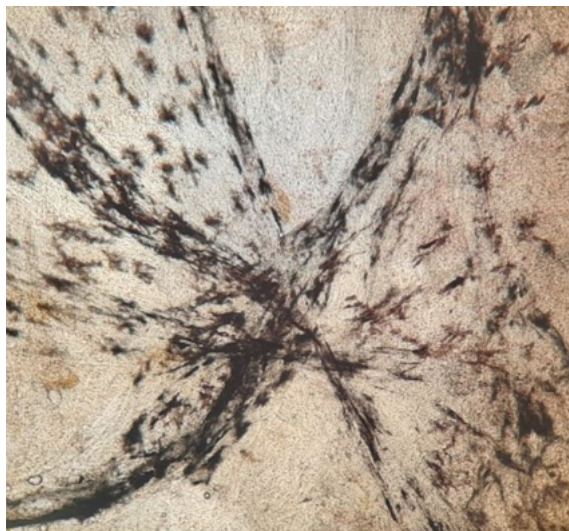


Figura 36. Vejiga natatoria.

Vejiga natatoria continuidad de tejido normal, sin presencia de alteraciones. Microscópicamente se caracteriza por presentar melanóforos distribuidos al azar en su superficie. Fuente: Uriel Monroy B.

Riñón Craneal y Caudal.

Ubicado caudal a las branquias se observa el riñón craneal y ventral a la columna vertebral y cubierto por la vejiga natatoria, se encuentra el riñón caudal. Macroscópicamente ambos se observan de color rojo.

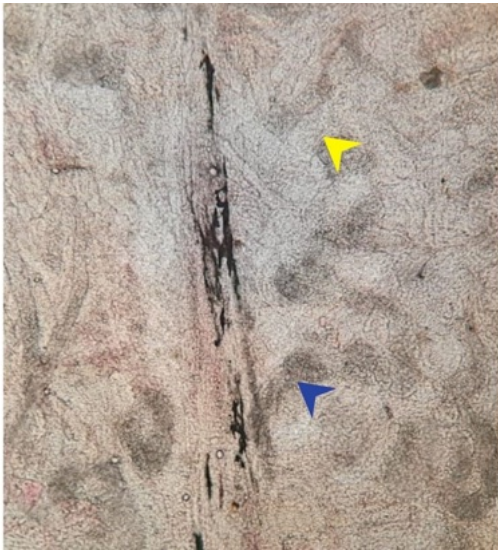


Figura 37. Riñón caudal.

Riñón caudal sin alteraciones evidentes. Se identifican túbulos renales, unos más claros que otros, probablemente los más oscuros corresponden a nefroneogénesis (formación de nuevos túbulos renales). Fuente: Uriel Monroy B.

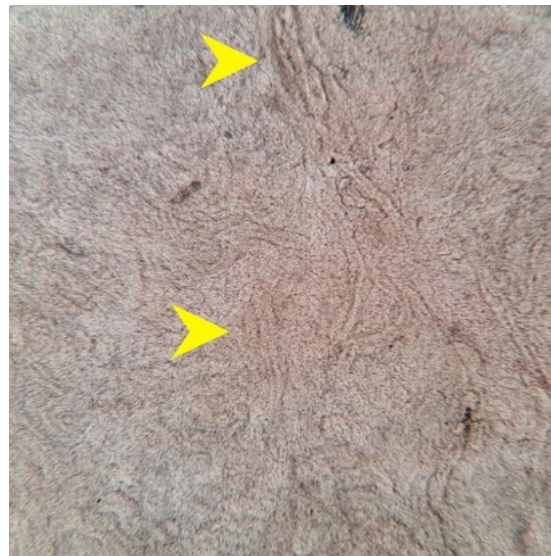


Figura 38. Riñón caudal.

Examen en fresco de riñón caudal, observando diferentes estructuras tubulares, las cuales componen anatómica y fisiológicamente el riñón. Fuente: Uriel Monroy B.

Corazón.

Ubicado ventro-caudal a las branquias entre la cavidad opercular y celómica. Está compuesto por cuatro cámaras, por las que fluye la sangre en circulación sencilla ingresando por el seno venoso, atrio, bulbo arterioso (color blanco) y ventrículo de color rojo.

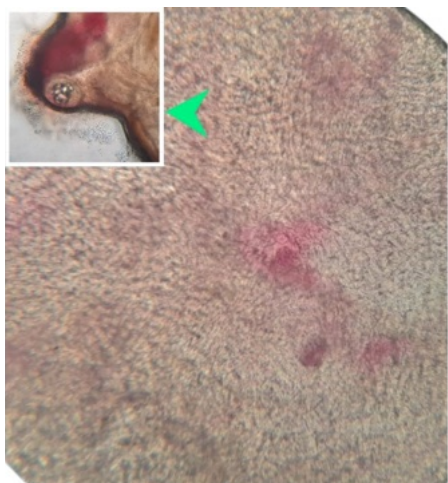


Figura 39. Corazón sano.

Músculo cardíaco sin alteraciones evidentes, observando tonalidad clara y parches de tonalidad rojiza normal, asociada a sangre contenida en cavidad intracardiaca y su musculatura. Fuente: Uriel Monroy B.

Vasos Sanguíneos y Glóbulos Rojos.

Se puede evidenciar presencia de glóbulos rojos nucleados libres en casos de corte de un vaso sanguíneo durante la toma de muestra, también se observan contenidos en vasos sanguíneos en muestras finas de tejido vascularizado, incluso se pueden observar en examen en fresco de larvas (aleta caudal) sin necesidad de realizar el splash de esta

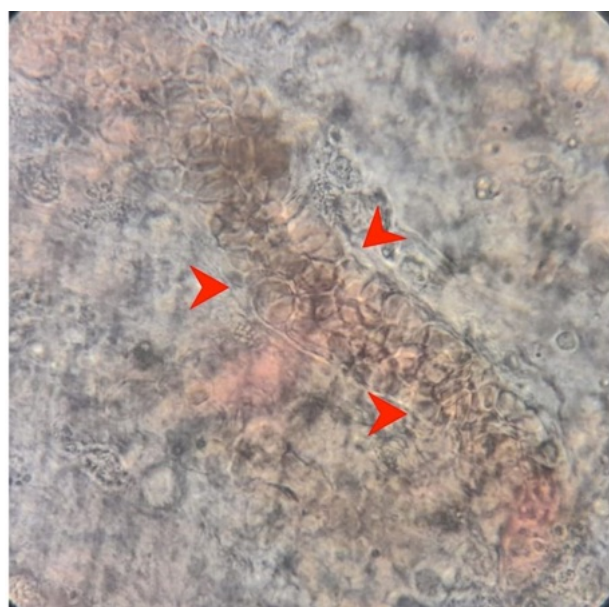


Figura 40. Sistema circulatorio.

Vaso sanguíneo y glóbulos rojos nucleados en su interior (cabeza de flecha roja). Fuente: Uriel Monroy B.

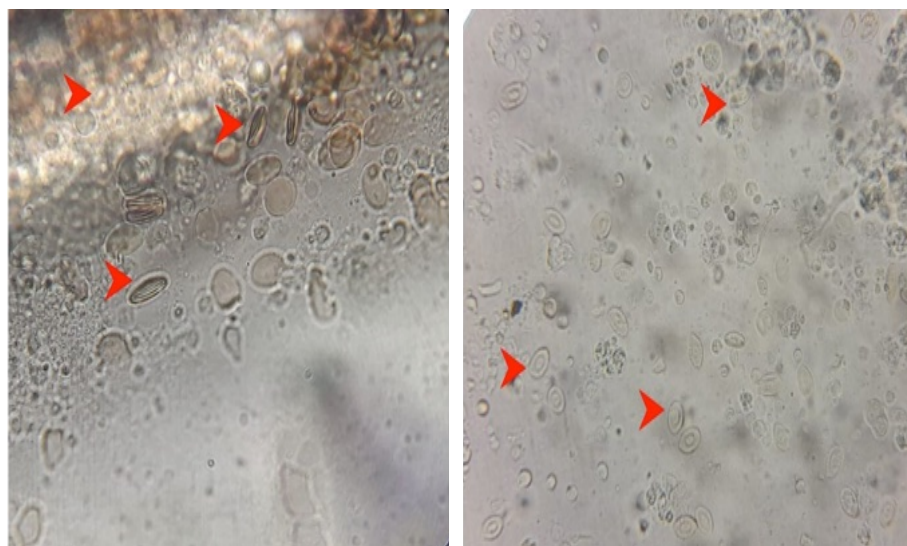


Figura 41. Glóbulos rojos. Los glóbulos rojos en los peces a diferencia de mamíferos, son nucleados, dado que los peces carecen de cavidad medular dentro de sus huesos, en la que se encuentran separadas las células precursoras y las maduras (Hahm et al., 2011). Fuente: Uriel Monroy B..

42 |

Tejido adiposo.

Ubicado en su mayoría en cavidad celómica alrededor de los órganos y el peritoneo, en la tilapia roja es más frecuente la acumulación de tejido adiposo que en la tilapia plateada.

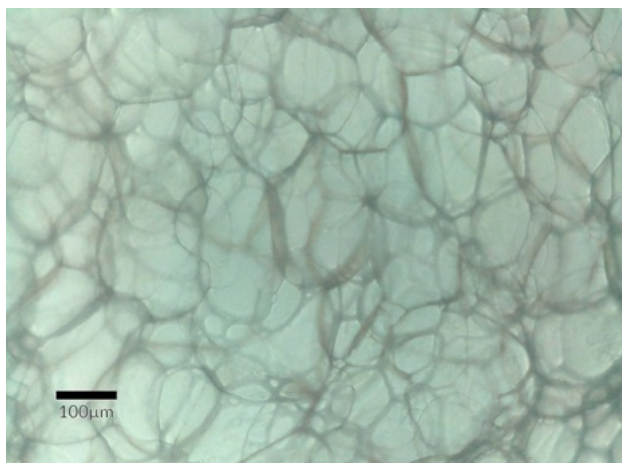


Figura 42. Examen en fresco de tejido adiposo.

Visto desde microscopio portátil. Fuente: Uriel Monroy B.

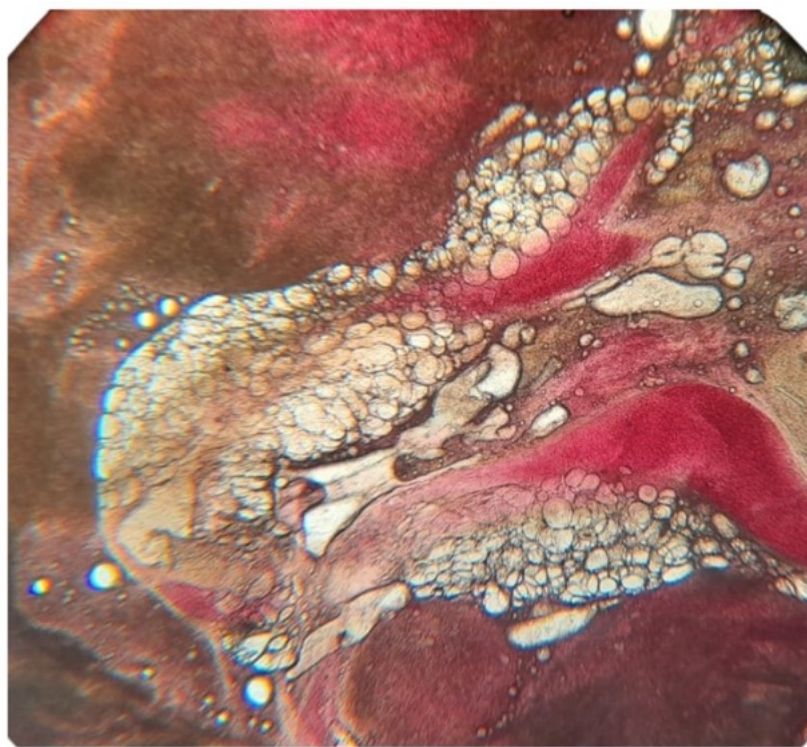


Figura 43. Tejido adiposo adherida a bazo. Visto desde microscopio óptico. Fuente: Uriel Monroy B.

LESIONES EN EVALUACIÓN EN FRESCO DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES DE LA TILAPIA.

Referencia morfológica de tamaño de microorganismos para evaluación en fresco

El tamaño es la primera referencia a tener en cuenta para identificar los microorganismos que se pueden observar en una evaluación en fresco.

Estructuras con tamaños inferiores a 3µm no es posible identificarlas fácilmente en la preparación en fresco, por lo que tomar como referencia de tamaño en el campo observable, células como los glóbulos rojos, permiten tender una relación de su dimensión con protozoarios.

En la siguiente tabla se describe el tamaño de los principales microorganismos que afectan a la tilapia, en la evaluación en fresco se podrán identificar aquellos con tamaños superiores a los de un glóbulo rojo.

Estructura	Dimensión (µm)
<i>Streptococcus agalactiae</i>	0,5 - 1µm x 1 - 2µm
<i>Flavobacterium</i> sp.	0,3 - 0,5 µm x 1 - 10 µm
<i>Edwardsiella</i> sp.	1 µm x 2 - 3 µm
<i>Aeromonas</i> sp.	0,3 - 1 µm x 1 - 3,5 µm
Glóbulo rojo humano	7 - 8 µm
Glóbulo rojo peces diploides	7 - 10 µm
<i>Trichodina</i>	15 - 120 µm
<i>Apiosoma</i>	40 - 100 µm
<i>Gyrodactylus</i>	300 a 1000 µm
Glochidia	350 µm
<i>Ichthyophthirius</i>	1000 µm
<i>Dactylogyrus</i>	2000 µm

Parasitismos Externos.

La presencia de parásitos y su población está directamente ligada a saneamiento deficiente y deterioro de calidad del agua, altas densidades de siembra, alteraciones de parámetros fisicoquímicos, acumulación de materia orgánica, entre otros factores predisponentes. La presencia de estos microorganismos son indicadores directos de las condiciones de cultivo de los peces.

Estos patógenos se alimentan principalmente de la superficie de los animales (piel y branquias), provocando irritación, alteración en la coloración de la piel, enrojecimiento focal, hemorragias de pequeño diámetro, sobreproducción de moco, hiperplasia de los tejidos infestados, prurito o estrés en los animales por la irritación. Además, puede ocasionar dificultad respiratoria si afecta branquias. (Noga, 2010b).

| 45

Monogéneos:

Los parásitos monogéneos son microorganismos con apariencia de sanguijuela, pueden afectar piel y branquias, la gravedad de la afección dependerá de la población de parásitos y etapa de desarrollo de los animales. Son organismos vivíparos lo que facilita la reproducción de los parásitos si las condiciones son adecuadas.

En el examen en fresco se evidencian estos parásitos adheridos a la superficie del pez, presentando movimientos irregulares distalmente, (Fig. 45). (Laclette & Zuñiga, 2011).



Figura 44. *Gyrodactylus* y su estructura. Parásito monogeneo externo ***Gyrodactylus*** (señalado entre las flechas rojas), se caracteriza principalmente por ser embrionado, identificando un saco internamente y en él un gancho marginal similar al ubicado en el punto de adhesión del parásito con el ejemplar. Fuente: Uriel Monroy B.

