

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



TESIS

**MORFOMETRÍA E HISTOLOGÍA DEL RIÑÓN Y BAZO DE LA
TRUCHA ARCOÍRIS (*Oncorhynchus mykiss*)**

PRESENTADO POR:

Br. KILLA ARAHUALLPA MAYORGA

**PARA OPTAR EL TÍTULO
PROFESIONAL DE MÉDICO
VETERINARIO**

ASESORES:

M. Sc JULIO ENRIQUE RAMIREZ HUANCA

M. Sc. JEANSEN ANIBAL MONTESINOS

LOPEZ

CUSCO – PERÚ

2026



Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

INFORME DE SIMILITUD

(Aprobado por Resolución Nro.CU-321-2025-UNSAAC)

El que suscribe, el Asesor JULIO ENRIQUE RAMIREZ HUANCA.....
..... quien aplica el software de detección de similitud al
trabajo de investigación/tesis titulada: MORFOMETRIA E HISTOLOGIA DEL RIÑÓN
Y BAZO DE LA TRUCHA ARCOÍRIS (Oncorhynchus mykiss)

Presentado por: KILLA ARAHUALLPA MAYORGA..... DNI N° 72782524.....;
presentado por: DNI N°:
Para optar el título Profesional/Grado Académico de MEDICO VETERINARIO

Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 01 veces, mediante el Software de Similitud, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso del Sistema Detección de Similitud en la UNSAAC** y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 03%.

Evaluación y acciones del reporte de coincidencia para trabajos de investigación conducentes a grado académico o título profesional, tesis

Porcentaje	Evaluación y Acciones	Marque con una (X)
Del 1 al 10%	No sobrepasa el porcentaje aceptado de similitud.	<input checked="" type="checkbox"/>
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las subsanaciones.	<input type="checkbox"/>
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, conforme al reglamento, quien a su vez eleva el informe al Vicerrectorado de Investigación para que tome las acciones correspondientes; Sin perjuicio de las sanciones administrativas que correspondan de acuerdo a Ley.	<input type="checkbox"/>

Por tanto, en mi condición de Asesor, firmo el presente informe en señal de conformidad y **adjunto** las primeras páginas del reporte del Sistema de Detección de Similitud.

Cusco, 13 de ABRIL..... de 2026.....


.....
Firma

Post firma JULIO ENRIQUE RAMIREZ HUANCA.....

Nro. de DNI 41268168.....

ORCID del Asesor 1: 0000-0003-2011-4294.....

ORCID DEL ASESOR 2: 0000-0002-6504-9783

JEANSEN ANIBAL MONTESINO LOPEZ, DNI: 46371754

Se adjunta:

1. Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
2. Enlace del Reporte Generado por el Sistema de Detección de Similitud: oid: 27259:578128066.....

Killa Arahualpa Mayorga

MORFOMETRÍA E HISTOLOGÍA DEL RIÑÓN Y BAZO DE LA TRUCHA ARCOÍRIS (*Oncorhynchus mykiss*).pdf

 Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:578128066

Fecha de entrega

13 abr 2026, 3:46 p.m. GMT-5

Fecha de descarga

13 abr 2026, 3:52 p.m. GMT-5

Nombre del archivo

MORFOMETRÍA E HISTOLOGÍA DEL RIÑÓN Y BAZO DE LA TRUCHA ARCOÍRIS (*Oncorhynchus myki*....pdf

Tamaño del archivo

4.8 MB

94 páginas

18.565 palabras

108.570 caracteres




3% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- ▶ Bibliografía
- ▶ Texto citado
- ▶ Texto mencionado
- ▶ Coincidencias menores (menos de 15 palabras)

Fuentes principales

- 3%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 2%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

DEDICATORIA

A Koffee y Gema, por ser el principal impulso y motivo en cualquier aspecto de mi vida,
mi principal soporte emocional.

A mi mamá, por ser siempre tan comprensiva, darme todo su amor y apoyo incondicional.

A mi hermano y padre, por todo el apoyo y recursos brindados.

A todas las truchas arcoíris que fueron sometidas a eutanasia para esta investigación y a
Francesco.

AGRADECIMIENTOS

Al señor Lucas Conde, responsable de la Piscigranja Layo Imperial, por su gran amabilidad y disposición, ya que sin él no hubiera sido posible la ejecución de esta investigación.

A mi asesor principal, M. Sc Julio Enrique Ramirez Huanca, por haberme brindado conocimientos, comprensión, guía, apoyo e inmensa paciencia para la realización y culminación de este trabajo. Y al M. Sc. Jeansen Anibal Montesinos Lopez por todo el apoyo brindado.

A Karen Maysa Huaman Espirilla, por haberme acompañado durante todo el desarrollo de este trabajo.

A la M.V.Z. Diana Paredes, M. Sc. Duriel Mamani Mango, Ph. D. Pedro Walter Bravo Matheus, al doctor Francisco Febres, y aquellos docentes de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria que brindaron contactos, apoyo, materiales, espacios y conocimientos cuando se necesitaron.

A la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria Sicuani por brindar el espacio, materiales y equipos necesarios para este trabajo.

Al personal de limpieza, seguridad y administrativos por todo su apoyo y paciencia.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
ÍNDICE DE FIGURAS	v
ÍNDICE DE TABLAS.....	vi
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
2.1. Planteamiento del problema de investigación	3
2.2. Formulación del problema de investigación.....	4
2.2.1. <i>Problema general</i>	4
2.2.2. <i>Problemas específicos</i>	4
III. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
3.1. Objetivo general.....	5
3.2. Objetivos específicos	5
IV. MARCO TEÓRICO	6
4.1. Antecedentes.....	6
4.2. Marco conceptual.....	9
4.3. Características generales del riñón en peces.....	10
4.3.1. <i>Morfometría</i>	10
4.3.2. <i>Histología</i>	11
4.3.3. <i>Funciones</i>	14
4.4. Características generales del bazo en peces.....	15
4.4.1. <i>Morfometría</i>	15
4.4.2. <i>Histología</i>	16
4.4.3. <i>Funciones</i>	16
V. METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN.....	18
5.1. Lugar de estudio.....	18
5.2. Lugar de procesamiento y análisis de muestras.....	18

5.3.	Tipo de estudio.....	18
5.4.	Población de estudio	19
5.5.	Tamaño de muestra.....	19
5.6.	Criterios de inclusión.....	19
5.7.	Criterios de exclusión	19
5.8.	Variables	19
5.9.	Materiales.....	20
5.10.	Descripción de los métodos	22
5.10.1.	<i>Preparación de formol tamponado al 10%</i>	22
5.10.2.	<i>Selección de especímenes y eutanasia</i>	22
5.10.3.	<i>Necropsia</i>	23
5.10.4.	<i>Toma de medidas morfométricas</i>	24
5.10.5.	<i>Procesamiento de muestras histológicas</i>	24
5.10.6.	<i>Análisis estadístico</i>	27
5.10.7.	<i>Análisis de imágenes</i>	27
5.10.8.	<i>Captura y edición de imágenes</i>	27
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	28
6.1.	Riñón.....	28
6.1.1.	<i>Descripción morfométrica</i>	28
6.1.2.	<i>Descripción histológica</i>	33
6.2.	Bazo	46
6.2.1.	<i>Descripción morfométrica</i>	46
6.2.2.	<i>Descripción histológica</i>	51
VII.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	57
7.1.	Conclusiones	57
7.2.	Recomendaciones	58
VIII.	REFERENCIAS.....	59
IX.	ANEXOS.....	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Ubicación de la piscigranja Layo Imperial	18
Figura 2 Esquematación del riñón de la trucha arcoíris	28
Figura 3 Riñones de trucha arcoíris	29
Figura 4 Ubicación anatómica y morfología del riñón	30
Figura 5 Vista panorámica del riñón anterior	34
Figura 6 Células interrenales y cromafines	35
Figura 7 Fibra nerviosa.....	36
Figura 8 Células presentes en el parénquima renal	37
Figura 9 Vista panorámica del riñón posterior	39
Figura 10 Corpúsculo renal y segmento del cuello	40
Figura 11 Túbulo proximal.....	41
Figura 12 Segmento intermedio	42
Figura 13 Túbulos distales y túbulos colectores.....	43
Figura 14 Corpúsculos de Stannius	44
Figura 15 Células del corpúsculo de Stannius.....	45
Figura 16 Bazos de trucha arcoíris	47
Figura 17 Morfología y ubicación anatómica del bazo	49
Figura 18 Vista panorámica del bazo	52
Figura 19 Cápsula del bazo	53
Figura 20 Parénquima esplénico.....	53
Figura 21 Elipsoides y sinusoides	54
Figura 22 Células presentes en el parénquima esplénico	55

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Media de la longitud, anchura y peso del riñón de tres edades	32
Tabla 2 Media de la longitud, anchura y peso del bazo de tres edades	50

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Tipos configuracionales de riñones de teleósteos marinos	68
Anexo 2. Características de un pez sano y pez enfermo	69
Anexo 3. Protocolo de deshidratación, aclaramiento e infiltración.....	70
Anexo 4. Protocolo de tinción de hematoxilina y eosina	71
Anexo 5. Protocolo de tinción de tricrómico de Masson	72
Anexo 6. Protocolo de tinción de PAS (Ácido Peryódico de Schiff).....	73
Anexo 7. Protocolo de tinción de reticulina	74
Anexo 8. Topografía esquemática del bazo y riñón de la trucha arcoíris	75
Anexo 9. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, morfometría macroscópica del riñón....	76
Anexo 10. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, morfometría macroscópica del bazo ..	77
Anexo 11. ANOVA de una vía, morfometría macroscópica del riñón	78
Anexo 12. ANOVA de una vía, morfometría macroscópica del bazo	79
Anexo 13. Recolección de muestras y datos morfométricos.....	80
Anexo 14. Procesamiento histológico (Parte I).....	81
Anexo 15. Procesamiento histológico (Parte II).....	82
Anexo 16. Procesamiento histológico (Parte III)	83

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

CMM: Centros melanomacrófagos

CR: Corpúsculos renales

CS: Corpúsculos de Stannius

EU: Espacio urinario

GH: Hormona del crecimiento

IGF: Factores de crecimiento similar a la insulina

H&E: Hematoxilina y eosina

MM: Melanomacrófagos

PAS: Ácido periódico de Schiff

PI: Primera porción del túbulo proximal

PII: Segunda porción del túbulo proximal

PU: Polo urinario

PV: Polo vascular

SC: Segmento del cuello

SI: Segmento intermedio

TD: Túbulo distal

TP: Túbulo proximal

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue caracterizar la morfometría e histología del riñón y bazo de la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) aparentemente sanas en tres etapas de vida: alevín, juvenil y adulto. Se analizaron 15 especímenes (5 por grupo), evaluando longitud, anchura y peso, y procesando las muestras mediante la técnica histológica convencional, usando las tinciones de hematoxilina-eosina, tricrómico de Masson, Ácido Peryódico de Schiff (PAS) y reticulina. Los resultados morfométricos evidenciaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los grupos etarios, mostrando un incremento progresivo del tamaño y peso de ambos órganos. El riñón se presentó como un órgano único, alargado y de color marrón rojizo, con diferenciación macroscópica en regiones anterior, medial y posterior. Histológicamente, se distinguieron dos porciones funcionales: una anterior, predominantemente hematopoyética, linfoide y endocrina, y una posterior, de carácter excretor, con presencia de corpúsculos renales, túbulos y corpúsculos de Stannius. Se observó un aumento progresivo de centros melanomacrófagos con la edad. El bazo presentó forma piramidal y coloración negro rojizo. Histológicamente, estuvo constituido por pulpa roja y blanca sin delimitación clara, con presencia de sinusoides, elipsoides y abundantes células inmunitarias. En conjunto, ambos órganos mostraron cambios morfofuncionales asociados al crecimiento, aportando información de referencia útil para estudios comparativos en condiciones fisiológicas y patológicas.

Palabras clave: Riñón, Bazo, Morfometría, Histología, Trucha Arcoíris

ABSTRACT

The aim of this study was to characterize the morphometry and histology of the kidney and spleen of apparently healthy rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) at three life stages: alevin, juvenile, and adult. A total of 15 specimens (5 per group) were analyzed, evaluating length, width, and weight, and processing samples using conventional histological techniques with hematoxylin-eosin, Masson's trichrome, Periodic Acid-Schiff (PAS), and reticulin stains. Morphometric results showed significant differences ($p < 0.05$) among age groups, with a progressive increase in the size and weight of both organs. The kidney appeared as a single, elongated, reddish-brown organ, macroscopically differentiated into anterior, medial, and posterior regions. Histologically, two functional portions were identified: an anterior region, predominantly hematopoietic, lymphoid, and endocrine, and a posterior region with excretory function, containing renal corpuscles, renal tubules, and Stannius corpuscles. An age-related increase in melanomacrophage centers was observed. The spleen exhibited a pyramidal shape and a dark reddish coloration. Histologically, it consisted of red and white pulp without clear delimitation, with the presence of sinusoids, ellipsoids, and abundant immune cells. Overall, both organs showed morphofunctional changes associated with growth, providing useful baseline information for comparative studies under physiological and pathological conditions.

Keywords: Kidney, Spleen, Morphometry, Histology, Rainbow Trout

I. INTRODUCCIÓN

La trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) es un pez teleósteo originario de Norteamérica. Globalmente representa una de las especies dulceacuícolas más importantes para la acuicultura y la pesca deportiva, debido a su fácil adaptación al cautiverio y unas etapas de desarrollo bien definidas, factores que garantizan el éxito en su producción y crecimiento (Maiz et al., 2010). En el Perú, se ha adaptado exitosamente a lagunas, lagos y ríos altoandinos; reportándose mayores volúmenes de cosecha de trucha arcoíris en Puno, Pasco, Huancavelica y Junín (Instituto Tecnológico de la Producción, 2023). Y Cusco, al pertenecer a la sierra sur, posee una gran variedad de recursos que le permiten tener un gran potencial para el desarrollo de la actividad truchícola. Especialmente en la zona de Langui se maneja un centro piscícola cuya finalidad es apoyar el desarrollo de la acuicultura intensiva familiar y empresarial (Chirinos et al., 2008).

Dado el elevado valor comercial y nutricional de la trucha arcoíris, existe un marcado interés científico en la fisiología, anatomía e histología de sus órganos vitales. En este contexto, el riñón y el bazo desempeñan un papel importante en la defensa y mantenimiento del organismo, ya que se encargan de producir células inmunitarias y eliminación de desechos del metabolismo, etc. (Ferguson, 2006).

Aunque existen investigaciones histológicas sobre el riñón en otros teleósteos de agua dulce, como en el pez cuchillo (*Eigenmannia virescens*), morena (*Gymnotus carapo*), carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idella*), “dientado” (*Oligosarcus jenynsi*) y bagre sapo (*Rhamdia quelen*), y sobre el bazo en especies como la trucha de Ohrid (*Salmo letnica*), peces guppy y molly, pez “dorada” (*Sparus aurata*) y pez dorado (*Carassius auratus*), la literatura que describe detalladamente la morfometría y estructura histológica del riñón y el bazo de la trucha arcoíris es limitada a nivel nacional e internacional a pesar de su relevancia acuícola. El conocimiento y comprensión de estos aspectos morfológicos e histológicos normales en animales sanos son indispensables para el manejo zootécnico y la detección temprana de alteraciones inducidas por estrés ambiental, enfermedades o contaminantes (Kuperman y Kuz'mina, 1994).

El presente estudio tiene como objetivo la descripción morfométrica e histológica detallada del riñón y bazo de truchas arcoíris aparentemente sanas. Lo que permite establecer una referencia que pueda ayudar a comprender de mejor manera su fisiología y anatomía normal y así utilizar la información obtenida en estudios realizados a futuro sobre la salud y manejo de esta especie, también servirá para poder identificar patologías que afecten al riñón y bazo, ayudando a la diferenciación de un órgano sano y uno enfermo, por lo que los resultados aportarán información valiosa que ayude a optimizar las condiciones de cultivo y así poder asegurar una buena sostenibilidad en la producción acuícola.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1. Planteamiento del problema de investigación

La trucha arcoíris es una especie con una amplia distribución y gran relevancia económica y biológica, siendo utilizada frecuentemente en investigaciones sobre fisiología, patología y toxicología acuática. A pesar de ello, la información disponible sobre la morfometría e histología de sus órganos internos, especialmente el riñón y el bazo, es limitada y en muchos casos ha sido obtenida en condiciones experimentales y patológicas.

Existen algunos estudios, como el de Gregori et al. (2014), donde describe las alteraciones morfométricas que ocasiona la infección de yersiniosis (*Yersinia ruckeri*) en el riñón. Asimismo, encontramos algunas obras de referencia como las de Mokhtar (2022), Genten et al. (2009) y Kirschbaum y Formicki (2020), donde muestran descripciones histológicas de distintos peces, como el pez cuchillo, pez morena, carpa herbívora y perca criolla, sin embargo no proporcionan información detallada sobre la trucha arcoíris en condiciones normales. En el caso del bazo, las observaciones histológicas se centran en especies como la trucha de Ohrid, peces guppy, molly y pez dorado, evidenciando escasez de información sobre esta especie de interés acuícola.

En el ámbito local, la falta de estudios específicos sobre la morfometría e histología normal del riñón y el bazo de la trucha arcoíris, representa un obstáculo en el desarrollo de investigaciones posteriores, ya que estos órganos suelen ser los principales objetos de investigación al analizar el impacto de agentes químicos, infecciosos o ambientales (Altinok y Capkin, 2007). Sin una descripción de referencia clara del estado normal de los órganos, resulta difícil realizar diagnósticos comparativos precisos frente a estados patológicos o alterados, ya sea para evaluar toxicidad u otros factores experimentales, y más especialmente en distintas etapas de desarrollo.

Por lo tanto, la caracterización morfométrica e histológica del riñón y el bazo en truchas arcoíris aparentemente sanas, constituye una base fundamental para futuras investigaciones experimentales, comparando de forma más sencilla el órgano normal con uno enfermo o verificar el impacto que pueda llegar a tener la suplementación de alimentos, antibióticos, pesticidas o diversas sustancias químicas en su entorno, contribuyendo al

conocimiento anatómico e histológico de la especie y al mejoramiento de sus condiciones de crianza y salud.

2.2. Formulación del problema de investigación

2.2.1. Problema general

Existe un vacío de conocimiento acerca de las características morfométricas e histológicas del riñón en truchas arcoíris en etapa de alevinos, juveniles y adultos.

2.2.2. Problemas específicos

¿Cuáles son las características morfométricas e histológicas del riñón en truchas arcoíris en etapa de alevinos, juveniles y adultos?

¿Cuáles son las características morfométricas e histológicas del bazo en truchas arcoíris en etapa de alevinos, juveniles y adultos?

III. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Objetivo general

Caracterizar la morfometría e histología del riñón y bazo de truchas arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) aparentemente sanas en tres etapas de vida.

3.2. Objetivos específicos

Describir las características morfométricas e histológicas del riñón en truchas arcoíris en etapa de alevinos, juveniles y adultos.

Describir las características morfométricas e histológicas del bazo en truchas arcoíris en etapa de alevinos, juveniles y adultos.

IV. MARCO TEÓRICO

4.1. Antecedentes

4.1.1. Estudios de morfometría y anatomía del riñón y bazo

La revisión bibliográfica sobre la morfometría del riñón de la perca criolla (*Percichthys trucha*), muestra que, si bien existen estudios, estos abordan principalmente la escala microscópica, donde se tomaron medidas de algunas de las estructuras principales, como el ancho (84.53 μm) y alto (77.69 μm) del glomérulo, grosor de la cápsula de Bowman (2.60 μm), y el alto (102.63 μm) y ancho (108.78 μm) del corpúsculo renal (Palma et al., 2017). En el caso específico de la trucha arcoíris, Gregori et al. (2014) describen los cambios anatómicos y morfométricos que se dan en las agregaciones de macrófagos en el riñón en truchas sanas y después de ser expuestas a la enfermedad de yersiniosis (*Yersinia ruckeri*).

En el caso del bazo se lograron encontrar estudios morfométricos en teleósteos de agua dulce como el bagre europeo (*Silurus glanis*), donde Dunaevskaya (2016) registra el peso (1.71 g), longitud (2.22 cm) y anchura (1.71 cm) del bazo de especímenes de 2 años, y en la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) donde se registra únicamente el peso (0.07 a 0.25 g) (He et al., 2021).

Así mismo McCuaig et al. (2020) emplearon parámetros morfométricos como el peso y la longitud, como criterio para poder determinar las respuestas de los peces en primeras etapas de vida al herbicida acuático dibromuro de diquat. No obstante, se evidencia una clara carencia de estudios que describan la morfometría macroscópica del riñón o del bazo en truchas arcoíris en nuestra región.

En cuanto a la anatomía del riñón encontramos literatura en diferentes especies de Salmoniformes (Smith y Bell, 1975), como la trucha marrón (*Salmo trutta fario*) y lavareto (*Coregonus lavaretus*) (Gallo y Civinini, 2003), y otras especies como el pez dorado (*Carassius auratus*) (Sakai, 1985), pez cebra (*Danio rerio*) (Gerlach et al., 2011), piraña de vientre rojo (*Pygocentrus nattereri*) (Marcondes et al., 2023) y teleósteos en general (Sado et al., 2020), donde describen al riñón como un órgano alargado que puede ser fusionado o bilobulado. Respecto a la anatomía del bazo encontramos revisiones bibliográficas en

distintos peces de agua dulce, mencionando la gran variedad de formas que puede tener este órgano dependiendo de la especie (Mylniczenko, 2021), pero coinciden que es de color rojo oscuro o negro (Kot y Kovalchuk, 2025). Es así que se evidencia la falta de información de la anatomía del riñón y bazo en truchas arcoíris en nuestra región que pueda ayudar a complementar los datos morfométricos.

4.1.2. Estudios de histología del riñón

La literatura sobre la histología renal de peces de agua dulce es extensa, proporcionando una base para comprender la conformación general de este órgano. Se han documentado las características histológicas normales de diferentes especies, incluyendo el pez cuchillo (*Eigenmannia virescens*), morena (*Gymnotus carapo*), entre otros (Kirschbaum y Formicki, 2020); carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idella*) (Mokhtar, 2022), perca criolla (*Percichthys trucha*) (Palma et al., 2017). También encontramos estudios comparativos entre el “dientado” (*Oligosarcus jenynsi*) y bagre sapo (*Rhamdia quelen*) (Petcoff et al., 2002), e incluso estudios donde se indican las diferencias que existen entre los peces de agua dulce y los marinos (Plaul et al., 2012).

