



UNIVERSIDAD
SAN SEBASTIAN
VOCACIÓN POR LA EXCELENCIA

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA
SEDE DE LA PATAGONIA**

**DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA Y MICROSCÓPICA DE QUISTES
PARASITARIOS DE CESTODOS, ENCONTRADOS EN
EJEMPLARES DE PUDÚ (*Pudu puda*), INGRESADOS ENTRE LOS
AÑOS 2016-2024, A LA UNIDAD DE MORFOLOGÍA Y
DIAGNÓSTICO**

MEMORIA DE TÍTULO COMO UNO DE LOS REQUISITOS PARA OPTAR AL
TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO

Profesor guía: Dr. Frank Alexis Vera Otárola
Estudiante: Catalina Andrea Schmauck Lizama

Puerto Montt, Chile

2025

DERECHO DE AUTOR

© Catalina Andrea Schmauck Lizama. Se autoriza la reproducción parcial o total de esta obra con fines académicos, por cualquier forma, medio o procedimiento, siempre y cuando se incluya la cita bibliográfica del documento.

Puerto Montt, Chile

2025

HOJA DE CALIFICACIÓN

En Puerto Montt, el 10 de julio, de 2025 los abajo firmantes, dejan constancia que el (la) estudiante Catalina Andrea Schmauck Lizama de la carrera o programa de Medicina Veterinaria, ha aprobado la tesis o memoria de título para optar al título o grado académico de Médico Veterinario con una nota de 6,8



Dr. Frank Vera



Dra. Margarita González



Mg. Jazmín Muena

DEDICATORIA

Dedicado para mi yo pequeña, la cual que, con amor por los animales, comenzó a construir este sueño. Esta tesis es el resultado de años de esfuerzo y dedicación, la cual me ha llevado hasta aquí, a un paso de convertirme en profesional.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, quiero expresar mi más sincero agradecimiento a mi familia. A mis padres, quienes siempre han estado a mi lado con su amor incondicional, apoyo y confianza. Gracias por creer en mí, por todo el sacrificio que han hecho y su constante presencia en este camino.

A mis amigas, por ser ese refugio de risas, comprensión y apoyo. Gracias por los aprendizajes compartidos, por la compañía en las largas horas de estudio y por su amistad. Sin su constante apoyo durante todo este proceso, sin duda, no habría sido posible llegar hasta aquí.

A mis mascotas, por ser una fuente constante de inspiración, aliento y amor. Por ellos elegí esta hermosa carrera. Son mi recordatorio diario de que el amor incondicional también impulsa a seguir nuestros sueños.

A todas las personas que han participado directa o indirectamente en este proceso, ya sea a través de sus consejos, apoyo o simplemente creyendo en mi capacidad para alcanzar mis metas. Gracias a ustedes, que me han acompañado a lo largo de este camino, ya sea de cerca o a la distancia.

También quiero hacer una mención especial agradeciendo a la Tecnóloga médica Jeraldine Poveda, por su entrega de conocimientos, paciencia y constante apoyo durante el proceso práctico de este estudio, el cual fue fundamental.

Finalmente, quiero agradecer a mi profesor guía, Frank Vera, por su paciencia, dedicación y su valioso conocimiento, su disposición para guiarme en cada paso ha sido fundamental para la realización de mi memoria de título y mi desarrollo como futura profesional. Estoy profundamente agradecida por su orientación y por siempre estar dispuesto a ayudarme a mejorar.

TABLA DE CONTENIDO

DERECHO DE AUTOR	i
HOJA DE CALIFICACIÓN	ii
DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT.....	x
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Características generales del pudú y distribución	1
1.2. Conducta, reproducción y alimentación	1
1.3. Estado de conservación y principales amenazas.....	2
1.3.1. Miopatía por captura	2
1.3.2. Mordidas de perros	2
1.3.3. Atropellos	3
1.3.4. Enfermedades infecciosas y parasitarias	3
1.4. Definición de enfermedad parasitaria.....	4
1.5. Principales enfermedades parasitarias que afectan al pudú	4
1.5.1. Trematodos	5
1.5.2. Nematodos.....	5
1.5.3. Cestodos	6
1.6. Cestodos descritos en pudú	6
1.7. Técnicas diagnósticas y hallazgos macroscópicos y microscópicos en cestodos.	7
2. HIPÓTESIS.....	9
3. OBJETIVOS	10
3.1. Objetivo general	10
3.2. Objetivos específicos.....	10
4. MATERIALES Y MÉTODOS	11
4.1. Tipo de estudio	11

4.2. Criterios de inclusión y exclusión	11
4.3. Materiales.....	11
4.3.1. Materiales para realizar una necropsia	12
4.3.2. Materiales para realizar histopatología	12
4.3.3. Clasificación Taxonómica	13
4.4. Métodos.....	13
4.4.1. Necropsia.....	13
4.4.2. Proceso histopatológico	15
4.4.3. Taxonomía Cestodos.....	17
4.4.4. Análisis estadístico	19
4.4.5. Análisis descriptivo	20
5. RESULTADOS.....	21
5.1 Caracterización macroscópica	21
5.2 Caracterización microscópica.....	23
6. DISCUSIÓN.....	33
6.1. Objetivo 1	33
6.1.1. Caracterización macroscópica	33
6.1.2. Caracterización microscópica	34
6.2. Objetivo 2	35
6.2.1. Clasificación taxonómica.....	35
6.3. Objetivo 3 y 4	36
6.3.1. Prevalencia de quistes parasitarios en órganos y cavidades	36
7. CONCLUSIONES.....	38
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39
9. ANEXOS	44
6.1. Anexo 1. Adaptación de Procedimientos Técnicos de “Manual de procedimientos del laboratorio de histopatología veterinaria”, por J. Muena, y F. Vera, 2021	44
6.2. Anexo 2. Mediciones morfológicas de las diferentes especies de <i>C. tenuicollis</i> previamente detectadas, por G. Cengiz, G. Tenekeci y N. Bilgen, 2019.....	48
6.3. Anexo 3. Tabla de contingencia para análisis estadístico, año 2024, elaboración propia	48
6.4. Anexo 4. Extracto del convenio Servicio Agrícola y Ganadero - Centro de rehabilitación de fauna silvestre de la Universidad San Sebastián	49
6.5. Anexo 5. Certificado de uso de muestras ONG Chiloé Silvestre.....	50
6.6. Anexo 6. Carta Gantt, desarrollo metodológico de memoria de título, año 2025, elaboración propia.....	51

6.7. Anexo 7. Medición de largo y ancho en quistes parasitarios de cestodos, encontrados en cavidades y órganos de ejemplares de pudú, año 2025, elaboración propia	52
6.8. Anexo 8. Resultado del análisis estadístico Chi-cuadrado, para evaluar la asociación entre la presencia de quistes parasitarios y la localización anatómica en ejemplares de pudú, año 2025, elaboración propia	53

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Promedio general de largo y ancho de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.....	22
Tabla 2. Promedio de largo y ancho de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica y origen del caso en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.....	22
Tabla 3. Resultados de la identificación molecular de quistes parasitarios encontrados en ejemplares de pudú. Fuente: Elaboración propia, 2015.	28
Tabla 4. Prevalencia general de quistes parasitarios de cestodos en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.	29
Tabla 5. Prevalencia de quistes parasitarios de cestodos en órganos y cavidades de ejemplares de pudú, analizados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.30	30
Tabla 6. Frecuencia de presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos según órgano, cavidades y más de una presentación en ejemplares de pudú, evaluados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.	31

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. (B) Necrosis y hemorragia concéntrica (*) en el trayecto de migración del parásito (Abdollahi et al., 2023).....	19
Figura 2. (C) Abundante aumento del tejido conectivo alrededor del parásito (flecha), hepatocitos (punta de flecha) (Abdollahi et al., 2023).....	19
Figura 3. Morfología de quistes parasitarios encontrados en cavidad. (A) Forma ovalada, (B) y (C) Forma esférica. Fuente: elaboración propia, 2025.....	23
Figura 4. (A) Estructura quística, cisticerco viable (flecha), fibras musculares cardíacas (*). H&E. 4X. (B) Canales espirales (*). H&E. 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.....	24
Figura 5. (A) Estructura quística, cisticerco viable (flecha). H&E. 4X. (B) Infiltrado inflamatorio linfoplasmocitario y eosinofílico (*). H&E. 10X. Fuente: elaboración propia, 2025.	24
Figura 6. (A) Canales espirales (flecha). H&E. 10X. (B) Cuerpos calcáreos (*). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.	26
Figura 7. (A) y (B) Ganchos del parásito (círculo). H&E. 4X y 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.....	28
Figura 8. Corte histológico a mayor profundidad. (A) y (B) Ganchos del parásito (círculo). H&E. 4X y 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.	28
Figura 9. Distribución porcentual de individuos positivos y negativos a quistes parasitarios de cestodos en pudú evaluados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.	29
Figura 10. Distribución porcentual de quistes parasitarios de cestodos según órganos, cavidades y más de una presentación, en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.....	30
Figura 11. Distribución de la presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.	32

