



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA

**EVALUACIÓN PARASITOLÓGICA E
HISTOPATOLÓGICA CAUSADA POR
Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi
SOBRE *Corydoras acutus*, *Corydoras*.
reticulatus y *Corydoras virginiae*,
IQUITOS - PERÚ**

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAESTRA EN SANIDAD ACUÍCOLA

MIRIAM ELIZABEL CACEDA SANCHEZ

LIMA – PERÚ

2023

ASESOR DE TESIS:

PhD. Mg. MV. Marcos Enrique Serrano Martínez

CO ASESOR DE TESIS:

Dr.Mg. Blgo.Germán Augusto Murrieta Morey.

JURADO DE TESIS

MG. CIELO AYDELI LLERENA ZAVALA

PRESIDENTE

MG. FARIVA TRILCE VICUÑA ALVARADO

VOCAL

DR. MANUEL ALEXANDER AMARISTA SEVILLA

SECRETARIO

DEDICATORIA.

A DIOS, que hace, que todo sea posible, esta tesis es una de tus victorias y la pongo siempre en tus manos, sin tu ayuda no hubiera tenido las fuerzas necesarias para continuar Amén.

A mis padres, Victor Luis Caceda y Margarita Sánchez, mis pilares, gracias por ese apoyo incondicional que me brindaron desde mi niñez.

A mis hermanos Zaira, José, Julián y Carlitos porque unidos somos siempre más fuertes.

A Luis Caceda en el cielo, sé que estarías feliz por cada paso que doy.

A mis tíos Juana, Julio, a mis abuelos por brindarme su apoyo incondicional y a todos mis familiares, por apoyarme, motivarme y tener siempre las esperanzas en mí.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por obsequiarme esta beca de la maestría y darme la fuerza, protección en todos los momentos difíciles que hemos atravesado durante este periodo y por brindarme tu bondad que no tiene fin para continuar con mis metas trazadas.

A la Dr. Manuel Tentalean, que en paz descansa, por haber tenido la paciencia, entrega, humildad, amabilidad, y todo el conocimiento transmitido y que me permitió tener inclinación al área de la parasitología y que Dios mediante lo tenga en su gloria.

Al Dr. Enrique Serrano Martínez, por encaminarnos durante el periodo de la maestría, apoyarnos, dándonos las facilidades en los laboratorios, gestión de trámites de la maestría, el asesoramiento de la tesis con consejos profesionales.

Al Dr. Germán Murrieta, por ser un profesional, a la vanguardia de la investigación y darme el apoyo incondicional del laboratorio de IIAP (Instituto De Investigación De La Amazonía Peruana) y asesoramiento de la tesis.

A la Mg. Cielo Llerena, Dr. Manuel Amarista y a la Mg. Fariva Vicuña, en primer lugar, por su paciencia hacia mi persona, en segundo lugar, por brindarme sus conocimientos y diferentes visiones que han permitido lograr la mejora de esta tesis.

A la Dra. Nieves Sandoval por la enseñanza en las clases de histología y su apoyo en histopatología. Al Biólogo Kevin Morgan Ruiz por proporcionarme el apoyo en la clasificación Taxonómica de los peces y al Estadístico Yossed Paredes Gaitan por el asesoramiento estadístico que me ha brindado.

A Gabriela, Nathaly, Richard, Angela, al “Grupo UPCH-IIAP” por esa amistad, compañía y apoyo confortable en los momentos de dificultad. A los amigos y compañeros del laboratorio Investigación de la Amazonia Peruana de Loreto, que me ayudaron y facilitaron su apoyo en el aprendizaje del laboratorio.

A Charito, por su apoyo en la gestión de todos los procesos administrativos, su gentileza, su paciencia y disposición para ayudarnos.

A Carlos Gordillo, por tu apoyo incondicional a mi persona, y estar en esos momentos difíciles.

Finalmente, a todas las personas que estuvieron a mi lado en los buenos y en los malos momentos, que fueron parte de mi enseñanza y que quizás me olvide de mencionarlas, las llevo en mi corazón.

FUENTE DE FINANCIAMIENTO

La realización de esta tesis para optar el grado de Magister en Sanidad Acuícola ha sido posible gracias al apoyo financiero brindado al Programa de Maestría en Sanidad Acuícola de la UPCH subvencionado por FONDECYT del CONCYTEC (Convenio de Gestión N° 230-2015- FONDECYT-DE-PROMOCION 4).

EVALUACIÓN PARASITOLÓGICA E HISTOPATOLÓGICA CAUSADA POR *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* SOBRE *Corydoras acutus*, *Corydoras reticulatus* y *Corydoras virginiae*, IQUITOS - PERÚ

INFORME DE ORIGINALIDAD



FUENTES PRIMARIAS

1	ri.conicet.gov.ar Fuente de Internet	1%
2	repositorio.iiap.gob.pe Fuente de Internet	1%
3	Helminths of Fish-Eating Birds of the Palearctic Region, 1978. Publicación	1%
4	revistas.ucr.ac.cr Fuente de Internet	1%
5	www.scielo.br Fuente de Internet	1%
6	internationalrasd.org Fuente de Internet	1%
7	onlinelibrary.wiley.com Fuente de Internet	<1%

ÍNDICE

RESUMEN

ABSTRACT

LISTA DE TABLAS

LISTA DE FIGURAS

I.	INTRODUCCIÓN	21
II.	MARCO TEÓRICO	24
2.1.	Actividad comercial de los peces ornamentales.....	24
2.2.	Generalidades de las Corydoras	25
2.3.	<i>Corydoras acutus</i> (Cope, 1872).....	25
2.3.1.	Clasificación Taxonómica.....	25
2.4.	<i>Corydoras reticulatus</i> . Fraser-Brunner , 1938.	27
2.4.1.	Clasificación Taxonómica:.....	27
2.4.2.	Morfología	28
2.5.	<i>Corydoras virginiae</i> , Sangama. Burgess, 1993.....	28
2.5.1.	Clasificación Taxonómica:.....	28
2.5.2.	Morfología	29
2.6.	Definición de Parasitismo	29
2.6.1.	Morfología de los Nemátodos.....	30
2.6.2.	Género Pro-Camallanus	31
2.6.3.	Taxonomía de <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i> (Moravec, 1998)	31
2.6.4.	Morfología de <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i> (Moravec, 1998)	31
2.7.	Ciclo de vida de la familia Camallanidae	34
2.8.	Ciclo de vida de <i>P. (S.) pintoi</i>	35
2.9.	Factores que participan en la aparición de una enfermedad	35
2.9.1.	Factor de condición de K.	36

2.10. Descripción del tracto gastrointestinal en peces del orden Siluriformes	36
2.11. Descripción del intestino	37
2.12. Examen histopatológico	39
III. HIPÓTESIS	41
IV. OBJETIVOS	42
4.1. Objetivo General	42
4.2. Objetivos específicos	42
V. MATERIALES Y MÉTODOS	43
5.1. Lugar de estudio	43
5.2. Tipo de Estudio	43
5.3. Población Objetivo	43
5.4. Obtención de muestra	43
5.5. Criterios de inclusión/exclusión de la muestra	44
5.6. Procedimiento y técnicas	45
5.6.1. Determinación de la condición de salud de los peces	45
5.6.2. Análisis parasitológico	45
5.6.3. Estudio Taxonómico	46
5.6.4. Clave taxonómica para Nemátodos	47
5.6.5. Datos morfológicos de <i>P.(S). pintoi</i>	47
5.6.6. Estudio Histopatológico	48
5.6.7. Índices parasitarios	49
5.7. Plan de análisis	51
5.8. Consideraciones éticas	52
VI. RESULTADOS	53
6.1. Características anatómicas y morfológicas <i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoi</i> (Moravec, 1998)	53
6.2. Registro Morfométrico De <i>P.(S). Pintoi</i>	58
6.3. Principales parámetros de infección (frecuencia, abundancia media e intensidad promedio) registrados en <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i>	61
6.3.1. Frecuencia parasitaria	62
6.3.2. Índices parasitarios <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i>	63

6.4. Estudio Histopatológico	64
6.4.1. Estudio Histopatológico en <i>Corydoras acutus</i> (Cope, 1872).	64
6.4.2. Estudio Histopatológico en <i>Corydoras reticulatus</i>	69
6.4.3. Estudio Histopatológico en <i>Corydoras virginiae</i>	73
6.5. Sex. Ratio de <i>P.(S). pinto</i> en <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i>	78
6.6. Estado de salud de los peces	79
6.6.1. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en peces parasitados y no parasitados en <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i>	80
6.6.2. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en <i>C. acutus</i>	81
6.6.3. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en <i>C. reticulatus</i>	84
6.6.4. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en <i>C. virginiae</i>	85
VII. DISCUSIÓN	88
VIII. CONCLUSIONES	98
IX. RECOMENDACIONES	99
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	100
XI. ANEXOS	

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Diferencia de grados de lesiones en tejidos según su extensión (área) en la muestra (Reimshuessel et al., 1992).....	49
Tabla 2. Caracterización del nemátodo <i>P.(S) pintoi</i> morfológicamente en 10 especímenes <i>Corydoras acutus</i> (Cope, 1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.	58
Tabla 3. Caracterización del nemátodo <i>P.(S). pintoi</i> morfológicamente en 20 especímenes <i>Corydoras reticulatus</i> (Fraser-Brunner, 1938), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	59
Tabla 4. Caracterización del nemátodo <i>P.(S). pintoi</i> morfológicamente en 10 especímenes <i>Corydoras virginiae</i> (Sangama. Burgess, 1993), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	60
Tabla 5. Identificación de <i>P.(S). pintoi</i> presentes en 30 especímenes muestreadas para cada una de las especies en: <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> en Iquitos-Perú.	61
Tabla 6. Frecuencia de <i>P.(S). pintoi</i> parasitados en las especies de <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> , Iquitos-Perú.....	62
Tabla 7. Índices parasitarios examinados en 30 especímenes respectivamente para <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> , Iquitos-Perú.....	63
Tabla 8. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en <i>Corydoras acutus</i> (Cope, 1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	66
Tabla 9. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en <i>Corydoras reticulatus</i> procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	70
Tabla 10. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en <i>Corydoras virginiae</i> procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.....	75

Tabla 11. Sex. Ratio de <i>P.(S). pintoi</i> en 30 especímenes respectivamente para <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> , Iquitos-Perú.....	78
Tabla 12 . Factor de condición de Fulton en <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> a través de la prueba de Kolmogorov-Smirnov.....	80
Tabla 13. Prueba de U de Mann- Whitney diferencia de medianas en el Factor de condición de Fulton en <i>C. acutus</i> , <i>C. reticulatus</i> y <i>C. virginiae</i> a través de la prueba de Kolmogorov-Smirnov.	80
Tabla 14. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk en el Factor de condición de Fulton en <i>C. acutus</i>	81
Tabla 15. Comparación de medias en el “factor K de Fulton”, prueba de igualdad de varianzas / T de Student para diferencia de medias en muestras independientes en <i>C. acutus</i>	83
Tabla 16. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk con el Factor de condición de Fulton en <i>C. reticulatus</i>	84
Tabla 17. Prueba de U de Mann – Whitney para <i>Corydoras reticulatus</i>	85
Tabla 18. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk con el Factor de condición de Fulton en <i>C. virginiae</i>	86
Tabla 19. Prueba de U de Mann – Whitney para <i>Corydoras virginiae</i>	86

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Fuente: Nijssen y Isbriicker, (1986).
26
- Figura 2.** *Corydoras reticulatus* (Fraser – Brunner, 1938). Fuente: García et al. 2021..... 27
- Figura 3.** *Corydoras virginiae*. Fuente: García et al. 2021. 29
- Figura 4.** Micrografías de luz de *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i (Kohn y Fernández, 1988). A. Cápsula bucal de una muestra femenina; B. Cola del espécimen femenino; C. Cápsula bucal de muestra masculina; D. Cola del macho que muestra las espículas y las papilas caudales. *Autor: Murrieta Germán 2018* 32
- Figura 5.** Morfología interna de los nematodos machos (izquierda) y hembras (derecha). Goater et al., 2014..... 33
- Figura 6.** Ciclo de vida de la familia Camallanidae..... 35
- Figura 7.** A. *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i fue colectado de *C. acutus*. B. *P. (S.) pinto*i extraído del intestino de la *Corydoras*. C. Muestra de intestino de *C. acutus* con *P. (S.) pinto*i en una placa Petri..... 53
- Figura 8.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i se colectó del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región anterior. Se observa la cápsula bucal (círculo rojo) y 6 engrosamientos helicoidales (Flecha azul). 40x. 54
- Figura 9.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i se colectó del intestino de *Corydoras virginiae*. Vista lateral. Se observa la cápsula bucal. La barra roja muestra la Longitud de la cavidad bucal (0.125 mm) y la barra azul el ancho de la cavidad bucal (0.149 mm), 10 X. 40x..... 54
- Figura 10.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto*i fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región anterior. Se observa la cápsula bucal (Flechas rojas), esófago glandular (flecha azul) y esófago muscular (flecha anaranjada). A:10x. B:40X. B. La barra anaranjada muestra la Longitud del esófago glandular (mm) y la barra roja el ancho glandular (mm)..... 55

- Figura 11.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Esófago muscular: 10x, la barra morada muestra el ancho del esófago glandular (0.410 mm) y la barra roja: la longitud glandular (1.37 mm). 55
- Figura 12.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región posterior. Macho. Se puede apreciar espícula (Flecha azul) y las papilas caudales: 4 pares de pre anal (círculo rojo) y dos posts anales (circulo morado), 10X. 56
- Figura 13.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras virginiae* (Sangama. Burgess, 1993). Vista lateral- región posterior. A. Macho, cola puntiaguda. puntiaguda (flecha morada), 10 X. B. Hembra. Presenta una cola cónica y puntiaguda (flecha azul), 10x. 56
- Figura 14.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras virginiae* (Sangama. Burgess, 1993). Vista lateral- región posterior. Macho, 10x, la barra roja muestra la longitud de la cola (0.324 mm) y la barra azul: el ancho de la cola (0.122 mm). 57
- Figura 15.** *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi*, es una hembra grávida con larvas (círculo rojo), fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). H.E. 40X. 57
- Figura 16.** Vista panorámica del intestino anterior de *Corydoras virginiae*. Capa mucosa (M), submucosa (S), Capa muscular (Mus), serosa (Se) lumen (L) H.E. 40X. 64
- Figura 17.** Hiperplasia de enterocitos (circulo amarillo) e hiperplasia de células caliciformes (círculo rojo), H.E. 40X, colectados en *Corydoras acutus* (Cope, 1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú. 67
- Figura 18.** Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi*. (P). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo). H.E. 40X.. 67
- Figura 19.** A. Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi*. (P*) H.E. 20X. B. Hiperplasia de

enterocitos (círculo rojo), también se puede observar hiperplasia de células caliciformes (*), H.E. 40X. 67

Figura 20. A Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P). H.E. 10X. B. Hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado). Infiltración transepitelial de linfocito (círculo rojo). H.E. 40X. Pérdida de los pliegues intestinales..... 68

Figura 21. A. Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de 2 *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P1, P2) H.E. 10X. B. Descamación de los enterocitos (círculo azul), H.E. 10X. C. Descamación de los enterocitos (círculo azul), presencia de hiperplasia de células caliciformes (*) H.E. 40X..... 68

Figura 22. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. zona de necrosis de mucosa y submucosa (círculo rojo). H.E.10X. 71

Figura 23. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. 10X. B. células inflamatorias (círculo rojo). H.E. 20X. C. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y se observa infiltración de células inflamatorias (círculo. rojo). H.E.40X 71

Figura 24. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. 10X. B. zona de necrosis de mucosa (círculo rojo). C. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y destrucción de la mucosa y submucosa (círculo rojo). H.E. 72

Figura 25. A Se puede observar el intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y destrucción de la mucosa (círculo verde). H.E.40X..... 73

Figura 26. A. Intestino de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), descamación de los enterocitos (círculo verde), H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo azul). Infiltración

Células inflamatorias (círculo rojo). Hiperplasia de enterocitos. Presencia melanomacrófagos y Células inflamatorias (Círculo amarillo) H.E.40X 73

Figura 27. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), se observa larvas y huevos de una hembra grávida (círculo rojo), H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de enterocitos (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias, descamación de enterocitos (círculo rojo) y pérdida de la mucosa y submucosa. H.E.40X. 76

Figura 28. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), descamación de los enterocitos (círculo rojo), H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo). H.E.40X 76

Figura 29. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), Infiltración transepitelial de linfocito (círculo rojo). H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo), descamación de los enterocitos (círculo verde), H.E.40X. 77

Figura 30. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P). H.E. 4X. B. Presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en estado grávido (círculo amarillo). H.E. 10X. C. Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo), descamación de los enterocitos (círculo amarillo), H.E.40X. 78

Figura 31. Comparación de la Longitud y Peso total con el Factor de condición de Fulton en peces parasitados de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* colectados en Iquitos-Perú. 79

Figura 32. Comparación de Fulton en especies no parasitadas y especies parasitadas de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* colectados en Iquitos-Perú.. 87

RESUMEN

Las diversas especies de *Corydoras* de importancia en la Amazonía peruana actualmente son utilizadas para estudios de tipo histopatológico entre otros. El objetivo del estudio fue identificar a *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* y reconocimiento de las lesiones histopatológicas en el tracto intestinal presente en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* procedentes de Iquitos -Perú. El tipo de estudio es descriptivo de corte transversal, donde se utilizó 30 ejemplares adultos en cada una de las especies, los peces ornamentales fueron adquiridos del “Mercado del distrito de Belén”, Iquitos, que son extraídos cerca al Río Amazonas, para luego ser examinados en el Laboratorio de Parasitología de peces del IIAP- Iquitos, y observados en microscopio de contraste de fases obteniéndose imágenes para la caracterización de las estructuras de *P.(S). pintoi*. El análisis histopatológico mostró: Infiltración de células inflamatorias (73.3%, 63.3% y 60%), hiperplasia de enterocitos (90%, 70% y 63.3%), descamación de las células epiteliales (90%, 70% y 63.3%), hiperplasia de las células caliciformes (76.7%, 66.7% y 50%) y necrosis (70%, 60% y 66.7%), en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* respectivamente para cada lesión. Finalmente, se confirma que *P. (S). pintoi* genera alteraciones en el área del tracto intestinal donde se aloja, empero, los ejemplares no mostraron signos clínicos de enfermedad, puesto que, el factor de condición de salud (Fulton) está en el rango 1.2 – 3.0, en peces parasitados.

Palabras clave: acuícola, Amazonia, lesiones histopatológicas, necrosis, *Procamallanus*, sanidad.

ABSTRACT

The various species of *Corydoras* of importance in the Peruvian Amazon are currently used for histopathological studies among others. The objective of the study was to identify *Procamallanus (Spirocamallanus) pinto* and recognition of histopathological lesions in the intestinal tract present in *Corydoras acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* from Iquitos- Perú. The type of study is descriptive cross-sectional, where 30 adult specimens were used in each of the species, the ornamental fish were acquired from the “Mercado del Distrito de Belén”, Iquitos, which are extracted near to the Amazon River, to then be examined at the fish Parasitology Laboratory of the IIAP- Iquitos, and observed in phase contrast microscope obtaining images for the characterization of structures of *P. (S.) pinto*. The histopathological analysis showed: Inflammatory cell infiltration (73.3%, 63.3% and 60%), enterocyte hyperplasia (90%, 70% and 63.3%), desquamation of epithelial cells (90%, 70% and 63.3%), goblet cell hyperplasia (76.7%, 66.7% and 50%) and necrosis (70%, 60% and 66.7%), in *C. acutus*, *C. reticulatus* and *C. virginiae*, respectively for each lesion. Finally, it is confirmed that *P. (S.) pinto* generates alterations in the area of the intestinal tract where it is lodges, however, the specimens did not show clinical signs of disease, since, the health condition factor (Fulton) is in the range 1.2 – 3.0 in parasitized fish.

Keywords: aquaculture, Amazonia, histopathological lesions, necrosis *Procamallanus*, health.

I. INTRODUCCIÓN

A nivel amazónico existen unas 2500-3000 especies ícticas aproximadamente (Swing, 1985), así mismo, de las 2550 especies de peces amazónicas válidas (Oberdorff *et al.*, 2019), 980 especies han sido registrados en el Perú, pero se considera que alcanzaría unas 1200 especies, García *et al.*, (2018).

Kumari *et al.*, (2017) detallan que los peces ornamentales, son una categoría muy fascinante y coloridas, presentando la posibilidad de que los peces puedan ser confinados en acuarios, desde otra perspectiva, Moravec *et al.*, (1997) mencionan que los peces ornamentales criados en acuarios están frecuentemente infectados con parásitos helmintos introducidos, que pueden ser la causa de la alta mortalidad de peces.

Los peces siluriformes, presentan un cuerpo sin escamas, cubierta total o parcial de placas óseas, en la cabeza pueden presentar hasta 4 pares de barbicelos, las aletas están bien desarrolladas, así mismo presentan aletas dorsales y pectorales con radios duros y osificados, donde las aletas pélvicas están siempre en posición abdominal, la diversidad de los ecosistemas que provienen son diversos dependiendo la estación del año, la captura es realizada con diferentes artes de pesca, siendo la mayor parte de especies capturadas en las quebradas con redes de arrastres a la orilla o redes para alevines, con dimensiones aproximadas de 5 metros de largo y 2 metro de longitud de una malla de 1 a 5 mm; en las lagunas (cochas) y ríos son empleadas redes de 30 metros de longitud de largo por 4.5 metros de altura siendo operadas por más de dos personas, para especies que viven entre la vegetación ribereña. García *et al.*, (2018).

Los nemátodos parásitos afectan a sus huéspedes de diversas formas, ocasionando daños mecánicos: irritación, atrofia de tejidos, obstrucción del canal alimentario, vasos sanguíneos, entre otros. Williams, (1967); por otro lado, los nemátodos pertenecientes a la superfamilia Camallanoidea, se caracterizan por presentar dientes en la parte anterior del parásito, órgano que además de permitir su identificación, causa daños al fijarse a las paredes del intestino, alimentándose de sangre, y ocasionando anemia en el hospedero (Rychlinski y Deardorff, 1982; Thatcher, 1991; Terán *et al.*, 2004; Moravec, 1998). Así mismo, Lee (2002) describe que los nemátodos presentan el cuerpo cubierto con cutícula, la cual puede presentar variaciones como espinas, ganchos y crestas.

El hospedero presenta un tamaño corporal que constituye uno de los factores biológicos más usados, debido que, es la representación del tamaño del hábitat para los parásitos y por ende contribuye en las características agregadas y la composición de sus infra comunidades (Díaz y George-Nascimento, 2002; Aparicio y Muñoz, 2015). adicionalmente, se ha reportado que la riqueza total de especies, abundancias y prevalencias parasíticas hay una relación directamente con la dimensión del hospedero (Poulin, 1996; González & Poulin, 2005).

Silva *et al.*, (2011) mencionan que los peces más infectados por parásitos helmintos presenten valores más bajos del índice de Fulton (Kn). Este es un indicador cuantitativo para detectar parásitos que afectan el bienestar de los peces hospederos.

Variaciones en el índice de Fulton indican cambios en el ambiente, carencia de alimento o parasitismo. Por lo tanto, Tyler y Dunn, (1976) hacen referencia que

los valores de estos índices pueden reflejar el crecimiento anormal relacionado con el estado nutricional e incluso parasitismo.