Kirschbaum y Formicki (2020) realizaron la descripción de las características citológicas de la nefrona de peces de agua dulce, en base a los riñones del pez cuchillo (*Eigenmannia virescens*), pez cebra (*Danio rerio*) y “morena” (*Gymnotus carapo*). Aunque en estos peces se observaron estructuras y composiciones similares, se llegaron a apreciar algunas diferencias: en el caso del pez morena el corpúsculo renal y los túbulos proximal y distal se encontraron agrupados, y en el caso del pez cebra el túbulo distal era más grande y en el epitelio se observó que tiene un plasma ligeramente teñido.

Palma et al. (2017) describieron las características histológicas normales de la perca criolla (*Percichthys trucha*), donde menciona todas las estructuras que lo conforma y coincide con las descripciones de otras especies, sin embargo, este estudio resalta porque podemos observar que se realizó la morfometría microscópica de los componentes de este órgano.

En el estudio comparativo realizado por Plaul et al. (2012), se incluyeron muestras de algunos peces de agua dulce: carpa común (*Cyprinus carpio*), coridoras pimienta (*Corydoras paleatus*), pejerrey (*Ondotesthes bonariensis*), y de peces marinos: merluza argentina (*Merluccius hubbsi*) y corvina rubia (*Micropogonias furnieri*), en donde se detallan algunas diferencias: en los peces marinos existe escasez de corpúsculos renales y son más pequeños a diferencia de los peces dulceacuícolas, el segmento intermedio y distal del túbulo renal se encuentran ausentes en los peces de vida marina.

Sin embargo, en el caso del riñón, hay escasos estudios histológicos realizados en truchas arcoíris sanas, los que se encontraron han sido realizados en patología y parasitología (parásitos renales) (Schmidt-Posthaus et al., 2012), alteraciones causadas por la exposición a nanopartículas de plata (Monfared y Soltani, 2013), cambios histopatológicos después de la exposición a fertilizantes nitrogenados (Capkin et al., 2009), y lesiones histopatológicas a causa de la Enfermedad Renal Bacteriana (*Renibacterium salmoninarum*) (Talavera, 2008). Y aunque en estos estudios se analicen también truchas normales, solo las usan como grupo control para poder compararlas y encontrar las diferencias existentes con los riñones dañados, sin describir a detalle las estructuras que conforman el órgano. Uno de los pocos estudios realizados en truchas arcoíris normales fue de Koc (2006), que consiste en una comparación histológica entre el riñón de la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) y la rata (*Rattus norvegicus*), el cual fue desarrollado en Turquía, donde se menciona la conformación histológica del riñón, no lo hace de manera detallada, ni mostrando imágenes para poder visualizar las estructuras, dejando abierta la posibilidad de ampliar esta descripción.

4.1.3. Estudios de histología del bazo

En la búsqueda de información referente a la histología normal del bazo nos encontramos diversas especies de peces, como la trucha de Ohrid (*Salmo letnica*) (Kirschbaum y Formicki, 2020), peces guppy (*Poecilia reticulata*) y molly (*Poecilia sphenops*) (Mokhtar, 2022), pez “dorada” (*Sparus aurata*), pez dorado (*Carassius auratus*), entre otros (Genten et al., 2009). Pese a la variedad de especies, todas presentaron las mismas características y estructuras de forma general, que se describe de mejor manera más adelante (Zapata, 2024).

En el caso específico de la trucha arcoíris, encontramos estudios en condiciones experimentales como la evaluación de los efectos de pesticidas como carbosulfan, propineb y benomyl (Capkin et al., 2010), methiocarb o endosulfan (Altinok y Capkin, 2007), alimentos suplementados con ácido bórico (Öz et al., 2020), efectos de herbicidas (Paraquat) (Razaee et al., 2013), entre otros. Demostrando que el bazo es uno de los órganos esenciales para la realización de estudios experimentales en truchas arcoíris para verificar la eficacia y seguridad de ciertas sustancias.

Un estudio de la histología normal del bazo en las truchas arcoíris fue realizado en Fars en Irán, donde nos indica que se logra observar que en algunas áreas la pulpa roja y blanca se encuentran fusionadas mientras que en otras se lograban distinguir por separado, como dato más resaltante que no coincide con otras especies (Siavosh et al., 2010).

4.2. Marco conceptual

4.2.1. Etapas de vida

Incubación o siembra de ovas. Es la etapa después de que ocurre la fertilización de los huevos, éstos son incubados en el nido construido por la hembra donde se desarrollarán a una velocidad dependiente de la temperatura del agua. Si las ovas se encuentran a una temperatura de 10°C la eclosión ocurrirá a los 31 días, mientras que a 15.6°C será en 19 días, sin embargo, se menciona que puede llegar a ocurrir hasta en 7 semanas (Aquino et al., 2008).

Alevinaje. Es la fase donde una vez concluido el desarrollo embrionario, el alevín eclosiona, este nace con su saco vitelino, el cual es un anexo membranoso adherido al embrión que le provee de nutrientes y oxígeno. Al cabo de los 21 a 28 días (dependiendo la temperatura) el saco vitelino es reabsorbido y a medida que el alevín crece y acepta más el alimento va ascendiendo a la superficie (Aquino et al., 2008; Área Funcional de Investigaciones en Acuicultura, 2015). Esta etapa además posee 3 divisiones dependiendo el tamaño de los alevinos, las cuales duran en promedio 1 mes cada una (Mendoza, 2009; Álvarez et al, 2017):

Alevinaje I. Esta fase incluye a las truchas arcoíris desde la talla de siembra 3.5 cm hasta llegar a 5 cm.

Alevinaje II. Los alevinos deberán llegar a una talla promedio final de 8 cm.

Alevinaje III. Comprende alevinos de hasta 12 cm de talla.

Juveniles. Es la etapa de mayor crecimiento e incremento de su biomasa, dura de 3 a 5 meses y va a depender de las condiciones ambientales. En esta etapa poseen todas las características de los adultos y solo se diferencian de ellos en que aún no han madurado sexualmente (Chavez, 2008; Maiz et al., 2010). En este caso se dividen en 2 etapas de aproximadamente 1 mes cada una (Mendoza, 2009, Álvarez et al, 2017):

Juveniles I. Incluye tallas de 12 a 14 cm.

Juveniles II. Incluye a aquellos peces que alcancen una talla aproximada de 17 cm.

Adultos. Son aquellos peces que han llegado a su máximo desarrollo, que en promedio se da a los 3 años (Chavez, 2008). En el caso del proceso productivo se consideran adultas al alcanzar los 25 a 26 cm de longitud. Se dividen en 2 etapas cuando ya están casi listas para la cosecha:

Engorde I. Incluye aquellos peces que alcancen el tamaño aproximado de 20 cm, y dura 2 meses aprox.

Engorde II. Las truchas se mantienen en esta etapa hasta alcanzar el tamaño comercial de 26 cm a más, esto depende del tamaño que cada productor quiera lograr. Este caso tiene como duración 2 meses a más (Mendoza, 2009).

4.3. Características generales del riñón en peces

4.3.1. Morfometría

El riñón de los peces se encuentra en posición retroperitoneal, extendiéndose a lo largo de la superficie ventral de la columna vertebral y dorsal respecto a la vejiga natatoria (Ojeda et al., 2006). Suele presentar una coloración que varía de tonos claros a marrón oscuro o negro y se extiende a lo largo de la cavidad del cuerpo, desde la cabeza hasta el ano (Sierra et al., 2011). Macroscópicamente, se distingue por ser un tejido con alta vascularización (Koc, 2006).

Aunque embriológicamente el riñón aparece como un órgano par, esta característica puede llegar a variar según las especies en peces adultos. En algunas especies como en los salmónidos, los riñones están completamente fusionados, variando el grado de fusión entre las distintas especies (Plaul et al., 2012; Sierra et al., 2011). El órgano puede extenderse como una estructura única desde la región cefálica hasta el abdomen posterior, o bien puede presentar regiones cefálica y troncal diferenciadas. No obstante, en el caso de los peces de agua dulce esta diferenciación no es observable (Genten et al., 2009; Petcoff et al. 2002).

La forma del riñón, aunque se caracteriza por ser alargada, puede llegar a variar entre las distintas especies, y Ogawa (1962) describe cinco tipos configuracionales de riñones en los teleósteos marinos, cada uno con características distintivas (ver Anexo 1), dónde también menciona que la mayoría de riñones de teleósteos de agua dulce pueden ser agrupados en algunas de estas categorías, específicamente en las categorías uno, dos y tres (Kirschbaum y Formicki, 2020; Ferguson, 2006).

Como estructuras adicionales asociadas al riñón encontramos los corpúsculos de Stannius, presentes únicamente en los holósteos y teleósteos. Son pequeños órganos endocrinos que se localizan en la zona intermedia de la superficie lateroventral o laterodorsal renal y se manifiestan como pequeños nódulos ovalados blanquecinos. Su número varía generalmente de dos a cinco corpúsculos, generalmente cuatro (Mokhtar, 2022; Meats et al., 1978).

4.3.2. Histología

El riñón de los peces teleósteos es un órgano mixto o hemal que está formado por elementos hematopoyéticos, linfoides, endocrinos y excretorios (Kirschbaum y Formicki, 2020; Sierra et al., 2011). Se divide en riñón anterior o porción craneal, compuesta principalmente de elementos hematopoyéticos, y riñón posterior o porción caudal, con elementos excretorios (Sun et al., 2022; Plaul et al., 2012). Histológicamente se logran observar 2 diferencias muy marcadas: una disminución gradual del tejido hematopoyético y linfoide hacia el riñón posterior y una escasa o nula presencia de partes excretoras (glomérulos y túbulos renales) en el riñón anterior. El parénquima renal no se encuentra

organizado en corteza y médula, como se da en el caso de los mamíferos (Genten et al., 2009; Palma et al., 2017).

Riñón anterior. La parte anterior del riñón está rodeada de una cápsula de tejido conectivo y reforzado por células reticulares. Su parénquima contiene tejido mieloide y linfoide (similar a la pulpa roja y blanca en el bazo, según corresponda). El tejido mieloide alberga células que representan diversas etapas de la eritropoyesis y granulopoyesis. Por su parte el tejido linfoide se encuentra disperso, pero sus agregados se localizan a lo largo de los vasos sanguíneos venosos y arteriales (Kirschbaum y Formicki, 2020). Las células leucocíticas que encontramos en los tejidos hematopoyéticos son linfocitos, neutrófilos y macrófagos (Mokhtar, 2022).

También se observa la presencia de centros melanomacrófagos (CMM) dispersos por todo el tejido (Palma et al., 2017). Los melanomacrófagos (MM) son fagocitos con una cantidad variable de pigmento, como la melanina (negro-marrón), hemosiderina, ceroides o lipofuscina (amarillo-rosa a marrón dorado) localizadas en vacuolas, los CMM y MM también pueden ser encontrados en el bazo e hígado. La cantidad y tamaño de estas estructuras tienden a incrementar con la edad, y en mayor medida en peces que no están sanos (Genten et al., 2009; Mokhtar, 2022). Se pueden observar presentes en todas las edades, de pigmento marrón oscuro o negro (Sierra et al., 2012).

Finalmente, el riñón anterior es un órgano endocrino de gran importancia que se asemeja a la glándula adrenal de los mamíferos. Aquí se localizan las células interrenales (equivalente a la corteza) y las células cromafines (equivalente a la médula) (Rocha et al., 2001; Sun et al., 2022). Las células interrenales se organizan en cordones contorneados, bultos y masas celulares, son de forma poligonal y tienen un citoplasma eosinofílico con la presencia de muchas vacuolas redondeadas e irregulares, con núcleo grande y esférico; este tejido se encuentra en contacto con el tejido hematopoyético o separado de él, por los sinusoides. Las células cromafines se observan en grupos, son generalmente más uniformes y redondeadas, su citoplasma es ligeramente basófilo, su núcleo es grande, esférico y con densos grupos de heterocromatina; estas células se observaron generalmente rodeando vasos sanguíneos grandes debajo del endotelio (Genten et al., 2009; Gallo y Civinini, 2003; Gaber y Abdel-maksoud, 2019).

Riñón posterior. Al igual que la parte anterior este se encuentra rodeado por una cápsula de tejido conectivo. Su unidad funcional y principal es la nefrona, cuya estructura varía considerablemente entre los peces de vida marina, eurihalina y los de agua dulce; en el caso de los teleósteos, como los salmónidos, poseen una nefrona multisegmentaria larga (Flerova et al., 2023; Mokhtar, 2022). Una nefrona típica de peces de agua dulce consta de regiones diferenciadas citológicamente: corpúsculos renales (cuerpos de Malpighi), y túbulos renales (túbulos urinarios) que se conectan a pequeños túbulos colectores, que a su vez se unen a otros más grandes que terminan desembocando en los uréteres (Genten et al., 2009; Kirschbaum y Formicki, 2020).

Palma et al. (2017) y Plaul et al. (2012) describen los corpúsculos renales (CR) de la siguiente manera: están formados por el glomérulo y la cápsula de Bowman. El glomérulo es una red globular de capilares anastomosados que se encuentra rodeado por la cápsula de Bowman, donde ingresa una arteriola aferente y sale como arteriola eferente en el polo vascular, invaginando la cápsula. La cápsula de Bowman tiene 2 capas de epitelios aplanados individuales: la capa externa o parietal, de epitelio simple plano, y la capa interna o visceral formada por células epiteliales modificadas llamadas podocitos, que cubren los capilares glomerulares entre los cuales también encontramos células mesangiales (Mokhtar, 2022); el espacio entre estas dos capas se denomina espacio capsular o urinario.

Los túbulos renales conectan los CR con los túbulos colectores, y se dividen en diferentes segmentos individuales, cada uno con diversa conformación y función específica (Plaul et al., 2012). Estos segmentos son: segmento del cuello, túbulo proximal, segmento intermedio y túbulo distal.

Mokhtar (2022) y Petcoff et al. (2002) indican la conformación de los túbulos renales como se resume a continuación. El segmento del cuello (SC) es la unión glomérulo-túbulo y suele ser bastante corto, se continúa con los epitelios de la cápsula de Bowman, mostrando un lumen estrecho, rodeado de células epiteliales cuboidales simples con cilios y núcleos basales, de tinción ligeramente basófila. Continúa al túbulo proximal (TP), siendo más ancho, largo y desarrollado que el resto de segmentos, este se divide en dos porciones: primera (PI) y segunda porción (PII), ambos presentan un epitelio cilíndrico simple, con núcleos esféricos y basales, con microvellosidades abundantes que conforman el borde en cepillo, con la

diferencia en la PII, donde las microvellosidades se reducen, el lumen se hace más amplio y se tiñe más intensamente eosinofílica (Plaul et al., 2012; Genten et al., 2009). El segmento intermedio (SI) es la porción más angosta de la nefrona, tiene células cuboidales multiciliadas, un lumen estrecho y es considerada una especialización de la PII (Sierra et al., 2011). El túbulo distal (TD) está revestido de células epiteliales columnares bajas/cúbicas, con núcleos ovalados basales, que carecen del borde en cepillo, con una tinción menos intensa que el TP, suele tener un lumen pequeño, pero bien definido, aunque en algunas especies es bastante grande (Kirschbaum y Formicki, 2020).

Los túbulos colectores presentan un tejido epitelial que varía de epitelio columnar bajo a pseudoestratificado, con núcleos basales y sin borde en cepillo. Su lumen es amplio e irregular y se encuentran rodeados de tejido conectivo, y en los túbulos colectores más grandes se incorporan más capas de tejido conectivo y músculo liso (leiomiocitos) (Sakai, 1985; Genten et al., 2009; Mokhtar, 2022).

En el tejido intersticial del riñón posterior encontramos también elementos hematopoyéticos, linfoides y centros melanomacrófagos (CMM) dispersos (Plaul et al., 2012).

Los corpúsculos de Stannius (CS) son estructuras que se encuentran en la superficie del riñón posterior. Están rodeados por una gruesa cápsula de tejido conectivo que penetra la glándula, dividiendo el parénquima en lóbulos o cordones. Las células son columnares o poliédricas con un núcleo vesicular grande, redondo, ovalado o elíptico. En algunas especies de teleósteos se han identificado dos tipos celulares, denominadas en base a la reacción que tienen con la tinción PAS: Tipo I (PAS-positivo) y Tipo II (PAS-negativo) (Mokhtar, 2022; Meats et al., 1978; Gaber y Abdel-maksoud, 2019).

4.3.3. Funciones

Debido a la ausencia de linfonodos en los teleósteos, el riñón y el bazo son los principales órganos de filtración, eliminan los agentes extraños y las células sanguíneas senescentes (envejecidas) del sistema vascular. La porción craneal es considerada como el equivalente de la médula ósea en vertebrados y es el sitio más grande de hematopoyesis hasta

la edad adulta; también desempeña la función de órgano linfóide primario y secundario, participando en la producción de anticuerpos y por la abundancia de células madre en su tejido (Genten et al., 2009; Mokhtar, 2022). Los MM son células inmunitarias clave que capturan y presentan antígenos a los linfocitos, y se encargan de los desechos metabólicos (Talavera, 2008).

Por otro lado, cumpliendo funciones endocrinas, tenemos a las células interrenales y cromafines; las interrenales producen corticosteroides, principalmente el cortisol, el cual tiene función osmorreguladora; y las células cromafines sintetizan catecolaminas, siendo las hormonas más importantes la adrenalina y noradrenalina, las cuales modulan la función cardiovascular y respiratoria para mantener un suministro de oxígeno adecuado en la sangre, y consecuentemente, en los tejidos (Kirschbaum y Formicki, 2020; Gaber y Abdel-maksoud, 2019). Adicionalmente los corpúsculos de Stannius son glándulas endocrinas que participan en la homeostasis del calcio, produciendo la estanniocalcina o hipocalcina (hormona hipocalcémica) (Plaul et al., 2012).

Las nefronas son las encargadas de la eliminación de desechos metabólicos y control del balance osmótico (Genten et al., 2009).

4.4. Características generales del bazo en peces

4.4.1. Morfometría

El bazo de los peces teleósteos es un órgano solitario, que se localiza en la cavidad peritoneal, adyacente a la pared intestinal. Suele ser un órgano relativamente pequeño, cuya coloración varía desde el rojo oscuro hasta el negro rojizo (Mokhtar, 2022; Sierra et al., 2011).

En cuanto a su forma, es demasiado variada entre las distintas especies de peces de agua dulce, puede ser triangular-alargada o trapezoidal-alargada, tener forma de lengua, fusiforme, redondeado, entre muchas otras (Kot y Kovalchuk, 2015).

4.4.2. Histología

Este órgano se encuentra cubierto por una cápsula delgada y fibrosa con escasa contracción, conformada por tejido conectivo laxo y presenta una capa mesotelial. Desde la cápsula, se extienden hacia el interior numerosas trabéculas de tejido conectivo denso (Genten et al., 2009; Siavosh et al., 2010). El parénquima está compuesto por estructuras esplénicas principales de los vertebrados superiores: pulpa roja y pulpa blanca, que contienen vasos sanguíneos y elipsoides. Es importante mencionar que, a diferencia de otros vertebrados, el bazo de los teleósteos no presenta una zona marginal que delimite claramente la pulpa roja y la pulpa blanca (Zapata, 2024; Takashima y Hibiya, 1995).

La pulpa roja consiste en una extensa red de cordones esplénicos y capilares sinusoides, compuesto básicamente por eritrocitos, y en la mayoría de casos constituye la mayor parte del parénquima esplénico. Los cordones esplénicos son redes conformadas por células similares a los fibroblastos con focos de diversas células sanguíneas (Bjørgen y Koppang, 2021; Mokhtar, 2022).

La pulpa blanca se encuentra compuesta principalmente por células linfoides, suele rodear vasos arteriales, centros melanomacrófagos o puede formar pequeños grupos en el parénquima. Las arterias se ramifican llegando a terminar en unas estructuras llamadas elipsoides. En el caso de los teleósteos, los elipsoides están menos desarrollados que en el bazo de los elasmobranquios, pero se encuentran organizados de la misma manera: una fina capa de células endoteliales rodeada por una vaina de colágeno y fibras reticulares que sostienen macrófagos y fibrocitos, que se forman al final de las arteriolas esplénicas (Genten et al., 2009; Bjørgen y Koppang, 2021, Zapata et al., 1996). Por lo que se pueden observar cómo capilares de paredes gruesas con un lumen estrecho (Sayed et al., 2022).

4.4.3. Funciones

El bazo, el riñón y el timo, son considerados los principales órganos inmunitarios en peces, aunque sus roles llegan a variar ligeramente entre las distintas especies (Mokhtar, 2022). Es el principal tejido eritropoyético en elasmobranquios, holocéfalos y algunos teleósteos como la perca y escorpena; sin embargo, en la mayoría de teleósteos, los eritrocitos

son producidos en el riñón (Sayed et al., 2022). En el caso de los salmónidos, este órgano es considerado un órgano linfoide secundario primordial, además se menciona que este cumple con la función de filtrar la sangre periférica (Bjørngen y Koppang, 2021).

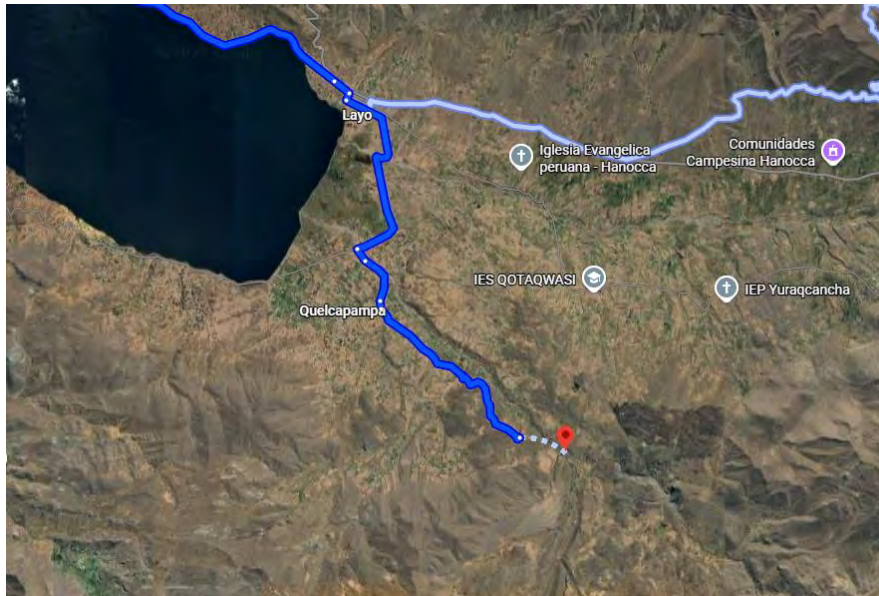
V. METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN

5.1. Lugar de estudio

Se recolectaron las muestras en la Piscigranja Layo Imperial ubicada en la comunidad de Palcca, en el distrito de Layo, perteneciente a la provincia de Canas en la región de Cusco (Fig. 1). El distrito de Layo está ubicado a una latitud sur de $14^{\circ} 29' 38''$, una longitud oeste de $71^{\circ} 9' 18''$, y a una altitud de 3920 m.s.n.m. Con temperaturas que oscilan entre los 4° a 15°C (SENAMHI, 2024).