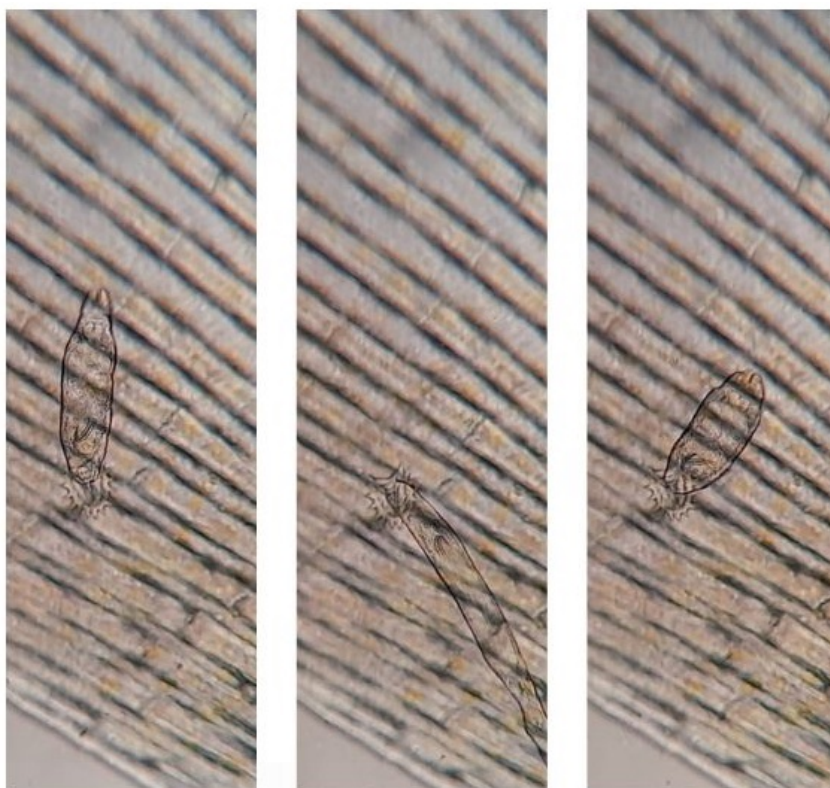


Figura 45. *Gyrodactylus* y su movimiento. Fotografías de ***Gyrodactylus*** (representando movimientos aleatorios característicos) en aleta caudal en larva de tilapia nilótica. El parásito se adhiere a la superficie a través de sus ganchos marginales que le permiten luego extender su cuerpo para que la boca, en el extremo contrario a los ganchos, pueda obtener detritus y moco de la superficie del tejido. Fuente: Uriel Monroy B.

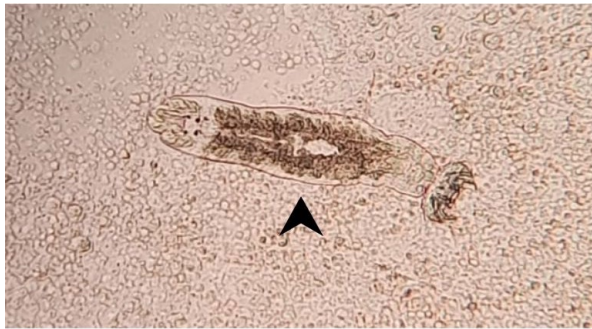


Figura 46. *Dactylogyrus*.

Parásito monogeneo externo *Dactylogyrus* (cabeza de flecha negra) diferenciado morfológicamente por poseer cuatro manchas de color negro en la cabeza, sin presentar embrión. Fuente: Uriel Monroy B.

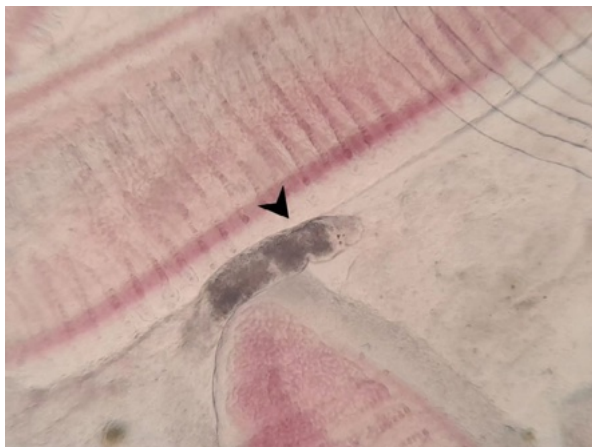


Figura 47 *Dactylogyrus* en branquias.

Examen en fresco de branquias de tilapia, observando un *Dactylogyrus* (cabeza de flecha negra) identificando dos puntos de color negro en su cabeza. Fuente: Uriel Monroy B.

Protozoarios:

Son parásitos externos muy comunes en animales de cultivo o en vida libre. Estos organismos son principalmente ciliados y flagelados que se alimentan de la capa superficial de la piel.(Noga, 2010).



Figura 48. Trichodinas.

Larva de tilapia nilótica con erosión de las branquias (flecha roja), alta presencia de moco (flecha azul) y de abundantes trichodinas en la superficie (cabeza de flecha roja). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

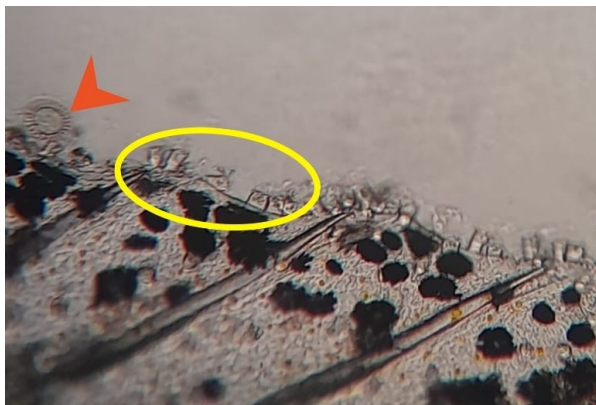


Figura 49. Apiosomas.

Larva de tilapia nilótica, evidenciando alta presencia de *Apiosomas* en la aleta dorsal (óvalo amarillo) y presencia de trichodinas (cabeza de flecha naranja). Fuente: Uriel Monroy B.

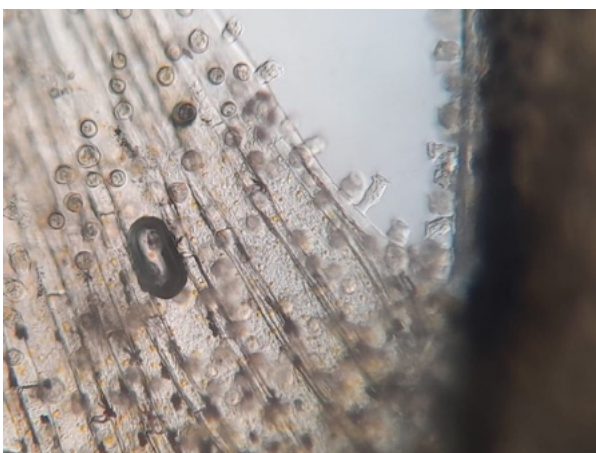


Figura 50. Apiosomas.

Infestación severa por *Apiosoma* sp. en la totalidad del cuerpo y aleta dorsal de larva de tilapia. Fuente: Uriel Monroy B.

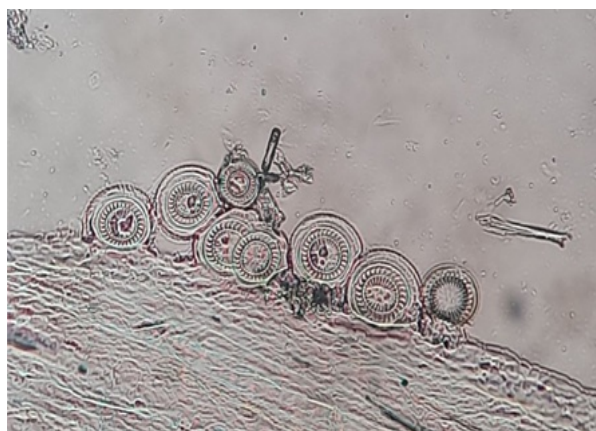


Figura 51. Vista lateral de trichodinas en aleta caudal de tilapia.

Identificación morfológica de Trichodinas (estructuras redondeadas). Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 52. Vista frontal de trichodinas sobre cuerpo y aleta caudal de larva de tilapia.

Identificación de trichodinas (círculos negros) sobre la superficie del cuerpo, imagen izquierda, trichodinas en aleta caudal de larva de tilapia nilótica, imagen derecha. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 53. Trichodinas en la curvatura del pedúnculo caudal de una larva de tilapia.

Identificación de Trichodinas “vista lateral” (flechas rojas) sobre tegumento de larva de tilapia nilótica. Fuente: Uriel Monroy B.

Las **trichodinas** son parásitos externos los cuales infestan principalmente piel y branquias, adhiriéndose y succionando el epitelio comprometido. Son causantes de morbilidad y mortalidad crónica. Su diagnóstico por examen en fresco es de fácil detección al observar el movimiento de los parásitos alrededor o sobre el tejido. (Noga, 2010b)



Figura 54. Trichodinas y materia orgánica

Branquias con infestación severa por trichodinas (cabeza de flecha roja), presencia de materia orgánica (círculo negro) y presencia de burbujas en la muestra (flecha negra). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

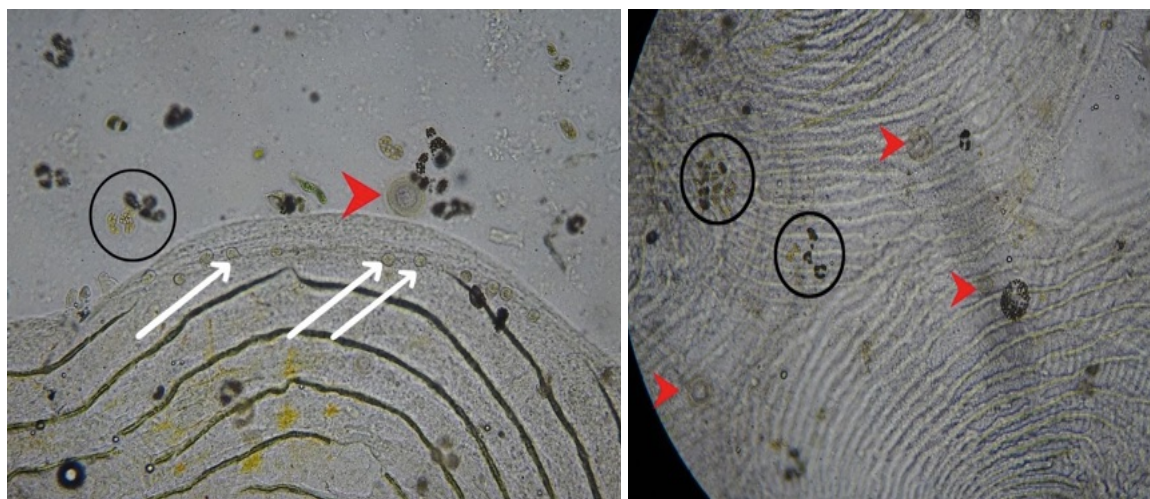


Figura 55. Tegumento, Trichodinas, materia orgánica y Apiosomas.

Tegumento “piel y escamas”, evidenciando presencia de trichodinas (cabeza de flecha roja), algas y materia orgánica (círculo negro) y presencia leve de apiosomas en escama (flechas blancas). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Ichthyophthirius multifiliis, es un parásito que infecta piel y en ocasiones extremas branquias, caracterizada por presencia de puntos blancos de medio milímetro de diámetro en algunas partes del cuerpo e incluso en la totalidad si la infestación es muy alta. Puede predisponer a enfermedades secundarias. (Balbuena, Rios, Flores, et al., 2011)

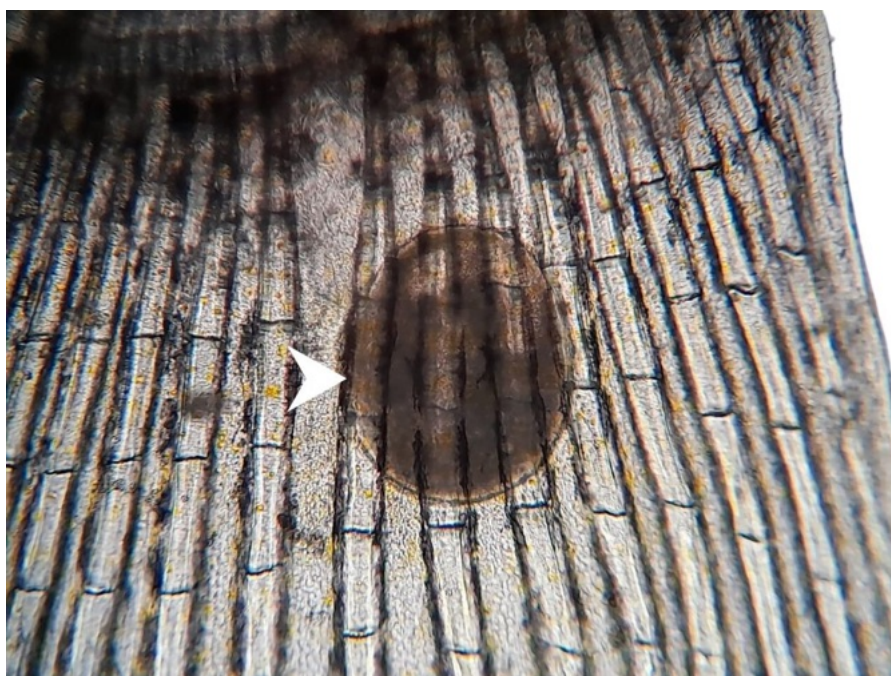


Figura 56. *Ichthyophthirius multifiliis* “ICH”. Aleta caudal de larva de tilapia nilótica, evidenciando presencia de *Ichthyophthirius multifiliis* “ICH” (cabeza de flecha), estructura ovalada delimitada caracterizado por tener en su interior una estructura de traslucido móvil. Fuente: Uriel Monroy B.

Moluscos.

Glochidia: Las Glochidias son estadios larvarios de almejas que buscan lugares para adherirse en la superficie de la piel, boca y branquias de los peces donde inician la deposición de calcio y minerales para la formación de las valvas. Cuando el sistema de cultivo es abierto y recibe aguas con abundante presencia de almejas o larvas de ellas se presenta parasitismo en los peces.

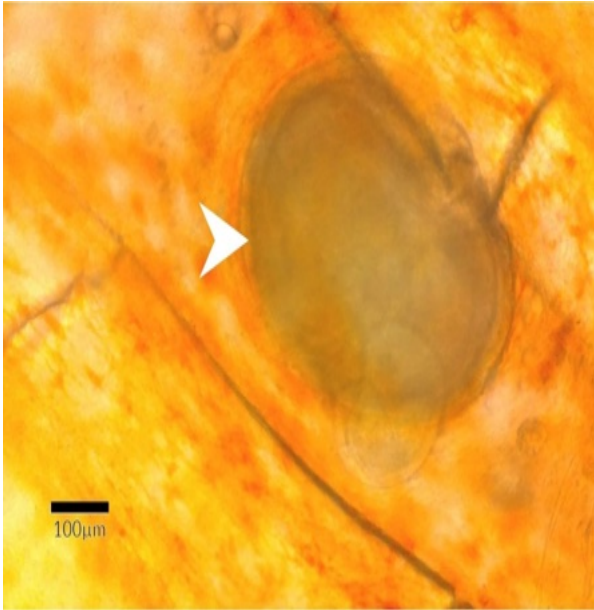


Figura 57. Glochidia.

Larva de tilapia roja donde se identifica Glochidia (cabeza de flecha blanca) en aleta caudal; Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Aracnidos.