RESUMEN

El pudú (*Pudu puda*) es el ciervo más pequeño del mundo, endémico de los bosques templados de Chile y Argentina. En los últimos años, la población de esta especie ha disminuido por causas antropogénicas, pérdida de bosques y fragmentación del hábitat, como consecuencia de esto, ha quedado más susceptible a transmisión de enfermedades parasitarias por el estrecho contacto con animales domésticos. El objetivo de este estudio es describir los quistes parasitarios de cestodos, hallados en ejemplares de pudú recibidos en la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario de la Universidad San Sebastián, entre los años 2016 y 2024. El análisis se realizó a través de necropsias para la evaluación macroscópica y mediante técnicas histopatológicas para el estudio microscópico, además de llevar a cabo la clasificación taxonómica para la identificación de los cisticercos. Luego de analizar 165 casos, los resultados evidenciaron 50 casos positivos a la presencia de quistes parasitarios, lo cual corresponde a un 30,3% del total de los casos. La mayoría de estos quistes se localizaron en cavidades torácica y abdominal (66%), con un tamaño promedio significativamente mayor que los encontrados en órganos. Histológicamente, los quistes presentaron cápsulas de tejido conectivo que contenían larvas viables compatibles con *Cysticercus tenuicollis* (estado larval de *Taenia hydatigena*). La caracterización taxonómica mediante histopatología e identificación molecular determinó la presencia de *T. hydatigena*, *T. omissa* y *T. serialis*. Los resultados estadísticos evidenciaron una asociación significativa entre la localización anatómica y la presencia de quistes, destacando una preferencia del parásito por superficies serosas de las cavidades. Este estudio logró identificar 3 especies diferentes de *Taenias spp.* presentes en pudú (*Pudu puda*). Considerando los resultados obtenidos y la escasa investigación existente sobre las enfermedades parasitarias causadas por cestodos en especies vulnerables como el pudú, es esencial realizar más estudios científicos que profundicen este tema, dado que muchas de estas enfermedades pueden representar un problema en la salud pública, por su potencial zoonótico.

Palabras claves: *Pudu puda*, enfermedades parasitarias, *Taenias spp.*, Chile.

ABSTRACT

The pudú (*Pudu puda*) is the smallest deer in the world, endemic to the temperate forests of Chile and Argentina. In recent years, the population of this species has decreased due to anthropogenic causes, loss of forests and habitat fragmentation, as a consequence of this, it has become more susceptible to transmission of parasitic diseases due to close contact with domestic animals. The aim of this study is to describe the parasitic cysts of cestodes, found in pudú specimens received at the Veterinary Morphology and Diagnosis Unit of the Universidad San Sebastián, between 2016 and 2024. The analysis was carried out through necropsies for macroscopic evaluation and histopathological techniques for microscopic study, in addition to taxonomic classification for the identification of cysticerci. After analyzing 165 cases, the results showed 50 positive cases for the presence of parasitic cysts, which corresponds to 30.3% of the total cases. Most of these cysts were located in the thoracic and abdominal cavities (66%), with an average size significantly larger than those found in organs. Histologically, the cysts presented capsules of connective tissue containing viable larvae compatible with *Cysticercus tenuicollis* (larval stage of *Taenia hydatigena*). Taxonomic characterization through histopathology and molecular identification determined the presence of *T. hydatigena*, *T. omissa*, and *T. serialis*. Statistical results showed a significant association between anatomical location and the presence of cysts, highlighting a preference of the parasite for serous surfaces of the cavities. This study identified 3 different species of *Taenias* spp. present in pudú (*Pudu puda*). Considering the results obtained and the scarce existing research on parasitic diseases caused by cestodes in vulnerable species such as the pudú, it is essential to conduct more scientific studies that delve into this topic, given that many of these diseases can pose a problem for public health due to their zoonotic potential.

Keywords: *Pudu puda*, parasitic diseases, *Taenias* spp., Chile.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Características generales del pudú y distribución

El pudú o pudú del sur (*Pudu puda*, Molina 1782), es uno de los ciervos más pequeños del mundo (Hershkovitz, 1982), debido a su baja altura de hombros, la cual es de alrededor de 30-40 cm y su peso corporal que no supera los 15 kg (Jiménez, 2010). Las hembras son más pequeñas que los machos. Estos últimos desarrollan cornamentas cuando alcanzan un año, renovándose anualmente (Iriarte, 2008). Su pelaje es marrón, con áreas más oscuras en la región media del dorso, y los cervatillos presentan manchas amarillas, las cuales no se encuentran a partir de los tres meses de edad aproximadamente (Iriarte, 2008).

Es endémico de los bosques templados de Chile y Argentina (Colihueque et al., 2020). En Chile se distribuyen desde la VII a la XI (Región del Maule a la Región de Aysén), incluyendo la Isla de Chiloé (X Región de los Lagos), ubicándose desde el nivel del mar hasta los 1700 metros de altitud (Silva-Rodríguez et al., 2016).

1.2. Conducta, reproducción y alimentación

Se describe al pudú como un animal sedentario, cauteloso y solitario, su pelaje le permite adaptarse al camuflaje dentro del bosque. La madurez sexual de ambos ejemplares (macho y hembra) ocurre después del año de vida, entre los 15 y 18 meses de edad. El período durante el cual se aparea es en época de otoño y entre los meses de marzo y abril, se puede apreciar a la cría en compañía de la hembra (Hershkovitz, 1982; Reyes et al., 1988). La duración de la gestación es de 202 a 233 días aproximadamente, en donde nace una única cría (Iriarte, 2008), la cual presenta un peso que varía entre los 700 y 1100 gramos (Reyes et al., 1988). Es herbívoro, por ende, su dieta se basa principalmente en helechos, arbustos, frutos y flores. También consume de las orillas o áreas más abiertas del bosque, plantas de alto crecimiento, compuestas por hojas jóvenes, y brotes de árboles (Iriarte, 2008; Jiménez, 2010).

1.3. Estado de conservación y principales amenazas

Su estado de conservación según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN 2016), es de casi amenazado. Sin embargo, en Chile según los datos actualizados el 2024, el Reglamento de Clasificación de especies (RCE) considera al pudú como vulnerable.

En los últimos años, la tasa de población de pudú ha disminuido principalmente debido a causas antropogénicas, pérdida de bosques y la fragmentación del paisaje (Muñoz-Caro et al., 2024). Por otro lado, las poblaciones de estos ejemplares son depredadas de forma natural por el puma (*Puma concolor*), el zorro chilla (*Lycalopex griseus*) y el zorro culpeo (*Lycalopex culpaeus*) (Iriarte, 2008).

1.3.1. Miopatía por captura

Por otro lado, la población de estos ejemplares se ve perjudicada por causas como la miopatía por captura, la cual se define como un síndrome producido en el proceso de control, manipulación y transporte de animales silvestres, en donde los altos niveles de estrés pueden generar una serie de cambios fisiológicos como el uso prolongado del metabolismo anaeróbico, produciendo grandes cantidades de ácido láctico, acidosis metabólica severa y necrosis muscular secundaria. Para evitar la aparición de esta enfermedad lo óptimo es la prevención, métodos de contención que utilizan sustancias químicas, como la xilacina y algunos neurolépticos (Lannes et al., 2010).

1.3.2. Mordidas de perros

El daño a la biodiversidad causado por perros asilvestrados (*Canis lupus familiaris*) se encuentra definido a nivel mundial (Young et al., 2011). En Chile se ha registrado que una de las causas basales de muerte en pudú (*Pudu puda*) es el ataque de perros (Silva-Rodríguez et al., 2009). Estos ataques o depredaciones toman en consideración desde heridas o lesiones hasta la muerte de los animales (Zanini et al., 2008). Por lo tanto, los perros afectan el equilibrio de las poblaciones de especies silvestres, así como el bienestar animal de los individuos de éstas (Young et al., 2011).