Figura 1

Ubicación de la Piscigranja Layo Imperial



5.2. Lugar de procesamiento y análisis de muestras

El procesamiento y análisis de las muestras se realizó en el laboratorio de histología y patología de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, ubicado en el distrito de Sicuani de la Provincia de Canchis de la región del Cusco.

5.3. Tipo de estudio

Descriptivo transversal comparativo

5.4. Población de estudio

La población estuvo conformada por truchas arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) aparentemente sanas, correspondientes a las etapas de alevinos, juveniles y adultos, cultivados en estanques de concreto, procedentes de ovas nacionales. Se manejaba una crianza semi-intensiva con promedio de 50 a 100 peces por estanque, los cuales eran de diferentes tamaños y profundidades.

5.5. Tamaño de muestra

La cantidad de especímenes fue seleccionada en base al número de individuos usados en investigaciones similares, tales como: 10 individuos (Tovar et al., 2009), 10 individuos (De Felice et al., 2021), 20 individuos (Yonkova et al., 2017), 30 individuos (Talavera, 2008), 60 individuos (Monfared y Soltani, 2013). Tomando en cuenta estos estudios y con el objetivo de reducir al mínimo la cantidad de peces eutanasiados, se planteó una muestra de 15 especímenes. De los cuales se recolectaron 5 en etapa de alevinos, 5 en etapa juvenil y 5 en etapa adulta.

5.6. Criterios de inclusión

- Truchas en etapa de alevinos, juvenil y adultos
- Individuos que cumplan con las características de un pez aparentemente sano (Anexo 2)

5.7. Criterios de exclusión

- Huevos de truchas
- Individuos que cumplan con las características de un pez enfermo (Anexo 2)

5.8. Variables

Morfometría renal

- Longitud (desde la extremidad craneal hasta la extremidad caudal)
- Anchura (de extremo a extremo de las prolongaciones laterales de la parte anterior)
- Peso

Morfometría esplénica

- Longitud (desde la extremidad dorsal hasta la extremidad ventral)
- Anchura (desde el borde craneal hasta el borde caudal)
- Peso

Estructura histológica

- Organización histológica del riñón (riñón anterior y riñón posterior)
- Organización histológica del bazo (pulpa blanca y roja)

Variable independiente

- Etapas de vida: alevinos, juveniles y adultos

5.9. Materiales

5.9.1. *Biológico*

- 15 truchas arcoíris de 3 etapas de vida

5.9.2. *Indumentaria e insumos*

- Mandil
- Guantes de inspección
- Bata de laboratorio
- Barbijo
- Material de escritorio
- Laptop
- Libros, revistas, atlas de histología

5.9.3. *De campo*

- Malla colectora
- Transportador de truchas
- Kit de disección
- Hojas de bisturí
- Frascos de muestreo

- Caja de Tecnopor para transportar muestras
- Balanza gramera
- Regla de metal de 60 cm

5.9.4. *Farmacológicos*

- Eugenol como agente anestésico de inmersión (1 mL/L)

5.9.5. *Reactivos*

- Formol tamponado neutro al 10%
- Alcoholes de 50%, 70 %, 90%, 100%
- Sustituto de xilol
- Agua destilada
- Hematoxilina
- Eosina
- Kit de tinción de tricrómico de Masson
- Kit de tinción de Reticulina
- Kit de tinción de PAS (Ácido peryódico de Schiff)
- Parafina
- Bálsamo de Canadá
- Aceite de inmersión

5.9.6. *De laboratorio*

- Láminas portaobjetos
- Láminas cubreobjetos
- Caja porta láminas histológicas
- Casetes para tejidos

5.9.7. *Equipos*

- Agitador magnético
- Calibrador de Vernier
- Balanza analítica de capacidad min. de 0.02 g y max. de 410 g
- Procesador automático de tejidos, semicerrado Leica TP1020

- Estación de inclusión de parafina caliente HistoCore Arcadia H
- Pinzas termostalizadas EG F
- Placa fría HistoCore Arcadia C
- Microtomo manual de rotación RM2125 RTS
- Baño de flotación Leica HI1210
- Secador de láminas Leica HI1220
- Incubadora Heratherm Thermo Scientific
- Coloador de láminas automático DP360
- Microscopio óptico con objetivos 10X, 40X y 100X
- Microscopio confocal Zeiss LSM 800

5.10. Descripción de los métodos

5.10.1. Preparación de formol tamponado al 10%

Como primer paso, previamente a la recolección de muestras se realizó la preparación de formol tamponado para la fijación de los tejidos, utilizando la siguiente fórmula, brindada por Prophet et al. (1995), para un litro de preparación:

- | | |
|---------------------------------------|--------|
| • Formol al 40% | 100 ml |
| • Agua destilada | 900 ml |
| • Fosfato de sodio monobásico | 4.0 g |
| • Fosfato de sodio dibásico (anhidro) | 6.5 g |

Todos estos reactivos se mezclaron en el agitador magnético hasta conseguir una solución homogénea. Y posteriormente se separó el formol preparado en diversos envases rotulados debidamente.

5.10.2. Selección de especímenes y eutanasia

La recolección de especímenes se realizó a horas tempranas de la mañana antes de su primera comida del día, seleccionando cinco truchas en etapa de alevín (alevín II), cinco en etapa juvenil (juvenil II) y cinco en etapa adulta (engorde II). Todos los ejemplares cumplieron con las características de peces aparentemente sanos, como se detalla en el Anexo

2. Posteriormente los especímenes fueron sometidos al sacrificio mediante sobredosis de eugenol (método químico). Para ello se dispusieron en un recipiente con una dosis de 1 mL/L (American Veterinary Medical Association, 2020). Se dejaron los peces recolectados en el recipiente por 30 minutos para cada edad, para monitorear el cese de la actividad opercular y garantizar una eutanasia por sobredosis efectiva, utilizando el mismo recipiente para todos los especímenes recolectados. Por último, se colocaron los especímenes en bolsas rotuladas y se mantuvieron a una temperatura de refrigeración (4°C) mediante el uso de geles refrigerantes para ser transportadas al laboratorio de histología y patología, según las recomendaciones de Rolls (2021).

5.10.3. Necropsia

En el laboratorio se procedió al registro de la longitud total, longitud estándar y peso de cada trucha, empleando una regla y balanza gramera. Posteriormente cada pez fue colocado en decúbito lateral y examinado externamente en busca de anomalías que pudieron haber pasado desapercibidas cuando el pez se encontraba vivo. Una vez culminada la inspección externa se dio inicio a la revisión de órganos internos, siguiendo las recomendaciones de Vásquez y Penagos (2011). Se realizaron 3 incisiones con un bisturí: una incisión abdominal desde el ano hasta el extremo inferior del opérculo, otra por la línea longitudinal media hasta el borde de las branquias y el último desde las branquias hasta el ano, uniendo los dos cortes previos.

Con los órganos expuestos, se procedió a extraer el bazo, el cual es fácilmente observable tras la apertura abdominal del pez. Para la obtención del riñón se retiraron todos los órganos hasta exponer la vejiga natatoria. El riñón, dado a su naturaleza friable se separó parcialmente, se realizaron cortes alrededor, dejando el riñón adherido a la columna vertebral y a los músculos dorsales, esto para que quedara lo más expuesto posible y así ser colocado en los envases con formol tamponado al 10%. En el caso de los alevinos, los riñones se dispusieron en envases individuales, y para el resto, al ser peces más grandes, se colocaron en 2 envases espaciosos, uno para juveniles y otro para adultos. Para la identificación, se amarraron hilos de diferentes colores a cada riñón.

5.10.4. Toma de medidas morfométricas

Para el bazo, el peso y las medidas fueron registradas inmediatamente después de la extracción de cada espécimen. Para determinar el peso se usó una balanza analítica, mientras que el calibrador de Vernier se empleó para obtener las medidas de longitud y ancho, tal como se ilustra en el Anexo 13. Una vez obtenidas las medidas, cada bazo se colocó en los frascos de formol previamente preparados.

En el caso del riñón, se sometió al proceso de fijación en formol por 48 horas. Este proceso facilitó la manipulación del órgano, ya que redujo su friabilidad y permitió la separación del órgano del resto del cuerpo (columna vertebral y músculos dorsales). Tras la fijación se procedió a registrar el peso, longitud y ancho de cada riñón; el ancho se midió en la parte anterior o cabeza. Finalmente, se colocó cada riñón en el mismo frasco donde se encontraba el bazo del espécimen correspondiente.

5.10.5. Procesamiento de muestras histológicas

Para el procesamiento de las muestras y la obtención de láminas histológicas para su examinación, se siguieron los pasos estándar de la técnica histológica: muestreo, fijación, deshidratación, aclaramiento, infiltración, inclusión, corte, tinción y montaje (Kirschbaum y Formicki, 2020; Bacha y Bacha, 2001).

Muestreo. Se recolectaron quince truchas de diferentes edades, de las cuales se extrajeron quince bazos y quince riñones.

Fijación. Cada bazo y riñón obtenidos fueron dispuestos en un frasco con formol tamponado al 10%, resultando quince frascos rotulados (uno por espécimen). Luego de 48 horas de fijación se realizó el corte de los riñones para obtener secciones de tres partes: un corte de la parte anterior, media y de la parte posterior. Las muestras se incluyeron en casetes de procesamiento rotulados bajo las siguientes consideraciones. En el caso de alevinos, las tres piezas obtenidas (anterior, media y posterior) se depositaron en un mismo casete. Mientras que en el caso de juveniles y adultos se utilizó un casete para la cabeza renal (parte anterior) y un segundo casete para contener conjuntamente la parte media y caudal. Los bazos fueron colocados totalmente intactos cada uno en un casete y fueron rotulados de igual forma

que los riñones. Los casetes rotulados fueron ubicados en una canastilla perteneciente al primer equipo para realizar los siguientes pasos, tal como se muestra en el Anexo 14.

Deshidratación, aclaramiento e infiltración. Estos tres pasos se realizaron en el procesador automático de tejidos Leica TP1020 (Anexo 14), este equipo está conformado por doce contenedores que contienen los reactivos necesarios para ejecutar dichos procesos. Para la deshidratación los primeros contenedores albergaron alcoholes de concentración creciente (del 50% al 100% de etanol), con el objetivo de eliminar el agua presente en los tejidos. En los contenedores siguientes se encuentra el xilol, un agente aclarante hidrofóbico que se encarga de remover el alcohol de los tejidos. Este proceso, que se conoce como aclaramiento, es indispensable ya que la parafina utilizada posteriormente no es miscible con el alcohol. Por último, la infiltración con parafina fundida se encargó de reemplazar por completo al agente aclarante. Este paso se realiza en los contenedores denominados estaciones de parafina, los cuales poseen regulador de temperatura, ajustados a 62°C para mantener la parafina en estado líquido. Este programa tuvo una duración de 12 horas aproximadamente, por lo que se dejó el equipo funcionando toda la noche con el objetivo de tener las muestras listas para la inclusión en parafina a primera hora del día siguiente. El protocolo usado se detalla en el Anexo 3, según las recomendaciones de Prophet et al. (1995).

Inclusión. Una vez retirada la canastilla del procesador de tejidos, los casetes fueron colocados en uno de los compartimentos de la estación de inclusión de parafina caliente. Las muestras individuales se colocaron en un molde de metal del tamaño adecuado, con ayuda de unas pinzas termostalizadas fueron ubicadas cuidadosamente y cuando se estuvieron dispuestas de la forma deseada, se rellenó el molde con parafina fundida, se cubrió con la tapa del casete y se dejó solidificar. Para acelerar este último proceso se colocaron los moldes en una placa fría, (ver Anexo 14). Cuando la parafina ya estuvo totalmente fría y endurecida, se desprendió el bloque del molde y se recortaron los bordes con exceso de parafina con el objetivo de que el bloque logre encajar en el equipo de corte.

Corte con micrótopo. Antes de obtener secciones de la muestra, se efectuó el proceso de desbastado, es decir, remover el exceso de parafina que hay entre la superficie del bloque y la muestra. Para ello, el bloque se orientó apropiadamente respecto a la cuchilla, y así tener cortes uniformes, como indica Megías et al. (2018). Una vez alcanzado el tejido, se

obtuvieron tiras de secciones de 5 μm , las cuales fueron colocadas en un baño de flotación con agua a 50°C, para eliminar las arrugas presentes y alisar la muestra. Para posteriormente, las secciones fueran recogidas y adheridas a un portaobjetos previamente rotulado, para ser colocados en el secador de láminas. Por último, las láminas se transfirieron a una incubadora, donde se dejó toda una noche a una temperatura entre 37°C y 40°C, esto con el objetivo de garantizar una mejor adhesión del tejido al portaobjetos. Ver Anexo 15.

Tinción. Para iniciar el proceso de tinción fue necesario disolver y extraer la parafina presente en los cortes histológicos (desparafinización) con xilol y rehidatarlas mediante el uso de alcoholes de concentración decreciente (100% a 50%), para poder ser teñidas con la tinción de elección. Posteriormente se volvieron a deshidratar y aclarar, quedando el corte listo para el montaje.

Todo el procedimiento de la tinción de hematoxilina y eosina (H&E) fue realizado en el coloreador de láminas automático DP360 (Anexo 16). Este equipo está programado para cumplir con la tinción de H&E de principio a fin. No obstante, también se emplearon otras tinciones especiales: tricrómico de Masson, PAS y Reticulina. Estas tinciones fueron realizadas de forma mixta: algunos pasos en el equipo automático (desparafinización y pasos previos al montaje) y otros pasos realizados a mano. Los protocolos de tinción utilizados se encuentran detallados en los Anexos 4, 5, 6 y 7.

La tinción de hematoxilina y eosina muestra los núcleos celulares de color azul violeta y los citoplasmas de color rosado. El tricrómico de Masson muestra el tejido muscular de color rojo y las fibras colágenas de color azul. La tinción de PAS muestra los tejidos ricos en carbohidratos de color púrpura. La tinción de reticulina colorea las fibras reticulares de color negro y las células de color rojo.

Montaje. Una vez culminada la tinción se procedió al montaje permanente de las secciones. Se utilizó un medio de montaje no acuoso, en este caso el Bálsamo de Canadá, el cual se aplicó una gota en el cubreobjetos, para luego colocarlo sobre la lámina que contenía el tejido, de esta manera se obtuvo una lámina permanente y permitió el examen en el microscopio, como menciona Ross y Pawlina (2015). Antes de realizar esto último se debe dejar secar la lámina por un mínimo de 24 horas.

5.10.6. Análisis estadístico

Los datos obtenidos de la morfometría macroscópica (longitud, anchura y peso) del bazo y riñón de los tres grupos etarios: alevinos, juveniles y adultos fueron procesados en Microsoft Excel. Luego se comprobaron las diferencias estadísticas, realizando primero una prueba de normalidad (Shapiro-Wilk) (Anexos 9 y 10) y posteriormente con el resultado obtenido se comprobaron las diferencias a través del análisis de varianza de una sola vía (ANOVA) (Anexos 11 y 12). Finalmente, para identificar entre que grupos hay diferencias significativas se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey, las pruebas mencionadas se realizaron en el programa estadístico de uso libre RStudio.

5.10.7. Análisis de imágenes

Para realizar la descripción anatómica del bazo y riñón, así como su ubicación respecto a otros órganos con los términos adecuados, se hizo uso de la Nómina Anatómica Veterinaria (ICVGAN, 2017).

Para la interpretación de las estructuras presentes en láminas histológicas obtenidas, se observaron en el microscopio óptico a 4x, 10x y 40x y se utilizaron libros, atlas y revistas de investigación para poder identificar y describir las células presentes en el bazo y riñón de las distintas etapas de vida de las truchas recolectadas. Para un correcto uso de términos histológicos se consultó la Nómina Histológica Veterinaria (ICVHN, 2017).

5.10.8. Captura y edición de imágenes

Para la obtención de imágenes usadas en el presente trabajo, se utilizó el microscopio confocal Zeiss LSM 800 con objetivos de 10x, 20x, 40x y 63x. Se tomaron las fotografías de las estructuras deseadas y estas imágenes se guardaron en formato tiff (Tagged Image File Format), para posteriormente ser editadas, agregando los elementos necesarios para su descripción en el programa Photoshop.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Riñón

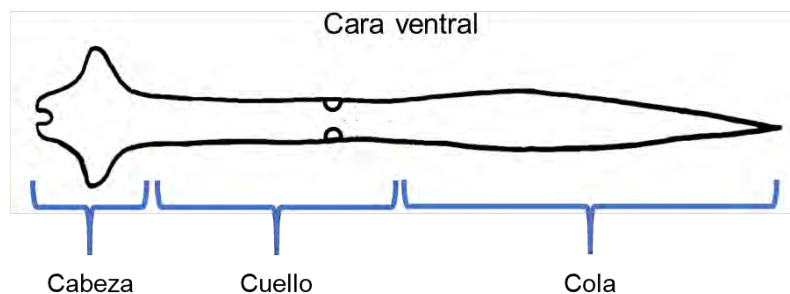
6.1.1. Descripción morfológica

El riñón de la trucha arcoíris se observó de color marrón rojizo, como un órgano único fusionado, bastante largo y aplanado en algunas zonas. Macroscópicamente se lograron diferenciar tres zonas: anterior (cabeza), medial (cuello) y posterior (cola), cada una con sus respectivas características (Fig. 2):

- La cabeza renal tenía forma de murciélago, con unas prolongaciones laterales que se observaban como “alas”, que se van definiendo de mejor manera en peces de edad más avanzada.
- El cuello renal correspondía a la zona medial del riñón. Se caracterizó por ser una zona más aplanada y delgada dorsoventralmente. A este nivel se observaron un par de estructuras blancas circulares en los extremos laterales, generalmente de la cara ventral, los corpúsculos de Stannius.
- La cola es el último tramo del riñón, donde se observó un ligero incremento en su ancho, que va disminuyendo hacia la zona más caudal formando una estructura puntiaguda. El dorso se encontró perfectamente adherido a la columna vertebral mediante una cresta medial.

Figura 2

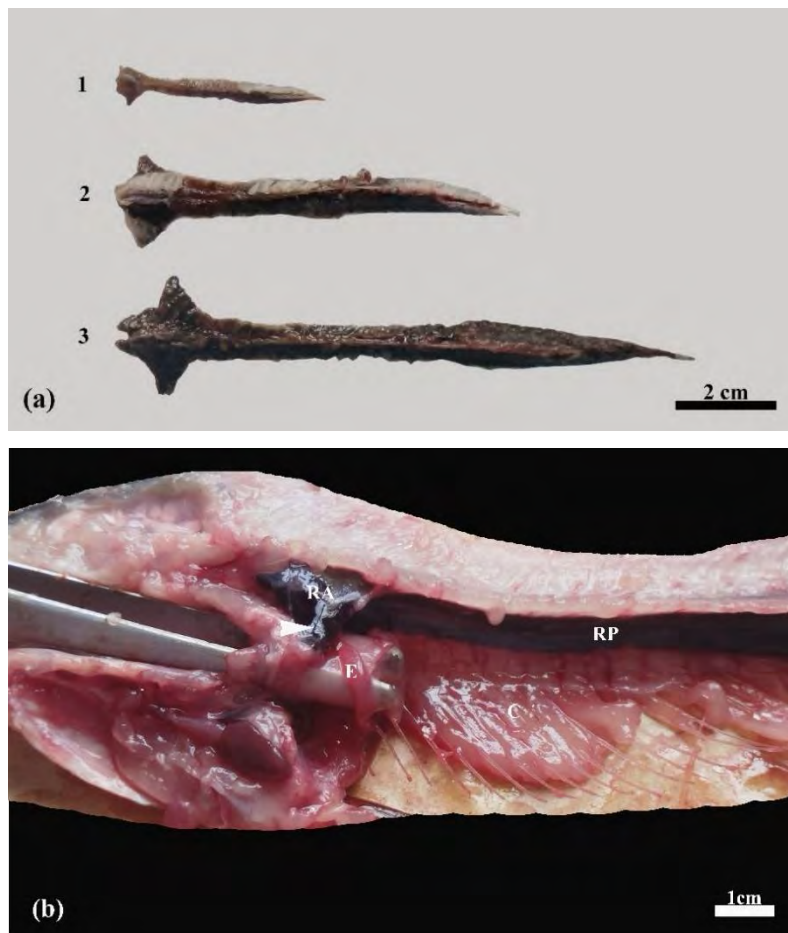
Esquemmatización del riñón de la trucha arcoíris



Esta descripción fue variando según la edad de los peces, por ejemplo, en los alevinos la cabeza no se encontraba tan desarrollada, aunque si se logró diferenciar del resto del riñón y su coloración es ligeramente más clara que las otras edades (Fig. 3a). En el caso de los juveniles el riñón se observaba más ancho y largo, con una cabeza y “alas” más definidas. Los adultos presentaban una cabeza de riñón con la forma de murciélago bastante marcada, con las “alas” tan grandes que envolvían casi totalmente al esófago (Fig. 3b). La cola puede tener diferentes grados de anchura dependiendo de la columna vertebral del pez.