La falta de información referente al grado de parasitismo y las lesiones que causa en el área de fijación ha sido uno de los principales desafíos a los que se enfrenta el cultivo de dichas especies por la presencia del parásito *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* afectando la productividad y exportación en las especies de peces calíctidos (Murrieta y Floríndez. 2018), en el presente trabajo el objetivo del estudio fue identificar a *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* y su reconocimiento de las lesiones histopatológicas causadas por *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, así mismo, clasificar las lesiones encontradas a nivel del tracto intestinal, ocasionadas por *P.(S). pintoii*, donde se caracterizó morfológicamente, posteriormente se determinó el Sex. Ratio de *P.(S) pintoii* con los principales parámetros de infección parasitaria (frecuencia, abundancia media e intensidad promedio), para finalmente, comparar el estado de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en peces parasitados y no parasitados en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* en Iquitos – Perú.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Actividad comercial de los peces ornamentales

Los peces ornamentales provenientes de Perú con mayor demanda de exportación en los mercados internacionales, destacan los siluriformes que pertenecen a la familia de calíctidos. (Sánchez et al., 2011 y Murrieta, 2018); por ende, se menciona en Ortiz y Iannacone, 2008, que las principales familias de peces ornamentales presentes en el país son: los Potamotrygonidae, Osteoglossidae, Osteoglossidae, Loricaridae, Pimelodidae y Cichlidae. Vale la pena señalar y hacer relevancia el estudio hecho por García *et al.* 2021, que detallan y profundizan el conocimiento de alrededor de 212 especies de peces ornamentales que habitan en nuestra Amazonía Peruana, por otro lado, lo detallado por Tello y Canépa (1991) reportan que en Perú se ejecuta la captura de peces ornamentales, de medios naturales, principalmente de la ciudad de Loreto, siendo una de las principales actividades socioeconómicas que mueve el sector pesca.

La ciudad de Loreto reúne el 94,9% de la exportación nacional de peces ornamentales en Perú, siendo uno de los mayores exportadores. (PRODUCE, 2018). Así también, La FAO (2003), menciona que la captura de peces ornamentales requiere un estimado cerca de 11,3 millones de especímenes que han sido exportados en 1999 por 24 acuarios comerciales, con un valor total de 1,11 millones de dólares estadounidenses.

La comercialización de los peces ornamentales en la Amazonia peruana está basada principalmente en el acopio y manutención de los especímenes en los acuarios, para su posterior comercialización a la brevedad posible. Datos basados según la DIREPRO-Loreto, de las 24 empresas exportadoras de peces

ornamentales que operaron en Loreto, la mayoría contaba con la infraestructura necesaria y el personal capacitado para el mantenimiento de peces en cautiverio (García *et al.* 2021).

2.2. Generalidades de las Corydoras

El género *Corydoras* fue establecido por Lacépède (1803), basándose únicamente en su especie tipo, siendo descrito por Lacépède como *Corydoras geoffroy*. *Corydoras* es el género más prolífico, que comprende 95 especies válidas. En las últimas décadas se incrementó el descubrimiento de numerosas especies de *Corydoras* llegando a triplicarse en número, siendo, previamente no descritas, desde la revisión de Gosline de 1940 de la familia Callichthyidae (Nijssen y Isbriicker, 1986).

2.3. *Corydoras acutus* (Cope, 1872).

Ecología y biología: Es una especie omnívora que habita en ríos y quebradas de agua negra. Tiene hábitos diurnos.

2.3.1. Clasificación Taxonómica

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Siluriformes

Familia: Callichthyidae

Género: *Corydoras*

Especie: *C. acutus*

Nombre binomial: *Corydoras acutus*. (Cope, 1872)



Figura 1. *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Fuente: Nijssen y Isbriicker, (1986).

2.3.2. Morfología

Es una especie robusta, que se diferencia de las demás especies de *Corydoras*, especialmente en la atenuación del hocico, que visto desde arriba es estrecho, y contraído abruptamente del contorno general. La boca inferior presenta labio inferior. La cabeza es 3.1 veces de largo, sin caudal. Presenta escudos laterales (22-21); sin placas ácigas. Presenta espinas aserradas en el lado interior. La espina dorsal es aserrada en la mitad distal, así mismo, la espina adiposa no presenta aleta. La aleta caudal es furcada. La piel es de color oliva (descolorido), presentan una banda pálida tenue, con puntos negros laterales en la parte distal de los radios dorsales; la clavícula y opérculo tienen un reflejo azul (Cope, E. D. 1871).

2.4. *Corydoras reticulatus*. Fraser-Brunner , 1938.

Ecología y biología: Es una especie omnívora que se alimenta de larvas de insectos y algas filamentosas, esta habita en los ríos de aguas negras de fondos arenosos y corriente lenta (García *et al.* 2021).

2.4.1. Clasificación Taxonómica:

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Siluriformes

Familia: Callichthyidae

Género: *Corydoras*

Especie: *Corydoras reticulatus*.



Figura 2. *Corydoras reticulatus* (Fraser – Brunner, 1938). Fuente: García et al. 2021.

2.4.2. Morfología

Especie que alcanza los 50 mm de longitud estándar. Presenta el cuerpo ovalado y robusto, con ornamentación sinuosa oscura, sobre un fondo, que puede variar de ocre a gris plateado, con reflejos de color verde metálico. El vientre es de color blanco. La aleta caudal presenta bandas negras transversales. La aleta dorsal muestra una gran mancha negra redondeada que la diferencia de la *C. sodalis*. La aleta adiposa y las anales muestran por lo general puntos de color negro o marrón oscuro. (Fuller y Evers, 2005; Froese y Pauly, 2019).

2.5. *Corydoras virginiae*, Sangama. Burgess, 1993.

Ecología y biología: Es omnívora. Habita en ríos y quebradas de agua negra. Tiene hábitos diurnos. (García et al. 2021).

2.5.1. Clasificación Taxonómica:

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Siluriformes

Familia: Callichthyidae

Género: *Corydoras*

Especie: *Corydoras virginiae*



Figura 3. *Corydoras virginiae*. Fuente: García et al. 2021.

2.5.2. Morfología

Puede alcanzar los 60 mm de longitud estándar. Presenta el cuerpo moderado y comprimido, de color crema claro, hocico gris oscuro. Presenta dos bandas negras, la primera transversalmente ubicada desde el origen de la aleta dorsal con dirección a la parte humeral, cerca al origen de las pectorales; la segunda banda más clara, transversalmente pasando por las regiones hacia la mejilla. Presenta dimorfismo sexual, las hembras crecen más y son más robustas que los machos. (Fuller y Evers, 2005; Froese y Pauly, 2019).

2.6. Definición de Parasitismo

El parásito es catalogado como un organismo que vive en el interior de otro organismo mayor a expensas del hospedador, obteniendo parte o la totalidad de sus nutrientes. El proceso evolutivo de los parásitos, la cual ha llevado que algunos sean muy especializados, alcanzando la condición que podemos observar actualmente,

el de estar alojados en el interior del hospedero, pasando desapercibidos (Bush *et al.*, 2001; Bautista *et al.*, 2015).

2.6.1. Morfología de los Nemátodos

Los nemátodos constituyen una parte del filo perteneciente a los helmintos, se caracteriza por ser metazoarios, macroparásitos y por tener un aspecto vermiforme, son muy abundantes en la naturaleza (Brusca y Brusca 2003).

Descripción: Los nematodos presentan cutícula finamente estriada. Apertura de boca circular, rodeada por ocho papilas cefálicas submedias dispuestas en dos círculos y por dos pequeños anfidios periféricos. La cápsula bucal es ligeramente más larga que ancha, con 7-10 crestas espirales en vista lateral (1-4 incompletas) en posterior 1 / 2-3 / 4 de la longitud de la cápsula; anillo basal indistinto. El esófago glandular es casi, dos veces más en longitud que el esófago muscular; pequeños deliridos situados a nivel de la cápsula bucal en la hembra y justo posterior a la cápsula bucal en el macho. Anillo nervioso ligeramente anterior a la mitad del esófago muscular, poro excretor algo posterior al nivel del anillo nervioso. Intestino de color oscuro (marrón-negro). Cola cónica, puntiaguda. (Moravec *et al.*, 1999).

Los helmintos presentan un cuerpo hueco, con un interior que presenta la llamada cavidad pseudocelomica, debido a que presentan un líquido, que se hallan suspendidos los órganos, no poseen un sistema circulatorio, cuentan con un sistema nervioso, digestivo, excretor completo, y reproductor (Atias, y Neghme 1978).

2.6.2. Género *Pro-Camallanus*

En América del Sur, están reportados 25 especies del género *Procamallanus* Baylis, 1923 (*Spirocamallanus* Olsen, 1952), presentes en peces de agua dulce. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Kohn y Fernández, 1988) es un parásito específico de los Camallanidae, que se encuentran blindando bagres del género *Corydoras* Lacépède, 1803 (Moravec *et al.*, 1999).

2.6.3. Taxonomía de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Moravec, 1998)

Clase: Nematoda (Rudolphi, 1808)

Subclase: Secernentea (Linstow, 1905)

Orden: Spirurido (Chitwood, 1933)

Superfamilia: Camallanoidea (Railliet y Henry, 1915)

Familia: Camallaniadae (Railliet y Henry, 1915)

Subfamilia: Camallaninae (Railliet y Henry, 1915)

Género: *Procamallanus* (Baylis, 1923)

Subgenero: *Spirocamallanus* (Baylis, 1923)

Especie: *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Kohn y Fernandes, 1988).

2.6.4. Morfología de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Moravec, 1998)

Según reporte de Murrieta y Floríndez 2018, *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue identificado en el interior del intestino de seis especies de peces (*Brochis multiradiatus*, *Corydoras blochi*, *C. leopardus*, *C. reticulatus*, *C. splendens* y *C. virginiae*). Las características morfológicas observadas para la identificación de las especies que fueron: color rojizo de las muestras, la hembra presenta de 9 - 10

engrosamientos espirales internos, ocupando aproximadamente dos tercios posteriores de la cápsula bucal, vulva postequatorial (Fig.4. A, B)

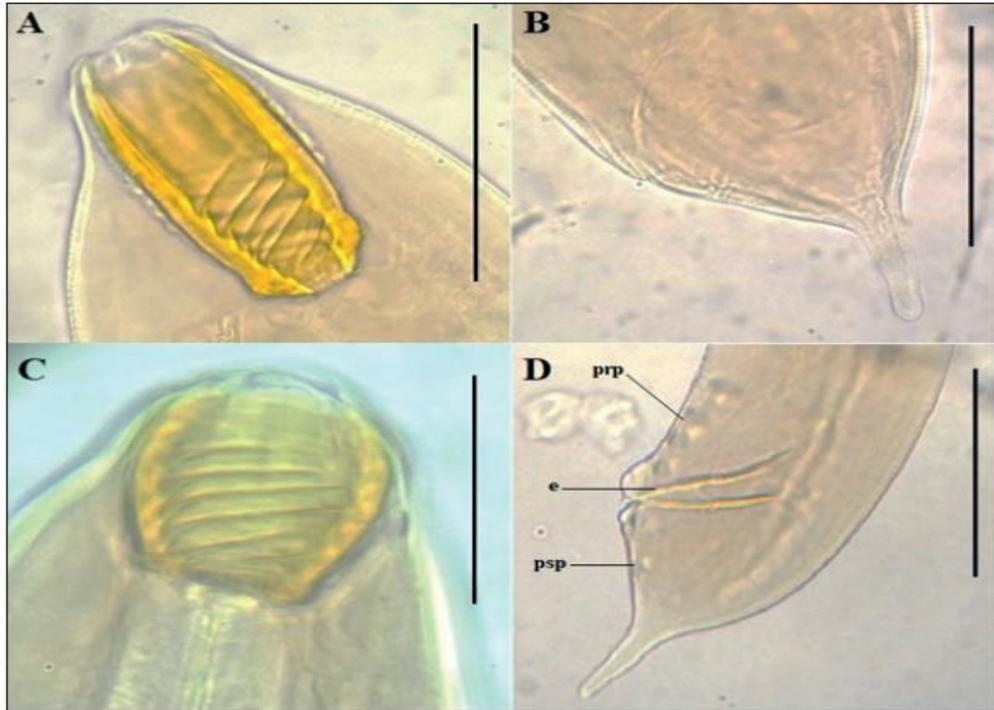


Figura 4. Micrográficas de luz de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* (Kohn y Fernández, 1988). A. Cápsula bucal de una muestra femenina; B. Cola del espécimen femenino; C. Cápsula bucal de muestra masculina; D. Cola del macho que muestra las espículas y las papilas caudales. *Autor: Murrieta Germán 2018*

La presencia de *P. (S.) pintoi* afecta a la mucosa y submucosa intestinal, debido al daño mecánico – traumático provocado principalmente por la unión del nemátodo a la pared intestinal a través de su cápsula bucal, así mismo, Meguid y Eure (1996) sugieren realizar el muestreo y evaluación de las poblaciones afectadas para identificar los posibles agentes patógenos.

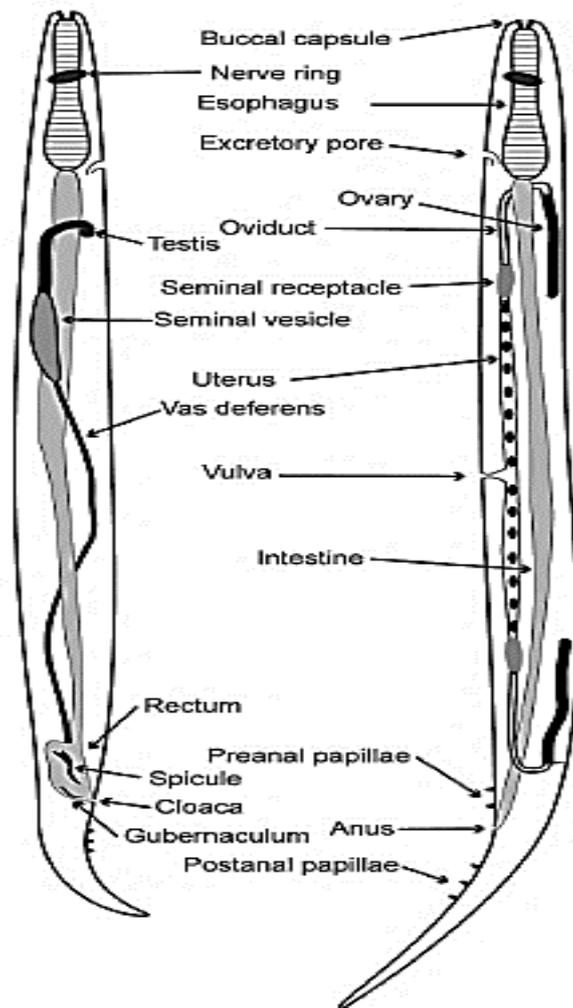


Figura 5. Morfología interna de los nematodos machos (izquierda) y hembras (derecha). Goater et al., 2014.

Macho: Longitud del cuerpo 2,16 – 4,67 mm, ancho 0,150 – 0,250 mm. Cápsula bucal de 0,052-0,054 mm de longitud y 0,045-0,056 mm de ancho, con presencia 6-8 engrosamientos en espiral. Esófago muscular de 0,228 mm de largo y 0,108 mm de ancho; porción glandular de 0,587 mm de largo y 0,121 mm de ancho. Anillo nervioso y poro excretor de 0,112 mm y 0,156 mm, respectivamente, de las extremidades anteriores, espículas cortas, similares, sublinguales, con puntas en forma de flecha: Espícula derecha 0,094 mm, Espícula izquierda 0,082 mm

gubernaculum ausente. Faltan alas caudales. Papilas caudales: 4 pares de papilas pre anales y 2 pares de papilas post anales presentes. Cola cónica, de 0.120 mm de largo. (Moravec *et al.* 1999).

Hembra: Longitud del cuerpo 21,8-26,0 mm, ancho máximo 0,950 – 1,160 mm. Cápsula bucal de 0,060-0,071 mm de longitud y 0,049-0,056 mm de ancho, con presencia de 9-10 engrosamientos en espiral. Esófago muscular de 0,266-0,296 mm de longitud y 0,111-0,135 mm de ancho; esófago glandular unas 3 veces más largo que el muscular, midiendo 0,862-1,045 mm de largo y 0,223-0,229 mm de ancho. Anillo nervioso y poro excretor 0,120-0,158 mm y 0,300 mm, respectivamente, desde la extremidad anterior. Vulva postecuatorial, 7,9 mm desde el extremo posterior del cuerpo. Cola cónica, puntiaguda, de 0,223-0,392 mm de largo. (Moravec *et al.* 1999).

2.7. Ciclo de vida de la familia Camallanidae

La hembra grávida de la familia camallanidae expulsa las larvas del primer estadio al agua que son ingeridos por los copépodos dulceacuícolas, denominados (los copépodos HI (Hospedero Intermediario)) estas larvas alojadas en la cavidad corporal mudan dos veces (3 a 5 días después de la infección), así mismo, las larvas que llegan al tercer estadio son el estado infectivo para los peces, las L1 (Larvas 1) son liberados a través de las heces al agua y se repite el ciclo. (Figura 6). Las larvas del primer estadio son características porque presentan una cápsula bucal esclerotizada, esófago dividido y una cola con tres prolongaciones digitiformes.

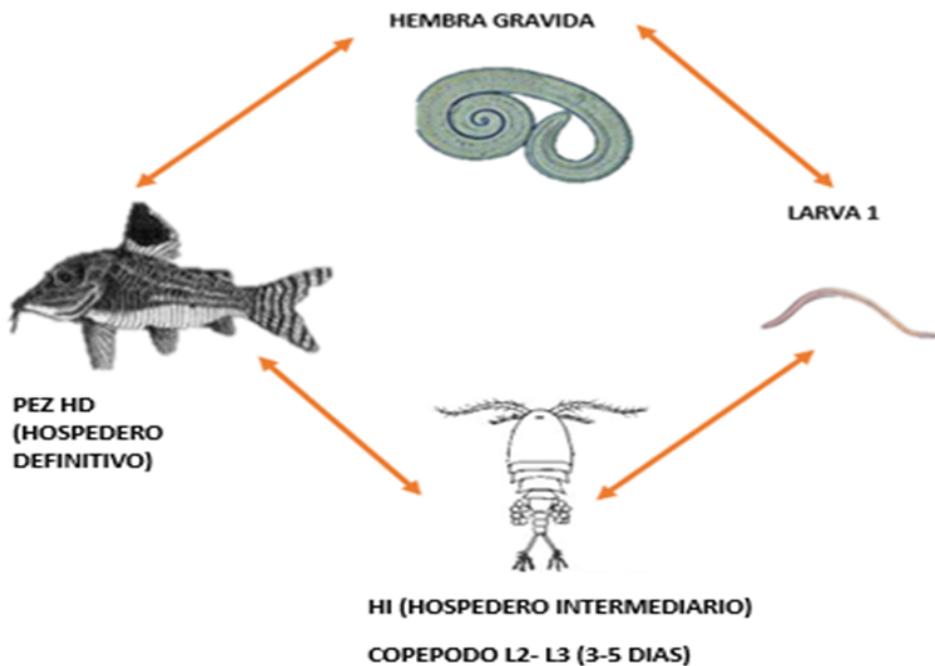


Figura 6. Ciclo de vida de la familia Camallanidae.

2.8. Ciclo de vida de *P. (S.). pintoi*.

El ciclo de vida de *P. (S.). pintoi* no se reporta como conocido; pero en otras especies semejantes, de la familia Camallanidae son copépodos dulce acuícola que actúan de la forma de hospederos intermedios (Moravec, 1998).

2.9. Factores que participan en la aparición de una enfermedad

La comercialización de peces ornamentales parasitados, incluido los helmintos como *P. (S.). pintoi*, y endoparásitos que representan un grupo de gran importancia que afecta frecuentemente a los peces que son extraídos del río para su comercialización a nivel nacional y de comercio exterior, y como lo describen Genten *et al.*, (2009), estos parásitos se hallan adheridos en el intestino, causando diversas lesiones histopatológicas que conllevan a posteriores infecciones, de la misma manera, Murrieta y Floríndez. (2018), mencionan, que el parásito puede

ocupar casi todo el intestino ocasionando daños probables que afectan el estado de salud del pez.

2.9.1. Factor de condición de K.

El factor de condición de Fulton (K), es un término simultáneo de la forma y el peso relativo del cuerpo de los peces, en el curso del ciclo de vida, experimentan cambios en la medida de crecimiento, lo cual se presenta de una manera desigual en los tres ejes del cuerpo y conforma un elemento medible de la condición o estado fisiológico, por el cual, se presenta una escala de condición contenida de valores que se encuentra entre 0.0 y 1.0 que categorizan rangos de la siguiente forma (David *et al.*, 1999).

De 0.0 a 0.25 Animal desnutrido

De 0.25 a 0.75 Animal bien alimentado

De 0.75 a 1.0 Animal sobrealimentado.

2.10. Descripción del tracto gastrointestinal en peces del orden Siluriformes

El orden Siluriformes está conformada, con alrededor de 31 familias (Greenwood *et al.*, 1966; Gosline 1971, Arratia 1982), 13 familias de las cuales son consideradas propias de América del Sur (Briggs 1979).

Los Siluriformes tiene un tracto digestivo la cual está conformado de un esófago corto, estómago a modo de J, un esfínter gastrointestinal y el intestino. (Plaul *et al.*, 2016).

2.11. Descripción del intestino

Los peces teleósteos presentan un tubo digestivo con una estructura simple, al ser comparadas con otras especies superiores en grado evolutivo (Genten *et al.*, 2009).

El intestino histológicamente está seccionado en porciones desde un intestino anterior, medio y posterior, sin embargo, esta estratificación exclusivamente topográfica en histología no es posible definir diferencias claras entre las porciones intestinales (Albrecht *et al.*, 2001; Cinar y Senol, 2004; Zamora, 2009; Faccioli *et al.*, 2014), así mismo, las capas presentan estratificación desde una capa muscular (Mus), seguida de una submucosa (S), una mucosa (M) con pliegues de mucosa intestinales que van a permitir la absorción de los nutrientes y la Serosa (Se) compuesta por mesotelio. Las cuatro capas organizadas de forma concéntrica que están proyectadas hacia la luz intestinal, se detallan:

- La Túnica mucosa: esta capa es recubrimiento del lumen del tubo digestivo y está conformado de un epitelio interno (epitelio columnar simple), una lámina propia conformado por un tejido conectivo celular, una muscularis mucosa externa y finalmente por la muscularis mucosae en la zona más externa (Genten *et al.*, 2009). No obstante, esta porción no se encuentra en algunos peces teleósteos y tienen un estrato muscular subepitelial (Torres, 2002; Torres, 2011 y Cuadros, 2018).
- Submucosa: Esta capa está conformada por tejido conectivo con menos células, donde presenta vasos sanguíneos, plexos nerviosos y tejido linfático. En algunos peces no presentan glándulas de la submucosa (Genten *et al.*, 2009).