Parásitos externos de la clase arácnida que pueden infectar peces, con prevalencia baja durante monitoreos en campo o reportes conocidos.



Figura 58. Ácaro.

Presencia de ácaro (circulo negro) en muestra de larva. Fuente: Uriel Monroy B.

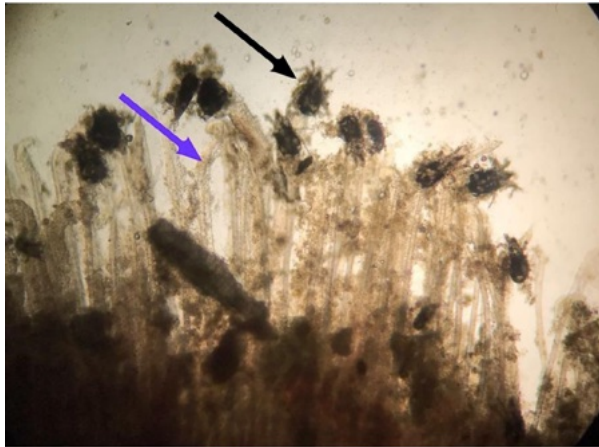


Figura 59. Arácnido.

Branquias con pérdida del tejido, necrosis (flecha azul) e infestación severa de arácnidos (flecha negra). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Parásitos Internos.

Entre los parásitos internos se encuentran digeneos, cercarias, metacercarias y quistes de parásitos, los cuales son infecciones frecuentes al encontrarse alta presencia de caracoles (transmisores). Generalmente la infección por estos patógenos suele ser asintomática o en otros casos generar hemorragias, inflamación e incluso necrosis del tejido infectado. (Noga, 2010d).

| 53

Nematodos/trematodos/cestodos:

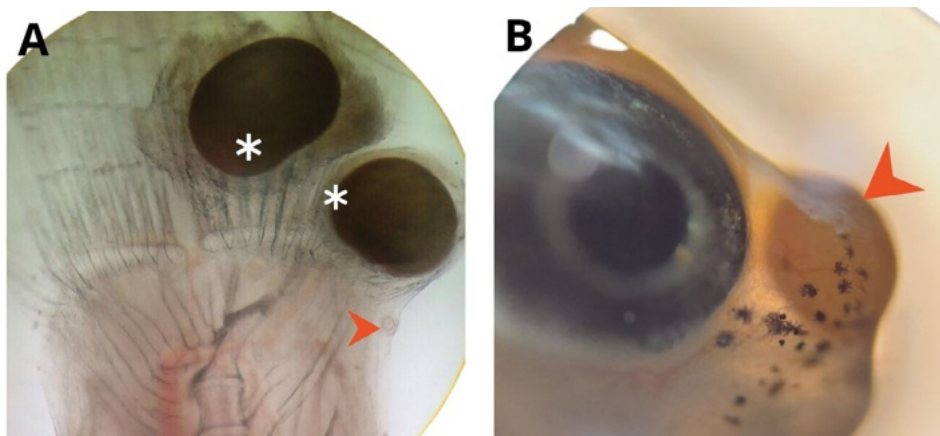


Figura 60. Quistes de parásitos. Larvas de tilapia, imagen izquierda con presencia de quistes de parásitos, estructura ovalada delimitada “forma de frijol”, ubicadas en aleta caudal (asteriscos blancos) y presencia de trichodina (cabeza de flecha naranja); imagen derecha, presencia de quiste en el rostro por encima de la boca (cabeza de flecha naranja) compatible con huevos de nematodo/trematodo/cestodo. Fuente: Corpavet® Molecularvet® (A) y Uriel Monroy (B).

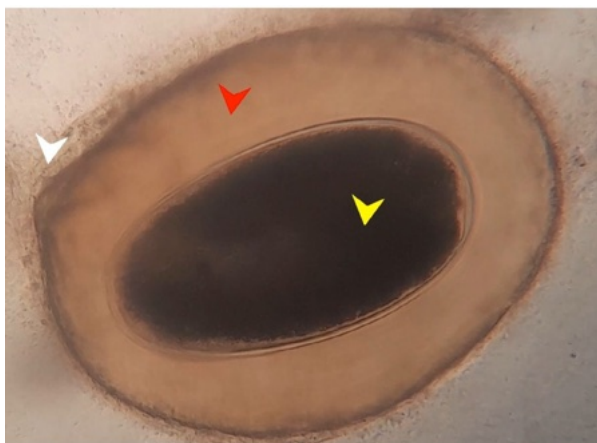


Figura 61. Quiste de parásito.

Estructura ovalada compuesta por dos estructuras, una interna (cabeza de flecha amarilla) de tonalidad oscura, de aparente textura rígida e inmóvil; y una externa (cabeza de flecha naranja) de tonalidad translúcida de tonalidad café, se evidencia en la uno de los polos (cabeza de flecha blanca) una disrupción de la continuidad de la superficie, similar a un quiste de parásito. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 62. Metacercaria.

Pedúnculo caudal evidenciando presencia de metacercaria "contenido móvil" (cabeza de flecha naranja), estructura redondeada delimitada de contenido grisáceo móvil. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 63. Metacercaria.

Identificación de metacercaria, cuya estructura es circular y se caracteriza por su contenido móvil (circulo negro) en aleta caudal de larva de tilapia nilótica Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 64. Nematodo en branquias.

Branquias con presencia de quiste de nematodo, caracterizada por su contenido móvil y la presencia de una estructura oscura en forma de "K" (flecha naranja), ubicada en la base de los filamentos branquiales, adicionalmente se evidencia cartílago sin tejido lamelar. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

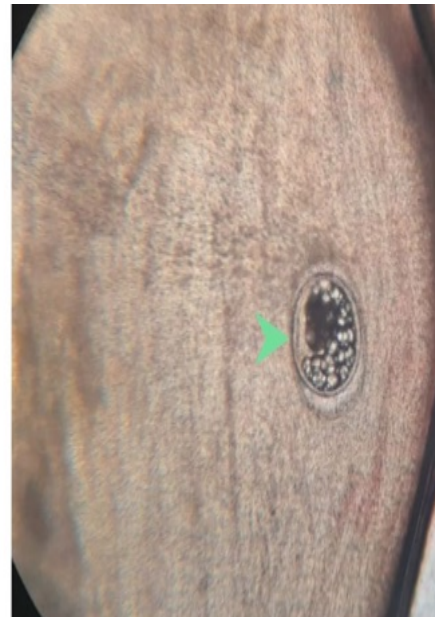


Figura 65. Nematodo en corazón.

Corazón de alevino de tilapia, "imagen izquierda" estructura normal de un corazón sano, en la esquina superior izquierda se evidencia presencia de quiste parasitario el cual durante el examen en fresco tiene movimientos internos; "imagen derecha" se evidencia microorganismo similar al anterior, en su defecto, ubicado en el bulbo arterioso del corazón (cabeza de flecha verde). Fuente: Uriel Monroy B.

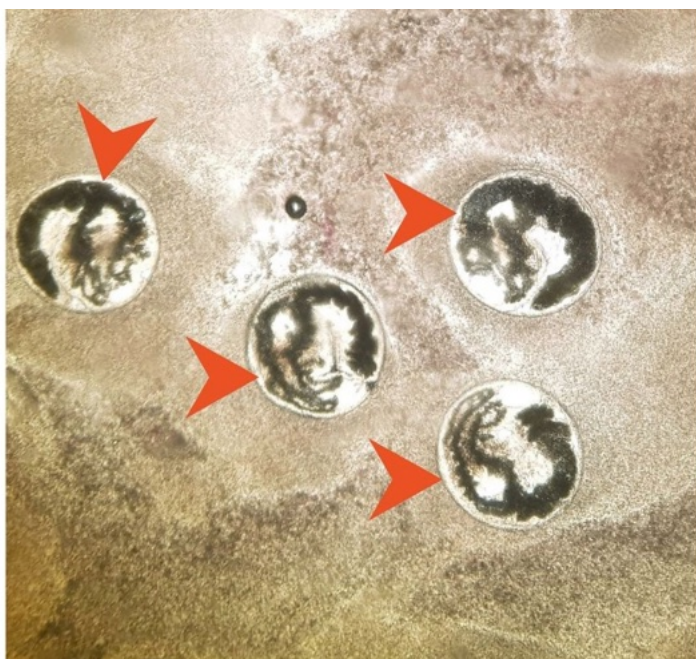


Figura 66. Trematodos en hígado.

Se evidencia presencia de digeneos en hígado con contenido móvil (cabeza de flechas naranjas) infestación multifocal y severa. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

56 |

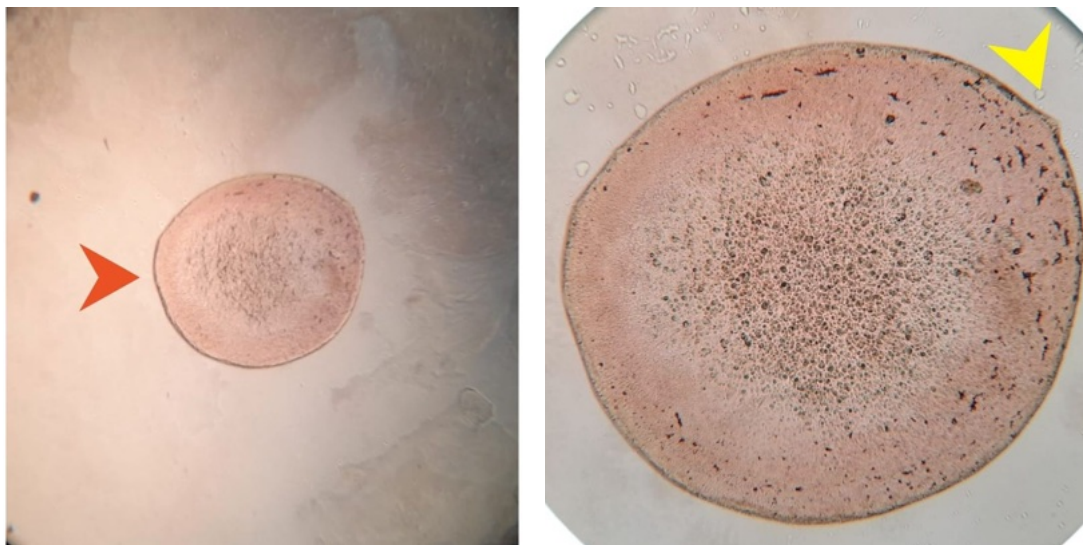


Figura 67. Quistes de parásitos.

Examen en fresco de hígado de alevinos, se evidencia estructura redondeada (flecha roja) con estructura fina que recubre la superficie la cual es de una tonalidad levemente más oscura y en uno de sus polos se evidencia una disrupción de la continuidad de la superficie (flecha amarilla). Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 68. Trematodos en gónada.

Presencia de quiste de digeneo en gónada macho. Fuente: Uriel Monroy B.

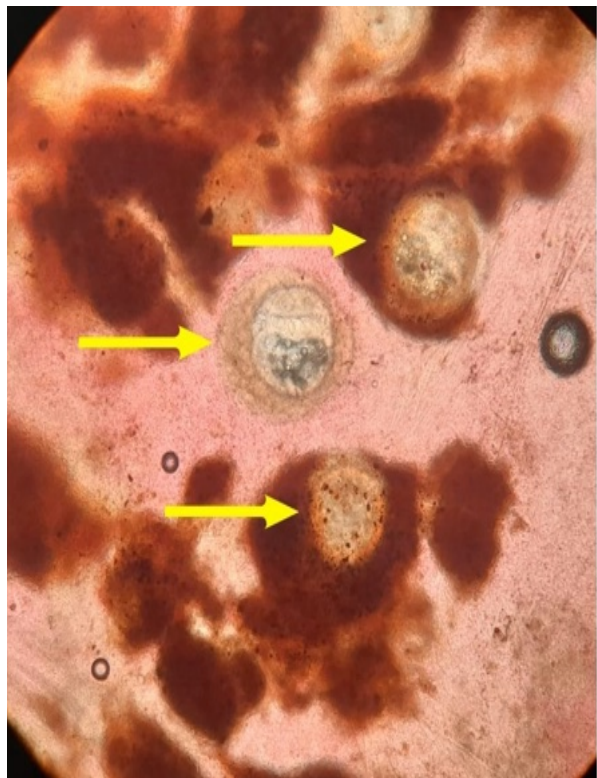


Figura 69. Trematodos en bazo.

Presencia de quistes de digeneos en bazo de reproductor macho, adicionalmente se identifica zonas de coloración marrón distribuido en la totalidad de la muestra (centros melanomacrófagos). Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 70. Trematodos en intestino.

Se evidencia infestación severa de trematodos (cabeza de flecha roja) en el interior del intestino, macroscópicamente se pueden evidenciar como, estructuras blanquecinas redondeadas en el lumen del intestino. Fuente: Uriel Monroy B.

58 |

Protozoarios.

Las coccidias son protozoarios internos intracelulares que se encuentran en intestino principalmente, sin embargo se pueden encontrar en otros tejidos, según la infestación de cada ejemplar.

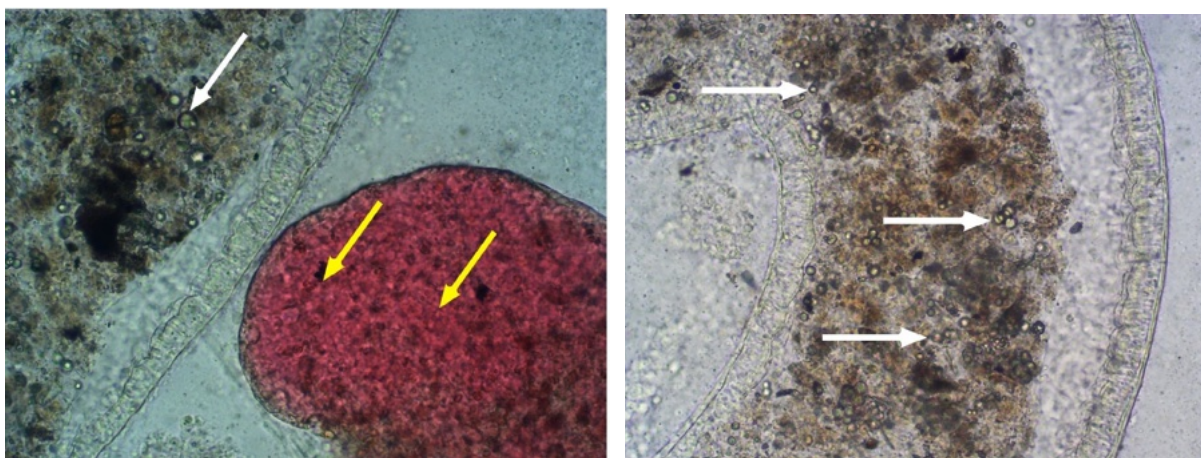


Figura 71. Coccidias en intestino y bazo.

Identificación de coccidias en intestino (flechas blancas) y bazo flechas amarillas. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

Lesiones Irritativas.

Entre los agentes causantes de lesiones irritativas en tilapia, podemos encontrar hiperemia, hemorragias, descamaciones, erosión en aletas, entre otras. asociadas a la presencia de deterioro de calidad de agua, alta presencia de materia orgánica en descomposición, agentes químicos, alta concentración de compuestos nitrogenados, parásitos, bacterias y virus, además de asociarse con estrés en los animales y manejos inadecuados.