Figura 3

Riñones de trucha arcoíris

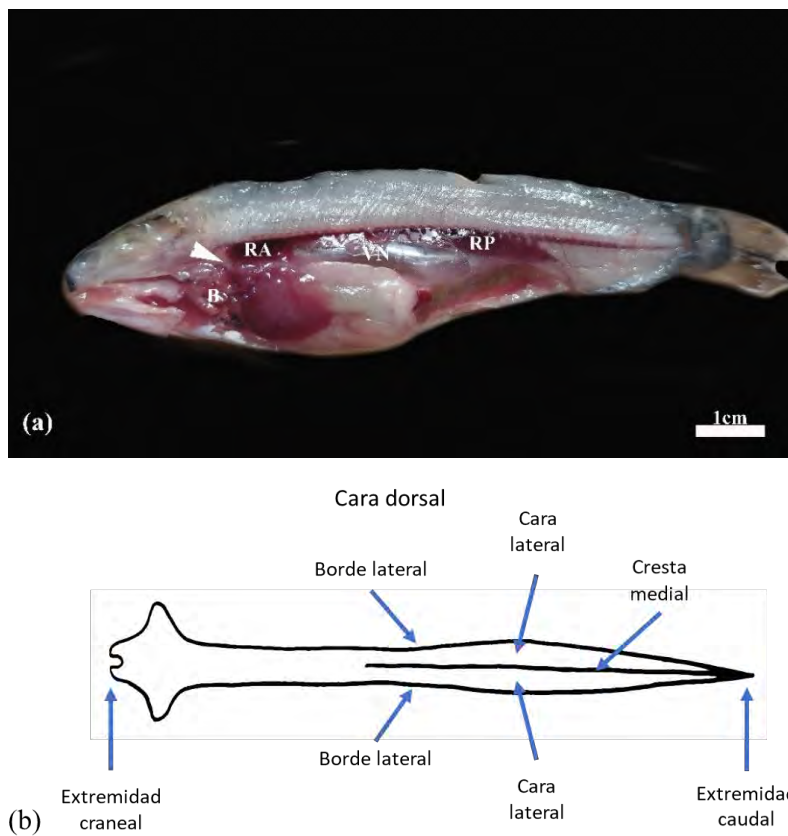


Nota. (a) Riñones en vista dorsal de las tres etapas de vida: alevinos (1), juveniles (2) y adultos (3). (b) Riñón de trucha adulta en vista lateral mostrando las alas (punta de flecha) del riñón anterior (RA) envolviendo al esófago (E); riñón posterior (RP) y costillas (C).

De manera general este órgano se encontraba con la cara dorsal bien adherida a la columna vertebral, extendiéndose desde la cabeza hasta el ano, siendo de forma convexa y de superficie rugosa. En el último tramo, son divididas en dos zonas iguales (caras laterales) por una cresta medial. La cara ventral está por encima de la vejiga natatoria, es más o menos cóncava y su superficie es totalmente lisa (Fig. 4a). La extremidad craneal se relacionaba con la cámara branquial y la extremidad caudal estaba en contacto directo con los músculos de la zona. Además, este órgano presentó dos bordes laterales, los cuales se encontraban en contacto con las costillas (Fig. 4b).

Figura 4

Ubicación anatómica y morfología del riñón



Nota. (a) Vista lateral mostrando la ubicación del riñón anterior (RA) y posterior (RP) respecto a otros órganos como las branquias (B), borde de la cámara branquial (punta de flecha) y vejiga natatoria (VN). (b) Esquemización de los términos de posición y dirección del riñón.

El riñón de la trucha arcoíris se presenta como un órgano único, de forma muy alargada de color marrón rojizo coincidiendo con la perca criolla (Palma et al., 2017), y varios peces de agua dulce (Sierra et al., 2011). Ogawa (1962) menciona cinco tipos configuracionales de riñones en los peces, siendo las categorías de uno a tres donde corresponderían la mayoría de teleósteos (Ferguson, 2006). La forma más cercana a la que se asemeja el riñón de la trucha arcoíris sería a la categoría uno, sin embargo, a esta le faltarían las prolongaciones laterales de la parte anterior, por otro lado, Gallo y Civinini (2003) describen esta parte anterior como una estructura trilobular. Observando las características morfológicas se pudieron identificar tres porciones fácilmente diferenciables, no obstante, se menciona que en el caso de los salmoniformes la diferenciación macroscópica de las porciones del riñón no es evidente (Zapata et al., 1996; Takashima y Hibiya, 1995).

Este órgano se ubica anatómicamente en la parte posterior del espacio estomacal de la trucha arcoíris (Koc, 2006); bien adosado a la columna vertebral, se extiende a lo largo del cuerpo, situándose sobre la vejiga natatoria, como se describe en otros peces de agua dulce (Ojeda et al., 2006). La parte anterior, que en este trabajo se denomina “cabeza” limita con las branquias y rodea al esófago, pero existe carencia de autores que respalden o contradigan este aspecto. De igual manera no se encontró información referente a los términos de posición y dirección del riñón de este pez.

Los corpúsculos de Stannius se hallaron en número par, ubicados a ambos extremos de la zona medial. Se observan generalmente dos en la cara ventral, presentando una apariencia similar a la descrita por Meats et al., (1978) en truchas arcoíris y al resto de especies de teleósteos de agua dulce (Plaul et al., 2012; Gaber y Abdel-maksoud, 2019).

Resultados de medidas morfométricas. Los resultados del análisis morfométrico del riñón de las truchas arcoíris se muestran en la Tabla 1. Donde se presentan los valores promedio (media \pm desviación estándar) correspondientes a las variables evaluadas en este estudio (longitud, anchura y peso) en los tres grupos etarios: alevinos, juveniles y adultos.

El análisis estadístico demostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tres grupos de edad para todas las variables, evidenciando un incremento progresivo en las tres variables evaluadas a medida que aumentó la edad de las truchas. La longitud, anchura y peso

medio variaron significativamente entre grupos, siendo menor en alevinos y mayor en juveniles y adultos, reflejando así una relación directa entre el desarrollo somático del organismo y el crecimiento del órgano.

Tabla 1

Media de la longitud, anchura y peso del riñón de tres edades

Edad	n	Longitud (mm) ($\bar{x} \pm DE$)	Anchura (mm) ($\bar{x} \pm DE$)	Peso (g) ($\bar{x} \pm DE$)
Alevín	5	40.434 ^a ± 2.769	6.584 ^a ± 0.621	0.186 ^a ± 0.030
Juvenil	5	82.200 ^b ± 5.891	13.084 ^b ± 2.039	1.046 ^b ± 0.214
Adulto	5	118.800 ^c ± 2.588	21.430 ^c ± 1.054	2.818 ^c ± 0.473

Nota. a, b y c indican diferencia significativa entre los grupos etarios según la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

No se encontraron datos de estudios morfométricos del riñón similares en otras especies, sin embargo, los resultados obtenidos confirman que el tamaño y peso del riñón aumentan significativamente con la edad. El crecimiento somático es regulado, al igual que en los mamíferos, por la hormona del crecimiento (GH) y los factores de crecimiento similar a la insulina (IGF). La GH producida y liberada por la glándula pituitaria, cumple con la función esencial del crecimiento somático y endocrino durante la etapa postnatal; al llegar a la circulación, su principal función endocrina es la de estimular la función hepática de IGF, que son los principales inductores de la proliferación y diferenciación celular, regulando así el crecimiento tisular de los órganos (Fernandes et al., 2025; Duan et al., 2010).

Además de ello, a medida que el pez madura, el órgano experimenta un incremento en sus funciones biológicas, principalmente la hematopoyesis y eliminación de desechos, tal como ocurre en otros teleósteos (Zapata et al., 1996). Por otro lado, a diferencia de los mamíferos cuya nefrogénesis se detiene en gran medida después del nacimiento (Davidson, 2011); los riñones de los peces de agua dulce como el pez cebra, pez dorado, trucha y tilapia, continúan generando nuevas nefronas a medida que el pez crece, proporcionando así una

fuelle más abundante de tejido renal (Reimschuessel, 2001); por lo tanto, riñones de mayor tamaño y peso en los peces adultos.

6.1.2. Descripción histológica

Como se mencionó anteriormente se obtuvieron tres cortes del riñón, correspondientes a la parte anterior (cabeza), parte media (cuello) y parte posterior (cola). La parte media y parte posterior corresponden al riñón posterior histológicamente por lo que su descripción se realizó de forma conjunta.

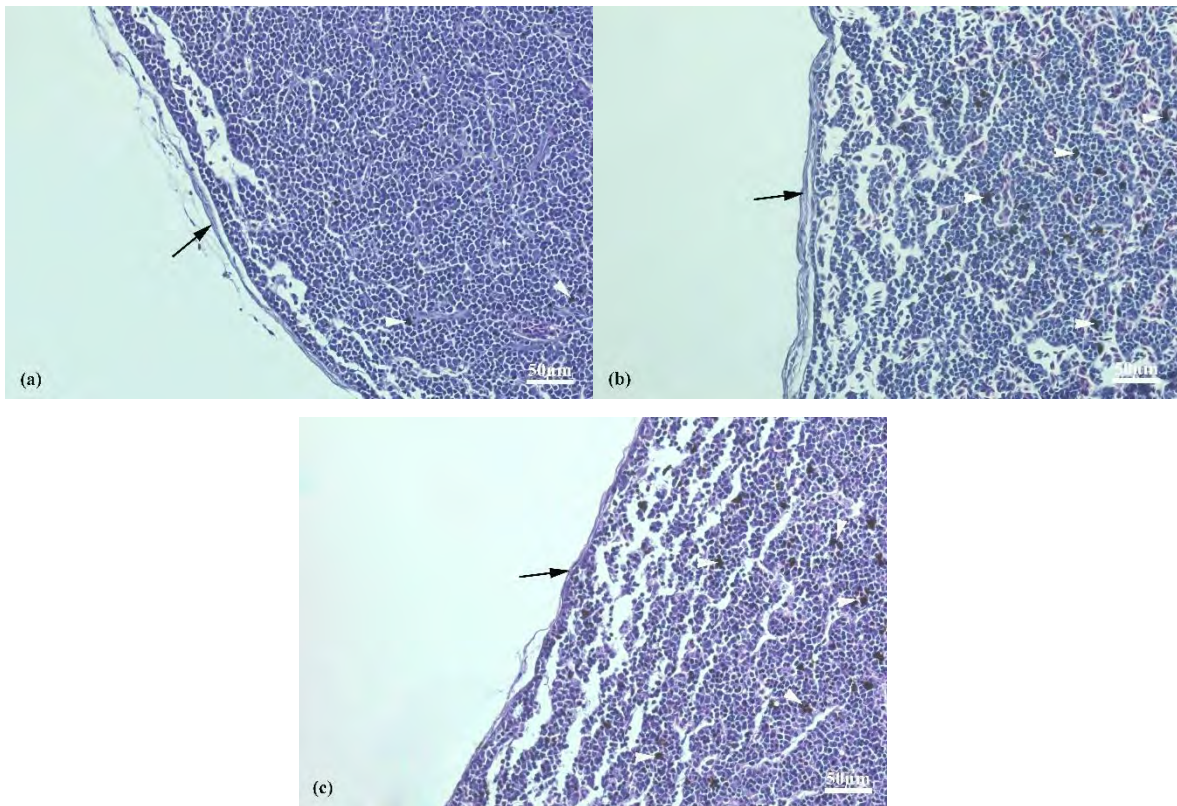
6.1.2.1. Parte anterior.

El riñón anterior o cabeza, se observó rodeado externamente por una cápsula de tejido conectivo que mantenía bien protegido el órgano. El parénquima estaba conformado predominantemente por tejido hematopoyético y linfoide. Dispersos entre esos tejidos se encontró la presencia de melanomacrófagos (MM) y centros melanomacrófagos (CMM), que se manifestaron como estructuras pigmentadas de color negro o marrón (pardas). La cantidad de MM y CMM se vio incrementada progresivamente, desde los alevinos hasta los adultos. Como se muestra en la Figura 5.

A nivel de una descripción más detallada, dentro del parénquima y, distribuidos entre el tejido hematopoyético y linfoide, se lograron diferenciar sinusoides, células interrenales y cromafines. Los sinusoides eran vasos sanguíneos pequeños formando una red extensa, conformados por células endoteliales con glóbulos rojos en su lumen como se observa en la Figura 6. Las células interrenales se encontraron organizadas en forma de cúmulos (pequeños o grandes), cuyo citoplasma presentaba abundantes vacuolas y su núcleo era redondo (Fig. 6a). Por otro lado, las células cromafines eran de forma poliédrica, contenían gránulos, y tanto estos como su citoplasma eran acidófilos. Su núcleo era central, redondo y con cromatina laxa; se localizaban debajo del endotelio de vasos sanguíneos grandes (Fig. 6b).

Figura 5

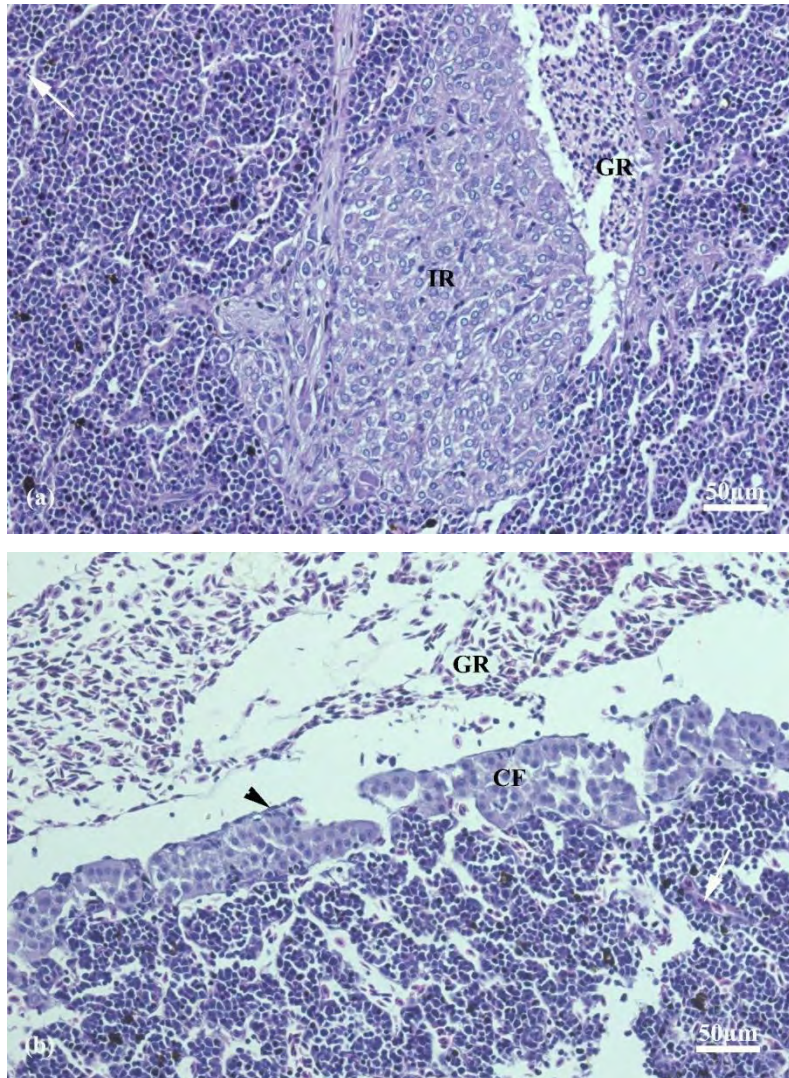
Vista panorámica del riñón anterior



Nota. Se muestra la parte anterior del riñón de truchas en tres etapas de vida: alevinos (a), juveniles (b) y adultos (c). En cada imagen se aprecia la cápsula (flecha), y el parénquima renal con presencia de centros melanomacrófagos (punta de flecha), los cuales se muestran en mayor cantidad en adultos (c). H&E – 20x.

Figura 6

Células interrenales y cromafines

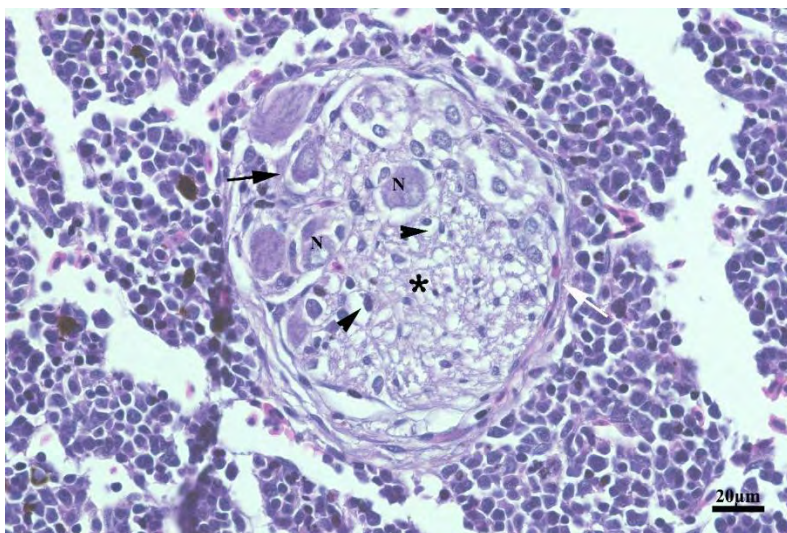


Nota. (a) Se muestran células interrenales (IR) al lado de eritrocitos (GR) y de sinusoides (flecha). (b) Células cromafines (CF) debajo del endotelio (punta de flecha) de un vaso sanguíneo lleno de eritrocitos (GR) y también se observan sinusoides (flecha). H&E – 40x.

Adicionalmente se pudieron observar fibras nerviosas dispersas en el parénquima. Siguiendo la descripción de Bacha y Bacha (2001) en otras especies se lograron identificar las siguientes estructuras nerviosas: una cápsula de tejido conectivo o perineuro, cubriendo neuronas que están rodeadas de endoneuro, y células de Schwann que se encuentran al lado de vainas de mielina (Fig. 7).

Figura 7

Fibra nerviosa



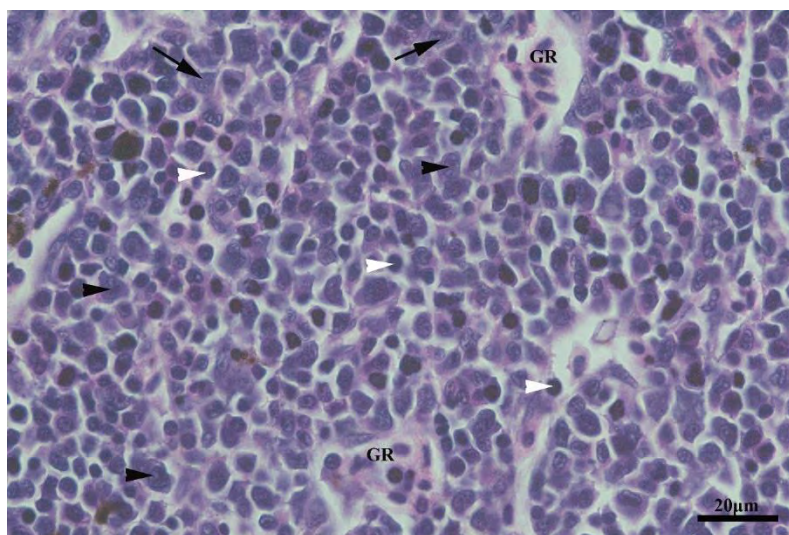
Nota. Se observa una fibra nerviosa cubierta de perineuro (flecha blanca), conteniendo células de Schwann (punta de flecha), vainas de mielina (*) y neuronas (N) rodeadas de endoneuro (flecha negra). H&E – 40x.

Las células presentes en el parénquima conformado por tejido hematopoyético y linfoide que se pudieron llegar a identificar fueron linfocitos en gran cantidad y de diversos tamaños, células plasmáticas, muy pocos macrófagos y glóbulos rojos dentro de sinusoides (Fig. 8).

Todas las estructuras descritas previamente se encontraron presentes en los tres grupos etarios que se usaron para este estudio, con las mismas características y formas, con la única variación presente en la cantidad y tamaño de los melanomacrófagos y centros melanomacrófagos.

Figura 8

Células presentes en el parénquima renal



Nota. Se muestran linfocitos (punta de flecha blanca), células plasmáticas (punta de flecha negra), macrófagos (flecha) y eritrocitos (GR). H&E – 63x.

La parte anterior del riñón está rodeada por una cápsula de tejido conectivo, la cual envuelve un parénquima de tejido hematopoyético y linfoide igual que en otros peces (Kirschbaum y Formicki, 2020), donde se pudieron identificar principalmente células como linfocitos, células plasmáticas y macrófagos (Mokhtar, 2022); y algunos CMM dispersos, los cuales tienden a incrementar en cantidad y tamaño con la edad, sin embargo, son muy escasos en peces jóvenes y sanos (Agius y Roberts, 2003).

En el riñón anterior también llegamos a distinguir dos tipos de células endocrinas: interrenales y cromafines. La descripción y organización de las células interrenales y cromafines es bastante similar a la que se menciona en otros teleósteos de agua dulce (Genten et al., 2009); por ejemplo, en la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) (Gaber y Abdelmaksoud, 2019) y en palambra (*Brycon cephalus*) (Rocha et al., 2001).

Adicionalmente se encontraron fibras nerviosas dentro de este tejido, y Sharma y Kumar (1982) también mencionan su presencia en otro teleósteo, el bagre andante (*Clarias batrachus*), aunque en ese caso se encontraron en el riñón posterior, lo que sugiere una

funcionalidad similar: control sobre la regulación del flujo sanguíneo en el riñón. Cabe mencionar que la presencia de estas células no es descrita por Koc (2006) en su descripción del riñón de la trucha arcoíris.

En el riñón anterior no encontramos presencia de túbulos colectores ni corpúsculos renales, por lo que su función es netamente hematopoyética, linfoide y endocrina al igual que en el resto de teleosteos de agua dulce, como los peces dorados, según menciona Genten et al., (2009).