- Túnica muscular: Es una capa muscular conformada de tejido liso o estriado, que frecuentemente se divide en una capa circular interna y una capa longitudinal (Genten *et al.*, 2009).
- Túnica serosa: Esta capa sólo está dentro de la cavidad celómica (porción donde se hallan suspendidos el tubo digestivo), y presenta células mesotelicas y tejido conectivo suelto, que consta de vasos sanguíneos (Grosell *et al.*, 2011).

El área anterior del intestino es la que estuvo compuesta en mayor cantidad de pliegues en la mucosa, lo cual es una estrategia para acrecentar el área de absorción de alimentos (Albrecht 2000) y esta característica se presenta en especies de peces con intestinos cortos (Buddington y Kuz'mina, 2000).

En el intestino anterior es probable diferenciar tejido linfocitario en la lámina propia de la túnica mucosa. En peces se ha nombrado a estas regiones como GALT (de sus siglas en inglés) sistema linfoide que tiene relación al intestino, conformado por grupos de células: linfocitos, neutrófilos, eosinófilos y macrófagos, brindando protección a los peces contra los patógenos que están en ambiente acuático (Rombout 2011).

Otro punto a considerar, es que el tracto intestinal es lugar perfecto para hospedar las etapas adultas de los parásitos, la porción intestinal es el espacio en donde se origina los huevos o las etapas larvarias de los parásitos. Buena parte, con algunas excepciones, muestra que las especies de nemátodos que se alojan en el intestino que se transportan a la luz intestinal y posteriormente se eliminan con las heces al ambiente externo, siguiendo con su ciclo de vida, para

luego ser ingeridos ya en otras etapas larvales infecciosa, siendo la más común la tercera etapa (L3) (Perry y Wharton, 2011).

2.12. Examen histopatológico

Una de las ciencias que se basa en el análisis microscópico de las células y los tejidos de un organismo es la histopatología, de la misma manera, determina cualitativamente y cuantitativamente lesiones histológicas. Por ende, el análisis histopatológico de los distintos órganos de vertebrados e invertebrados son esenciales para la caracterización de la situación de salud (Triebkorn *et al.*, 1991; Braunbeck y Appelbaum, 1999; Schramm *et al.*, 1999; Oropesa *et al.*, 2017).

El examen histopatológico es muy importante en este ámbito, pues permite analizar la situación de salud del animal, a través del reconocimiento microscópico de lesiones en los tejidos de los ejemplares, permitiendo identificar uno que otros, agentes biológicos, así mismo, es preciso resaltar que esta técnica diagnóstica es sugerida para la vigilancia de aquellas enfermedades de reporte obligatorio que en su mayoría es originada por protozoarios, según la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) reportado en el manual acuático.

2.13. Examen histopatológico en el orden Siluriformes:

Son escasos los trabajos realizados en este orden Siluriformes pertenecientes a la familia Callichthyidae, los alcances generales más representativos que menciona Ailán–Choke 2019, sobre histopatología, mostró las lesiones más representativas que genera el *P. (S). pintoi* en el intestino, en la especie de *Corydoras micracanthus*, así mismo, revelando la necrosis de epitelio y destrucción total de la mucosa y

submucosa, especialmente en la región donde se encontraba la capsula bucal del parásito. Las principales lesiones degenerativas serían infiltración transepitelial de linfocito e inflamatorios, descamación de las células epiteliales. Llegando a la conclusión que *P. (S). pintoi* genera lesiones en el intestino pez ocasionando enormemente pérdidas en la producción de ejemplares criados en cautiverio

III. HIPÓTESIS

El endoparásito *P. (S.) pintoii*, presentes en el tracto intestinal de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, está asociada a las diferentes lesiones histopatológicas.

IV. OBJETIVOS

4.1. Objetivo General

- Identificar a *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* en *Corydoras acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* y reconocimiento de las lesiones histopatológicas asociadas a estos, en el tracto intestinal, procedentes de Iquitos -Perú

4.2. Objetivos específicos

- Describir la morfología del nemátodo *P.(S). pintoi*.
- Calcular los principales índices parasitológicos (frecuencia, abundancia media e intensidad promedio) y el Sex. Ratio de *P.(S). pintoi* en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.
- Clasificar las alteraciones histopatológicas encontradas a nivel del tracto intestinal en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* ocasionadas por *P.(S). pintoi*.
- Comparar el factor de condición de Fulton (K) en peces parasitados y no parasitados en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Lugar de estudio

El estudio fue realizado en Iquitos, Instituto de Investigación de La Amazonía Peruana (IIAP), en el laboratorio de Parasitología y Sanidad Acuícola del IIAP, aquí se realizó el análisis y estudio de las muestras colectadas del parásito *P. (S). pinto* en el tracto intestinal, las muestras colectadas al azar del Mercado del distrito de Belén, Loreto – Perú (Anexo 1), posteriormente, se llevó un Protocolo de muestreo (Anexo 2), para luego ser las lecturas de las muestras de histopatología y fijación de parásitos en la Facultad de Medicina Veterinaria - Universidad Peruano Cayetano Heredia.

5.2. Tipo de Estudio

La investigación del presente trabajo pertenece a un estudio de tipo: prospectivo, observacional – descriptivo tipo transversal.

5.3. Población Objetivo

Peces en estado juvenil de aproximadamente 5 meses de edad se reflejaron en el tamaño de la especie que por lo general estos peces suelen medir 3 cm de longitud, estos peces han sido elegidos al azar y de diferente sexo del Mercado de Belén-Iquitos.

5.4. Obtención de muestra

Se realizó un muestreo no probabilístico, en noviembre 2020 y febrero 2021 en la ciudad de Iquitos, Mercado de Belén, donde se encuentran los centros de acopio

para los peces vivos extraídos del río, la obtención de la muestra hace referencia a datos históricos, usados anteriormente en otras investigaciones científicas, donde se obtuvo en total 180 especímenes de peces (60 especímenes de *C. acutus*, 60 especímenes de *C. reticulatus* y 60 especímenes *C. virginiae*), para lo cual de los 60 especímenes de cada especie se dividió 30 muestras para el análisis parasitológico y 30 muestras para el análisis histopatológico, la obtención de las muestras se realizó en los meses de noviembre 2020 a febrero 2021.

5.5. Criterios de inclusión/exclusión de la muestra.

Criterios de inclusión de la muestra:

- En estado juvenil de aproximadamente 5 meses de edad
- Tamaño de la especie que por lo general estos peces suelen medir 3 cm de longitud
- Estos fueron elegidos al azar y de diferente sexo.
- teniendo en cuenta que las especies fueron colectadas del mercado de Belén, de centros que expenden peces ornamentales, capturados de medio natural.

Criterios de exclusión:

- no presentaron lesiones externas
- nado errático
- con presencia de hongos o masa algodonosa en branquias o aletas
- aletas deshilachadas
- oscurecimiento de tegumento

- exoftalmia y abultamiento abdominal

5.6. Procedimiento y técnicas

5.6.1. Determinación de la condición de salud de los peces

La condición de salud de los peces se determinó mediante el factor de condición de Fulton (k), la cual se expresa:

$$K = \frac{W}{L^3} \times 100$$

Donde: W = peso del pez en gramos

L = longitud del pez en centímetros

Dicho factor comprende una relación supuesta de longitud/peso, dado por la ley del cubo, en donde se observa un aumento isométrico de los individuos (Leyton *et al.*, 2015).

5.6.2. Análisis parasitológico

Los peces fueron sometidos a la eutanasia por una inmersión de eugenol (75 mg/l agua) descrito por AVMA (2020), posteriormente se generó un corte medular, utilizando un estilete tipo bisturí, para insensibilizar al pez y siguiendo las normas éticas sugeridas para el sacrificio de peces (Malta *et al.*, 1982), posteriormente se registró datos de longitud, utilizando un ictiómetro graduado en centímetros y una balanza graduada en gramos, registrando los datos en un formulario (Anexo 3 y 4).

5.6.2.1. Colecta y fijación del parásito

Se realizó un corte en la cavidad abdominal, se retiró el tracto gastrointestinal (estómago e intestino), observando cada porción del tracto digestivo y se colocaron en placas Petri con agua destilada, en esta fase se aprecia a la vista que el parásito, se encuentra suelto en la cavidad gastrointestinal y muchas veces se reconoce la presencia de *P.(S). pintoi* macho acompañado de la hembra y con el apoyo de la tijera y el estilete se examinó la porción del tracto gastrointestinal afectado.

La fijación de los nemátodos se realizará usando alcohol etílico caliente al 70% para que los parásitos mueran con el cuerpo totalmente estirado, y posteriormente fueron colocados en viales con alcohol al 70% para mantenerlas conservadas.

5.6.3. Estudio Taxonómico

5.6.3.1. Clarificación de los nemátodos

Para el estudio taxonómico se procedió a clarificar al parásito utilizando ácido láctico según la técnica descrita por Murrieta 2019. Los nemátodos fueron colocados en láminas que contenía unas gotas de ácido láctico por un aproximado de 5 minutos. Luego se observará en el microscopio óptico para el estudio taxonómico del nemátodo propuesto por Kohn y Fernández (1988)

5.6.3.2. Identificación taxonómica

La identificación taxonómica se realizó mediante el microscopio óptico de luz de marca Leica DM750, haciendo uso de las claves taxonómica para los subgéneros del género *Procamallanus* incluyendo especies parasitas en Peces neotropicales, según Moravec, 1994. Posteriormente se fotografió con la cámara digital Leica

ICC50 para obtener las fotografías mediante el software Leica LAS EZ y finalmente, se procedió a lavar en alcohol de 70% la lámina con la muestra para eliminar el aclarante y ser conservadas debidamente rotularlos.

5.6.4. Clave taxonómica para Nemátodos

La identificación se realizará de acuerdo con las claves propuestas por Kohn y Fernández (1988) y la clave para los subgéneros del género *Procamallanus* incluyendo especies parasitas en Peces neotropicales (Según Moravec, 1994).

5.6.5. Datos morfológicos de *P.(S). pintoi*.

Las muestras colectadas de principales índices parasitarios ya clarificadas para su posterior lectura en el microscopio óptico de luz de marca LEICA ICC50 W fue acoplada a una cámara de tipo Axio Cam la cual se conectó a un computador con el software “Leica Application Suite”, donde se realizó la lectura y la toma de datos anatómicos y morfológicos de *P. (S.) pintoi*. (Anexo. 4 y 8), que se han establecido como:

- Números de estrías.
- Sexo del parásito *P.(S). pintoi*.
- Longitud de la cavidad bucal (mm).
- Ancho de la cavidad bucal (mm).
- Longitud esófago muscular (mm).
- Ancho esófago muscular (mm).
- Longitud del esófago glandular (mm).
- Ancho del esófago glandular (mm).

- Lectura del número de papilas en los machos.

Longitud de la cola (mm). Con el sexo del parásito se pudo establecer el Sex.

Ratio de la especie *P.(S). pintoii*.

5.6.6. Estudio Histopatológico

Durante la necropsia se tomó una porción posterior del tracto gastrointestinal de preferencia el intestino con presencia de *P.(S). pintoii*; así mismo se tomó muestras de intestinos sin presencia de este parásito para hacer las comparaciones entre las muestras de un ejemplar aparentemente sano (sin presencia del parásito) y uno parasitado (los peces parasitados, eran visibles los parásitos a través de la piel), estas muestras se colocaron en frascos con formol al 10% (Anexo 5). Las muestras conservadas de intestino se procesaron por el método convencional histológico de tejidos fijados, del Laboratorio de Parasitología de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima, donde fueron deshidratadas en concentraciones ascendentes de alcohol etílico, embebidos en parafina, luego fueron clarificados y seccionados en un grosor de 5µm, posteriormente se colorearon con hematoxilina-eosina (HE). Las 60 láminas en total (20 láminas de muestras de especímenes de *C. acutus*, 20 láminas de especímenes de *C. reticulatus* y 20 láminas de especímenes *C. virginiae*), fueron puestas a examinar bajo el microscopio de fase LEICA ICC50 W con un aumento de 10X, 20X y 40X, para su identificación de las alteraciones histológicas, y se procedió a tomar microfotografías. Se utilizó la descripción histopatológica para analizar las lesiones ocasionadas por *P. (S). pintoii*.

Las lesiones histopatológicas se catalogaron mediante el grado de afección por su extensión (área) en el tejido examinado, presentado por una escala de grados que

va de 1-4 (Reimshuessel, *et al.*, 1992), con la intención de hacer una evaluación más objetiva y precisa.

Tabla 1. Diferencia de grados de lesiones en tejidos según su extensión (área) en la muestra (Reimshuessel *et al.*, 1992).

Grado	Extensión
I (Escaso)	Escasa presencia de lesión, hasta el 25% aproximadamente en toda la muestra estudiada.
II (Leve)	Presencia de lesiones, en más de 25%, hasta el 50% de toda la muestra en estudio.
III (Moderado)	Lesiones encontradas en más de 50%, hasta un 75 % de la muestra estudiada.
IV (Severo)	Afección en más del 75% y llegando incluso al 100% de la muestra en estudio.

La Frecuencia de las lesiones histológicas del intestino, según el tipo de alteración y su grado de afección, en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, se evaluaron según el Anexo 6, donde se detalla las alteraciones histopatológicas en intestino que fueron clasificados en: trastornos inflamatorios, trastornos de adaptación y trastornos degenerativos, cabe mencionar que se hizo uso de la terminología de las lesiones en intestino referenciada en Ferguson 1989 y Genten *et al.*, 2009; la fusión de este cuadro muestra el tipo de lesiones y el grado según su extensión de Reimshuessel *et al.*, 1992.

5.6.7. Índices parasitarios

Los datos obtenidos de los resultados se presentaron con el análisis de frecuencia, donde se indicó el porcentaje de cada variable con respecto al total de población analizada y se graficó estos datos obtenidos, donde (x) representa: Una lesión

histopatológica, determinada en tablas de porcentajes. La frecuencia se determinó haciendo uso de la fórmula:

$$f = \frac{n^{\circ} \text{ de animales con } X}{n^{\circ} \text{ total de animales}} \times 100\%$$

Donde (x) representa: Una lesión histopatológica determinada.

Intensidad media

Es igual al total de parásitos dividido por la cantidad de hospederos infectados.

$$\text{IM} = \text{Numero total de parásitos } P. (S). \text{ pinto} / \text{Numero de peces infectados}$$

Abundancia

Número total de parásitos en un hospedero.

$$A = N^{\circ} \text{ total de parásitos } P. (S). \text{ pinto de una especie}$$

Abundancia media

Es el total de parásitos en la muestra entre el total de hospederos infectados o no infectados.

$$\text{AM} = \text{Numero total de parásitos } P. (S). \text{ pinto} / \text{Numero de peces examinados}$$

5.7. Plan de análisis

Los endoparásitos de tracto gastrointestinal fueron identificados empleando las características taxonómicas mencionadas en libros de parásitos de agua dulce (Bush y Holmes, 1986; Moravec, 1998). Se tomaron registros fotográficos a través del programa Leica LAS EZ, la cual estuvo acoplada a un microscopio óptico marca Leica. Este programa permitió procesar y registrar las fotografías visualizando las principales estructuras anatómicas de los parásitos de acuerdo con su género o especie.

Los resultados obtenidos de la investigación fueron almacenados en el programa de Excel y organizados en cuadros, se determinó la estadística descriptiva básica de los parámetros parasitológicos de las 3 especies de peces ornamentales, se usó Prueba de Kolmogorov – Smirnov, así mismo la Prueba de U de Mann – Whitney y la Prueba T de Student de dos colas para hallar el T tabulado. (Anexo 7), todas estas pruebas estadísticas se empleó el paquete estadístico del software IBM SPSS con un nivel de $p \leq$ que 0.05.

$$t_c = \frac{(\bar{X}_1 - \bar{X}_2)}{\sqrt{\left(\frac{Sp^2}{n_1}\right) + \left(\frac{Sp^2}{n_2}\right)}}$$

Donde:

t_c: T calculado

x₁, x₂: medias aritméticas

Sp²: Varianza combinada

n₁, n₂: número de observaciones de la distribución 1 y 2

Varianza combinada se calcula:

$$Sp_2 = [S1^2(n_1 - 1) + S2^2(n_2 - 1)] / (n_1 + n_2 - 2)$$

5.8. Consideraciones éticas

Se consideró las normas éticas para la investigación, indicadas por el Comité de Ética de Humanos y Animales de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, con código de inscripción 204658.

VI. RESULTADOS

6.1. Características anatómicas y morfológicas *Procamallanus*

(*Spirocamallanus*) *pintoi* (Moravec, 1998).

En la colecta del material biológico se puede apreciar en muchas ocasiones a simple vista la presencia de *P. (S.) pintoi*, debido que la piel es traslúcida.

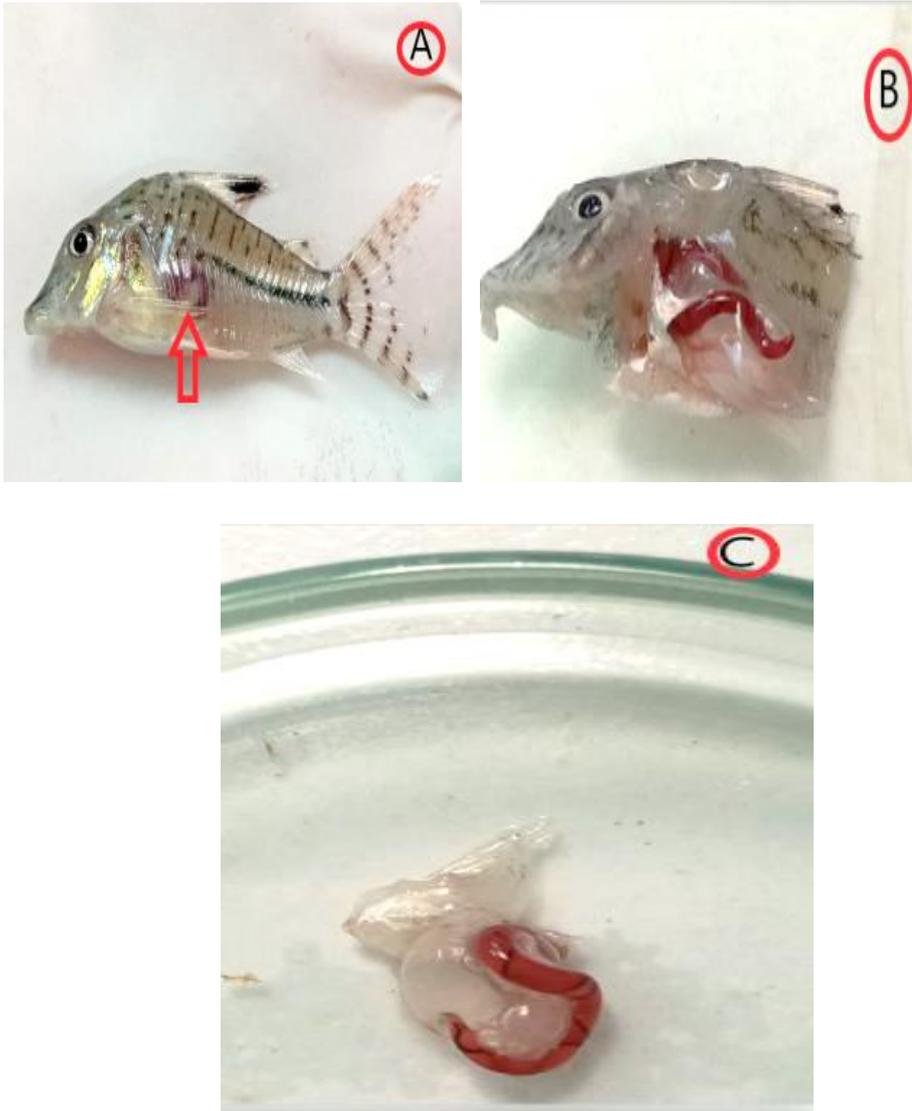


Figura 7. A. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado de *C. acutus*. B. *P. (S.) pintoi* extraído del intestino de la *Corydoras*. C. Muestra de intestino de *C. acutus* con *P. (S.) pintoi* en una placa Petri.

Micrografía tomada en Microscopio de Contraste de Fase

La técnica micrografía es esencial para la identificación y caracterización de *P. (S.) pintoi*.

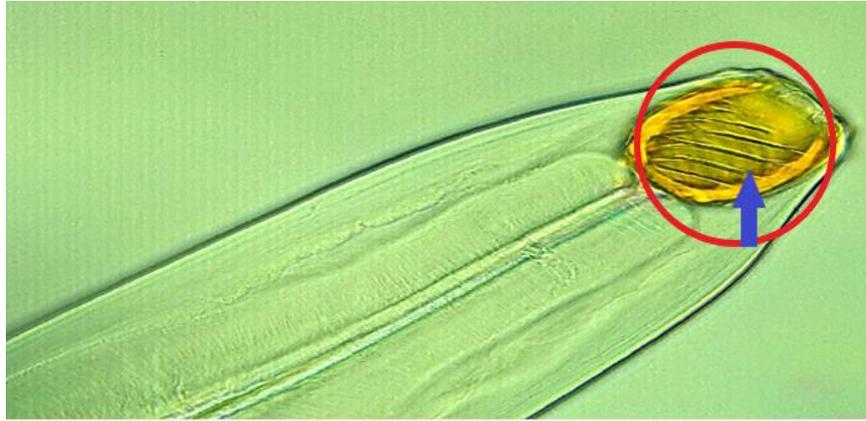


Figura 8. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoi* se colectó del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región anterior. Se observa la cápsula bucal (círculo rojo) y 6 engrosamientos helicoidales (Flecha azul). 40x.

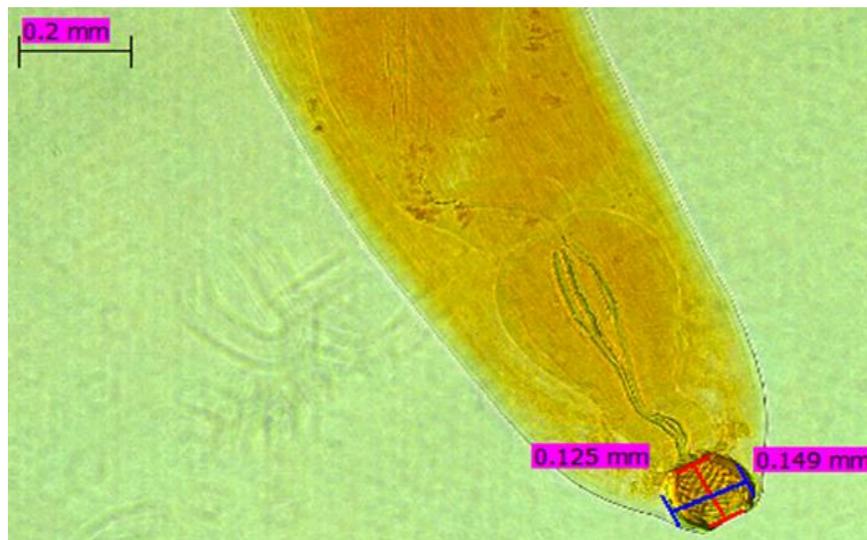


Figura 9. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoi* se colectó del intestino de *Corydoras virginiae*. Vista lateral. Se observa la cápsula bucal. La barra roja muestra la Longitud de la cavidad bucal (0.125 mm) y la barra azul el ancho de la cavidad bucal (0.149 mm), 10 X. 40x.