1.3.3. Atropellos

El enlace requerido entre las diferentes áreas que la fauna silvestre emplea para desplazarse, alimentarse, descansar y reproducirse, está siendo impactado por altos niveles de degradación ambiental (Clevenger, 2003). Uno de los principales agentes de la fragmentación de hábitat son las carreteras, las cuales transforman los ecosistemas y actúan como agresor inespecífico sobre la vida silvestre. La prevalencia de atropellamiento y su frecuencia estaría asociado con múltiples factores, incluido el movimiento vehicular, la velocidad permitida, el ancho de la vía, la conducta de las especies y la cobertura vegetal. El atropello de fauna es la consecuencia directa más evidente de reconocer, debido a que en las carreteras se perciben los cuerpos de los animales muertos (Arroyave et al., 2006). Según Silva-Rodríguez (2009) indica que “las causas principales de la llegada de pudú a los centros de rehabilitación de fauna silvestre, fueron los ataques de perros y los atropellos de automóviles”. (p.99).

1.3.4. Enfermedades infecciosas y parasitarias

Por otra parte, se sabe que la aparición de enfermedades infecciosas en fauna silvestre es trascendental para comprender las consecuencias posibles que éstas pueden tener en la conservación de estos animales. En Chile, una serie de entidades mórbidas se han descrito en distintas especies de ungulados nativos. Muchos de ellos se encuentran en riesgo constante de infectarse con *Mycobacterium avium* subsp. *paratuberculosis* debido a la alta frecuencia de este patógeno reportada en el ganado (Llanos-Soto y González-Acuña, 2019; Valenzuela-Sánchez y Medina-Vogel, 2014). En relación a esto, no se han registrado hallazgos patológicos de *Mycobacterium avium* subsp. *paratuberculosis* en pudúes de vida libre, no obstante, esta bacteria ha sido señalada como la causa de muerte de un individuo en cautiverio, tal como lo reportan Llanos-Soto y González-Acuña (2019). Los mismos investigadores, han reportado en otros ejemplares de pudú la detección del virus de la diarrea viral bovina (VDVB).

Cabe destacar, que los cérvidos han sido descritos como especies centinelas de la contaminación ambiental por *Toxoplasma gondii*, dado que el consumo de carne cocida o insuficientemente cocida, ha permitido el desarrollo de formas quísticas en humanos.

En el mismo sentido, algunos autores confirman la evidencia de susceptibilidad de esta especie en cautiverio a enfermedades del ganado, tales como *Pestivirus*, *Leptospira interrogans* (serovars Hardjo y Pomona) y a otros patógenos del ganado como *Neospora caninum* y *Chlamydia abortus* (Hidalgo-Hermoso et al., 2024). Esta información respalda el hecho de que el pudú puede ser una especie centinela, que da cuenta del estado de enfermedades infecciosas circulantes, que eventualmente se pueden convertir en eventos epidemiológicos (Gorla, 2016).

1.4. Definición de enfermedad parasitaria

Las enfermedades parasitarias constituyen un problema de salud pública por su alta frecuencia en países emergentes y por la aparición en países desarrollados, debido a la alta morbilidad (Apt, 2014). Como definición, se puede entender que enfermedad es cuando ocurre una alteración del estado fisiológico de una o de varias partes del cuerpo, ya sea por causas conocidas, a través de los síntomas y/o signos que son característicos y que el avance de la enfermedad es más o menos previsible (Organización Mundial de la Salud, 2006).

En esta línea, un parásito se define como todo organismo vegetal o animal que se beneficia de otro organismo (hospedero), como fuente de alimentación o para uso de hábitat para sobrevivir, requiriendo parcial o totalmente del mismo en asociación de sus relaciones con el ambiente exterior. El objetivo del parásito es aprovecharse de su hospedero mediante el beneficio repetido o continuo de alimento, teniendo como propósito también asegurar su desarrollo y garantizar la existencia de su propia especie (Pardo y Buitrago, 2005). Si en algún momento la relación biológica establecida entre el parásito y el hospedador actúa en favor del parásito, además de manifestar signos clínicos, se habla de parasitosis o enfermedad parasitaria (Herbosa y Gutiérrez, 2011).

1.5. Principales enfermedades parasitarias que afectan al pudú

Rioseco (1979) reportó los siguientes parásitos presentes en pudú: *Cysticercus tenuicollis* encontrado en cavidad abdominal y peritoneo visceral, *Dictyocaulus sp.* el cual se encontró en pulmón, *Sarcocystis sp.* presente en musculatura esquelética y cardíaca, sin

alteraciones histopatológicas y en aparato digestivo: *Ostertagia* sp., *Trichostrongylus axei* y *Oesophagostomum venulosum*.

Algunos de los parásitos anteriormente nombrados que afectan al pudú como *Cysticercus tenuicollis* y *Sarcocystis* sp., podrían tener un origen doméstico, en donde los perros actúan como hospedadores definitivos, también se describe *Linguatula serrata*, un crustáceo parásito cosmopolita y quiste hidatídico causado por *Echinococcus granulosus*, los cuales podrían ser adquiridos por parte de los pudúes de cánidos silvestres como los zorros (Oyarzún-Ruiz et al., 2018). Este mismo autor describió *Dictyocaulus eckerti*, un nematodo el cual ha sido registrado por primera vez en la Región De los Ríos, en donde se aislaron siete nematodos desde los bronquios pulmonares de un pudú.

1.5.1. Trematodos

La clase trematoda pertenece al *phylum* platelmintos, estos se caracterizan por ser gusanos planos los cuales no presentan segmentaciones, en estado adulto parasitan como principal órgano el hígado, conductos biliares, pero también a rumen y retículo de rumiantes (Díaz, 2013).

Dentro de esta clase, el género más relevante en veterinaria es la *Fasciola hepática*, el cual tiene una amplia distribución mundial, los caracoles intervienen como hospedadores intermediarios en el ciclo biológico. Las lesiones se presentan principalmente en el hígado y la sintomatología clínica es gastrointestinal secundaria al efecto hepático (López-Villacís et al., 2017).

1.5.2. Nematodos

La clase nematodo se caracterizan por ser gusanos redondos, poseen un cuerpo cilíndrico, el cual está revestido por una cutícula proteica, que lo protege y ayuda en el movimiento, son bilaterales, su tamaño varía desde milímetros hasta más de 8 metros. Estos se alojan en cualquier órgano, sin embargo, la mayoría está asociado al tubo digestivo y sus estructuras anexas. Su ciclo biológico puede ser directo o indirecto, en donde intervienen de uno a varios hospederos intermediarios (García-Prieto et al., 2014).

Los nematodos del grupo de los *Trichostrongylus* son los parásitos más frecuentes en el aparato digestivo del rumiante, en donde también se ha reportado casos en pudúes. En el tracto digestivo alcanzan su estadio adulto y liberan los huevos al medio a través de heces, estos se dispersan por las praderas y el desarrollo de la larva a estadio 3 dependerá de diferentes condiciones (pH, temperatura, ambiente).

Dentro del tracto digestivo hay diversas especies de parásitos, las más comunes encontradas en el abomaso son: *Haemonchus contortus*, *Ostertagia*; en el intestino delgado, *Cooperia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Nematodirus* y *Strongyloides papillosus*; y en el intestino grueso se ha reportado a *Oesophagostomum venulosum* (Herrera et al., 2013).

1.5.3. Cestodos

Los cestodos¹ pertenecen al phylum platelmintos, están constituidos por segmentos planos o proglótides las cuales se unen y forman un estróbilo, estos se fijan a los tejidos del hospedador definitivo a través del primer segmento también conocido como escólex el cual presenta cuatro ventosas con ganchos.

Se caracteriza por parasitar en su etapa adulta el aparato digestivo del hospedador definitivo, sin embargo, en su etapa larval afecta a su hospedador intermediario en órganos como cerebro, pulmón, corazón, hígado, músculo y otras vísceras. Esta última fase se conoce como cisticercos o cisticercosis, conocida comúnmente como taenia (Díaz, 2013).