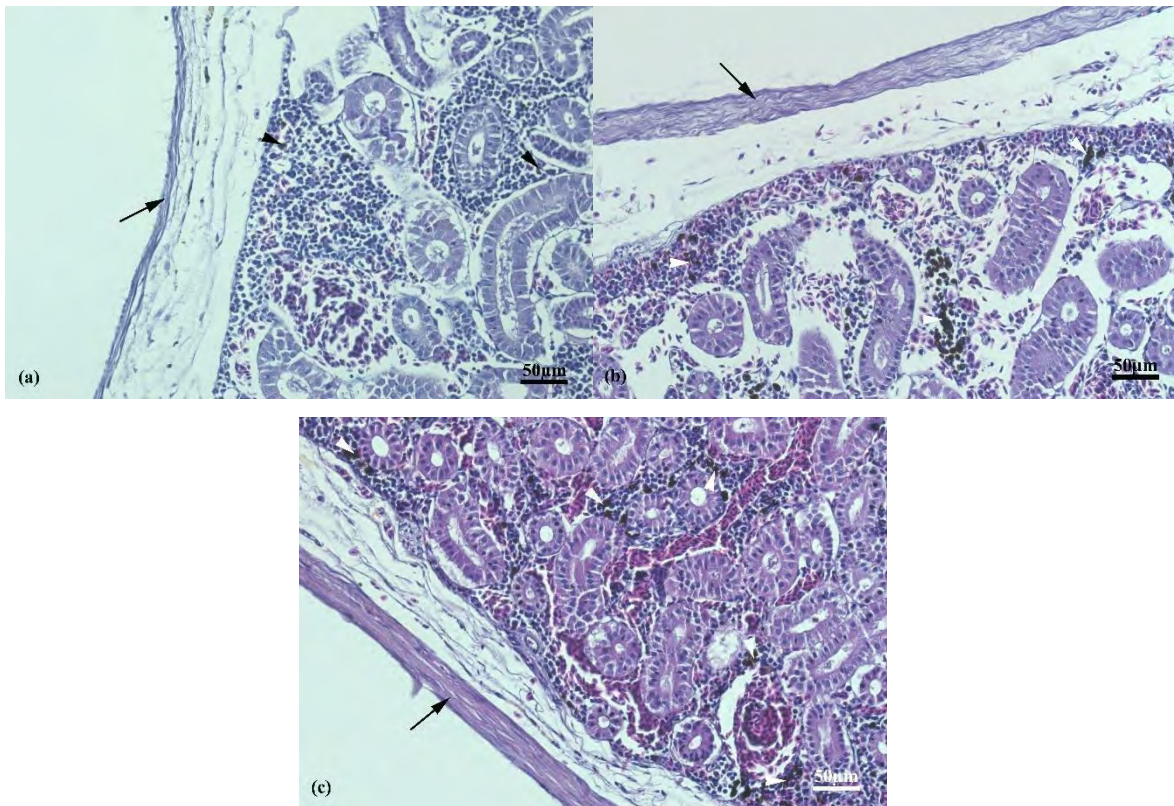
6.1.2.2. Parte posterior.

El riñón posterior se encontró conformado por una cápsula gruesa de tejido conectivo denso que rodeaba su parénquima, el cual estaba conformado predominantemente por corpúsculos renales, túbulos renales y túbulos colectores que se encontraban cercados por tejido linfoide y hematopoyético. Adicionalmente, encontramos las mismas estructuras presentes en el riñón anterior, los melanomacrófagos, estos se encontraban muy bien distribuidos entre todas las estructuras ya mencionadas (Fig. 9). En esta última porción no se encontraron fibras nerviosas, pero sí estructuras endocrinas, diferentes a las del riñón anterior (células interrenales y cromafines).

Los corpúsculos renales (CR) estaban conformados por la cápsula de Bowman y el glomérulo. En la cápsula se pudieron distinguir dos capas: una de células planas simples (capa parietal) y otra de células epiteliales modificadas o podocitos (capa visceral) que rodeaba el glomérulo, ambas capas separadas por el espacio urinario (EU). Los glomérulos consistían en una red capilar, donde ingresaban la arteriola aferente y salía la eferente en el polo vascular (PV), además de los podocitos, se observaron células mesangiales (Fig. 10b). Del glomérulo seguía el segmento del cuello (SC), conformado por células cuboidales de tinción basófila, con microvellosidades y cilios abundantes, mostrando la ubicación del polo urinario (PU) (Fig. 10a).

Figura 9

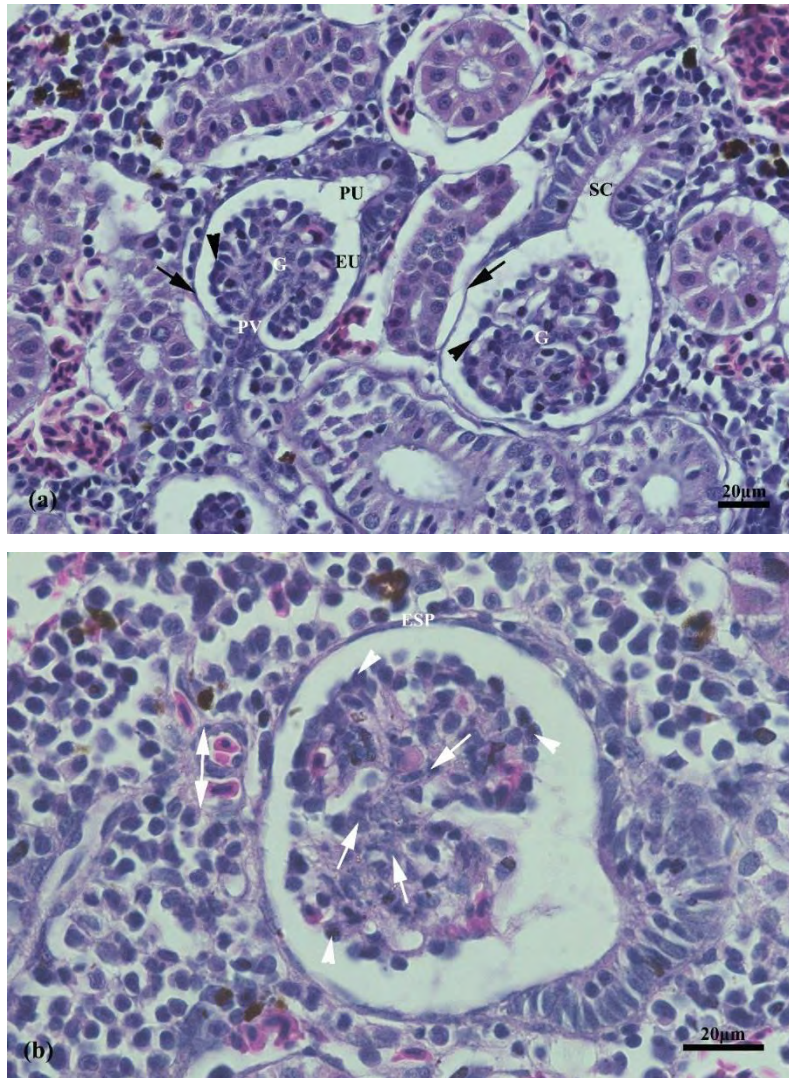
Vista panorámica del riñón posterior



Nota. Se muestra la parte posterior del riñón de truchas en tres etapas de vida: alevinos (a), juveniles (b) y adultos (c). En cada imagen se aprecia la cápsula (flecha), y el parénquima renal con presencia de centros melanomacrófagos (punta de flecha), los cuales se muestran en mayor cantidad en adultos (c). H&E – 20x.

Figura 10

Corpúsculo renal y segmento del cuello

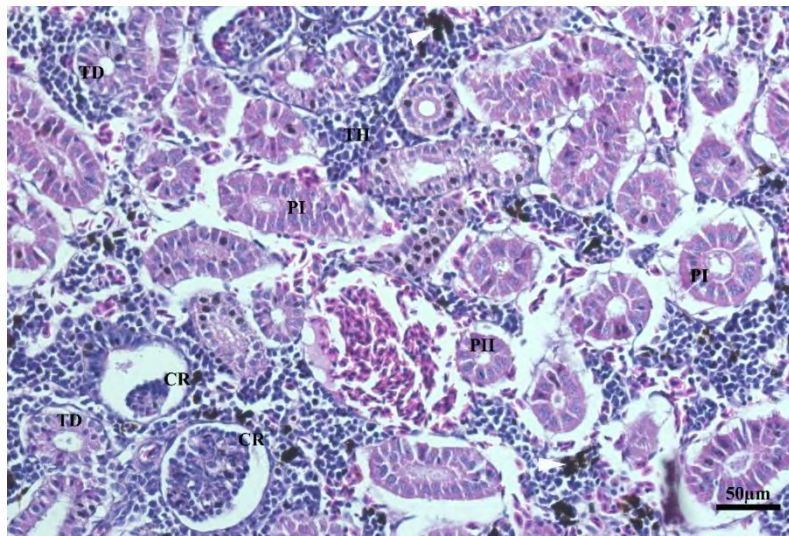


Nota. (a) Se observa la cápsula con capa parietal (flecha negra) y capa visceral (punta de flecha negra), separadas por el espacio urinario (EU), rodeando el glomérulo (G), también se observa el polo vascular (PV) y urinario (PU), donde comienza el segmento del cuello (SC). (b) Se muestra la arteriola aferente y eferente (flecha doble), células mesangiales (flecha blanca), podocitos (punta de flecha blanca) y el epitelio simple plano (ESP) de la capa parietal. H&E – 40x y 63x.

Se encontraron dos segmentos del túbulo proximal: PI (primer segmento) y PII (segundo segmento); PI estaba conformado por un epitelio cilíndrico con cilios y microvellosidades, mientras que PII poseía un epitelio más cúbico, con cilios y microvellosidades reducidas, mostrando a su vez un lumen más amplio que el PI. Ambos segmentos presentaban una tinción más eosinofílica que el resto de túbulos (Fig. 11).

Figura 11

Túbulo proximal

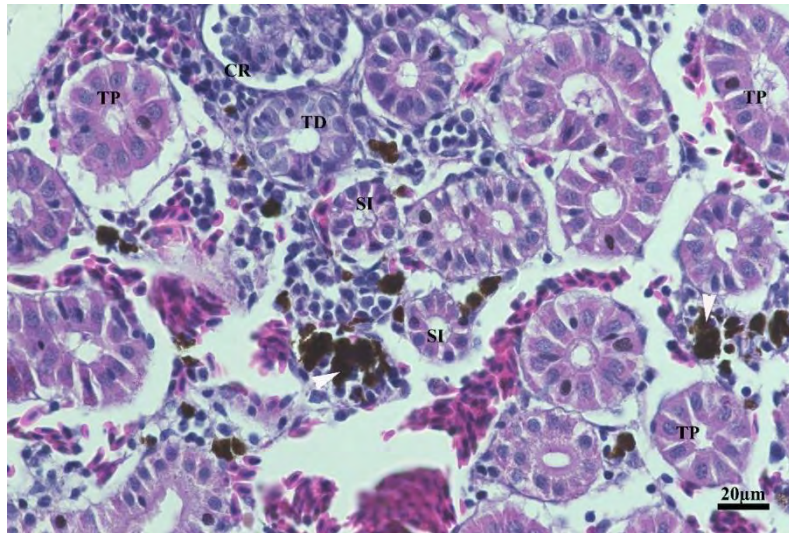


Nota. Se muestran los dos segmentos del túbulo proximal (PI y PII), rodeados de corpúsculos renales (CR), túbulos distales (TD), tejido hematopoyético (TH) y CMM (puntas de flecha). H&E – 20x.

El segmento intermedio (SI) se caracterizó por ser la porción más pequeña, presentaba un lumen estrecho con células cúbicas con muchos cilios, lo que le daba la apariencia de pequeños círculos (Fig. 12).

Figura 12

Segmento intermedio



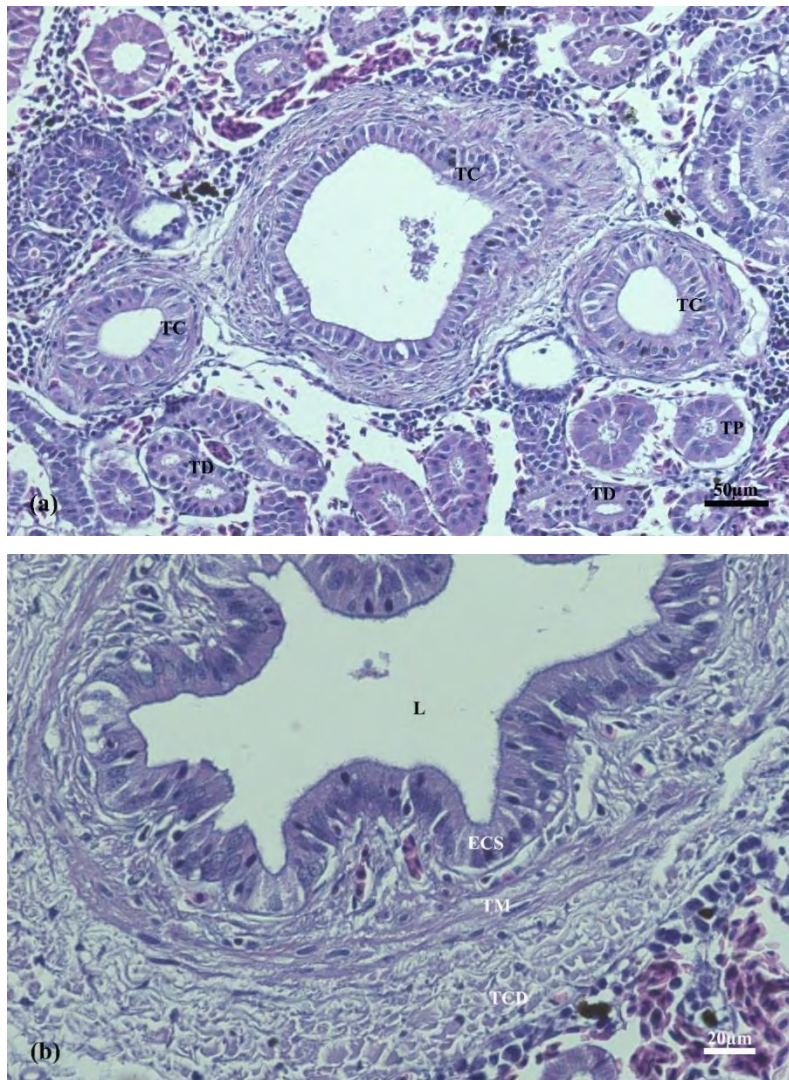
Nota. Se muestran segmentos intermedios (SI) rodeados de túbulos proximales (TP), túbulos distales (TD), corpúsculos renales (CR) y CMM (puntas de flecha). H&E – 40x.

El túbulo distal estaba conformado por células columnares o cilíndricas bajas con núcleos ovalados basales, y con una tinción menos intensa que los otros túbulos. Se diferenciaban fácilmente por la ausencia de microvellosidades y cilios (Fig. 13a). Por último, los túbulos colectores presentaron un epitelio columnar bajo simple, sus células tenían núcleos basales sin borde en cepillo, por lo que su lumen era bastante amplio, aunque irregular y estaban bien rodeados de capas de tejido conectivo y tejido muscular liso (Fig. 13b).

En el caso de la parte medial, además de los elementos ya descritos, encontramos los corpúsculos de Stannius, que representan la parte endocrina del riñón posterior. Se ubicaron como estructuras aisladas de diferentes tamaños y formas, ubicados a los extremos laterales de los cortes del cuello. Se pudo observar que estos corpúsculos son de tinción más basófila que el resto de tejido renal (Fig. 14a), se encuentran rodeados por una cápsula que ingresa al parénquima y lo divide en aparentes lóbulos y/o cordones no muy bien definidos (Fig. 14b).

Figura 13

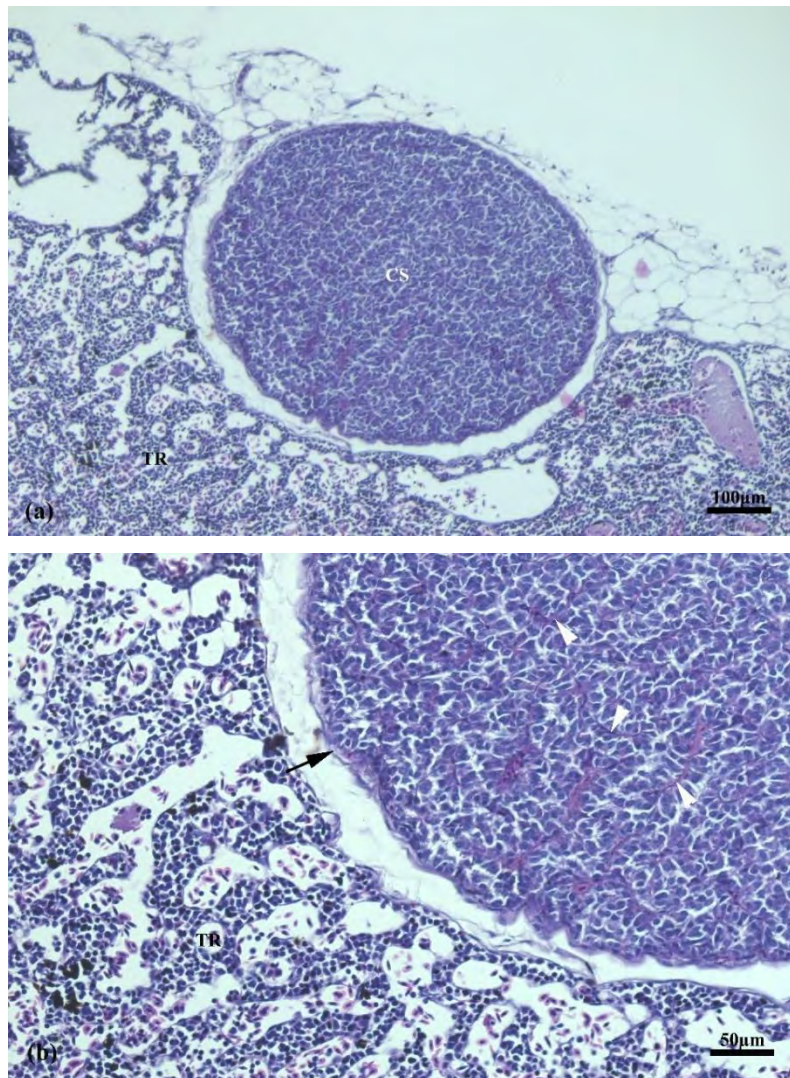
Túbulos distales y túbulos colectores



Nota. (a) Se observan túbulos distales (TD) y túbulos colectores (TC). (b) Capas del túbulo colector: epitelio cilíndrico simple (ECS), tejido muscular (TM) y tejido conectivo denso (TCD) y su lumen (L). H&E – 40x y 63x.

Figura 14

Corpúsculos de Stannius



Nota. (a) Corpúsculo de Stannius (CS) mostrando una tinción más basófila que el resto de tejido renal (TR). (b) Cápsula de tejido conectivo (flecha) y septos formados por esta (punta de flecha). H&E – 10x y 20x.

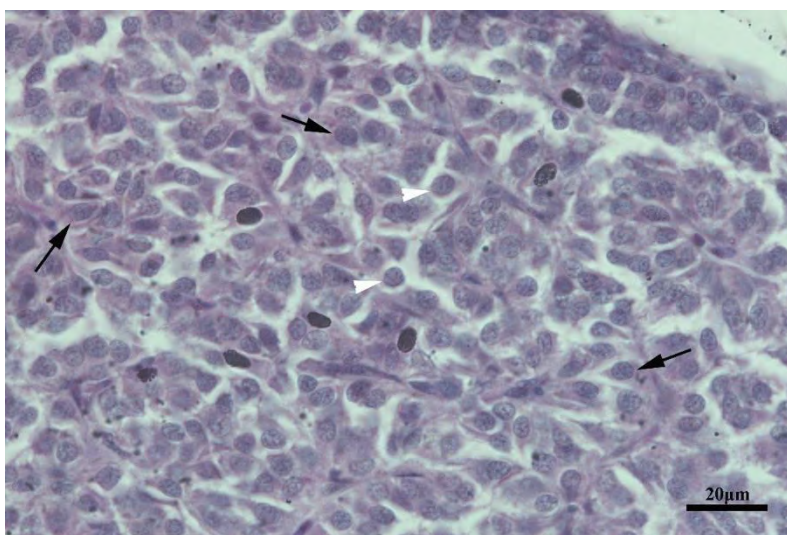
Así mismo, bien rodeadas por la cápsula, encontramos dos tipos celulares, identificados gracias a la tinción de PAS, diferenciándose así en células Tipo I, que son PAS-positivas y las Tipo II son PAS-negativas. Cabe mencionar que las Tipo I eran las

predominantes y mostraban una intensidad de tinción en diversos grados, mientras que las Tipo II fueron muy poco frecuentes de observar (Fig. 15).

Al igual que en el riñón anterior, tanto alevinos, juveniles y adultos, presentaron las mismas estructuras características del riñón posterior, excepto por los MM y CMM.

Figura 15

Células del corpúsculo de Stannius



Nota. Células Tipo I PAS-positivo (flecha) y células Tipo II PAS- negativo (punta de flecha). PAS – 63x.

Las características descritas en el riñón de la trucha arcoíris de manera general corresponden a lo descrito en otros peces de agua dulce, tanto cápsula como demás estructuras del parénquima renal (Ostrander, 2000; Sierra et al., 2011). En el caso del corpúsculo renal, se muestra similar a la mayoría de peces de agua dulce, sin embargo, son más pequeños y menos numerosos en los teleósteos marinos (Mokhtar, 2022).

El segmento del cuello y el túbulo proximal con dos porciones, no se mencionan en reportes del riñón de la trucha arcoíris (Koc, 2006). Pero si lo encontramos presentes con las mismas características que se mencionan en otras especies de agua dulce como “dientudo” y bagre sapo” (Petcoff et al., 2002), carpa común, coridoras pimienta y pejerrey (Plaul et al.,

2012), etc. Ambas porciones comparten la función de reabsorción, y solo se diferencian por sus características celulares (Mokhtar, 2022).

El segmento intermedio no se encuentra descrito en la mayoría de especies de agua dulce, pero si lo encontramos en el pez cuchillo, pez cebra, “morena” y guppy (Kirschbaum y Formicki, 2020; Mokhtar, 2022), no se menciona en el reporte de Koc (2006). Sin embargo, en las pocas especies en las que se encuentra, su descripción es correspondida a la que observamos (Plaul et al., 2012).

Las características de los túbulos distales correspondían al brindado por Koc (2006) en truchas arcoíris y al resto de teleósteos de agua dulce, de igual manera con los túbulos colectores, con la excepción que en nuestras muestras no se encontró epitelio pseudoestratificado (Sierra et al., 2011; Plaul et al., 2012; Palma et al., 2017).

Los corpúsculos de Stannius se encontraban cubiertos por una cápsula gruesa y divididos por septos, en especies como la tilapia del Nilo (Gaber y Abdel-maksoud, 2019) se pueden observar estas estructuras divididas en lóbulos bastante definidos, contrario a lo que se observa en nuestras muestras. Sin embargo, si coincide en el número de poblaciones celulares presentes y en la predominancia del tipo celular (Meats et al., 1978).