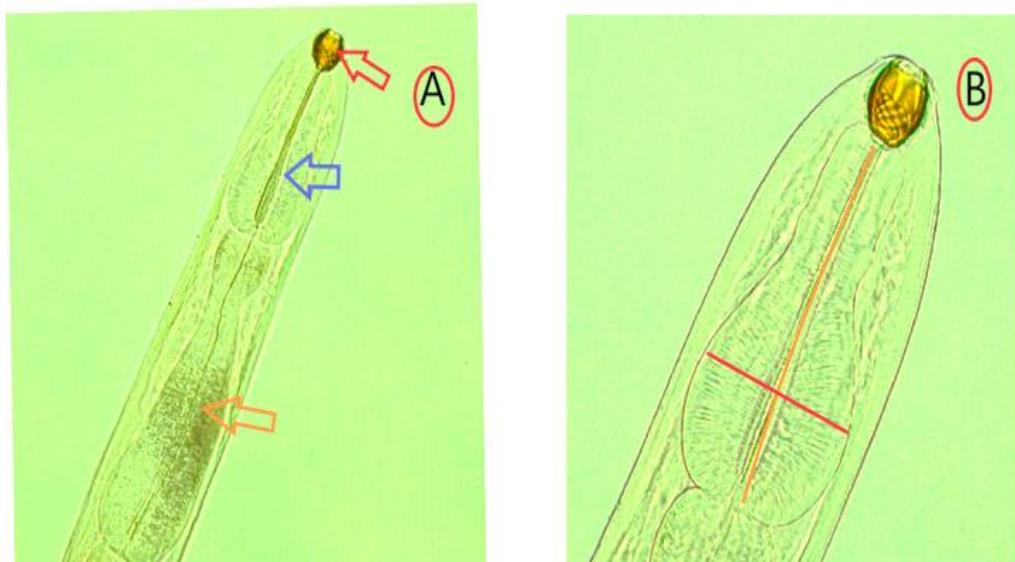


Figura 10. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoï* fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región anterior. Se observa la cápsula bucal (Flechas rojas), esófago glandular (flecha azul) y esófago muscular (flecha anaranjada). A:10x. B:40X. B. La barra anaranjada muestra la Longitud del esófago glandular (mm) y la barra roja el ancho glandular (mm).

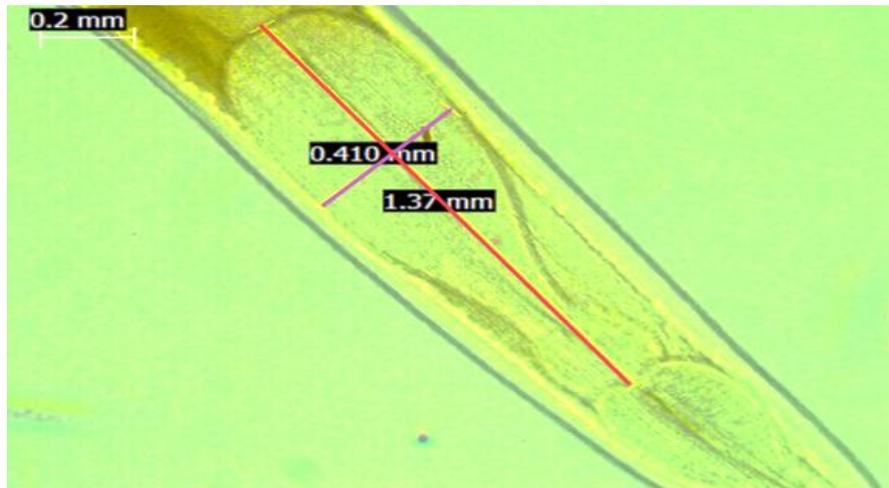


Figura 11. *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoï* fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Esófago muscular:10x, la barra morada muestra el ancho del esófago glandular (0.410 mm) y la barra roja: la longitud glandular (1.37 mm).

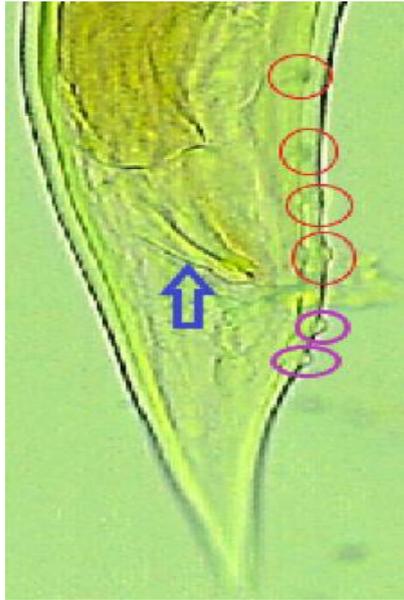


Figura 12. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). Vista lateral- región posterior. Macho. Se puede apreciar espícula (Flecha azul) y las papilas caudales: 4 pares de pre anal (círculo rojo) y dos posts anales (círculo morado), 10X.

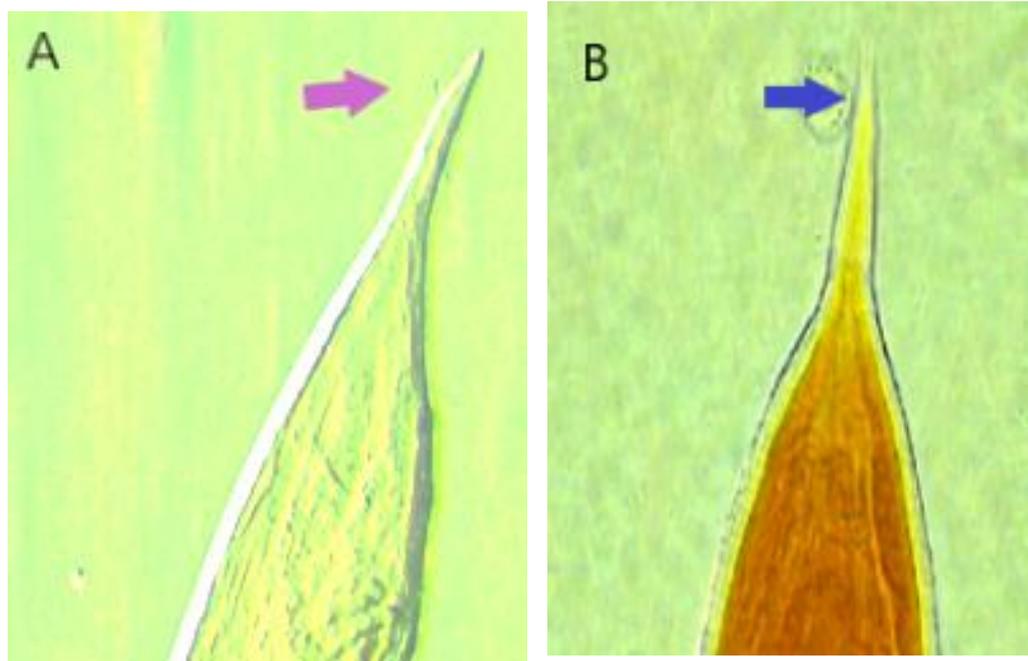


Figura 13. *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras virginiae* (Sangama. Burgess, 1993). Vista lateral- región posterior. A. Macho, cola puntiaguda. puntiaguda (flecha morada), 10 X. B. Hembra. Presenta una cola cónica y puntiaguda (flecha azul), 10x.

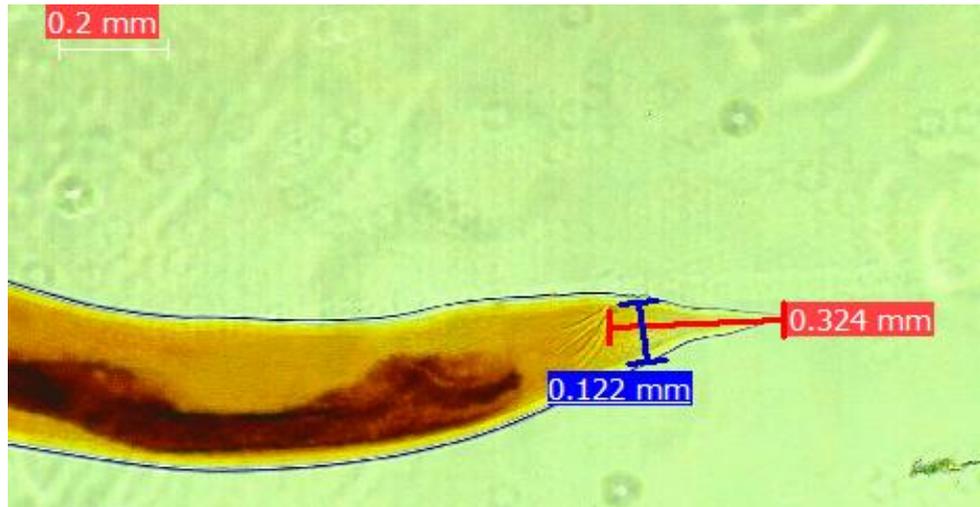


Figura 14. *Procammallanus (Spirocamallanus) pintoi* fue colectado del intestino de *Corydoras virginiae* (Sangama. Burgess, 1993). Vista lateral- región posterior. Macho, 10x, la barra roja muestra la longitud de la cola (0.324 mm) y la barra azul: el ancho de la cola (0.122 mm).



Figura 15. *Procammallanus (Spirocamallanus) pintoi*, es una hembra grávida con larvas (círculo rojo), fue colectado del intestino de *Corydoras acutus* (Cope, 1872). H.E. 40X.

6.2. Registro Morfométrico De *P.(S). Pintoi*

Tabla 2. Caracterización del nemátodo *P.(S) pintoi* morfológicamente en 10 especímenes *Corydoras acutus* (Cope, 1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

Datos anatómicos y morfológicos de <i>P. (S.) pintoi</i>.	Hembras	Machos
Número (muestras)	5	5
Números de estrías	9	8
Longitud De La Cavidad Bucal (mm) (promedio)	0.063	0.051
Ancho De La Cavidad Bucal (mm)(promedio)	0.053	0.052
Longitud Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.263	0.203
Ancho Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.121	0.237
Longitud Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	1.160	0.924
Ancho Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	0.329	0.258
Longitud De La Cola (mm) (promedio)	0.444	0.324
Ancho De La Cola(mm) (promedio)	0.213	0.167
Números de las papilas en machos	----	4 pares preanales y 2 pares postanales

Tabla 3. Caracterización del nemátodo *P.(S). pinto* morfológicamente en 20 especímenes *Corydoras reticulatus* (Fraser-Brunner, 1938), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú

Datos anatómicos y morfológicos de <i>P. (S.) pinto</i>.	Hembras	Machos
Número (muestras)	10	10
Números de estrías	10	6
Longitud De La Cavidad	0.069	0.052
Bucal (mm) (promedio)		
Ancho De La Cavidad Bucal (mm)(promedio)	0.056	0.054
Longitud Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.293	0.353
Ancho Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.154	0.197
Longitud Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	1.113	0.990
Ancho Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	0.341	0.197
Longitud De La Cola (mm) (promedio)	0.340	0.141
Ancho De La Cola(mm) (promedio)	0.295	0.168
Números de las papilas en machos	-	4 pares preanales y 2 pares postanales

Tabla 4. Caracterización del nemátodo *P.(S). pintoi* morfológicamente en 10 especímenes *Corydoras virginiae* (Sangama. Burgess, 1993), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

Datos anatómicos y morfológicos de <i>P. (S.) pintoi</i>.	Hembras	Machos
Número (muestras)	5	5
Números de estrías	9	6
Longitud De La Cavidad	0.067	0.056
Bucal (mm) (promedio)		
Ancho De La Cavidad Bucal (mm)(promedio)	0.055	0.054
Longitud Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.394	0.338
Ancho Esófago Muscular (mm) (promedio)	0.152	0.140
Longitud Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	0.986	0.939
Ancho Del Esófago Glandular (mm) (promedio)	0.269	0.263
Longitud De La Cola (mm) (promedio)	0.369	0.239
Ancho De La Cola(mm) (promedio)	0.1955	0.24
Números de las papilas en machos	-	4 pares preanales y 2 pares postanales

6.3. Principales parámetros de infección (frecuencia, abundancia media e intensidad promedio) registrados en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*

En 30 especímenes muestreados de *C. acutus*, 30 especímenes de *C. reticulatus* y 30 especímenes en la especie *C. virginiae*, se contabilizó el total de *P.(S). pinto* por especie muestreada, donde se visualizaron en su mayoría en el interior del intestino del pez, por la apariencia de una piel traslúcida que presenta los peces, para lo cual se llegaron a identificar de acuerdo a las características morfológicas (Kohn y Fernandes, 1988; Murrieta y Floríndez, 2018).

Tabla 5. Identificación de *P.(S). pinto* presentes en 30 especímenes muestreadas para cada una de las especies en: *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* en Iquitos-Perú.

Hospedero y especie de parásito	Lugar de fijación	N° de muestras de peces	Peces sanos	N° Total de parásitos encontrados
<i>Corydoras acutus</i>				
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pinto</i>	Intestino	30	4	37
<i>Corydoras reticulatus</i>				
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pinto</i>	Intestino	30	6	33
<i>Corydoras virginiae</i>				
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pinto</i>	Intestino	30	10	26
TOTAL				96

6.3.1. Frecuencia parasitaria

En 30 peces de *C. acutus* analizados se halló parasitadas, 26 con *P.(S). pintoii* y 4 especímenes no parasitados, en los 30 especímenes muestreados *C. reticulatus* se registró 24 especímenes parasitados con *P.(S). pintoii* y 6 no parasitados y 20 especímenes parasitadas con *P.(S). pintoii* fueron registradas en la especie *C. virginiae*. (Tabla 3).

Tabla 6. Frecuencia de *P.(S). pintoii* parasitados en las especies de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, Iquitos-Perú.

Hospedero y especie de parásito	N° de peces infectados	Proporción
<i>Corydoras acutus</i>		
<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoii</i>	26	26/30
<i>Corydoras reticulatus</i>		
<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoii</i>	24	24/30
<i>Corydoras virginiae</i>		
<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoii</i>	20	20/30

6.3.2. Índices parasitarios *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*

En cada uno de los 30 ejemplares muestreados de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* se encontró una frecuencia (F) de 87%, 80% y 67% respectivamente para las especies muestreadas, la intensidad media (IM) de 1.42, 1.38 y 1.30 de *P.(S). pintoi* en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* respectivamente. En caso de la abundancia media (AM) de *P.(S). pintoi* fue de 1.23, 1.10 y 0.87 respectivamente.

Tabla 7. Índices parasitarios examinados en 30 especímenes respectivamente para *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, Iquitos-Perú.

Hospedero y especie de parásito	N° de peces infectado	Total de parásitos	Índices parasitarios		
			F%	IM	AM
<i>Corydoras acutus</i>					
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i>	26	37	87	1.42	1.23
<i>Corydoras reticulatus</i>					
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i>	24	33	80	1.38	1.10
<i>Corydoras virginiae</i>					
<i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi</i>	20	26	67	1.30	0.87

F= FRECUENCIA, IM= intensidad media. AM= abundancia media

6.4. Estudio Histopatológico

Intestino anterior de *Corydoras virginiae* se visualizó la mucosa que está constituida de pliegues y se observan pocas células caliciformes. La submucosa está conformada de tejido conectivo laxo y escasos linfocitos aislados.

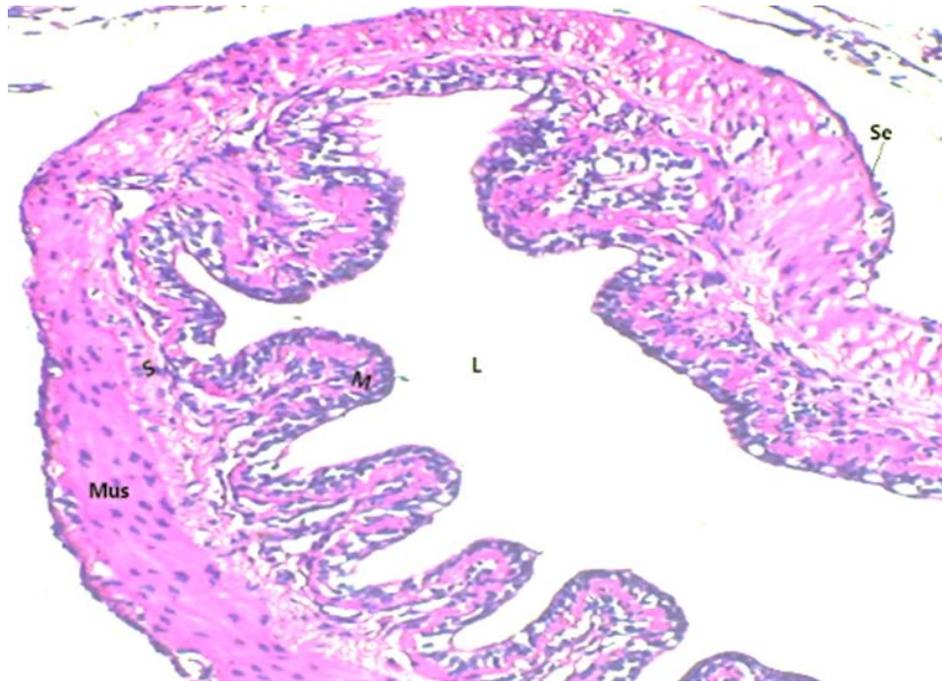


Figura 16. Vista panorámica del intestino anterior de *Corydoras virginiae*. Capa mucosa (M), submucosa (S), Capa muscular (Mus), serosa (Se) lumen (L) H.E. 40X.

6.4.1. Estudio Histopatológico en *Corydoras acutus* (Cope, 1872).

El análisis histopatológico del tracto intestinal en *Corydoras acutus* (Cope, 1872), se encontró que el 70% (21/30) de las muestras presentan necrosis, así como descamación de las células epiteliales en 90 % (27/30) (Fig. 23). Se observó Infiltración de células inflamatorias 73.3 % (22/30).(Fig. 20), hiperplasia de las células Caliciformes en 76.7% (23/30) (Fig. 14) e hiperplasia de enterocitos en 90% (27/30) (Tabla 5).

Se registró la presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* en el interior de la mayoría de las muestras de intestinos (Fig.20 - 23) y nematodos libres en el lumen (Fig.21).

Tabla 8. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en *Corydoras acutus* (Cope, 1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					TOTAL F	ALTERACIÓN PORCENTAJE (%)
	NORMAL	ESCASO I	LEVE II	MODERADO III	SEVERO IV		
INFLAMATORIOS							
Infiltración transepitelial de linfocito	6	3	9	11	1	24/30	80%
Infiltración de células inflamatorias	8	3	5	11	3	22/30	73.3%
ADAPTACIÓN							
Hiperplasia de las células Caliciformes	7	3	8	9	3	23/30	76.7%
Hiperplasia de enterocitos	3	8	6	11	2	27/30	90%
DEGENERATIVOS							
Necrosis	9	6	9	3	3	21/30	70%
Descamación de las células epiteliales	3	9	9	7	2	27/30	90%

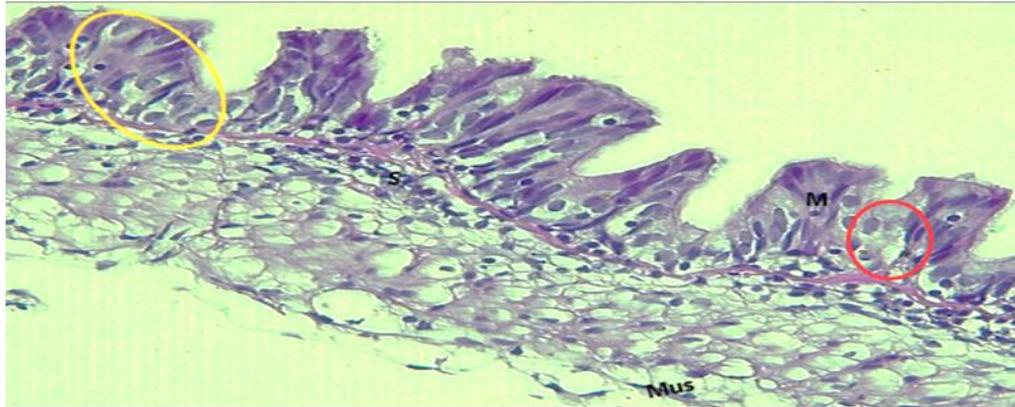


Figura 17. Hiperplasia de enterocitos (círculo amarillo) e hiperplasia de células caliciformes (círculo rojo), H.E. 40X, colectados en *Corydoras acutus* (Cope,1872), procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

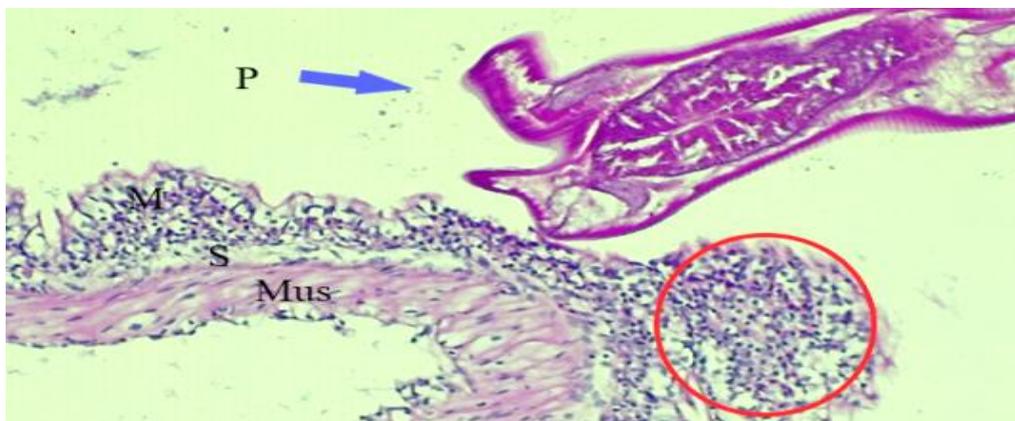


Figura 18. Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procammallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoii*. (P). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo). H.E. 40X.