1.6. Cestodos descritos en pudú

Hay dos tipos de cestodos, presentes en Chile que se han descrito en pudú. El parásito *Taenia hydatigena* se localiza en el intestino delgado de perros, lobos, coyotes, zorros y otros cánidos, sin embargo, la fase larvaria, conocida como *C. tenuicollis* se encuentra en el hígado y mesenterio de rumiantes (Romero et al., 2011). Dicho esto, se reportó por

¹ De acuerdo con lo descrito en la Real Academia Española (RAE), las palabras cestodos, nematodos y trematodos no llevan tilde.

primera vez en siete casos de pudúes chilenos la presencia de metacestodos compatibles con *Cysticercus tenuicollis*, el estado larvario de *Taenia hydatigena* en omento, hígado y pleura durante exámenes post mortem (Muñoz-Caro et al., 2024).

Por otro lado, *Echinococcus granulosus*, es un parásito de gran relevancia, ya que es de carácter zoonótico. Los huéspedes definitivos son los carnívoros y los intermediarios, suelen ser herbívoros (p. ej., ovejas, cabras, ganado, camellos y cérvidos) estos albergan la etapa larvaria del parásito (metacestodo). En la etapa adulta del parásito se producen huevos, el cual habita en el intestino delgado del hospedador definitivo, estos se eliminan en las heces y quedan a disposición para que el hospedador intermediario los ingiera, en donde la oncosfera eclosiona y penetra en la mucosa intestinal migrando a través del torrente sanguíneo a órganos internos como el hígado (Agudelo, 2016).

Antilef (2013) informa la presencia de quistes hidatídicos, el cual representa el estado larvario de *Echinococcus granulosus*, hallados en hígado y pulmón de pudú los cuales fueron extraídos a través de necropsia.

1.7. Técnicas diagnósticas y hallazgos macroscópicos y microscópicos en cestodos

El diagnóstico de una enfermedad parasitaria se debe comprobar por la identificación del parásito causante, o de sus métodos de dispersión (Pardo, 2005).

En el caso de los cestodos se toma una sección histológica de una larva (escólex) del quiste ectópico de *C. tenuicollis* mediante tinción de hematoxilina-eosina, en donde por medio de un microscopio se observan las ventosas (protoescólex) de la larva y el tejido conectivo de donde se extrajo (Muñoz-Caro et al., 2024).

Por otro lado, también es posible realizar un análisis molecular mediante la técnica de PCR (Reacción en cadena de la polimerasa), el cual se basa en la extracción de ADN genómico del parásito. Para ello, las muestras se transfieren a tubos de 1,5 ml y se maceran con agujas hipodérmicas estériles. Posteriormente se lleva a cabo la amplificación del ADN, en donde se utilizan cebadores específicos, siguiendo el protocolo de ciclos y temperaturas descritos por Bowles et al. (1992). Este procedimiento permite

amplificar un fragmento del gen *cox1*, marcador molecular comúnmente utilizado para la identificación y diferenciación de especies de cestodos (Muñoz-Caro et al., 2024).

En los hallazgos macroscópicos de *Cysticercus tenuicollis* se observó en la cavidad torácica adherencia del parásito en pleura pulmonar, en omento mayor, serosa hepática y serosa intestinal (Antilef, 2013). En lo que respecta a lo microscópico según los análisis histopatológicos, no se observó características de infiltración inflamatoria grave en el lugar asociada con el parásito, tampoco en omentos, ni pleura (Muñoz-Caro et al., 2024).

Entregados los antecedentes bibliográficos anteriores, la importancia de este estudio se centra en la necesidad de profundizar los conocimientos macroscópicos y microscópicos de enfermedades parasitarias producidas por cestodos, en especies vulnerables, como lo es el pudú. Además, estos parásitos pueden constituir un problema importante en salud pública, dado que muchos de ellos son zoonóticos.

2. HIPÓTESIS

Los quistes parasitarios de cestodos más prevalentes en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados a la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario, de la Universidad San Sebastián, entre 2016 y 2024, corresponden en los descritos para *Taenia hydatigena*.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

I. Describir macroscópica y microscópicamente los quistes parasitarios de cestodos encontrados en ejemplares de pudú, recibidos por la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario de la Universidad San Sebastián, Sede de la Patagonia, en el periodo de 2016 al 2024.

3.2. Objetivos específicos

I. Caracterizar macroscópicamente a través de necropsia y microscópicamente mediante histopatología, los principales hallazgos de quistes parasitarios de cestodos y sus lesiones asociadas, encontrados en órganos de ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.

II. Determinar la clasificación taxonómica mediante la observación microscópica y técnica PCR de los estados larvales (cisticercos), presentes en los quistes encontrados en órganos de ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, para relacionarlos con especies de *Taenias spp.*

III. Definir la prevalencia de quistes parasitarios de cestodos por individuo y órgano analizado, encontrados en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.

IV. Analizar la asociación entre la cantidad de quistes parasitarios de cestodos y los diferentes órganos afectados en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, con el fin de determinar si existe una relación significativa entre la presencia o ausencia de quistes en órganos o cavidades.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Tipo de estudio

Este estudio es de tipo no experimental, observacional transversal descriptivo cuantitativo, en donde se reunieron muestras representativas de quistes parasitarios encontrados en órganos de pudú, ingresados a la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario de la Universidad San Sebastián, Sede de la Patagonia, desde los cuales se calculó la prevalencia de los estados larvales de *Taenia Hydatigena*. Esto se realizó en un tiempo determinado (años 2016 a 2024), en donde no fue necesario un posterior período de seguimiento (Hernández et al., 2014).

4.2. Criterios de inclusión y exclusión

Se incluyeron las muestras con un buen estado de fijación y que presentaron estructuras quísticas en órganos tales como hígado, músculo, corazón, pulmón y riñón, así como en cavidades. Se excluyeron aquellas muestras de pudú que presentaron evidente putrefacción y/o autolisis (Strafuss, 1988).

4.3. Materiales

Para la realización de este estudio, se utilizaron muestras de quistes parasitarios encontrados en órganos de pudú, recolectadas entre los años 2016 al 2024, las cuales correspondieron a un banco de muestras obtenidas por medio de necropsia, además de las que se realizaron durante el periodo restante del 2024. Todas las muestras utilizadas cuentan con el permiso del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), que se desprende de los puntos 3 y 4 del convenio suscrito entre esta institución estatal y CEREFAS USS, en el cual, se hace énfasis en el apoyo diagnóstico que puede entregar la Universidad al SAG, ver Anexo 4.

Estas muestras fueron procedentes del Centro de Rehabilitación de Fauna Silvestre de la Universidad San Sebastián (CEREFAS USS), ONG Chiloé Silvestre y Bioparque Zoológico Buin Zoo.

4.3.1. Materiales para realizar una necropsia

- **Vestimenta de Protección personal y bioseguridad:** Guantes de látex o nitrilo, pechera de plástico desechable, botas de seguridad, overol, cofia, mascarilla y antiparras (Poveda, 2023).
- **Instrumental Quirúrgico:** Bisturí, porta bisturí, chairas o astil, costótomo, cuchillos, pinzas Kelly, pinza punta de ratón, tijera mayo punta romana (Paredes et al., 2018).
- **Material de Conservación:** Frasco para fijación de muestras, alcohol etílico 70% (para la fijación de quistes libres), formalina tamponada al 10% para la conservación de los quistes parasitarios extraídos desde musculatura (Paredes et al., 2018).

También, fue necesario contar con una cámara fotográfica o celular para la captación de imágenes, las cuales fueron de utilidad, además de eso se realizó una revisión de las solicitudes de examen de necropsias ingresadas durante los años 2016 a 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.

4.3.2. Materiales para realizar histopatología

- **Vestimenta de bioseguridad:** Delantal, zapatos cerrados y antideslizantes, guantes de látex o nitrilo, pelo tomado o uso de gorro, antiparras y mascarillas (Muena y Vera, 2021).
- **Fijación de la muestra:** Formalina al 10%
- **Microscopia y dictado:** Bisturí, histocassetes de plástico
- **Inclusión de la muestra:** con procesador automático STP 120 de myr
 - Deshidratación: Alcoholes (70°, 95° y 100°)
 - Aclaramiento: Xilol
 - Impregnación o infiltración: Parafina líquida (entre 58-65°C)
 - Formación de taca: Moldes de metal, parafina sólida
- **Microtomía:** Micrótomo Leica RM2125 RTS, baño de flotación Kedee KD-P water bath (recipiente eléctrico) , estufa Binder (agua 40°C), portaobjetos.