Aeromonas hydrophila. Las principales lesiones ocasionadas por este agente patógeno son: úlceras externas, pudrición de aletas y cola, llagas rojas, hemorragia, pérdida de escamas, entre otras lesiones macroscópicas. (Pereira et al., 2022), (Azzam-Sayuti et al., 2021).

Francisella orientalis. puede presentar lesiones no específicas asociadas a erosión en aletas. (Shahin et al., 2021)

| 59

Flavobacterium columnaris* / *F. oreochromis. una de las principales enfermedades epiteliales. Provoca lesiones erosivas/necróticas en piel y en branquias (menos frecuente). Ocasiona erosiones en aletas “podredumbre de las aletas” especialmente en aleta caudal, se pueden evidenciar rayos de las aletas después del desprendimiento del tejido. (Noga, 2010b)

Virus de la tilapia del lago. Los animales presentan signos clínicos como letargia, pérdida de apetito principalmente (Castañeda et al., 2020), asociado a lesiones como erosiones en piel, erosiones y hemorragias en base de las aletas y opérculos, oscurecimiento en piel, distensión abdominal por ascitis, exoftalmia y opacidad corneal. Además de causar otras lesiones internas como necrosis en branquias, aumento de tamaño en hígado, friabilidad, congestión o hemorragia (SANIPES, 2018) y en ciertos casos coloración verdosa de la totalidad del hígado.

En campo se ha evidenciado la pérdida de tonalidad de la piel en tilapia roja, teniendo en cuenta que también se puede atribuir a genética o calidad y coloración del agua de cultivo.

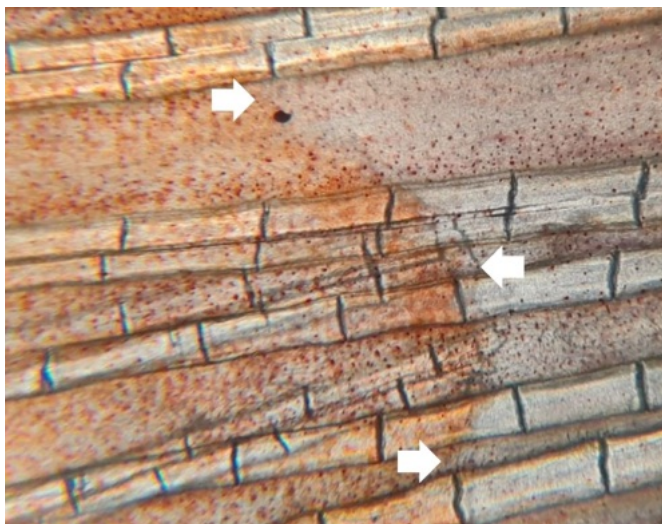


Figura 72. Alteraciones de tonalidad en aleta caudal.

Aleta caudal de tilapia roja con pérdida de tonalidad, evidenciando límites bien definidos (cabeza de flecha blanca). Fuente: Uriel Monroy B.

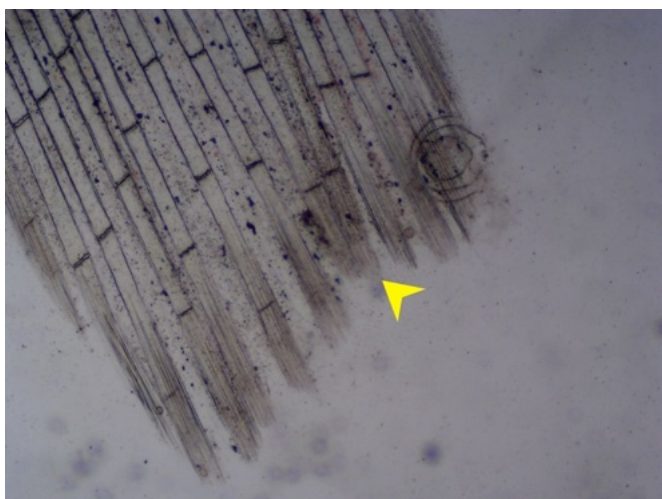


Figura 73. Erosión en aleta caudal.

Aleta caudal, con pérdida de la continuidad de la piel y erosión de los radios que componen la aleta (flecha). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

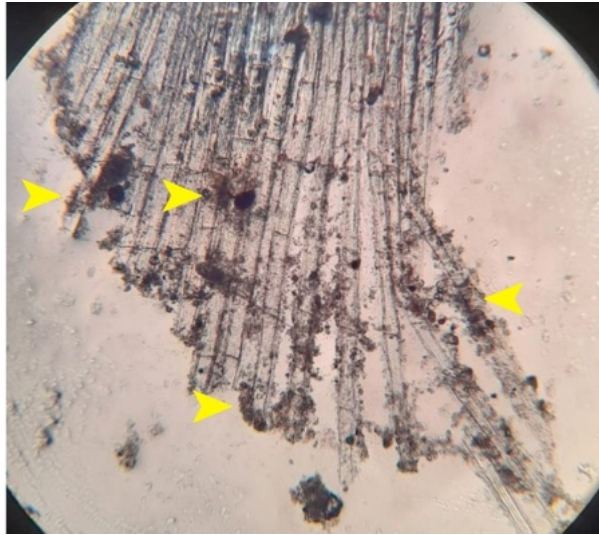


Figura 74. Erosión en aleta caudal y ruptura de radios.

Pérdida de tejido y rayos de aleta caudal, e identificación de partículas de bajo diámetro asociada a *Flavobacterium columnare* / *F. oreochromis*. (cabeza de flecha amarilla). Fuente: Uriel Monroy.

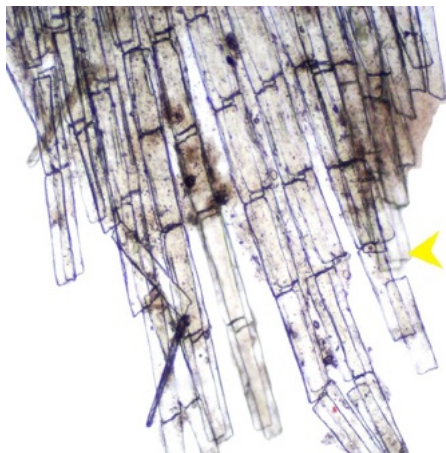


Figura 75. Pérdida de la piel en aleta caudal.

Aleta caudal, con pérdida severa de la continuidad de la piel, ocasionando exposición de los radios que componen la aleta (cabeza de flecha). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

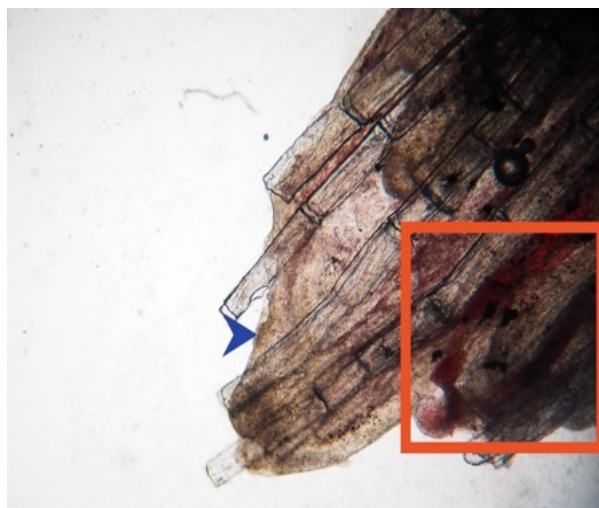


Figura 76. Hemorragia en aleta caudal.

Aleta caudal con hemorragia focal extendida severa (cuadro naranja), pérdida de la continuidad de la piel que recubre la aleta (flecha Azul) y exposición de radios de la aleta. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

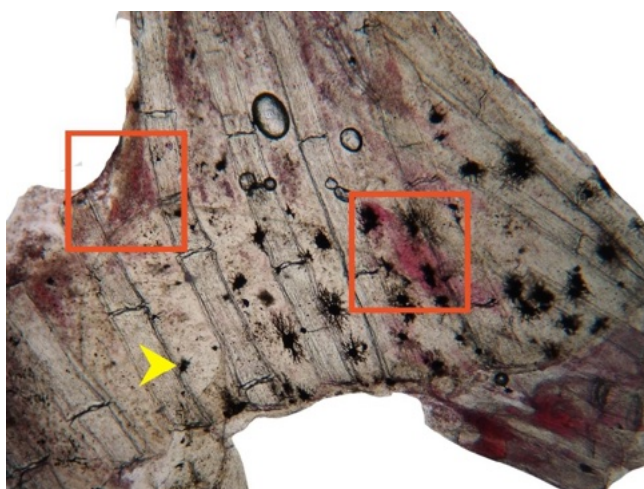


Figura 77. Hemorragia en aleta caudal.

Aleta caudal con presencia de zonas hemorrágicas severas multifocales distribuidas (cuadros naranjas), melanóforos (flecha amarilla). Estas lesiones están asociadas a *Aeromonas sp*, ocasionando hemorragias sistémicas, sin embargo, se debe revisar alteraciones ocasionadas por presencia de sustancias irritantes en el agua. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

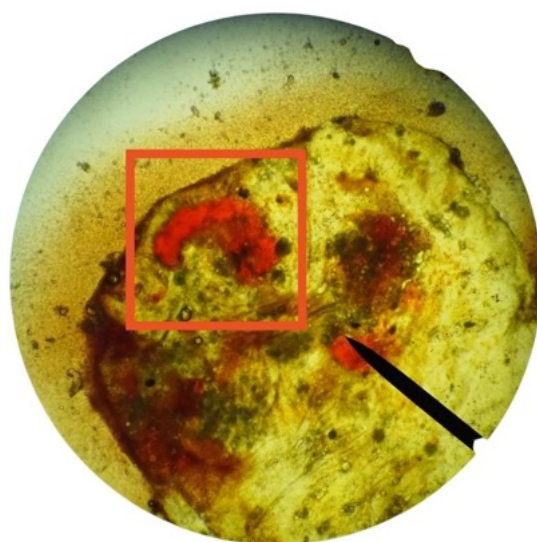


Figura 78. Piel con zonas hemorrágicas.

Raspado de piel con lesiones hemorrágicas severas generalizadas y colección de sangre relativamente fresca (cuadro naranja). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

La presencia de pequeños puntos de sangre también llamados petequias se puede atribuir a múltiples alteraciones a las cuales la tilapia puede ser susceptible, entre ellas se puede sugerir *Aeromonas sp* como agente causal, ya que la hemolisina como factor de virulencia induce lesiones hemorrágicas. Sin embargo, se debe diferenciar en conjunto con otras lesiones características de la aeromonas a nivel visceral de otras agentes causales. (Casas et al., 1997).

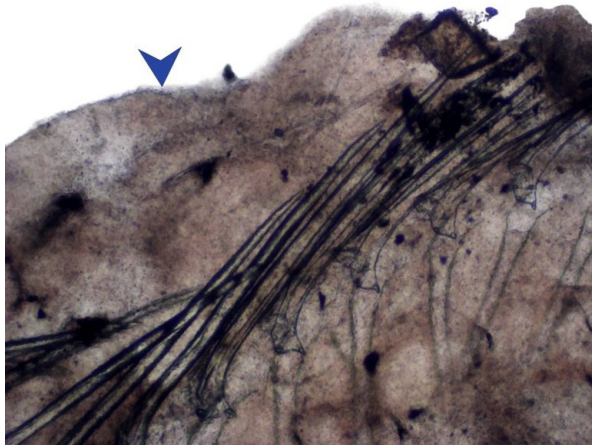


Figura 79. Sobre producción de moco en piel. Sobreproducción de moco superficial. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

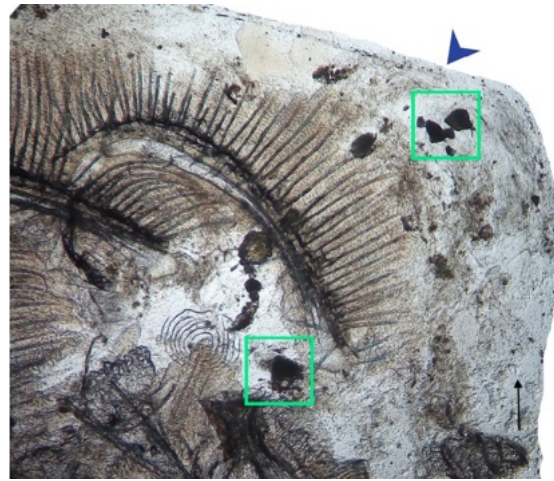


Figura 80. Sobre producción de moco en branquias. Sobreproducción de moco branquial (cabeza de flecha azul), presencia de materia orgánica (cuadros verdes). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

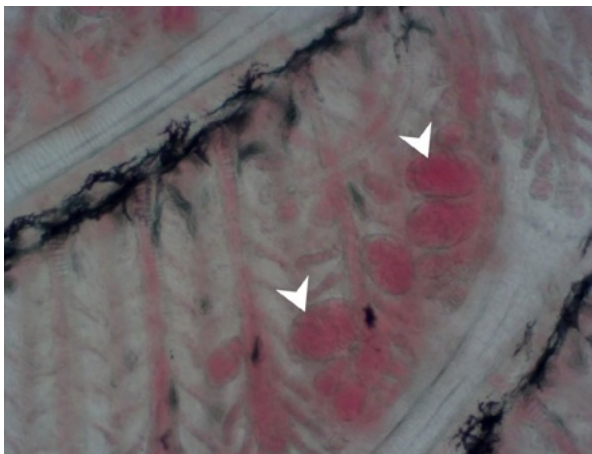


Figura 81. Telangiectasia. Branquias con afección moderada multifocal localizada en lamelas con zonas de tonalidad rojiza diferenciadas de su entorno denominadas "telangiectasia" (cabeza de flecha blanca). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

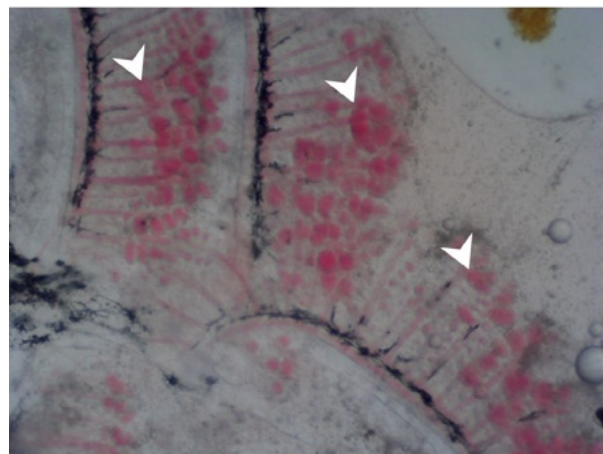


Figura 82. Telangiectasia. Branquias evidenciando afección severa multifocal generalizada en lamelas con telangiectasia (cabeza de flecha blanca). Ocasionando alteración en la respiración de los peces. Estas alteraciones ocasionadas por compuestos tóxicos o irritantes en el cultivo Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

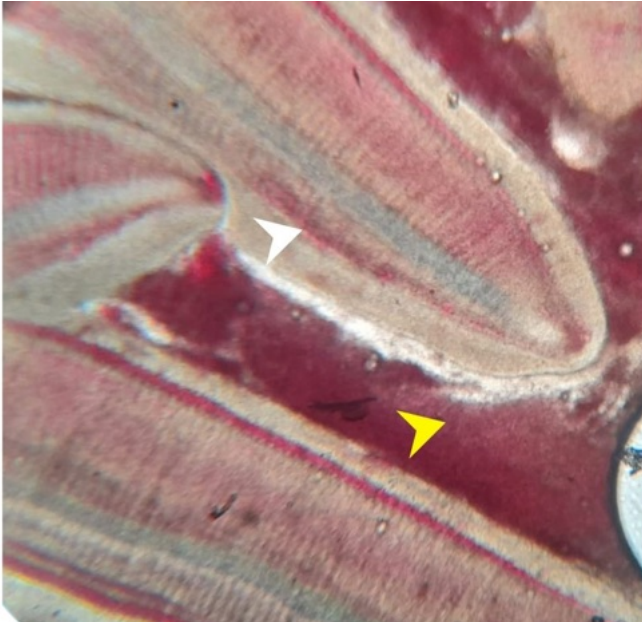


Figura 83. Hemorragia branquial.