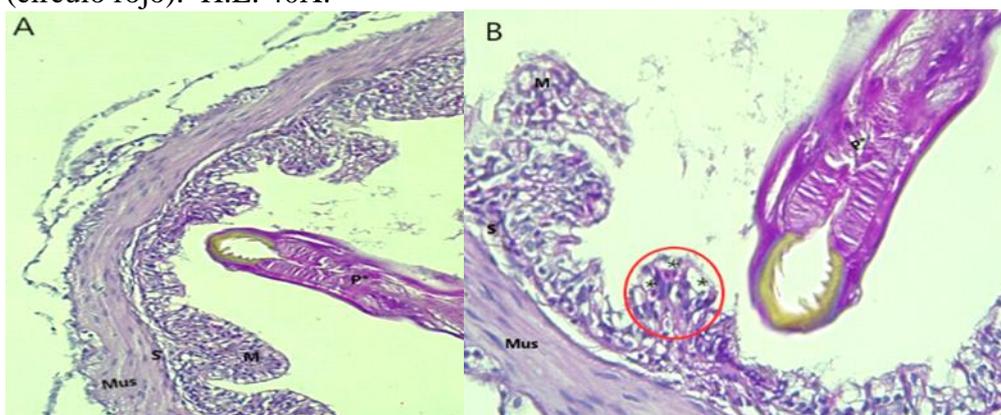


Figura 19. A. Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procammallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoii*. (P*) H.E. 20X. B. Hiperplasia de enterocitos (círculo rojo), también se puede observar hiperplasia de células caliciformes (*), H.E. 40X

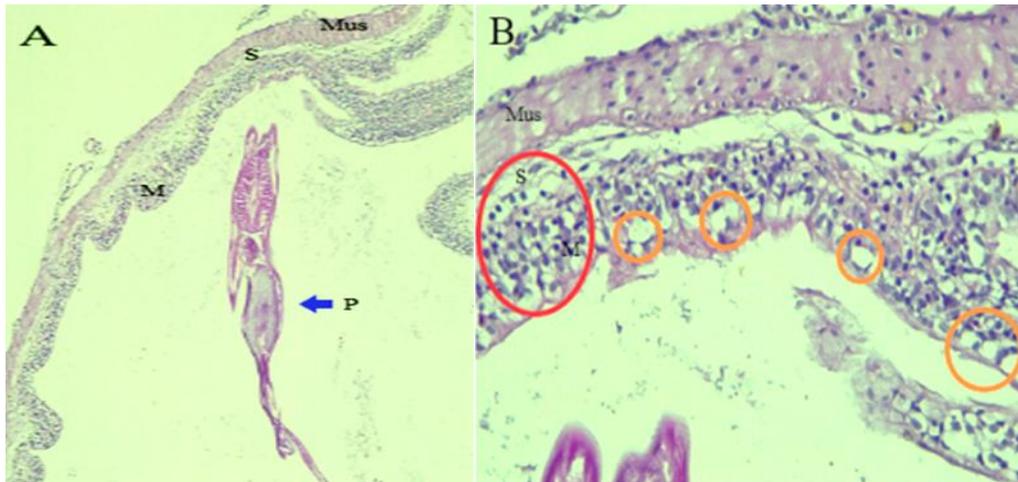


Figura 20. A Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P). H.E. 10X. B. Hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado). Infiltración transepitelial de linfocito (círculo rojo). H.E. 40X. Pérdida de los pliegues intestinales

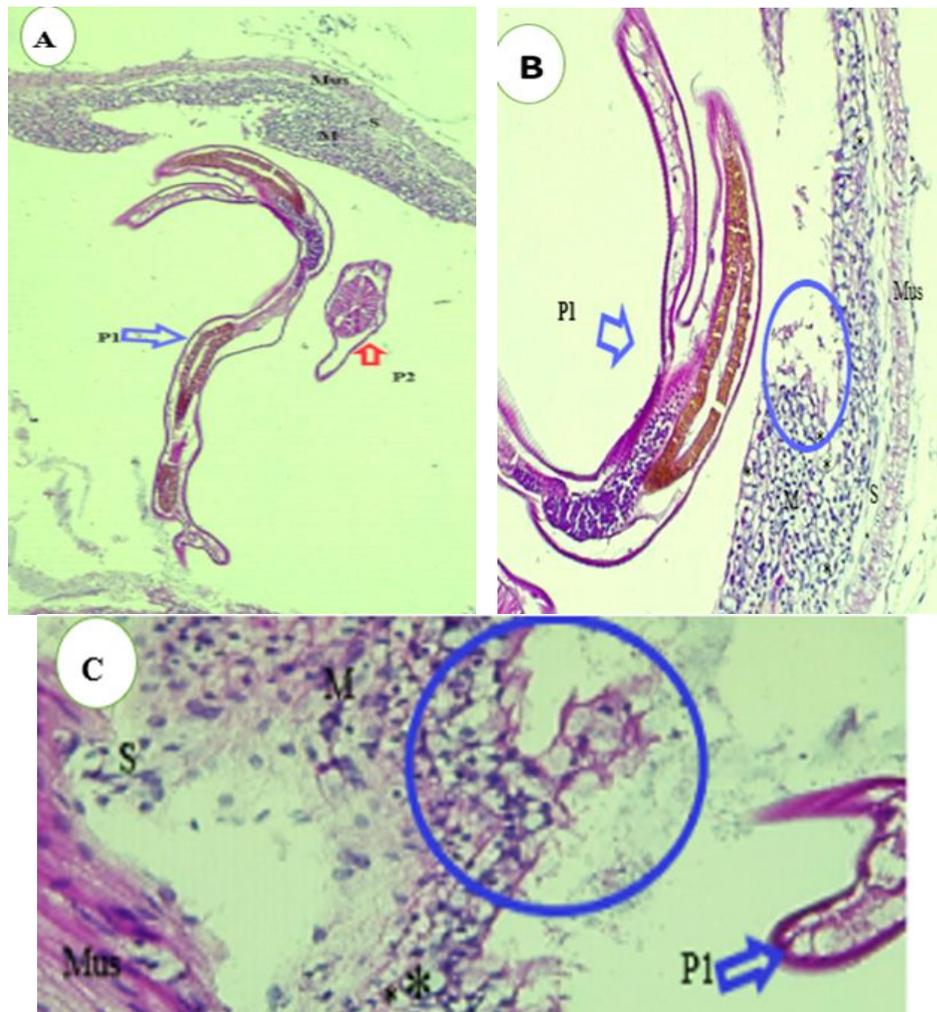


Figura 21. A. Intestino anterior de *Corydoras acutus* con presencia de 2 *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P1, P2) H.E. 10X. B. Descamación de

los enterocitos (círculo azul), H.E. 10X. C. Descamación de los enterocitos (círculo azul), presencia de hiperplasia de células caliciformes (*) H.E. 40X.

6.4.2. Estudio Histopatológico en *Corydoras reticulatus*

El análisis histopatológico del tracto intestinal en *Corydoras reticulatus*, se registró que el 60% (18/30) de las muestras presentan necrosis, así como descamación de las células epiteliales en 70 % (21/30) (Fig.24 y Fig.25). Se encontró Infiltración de células inflamatorias 63.3% (19/30) (Fig.25), hiperplasia de las células caliciformes en 66.7% (20/30) (Fig. 25) e hiperplasia de enterocitos en 70% (21/30) (Fig. 28). (Tabla 6).

Se registró la presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el interior de la mayoría de las muestras de intestinos (Fig. 24 - 28), en su mayoría de lesiones se encuentra en el grado de afección moderado.

Tabla 9. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en *Corydoras reticulatus* procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					TOTAL	ALTERACIÓN
	NORMAL	ESCASO I	LEVE II	MODERADO III	SEVERO IV	F	PORCENTAJE (%)
INFLAMATORIOS							
Infiltración transepitelial de linfocito	7	3	10	9	1	23/30	76.7%
Infiltración de células inflamatorias	11	6	3	10	0	19/30	63.3%
ADAPTACIÓN							
Hiperplasia de las células Caliciformes	10	3	6	9	2	20/30	66.7%
Hiperplasia de enterocitos	9	1	6	11	3	21/30	70%
DEGENERATIVOS							
Necrosis	12	3	3	9	3	18/30	60%
Descamación de las células epiteliales	9	5	6	8	2	21/30	70%

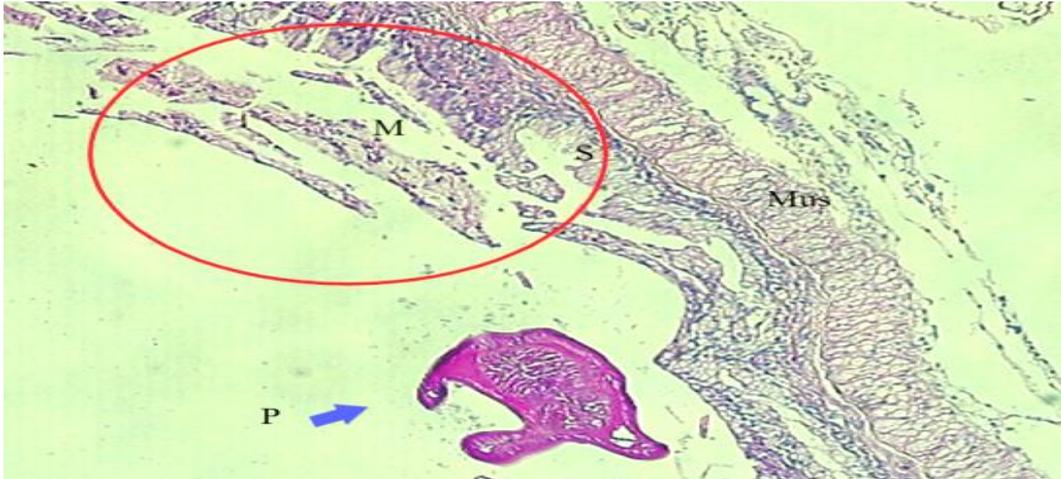


Figura 22. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. zona de necrosis de mucosa y submucosa (círculo rojo). H.E.10X.

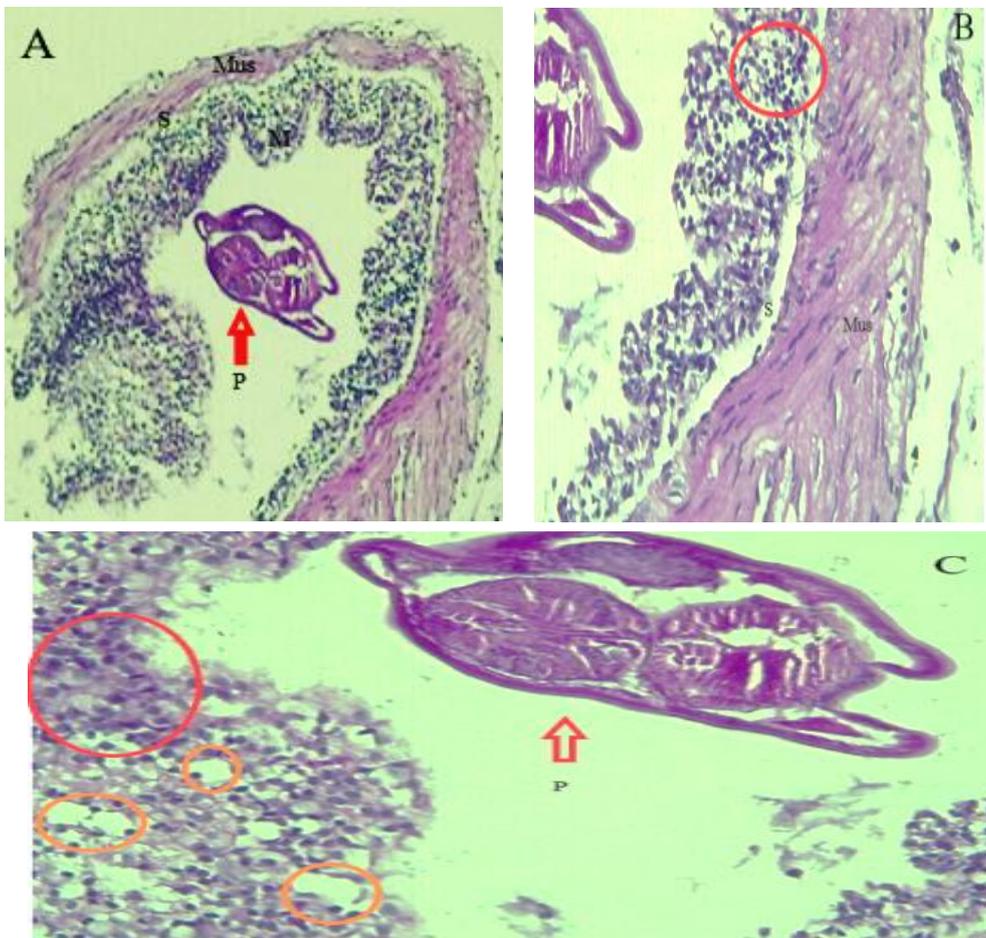


Figura 23. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. 10X. B. células inflamatorias (círculo rojo). H.E. 20X. C. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y se observa infiltración de células inflamatorias (círculo. rojo). H.E.40X

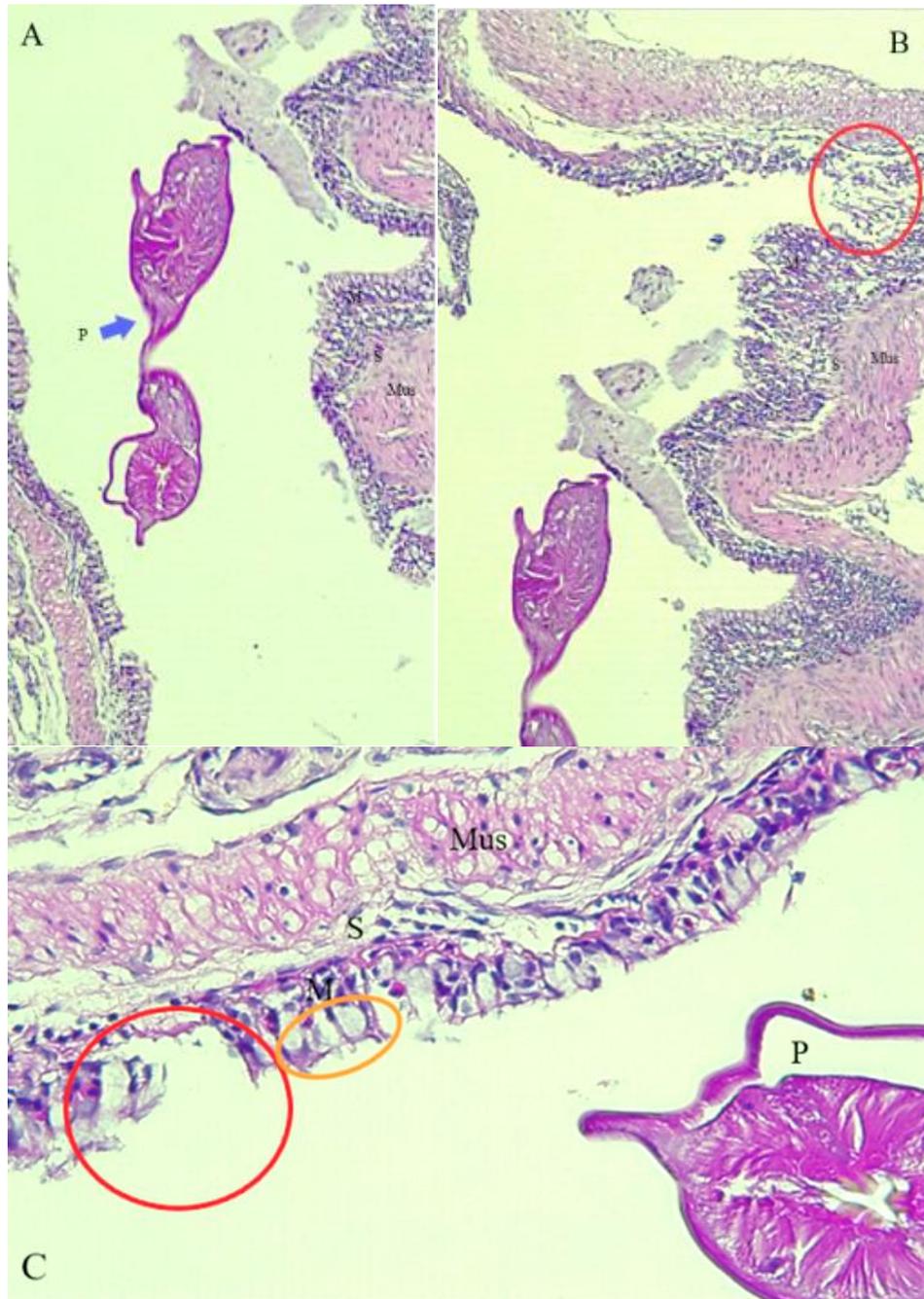


Figura 24. A. Intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P) H.E. 10X. B. zona de necrosis de mucosa (círculo rojo). C. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y destrucción de la mucosa y submucosa (círculo rojo). H.E.

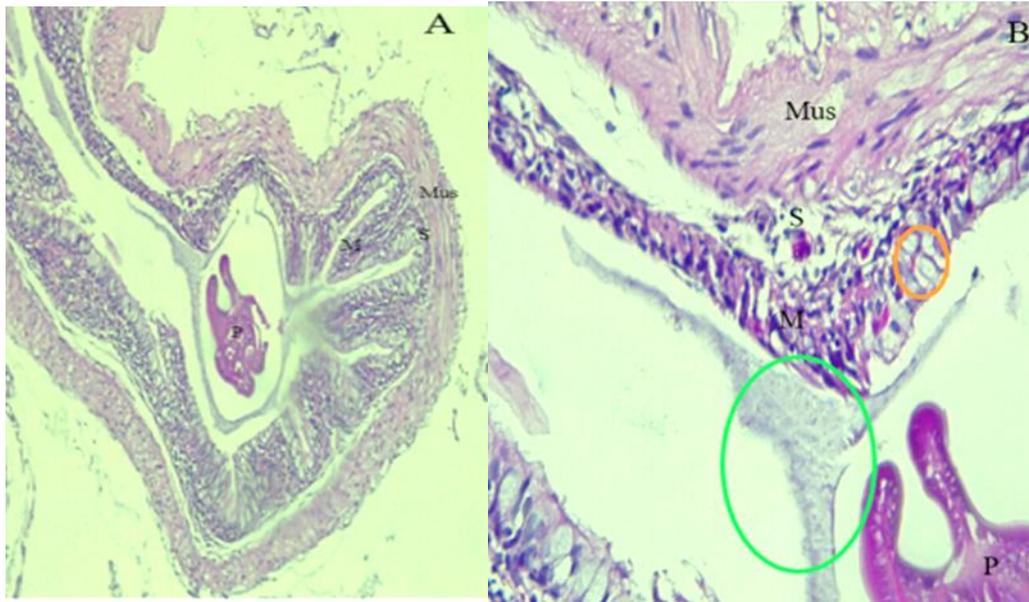


Figura 25. A Se puede observar el intestino anterior de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi*. (P) H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo anaranjado) y destrucción de la mucosa (círculo verde). H.E.40X.

6.4.3. Estudio Histopatológico en *Corydoras virginiae*

El análisis histopatológico del tracto intestinal en *Corydoras virginiae*, se registró que el 66.7% (20/30) de las muestras presentan necrosis, así como descamación de las células epiteliales en 63.3 % (19/30)

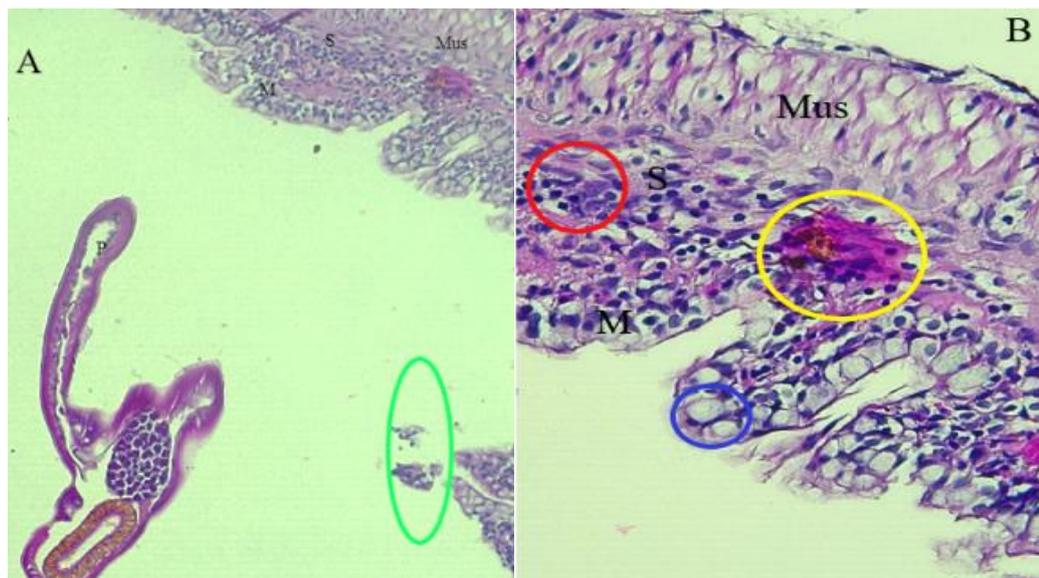


Figura 26. A. Intestino de *Corydoras reticulatus* con presencia de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi*. (P), descamación de los enterocitos (círculo verde), H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo azul). Infiltración

Células inflamatorias (círculo rojo). Hiperplasia de enterocitos. Presencia melanomacrofagos y Células inflamatorias (Círculo amarillo) H.E.40X

En la (Fig.29 y Fig.32). Se encontró Infiltración de células inflamatorias 60% (18/30) (Fig.31), hiperplasia de las células caliciformes en 50% (15/30) (Fig.30) e hiperplasia de enterocitos en 63.3% (19/30) (Fig.29) (Tabla 7).

Se registró la presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el interior de la mayoría de las muestras de intestinos (Fig.29 - 32), en su mayoría de lesiones se encuentra en el grado de afección moderado.

Tabla 10. Frecuencia de alteraciones histológicas de intestino, según el tipo de lesiones y grado de afección en *Corydoras virginiae* procedentes de la ciudad de Iquitos-Perú.

TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					NÚMERO F	ALTERACIÓN PORCENTAJE (%)
	NORMAL	ESCASO I	LEVE II	MODERADO III	SEVERO IV		
INFLAMATORIOS							
Infiltración transepitelial de linfocito	8	2	10	10	0	22/30	73.3%
Infiltración de células inflamatorias	12	0	6	12	0	18/30	60%
ADAPTACIÓN							
Hiperplasia de las células Caliciformes	15	0	2	12	1	15/30	50%
Hiperplasia de enterocitos	11	1	6	11	1	19/30	63.3%
DEGENERATIVOS							
Necrosis	10	4	6	8	2	20/30	66.7%
Descamación de las células epiteliales	11	1	6	9	3	19/30	63.3%

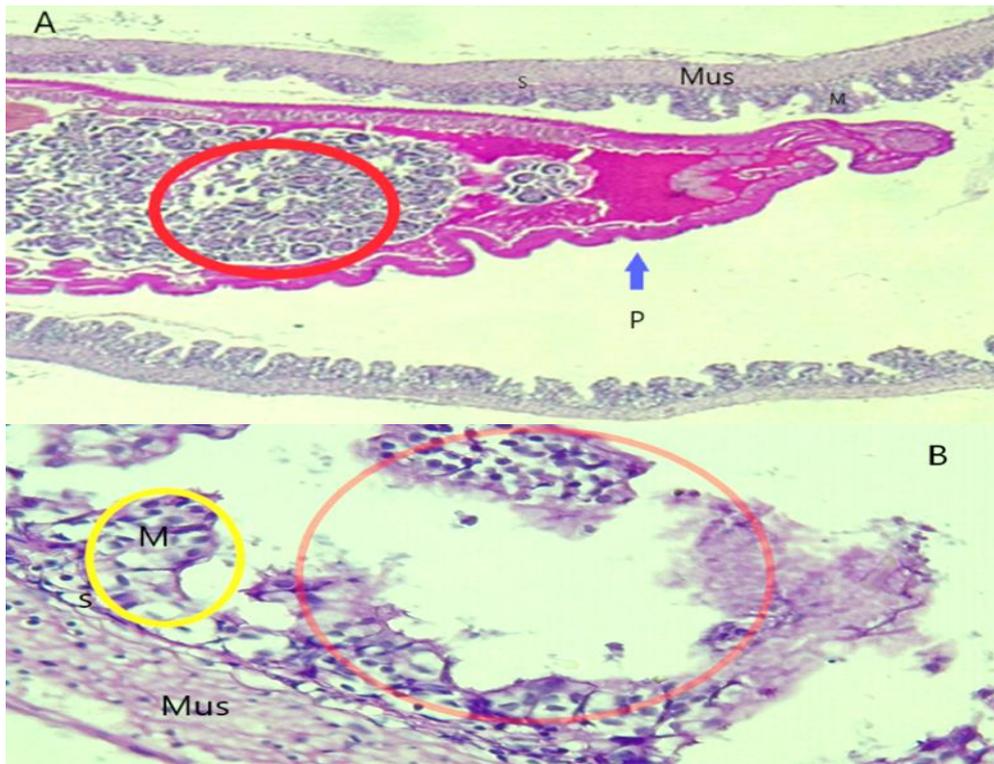


Figura 27. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), se observa larvas y huevos de una hembra grávida (círculo rojo), H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de enterocitos (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias, descamación de enterocitos (círculo rojo) y pérdida de la mucosa y submucosa. H.E.40X.