- **Desparafinación:** Xilol, alcoholes (100°, 95° y 70°) agua destilada
- **Tinción:** Hematoxilina y eosina (H&E)
- **Deshidratación y montaje:** Alcoholes (70°, 95° y 100°), xilol, cubreobjetos

4.3.3. Clasificación Taxonómica

- **Guías de Identificación:** Material bibliográfico, manuales y libros de identificación de cestodos.
- **Planillas Excel**
- **Microscopio:** Microscopio óptico Leica DM 500 y lupa para la observación de características morfológicas (aumentos de 10x, 40x, 100x).

4.4. Métodos

4.4.1. Necropsia

Consiste en el examen anatómico cuidadoso y sistemático del cadáver para determinar los cambios morfológicos sufridos por tejidos, órganos, sistemas o aparatos del cuerpo, a fin de establecer la causa de muerte del individuo, por ende, es un método de diagnóstico indispensable para la mejor comprensión de las enfermedades (Paredes et al., 2018).

4.4.1.1. Informes de Necropsia

Se verificaron los informes de necropsia archivados entre los años 2016 a 2024 de la Unidad de Morfología y Diagnóstico, en donde fue útil para este estudio información como: el número de caso, fecha, especie, sexo, tipo de órganos muestreados, hallazgos macroscópicos y fotografías (Paredes et al., 2018).

4.4.1.2. Técnicas de necropsia en rumiantes

Las necropsias fueron realizadas por un médico veterinario del área, en el laboratorio de necropsia de la carrera de Medicina Veterinaria USS sede Patagonia, siguiendo el método para rumiantes indicado por Paredes et al. (2018) en el “Manual de necropsia en animales domésticos y envío de muestras a laboratorio” del Instituto de Patología Animal de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Austral de Chile, esto en

conjunto con los protocolos de necropsia de la Unidad de Morfología y Diagnóstico de la Universidad San Sebastián.

De manera general, según Cantón y Odriozola (2019), la técnica de necropsia en rumiantes se basa en:

1. Posicionar el cadáver en decúbito dorsal
2. Inspección de la superficie externa en busca de hallazgos
3. Incisión de la piel desde el mentón al ano a través de la línea media, pasando por ambos lados del prepucio o glándula mamaria respectivamente
4. Seccionar la pared abdominal mediante un corte paramedial desde la región xifoídea a la parte anterior del pubis
5. Extracción del tracto gastrointestinal
6. Extracción de hígado
7. Extracción de los órganos urogenitales
8. Extracción de los órganos de la cavidad bucal y cuello
9. Abertura de la cavidad torácica
10. Extracción de lengua, tráquea, esófago, pulmones y corazón desde la cavidad torácica
11. Toma de muestras de los órganos extraídos

4.4.1.3. Obtención y conservación de las muestras

Se extrajeron muestras de aproximadamente 2x2 cm de cada quiste parasitario, dependiendo de su localización anatómica (ya sea en músculo o en cavidades). Las muestras encontradas en cavidades se procesaron y analizaron macroscópicamente, mientras que las que se ubicaron en músculo fueron sometidas a análisis histopatológico a nivel microscópico y también a evaluación macroscópica (Lértora et al., 2004).

Las muestras se conservaron y fijaron en formalina al 10% neutralizada o tamponada, y toda muestra fue rotulada (Muena y Vera, 2021).

4.4.1.4. Descripción macroscópica de quistes parasitarios

Entre los hallazgos macroscópicos de *Cysticercus tenuicollis*, se ha descrito la observación de adherencias en la cavidad torácica, formadas entre el parásito y la pleura

pulmonar, en omento mayor, serosa hepática y serosa intestinal (Antilef, 2013). Los quistes parasitarios que se han encontrado en la cavidad abdominal cuentan con una pared fina, llenos de un líquido acuoso claro y con un escólex con manchas blancas, algunos adheridos al mesenterio, además se han encontrado cavidades quísticas en áreas transversales del hígado (Cengiz et al., 2019). Estos fueron los criterios utilizados en la caracterización de los quistes parasitarios.

4.4.2. Proceso histopatológico

Las muestras de tejidos con quistes parasitarios fueron procesadas y analizadas en el laboratorio de histopatología animal, según lo indicado en el “Manual de procedimientos de laboratorio de histopatología veterinaria” escrito por la TM Jazmín Muena Meneses y Dr. Frank Vera Otárola, del año 2021 (Anexo 1) y se complementaron con el “Manual de Laboratorio de técnica histológica” escrito por la TM Jeraldine Poveda Tapia, del año 2023.

4.4.2.1. Fijación de tejidos

La fijación de tejidos consiste en la preservación de la estructura y composición celular de las muestras biológicas para su análisis microscópico (Cediel et al., 2009). El fijador de elección actuará minimizando la destrucción por microorganismos y enzimática durante largos periodos de tiempo. La fijación se realizó con formalina al 10%, neutralizada en una proporción 1:10 tejido/formalina. El tiempo que se demora en fijar depende del tamaño de la muestra (Isaac et al., 2023).

4.4.2.2. Inclusión de la muestra

La finalidad de esto fue reemplazar toda el agua del interior del tejido por un medio más compacto. Esto permitió obtener cortes de tejido finos (3 a 5 μm) y seriados para ser observados bajo el microscopio óptico.

Esto requiere de una serie de sub-pasos:

- a) **Deshidratación:** Se realizó con una batería de alcoholes etílicos ascendente (70°, 95° y 100°); las muestras se sumergirán en cada estación.

- b) **Aclaramiento:** Se utilizó xilol, un líquido intermedio que es miscible con alcohol absoluto y parafina, las muestras fueron sumergidas en este líquido que además proporciona al tejido un poco de transparencia.
- c) **Impregnación o infiltración:** Con parafina en estado líquido, a altas temperaturas (58 a 65 °C), las muestras fueron sumergidas para que la parafina ingrese en su interior.
- d) **Formación del taco o molde:** Posterior a la completa infiltración y con la ayuda de moldes de metal, la muestra se introdujo en parafina solidificada a temperatura ambiente.

4.4.2.3. Microtomía

El micrótomo es un instrumento mecánico y de precisión el cual permite obtener cortes finos y seriados, estos deben ser de no más 5 µm de espesor y se obtiene una cinta de parafina con tejido. Una vez obtenidos los cortes, las cintas deben ser estiradas sobre agua tibia (40 °C aprox.), la cual se mantiene en un recipiente eléctrico llamado baño de flotación. La temperatura del agua permite calentar la parafina junto con el tejido y así estirar los cortes.

4.4.2.4. Desparafinación

Se retira toda la parafina del tejido, ya que esta no permite el ingreso de los colorantes hacia el tejido, por ende, se utiliza xilol que disuelve el medio consistente dejando solo el tejido adherido al vidrio. Este proceso termina una vez que la muestra de tejido es nuevamente hidratada, sumergiendo los portaobjetos en una batería de alcoholes descendente (100°, 95° y 70°) y finaliza con agua destilada.

4.4.2.5 Tinción

En esta etapa los quistes parasitarios fueron sometidos a un proceso de teñido para analizar el contraste entre sus diferentes componentes estructurales. La tinción de elección fue hematoxilina y eosina (HE), se aplican ambos colorantes de forma sucesiva. La hematoxilina tiñe los núcleos celulares de un tono azul-negro, por el contrario, la eosina tiñe principalmente componentes básicos del tejido y la mayoría de los componentes del citoplasma, entregando un color rosado (Brusco et al., 2015).

4.4.2.6. Deshidratación y montaje

Con el propósito de conservar las muestras teñidas de forma permanente, después de la coloración se realizó nuevamente una deshidratación, con una batería de alcoholes ascendente (70°, 95° y 100°). Posteriormente se aclaró en xilol, esta vez el líquido tuvo la función de transparentar un poco el tejido, esto permitió una observación al microscopio óptico de mejor calidad (Isaac et al., 2023).

Para finalizar el procesamiento histológico fue necesario cubrir la muestra con un cubreobjetos, con la ayuda de una resina sintética, la cual, al secarse permite que la muestra quede completamente aislada.

4.4.3. Taxonomía Cestodos

Para realizar la identificación taxonómica mediante morfología se utilizó la tabla de mediciones morfológicas de las diferentes especies de *C. tenuicollis* previamente detectadas (Anexo 2) la cual está descrita en el estudio científico “Caracterización molecular y morfológica de *Cysticercus Tenuicollis* en ciervo rojo” por Gorkem Cenginz, Gozde Tenekeci y Nuket Bilgen, del año 2019.