Examen en fresco de branquias congestionadas macroscópicamente, evidenciando telangiectasia en branquias (cabeza de flecha blanca) y sangre en la periferia de las branquias (cabeza de flecha amarilla), es de importancia diferenciar de hemorragias ocasionadas por el corte de las branquias. Fuente: Uriel Monroy B.

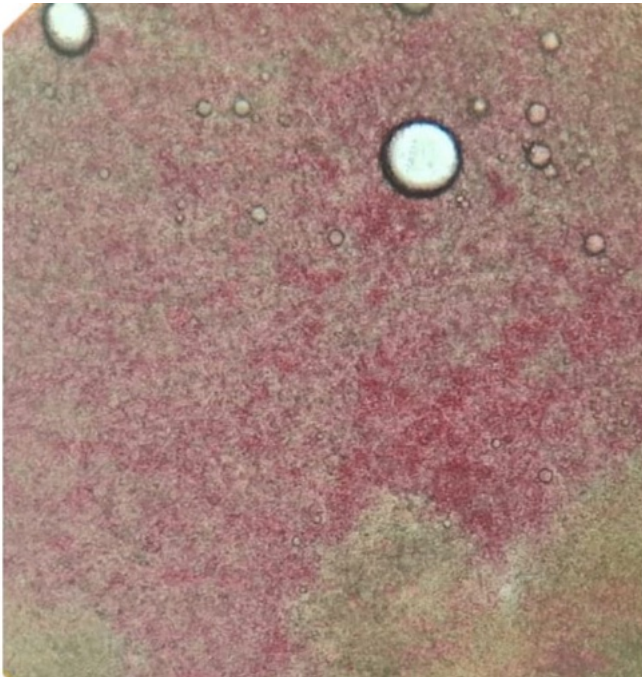


Figura 84. Hemorragia hepática.

Hígado con hemorragia severa generalizada, se relaciona con infección severa con *Aeromonas*. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 85. Nodulaciones hemorrágicas.

Hígado con nodulaciones hemorrágicas multifocales (cabeza de flecha amarilla), evidenciadas macroscópicamente durante la inspección sanitaria de ejemplares de engorde y microscópicamente como se observa en las imágenes. Fuente: Uriel Monroy B.

| 65

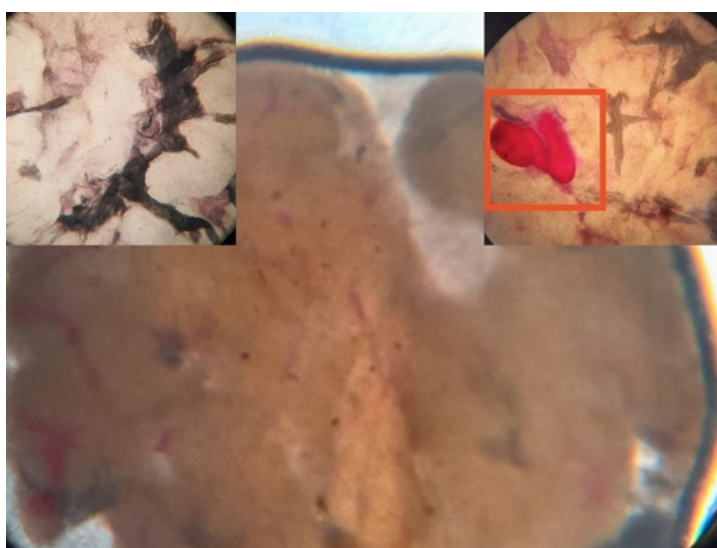


Figura 86. Hemorragia hepática.

Hígado (evaluación en fresco sin general splash completo en el tejido), evidenciando zonas hemorrágicas multifocales de gravedad moderada. Imagen superior izquierda con zonas congestivas y tejido conectivo denso; imagen superior derecha evidenciando zona hemorrágica extensiva. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 87. Saprolegniasis.

Identificación de micelio y esporas de *Saprolegnia*, un hongo que puede afectar producciones piscícolas con deficientes manejos en los animales o de calidad de agua. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

La *saprolegnia* ha sido reconocida como la principal especie patógena relacionada con infección por hongos en peces, caracterizada por ser una enfermedad secundaria (Zaror et al., 2004), en campo se relaciona frecuentemente con manejos inadecuados en los manejos como la cosecha y siembra de alevinos. La *saprolegnia* es una enfermedad que se restringe a la dermis e incluso branquias en los peces afectados. Macroscópicamente se evidencian lesiones tipo algodonosas (Cabañes, 2021) y su tonalidad estará directamente asociada a calidad de agua, variando entre un color blanco hacia café o verde.

ENFERMEDADES GRANULOMATOSAS.

Entre los agentes etiológicos de las enfermedades granulomatosas, se pueden definir principalmente como:

- *Edwardsiella tarda*, *E. anguillarum*, *E. piscicida* y/o *E. ictaluri*
- *Streptococcus agalactiae*, *S. iniae*, *S. dysgalactiae*, *Francisella orientalis*
- *Lactococcus garvie*, *L. petauri*
- *Mycobacterium spp.*

Adicionalmente, se pueden encontrar macroscópicamente nodulaciones de color blanquecinos o grisáceos, diferentes etiológicamente a granulomas, asociados a quistes de parásitos digeneos, nematodos y/o cestodos.

En el departamento del Huila, se ha reportado presencia de edwardsielosis por *E. tarda* y *E. anguillarum*, Streptococcosis por *S. agalactiae* la2021 y Ib y Franciselosis por *Francisella orientalis*, generando lesiones macroscópicamente definidas como nodulaciones, sin poder asegurar si es un granuloma hasta realizar su evaluación en fresco correspondiente o por medio de histopatología del órgano afectado.

Streptococcus sp. al infectar cerebro puede generar una meningoencefalitis granulomatosa, identificada por medio de histopatología según indica (Noga, 2010c), además de generar otro tipo de lesiones de carácter ulcerativo o hemorrágico, las cuales podemos evidenciar más adelante. Se pueden observar lesiones granulomatosas también en corazón, bazo, hígado y riñón.

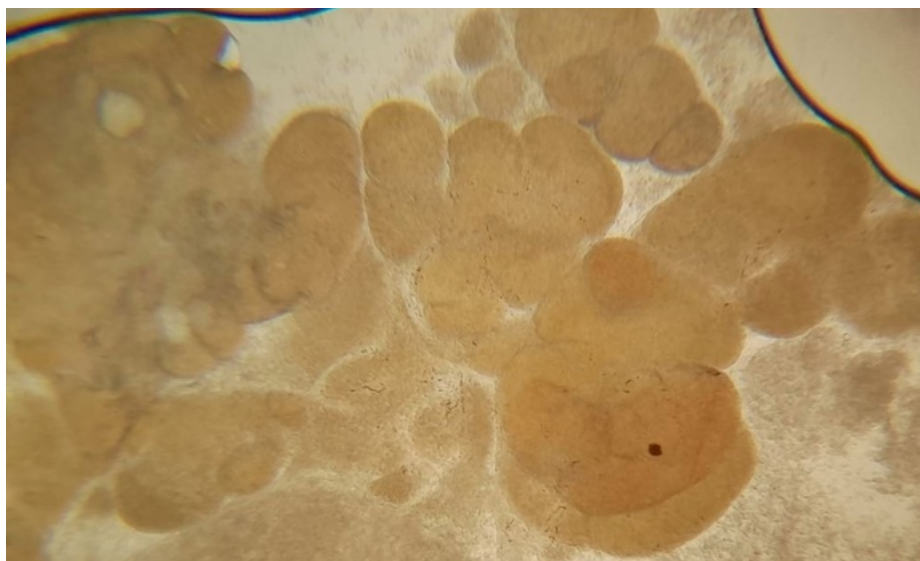


Figura 88. Necrosis muscular “mionecrosis purulenta”

Examen en fresco de lesión necrótica en músculo ocasionada por *Streptococcus agalactiae* Ib y Ia st7 2021, muestra tomada de ejemplares de 1100 gramos. Fuente: Uriel Monroy B.

68 |

***Edwardsiella* sp.** genera principalmente hepatitis y esplenitis granulomatosa. Se observan a la evaluación en fresco múltiples microgranulomas en diferentes grados de madurez asociados a esta infección.

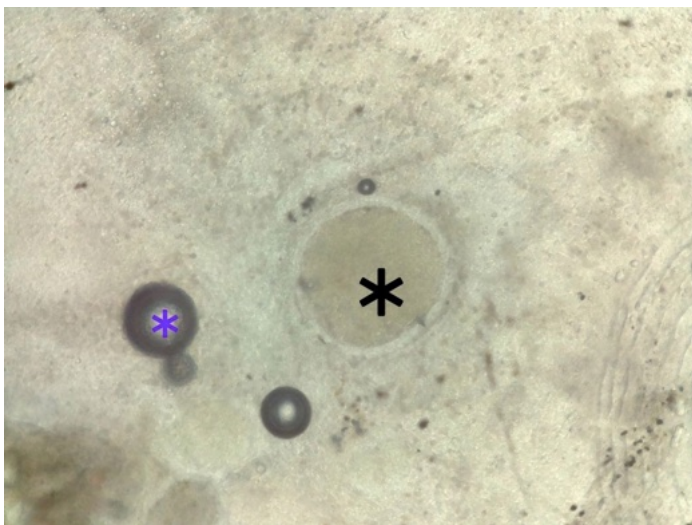


Figura 89. Granuloma en hígado.

Hígado con presencia una estructura blanquecina redondeada con centro homogéneo (asterisco negro) delimitadas por una capa de tejido fibroso más claro que corresponden con granulomas maduros, diferenciadas de estructuras traslucidas redondeadas “burbujas” (asterisco azul), con presencia de centros melanomacrófagos alrededor. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

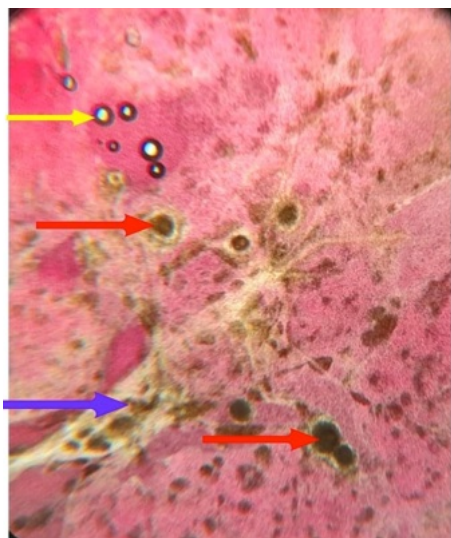


Figura 90. Granuloma en bazo.

Bazo con afección severa por estructuras oscuras redondeadas con centro homogéneo oscuro (flechas rojas) delimitadas por tejido conectivo blanquecino y distribuidas multifocalmente en la totalidad del parénquima que corresponden con granulomas. Se evidencia presencia de centros melanomacrofagos (flecha azul) y presencia de burbujas “artefactos” (flecha amarilla) relacionadas a procesamiento de la muestra. Dentro de los diferenciales se debe considerar *Edwardsiella* y/o *Francisella*. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 91. Granulomas en bazo.

Bazo con afección severa por presencia de estructuras redondeadas oscuras (flechas rojas) con borde color crema que corresponde a la pared de fibroblastos de los granulomas, de distribución multifocal en el parénquima esplénico. Dentro de los diferenciales se debe considerar *edwardsiella* y/o *francisella*. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

***Francisella noatunensis*.** (microorganismo no identificado en Colombia). En la necropsia las principales características son hepatomegalia, nefromegalia y esplenomegalia (aumento de tamaño en hígado, riñón y bazo respectivamente), acompañadas por nódulos blanco-amarillentos multifocales. (Leal et al., 2014) (Shahin et al., 2021).

Se ha reportado la presencia de nódulos blancos, que histológicamente se presentan como granulomas incluso en otros órganos de los ejemplares infectados. (Soto et al., 2019).

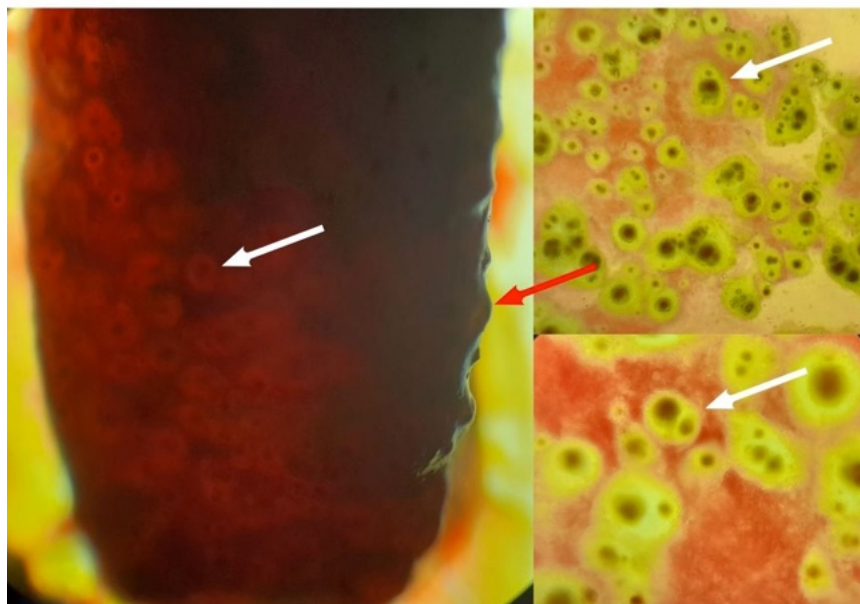


Figura 92. Granulomas macroscópicos y microscópicos en bazo.

Presencia de nodulaciones generalizadas macroscópicas en bazo, examen en fresco de bazo, evidenciando pérdida en la continuidad del tejido “irregular” (flecha roja), splash de la muestra inicial, identificando estructuras circulares con centros de tonalidad oscura homogénea (flechas blancas) con borde blanquecino que corresponde con fibroblastos de los granulomas maduros. Dentro de los diferenciales se debe considerar *Edwardsiella* y/o *Francisella*. Fuente: Uriel Monroy B.

70 |

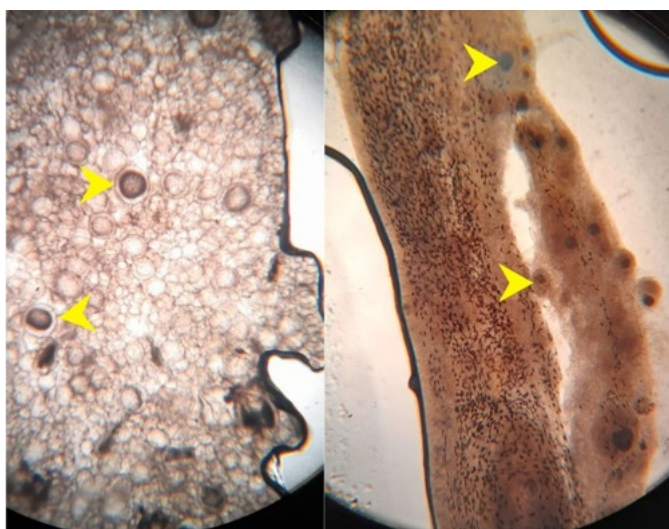


Figura 93. Granulomas en gónadas.