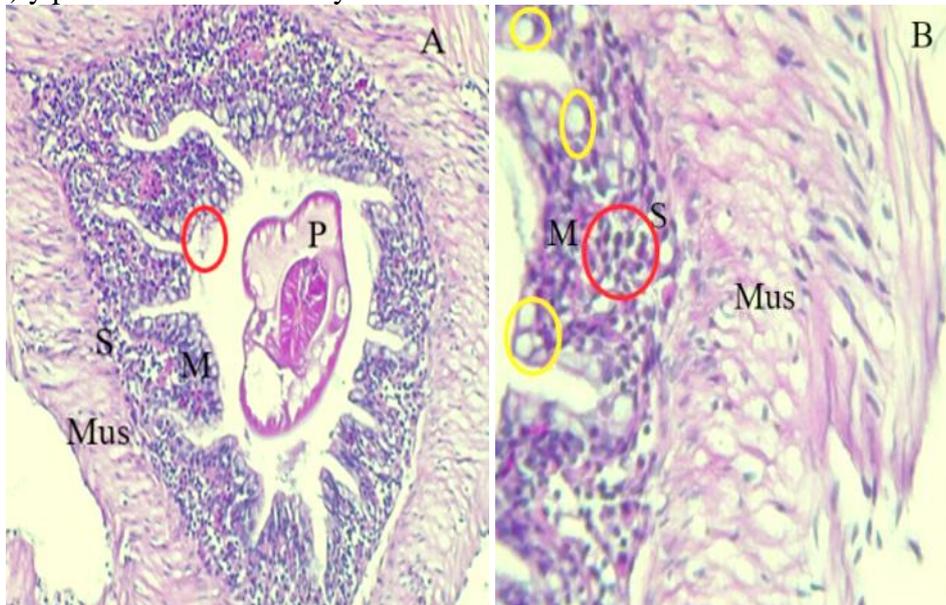


Figura 28. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamlanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P), descamación de los enterocitos (círculo rojo), H.E.

10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo). H.E.40X

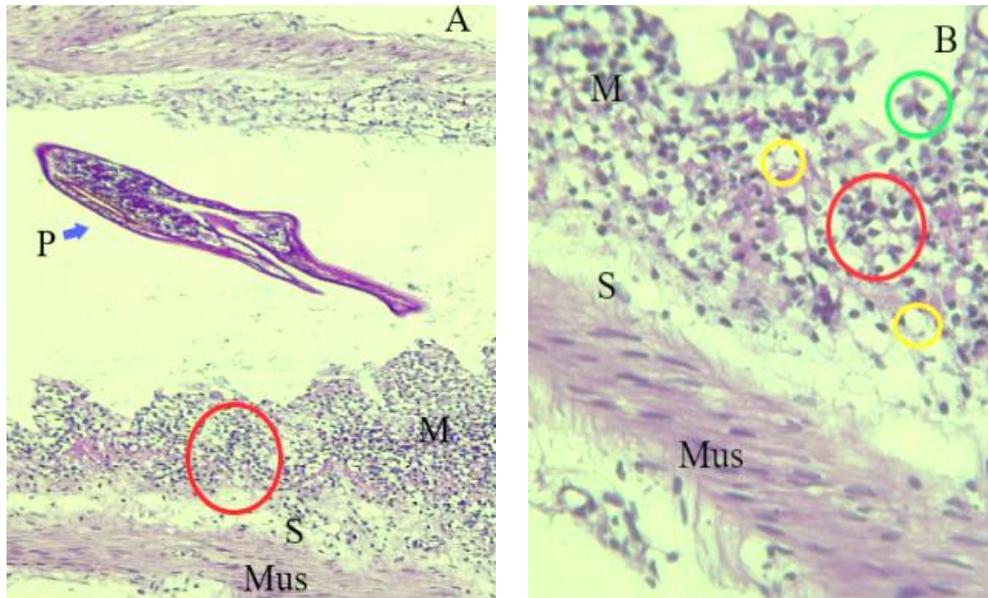
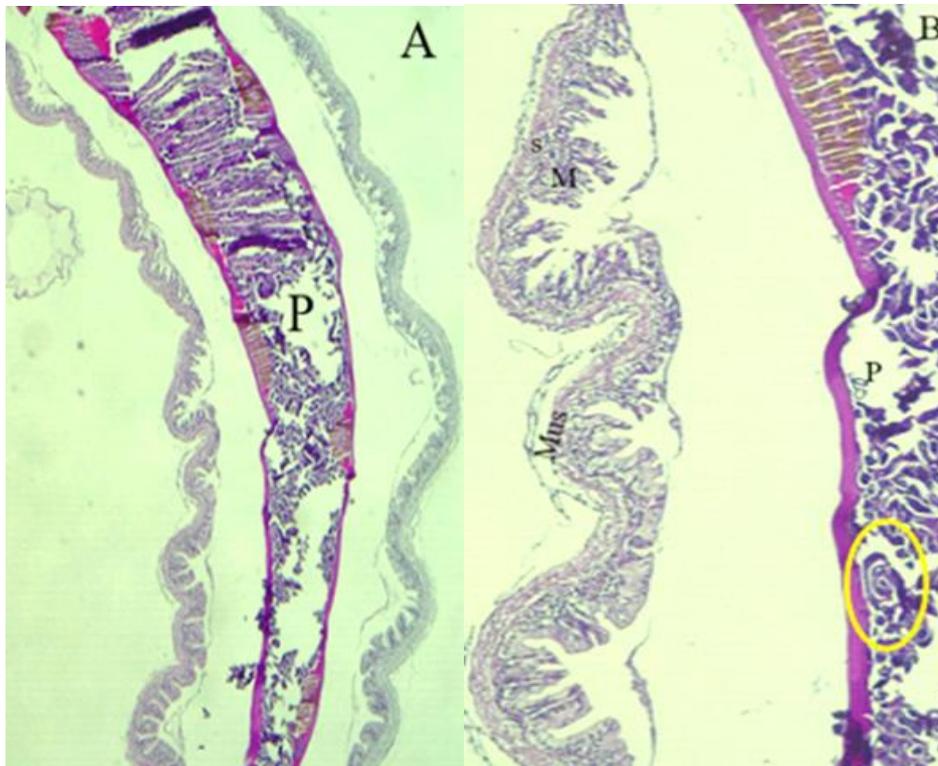


Figura 29. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pintoi*. (P), Infiltración transepitelial de linfocito (círculo rojo). H.E. 10X. B. Presencia de hiperplasia de células caliciformes (círculo amarillo). Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo), descamación de los enterocitos (círculo verde), H.E.40X.



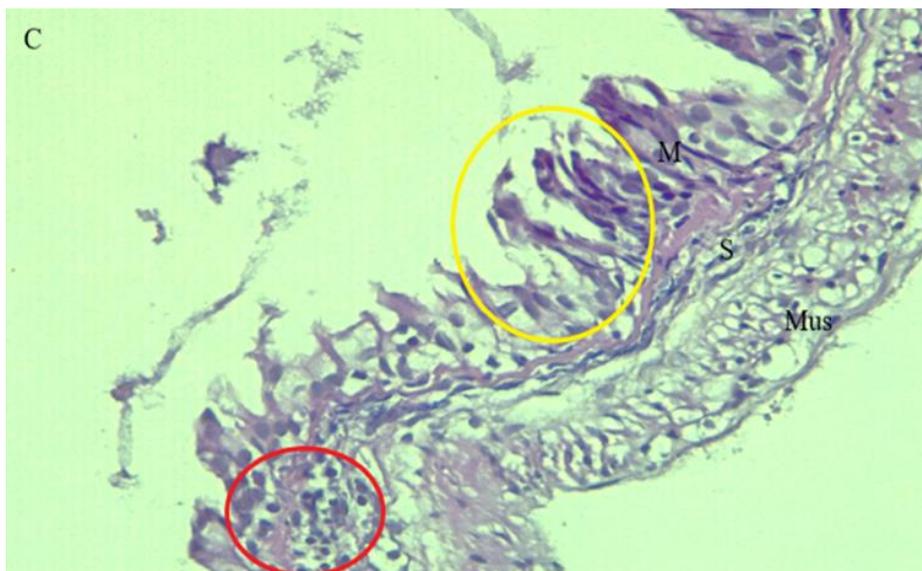


Figura 30. A. Intestino de *Corydoras virginiae* con presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*. (P). H.E. 4X. B. Presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en estado grávido (círculo amarillo). H.E. 10X. C. Infiltración de células inflamatorias (círculo rojo), descamación de los enterocitos (círculo amarillo), H.E.40X.

6.5. Sex. Ratio de *P.(S). pintoii* en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.

En cada uno de los 30 ejemplares muestreados de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* se encontró un Sex. Ratio de *P.(S). pintoii* de 0.60, 0.70 y 0.64 respectivamente para las especies muestreadas, lo que indica que por cada hembra hay cierta cantidad de machos.

Tabla 11. Sex. Ratio de *P.(S). pintoii* en 30 especímenes respectivamente para *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, Iquitos-Perú.

Hospedero y especie de parásito	Sex. Ratio de <i>P.(S). pintoii</i>
<i>Corydoras acutus</i> <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii</i>	0.60
<i>Corydoras reticulatus</i> <i>Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii</i> <i>Corydoras virginiae</i>	0.70

<i>Procamallanus</i> (<i>Spirocamallanus</i>) <i>pintoi</i>	0.64
--	------

6.6. Estado de salud de los peces

Para el estudio en lo que se refiere a la salud de los peces, se utilizó la fórmula del factor de condición de Fulton (K) que mide el estado de salud en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* en donde no se observa diferencias significativas en los 30 especímenes parasitados analizados respectivamente para cada especie con una amplitud de (K) de 1.2 - 2.0, para *C. acutus*, (K) de 1.8 - 3.0, para *C. reticulatus* y en *C. virginiae* se registró una amplitud de (K) de 1.2 - 2.5. Las *C. virginiae* parasitadas presentaron mayor longitud de 5.7 cm en las tres especies muestreadas (Fig. 16), las *C. reticulatus* mostraron 3.2 g a diferencia de las *C. acutus* que presentaron 2 g. En definición las *C. reticulatus* parasitadas obtuvieron el índice de Fulton máximo de 2.3 a diferencia de las *C. acutus* que presentan un mínimo de 1.4.

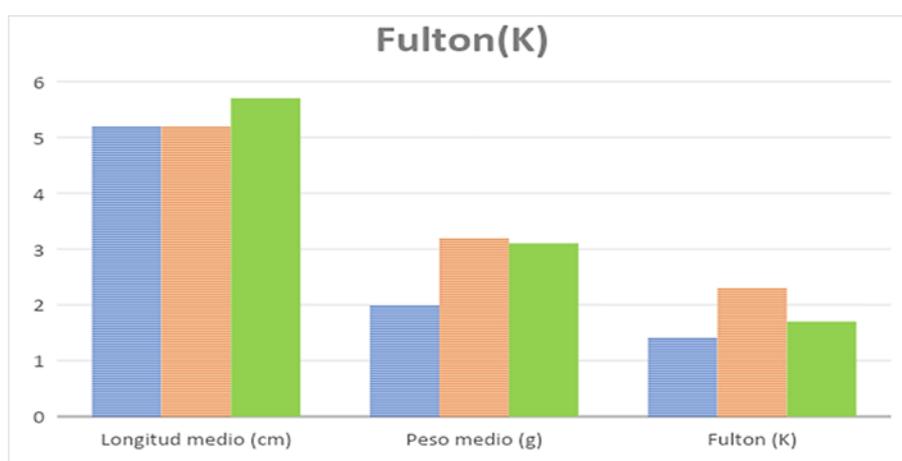


Figura 31. Comparación de la Longitud y Peso total con el Factor de condición de Fulton en peces parasitados de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* colectados en Iquitos-Perú.

6.6.1. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en peces parasitados y no parasitados en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.

Probando la normalidad de la población Prueba de Kolmogorov – Smirnov

Se agrupó todos los datos obtenidos de las tres especies *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.

Pruebas de normalidad

Tabla 12 . Factor de condición de Fulton en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* a través de la prueba de Kolmogorov-Smirnov

	Kolmogorov-Smirnov			Shapiro-Wilk		
	Estadístic			Estadístic		
	o	Gl	Sig.	o	gl	Sig.
FULTO	0,112	180	0,000	0,950	180	0,000
N						

a. Corrección de significación de Lilliefors
 * **H0:** los datos de la muestra siguen una distribución normal. **H1:** los datos de la muestra no siguen una distribución normal.

Dado que le P- Valor < 0.05, concluimos que se acepta la hipótesis alternativa porque “Los datos no siguen una distribución normal”. En consecuencia, aplicamos la prueba de U de Mann -Whitney para diferencia de medianas de datos no agrupados.

Prueba de U de Mann – Whitney

Tabla 13. Prueba de U de Mann- Whitney diferencia de medianas en el Factor de condición de Fulton en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* a través de la prueba de Kolmogorov-Smirnov.

Estadísticos de prueba	
factor K de Fulton	
U de Mann-Whitney	3299,000

W de Wilcoxon	7394,000
Z	-2,149
Sig. asintótica(bilateral)	0,032
a. Variable de agrupación: PECES	

* **H0:** No hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos. **H1:** Hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.

Nivel de significancia 95 %; (Alfa) = 0.05 (margen de error)

Como el P- Valor “significado asintótico (bilateral) = 0.032 < 0.05

Concluimos que se acepta la hipótesis alternativa “SI hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.”

6.6.2. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en *C. acutus*.

Probando la normalidad de la población Prueba de Kolmogorov – Smirnov, para “*Corydoras acutus*”

Tabla 14. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk en el Factor de condición de Fulton en *C. acutus*.

	Kolmogorov-Smirnov			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	Gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
F1	0,086	60	0.200*	0,986	60	0,736

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors. **H0:** los datos de la muestra siguen una distribución normal. **H1:** los datos de la muestra no siguen una distribución normal.

Dado que el P-Valor > 0.05 Concluimos que se acepta la hipótesis nula de que “los datos siguen una distribución normal” en consecuencia utilizaremos la prueba T de Student para muestras independientes.

Prueba T de Student de diferencia de medias para muestras independientes

Tabla 15. Comparación de medias en el “factor K de Fulton”, prueba de igualdad de varianzas / T de Student para diferencia de medias en muestras independientes en *C. acutus*.

Prueba de muestras independientes										
Prueba t para la igualdad de medias										
Prueba de Levene de igualdad de varianzas		F	Sig.	t	gl	Sig. (B)	Diferencia de \bar{X}	Diferencia de (E.E)^a	95% intervalo de confianza de la diferencia	
									(I)	(S)
factor K de Fulton	Se asumen varianzas iguales	0.53	.1	-5.633	58	0.0	-0.2046	0.0363	-0.2773	-0.1319
	No se asumen varianzas iguales			-5.633	52.046	0.0	-0.2046	0.0363	-0.2775	-0.1317

*a. Error Estándar, (B)= bilateral, (I)= inferior, (S)=superior. No existe una igualdad de medias en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.

H0: Existe una igualdad de medias en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.

H1: No existe una igualdad de medias en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos

Nivel de significancia 95 %; (Alfa) = 0.05 (margen de error)

Como el P- Valor “significado asintótico (bilateral) = 0.000 < 0.05., concluimos que se acepta la hipótesis alternativa donde las medias en el factor K de Fulton “SI existe una diferencia estadísticamente significativa entre los peces parasitados y peces sanos.

6.6.3. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en *C. reticulatus*.

Probando la normalidad de la población Prueba de Kolmogorov – Smirnov para “*Corydoras reticulatus*”

Pruebas de normalidad

Tabla 16. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk con el Factor de condición de Fulton en *C. reticulatus*

	Kolmogorov-Smirnov			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
F2	0,119	60	0,035	0,946	60	0,010

a. Corrección de significación de Lilliefors

H0: los datos de la muestra siguen una distribución normal. **H1:** los datos de la muestra no siguen una distribución normal.

Dado que le P- Valor < 0.05

Concluimos que se rechaza la hipótesis nula de que “los datos siguen una distribución normal” en consecuencia se acepta que “los datos de la población no siguen una distribución normal” en *Corydoras reticulatus*.

En consecuencia, aplicamos la prueba de U de Mann -Whitney para diferencia de medianas de datos no agrupados. Para *Corydoras reticulatus*.

Prueba de U de Mann – Whitney para *Corydoras reticulatus*

Tabla 17. Prueba de U de Mann – Whitney para *Corydoras reticulatus*.

Estadísticos de prueba ^a	
	factor K de Fulton
U de Mann-Whitney	416,500
W de Wilcoxon	881,500
Z	-0,496
Sig. asintótica(bilateral)	0,620

a. Variable de agrupación: P2

***H0:** No hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos. **H1:** Hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.

Nivel de significancia 95 %; (Alfa) = 0.05 (margen de error)

Como el P- Valor “significado asintótico (bilateral) = 0.620 > 0.05

Concluimos que se acepta la hipótesis nula de que “No hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.”

6.6.4. Comparación del valor de condición de salud de los peces a través del factor de condición de Fulton (K) en *C. virginiae*.

**Probando la normalidad de la población Prueba de Kolmogorov – Smirnov,
para “*Corydoras virginiae*”**

Pruebas de normalidad

Tabla 18. Pruebas de normalidad Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk con el Factor de condición de Fulton en *C. virginiae*

	Kolmogorov-Smirnov			Shapiro-Wilk		
	Estadístic o	gl	Sig.	Estadístic o	gl	Sig.
F3	0,123	60	0,024	0,957	60	0,033

a. Corrección de significación de Lilliefors

***H0:** los datos de la muestra siguen una distribución normal. **H1:** los datos de la muestra no siguen una distribución normal.

Dado que le P- Valor < 0.05, concluimos que se rechaza la hipótesis nula de que “los datos siguen una distribución normal” en consecuencia se acepta que “los datos de la población no siguen una distribución normal” en *Corydoras virginiae*. Es así, que aplicamos la prueba de U de Mann -Whitney para diferencia de medianas de datos no agrupados para *Corydoras virginiae*.

Prueba de U de Mann – Whitney Para *Corydoras virginiae*

Tabla 19. Prueba de U de Mann – Whitney para *Corydoras virginiae*

Estadísticos de prueba ^a	
	factor K de Fulton
U de Mann-Whitney	362,500
W de Wilcoxon	827,500
Z	-1,294
Sig. asintótica(bilateral)	0,196

a. Variable de agrupación: P3

***H0:** No hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos. **H1:** Hay diferencia entre las medianas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.

Nivel de significancia 95 %; (Alfa) = 0.05 (margen de error)

Como el P- Valor “significado asintótico (bilateral) = 0.196 > 0.05, concluimos que se acepta la hipótesis nula de que “No hay diferencia entre las medinas en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.”

El factor de condición de Fulton (K) en *C. reticulatus* y *C. virginiae* donde no se observa diferencias significativas en los 30 especímenes no parasitados analizados respectivamente (K) de 1.8 – 2.7, para *C. reticulatus* y en *C. virginiae* se registró una amplitud de (K) de 1.3 - 2.2. A excepción de *C. acutus* con una amplitud de (K) de 1.1 – 1.9

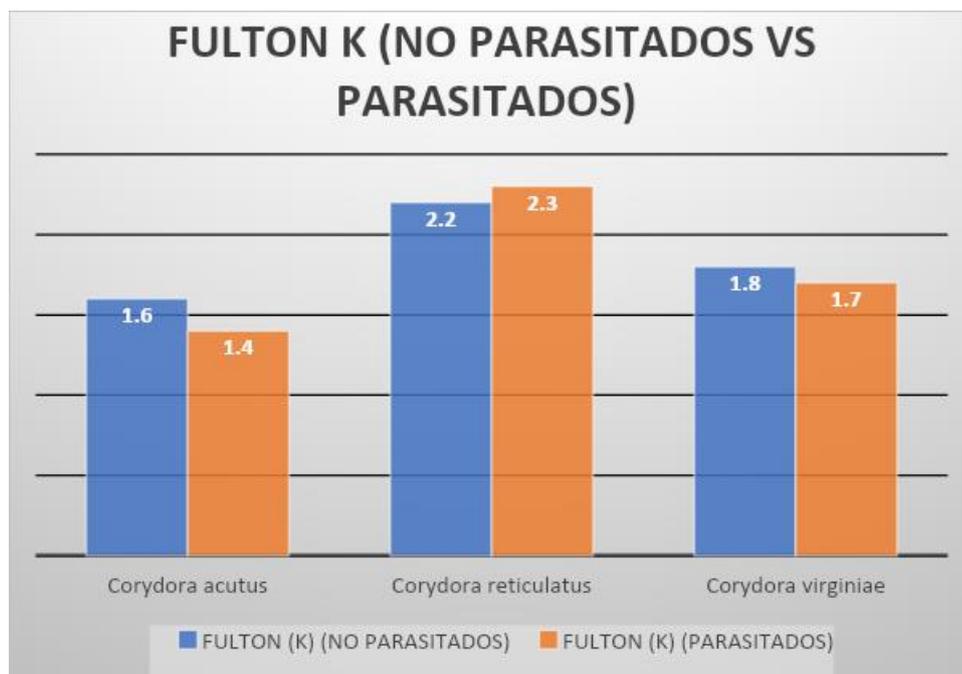


Figura 32. Comparación de Fulton en especies no parasitadas y especies parasitadas de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* colectados en Iquitos-Perú.

VII. DISCUSIÓN

En la actualidad no se ha descrito estudio alguno sobre sanidad en peces ornamentales extraídos de medio natural de la Amazonia Peruana, los cuales son de importancia comercial para exportaciones del mercado local e internacional, si bien es cierto se registró la presencia del SANIPES (El Organismo Nacional de Sanidad Pesquera) para las exportaciones en los centros que expenden peces ornamentales.

En la investigación de los helmintos se ha desarrollado por mucho tiempo en numerosas especies, sin embargo, los helmintos constituyen el principal grupo causantes de importantes parasitosis en peces, tanto marinos como dulceacuícolas y estuarios; aunado a esto se conoce que tienen repercusiones en tres ejes principales: en lo económico, médico y biológico (Pérez *et al.*, 1996; Mendoza, 2020). Cabe mencionar que la realidad en países de estándares desarrollados de sanidad de peces, existen programas sobre control y vigilancia de las enfermedades propias para peces de exportación, que en su frecuencia son a causa de enfermedades de origen parasitarios. Con el estudio de esta investigación se conoció la morfología del parásito *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*, así como el grado de lesiones que causa en el tracto intestinal.