4.4.3.1. Procedimiento de identificación parasitológica mediante técnica histológica

Las muestras de órganos que presentaron quistes parasitarios fueron procesadas y analizadas en el laboratorio de histopatología animal, siguiendo el protocolo descrito anteriormente para el análisis histológico. Además de identificar las principales lesiones asociadas, se realizó una evaluación detallada de sus características morfológicas, con especial énfasis en la observación de estructuras diagnósticas clave, como los ganchos del escólex. En cortes histológicos las ventosas aparecen como círculos musculares debido a las estriaciones radiales de fibras musculares, por otro lado, los extremos anteriores pueden presentar cuerpos calcáreos que repletan el parénquima, la función de estos no se conoce, pero son de utilidad para identificar los parásitos, se pueden observar como estructuras ovales basofílicas que a veces tienen un aspecto de anillos concéntricos y también la presencia de ganchos, lo cual permitió realizar la clasificación taxonómica de los protoescólex parasitarios (Gardiner y Poynton, 1999). Se consideraron cisticercos viables aquellos que presentaban estructuras parasitarias, tales como:

canales espirales, ganchos y cuerpos calcáreos. Por otra parte los cisticercos degenerados o inviables fueron aquellos que carecían de estructuras anteriores y/o presentaban calcificación.

4.4.3.2. PCR

El análisis molecular, fue llevado a cabo en el contexto de una investigación realizada por parte de mi profesor patrocinante e incluyó algunas de las muestras analizadas en el presente estudio. Las muestras que presentaron quistes parasitarios y que fueron seleccionadas para la clasificación taxonómica, se sometieron a una amplificación de una sección del gen *cox1*, utilizando ADN. Para esto, se emplearon los cebadores JB3 (5'-TTTTTTGGGCATCCTGAGGTTAT-3') y JB4.5(5'-TAAAGAAAGAACATAATGAAAATG-3'), siguiendo el protocolo de ciclos y temperatura descrito por Bowles et al. (1992).

4.4.3.3. Descripción microscópica en músculos

A diferencia de los quistes hidatídicos, la cisticercosis no produce reacción granulomatosa parasitaria con células gigantes multinucleadas, pero si causa daño hepático en forma de necrosis y hemorragias, como respuesta a esto hay proliferación de tejido conectivo. Al microscopio se puede observar una fibrosis y áreas hemorrágicas en el parénquima hepático. En estas zonas fibróticas se observarán células inflamatorias compuestas por linfocitos y macrófagos cargados con hemosiderina (siderófagos), las proliferaciones en los conductos biliares acompañarán a esta respuesta inflamatoria, por otro lado, también se observará necrosis de los hepatocitos y disociación de los cordones (Cengiz et al., 2019).

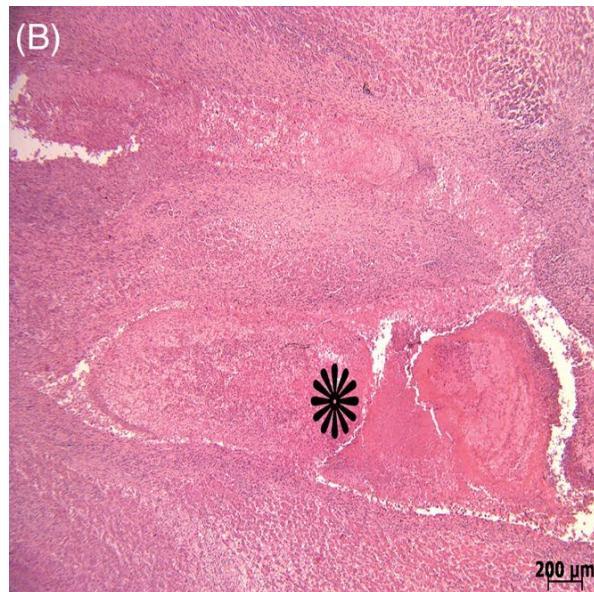


Figura 1. (B) Necrosis y hemorragia concéntrica (*) en el trayecto de migración del parásito (Abdollahi et al., 2023).

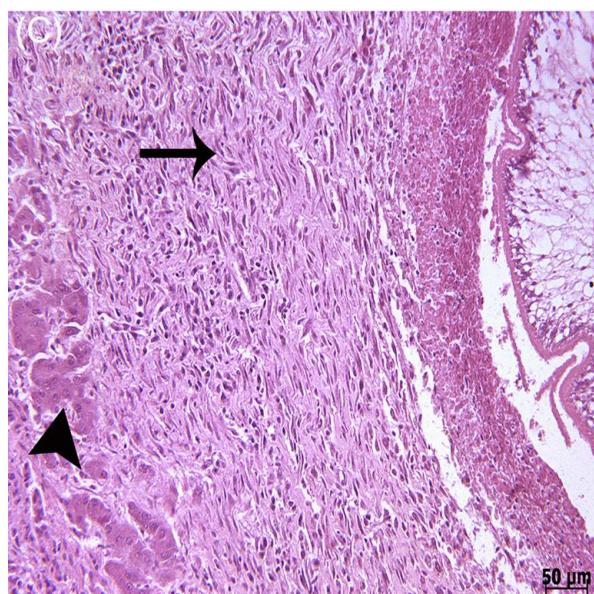


Figura 2. (C) Abundante aumento del tejido conectivo alrededor del parásito (flecha), hepatocitos (punta de flecha) (Abdollahi et al., 2023).

4.4.4. Análisis estadístico

En este estudio se realizó estadística descriptiva, en donde se organizó, visualizó y resumieron los datos, para poder obtener conclusiones de los hallazgos macroscópicos y microscópicos observados en los quistes parasitarios de cestodos (Hernández-

Sampieri y Mendoza, 2018). Se calculó el porcentaje correspondiente de cisticercos presentes por órgano.

La variable que se utilizó fue cualitativa nominal, en la cual no existe un orden específico ni una jerarquía entre sus categorías. Estas variables pueden consistir en respuestas binarias, como “si” o “no” (Martínez et al., 2014). Para el análisis, se empleó una tabla de contingencia de elaboración propia (Anexo 3), en la cual se registró la presencia o ausencia de quistes parasitarios en órganos y cavidades (Clifford y Taylor, 2008).

Posteriormente, se analizó estadísticamente mediante “chi cuadrado” a través del programa GraphPad Prism 10 y se realizó un gráfico para poder facilitar la interpretación.

4.4.5. Análisis descriptivo

Para facilitar el análisis de los resultados durante las observaciones macroscópicas se realizaron tablas y gráficos circulares de acuerdo a la cantidad de quistes parasitarios por órgano y la cantidad de quistes que se encontraron libres en cavidades utilizando el programa de Microsoft Excel® 365.

5. RESULTADOS

Objetivo 1: Caracterizar macroscópicamente a través de necropsia y microscópicamente mediante histopatología, los principales hallazgos de quistes parasitarios de cestodos y sus lesiones asociadas, encontrados en órganos de ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.

5.1 Caracterización macroscópica

Tras la recopilación de muestras de quistes parasitarios de cestodos en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 y 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario de la Universidad San Sebastián, Sede de la Patagonia, Se obtuvo un total de 165 muestras, de las cuales 50 presentaron quistes parasitarios ya sea en cavidades u órganos. A continuación, se llevó a cabo la caracterización macroscópica de los quistes, en donde se realizó una medición de largo y ancho (en centímetros) de los quistes parasitarios encontrados tanto en cavidades como en órganos (hígado, pulmón, músculo, corazón) (ver anexo 7). A partir de estas mediciones, se calculó el promedio general de las dimensiones de los quistes (Tabla 1), así como el promedio correspondiente según el origen de los casos, diferenciando entre muestras provenientes de Chiloé silvestre (CS) y de la Universidad San Sebastián (USS) (Tabla 2). Cabe destacar que, en el caso de las muestras provenientes del Bioparque Zoológico Buin Zoo, no se registraron casos positivos a quistes parasitarios de cestodos ni en cavidades, ni en órganos.

Tabla 1. Promedio general de largo y ancho de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.

Localización anatómica	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Cavidad	3,0	2,5
Pulmón	0,7	0,5
Hígado	2,0	1,8
Corazón	0,4	0,3
Músculo	0,7	0,5

Tabla 2. Promedio de largo y ancho de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica y origen del caso en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.