Gónada macho (derecha) y gónada hembra (izquierda) con presencia de estructuras redondeadas delimitadas de color oscuro (cabeza de flecha amarillas) compatibles con granulomas de origen bacteriano. Fuente: Uriel Monroy B.

Mycobacterium spp. puede ocasionar alteraciones externas como, exoftalmía, deformación esquelética, inflamación cutánea; y de forma interna necrosis y quistes en diferentes órganos. (Lara et al., 2013).

LESIONES ASOCIADAS A DEFICIENCIAS NUTRICIONALES.

Las enfermedades nutricionales están asociadas a dietas inadecuadas según los requerimientos de la especie, componentes presentes en cantidades inadecuadas, alteración en la calidad del alimento, o ausencia de nutrientes necesarios en la dieta de los animales.

La implementación de alimento comercial certificados al contener dietas establecidas y específicas para las especies de cultivo como la tilapia, reduce potencialmente la probabilidad de transmitir agentes etiológicos causantes de enfermedades.

El consumo de alimentos no convencionales como plantas, lombrices o despojos de estos, pueden ocasionar afecciones a nivel sanitario, ya que pueden comportarse como huéspedes intermediarios a ciertos patógenos como parásitos, bacterias y micobacteriosis. Los peces vivos también son fuente de nutrientes para peces carnívoros (tener en cuenta el tipo de alimentación de la tilapia), los cuales también pueden transmitir diversas enfermedades enfermedades adicionales como virus. (Noga, 2010d, p 89). Tener en cuenta la recolección frecuente de la mortalidad, disminuyendo la presencia de ejemplares muertos como fuente de contaminación y propagación de enfermedades como primera medida de bioseguridad, además de manejar oportunamente la presencia de caracoles y de aves piscívoras como medida de control en la propagación de parásitos internos, que puedan afectar la sanidad, bienestar y desempeño productivo de nuestros animales.

Durante la recolección de datos e imágenes en evaluación en fresco no se evidencian alteraciones relacionadas a deficiencias nutricionales directamente.

LESIONES ASOCIADAS A DEFICIENTE CALIDAD DEL AGUA.

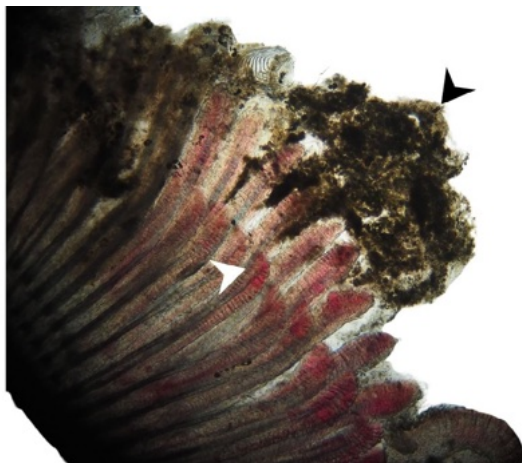


Figura 94. Materia orgánica en branquias.

Alta presencia de materia orgánica en branquias (cabeza de flecha negra) e irritación lamelar (Cabeza de flecha blanca), por la deficiente calidad de agua en el cultivo, llevado a predisposición y alteraciones por compuestos nitrogenados en el medio u otras afecciones consecuentemente. Fuente: Corpavet® Molecularvet®.



Figura 95. Materia orgánica en branquias.

Branquias con moderada presencia de materia orgánica a su alrededor (círculos negros). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

72 |

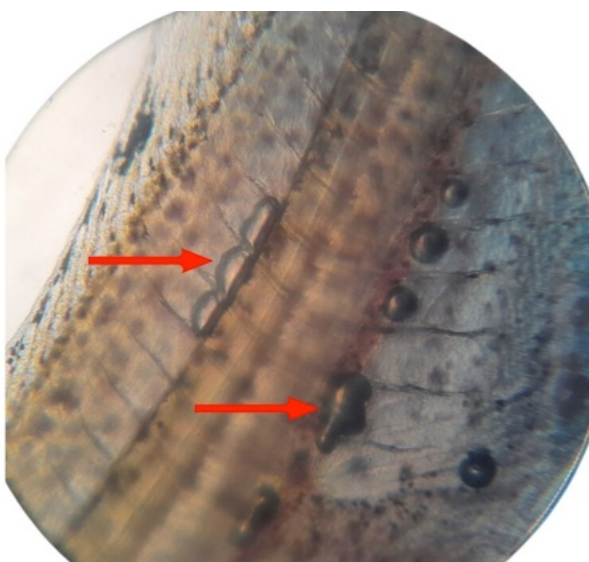


Figura 96. Enfermedad de la burbuja.

Enfermedad de la burbuja en larva (flechas rojas), asociado a sobresaturación de oxígeno disuelto en agua de cultivo o transporte. Fuente: Uriel Monroy B.

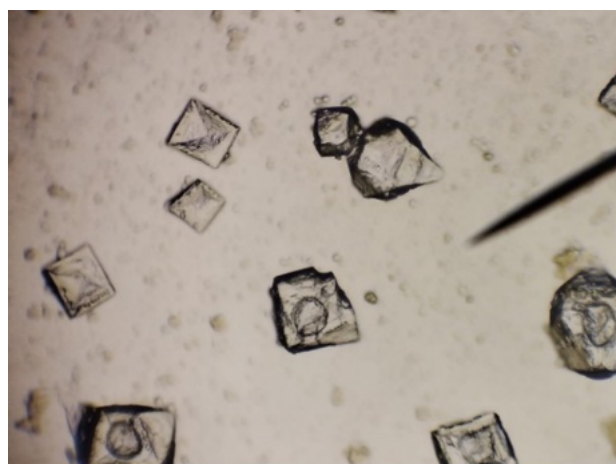


Figura 97. Cristales de fosfatos.

Muestra de agua con presencia de cristales de fosfatos. Fuente: Manuel Mejía.

IDENTIFICACIÓN DE MORFOLOGÍA DE ALGAS

Las algas son microorganismos totalmente ubicuos, imperceptibles a nuestra vista pero que sin duda alguna son fuente de alimento y vida para los demás organismos que allí habitan. Son los microorganismos, encargados de circular la materia orgánica y de incorporarla para que esta sea nuevamente aprovechada por los demás eslabones de las cadenas alimentarias. (Núñez et al., 2008). Adicionalmente las encargadas de la productividad primaria de oxígeno en la columna de agua, sin embargo, una sobrepoblación o Bloom de algas (asociado a deficientes prácticas acuícolas o hídricas) pueden generar efectos adversos durante la noche o épocas de nubosidad ocasionando bajas concentraciones de oxígeno durante estos periodos. El conocer la biología y el comportamiento de las microalgas nos permitirá controlar y ajustar la cantidad de algas en busca de mejorar las condiciones de cultivo.

| 73

Las microalgas componen un diverso grupo polifilético de microorganismos (eucariotas y procariotas) que se caracterizan por realizar fotosíntesis, se han descrito 44000 especies de microalgas a nivel mundial, donde la correcta identificación y clasificación de microalgas se torna en una tarea más difícil (Gomez et al., 2018).

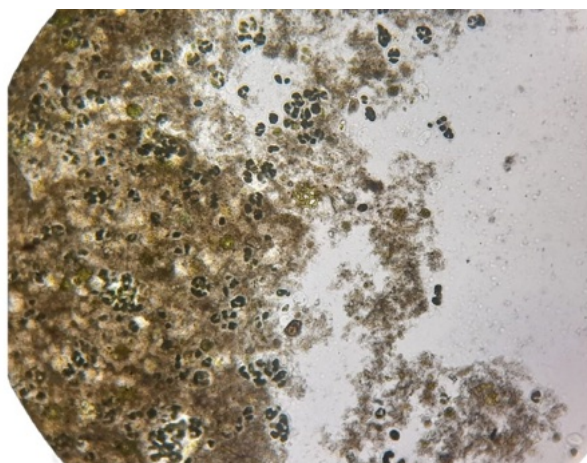


Figura 98. Muestra de contenido fecal de tilapia. Materia fecal de alevines de tilapia observando materia digerida y presencia de algas verdes. Fuente: Uriel Monroy B.

Algas verdes.

La presencia de algas verdes en estanques es positiva, ya que se relacionan con indicadores de alta productividad autóctona del estanque. (Núñez et al., 2008).

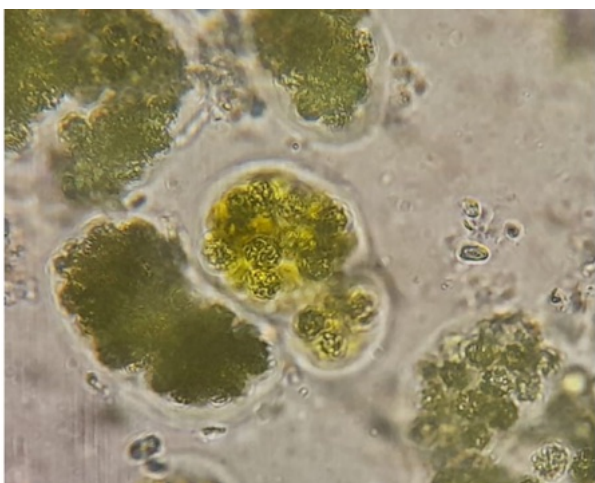


Figura 99. Alga verde.

No se determina el nombre de dicha alga. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 100. Alga verde. Euglenophyceae.

Fuente: Uriel Monroy B.

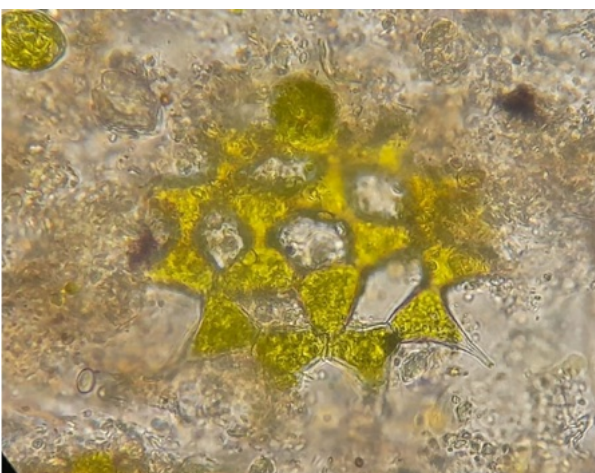


Figura 101. Alga verde Clorofita.

Fuente: Uriel Monroy B.

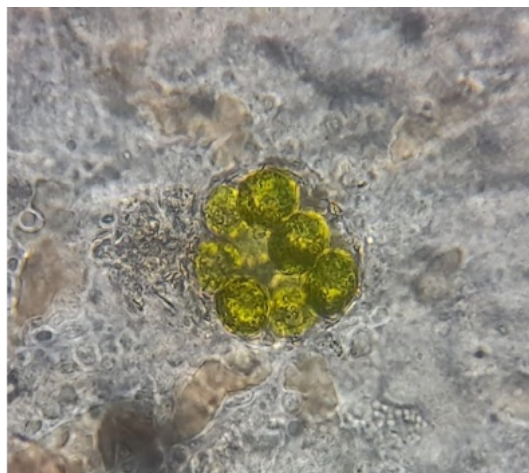


Figura 102. Alga verde. Coleastru.

Fuente: Uriel Monroy B.

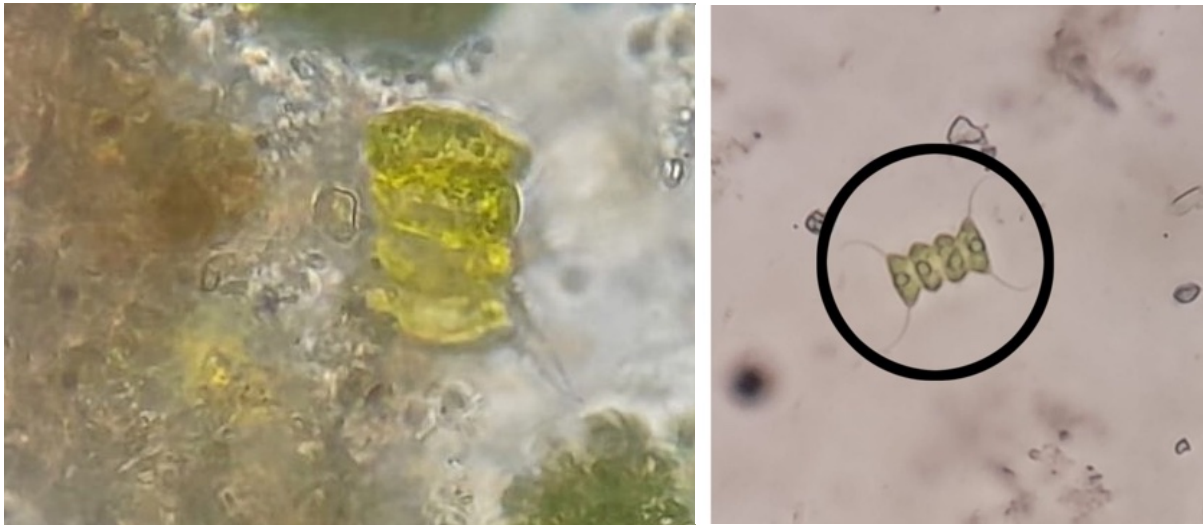


Figura 103. Alga verde. *Desmodesmus*. Fuente: Uriel Monroy B.

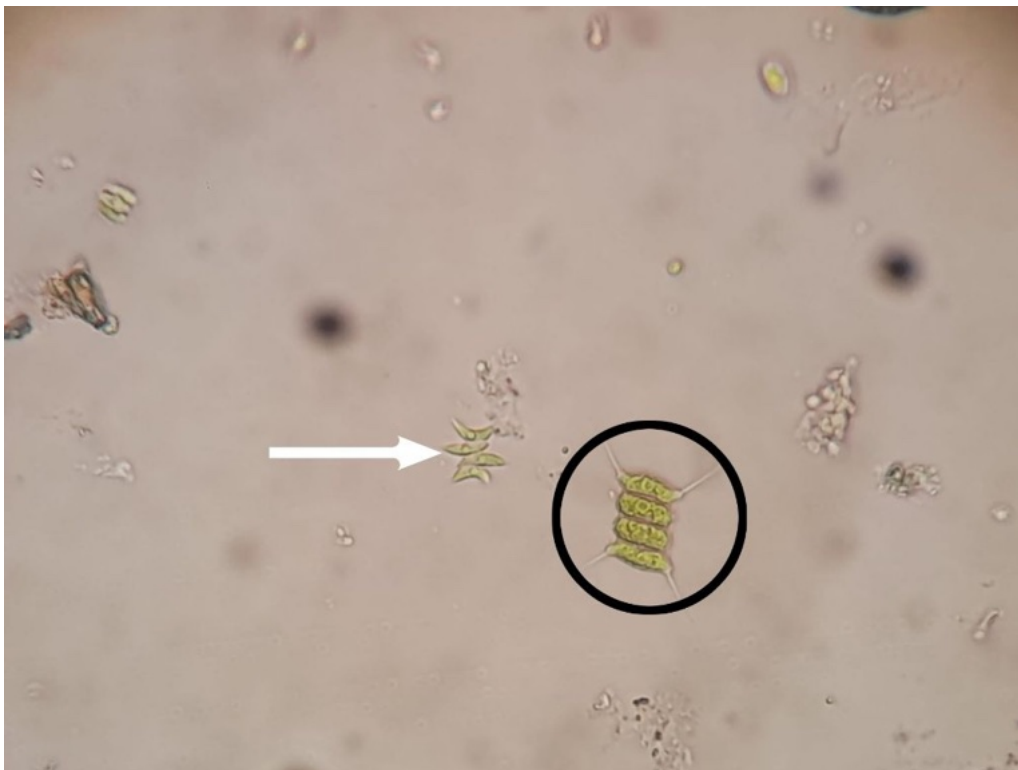


Figura 104. Algas verdes. *Desmodesmus* (circulo negro)
Selenastrum (Flecha blanca). Fuente: Uriel Monroy B.