6.2. Bazo

6.2.1. Descripción morfológica

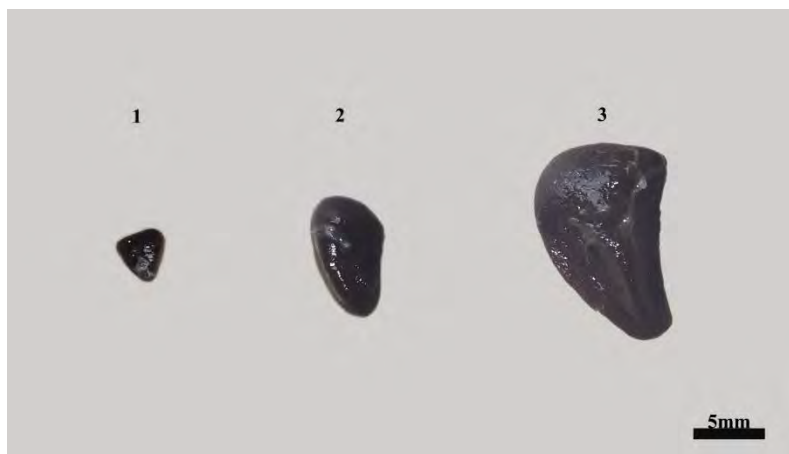
El bazo de las truchas arcoíris característicamente presenta un color negro rojizo. Morfológicamente es piramidal, con un extremo alargado. Presenta tres caras (observables a simple vista) que convergen en un mismo vértice y una base casi plana. Es de consistencia dura y textura suave al tacto, se encuentra bien rodeado de tejido adiposo en diferentes cantidades dependiendo al pez.

Esta descripción llega a variar entre las distintas edades principalmente en dos aspectos: color y consistencia. En los alevinos el bazo es de color rojo claro y de una consistencia más blanda que los juveniles y adultos. En el caso de los juveniles el color es un rojo más oscuro y de consistencia más firme. Y en los adultos el bazo es de color rojo vino

muy fuerte y de consistencia bastante firme. Cabe mencionar que llega a haber casos en los alevinos más jóvenes donde no se logra diferenciar bien la forma característica del bazo. Pero en general la forma ya descrita permanece en todas las edades, solamente va aumentando de tamaño a medida que la trucha crece (Fig. 16).

Figura 16

Bazos de trucha arcoíris



Nota. Bazos de truchas en etapa de alevín (1), juvenil (2) y adulto (3).

En cuanto a la ubicación anatómica del bazo, se encuentra en la parte izquierda de la línea media ventral (en ocasiones más medial) a la altura del comienzo de la aleta dorsal (para más detalle ver Anexo 8). El bazo puede encontrarse inmediatamente después de realizar un corte medial en el abdomen de la trucha. Para su descripción más específica presenta dos caras, dos bordes y dos extremidades, principalmente.

La cara parietal es casi plana y se relaciona con los músculos de la pared ventral y lateral del abdomen. La cara visceral es convexa y se encuentra dividida por una cresta longitudinal sobre la cual está el hilio, separándola en dos zonas no iguales: gástrica (*facies gastrica*), ubicada en la porción craneal a la cresta y como su nombre indica, se relaciona con el estómago. La cara caudal a la cresta (*facies intestinalis*) tiene contacto con el intestino grueso; además de ello tenemos una zona no afectada por la cresta, como una tercera cara de

la pirámide, correspondiendo a la cara libre (se relaciona con la vejiga natatoria). De estas 3 caras solo la intestinal tiene contacto directo con el órgano, ya que en el resto de casos se encuentra tejido adiposo de por medio (Fig. 17).

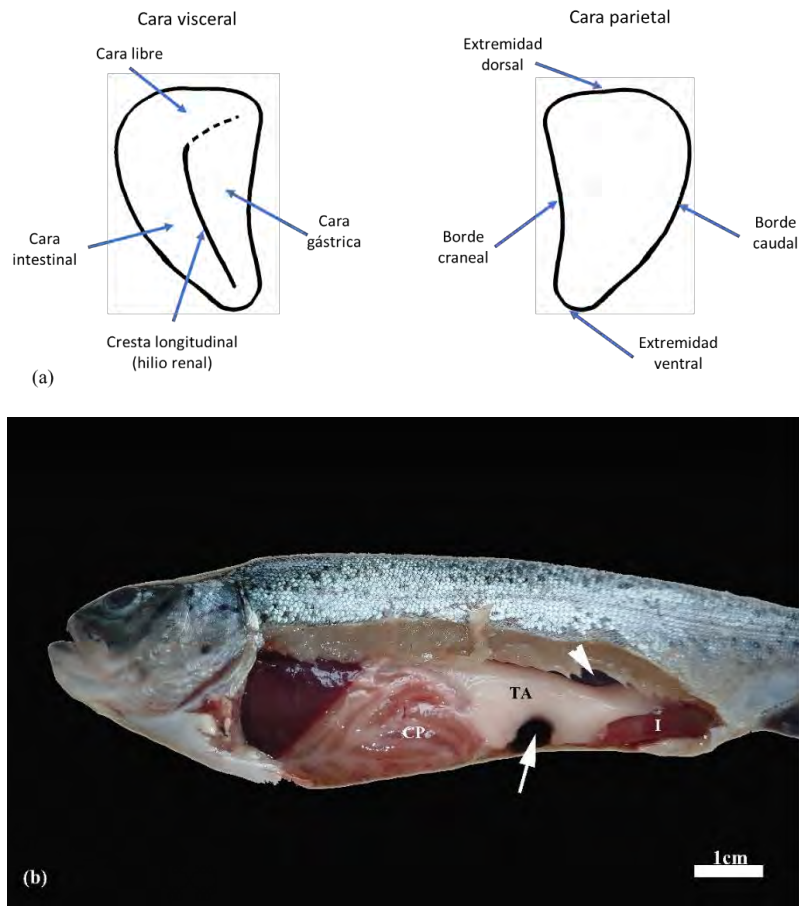
El borde craneal es cóncavo, está limitado por el estómago y los ciegos pilóricos; mientras que el borde caudal es convexo y delgado, y es la parte menos cubierta por tejido adiposo de todo el bazo, tiene contacto con los músculos del abdomen (Fig. 17).

La extremidad ventral es mucho más pequeña que la dorsal y su posición puede variar según el tamaño del bazo, generalmente se encuentra cerca a los ciegos pilóricos en la línea media ventral. Y la extremidad dorsal es amplia y generalmente está bien cubierta de tejido adiposo (Fig. 17).

Esta descripción aplica a todas las edades con muy pequeñas diferencias. Por ejemplo, en algunos peces se observó la cara libre en contacto con el intestino grueso o con la vejiga natatoria. Sin embargo, no era una característica diferenciable por la edad sino más bien dependiente de cada pez.

Figura 17

Morfología y ubicación anatómica del bazo



Nota. (a) Esquematación de los términos de posición y dirección del bazo. (b) Vista lateral de la ubicación del bazo (flecha) respecto a otros órganos y tejidos, como los ciegos pilóricos (CP), tejido adiposo (TA), vejiga natatoria (punta de flecha) e intestino (I).

El color, consistencia y textura de este órgano se encuentra bien descrito y registrado en la mayoría de peces de agua dulce, lo que coincide con las descripciones que brindan diversos autores (Ostrander, 2000; Sierra et al., 2011). No obstante, no se menciona que haya variaciones en el color conforme avanza la edad, por lo que podemos asumir que el oscurecimiento observado está relacionado con un incremento de la congestión de glóbulos rojos a medida que la trucha envejece (Ostrander, 2000).

Una descripción morfológica a detalle del bazo en peces que incluya sus términos de posición y dirección, es poco común en la literatura. Por lo tanto, para poder realizar esta caracterización tuvimos que buscar información en mamíferos superiores, buscando bazos morfológicamente similares y usándolos de guía para usar los términos adecuados (ICVGAN, 2017). Así fue que se usó el bazo del caballo, con morfología más parecida a la que se observa en la trucha arcoíris, como modelo para esta caracterización (Getty, 1982).

Resultados de medidas morfométricas. Los resultados obtenidos de la morfometría del bazo de la trucha arcoíris se muestran a continuación. En la Tabla 2 se presentan los valores promedio (media \pm desviación estándar) correspondientes a las variables evaluadas en este estudio (longitud, anchura y peso) en los tres grupos etarios: alevinos, juveniles y adultos.

El análisis estadístico mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tres grupos etarios para todas las variables. Los alevinos, por un lado, presentaron los valores más bajos, seguidos por los juveniles, y por otro lado vemos a los adultos con dimensiones mayores en la longitud, anchura y peso del bazo. En resumen, se observó un incremento progresivo de las variables conforme avanza la edad, reflejando que el desarrollo del bazo está influenciado por el grado de madurez fisiológica.

Tabla 2

Media de la longitud, anchura y peso del bazo de tres edades

Edad	n	Longitud (mm) ($\bar{x} \pm DE$)	Anchura (mm) ($\bar{x} \pm DE$)	Peso (g) ($\bar{x} \pm DE$)
Alevín	5	4.126 ^a \pm 0.824	2.458 ^a \pm 0.386	0.010 ^a \pm 0.003
Juvenil	5	8.742 ^b \pm 0.721	5.734 ^b \pm 0.627	0.107 ^b \pm 0.015
Adulto	5	13.520 ^c \pm 2.547	7.938 ^c \pm 1.484	0.280 ^c \pm 0.048

Nota. a, b y c indican diferencia significativa entre los grupos etarios según la prueba de Tukey ($p < 0.05$)

Al comparar los datos obtenidos con estudios realizados en otros peces nos encontramos con investigaciones realizadas únicamente en peces adultos, como en el bagre europeo (*Silurus glanis*) (Dunaevskaya, 2016), donde se obtuvieron valores mucho más altos (longitud, anchura y peso) a los obtenidos en este estudio, pero al compararlos con especímenes adultos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) encontramos un rango similar de peso (0.07 a 0.25 g) (He et al., 2021). Demostrando así que el desarrollo del bazo es muy independiente de cada especie de pez.

Así mismo, los resultados obtenidos confirman que el tamaño y peso del bazo incrementan claramente con la edad. Este crecimiento es regulado, al igual que en los mamíferos, por la hormona del crecimiento (GH) y los factores de crecimiento similar a la insulina (IGF). Los cuales participan en el crecimiento somático del organismo (Fernandes et al., 2025; Duan et al., 2010).

A su vez, el bazo, al participar en procesos como la hematopoyesis y respuesta inmunitaria, su tamaño puede verse afectado por el desarrollo y actividad de estos tejidos (Zapata, 2024). En los alevinos, el bazo aún continúa en formación por lo tanto el desarrollo de estos tejidos aún es bajo; sin embargo, a medida que el pez crece, la actividad celular incrementa y por lo tanto su actividad inmunológica y hematopoyética, lo cual puede verse reflejado en el aumento de tamaño y peso como se observó en los juveniles y adultos (Tatner y Manning, 1983; Kumar et al., 2018).

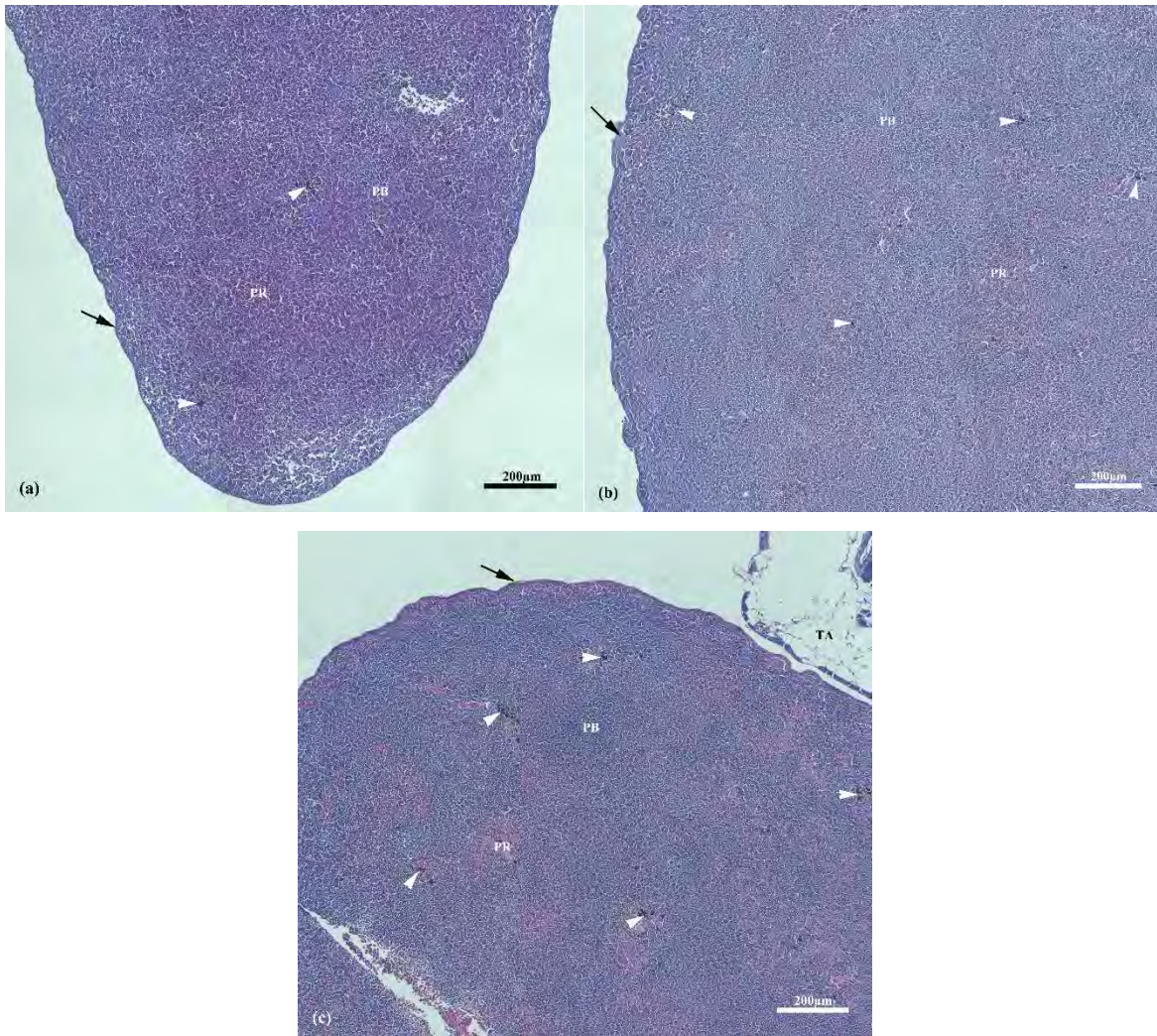
6.2.2. Descripción histológica

El bazo está cubierto por una delgada cápsula conformada externamente por un mesotelio que contenía dos capas: una de células planas y una más fina de tejido conectivo laxo. Con la tinción de tricrómico de Masson el tejido conectivo de la cápsula se tiñó de color azul (Fig. 19). Su parénquima, como el de otros animales estaba conformado por pulpa roja y pulpa blanca, sin embargo, en una vista panorámica no se llegó a apreciar una clara diferenciación entre ambas, ya que se encontraron distribuidas de manera irregular por todo el parénquima esplénico (Fig. 18). También encontramos CMM, con mayor cantidad en los adultos (Fig. 18c).

Mediante el uso de tinción de Reticulina se lograron observar las abundantes fibras reticulares que se encontraban bien distribuidas por todo el parénquima esplénico (Fig. 20).

Figura 18

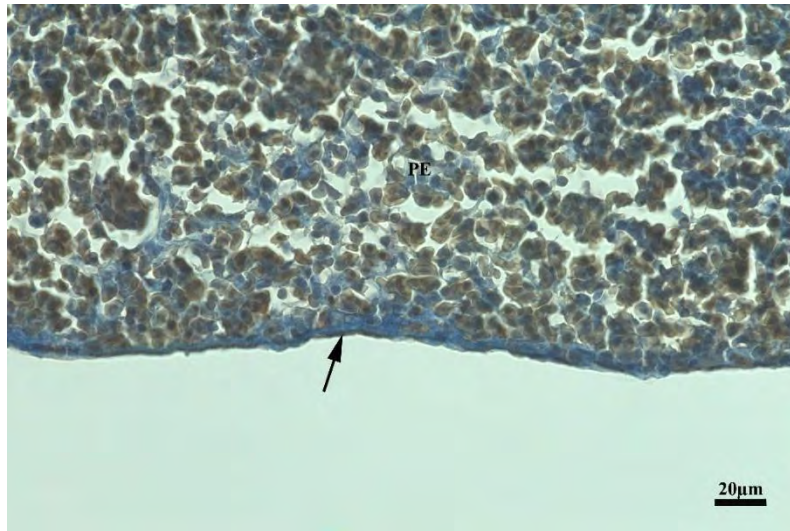
Vista panorámica del bazo



Nota. Se muestran bazos de truchas en tres etapas de vida: alevinos (a), juveniles (b) y adultos (c). En cada imagen se aprecia la cápsula (flecha), y el parénquima esplénico con presencia la pulpa roja (PR) y blanca (PB) entremezcladas y CMM (punta de flecha), los cuales se muestran en mayor cantidad en adultos (c). H&E – 20x.

Figura 19

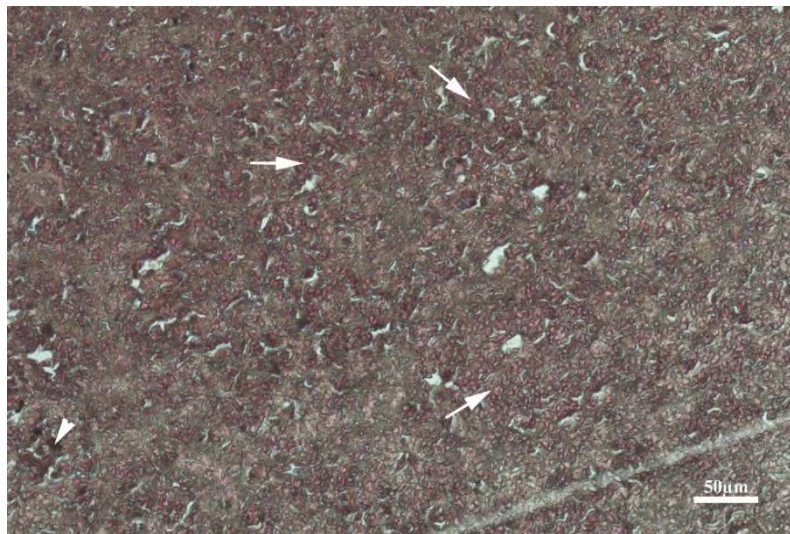
Cápsula del bazo



Nota. Se muestra la cápsula (flecha) del bazo rodeando el parénquima esplénico (PE) en tinción especial. Tricrómico de Masson – 40x.

Figura 20

Parénquima esplénico



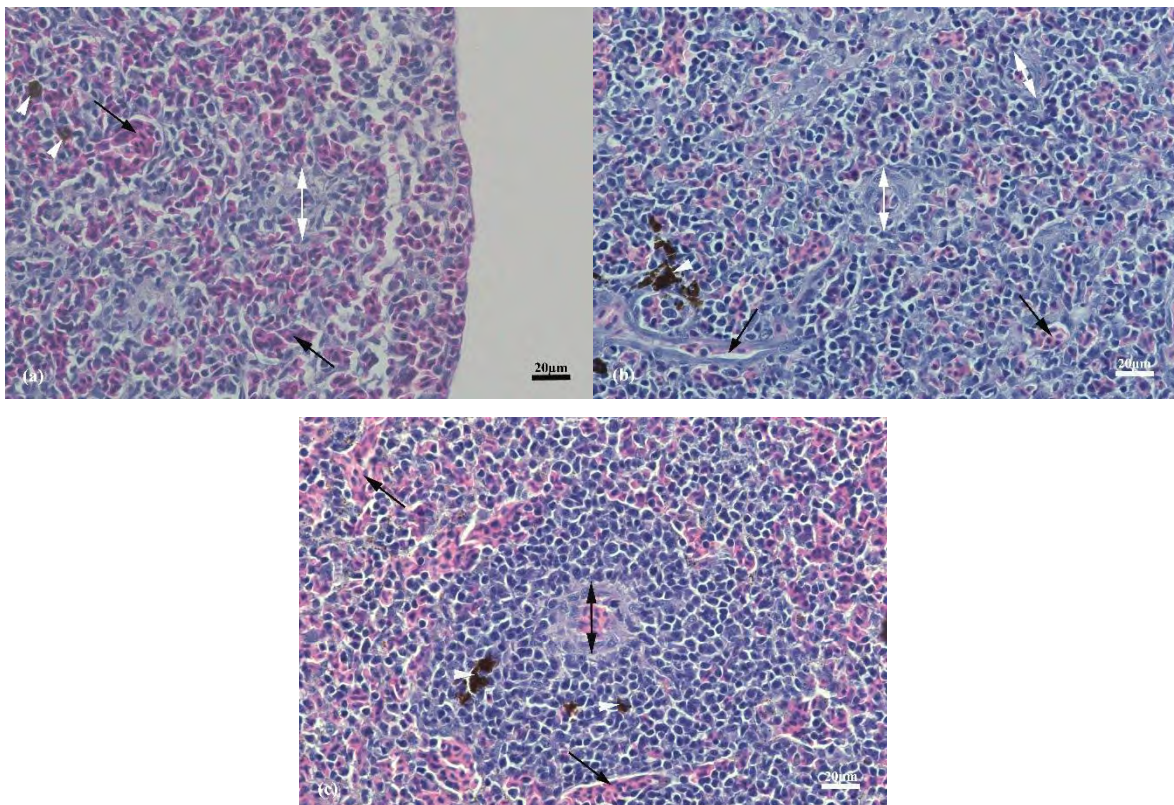
Nota. Se muestran fibras reticulares de color negro que rodean a las células (flecha) del parénquima esplénico teñidas de color rojo y CMM (punta de flecha). Tinción de Reticulina – 20x.

La pulpa blanca estaba compuesta por tejido linfoide que contenía células como linfocitos, macrófagos y células plasmáticas. Esta se relacionó directamente con la pulpa roja mediante los elipsoides. Los elipsoides, vainas periarteriales de macrófagos y fibrocitos, se encontraban al final de las arteriolas esplénicas, las células conformaban una especie de empalizada (Fig. 21). La pulpa roja estaba compuesta por sinusoides que contenían eritrocitos de forma ovoide con un núcleo redondo central.