Cavidad	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Promedio CS	3,0	2,5
Promedio USS	3,0	2,5
Hígado	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Promedio CS	2,0	1,8
Promedio USS	1,9	1,7
Pulmón	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Promedio CS	0,7	0,5
Promedio USS	0,7	0,4
Corazón	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Promedio CS	0,4	0,3
Promedio USS	0,4	0,3
Músculo	Promedio largo (cm)	Promedio ancho (cm)
Promedio CS	0,6	0,5
Promedio USS	0,7	0,4

A partir de los resultados obtenidos, se puede apreciar que los quistes parasitarios localizados en cavidades presentan un promedio de tamaño significativamente mayor en comparación con los quistes que se desarrollan en órganos. Sin embargo, entre los órganos evaluados, el hígado destacó como la segunda localización con quistes de mayor promedio de tamaño, superando a los otros órganos evaluados (pulmón, corazón, músculo), los cuales presentaron dimensiones mucho menores.

Mediante la observación macroscópica de los quistes parasitarios localizados en cavidad torácica y abdominal, los cuales estaban adheridos al mesenterio, zonas pleurales parietales y viscerales, se pudo determinar que presentaban características morfológicas compatibles con formas vesiculares esféricas y ovaladas en su mayoría, con una superficie lisa, translúcida y de aspecto brillante. El color predominante fue blanquecino perlado, permitiendo en algunos casos la visualización de estructuras internas, como el protoescólex invaginado. En cuanto a la consistencia, fueron blandos y varió según la cantidad de líquido contenido.

Por otro lado, los quistes parasitarios en órganos, presentaron al igual que en cavidades una morfología esférica u ovalada, pero encapsulados dentro del parénquima, mientras que algunas estaban protruyendo hacia la superficie del órgano afectado. Su tamaño fue variable, con diámetros que variaron desde unos pocos milímetros hasta centímetros, dependiendo del estadio de desarrollo que presentaron al momento de la necropsia. La superficie externa se caracterizó por ser bien definida, pero en algunos casos se evidenció adhesión o fibrosis del tejido circundante.

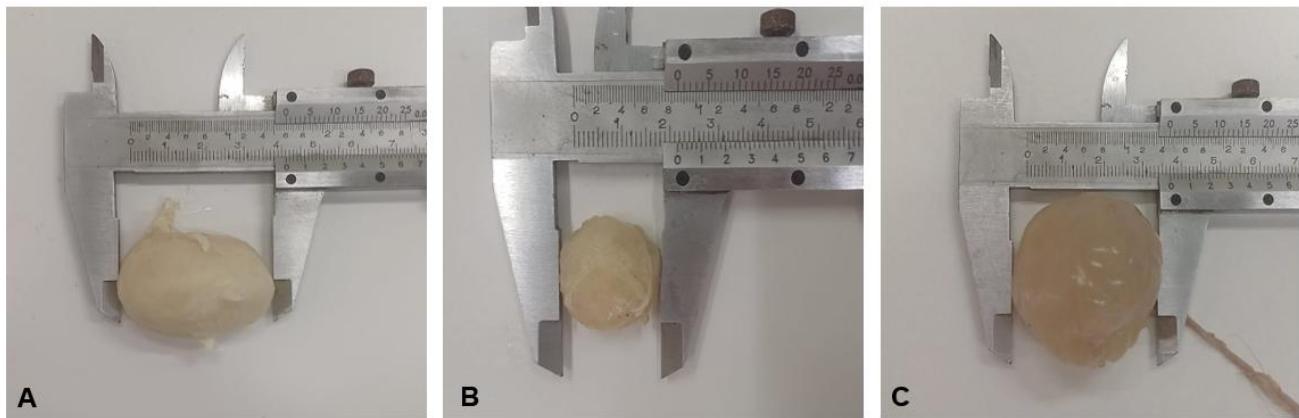


Figura 3. Morfología de quistes parasitarios encontrados en cavidad. (A) Forma ovalada, (B) y (C) Forma esférica. Fuente: elaboración propia, 2025.

5.2 Caracterización microscópica

Del total de las muestras con quistes, 18 presentaron quistes parasitarios en órganos, y de éstas, 11 fueron utilizadas para realizar la descripción histopatológica. Tras el análisis histopatológico se identificaron diversos hallazgos microscópicos asociados a estos parásitos. Los órganos afectados incluyeron corazón, pulmón, hígado y músculo.

En los distintos casos evaluados de músculo cardíaco con presencia de quistes parasitarios, se observaron estructuras quísticas compatibles con cisticercos viables, y un caso, reportó la presencia de quistes de *Sarcocystis spp.* Los quistes en su mayoría estaban rodeados por una cápsula de tejido conectivo fibroso, dentro de la cual se evidenció material eosinofílico fibrilar acelular y estructuras parasitarias con la presencia de canales espirales y de ganchos del parásito.

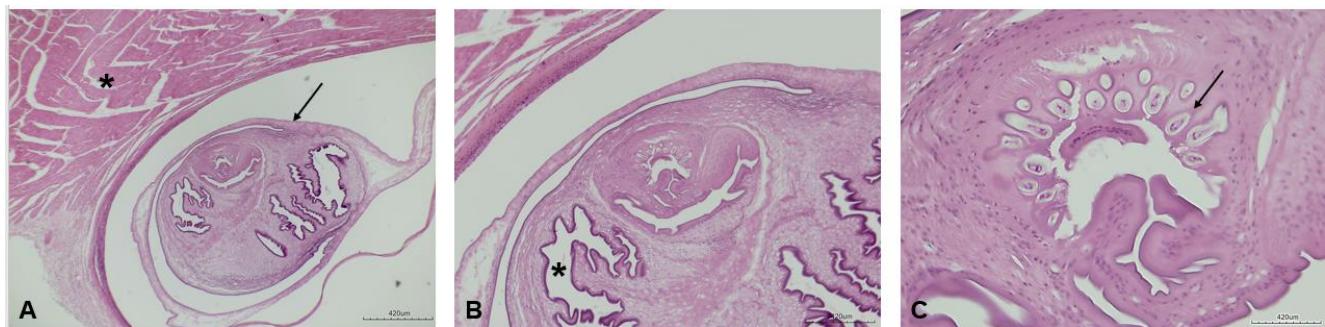


Figura 4. (A) Estructura quística, cisticerco viable (flecha), fibras musculares cardíacas (*). H&E. 4X. (B) Canales espirales (*). H&E. 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.

En cuanto a la respuesta tisular del hospedador, se observó un infiltrado inflamatorio de tipo linfoplasmocitario y eosinofílico, distribuido de forma focal en el miocardio, mientras que en otros casos no se evidenció una reacción inflamatoria evidente.

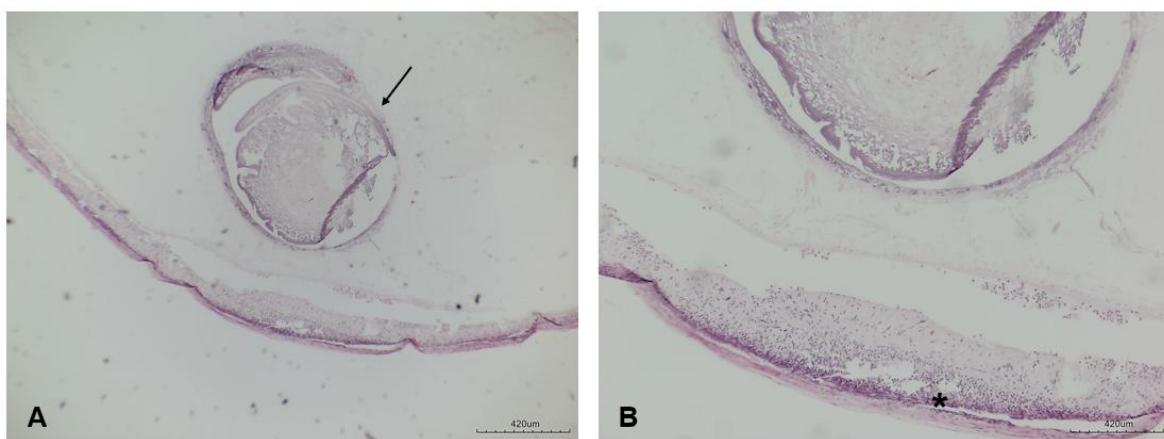


Figura 5. (A) Estructura quística, cisticerco viable (flecha). H&E. 4X. (B) Infiltrado inflamatorio linfoplasmocitario y eosinofílico (*). H&E. 10X. Fuente: elaboración propia, 2025.