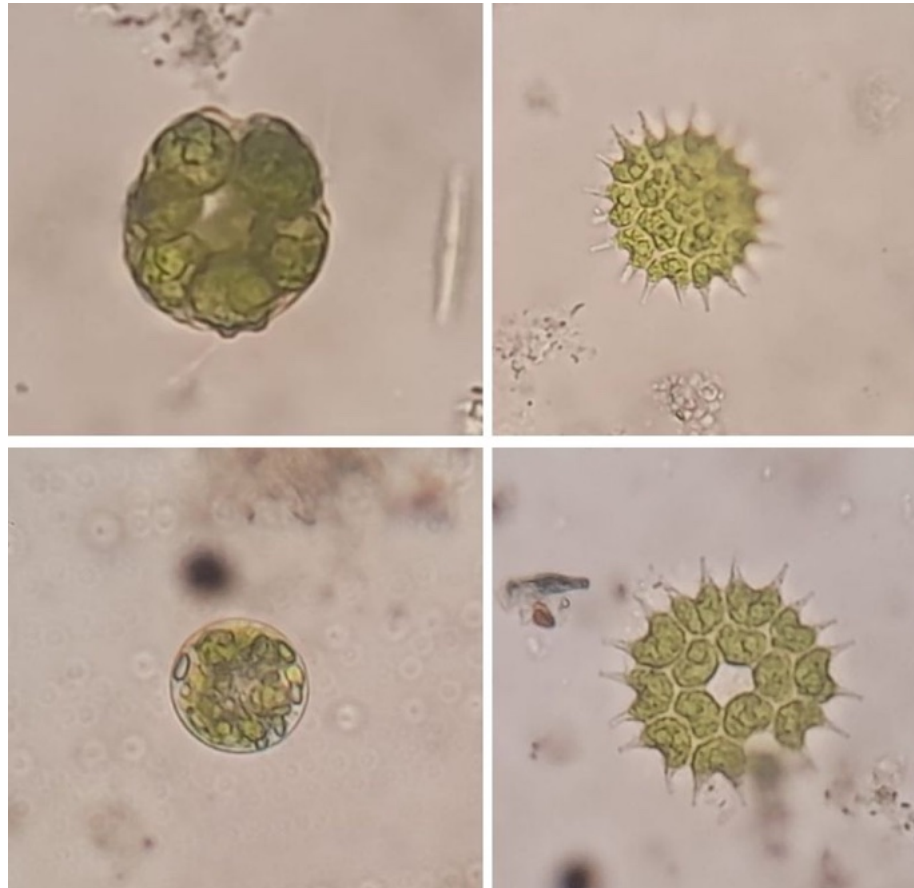


Figura 105. Algas verdes.

Algas presentes en muestra de agua superficial. Fuente: Uriel Monroy B.

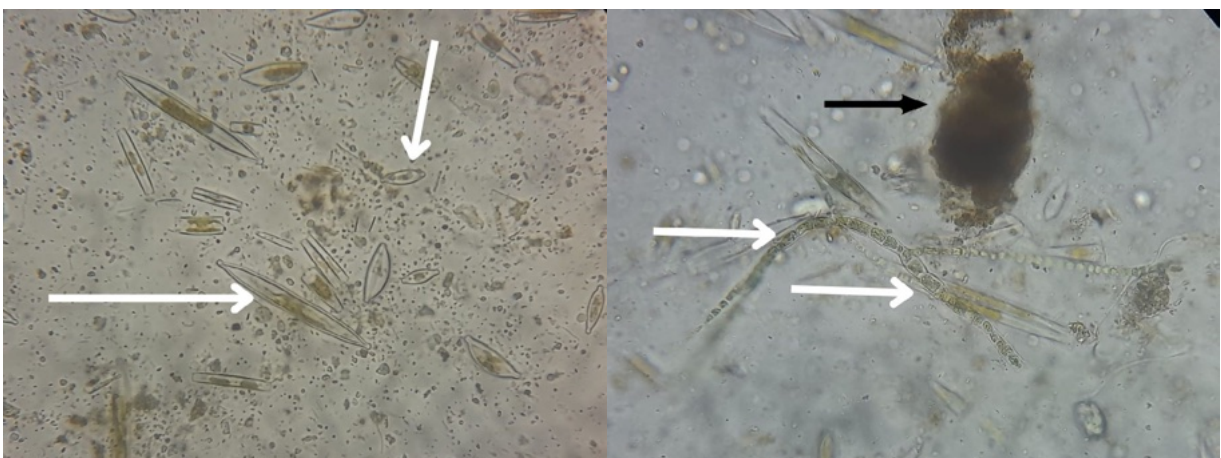


Figura 106. Microalgas.

Grupo de diatomeas (flecha blanca), materia orgánica (flecha negra). Fuente: Uriel Monroy B.

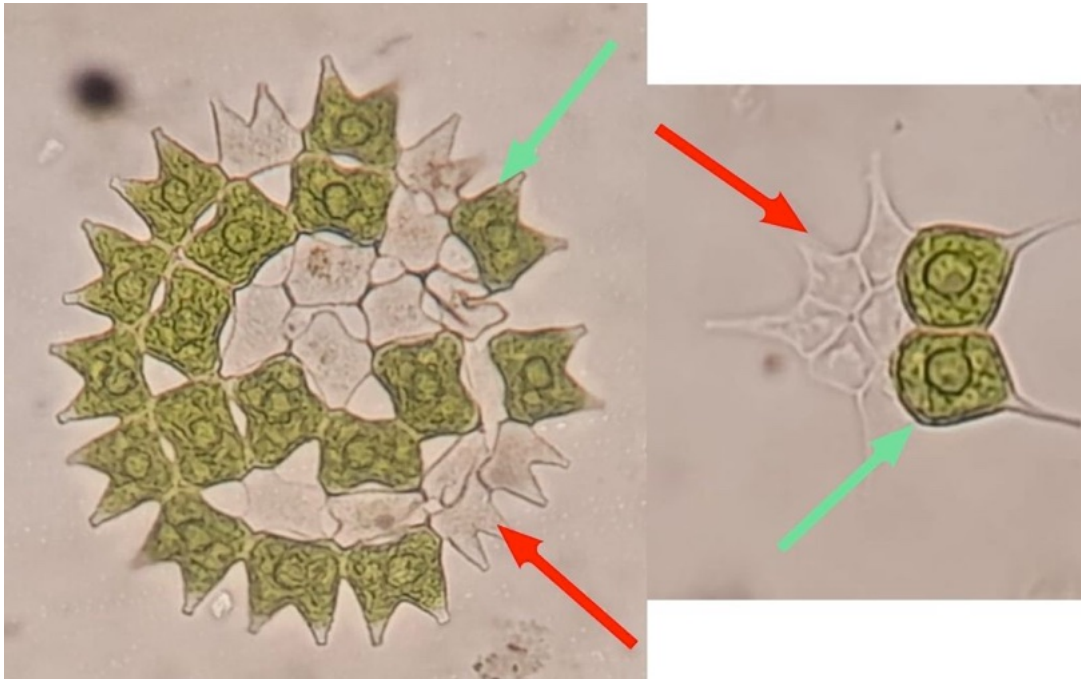


Figura 107. Algas verdes en descomposición.

Algas verdes, ubicadas en la superficie de la columna de agua (flecha verde), se evidencia pérdida de la clorofila y el tamaño de sus estructuras, asociado a muerte de algas (flecha roja). Fuente: Uriel Monroy B.

| 77

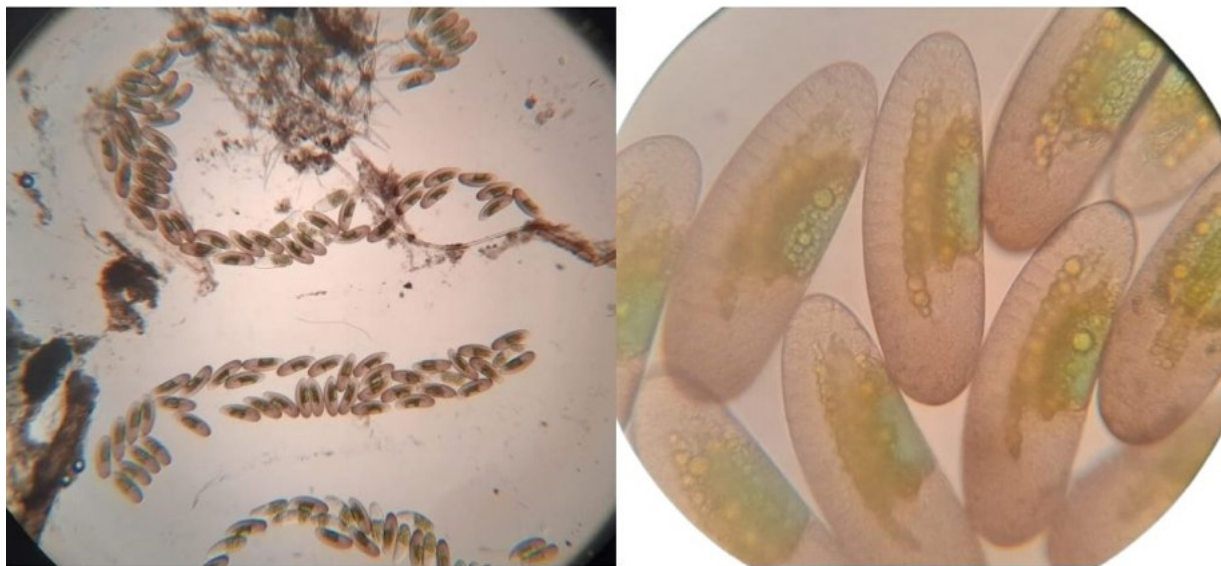


Figura 108.

Microorganismos no identificados presentes en medio de cultivo con alta materia orgánica en degradación (son microorganismos que se alimentan de dicha materia). Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 109. Euglenas. Fuente: Uriel Monroy B.

78 |

La mayoría de las especies de euglenoides prefieren aguas con alta concentración de materia orgánica, compuestos ferrosos y sales de amonio. (Núñez et al., 2008).

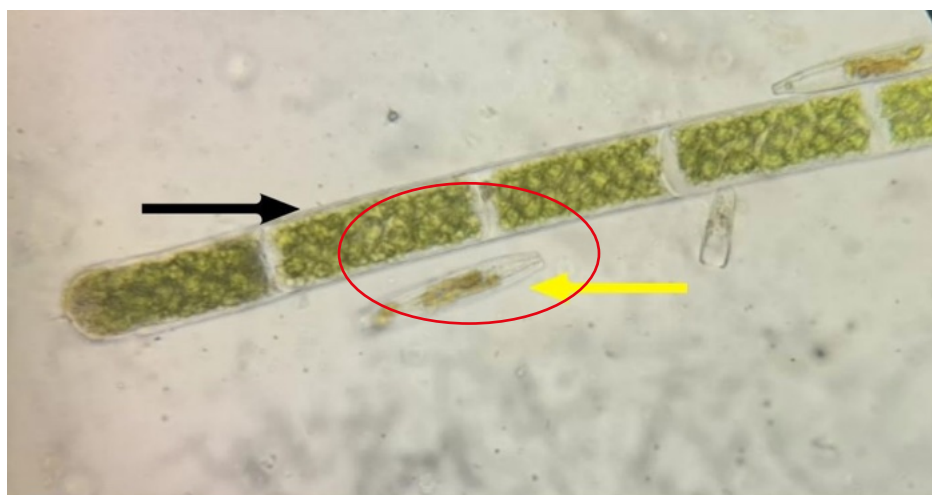


Figura 110. Microalgas. Alga verde filamentosa (flecha negra), conteniendo en su interior abundantes cloroplastos y (Aroca et al., 2020). Fuente: Uriel Monroy B.

Algas verde azules.

Son microorganismos acuáticos poco comunes, su presencia está relacionada a lagos, con limitación de nutrientes, movimiento mínimo de agua, altas temperaturas (según la época del año) además las afectaciones generadas por los humanos también predisponen el afloramiento acelerado y exacerbado de la población de estas algas (blooms), afectando e impidiendo el desarrollo de otros organismos acuáticos. Además, ciertas cianobacterias son capaces de producir y liberar toxinas al medio que pueden afectar tanto a animales y humanos, por consumo directo de agua contaminada o de animales que anteriormente y a lo largo de su vida tuvieron consumo de estas algas o toxinas. (Nuñez et al., 2008) especialmente en ambientes terrestres (Von Humboldt, 1816; 1817; Von Martius, 1840-1906; Von Spix & Von Martius, 1823-31; Bates, 1848-59; Spruce, 1849-1864, en Sioli, 1984.

| 79

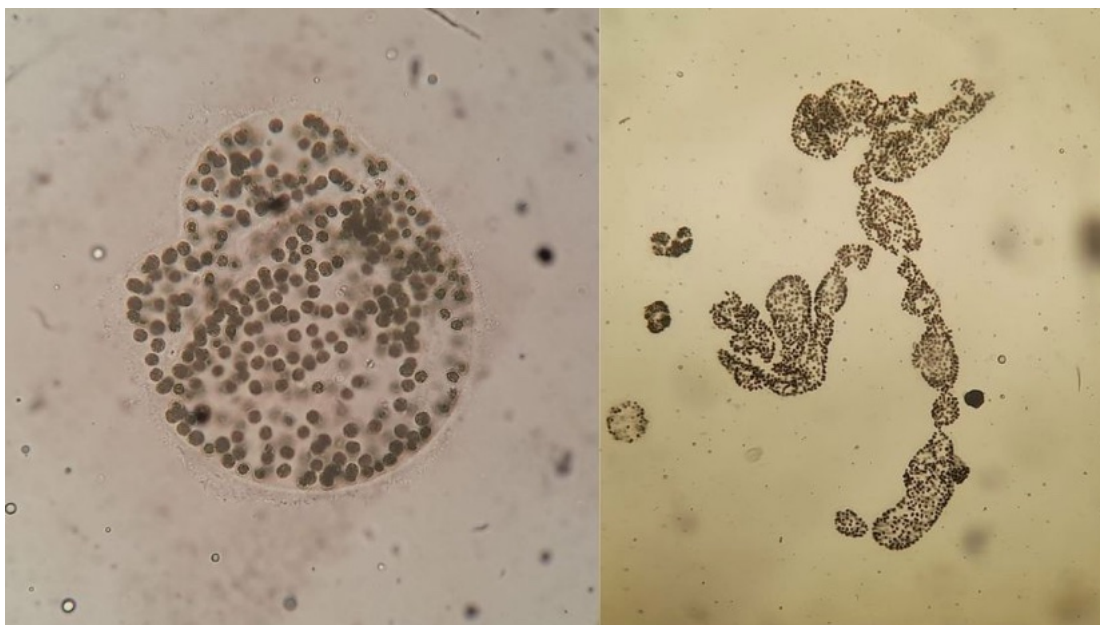


Figura 111. Algas verde azules. Identificación de algas verde azules “microcystis” en muestra de agua.
Fuente: Uriel Monroy B.