Los nematodos son helmintos endoparásitos y pueden ocasionar grandes pérdidas en peces infectados. Los representantes de los géneros *Camallanus* y *Procamallanus* estos han sido registrados como causantes de problemas sanitarios y daños histopatológicos en distintas especies de peces de la región amazónica (Moravec, 1998; Murrieta y Floríndez, 2018; Rivadeneyra *et al.*, 2020). En el estudio realizado confirmamos lo dicho por Morey, que no se conoce el estado sanitario real y actual para la exportación en el Perú, así mismo, en la investigación

realizada se evidenció que el control antiparasitario es escaso o nulo, provocando una pérdida mayoritaria del producto parasitado.

Piñeros, Quintana y Olaya (2017) en su estudio realizado reportaron que *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* estuvo presente en una alta frecuencia (53.33 – 88.23%) en las *Corydoras metae*. En nuestro estudio se pudo registrar una frecuencia (F) de 87%, 80% y 67% en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* respectivamente para las especies muestreadas. La especie con más carga parasitaria fue *C. acutus*, presentó las lesiones histopatológicas más marcadas en el intestino. Morey y Florindez (2018) mencionan que, obtuvieron un resultado de 90 % y 85% para *C. reticulatus* y *C. virginiae* respectivamente en frecuencia parasitaria, reafirmamos lo dicho por Piñeros, Quintana y Olaya (2017) que puede establecer un riesgo para la salud de los individuos en el transcurso de su confinamiento y traslado de los peces para la exportación.

El estudio realizado en Argentina, Cuenca del Rio Bermejo, se describió la morfología de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* extraídos del intestino de *Corydoras micracanthus* y *C. paleatus*, así mismo, se observó variabilidad morfométrica principalmente en la longitud del esófago glandular (Ailán–Choke 2018). Con respecto al estudio morfométrico realizado se obtuvo una medición promedio en machos en la longitud de la porción glandular de 0.924 – 0.990 mm siendo variable para Ailán–Choke 2018, así mismo, se recomienda que se proponga una clave de especies de *Procamallanus (Spirocamallanus)* del Reino Neotropical.

Kohn y Fernandes en un estudio realizado en 1988 describen los datos morfométricos de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*: Macho: Longitud del

cuerpo 2,16 – 4,67 mm, ancho 0,150 – 0,250 mm. Cápsula bucal de 0,052-0,054 mm de largo y 0,045-0,056 mm de ancho, con 6-8 engrosamientos en espiral. Esófago muscular de 0,228 mm de largo y 0,108 mm de ancho; porción glandular de 0,587 mm de largo y 0,121 mm de ancho. Hembra: Longitud del cuerpo 21,8-26,0 mm, ancho máximo 0,950 – 1,160 mm. Cápsula bucal de 0,060-0,071 mm de largo y 0,049-0,056 mm de ancho, con 9-10 engrosamientos en espiral. Esófago muscular de 0,266-0,296 mm de largo y 0,111-0,135 mm de ancho; esófago glandular unas 3 veces más largo que el muscular, midiendo 0,862-1,045 mm de largo y 0,223-0,229 mm de ancho.

Las características morfométricas observadas en nuestro estudio muestran a *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoi* hembras: Longitud de la cavidad bucal: 0.063 – 0.069 mm de longitud y 0.053 – 0.056 mm de ancho, Esófago muscular de 0.263 -0.394 mm de longitud y 0.121 – 0.154 mm de ancho, porción glandular de 0.986 – 1.160 mm de largo y 0.269 – 0.341 mm de ancho, y la cola puntiaguda de 0.369 – 0.444 mm de largo. En *Procamallanus (S) pintoi* machos: Longitud de la cavidad bucal: 0.051 – 0.056 mm de longitud y 0.052 – 0.054 mm de ancho, Esófago muscular de 0.203 -0.353 mm de longitud y 0.140 – 0.237 mm de ancho, porción glandular de 0.924 – 0.990 mm de largo y 0.197 – 0.263 mm de ancho, y la cola cónica de 0.141 – 0.324 mm de largo.

Un estudio realizado por Chero, J, en Metazoos Parásitos del Bonito en el año 2016, si bien es cierto es una especie marina nos sirve de referencia para el sex. Ratio de los parásitos reportados por el autor, detalla los valores de diversidad alfa según el total y el sexo en el componente comunitario del parásito. Mostrando diferencias

en gran parte de los índices de acuerdo con el sexo del hospedero, presentando estos índices mayores en hembras que machos. En nuestra investigación el Sex. Ratio de *P.(S). pintoi* en *C. acutus* es 0.60 que significa que por cada hembra hay esa 0.60 en machos, *C. reticulatus* es 0.70 y *C. virginiae* fue de 0.64 respectivamente, lo que representa la proporción sexual entre ejemplares machos y hembras.

El estado de salud referente a los peces, dado por el cálculo del factor de condición de Fulton (K) no se observa diferencias significativas en los 30 especímenes parasitados analizados respectivamente para cada especie con una amplitud de (K) de 1.8 - 3.0 para *C. reticulatus* y en *C. virginiae* se registró una amplitud de (K) de 1.2 - 2.5. A excepción de la especie para *C. acutus*, que se obtuvo un resultado de 1.2 - 2.0 en el valor K, corroborado con la prueba T Student con un 95% de confianza se obtuvo que si existe diferencia significativa entre los grupos de peces sanos y los peces parasitados, cabe mencionar, que se comparó el valor de condición de salud, por índice de Fulton, siendo una constante compleja de medir, debido que es necesarios más estudios, porque todos los resultados obtenidos fueron mayores a 1 lo cual significa un aparente presentan un buen estado de salud. Este estudio nos especifica un panorama sobre, si en realidad hay un Endo parasitismo que repercute en la salud de los peces, que a futuro puede originar un impacto negativo en las exportaciones del mercado, adicionalmente, un estudio del ciclo de vida del parasito aclararía dichas constantes, debido que se conocería el tiempo de residencia del parásito en los peces.

Se usó los datos de peso y longitud de especímenes no parasitados respectivamente para cada especie con una amplitud de (K) de 1.8 – 2.7, para *C. reticulatus* y en *C. virginiae* se registró una amplitud de (K) de 1.3 - 2.2. Podemos enfatizar que no hubo diferencia alguna entre ambos grupos analizados (parasitados y no parasitados). A excepción de las *C. acutus*, que “los datos siguen una distribución normal” en consecuencia se usó la prueba T de Student para muestras independientes, llegando a la conclusión de “Existe una igualdad de medias en el “factor K de Fulton” entre los peces parasitados y los peces sanos.” Se sugiere que los peces extraídos del río Amazonas presentan aparentemente buen estado de salud. El autor Andrade et al. (2014) en un estudio hecho reporta un índice de Fulton de 2.10 como un grado que indica una buena salud, dado que, en su caso se trataba de una especie de crianza y fueron alimentados a diario, lo cual reciben condiciones de oferta alimenticia variada y suficiente para mantener un aparente buen estado de salud. Así mismo Schimidt *et al.* (1999) consideran que un pez con buen estado de salud, posee un índice de condición corporal igual o superior a 1. En los resultados obtenidos para *C. acutus*, *C. reticulatus* y en *C. virginiae* todos presentan el valor de Fulton mayor 1. Finalmente, con el estudio de Le Cren *et al.* 1951 se esperaba que los peces que presentaban una cantidad mayor de parásitos presenten un factor de condición menor. En nuestro estudio los datos obtenidos del índice de Fulton, si bien, es cierto presenta un aparente estado de salud óptimo, no guarda relación con el grado de parasitismo en cada especie registrada, recomendando no supeditarnos únicamente con el uso de esta variable de Fulton, debido que, es necesario realizar otros exámenes clínicos importantes para

determinar un buen estado de salud en peces como hematológicos, histopatológicos, inmunológicos entre otros.

La infección del parásito perturba tanto el sistema fisiológico como el de actividades metabólicas del huésped (Madhavi, 2003), por otro lado, Murrieta y Floríndez, 2018 consideran que el parasitismo de *P. (S.) pintoii*, hay un probable daño que afecta el estado de salud de los peces, debido que la dimensión de los peces, y la extensión de los parásitos habitan todo el intestino. En el estudio que hemos realizado en *Corydoras acutus*, *Corydoras reticulatus* y *Corydoras virginiae* se pudo corroborar que efectivamente causan lesiones en el intestino del hospedero siendo las más frecuentes: hiperplasia de enterocitos, hiperplasia de las células caliciformes, infiltración de células inflamatorias, descamación de enterocitos, necrosis, esto permitió clasificar el tipo de lesión según se presentó en una escala de grados que va de escaso a severo (Reimschuessel et al., 1992), siendo la más frecuente, la de tipo moderado en las infiltraciones de células inflamatorias en el intestino.

Un estudio realizado en el 2019 por Ailán–Choke, sobre histopatología, reveló los efectos que genera el *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* en el intestino de *Corydoras micracanthus*, como la destrucción de las vellosidades, junto con otros cambios degenerativos y necrosis afectaría negativamente la absorción en la función del intestino, así como la presencia inflamatoria en los tejidos afectados con células caliciformes que están cubriendo la superficie del intestino en *Corydoras micracanthus*. Así mismo en similitud con nuestro estudio encontró la necrosis de epitelio y destrucción total de la mucosa y submucosa, justo en la región

donde se encontraba la capsula bucal del parásito hembra en área intestinal, enmarcando el daño agudo causado.

Akinsanya et al., (2016), identificó las lesiones como incremento e hiperplasia de células caliciforme e infiltración linfocitaria, su estudio revela lesiones más marcadas llegando a la capa muscular del intestino produciendo pérdidas de células epiteliales, en nuestro estudio las lesiones llegan afectar la mucosa y submucosa produciendo descamación de células epiteliales producidas por la cutícula del parásito en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.

Nuestro registro presenta las lesiones de leve a moderada de hiperplasia del epitelio intestinal. Unos de los factores referenciado podrían deberse, que al estar expuesto a un periodo de ayuno prolongado o por situaciones de estrés dado por la captura y traslado, por ende, generaría variación en la permeabilidad intestinal (Farhadi *et al.*, 2003; Lambert, 2003), sin embargo, Jubb *et al.*, 2007, hace mención que la hiperplasia de los enterocitos y células mucosas podría ser efecto de la presencia del parásito en la mucosa, esto podría considerarse una inmunidad adaptativa. Constatando con nuestro estudio, en la lectura de las muestras para histopatología se evidenció los parásitos con la presencia de mucosa de la pared del intestino, esto debido a una presencia de hiperplasia de enterocitos y células de la mucosa, como una reacción causada a modo de barrera ante la presencia del parásito.

Las células caliciformes en el intestino y su función, no es solo de prevención, su producción se activa cuando hay el daño mecánico, porque son esenciales para prevenir la inflamación intestinal. (Nieto *et al.*,2002).Así mismo, en este estudio se puede confirmar, que casi todas las muestras estaban parasitadas, esto

probablemente haya desencadenado una reacción inflamatoria intestinal, evidenciándose la presencia de las lesiones en su grado más frecuentes: Infiltración de células inflamatorias en 73.3%, 63.3% y 60% , hiperplasia de enterocitos en 90%, 70% y 63.3%, descamación de las células epiteliales 90%, 70% y 63.3%, hiperplasia de las células Caliciformes 76.7%, 66.7% y 50% y necrosis en 70%, 60% y 66.7% en *Corydoras acutus*, *Corydoras reticulatus* y *Corydoras virginiae* respectivamente.

Feist y Longshaw (2008) detallan que el rango de respuestas histopatológicas en parásitos puede variar desde la encapsulación del parásito por la célula huésped a la inflamación aguda, crónica y necrosis. En general, los parásitos intestinales pueden causar oclusión del intestino o afectar la estructura del epitelio intestinal a través de la fijación o la alimentación. Así mismo, Harford y Jones (1994), definen que los efectos patológicos de los helmintos en sus huéspedes y la respuesta inmune de los peces a la infección son dos aspectos importantes de la interacción parásito – huésped, así mismo tomamos la contribución hecha por Moravec. (1998) que detalla que el conocimiento de las diferentes especies de *Camallanidae*, principalmente tomando en cuenta que éstos nemátodos presentan variaciones en su morfología de su cápsula bucal, que causa las lesiones en el área de fijación. A su vez el estudio realizado por Meguid y Eure (1996) afirma que la presencia del nemátodo afecta a la mucosa y submucosa intestinal, debido al daño mecánico – traumático provocado principalmente por la unión del nemátodo a la pared intestinal a través de su cápsula bucal. Algo similar ocurre en el planteamiento de estos autores con nuestro estudio debido que, observamos las estructuras del epitelio intestinal con diversos grados de lesiones desde infiltración de células

inflamatorias a necrosis, esto originado de la fijación del parásito por la cápsula bucal de las hembras al ser hematófagas, y el número de cirros mayores en la capsula bucal siendo 8 a 10.

Thatcher 1991 en su estudio de parásitos de la amazonia, algunos camalánidos pueden ingerir sangre causando anemia en sus huéspedes, como lo ha registrado Ruhela *et al.* 2012, en un estudio donde describe una clara anemia macrocítica, presentando una marcada reducción en el recuento total de eritrocitos en el contenido de hemoglobina en *Clarias batrachus* (Linn.) (Clariidae) infectado por *Procamallanus sp.*

El aporte hecho por Wilson y Kakouli, 2009 menciona que la carga parasitaria cuando está en aumento ocasiona muerte de los peces, esto podría deberse, que en nuestro estudio que las lesiones halladas en tracto intestinal se encontraron entre leves a moderadas en su mayoría y no fueron suficientes para producir mortalidad en los peces y mantener un equilibrio entre el hospedero y el parásito. Adicionalmente, se establecen una inmunidad del pez, llegando a infecciones de parásitos masivos (Martins y Romero, 1996; Cala *et al.*, 2018).

Ortega 2019, menciona que la presencia de parásitos perteneciente a los nemátodos en peces de río, quizás sea por la alta contaminación de estos, así mismo, de los cambios ambientales, presencia de patógenos y condiciones sub-óptimas, así como, nutricionales e inmunológicas, estos factores son determinantes para que los parásitos nemátodos estén presentes en los peces. Así mismo, está documentado que el efecto negativo de los parásitos reduce su estimación comercial, limitando sus poblaciones o produciendo pérdidas en volumen. En concordancia con el autor

muchos peces son descartados como la *C. acutus* que se distingue fácilmente el parásito en la cavidad abdominal, siendo seleccionadas para su comercialización y degradando su valor comercial de los peces parasitados.

VIII. CONCLUSIONES

- El análisis parasitológico identificó la presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoï* en el tracto intestinal de *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.
- Las características morfológicas en *Procamallanus (S.) pintoï* hembra presenta una coloración rojiza por su cualidad hematófaga y en machos: 4 pares de papilas preanales y 2 pares de papilas postanales.
- La presencia de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoï* en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*, se puede catalogar como una especie central; El Sex. Ratio de *P.(S.) pintoï* en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* es de 0.85, 0.65 y 0.73 respectivamente, lo que representa la relación entre ejemplares machos y hembras.
- Se identificaron lesiones histopatológicas intestinales en distintos grados de afección, siendo la más frecuente la de tipo moderado en las infiltraciones de células inflamatorias en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae*.
- Pese a la parasitosis, el factor de condición de Fulton (K) obtenido en *C. acutus*, *C. reticulatus* y *C. virginiae* fue 1.4%, 2.3% y 1.7% respectivamente, encontrándose en un aparente buen estado de salud.

IX. RECOMENDACIONES

- Realizar la cuarentena después de la extracción del medio natural para evitar cruce de enfermedades.
- Aplicar antiparasitarios como medio de tratamiento para evitar la proliferación de *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii*.
- Se requiere la ejecución de métodos diagnóstico eficaces que nos permitan monitorear las poblaciones de peces y hacer una correcta identificación del phylum, siendo oportuno con el control de estos parásitos.
- Priorizar un protocolo de prevención sanitaria ante la posible parasitosis.
- Realizar monitoreos constantes frente a las especies afectadas con el fin de reducir mortalidades.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Ailán-Choke, L. G., Ramallo, G., Davies, D. (2018). Further study on *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *pinto* (Kohn y Fernandes, 1988) (Nematoda: Camallanidae) in *Corydoras paleatus* and *Corydoras micracanthus* (Siluriformes: Callichthyidae) from Salta, Argentina, with a key to congeneric species from Neotropical Realm. *Acta Parasitologica*, 63(3), 595-604.
2. Akinsanya, B., Hassan, A., Adeogun, A. (2016). Pathological changes and description of *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) *aspiralis* Baylis, 1923 from the freshwater fish, *Parachanna obscura* Gunther, 1861. *Journal of Coastal Life Medicine*, 4(9), 693-697.
3. Albrecht, M., Ferreira, M., Caramaschi, E. (2001). Anatomical features and histology of the digestive tract of two related neotropical omnivorous fishes (Characiformes; Anostomidae). *Journal of Fish Biology*, 58(2), 419-430.
4. Alvarado, H., Batanero, C. (2008). Significado del teorema central del límite en textos universitarios de probabilidad y estadística. *Estudios Pedagógicos* 34(2):7- 28.
5. Andrade, F., Abreu, M., Lopes, J., Figueiredo, A., Araripe, M., Ferreira, A. (2014). *Ichthyometry* and electrical bioimpedance analysis to estimate the body composition of tambatinga. *Acta Amazonica*, 44, 279-286.
6. Aparicio-Rizzo, P., Muñoz, G. (2015). Anidamiento en las comunidades de parásitos en peces intermareales de Chile central:¿ Qué tan influyente es la

- longitud corporal del hospedero?. *Revista de Biología Tropical*, 63(4), 995-1005.
7. Arratia, G. (1982). Esqueleto caudal de peces siluriformes y sus tendencias evolutivas (*Diplomystidae* y *Trichomycteridae*). *Bol Mus Nac Hist Nat, Chile*, 39, 49-61.
 8. Atias, A., Neghme, A. (1978). Parasitología clínica. In *Parasitología clínica* (pp. 542-542).
 9. Braunbeck, T., Appelbaum, S. (1999). Ultrastructural alterations in the liver and intestine of carp *Cyprinus carpio* induced orally by ultra-low doses of endosulfan. *Dis. Aquat. Organ.* 36: 183-200.
 10. Briggs, J. (1979). Ostariophysaán zoogeography: an alternative hypothesis. *Copeia*, 111-118.
 11. Buddington, R., Kuz'mina, V. (2000). Digestive system. p.173-179. En: Ostrander GK (Eds.). *Academic Press. The laboratory fish. San Diego.* 1- 330.
 12. Brusca, R., Brusca, G. (2003). *Invertebrates. Sunderland, Massachusetts: Sinauer. Assoc.* 895 p.
 13. Bush, A., Fernandez, J., Esch, G., Seed, J., Ndez, J. (2001). *Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites. Cambridge university press.*
 14. Bush, A., Lafferty, K., Lotz, J., Shostak, A. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 575-583.

15. Bush, A., Holmes, J. (1986). Intestinal helminths of lesser scaup ducks: an interactive community. *Canadian Journal of Zoology*, 64(1), 142-152.
16. Bautista, C., Monks, S., Pulido, G., Rodríguez, A. (2015). Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. *Estudios en biodiversidad*, 1(1), 11-19.
17. Cala, D., Álvarez, N., Muñoz, F., Blanco, C., Aguinaga, J. (2018). Diagnóstico clínico de monogeneos en alevinos de piscicultura intensiva en Arauca. *Intropica*, 57-63.
18. Chero, J., Sáez, G., Iannacone, J., Cruces, C., Alvariño, L., Luque, J. (2016). Ecología comunitaria de metazoos parásitos del bonito *Sarda chiliensis* Cuvier, 1832 (Perciformes: Scombridae) de la costa peruana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 27(3), 539-555.
19. Cinar K., Senol N. (2006). Histological and Histochemical Characterization of the Mucosa of the Digestive Tract in Flower Fish (*Pseudophoxinus antalyae*). *Anat. Histol. Embryol.* (35)147–151.
20. Cuadros, R. (2018). Caracterización ultraestructural del parásito *Rondonia rondoni* y evaluación de lesiones a nivel intestinal asociadas a la presencia en paco (*Piaractus brachypomus*) procedentes de la localidad de Iquitos.
21. David, C.; Ortiz, H.; Vasquez, G.; Perez, M., Preafán, N. (1999). Identificación del nivel trófico y determinación de estadios de madurez gonádica de la especie íctica *Rhamdia wagneri*, en el río Patía, departamento del Cauca, Colombia. *UNICAUCA ciencia* 4.

22. Díaz, F. George-Nascimento, M. (2002). Estabilidad temporal de las infracomunidades de parásitos en la *borrachilla Scartichthys viridis* (Valenciennes, 1836) (Pisces: Blenniidae) en la costa central de Chile
23. Faccioli, C., Chedid, R., do Amaral, A., Vicentini, I., Vicentini, C. (2014). Morphology and histochemistry of the digestive tract in carnivorous freshwater *Hemisorubim platyrhynchos* (Siluriformes: Pimelodidae). *Micron*, 64, 10-19.
24. Ferguson, H. (1989). *Systemic pathology of Fish. A text and atlas of comparative tissue responses in diseases of teleosts.*
25. FAO. (2003). *Reporte mundial sobre las tendencias de la acuicultura e iniciativas relacionadas del departamento de pesquerías. Reporte de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.*
26. Farhadi, A., Banan, A., Fields, J., Keshavarzian, J. (2003). Intestinal barrier: an interface between health and disease. *J Gastroenterol Hepatol* 18: 479-497.
27. Feist, S., Longshaw, M. (2008). Histopathology of fish parasite infections—importance for populations. *Journal of Fish Biology*, 73(9), 2143-2160.
28. Fuller, I., Evers, H. (2005). *Identifying Corydoradinae Catfish.* Verlag A.C.S. GmbH. 384pp.
29. Froese, R.; Pauly, D. (Eds). (2019). *Fish Base. World Wide Web Electronic Publication.* www.fishbase.org, (02/2019).
30. García, C.; Estivals, G.; Mejia, J.; Flores, M.; Angulo, C.; Sánchez, H.; Nolorbe, C.; Chuquipiondo, C.; Castro-Ruiz, D.; García, A.; Ortega, H.;

- Pinedo, L.; Oliveira, C.; Römer, U.; Mariac, C.; Duponchelle, F.; Renno, J.-F. (2021). Peces ornamentales de la Amazonía peruana. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP). Iquitos, Perú, 503 pp.
31. García, M., Charry, A., Jager, M., Hurtado, J., Rosas, G., Ramírez, U., Quintero, M. (2018). Estrategia sectorial de la cadena de productos no maderables del bosque en Caquetá, con enfoque agroambiental y cero deforestación. Publicación CIAT.
 32. Genten, F., Terwinghe, E., Danguy, A. (2009). Atlas of fish histology. CRC Press.
 33. Goater, T., Goater, C., Esch, G. (2014). Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites. Cambridge University Press. 116-129p, 199-211p.
 34. González, M. T., Poulin, R. (2005). Spatial and temporal predictability of the parasite community structure of a benthic marine fish along its distributional range. *International Journal for Parasitology*, 35, 1369-1377.
 35. Gosline, W. (1971). Functional morphology and classification of Teleostean fishes. Univ. Hawaii Press, Honolulu: 1 – 208.
 36. Greenwood, P., Rosen, D., Weitzman, S., Myers, G. (1966). Phyletic studies of teleostean fishes, with a provisional classification of living forms. *Bulletin of the AMNH*; v. 131, article 4.
 37. Grosell, M., Farrell, A., Brauner, C. (2011). The multifunctional gut of fish. Elsevier. 1a ed. UK.