Las principales células que encontramos en el parénquima esplénico son los linfocitos, macrófagos, células plasmáticas y eritrocitos como se muestra en la Figura 22. Y la única diferencia remarcable entre las tres edades es la cantidad de MM y CMM.

Figura 21

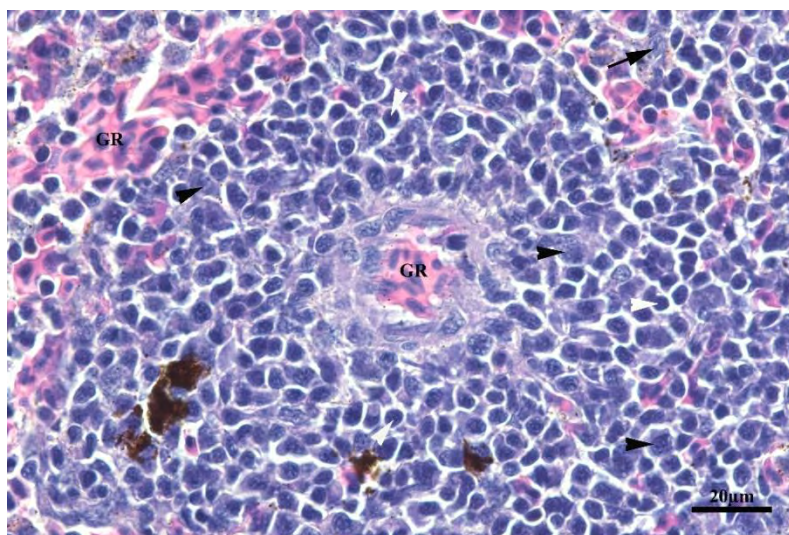
Elipsoides y sinusoides



Nota. Se muestran elipsoides (flecha doble blanca y negra), sinusoides (flecha) y CMM (punta de flecha) en tres etapas de vida: alevinos (a), juveniles (b) y adultos (c). H&E – 40x.

Figura 22

Células presentes en el parénquima esplénico



Notas. Encontramos eritrocitos (GR), macrófagos (flecha), células plasmáticas (punta de flecha negra) y linfocitos (punta de flecha blanca). H&E – 63x.

Todas las especies de teleósteos de agua dulce presentan una cápsula con la presencia de un mesotelio (Genten et al., 2009; Kirschbaum y Formicki, 2020). Sin embargo, algunos autores reportan que esta cápsula ingresa al parénquima a formar trabéculas de tejido conectivo denso muy grueso, especialmente en un estudio del bazo de la trucha arcoíris (Siavosh et al., 2010). Pero como ya se mencionó anteriormente, en este caso no se encontró la presencia de trabéculas en ninguna de las etapas que se estudiaron, coincidiendo así con la trucha de Ohrid (*Salmo letnica*) (Rebok et al., 2011) y de peces del género *Nothobranchius* (Dyková et al., 2022).

Por otro lado, en las tres edades de este estudio se notó una mayor densidad de pulpa blanca en este órgano, lo cual coincide a lo descrito en el estudio de Siavosh et al. (2010). Sin embargo, esto contrasta con el estudio de Tatner y Manning (1983), donde se menciona una predominancia de eritrocitos, por lo tanto, pulpa roja, en el parénquima. Se necesitarían de mayores investigaciones para resolver esta contradicción en vista que en este estudio, al igual que el de Siavosh et al., (2010) se brindaron los resultados mediante mera examinación

de láminas histológicas, en cambio, en el estudio de Tatner y Manning (1983) se realizó un conteo de células con ayuda de un hemocitómetro, lo cual corresponde a una metodología cuantitativa.

Los elipsoides observados en el parénquima esplénico, son una característica distintiva del bazo de los teleósteos (Espenes et al., 1995; Mokhtar et al., 2025). Estos constituyen una barrera de filtración contra patógenos transmitidos por la sangre y actúan como el primer punto de control para la filtración sanguínea y el atrapamiento de antígenos (Sørby et al., 2005).

Los CMM se encuentran presentes en los bazos de los peces, pero ausentes en los mamíferos, y son esenciales para el control inmunológico y la gestión de desechos porque atrapan infecciones, células envejecidas y pigmentos (Steinel y Bolnick, 2017). Además de ello podemos mencionar que el bazo en la trucha arcoíris se destaca por la presencia de las células especializadas que logramos encontrar principalmente: macrófagos y linfocitos, al igual que en otras especies (Bjørngen y Koppang, 2021; Mokhtar et al., 2025).

VII. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. Conclusiones

El riñón de la trucha arcoíris presenta un crecimiento progresivo y significativo en tamaño y peso a lo largo de las diferentes etapas de vida, lo cual se asocia a la mayor demanda fisiológica propia del crecimiento y mantenimiento del equilibrio homeostático en el pez adulto. Desde el punto de vista histológico, el riñón se encuentra funcionalmente diferenciado en dos porciones, una porción anterior con predominio de tejido hematopoyético, linfoide y endocrino, y una porción posterior especializada en funciones excretoras, evidenciada por la presencia de corpúsculos y túbulos renales. Esta organización estructural refleja la participación del riñón tanto en la regulación osmótica y excreción, como en procesos inmunológicos y endocrinos esenciales para la fisiología del pez.

El bazo de la trucha arcoíris muestra variaciones morfométricas significativas entre las distintas etapas de vida, observándose un aumento progresivo de su tamaño y peso en individuos adultos, lo cual sugiere una relación directa con el incremento de la actividad inmunológica y hematológica conforme avanza el desarrollo del organismo. Histológicamente, el bazo presenta una organización característica conformada por pulpa roja y blanca poco delimitadas, con abundantes sinusoides y células inmunitarias, lo que evidencia su rol central en la filtración sanguínea, el almacenamiento de eritrocitos y la respuesta inmunitaria en la trucha arcoíris.

7.2. Recomendaciones

- Realizar la morfometría detallada, junto con la ubicación respecto a otras estructuras de otros órganos de la trucha arcoíris, para poder ampliar el conocimiento anatómico de esta especie.
- Realizar trabajos con otras tinciones en el procesamiento histológico, tanto en bazo como en riñón para poder visualizar y diferenciar otras estructuras que no se ven con tinciones convencionales.
- Utilizar el contenido en los cursos de histología y se pueda considerar a los peces como especie de estudio, para así poder apreciar de mejor manera las diferencias estructurales entre mamíferos y esta especie, que cada vez requiere mayor atención.
- Investigar la relación directa entre el incremento progresivo de los CMM en el bazo y el riñón, y los indicadores de salud, estrés y exposición a patógenos en la trucha arcoíris para validar su función como biomarcadores de gestión de desechos y respuesta inmunológica.
- Repetir el estudio con un número mayor de especímenes y métodos histoquímicos avanzados.
- Realizar estudios de toxicología acuática.

VIII. REFERENCIAS

- Agius, C., Roberts, R. J. (2003). Melano-macrophage centers and their role in fish pathology. *Journal of Fish Diseases*, 26(9), 499–509. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2761.2003.00485.x>
- Álvarez, P., Soldi, H., Castro, M., y Del Valle, O. (2017). *Manual de Cultivo de Trucha en Ambientes Convencionales*. Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero. 58–60
- Aquino, G., y Hernández, M. (2008). *Manual básico para el cultivo de trucha arcoíris (Oncorhynchus mykiss)*. Global Environmental Management. 5–9
- Área Funcional de Investigaciones en Acuicultura. (2015). Guía para la incubación y alevinaje de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). *Serie de Divulgación Científica*, 1(3), 23–27.
- American Veterinary Medical Association. (2020). *AVMA Guidelines on Euthanasia of Animals*. AVMA. 64–89
- Bacha, W., y Bacha, L. (2001). *Atlas color de histología veterinaria*. Intermedica. 1-3.
- Bjørngen, H., & Koppang, E. O. (2021). Anatomy of teleost fish immune structures and organs. *Immunogenetics*, 73(1), 53–63. <https://doi.org/10.1007/s00251-020-01196-0>
- Capkin, E., Birincioglu, S., & Altinok, I. (2009). Histopathological changes in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) after exposure to sublethal composite nitrogen fertilizers. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72(7), 1999–2004. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2009.05.007>
- Capkin, E., Terzi, E., Boran, H., Yandi, I., & Altinok, I. (2010). Effects of some pesticides on the vital organ of juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Tissue and Cell*, 42, 376–382. <https://doi.org/10.1016/j.tice.2010.10.001>
- Chavez, M. (2008). *Influencia de la alimentación suplementaria en el crecimiento de truchas (Oncorhynchus mykiss) de estadio juvenil de la laguna Mismycocha en las comunidades Misme - Chuicón*. [Tesis de bachiller inédita]. Universidad Nacional del Centro del Perú.

- Chirinos, O., Adachi, L., Aparicio, E., Bernales, J., Rivera, M., y Santoyo, L. (2008). *Exportación de truchas de la laguna de Langui-Layo (Cusco) al mercado de Brasil*. ESAN.
- Davidson, A. J. (2011). Uncharted waters: nephrogenesis and renal regeneration in fish and mammals. *Pediatric Nephrology*, *26*(9), 1435–1443.
<https://doi.org/10.1007/s00467-011-1795-z>
- De Felice, E., Palladino, A., Tardella, F. M., Giaquinto, D., Barone, C. M. A., Crasto, A., & Scocco, P. (2021). A morphological, glycohistochemical and ultrastructural study on the stomach of adult Rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *The European Zoological Journal*, *88*(1), 269–278. <https://doi.org/10.1080/24750263.2021.1881630>
- Duan, C., Ren, H., & Gao, S. (2010). Insulin-like growth factors (IGFs), IGF receptors, and IGF-binding proteins: Roles in skeletal muscle growth and differentiation. *General and Comparative Endocrinology*, *167*(3), 344–351.
<https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2010.04.009>
- Dunaevskaya, O. (2016). Microscopic Structure and Morphometric Parameters of Spleen Catfish (*Siluris glanis* L.). *Ribogospodars'ka Nauka Ukraïni*, *1*(35), 78–87.
<https://doi.org/10.15407/fsu2016.01.078>
- Dyková, I., Žák, J., Blažek, R., Reichard, M., Součková, K., y Slabý, O. (2022). Histology of major organ systems of Nothobranchius fishes: short-lived model species. *Journal of Vertebrate Biology*, *71*, 1–50. <https://doi.org/10.25225/jvb.21074>
- Espenes, A., Press, C. M. L., Dannevig, B. H., & Landsverk, T. (1995). Investigation of the structural and functional features of splenic ellipsoids in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Cell & Tissue Research*, *279*(3), 469–474.
<https://doi.org/10.1007/BF00318160>
- FAO. (2014). *Manual Práctico para el Cultivo de la Trucha Arcoiris*. FAO.
- Ferguson, H. (2006). *Systemic Pathology of Fish: A Text and Atlas of Normal Tissues in Teleosts and their Response in Disease* (2nd ed.). Scotian Press.

- Fernandes, G. L., Gajbhiye, D. S., Columbus-Shenkar, Y. Y., & Golan, M. (2025). Novel tools for studying the fish growth hormone axis in vivo. *American Journal of Physiology-Endocrinology and Metabolism*, 329(1), E131–E142. <https://doi.org/10.1152/ajpendo.00471.2024>
- Flerova, E. A., Yurchenko, V. v., Morozov, A. A., Evdokimov, E. G., Bogdanova, A. A., Alekseev, M. Yu., Sendek, D. S., & Titov, S. F. (2023). Histology and Ultrastructure of the Nephron and Kidney Interstitial Cells in the Atlantic Salmon (*Salmo salar Linnaeus 1758*) at Different Stages of Life Cycle. *Biology*, 12(5), 750. <https://doi.org/10.3390/biology12050750>
- Gaber, W., & Abdel-maksoud, F. M. (2019). Interrenal tissue, chromaffin cells and corpuscles of Stannius of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Microscopy*, 68(3), 195–206. <https://doi.org/10.1093/jmicro/dfy146>
- Gallo, V. P., & Civinini, A. (2003). Survey of the Adrenal Homolog in Teleosts. In *International Review of Cytology* (Vol. 230, pp. 89–187). Elsevier Inc. [https://doi.org/10.1016/S0074-7696\(03\)30003-8](https://doi.org/10.1016/S0074-7696(03)30003-8)
- Genten, F., Terwinghe, E., & Danguy, A. (2009). *Atlas of Fish Histology*. Science Publishers.
- Gerlach, G. F., Schrader, L. N., & Wingert, R. A. (2011). Dissection of the Adult Zebrafish Kidney. *Journal of Visualized Experiments*, 54, 1–5. <https://doi.org/10.3791/2839>
- Getty, R. (1982). Equinos. In *Anatomía de los animales domésticos* (Quinta Ed., Vol. 1). Saunders.
- Gregori, M., Miragliotta, V., Leotta, R. Cecchini, S., Prearo, M., & Abramo, F. (2014). Morphometric Evaluation on Interrenal Gland and Kidney Macrophages Aggregates in Normal Healthy Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) and after Bacterial Challenge with *Yersinia ruckeri*. *Veterinary Medicine International*, 2014(1). <https://doi.org/10.1155/2014/210625>

- He, Y., Wang, E., Wang, K., Wang, J., Fan, W., Chen, D., & Yang, Q. (2021). Morphology of the Spleen in *Oreochromis niloticus*: Splenic Subregions and the Blood-Spleen Barrier. *Animals*, *11*(10), 29–34. <https://doi.org/10.3390/ani11102934>
- Instituto Tecnológico de la Producción. (2023). *Plan de negocio para la cadena productiva acuícola de trucha arcoíris en la región Junín* (D. I. y T. T. Dirección de Investigación, Ed.; Primera edición). Ministerio de la Producción.
- International Committee on Veterinary Histological Nomenclature. (2017). *Nomina Histológica Veterinaria* (First edition). World Association of Veterinary Anatomists.
- International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature. (2017). *Nomina Anatómica Veterinaria* (Sixth edition). World Association of Veterinary Anatomists.
- Kiernan, J. A. (2015). *Histological And Histochemical Methods: Theory and Practice* (5th ed.). Pergamon Press.
- Kirschbaum, F., & Formicki, K. (2020). *The Histology of Fishes*. CRC Press.
- Koc, N. D. (2006). The Comparative Research of Kidneys of Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum 1792) and Rat (*Rattus norvegicus*, Berkenhout 1769) in Morphometric and Histologic Manner. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, *9*(3), 445–447. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2006.445.447>
- Kot, T., & Kovalchuk, V. (2025). Features of spleen morphology in fish. *Scientific Progress & Innovations*, *28*(1), 222–227. <https://doi.org/10.31210/spi2025.28.01.34>
- Kumar, G., Hummel, K., Noebauer, K., Welch, T. J., Razzazi-Fazeli, E., & El-Matbouli, M. (2018). Proteome analysis reveals a role of rainbow trout lymphoid organs during *Yersinia ruckeri* infection process. *Scientific Reports*, *8*(1), 13998. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-31982-6>
- Kuperman, B. I., & Kuz'mina, V. V. (1994). The ultrastructure of the intestinal epithelium in fishes with different types of feeding. *Journal of Fish Biology*, *44*(2), 181–193. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1994.tb01197.x>
- Maiz, A., Valero, L. y Briceño, D. (2010). Elementos prácticos para la cría de truchas en Venezuela. *Mundo Pecuário*, *VI* (2), 157–168.

- Marcondes, S. F., Siqueira, M. S., Leão, T. R. F., Rodrigues, R. A., Farias, K. N. N., Silva, A. L. N., Franco-Belussi, L., & Fernandes, C. E. (2023). Morphological and histometric features of the caudal kidney in piranha *Pygocentrus nattereri* (Characiformes: Serrasalminidae). *Neotropical Ichthyology*, 21(2), 1–16. <https://doi.org/10.1590/1982-0224-2022-0108>
- McCuaig, I., Martyniuk, C., & Marlatt, V. Morphometric and proteomic responses of early-life stage rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) to the aquatic herbicide diquat dibromide. (2020). *Aquatic Toxicology*. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2020.105446>
- Meats, M., Ingleton, P. M., Jones, I. C., Garland, H. O., & Kenyon, C. J. (1978). Fine structure of the corpuscles of stannius of the trout, *Salmo gairdneri*: Structural changes in response to increased environmental salinity and calcium ions. *General and Comparative Endocrinology*, 36(4), 451–461. [https://doi.org/10.1016/0016-6480\(78\)90084-9](https://doi.org/10.1016/0016-6480(78)90084-9)
- Megías, M., Molist, P., y Pombal, M. (2018). *Atlas de histología animal y vegetal: Técnicas histológicas y protocolos*. (Departamento de Biología Funcional y Ciencias de la Salud. Facultad de Biología. & Universidad de Vigo., Eds.; 1st ed.).
- Mendoza, R., y Palomino, A. (2004). *Manual de cultivo de trucha arcoíris en jaulas flotantes*. Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero.
- Mendoza, R. (2009). *Protocolo de engorde de truchas arcoíris *Oncorhynchus mykiss*. Cultivo en jaulas flotantes*. Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero.
- Mokhtar, D. M. (2022). *Fish Histology: From Cells to Organs*. Apple Academic Press Inc.
- Mokhtar, D. M., Zaccone, G., & Hussein, M. T. (2025). Morphological and Ultrastructural Insights into the Goldfish (*Carassius auratus*) Spleen: Immune Organization and Cellular Composition. *Veterinary Sciences*, 12(6), 517. <https://doi.org/10.3390/vetsci12060517>
- Monfared, A., & Soltani, S. (2013). Histological, Histometric and biochemical alterations of the gill and kidney of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to silver nanoparticles. *European Journal of Experimental Biology*, 3(2), 391–395.

- Mylniczenko, N. D. (2021). Anatomy and Taxonomy. In C. Hadfield & L. A. Clayton (Eds.), *Clinical Guide to Fish Medicine* (pp. 3–34). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781119259886.ch1>
- Ogawa, M. (1962). Comparative study on the internal structure of the teleostean kidney. *Science Reports of Saitama University*. B4: 107–129.
- Ojeda, J. L., Icardo, J. M., Wong, W. P., & Ip, Y. K. (2006). Microanatomy and ultrastructure of the kidney of the African lungfish *Protopterus dolloi*. *The Anatomical Record Part A: Discoveries in Molecular, Cellular, and Evolutionary Biology*, 288A (6), 609–625. <https://doi.org/10.1002/ar.a.20333>
- Ostrander, G. (2000). Immune system. In *The laboratory fish*. Academic Press. 219-223
- Öz, M., Yavuz, O., & Bolukbas F. (2020). Histopathology changes in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) consuming boric acid supplemented fish fodder. *Journal of Trace Elements in Medicine and Biology*, 62. <https://doi.org/10.1016/j.jtemb.2020.126581>
- Palma, M., Caliri, M., y Cáceres, A. (2017). Caracterización histológica e histoquímica de branquia, hígado y riñón de la perca criolla (*Percichthys trucha*, Valenciennes, 1833) para su uso en biomonitoreo ambiental. *Acta Microscópica*, 26(1), 32–45
- Petcoff, G., Diaz, A., Escalante, A., & Goldemberg, A. (2002). Comparative histology of the kidney of *Oligosarcus jenynsi* and *Rhamdia sapo* from Los Padres lake (Buenos Aires province, Argentina). *Revista Real Academia Galega de Ciencias*, XXI, 19–30.
- Plaul, S., Díaz, A., y Barbeito, C. (2012). Aspectos comparativos de la morfología del riñón de los peces. *Ciencias Morfológicas*, 14(1), 5–13.
- Prophet, E., Mills, B., Arrington, J., y Sobin, L. (1995). *Métodos histotecnológicos* (1st ed.). Instituto de patología de las fuerzas armadas de los Estados Unidos de América.
- Razaee, J., Nejati, V., Tukmechi, A., & Hasanzadeh, S. (2013). Histopathological effects of experimental paraquat on spleen and pronephros of rainbow trout (*Oncorhynchus*

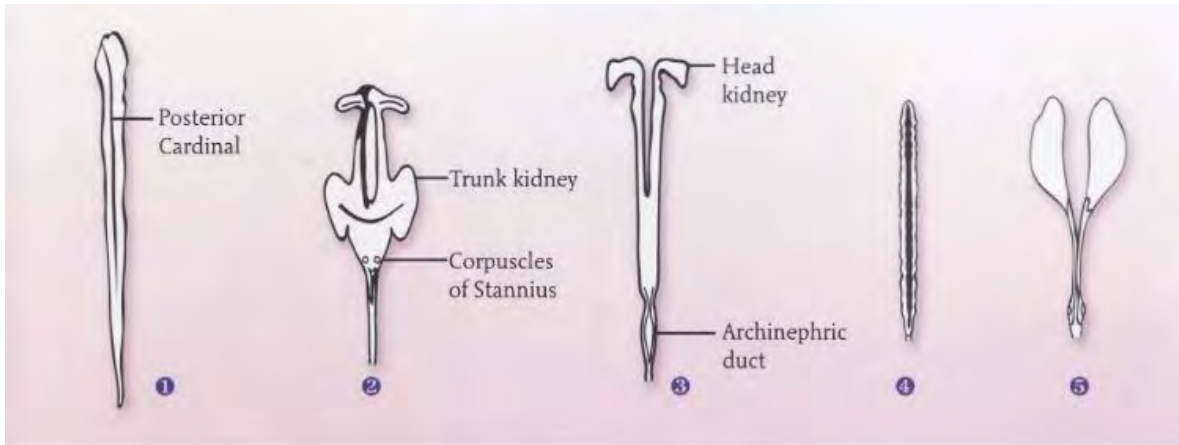
- mykiss*). *Comparative Clinical Pathology*, 22, 491–495. <https://doi.org/10.1007/s00580-012-1437-2>
- Rebok, K., Jordanova, M., & Tavciovaska-Vasileva, I. (2011). Spleen histology in the female Ohrid trout, *Salmo letnica* (Kar.) (Teleostei, Salmonidae) during the reproductive cycle. *Archives of Biological Sciences*, 63(4), 1023–1030. <https://doi.org/10.2298/ABS1104023R>
- Reimschuessel, R. (2001). A Fish Model of Renal Regeneration and Development. *ILAR Journal*, 42(4), 285–291. <https://doi.org/10.1093/ilar.42.4.285>
- Rocha, R. M., Leme-Dos Santos, H. S., Vicentini, C. A., & da Cruz, C. (2001). Structural and Ultrastructural Characteristics of Interrenal Gland and Chromaffin Cell of Matrinxã, *Brycon cephalus* Gunther 1869 (Teleostei-Characidae). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 30(6), 351–355. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0264.2001.00347.x>
- Rolls, G. (2021). *101 pasos para una mejor histología*. Leica Biosystems.
- Ross, M., y Pawlina W. (2015). *Histología Texto y Atlas*. Wolters Kluwer. 1-4.
- Sado, R., de Souza, F., Behr, E., Eslava, P., & Baldisserotto, B. (2020). Anatomy of Teleosts and Elasmobranchs. In B. Baldisserotto, E. Criscuolo, & J. Cyrino (Eds.), *Biology and Physiology of Freshwater Neotropical Fish* (pp. 21–47). Academic Press, an imprint of Elsevier.
- Sakai, T. (1985). The structure of the kidney from the freshwater teleost *Carassius auratus*. *Anatomy and Embryology*, 171(1), 31–39. <https://doi.org/10.1007/BF00319052>
- Sayed, R. K. A., Zaccone, G., Capillo, G., Albano, M., & Mokhtar, D. M. (2022). Structural and Functional Aspects of the Spleen in Molly Fish *Poecilia sphenops* (Valenciennes, 1846): Synergistic Interactions of Stem Cells, Neurons, and Immune Cells. *Biology*, 11(5), 779. <https://doi.org/10.3390/biology11050779>
- Schmidt-Posthaus, H., Bettge, K., Forster, U., Segner, H., & Wahli, T. (2012). Kidney pathology and parasite intensity in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* surviving