80 |

Figura 112. Algas verde azules. Identificación de algas verde azules “microcystis” en muestra de contenido intestinal resultado de la filtración propia de la tilapia. Fuente: Uriel Monroy B.



Figura 113. Algas verde azules.

Alga compuesta por células esféricas generando en este caso una forma en espiral, (Nuñez et al., 2008) especialmente en ambientes terrestres (Von \nHumboldt, 1816; 1817; Von Martius, 1840-1906; \nVon Spix & Von Martius, 1823-31; Bates, 1848-\n59; Spruce, 1849-1864, en Sioli, 1984. Sin embargo, no es su patrón característico, también se podrán evidenciar totalmente rectas u onduladas. Fuente: Uriel Monroy B.

ARTEFACTOS.

Material que contamina de cierta forma lo que se observa en las muestras y deben identificarse para evitar confusiones con agentes patógenos.

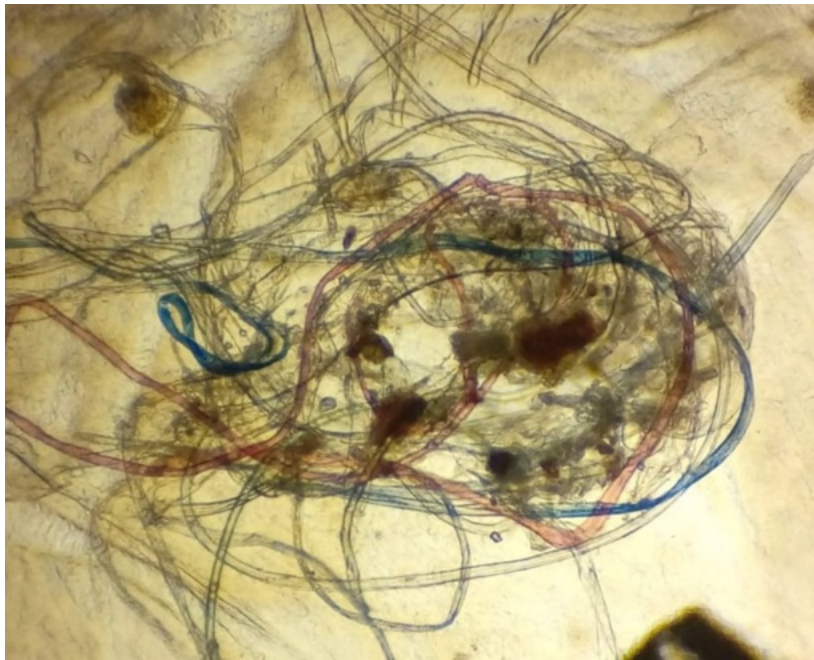


Figura 114. Hilos.

Fuente: Corpavet® Molecularvet®.

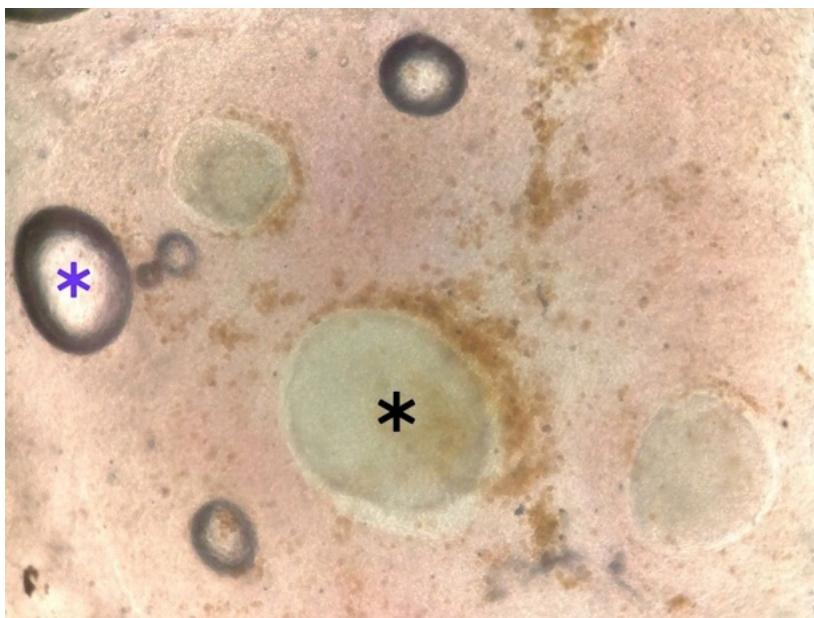


Figura 115. Bazo con burbujas.

Bazo con presencia de granuloma (asterisco negro) y burbujas a su alrededor (asterisco azul). Fuente: Corpavet® Molecularvet®.



Figura 116. Gónada con artefacto.

Estructura estrellada identificada durante revisión en fresco de gónada macho usando como medio de contraste azul de metileno. Fuente: Uriel Monroy B.

BIBLIOGRAFÍA.

- AzzamAroca, G. E., Ramírez, M. E., Robotham, H., & Avila, M. (2020, octubre). Morphological and reproductive studies on the green filamentous pest Rhizoclonium-like affecting *Agarophyton chilensis* commercial farms in southern Chile. *Aquatic Botany* 167 (2020) 103291, 167, 9.
- Barato, P., & Gomez Sanchez, M. (2023). *Guidebook on Biosecurity and Good Aquaculture Policies and Practices for small-scale farmers of tilapia (Oreochromis sp.) and rainbowtrout(Oncorhynchus mykiss)*. APEC Project: SCSC072020. [https://www.apec.org/publications/2023/04/guidebook-on-biosecurity-and-good-aquaculture-policies-and-practices-for-small-scale-farmers-of-tilapia-\(oreochromis-sp-\)-and-rainbow-trout-\(oncorhynchus-mykiss\)](https://www.apec.org/publications/2023/04/guidebook-on-biosecurity-and-good-aquaculture-policies-and-practices-for-small-scale-farmers-of-tilapia-(oreochromis-sp-)-and-rainbow-trout-(oncorhynchus-mykiss))
- Castañeda, A., Feria, M., Toledo, O., Castillo Deysy, & Cueva, M. (2020, junio). Detection of tilapia lake virus (TiLV) by seminested RT-PCR in farmed tilapias from two regions of Peru. *Revista de Investigaciones veterinarias del Perú*, 31(2). http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172020000200039
- Hahm, C. M., Grajales, A., & Gutierrez, V. (2011). *Parámetros hematológicos de Tilapia nilotica (Oreochromis niloticus, lennaeus 1757) con peso entre 250 g y 350 g, en el Centro Experimental de la Universidad de Caldas*. 5(1), 15.
- Noga, E. J. (2010). Problems 11 Through 43. En *Fish Disease* (pp. 107-177). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch8>
- Núñez, M., Marciales, L., & Beltran, M. (2008). *Microalgas acuáticas: La otra escala de la biodiversidad en la Amazonia Colombiana*. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas – SINCHI Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- SANIPES. (2018). *Plan de Emergencia Virus de la Tilapia Lacustre (TiLV) 3a Edición*. <https://www.sanipes.gob.pe/tilapia/Plan-Emergencia-TiLV.pdf>
- Sayuti, M., Ina-Salwany, M. Y., Zamri-Saad, M., Annas, S., Yusof, M. T., Monir, M. S., Mohamad, A., Muhamad-Sofie, M. H. N., Lee, J. Y., Chin, Y. K., Amir-Danial, Z., Asyiqin, A., Lukman, B., Liles, M. R., & Amal, M. N. A. (2021). Comparative Pathogenicity of *Aeromonas* spp.

- In Cultured Red Hybrid Tilapia (*Oreochromis niloticus* × *O. mossambicus*). *Biology*, 10(11), 1192. <https://doi.org/10.3390/biology10111192>
- Balbuena, E., Rios, V., & Flores, A. (2011). *Manual basico de sanidad piscicola*. FAO. <https://www.fao.org/3/as830s/as830s.pdf>
- Balbuena, E., Rios, V., Flores, A., Meza, J., & Galeano, A. (2011). *Manual básico de sanidad piscicola* (Vol. 1). <https://www.fao.org/3/as830s/as830s.pdf>
- Barato, P., & Gomez Sanchez, M. (2023). *Guidebook on Biosecurity and Good Aquaculture Policies and Practices for small-scale farmers of tilapia (Oreochromis sp.) and rainbowtrout (Oncorhynchus mykiss)*. APEC Project: SCSC072020. [https://www.apec.org/publications/2023/04/guidebook-on-biosecurity-and-good-aquaculture-policies-and-practices-for-small-scale-farmers-of-tilapia-\(oreochromis-sp\)-and-rainbow-trout-\(oncorhynchus-mykiss\)](https://www.apec.org/publications/2023/04/guidebook-on-biosecurity-and-good-aquaculture-policies-and-practices-for-small-scale-farmers-of-tilapia-(oreochromis-sp)-and-rainbow-trout-(oncorhynchus-mykiss))
- Cabañes. (2021). *La saprolegniosis: Una enfermedad reemergente*. Asociacion española de microbiologia. https://www.researchgate.net/profile/F-Cabanes/publication/356388741_La_saprolegniosis_una_enfermedad_reemergente/links/619cc43561f0987720c69459/La-saprolegniosis-una-enfermedad-reemergente.pdf
- Casas, F. C., Ortiz, A. A., Sarabia, D. O., & Soriano, L. A. C. (1997). Infection due to *Aeromonas hydrophila* and *Ichthyophthirius multifiliis* in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum) and tilapia (*Oreochromis aureus*, L) in Morelos, México. Pathological study and review of treatment. *Veterinaria México*, 28(1), 59-62.
- Cerdá-Reverter, J. M., Muriach, B., Zanuy, S., & Muñoz-Cueto, J. A. (2008). A cytoarchitectonic study of the brain of a perciform species, the sea bass (*Dicentrarchus labrax*): The midbrain and hindbrain. *Acta Histochemica*, 110(6), 433-450. <https://doi.org/10.1016/j.acthis.2008.01.001>
- Comas, J., & Villanueva, M. (s. f.). *Toma y envío de muestras para el diagnóstico de enfermedades en peces*.
- FAO. (2022). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2022. Towards Blue Transformation*. <https://www.fao.org/fishery/en/publication/295133>

- Gomez, O., Guerrero, M., Meneses, K., & Nuñez, K. (2018). *Identificación de una colección de microalgas aisladas de Costa Rica mediante secuenciación de ADNr 18S*. Facultad de Ciencias Departamento de Biología Sede Bogotá. <http://www.scielo.org.co/pdf/abc/v23n2/0120-548X-abc-23-02-00199.pdf>
- Huila, G. del. (2022, marzo 17). *El Huila se consolida como potencia piscícola de Colombia*. Gobernación del Huila. <https://www.huila.gov.co/publicaciones/11992/el-huila-se-consolida-como-potencia-piscicola-de-colombia/>
- Laclette, P., & Zuñiga, P. (2011). *El impacto de los fondos mixtos en el desarrollo regional*. Instituto de ecología A.C. https://www.foroconsultivo.org.mx/libros_editados/fomix_2011_vol2.pdf
- Lara, m, Balan, S., Zapata, A., & Sonda, K. (2013). *Determinación y prevalencia de *Micobacterium* spp. En tilapia nilotica (*Oreochromis niloticus*) cultivada en Campeche, México*. Rev. MVZ Córdoba. <https://revistamvz.unicordoba.edu.co/article/view/188/257>
- Leal, C. A. G., Tavares, G. C., & Figueiredo, H. C. P. (2014). *Outbreaks and genetic diversity of *Francisella noatunensis* subsp *orientalis* isolated from farm-raised Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Brazil*. 13, 5704-5712. <https://doi.org/10.4238/2014.July.25.26>
- Millán, L., Torres, A., Marín, G., Ramírez, W., Vásquez, M., & Rondón, I. (2012). *Concentración anestésica del eugenol en peces escalares (*Pterophyllum scalare*)*. 23(2), 11.
- MINAGRICULTURA, D. de cadenas pecuarias, pesqueras y acuícolas. (2023). *Cadena de la Acuicultura: Indicadores Sectoriales diciembre 2022*. SIOC, Sistema de Información de Gestión y Desempeño de Organizaciones de Cadenas. <https://sioc.minagricultura.gov.co/Acuicultura/Pages/Documentos.aspx>
- Noga, E. J. (2010a). Postmortem Techniques. En *Fish Disease* (pp. 49-64). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch4>
- Noga, E. J. (2010b). Problems 11 Through 43. En *Fish Disease* (pp. 107-177). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch8>
- Noga, E. J. (2010c). Problems 45 Through 57. En *Fish Disease* (pp. 183-214). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch10>

- Noga, E. J. (2010d). Problems 58 Through 76. En *Fish Disease* (pp. 215-268). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch11>
- Noga, E. J. (2010e). Problems 89 Through 99. En *Fish Disease* (pp. 305-331). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118786758.ch13>
- Núñez, M., Marciales, L., & Beltran, M. (2008). *Microalgas acuáticas: La otra escala de la biodiversidad en la Amazonia Colombiana*. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas – SINCHI Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- Pereira, C., Duarte, J., Costa, P., Braz, M., & Almeida, A. (2022). Bacteriophages in the Control of *Aeromonas* sp. in Aquaculture Systems: An Integrative View. *Antibiotics*, 11(2), 163. <https://doi.org/10.3390/antibiotics11020163>
- Shahin, K., Subramaniam, K., Camus, A., Yazdi, Z., Yun, S., Koda, S., Waltzek, T., Pierezan, F., Hu, R., & Soto, E. (2021). *Isolation, Identification and Characterization of a Novel Megalocytivirus from Cultured Tilapia (Oreochromis spp.) from Southern California, USA*. *Animals*.
- Soto, E., Shahin, K., Talhami, J. J., Griffin, M. J., Adams, A., & Ramírez-Paredes, J. G. (2019). Characterization of *Francisella noatunensis* subsp. *Orientalis* isolated from Nile tilapia *Oreochromis niloticus* farmed in Lake Yojoa, Honduras. *Diseases of Aquatic Organisms*, 133(2), 141-145. <https://doi.org/10.3354/dao03333>
- Vásquez, G., Penagos, L., & Iregui, C. (2011). *TÉCNICA DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS PARA HISTOPATOLOGÍA Y MICROBIOLOGÍA EN*.
- Zaror, L., Collado, L., Bohle, H., Landskron, E., Montala, J., & Avendaño, F. (2004). *Saprolegnia parasitica* en salmones y truchas del sur de Chile. *Arch. med. vet.* https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-732X2004000100008#:~:text=Saprolegnia%20parasitica%20ha%20sido%20reconocida,actuando%20principalmente%20como%20pat%C3%B3geno%20secundario.

Proyecto SGR - BPIN 2021000100314



**Fortalecimiento del Estatus Sanitario y de
Bioseguridad de la Producción de Tilapia en el
Departamento del Huila**



ISBN 978-628-96973-0-8



9 786289 697308