38. Harford, W., Jones A. (1994). Parasitic worms of fish. Taylor and Francis Ltd, London.
39. Jubb, K., Kennedy, P., Palmer, N. (2007). Pathology of domestic animals. 5th ed. USA: Academic Press. 653 p.
40. Kohn, A., Fernandes, B. (1988). Helminth parasites of fishes from the hydroelectric power station of eletrosul (Brazil). I – *Procamallanus petterae* n. sp. and *Spirocamallanus pinto* n. sp. (Nematoda, Camallanidae) from the reservoir of “Salto Osorio”. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, 83(3), 293-298.
41. Kumari, A., Kumar, S., Kumar, A. (2017). Study of Life Compatibility and Growth of Selected Ornamental Fishes under Aquarium in Sanjay Gandhi Biological Park. Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci (2017) 6(12): 3166-3172.
42. Lambert, G. (2003). Stress-induced gastrointestinal barrier dysfunction and its inflammatory effects. Journal of Animal Science. Abstract.
43. Le Cren, E. (1951). The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). The Journal of Animal Ecology, 201-219.
44. Lee DL. (2002). The Biology of Nematodes. School of Biology University of Leeds, UK First published. 1188p.
45. Leyton, S., Muñoz, E., Gordillo, M., Sánchez, G., Muñoz, L., Soto, A. (2015). Estimation of Fulton’s condition factor (k) and the length-weight relationship

- of three fish species present in a sector subjected to environmental stress factors in high Cauca River basin. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 27, 24-31.
46. Madhavi, R. (2003). *Metazoan parasites in fishes*. Aquaculture medicine. Cochin University of Science and Technology, Cochin, 64-68.
47. Malta, J., Thatcher, V., Varella, A. (1982). Metodologia para necropsia peixes da Amazônia.
48. Martins, M., Romero, N (1996). Efectos del parasitismo sobre el tejido branquial en peces cultivados: estudio parasitologico e histopatologico. *Revista brasileira de Zoologia*, 13, 489-500.
49. Mendoza, J. (2020). Helmintofauna de peces de agua dulce del Río Ostuta, Oaxaca.
50. Meguid, M., Eure, H. (1996). Pathobiology Associated with the Spiruroid Nematodes *Camallanus oxycephalus* and *Spinitectus carolini* in the Intestine of *Green Sunfish, Lepomis cyanellus*. *The Journal of Parasitology*, 82(1), 118-123. doi:10.2307/3284126
51. Moravec, F., Prouza, A., Royero, R. (1997). Some nematodes of freshwater fishes in Venezuela. *Folia Parasitologica*, 44: 33-47.
52. Moravec, F. (1998). Nematodos de peces de agua dulce de la región Neotropical. *El mundo académico*, Praga República Checa: el mundo

académico, la Editorial de la Academia de Ciencias de la República Checa. 464 pp.

53. Moravec, F., Wolter J., Körting, W. (1999). Algunos nematodos y acantocefalanos de peces de agua dulce ornamentales exóticas importadas a Alemania. *Folia parasitológica (Praha)* 46, 296-310.
54. Murrieta, G., Florindez, F. (2018). *Procamallanus (Spirocamallanus) pintoii* (Kohn and Fernandes, 1988) (Nematoda: *Camallanidae*) infecting species of *Callichthyidae* from the peruvian Amazon.
55. Murrieta Morey, G. (2019). *Parasitología en peces de la Amazonía: fundamentos y técnicas parasitológicas, profilaxis, diagnóstico y tratamiento.* 100 pp.
56. Nieto, N., Torres, M., Ríos, A., Gil, A. (2002). Dietary polyunsaturated fatty acids improve histological and biochemical alterations in rats with experimental ulcerative colitis. *The Journal of nutrition*, 132(1), 11-19.
57. Oberdorff, T., Diaz, M.; Jezéquel, C., Zuanon, J. (2019). Unexpected fish diversity gradients in the Amazon basin. *Science Advances*:1-9. advances.sciencemag.org/content/5/9/eaav8681.
58. Oropesa, A., Moreno, J., Gómez, L. (2017). Lesiones histopatológicas en peces originadas por la exposición a contaminantes emergentes: recopilando y analizando datos. *Revista de Toxicología*, 34(2), 99-108.

59. Ortega, J. (2019). Prevalencia parasitaria en tres peces comerciales de agua dulce en los ríos de Vinces y Mocache, Ecuador (Bachelor's thesis, Quevedo-UTEQ).
60. Ortiz, N., Iannacone, J. (2008). Estado actual de los peces ornamentales amazónicos del Perú que presentan mayor demanda de exportación. 54-67p.
61. Pérez G, García L, Osorio D., León V. (1996). Helmintos Parásitos de peces de aguas continentales de México. México. Edición Ilustrada.
62. Perry, R., Wharton, D. (Eds.). (2011). Molecular and physiological basis of nematode survival. CABI.
63. Plaul, S., Barbeito, C., Díaz, A. (2016). Histochemical differences along the intestine of *Corydoras paleatus* (Siluriformes: Callichthyidae). Revista de Biología Tropical, 64(1), 327-340.
64. Piñeros, A., Quintana., V, Olaya (2017). Parámetros de infección de *Procamallanus* (*Spirocamallanus*) cf. *pinto* en *Corydoras metae* de Villavicencio, Colombia. La Técnica, (18), 49-57.
65. Poulin, R. (1996). Richness, nestedness, and randomness in parasite infracommunity structure. Oecologia, 105, 545-551.
66. PRODUCE (2018) Resolución Ministerial N° 557-2018-PRODUCE. (s. f.). Recuperado 12 de diciembre de 2021, de <https://www.gob.pe/institucion/produce/normas-legales/223618-557-2018-produce>.

67. Reimschuessel, R., Bennett, R., Lipsky, M. (1992). Communications: a classification system for histological lesions. *Journal of aquatic animal health*, 4(2), 135-143.
68. Rivadeneyra, L., Mertins, O., Cuadros, R, Malta, C., de Matos, V., Mathews, P. (2020). Histopathology associated with infection by *Procamallanus (Spirocamallanus) inopinatus* (Nematoda) in farmed *Brycon cephalus (Characiformes)* from Peru: a potential fish health problem. *Aquaculture International*, 28(2), 449-461.
69. Rychlinski, R., Deardorff, T. (1982). Disease prevention and control. *Spirocamallanus*: a potential fish health problem. *Fresh Mar Aquar* 5: 22-23, 79-83.
70. Rombout, J., Abelli, L., Picchietti, S., Scapigliati, G., Kiron, V. (2011). Teleost intestinal immunology. *Fish & shellfish immunology*, 31(5), 616-626
71. Ruhela, S., Pandey, A., Khare, A. (2012). Hematological, biochemical and histopathological changes in *Clarias batrachus* (Linn.) induced by experimental *Procamallanus* infection. *Biochemical and Cellular Archives*, 12(1), 189-204.
72. Sánchez, H., García, A., Vásquez, J., Alcántara, F. (2011). Peces ornamentales amazónicos: catálogo 2011.
73. Schramm, M., Behrens, A., Braunbeck, T., Eckert, H., Köhler, H., Konradt, J. (1999). Cellular histological and biochemical biomarkers. En: *Retrospective Collection*. Trans Tech Publications. p. 33-64.

74. Schmidt, H., Bernet, D., Wahli, T., Meier, W., Burkhardt-Holm, P. (1999). Active biomonitoring with brown trout and rainbow trout in diluted sewage plant effluents. *Journal of Fish Biology*, 54(3), 585-596.
75. Silva, O., Tavares M., Fernandes, J. (2011). Helminthes parasitizing *Semaprochilodus insignis* Jardine, 1841 (Osteichthyes: *Prochilodontidae*) from the central Amazonia (Brazil), and their relationship with the host. *Neotrop Helminthol* 5: 225-233.
76. Stephens, F., Jones, J., Hillier, P. (2007). Ornamental fish testing project. Final Report. Department of Agriculture, Fisheries and Forestry. Biosecurity. Australian Government.
77. Swing, C. (1985). Ichthyofauna survey of Tumi Chucua, a lake in Amazonian Bolivia (Master of Science Thesis). Auburn University, Auburn, AL, USA.
78. Tello, M., Cánepa, J. (1991). Estado actual de la explotación de los principales peces ornamentales de la Amazonía Peruana. *Folia Amazónica*, 3(1-2), 107-128.
79. Thatcher, V., (1991). Amazon Fish Parasites. *Amazoniana*, 11: 263-572.
80. Terán, H., Ramallo, G., Alcaide, M. (2004). Efectos producidos por *Procamallanus*. *Acta zoológica lilloana*, 48(1-2), 123-135.
81. Tribskorn, R., Köhler, H., Zahn, T., Vogt, G., Ludwig, M., Rumpf, S., Kratzmann, M., Alberti, G., Storch, V. (1991) Invertebrate cells as targets for hazardous substances. *Z. Angew. Zool.*; 78: 277-287.

82. Torres, M., Sosa, T. (2002). Aparato digestivo. Atlas de Histopatología de Vertebrados. Universidad Nacional Autónoma de México. p 71-79.
83. Torres, D. (2011). El sistema digestivo de peces teleósteos.
84. Tyler, A., Dunn, R. (1976). Ration, growth, and measures of somatic and organ condition in relation to meal frequency in winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus*, with hypotheses regarding population homeostasis. Journal of the fisheries board of Canada, 33(1), 63-75.
85. Williams, H. (1967). Helminth diseases of fish. Helminthological Abstracts 36: 261-295.
86. Wilson, M., Khakouli, T. (Eds.). (2009). Nematodes as environmental indicators. CABI.
87. Zamora S, Rubio V. (2009). La digestión de los peces. La nutrición y alimentación en piscicultura. Fundación Observatorio Español de Acuicultura.

XI. ANEXOS

Anexo 1. Zona de extracción de las muestras: Isla de Sapo Playa - Iquitos



Anexo 2. Protocolo de muestreo en el centro Acopio de peces y prevención de Covid-19

Ante la pandemia por Covid 19, se llevó a cabo todas las medidas de protección, desinfección, para evitar la transmisión y diseminación del Covid-19, para mantener la línea de sanidad íntegra de la persona que llevó a cabo el muestreo.

Materiales:

Uso Equipada de Protección Personal (EPI):

- Guantes de látex
- Mascarillas N95
- Lentes de bioseguridad
- Botas de jebe blancas
- Bata descartable

Material De Desinfección:

- Alcohol al 75%
- Trapos descartables

Material Para El Transporte De Los Peces:

- Bolsas de propileno
- Aireador
- Etiquetas de identificación para cada especie de *Corydoras*

Procedimiento:

1. Para la obtención de las muestras del Mercado del centro de Acopiadores de Loreto, se hizo uso de Equipos de Protección Personal (EPI), previa desinfección con alcohol al 75 %, de las superficies de botas y guantes. El dinero se llevó aparte en una bolsita desinfectado, para realizar los pagos.

2. Se entregó las bolsas de propileno y el aireador, al vendedor, para el despacho de los peces.
3. Se procedió a entregar el dinero de la bolsita para el cambio, donde fue retornado el vuelto a la misma bolsa.
4. Procedimos a recibir las bolsas con los especímenes de las muestras de *Corydoras* del género Callictidos, donde fueron rotularemos los datos en la muestra colectadas.
5. Con el transporte privado se retornó al laboratorio del IIAP, con las muestras colectadas.
6. procedimos a la desinfección de nosotros mismos con alcohol al 75%, y las muestras serán puestas en cuarentena una semana, en acuarios del laboratorio del IIAP, para su acondicionamiento y observación.

Anexo 3. Protocolo de Necrosis.

PROTOCOLO DE NECROSIS		
Datos del productor:		
Dirección:		
Fecha:		
Nombre común:	Nombre Científico:	Nº de especímenes
Sexo:	Peso:	Longitud:
Tipo de muerte:		Tipo de Muestra:
Natural	Animal vivo	Eutanasia: ()
HISTORIA CLINICA		
1. Signos clínicos		
2. Tratamientos:		
3. Control en la calidad de agua:		
4. Alimentación:		
5. Observaciones:		
6. Otro:		

Anexo 4. Proceso de realización de la investigación de la tesis.



Muestreo de los principales centros de acopio de Iquitos



Las muestras fueron analizadas en el Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana – Iquitos.



Aclimatización de los peces en acuarios



Anestesia de los peces



Toma de datos morfométricos del pez.



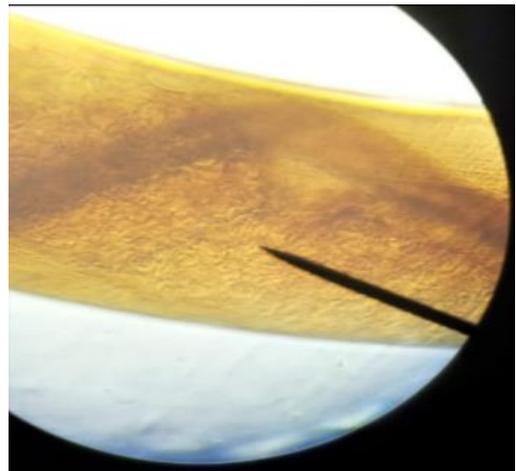
Observación del intestino en el estereoscópico



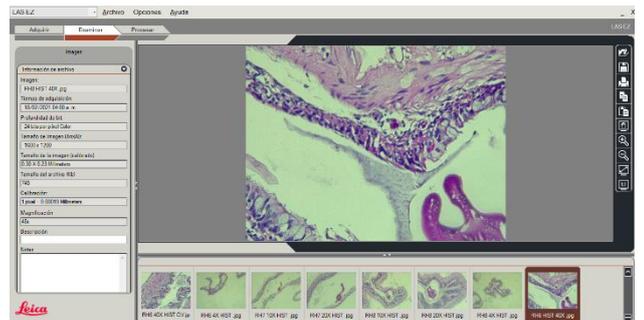
Muestra de intestino de *C. acutus* parasitada con *P.(S). pintoii*



Medición del parásito en el programa Leica.



P.(S). pintoii hembra grávida.



Lecturas para histopatología en el programa

Anexo 5. Protocolo para el estudio histopatológico

En el laboratorio de IIAP se obtuvo las muestras para realizar el estudio histopatológico de los tejidos (etapa analítica). El protocolo indicó los pasos y criterios de muestreo de tejidos para histopatología, que permitió un análisis indicado de la muestra remitidas al Laboratorio de Parasitología de la facultad de Veterinaria de la Universidad Peruano Cayetano Heredia.

Pasos para la obtención de muestras

Las 30 muestras para el análisis histopatológico por especie obtenidas de la porción intestinal de las *Corydoras* afectadas por el parásito se depositaron y mantuvo en frascos que cumplan con los siguientes pasos:

- Transparentes, tapa rosca y boca ancha.
- El corte de la muestra se colocó en el frasco con formalina tamponada al 10% esta solución debe cubrir la muestra por todas sus caras.
- El frasco contenido de la formalina se depositó la muestra de tejido, porque esto evitó que el tejido quede adherido a la superficie de las paredes del envase, sin quedar en contacto con la formalina.

* LA PERSONA QUE TOMA LA MUESTRA: usó equipos con protección para evitar accidentes con sangre, fluidos corporales y derrames de formalina.

1. Rotulación de la muestra: se ejecuta en el frasco, evitando de hacerlo en la TAPA.

Nombre común y/o nombre científico • Fecha • Tejido • Procedencia

2. Transporte de las muestras histopatológicas.

Las muestras fueron puestas con su debido orden de solicitud de estudio histopatológico con la identificación ya mencionada. Estos frascos se embalaron con cinta de sellado autoadhesiva para protección anti derrame.

3. Criterios de rechazo de muestra: en el estudio se tuvo el debido cuidado en el tratamiento de las muestras, donde no se generó rechazo de alguna muestra. Puntos a considerar para el rechazo de las muestras:

- Rotulación CARENTE.
- Muestras en mal estado, ya sea mal fijadas.
- Uso de fijador no adecuado

Recolección y posterior fijación

1. Pasos para la toma de los tejidos

1.1. Para la obtención de la muestra inmediatamente después de la muerte del pez, para ello se usó equipo de disección y se procedió a realizar cortes netos.

1.2. Se trató que las muestras no se dessequen para ello se usó suero fisiológico o agua destilada.

1.3. Luego de obtener los cortes de los de tejido, éstas muestras fueron manipuladas con cuidado, para su mejor lectura es recomendable que cuente una dimensión indicada de 0,5 μm y su extensión suficiente para determinar su origen, así facilitar la acción del fijador.

1.4. Los trozos incluyeron una porción macroscópicamente normal, la que sirvió para identificar el órgano, y una porción patológica. Esto ayudó a identificar un tejido normal y se pudo identificar las lesiones con la ayuda del microscopio óptico de luz de marca Leica DM750.

2. Fijación de las muestras

2.1. Las muestras fueron colocadas rápidamente en un líquido fijador, como una solución de formalina al 10% tamponada, en volumen de 5 a 10 veces superior al trozo de tejido fijado.

2.2. Es recomendable primero colocar el fijador en el frasco y posteriormente los tejidos, e impedir que las muestras se adhieran a las paredes del envase, ocasionando que la muestra se distorsione.

2.3. La solución de formalina al 10% se neutralizó, agregando 1g de tiza (carbonato de calcio) por un litro de la solución preparada, para evitar la formación de

hematina ácida (pigmento negro), para aquellos tejidos con presencia de gran cantidad de sangre.

3. Envasado de la muestra

3.1.En la colecta de las muestras se usó frascos de boca ancha, para facilitar la extracción de la muestra del frasco.

3.2.Las muestras en este caso se fijaron en el mismo envase.

3.3. Se rotuló los frascos, siguiendo el protocolo del laboratorio donde va dirigido para su posterior envío a FAVEZ de la Universidad Peruana Cayetano Heredia, para el análisis histológico.

Anexo 6. Frecuencia de las alteraciones histológicas del intestino, según el tipo de trastorno y su grado de afección, en *Corydoras acutus*, *Corydoras reticulatus* y *Corydoras virginiae*.

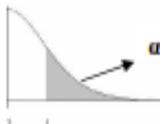
TIPO DE LESIONES	GRADO DE AFECCIÓN					TOTAL	ALTERACIÓN
	NORMAL	ESCASO I	LEVE II	MODERADO III	SEVERO IV	F	PORCENTAJE (%)
INFLAMATORIOS							
Infiltración transepitelial de linfocito							
Infiltración de células inflamatorias							
ADAPTACIÓN							
Hiperplasia de las células Caliciformes							
Hiperplasia de enterocitos							
DEGENERATIVOS							
Necrosis							
Descamación de las células epiteliales							

Anexo 7. Tabla de valores críticos de la distribución t de Student



Niveles de Significancia DOS COLA

	0.500	0.250	0.200	0.100	0.050	0.025	0.020	0.010	0.005
1	1.00	2.41	3.08	6.31	12.71	25.45	31.82	63.66	127.32
2	0.82	1.60	1.89	2.92	4.30	6.21	6.96	9.92	14.09
3	0.76	1.42	1.64	2.35	3.18	4.18	4.54	5.84	7.45
4	0.74	1.34	1.53	2.13	2.78	3.50	3.75	4.60	5.60
5	0.73	1.30	1.48	2.02	2.57	3.16	3.36	4.03	4.77
6	0.72	1.27	1.44	1.94	2.45	2.97	3.14	3.71	4.32
7	0.71	1.25	1.41	1.89	2.36	2.84	3.00	3.50	4.03
8	0.71	1.24	1.40	1.86	2.31	2.75	2.90	3.36	3.83
9	0.70	1.23	1.38	1.83	2.26	2.69	2.82	3.25	3.69
10	0.70	1.22	1.37	1.81	2.23	2.63	2.76	3.17	3.58
11	0.70	1.21	1.36	1.80	2.20	2.59	2.72	3.11	3.50
12	0.70	1.21	1.36	1.78	2.18	2.56	2.68	3.05	3.43
13	0.69	1.20	1.35	1.77	2.16	2.53	2.65	3.01	3.37
14	0.69	1.20	1.35	1.76	2.14	2.51	2.62	2.98	3.33
15	0.69	1.20	1.34	1.75	2.13	2.49	2.60	2.95	3.29
16	0.69	1.19	1.34	1.75	2.12	2.47	2.58	2.92	3.25
17	0.69	1.19	1.33	1.74	2.11	2.46	2.57	2.90	3.22
18	0.69	1.19	1.33	1.73	2.10	2.45	2.55	2.88	3.20
19	0.69	1.19	1.33	1.73	2.09	2.43	2.54	2.86	3.17
20	0.69	1.18	1.33	1.72	2.09	2.42	2.53	2.85	3.15
21	0.69	1.18	1.32	1.72	2.08	2.41	2.52	2.83	3.14
22	0.69	1.18	1.32	1.72	2.07	2.41	2.51	2.82	3.12
23	0.69	1.18	1.32	1.71	2.07	2.40	2.50	2.81	3.10
24	0.68	1.18	1.32	1.71	2.06	2.39	2.49	2.80	3.09
25	0.68	1.18	1.32	1.71	2.06	2.38	2.49	2.79	3.08
26	0.68	1.18	1.31	1.71	2.06	2.38	2.48	2.78	3.07
27	0.68	1.18	1.31	1.70	2.05	2.37	2.47	2.77	3.06
28	0.68	1.17	1.31	1.70	2.05	2.37	2.47	2.76	3.05
29	0.68	1.17	1.31	1.70	2.05	2.36	2.46	2.76	3.04
30	0.68	1.17	1.31	1.70	2.04	2.36	2.46	2.75	3.03
31	0.68	1.17	1.31	1.70	2.04	2.36	2.45	2.74	3.02
32	0.68	1.17	1.31	1.69	2.04	2.35	2.45	2.74	3.01
33	0.68	1.17	1.31	1.69	2.03	2.35	2.44	2.73	3.01
34	0.68	1.17	1.31	1.69	2.03	2.35	2.44	2.73	3.00
35	0.68	1.17	1.31	1.69	2.03	2.34	2.44	2.72	3.00
36	0.68	1.17	1.31	1.69	2.03	2.34	2.43	2.72	2.99
37	0.68	1.17	1.30	1.69	2.03	2.34	2.43	2.72	2.99
38	0.68	1.17	1.30	1.69	2.02	2.33	2.43	2.71	2.98
39	0.68	1.17	1.30	1.68	2.02	2.33	2.43	2.71	2.98
40	0.68	1.17	1.30	1.68	2.02	2.33	2.42	2.70	2.97



Niveles de Significancia UNA COLA

	0.250	0.125	0.100	0.050	0.025	0.013	0.010	0.005	0.003
--	-------	-------	-------	-------	-------	-------	-------	-------	-------