- proliferative kidney disease: time course and influence of temperature. *Diseases of Aquatic Organisms*, 97(3), 207–218. <https://doi.org/10.3354/dao02417>
- SENAMHI. (2024). <https://idesepe.senamhi.gob.pe/geovisoridesepe/go?accion=INICIO>
- Sharma, R., & Kumar, S. (1982). Distribution of thyroid follicles and nerves in the kidney of a teleost, *Clarias batrachus* (Linn.). *Zeitschrift Fur Mikroskopisch-Anatomische Forschung*, 96(6), 1069–1077.
- Sheehan, D. C., & Hrapchak, B. B. (1980). *Theory and practice of histotechnology* (2nd ed.). Mosby.
- Siavosh, Z., Akhlaghi, M., & Mansouri, H. (2010). Histological study of spleen, liver and intestine of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Aquatic Sciences*, 1(3), 71–83
- Sierra, E. M., Espinosa de Los Monteros, A., Real, F., Herráez, P., Castro, P., y Fernández, A. (2011). Histología y patología de los peces. Parte I: Biología y necropsia de los peces. *Revista Canaria de Las Ciencias Veterinarias*, 44–51.
- Smith, L. S., & Bell, G. R. (1975). *A Practical Guide to the Anatomy and Physiology of Pacific Salmon* (J. C. Stevenson, Ed.; 27th ed.). Miscellaneous Special Publication.
- Sørby, R., Wien, T. N., Husby, G., Espenes, A., & Landsverk, T. (2005). Filter Function and Immune Complex Trapping in Splenic Ellipsoids. *Journal of Comparative Pathology*, 132(4), 313–321. <https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2004.11.003>
- Steinel, N. C., & Bolnick, D. I. (2017). Melanomacrophage Centers As a Histological Indicator of Immune Function in Fish and Other Poikilotherms. *Frontiers in Immunology*, 8. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2017.00827>
- Sun, R., Wang, Q., Huang, Z., Zhan, M., Zhao, Z., Wang, B., Guo, M., Yuan, L., Shi, Z., Ouyang, G., & Ji, W. (2022). Comparative Study on Immune Function of the Head and Trunk Kidney in Rainbow Trout Responding to IHNV Infection. *Viruses*, 14(12), 2663. <https://doi.org/10.3390/v14122663>
- Suvarna, K., Layton, C., & Bancroft, J. (2013). *Bancroft's Theory and Practice of Histological Techniques*. Churchill Livingstone.

- Takashima, F., & Hibiya, T. (1995). An atlas of fish histology (2nd ed.). Kodansha.
- Talavera, L. (2008). *Determinación de presencia de Renibacterium salmonarum y caracterización renal de lesiones histopatológicas presentes en truchas arcoiris (Oncorhynchus mykiss) en crianza comercial*. [Tesis de bachiller inédita]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Tatner, M., & Manning, M. (1983). Growth of the lymphoid organs in Rainbow trout, *Salmo gairdneri* from one to fifteen months of age. *J. Zool., Lond.*, 199, 503–520
- Tovar, M., Obando, M., Gómez, E., Caldas, M., y Hurtado, H. (2009). Histología y morfometría del ojo del pez dulceacuícola *Paracheirodon axelrodi* (Characiformes: Characidae). *Revista de Biología Tropical*, 57(4), 1107–1118.
- Vásquez, G., y Penagos, L. (2011). *Técnica de necropsia y toma de muestras para histopatología y microbiología en peces*. www.veterinariosvs.org.
- Yonkova, P. Y., Bardarova, H. A., Zhelyazkov, G., Simeonov, R., Dimitrov, K., Penchev, G., Vateva, G., & Stefanov, M. (2017). Age-related anatomical and microscopic features of the oesophagus and stomach in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Bulgarian Journal of Veterinary Medicine*, 20(1), 45–49.
- Zapata, A. (2024). The Fish Spleen. *Fish & Shellfish Immunology*, 144. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2023.109280>
- Zapata, A. G., Chibá, A., & Varas, A. (1996). Cells and Tissues of the Immune System of Fish. In Iwama George & Nakanishi Teruyuki (Eds.), *The Fish Immune System: Organism, Pathogen, and Environment* (Vol. 15, pp. 34–35). Academic Press. [https://doi.org/10.1016/S1546-5098\(08\)60271-X](https://doi.org/10.1016/S1546-5098(08)60271-X)

IX. ANEXOS

Anexo 1. Tipos configuracionales de riñones de teleósteos marinos



Fuente: Ferguson (2006).

Anexo 2. Características de un pez sano y pez enfermo

Peces aparentemente sanos	Peces enfermos
<ul style="list-style-type: none">• Reflejo de fuga• Movimientos rápidos al nadar• Cola en posición vertical• Carencia de alteraciones externas• Coloración del pez bien definida• Apariencia brillante• Presencia de abundante mucus	<ul style="list-style-type: none">• Natación lenta y errática• Respiración rápida• Se agrupan en la superficie• Pérdida de apetito• Lesiones en piel, branquias y aletas• Vientre inflamado• Exoftalmia

Fuente: Mendoza & Palomino (2004), Álvarez et al. (2017) y FAO (2014).

Anexo 3. Protocolo de deshidratación, aclaramiento e infiltración

Número	Insumo	Tiempo
1	Formol 10%	10 minutos
2	Alcohol 50%	60 minutos
3	Alcohol 50%	60 minutos
4	Alcohol 70%	60 minutos
5	Alcohol 90%	60 minutos
6	Alcohol 100%	60 minutos
7	Alcohol 100%	60 minutos
8	Xilol I	60 minutos
9	Xilol II	60 minutos
10	Xilol III	60 minutos
11	Parafina I	80 minutos
12	Parafina II	80 minutos
Total		11 horas y 50 minutos

Fuente: Adaptado de Prophet et al. (1995).

Anexo 4. Protocolo de tinción de hematoxilina y eosina

Número	Insumo	Tiempo
1	Xilol I	15 minutos
2	Xilol II	10 minutos
3	Alcohol 100%	01 minuto
4	Alcohol 90%	01 minuto
5	Alcohol 70%	01 minuto
6	Alcohol 50%	01 minuto
7	Agua corriente	01 minuto
8	Hematoxilina	03 minutos
9	Agua corriente	02 minutos
10	Agua corriente	01 minuto
11	Alcohol ácido	01 minuto
12	Eosina	15 segundos
13	Agua corriente	02 minutos
14	Agua corriente	01 minuto
15	Alcohol 95%	01 minuto
16	Alcohol 95%	01 minuto
17	Alcohol 100%	01 minuto
18	Alcohol 100%	01 minuto
19	Xilol I	30 segundos
20	Xilol II	30 segundos
21	Xilol III	30 segundos
22	Montaje	-

Fuente: Adaptado de Megías et al. (2018).

Anexo 5. Protocolo de tinción de tricrómico de Masson

Número	Insumo	Tiempo
1	Xilol I	15 minutos
2	Xilol II	10 minutos
3	Alcohol 100%	01 minuto
4	Alcohol 90%	01 minuto
5	Alcohol 70%	01 minuto
6	Alcohol 50%	01 minuto
7	Agua destilada	05 minutos
8	Hematoxilina férrica según Weigert	05 minutos
9	Agua corriente	05 minutos
10	Fucsina ácida	15 minutos
11	Agua destilada	02 minutos
12	Ácido fosfomolibdico + ácido fosfotungstico	15 minutos
13	No lavar, solo escurrir	-
14	Azul de anilina	15 minutos
15	Agua destilada	2 minutos
16	Ácido acético glacial 1%	01 minuto
17	Alcohol 95%	01 minuto
18	Alcohol 95%	01 minuto
19	Alcohol 100%	01 minuto
20	Alcohol 100%	01 minuto
21	Xilol I	30 segundos
22	Xilol II	30 segundos
23	Xilol III	30 segundos
24	Montaje	-

Fuente: Adaptado de Megías et al. (2018)

Anexo 6. Protocolo de tinción de PAS (Ácido Peryódico de Schiff)

Número	Insumo	Tiempo
1	Xilol I	15 minutos
2	Xilol II	10 minutos
3	Alcohol 100%	01 minuto
4	Alcohol 90%	01 minuto
5	Alcohol 70%	01 minuto
6	Alcohol 50%	01 minuto
7	Agua destilada	05 minutos
8	Ácido peryódico al 0.5% en agua destilada	10 minutos
9	Agua destilada	01 minuto
10	Reactivo de Schiff en estufa a 60°	10 – 15 minutos
11	Agua corriente	05 minutos
12	Agua destilada	Varios lavados
13	Hematoxilina de Harris (opcional)	05 minutos
14	Agua corriente	02 minutos
15	Alcohol ácido	30 segundos
16	Agua destilada (opcional)	20 segundos
17	Alcohol 95%	01 minuto
18	Alcohol 95%	01 minuto
19	Alcohol 100%	01 minuto
20	Alcohol 100%	01 minuto
21	Xilol I	30 segundos
22	Xilol II	30 segundos
23	Xilol III	30 segundos
24	Montaje	-

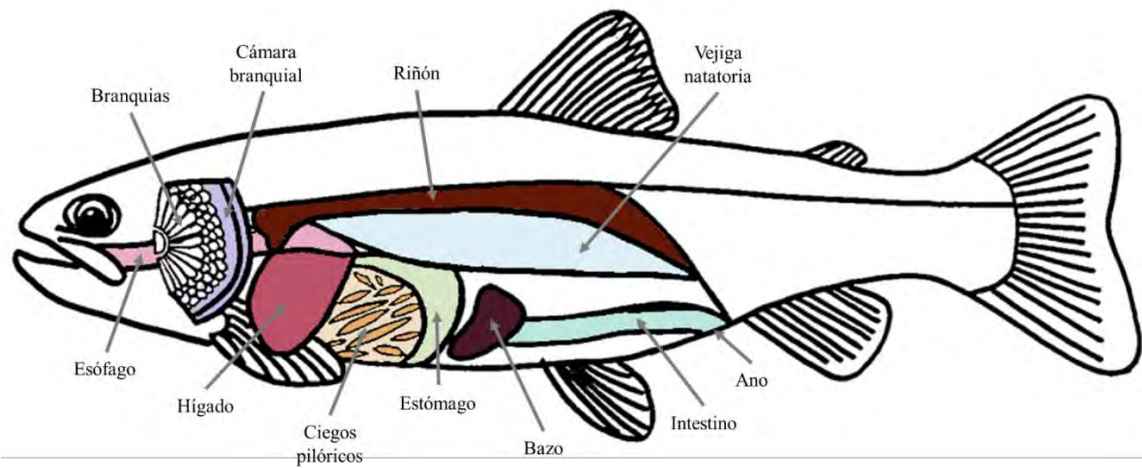
Fuente: Adaptado de Megías et al. (2018).

Anexo 7. Protocolo de tinción de Reticulina

Número	Cantidad	Insumo	Tiempo
1		Xilol I	15 minutos
2		Xilol II	10 minutos
3		Alcohol 100%	01 minuto
4		Alcohol 90%	01 minuto
5		Alcohol 70%	01 minuto
6		Alcohol 50%	01 minuto
7		Agua destilada	05 minutos
8	5 gotas c/u	Permanganato de potasio y ácido sulfúrico	05 minutos
9		Agua destilada	10 segundos
10	10 gotas	Ácido oxálico	03 minutos
11		Agua destilada	10 segundos
12	10 gotas	Sulfato de amonio férrico	02 minutos
13		Agua destilada	10 segundos
14	10 gotas	Plata amoniacal	02 minutos
15		Agua destilada	10 segundos
16	8 gotas	Formol	02 minutos
17		Agua destilada	10 segundos
18	10 gotas	Tiosulfato sódico	04 minutos
19		Agua corriente	05 minutos
20	5 gotas	Rojo nuclear	03 minutos
21		Agua corriente	15 segundos
22		Alcohol 95%	01 minuto
23		Alcohol 95%	01 minuto
24		Alcohol 100%	01 minuto
25		Alcohol 100%	01 minuto
26		Xilol I	30 segundos
27		Xilol II	30 segundos
28		Xilol III	30 segundos

Fuente: Adaptado de Sheehan y Hrapchak (1980), Kiernan (2015) y Suvarna et al. (2013).

Anexo 8. Topografía esquemática del bazo y riñón de la trucha arcoíris



En el Anexo 8 se muestra la relación del riñón y bazo con otros órganos, así como su ubicación anatómica.

Anexo 9. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, morfometría macroscópica del riñón

Variable	Alevín (p-valor)	Juvenil (p-valor)	Adulto (p-valor)	Normalidad
Longitud	0.86	0.17	0.95	$p > 0.05$
Anchura	0.47	0.33	0.58	$p > 0.05$
Peso	0.08	0.80	0.79	$p > 0.05$

En el anexo 9 se muestra que todos los valores son $p > 0.05$, demostrando que los datos siguen una distribución normal y se puede proceder a usar ANOVA de una vía.

Anexo 10. Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, morfometría macroscópica del bazo

Variable	Alevín (p-valor)	Juvenil (p-valor)	Adulto (p-valor)	Normalidad
Longitud	0.05	0.47	0.65	$p > 0.05$
Anchura	0.85	0.89	0.21	$p > 0.05$
Peso	0.99	0.86	0.99	$p > 0.05$

En el anexo 10 se muestra que todos los valores son $p > 0.05$, demostrando que los datos siguen una distribución normal y se puede proceder a usar ANOVA de una vía.

Anexo 11. ANOVA de una vía, morfometría macroscópica del riñón

```
R R 4.5.1 . ~/
[1] "character"
> anova1=aov(Longitud~Edad)
> anova2=aov(Anchura~Edad)
> anova3=aov(Peso~Edad)
> summary(anova1)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2  15375    7688     470 4.01e-12 ***
Residuals 12    196      16
---
Signif. codes:
0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> summary(anova2)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2   553.8    276.92    147 3.64e-09 ***
Residuals 12    22.6      1.88
---
Signif. codes:
0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> summary(anova3)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2   18.010     9.005    99.89 3.31e-08 ***
Residuals 12    1.082     0.090
---
Signif. codes:
0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> |
```

Variable	F	p-valor	Resultado
Longitud (mm)	470	4.01×10^{-12}	$p < 0.05$
Anchura (mm)	147	3.64×10^{-9}	$p < 0.05$
Peso (g)	99.89	3.31×10^{-8}	$p < 0.05$

El anexo 11 muestra que todos los valores son $p < 0.05$, lo que nos indica que al menos una edad difiere significativamente de las otras para cada variable (longitud, anchura y peso).

Anexo 12. ANOVA de una vía, morfometría macroscópica del bazo

```

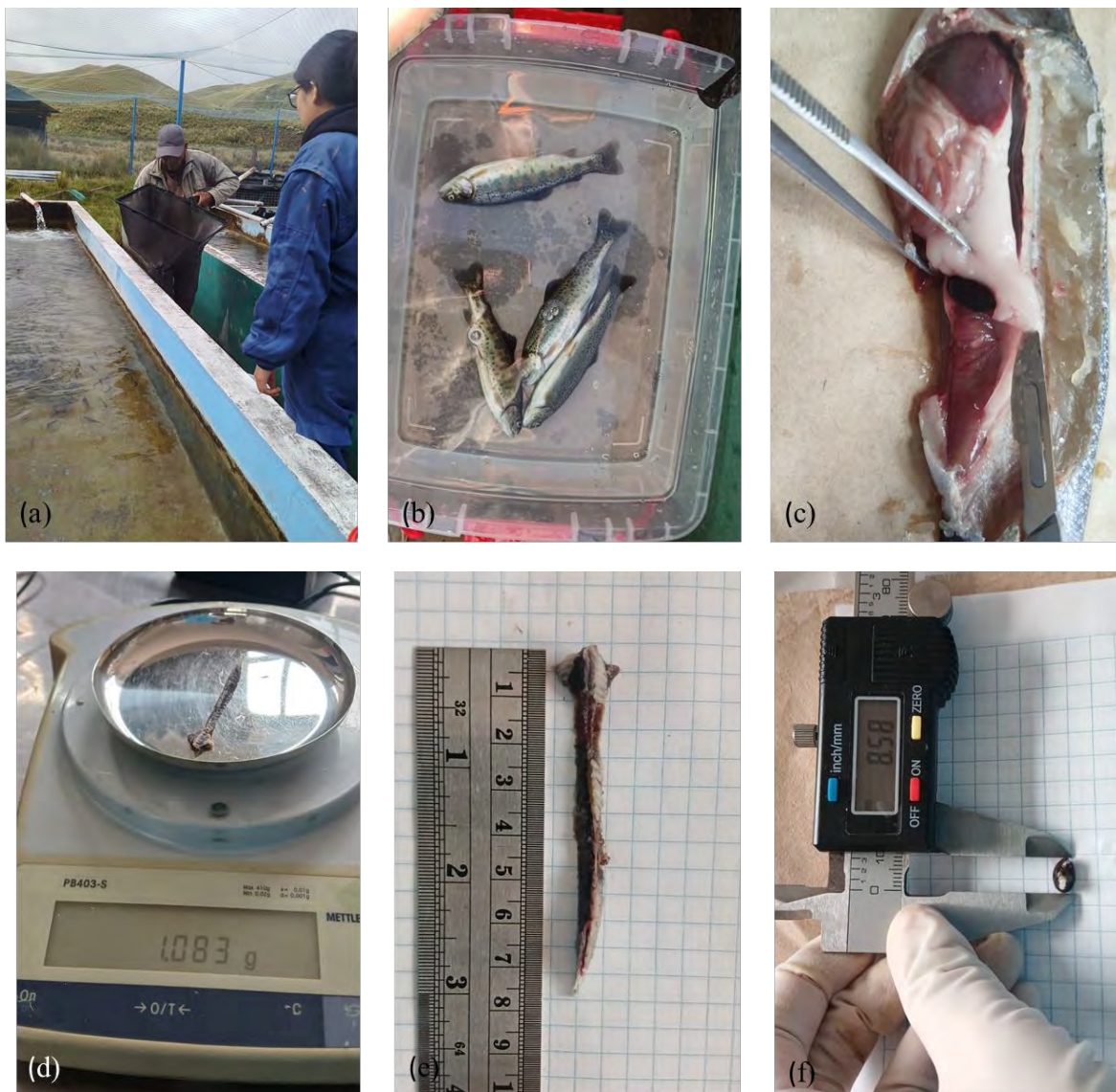
R ▾ R 4.5.1 · ~/
Estimated effects may be unbalanced
> anova1=aov(Longitud~Edad)
> anova2=aov(Anchura~Edad)
> anova3=aov(Peso~Edad)
> summary(anova1)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2  220.64   110.32   43.08 3.34e-06 ***
Residuals 12   30.73     2.56
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> summary(anova2)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2   76.03    38.02   41.56 4.03e-06 ***
Residuals 12   10.98     0.91
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> summary(anova3)
          Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
Edad       2  0.18745  0.09373   113.1 1.63e-08 ***
Residuals 12  0.00994  0.00083
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
> |

```

Variable	F	p-valor	Resultado
Longitud (mm)	43.08	3.34×10^{-6}	$p < 0.05$
Anchura (mm)	41.56	4.03×10^{-6}	$p < 0.05$
Peso (g)	113.10	1.63×10^{-8}	$p < 0.05$

El anexo 12 muestra que todos los valores son $p < 0.05$, lo que nos indica que al menos una edad difiere significativamente de las otras para cada variable (longitud, anchura y peso).

Anexo 13. Recolección de muestras y datos morfométricos



En el anexo 13 se muestra la selección de especímenes (a) y eutanasia (b), necropsia (c) y la toma de medidas morfométricas: peso (d), longitud (e) y ancho (f) de los bazos y riñones recolectados.

Anexo 14. Procesamiento histológico (Parte I)



En el anexo 14 se muestran los casetes en la canastilla (a) listos para ser metidos al procesador de tejidos (b) donde ocurre la deshidratación, aclaramiento e infiltración; una vez salieron del procesador se colocaron en el compartimento derecho (c) de la estación de inclusión de parafina (d) para poder formar los bloques de parafina, los cuales se dejan en la placa fría (e) hasta que se solidifiquen.

Anexo 15. Procesamiento histológico (Parte II)



En el anexo 15 se muestra la continuación del procesamiento histológico: listos para realizar los cortes en el micrótopo (f), cada corte fue colocado en el baño de flotación, colectado en un portaobjetos y rotulado (g), para posteriormente ser colocado en el secador de láminas (h) y luego en la incubadora (i) por una noche.

Anexo 16. Procesamiento histológico (Parte III)



En el anexo 16 se muestran los pasos finales del procesamiento histológico, a la mañana siguiente tenemos láminas listas para ser teñidas, ya sea en el coloador automático (j), o manualmente (k), por último, se realizó el montaje de las láminas teñidas, colocando un cubreobjetos con bálsamo de Canadá (l) sobre el tejido.