Además, en varias muestras se identificaron focos de angiogénesis, en particular en zonas adyacentes a la cápsula del quiste. En un caso particular, se observó la presencia de dos estructuras quísticas, sin embargo, una de ellas era viable y la otra estaba en estado degenerado. Solo se visualizaba la pared fibrosa, acompañada de infiltrado inflamatorio linfocitario y macrofágico.

Por otro lado, en las muestras de tejido pulmonar, se observaron alteraciones histopatológicas en donde el parénquima pulmonar presentó en distintos casos, signos de congestión e hiperemia, así como edema difuso y engrosamiento de tabiques alveolares. Las estructuras bronquiales y bronquiolares en algunos casos presentaron hiperplasia epitelial bronquiolar e infiltrado inflamatorio peribronquiolar, compuesto por linfocitos, plasmocitos y eosinófilos. En relación con las estructuras parasitarias, se identificaron quistes con pared fibrosa delgada, los cuales en su mayoría poseían cisticercos viables. En zonas adyacentes a los quistes, se describió infiltrado inflamatorio mixto, así como focos de angiogénesis en los bordes del tejido fibroso.

En lo que respecta al caso que se presentó en hígado, se observó una estructura quística con cisticercos viables, conformada por una pared de tejido conectivo denso regular. El contenido del quiste presentó sustancia amorfa eosinofílica acelular. Por otro lado, la parte externa de la cubierta fibrosa presentó hepatocitos normocíticos y normocrómicos, infiltrados por moderada cantidad de células eosinofílicas.

En las muestras de tejido muscular evaluadas, se identificaron quistes parasitarios compatibles con *Sarcocystis spp.*, conformados por una pared fibrosa delgada y una estructura parasitaria parcialmente conservada, sin evidencias de infiltrado inflamatorio en el tejido adyacente. En el segundo caso, se observó un cisticerco viable, rodeada por tejido fibroso, en donde se presentó infiltrado inflamatorio eosinofílico, el quiste presentó una cubierta de cutícula bien definida y un canal espiral interno, en donde se evidenció zonas de coloración basofílicas, correspondientes a cuerpos calcáreos.

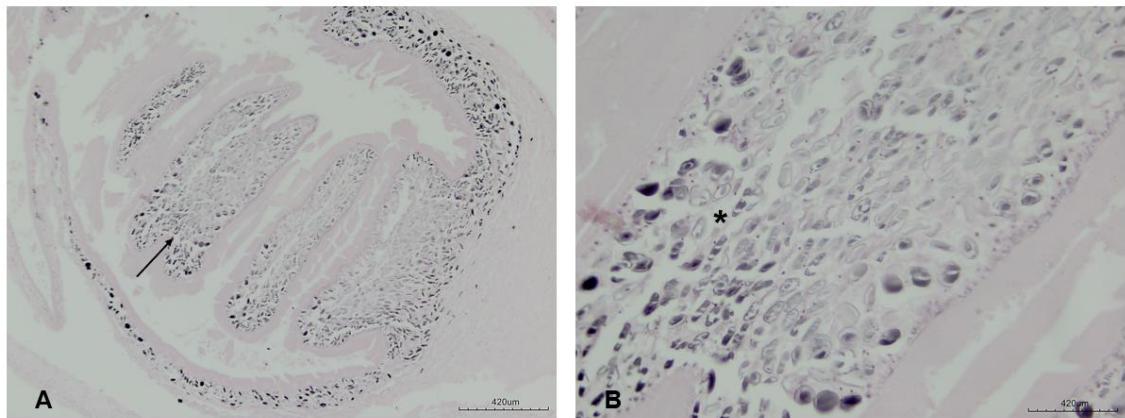


Figura 6. (A) Canales espirales (flecha). H&E. 10X. (B) Cuerpos calcáreos (*). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.

Objetivo 2: Determinar la clasificación taxonómica mediante la observación microscópica y técnica PCR de los estados larvales (cisticercos), presentes en los quistes encontrados en órganos de ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, para relacionarlos con especies de *Taenias spp.*

Con el propósito de determinar la clasificación taxonómica de los quistes parasitarios encontrados en órganos de pudú, se llevó a cabo un análisis microscópico detallado de los estados larvales (cisticercos) presentes en 5 muestras. Este análisis se enfocó principalmente en la observación de estructuras morfológicas del protoescólex, particularmente en los ganchos. Estos fueron visualizados a través de cortes histológicos seriados obtenidos con micrótomo, en secciones de 4 micras. Mediante esta técnica fue posible identificar y cuantificar el número de ganchos presentes, permitiendo su comparación con la tabla de mediciones morfológicas de *C. tenuicollis*, presentes en diferentes especies animales previamente detectadas (Anexo 2). Luego de la observación de los casos de quistes parasitarios, que se presentaron en órganos y cavidades, el resultado más relevante fue la cuantificación de 28 ganchos en promedio en los casos analizados, lo cual concuerda con el número de ganchos que se presentan en *C. tenuicollis*, descritos en ovejas y cabras. Este hallazgo se muestra en las figuras 7 y 8, en las que se puede observar cortes seriados del protoescólex, mostrando los ganchos a diferentes aumentos.

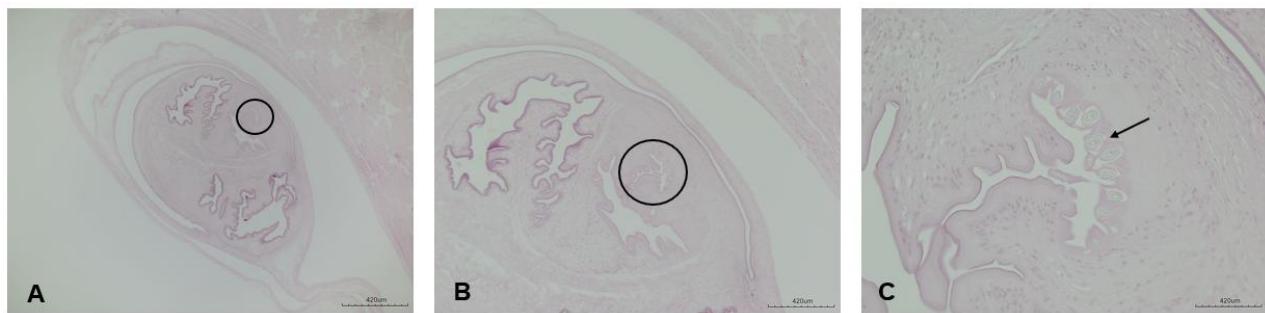


Figura 7. (A) y (B) Ganchos del parásito (círculo). H&E. 4X y 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.



Figura 8. Corte histológico a mayor profundidad. (A) y (B) Ganchos del parásito (círculo). H&E. 4X y 10X. (C) Ganchos del parásito (flecha). H&E. 40X. Fuente: elaboración propia, 2025.

Adicionalmente, las muestras analizadas histopatológicamente, fueron sometidas a un protocolo de PCR, luego de lo cual, se determinó que, de los 5 quistes analizados, 3 corresponden a *T. hydatigena*, uno a *T. omissa* y uno a *T. serialis*.

Tabla 3. Resultados de la identificación molecular de quistes parasitarios encontrados en ejemplares de pudú. Fuente: Elaboración propia, 2015.

Descripción	Sexo	Edad	Localización	PCR/secuencia
Quiste en músculo	Macho	Adulto	Quemchi	<i>T. serialis</i>
Quiste en cavidad	Hembra	Adulto	Calbuco	<i>T. hydatigena</i>
Quiste en cavidad	Macho	Adulto	Ancud	<i>T. hydatigena</i>
Quiste en corazón	Macho	Adulto	Puerto Montt	<i>T. omissa</i>
Quiste en cavidad	Macho	Adulto	Puerto Montt	<i>T. hydatigena</i>

Objetivo 3: Definir la prevalencia de quistes parasitarios de cestodos por individuo y órgano analizado, encontrados en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.

Con la finalidad de definir la prevalencia de quistes parasitarios de cestodos por individuo y órgano analizado, se evaluaron un total de 165 muestras de ejemplares de pudú (*Pudu puda*) ingresados entre los años 2016 y 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico Veterinario de la Universidad San Sebastián, Sede la Patagonia. De estos, 50 muestras (30,3%) presentaron uno o más quistes parasitarios compatibles con formas larvales de cestodos, ya sea en cavidades u órganos, esto indica que aproximadamente 1 de cada 3 ejemplares ingresados durante el periodo de estudio estuvo infectado por formas larvales de cestodos (Tabla 3).

Tabla 4. Prevalencia general de quistes parasitarios de cestodos en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.

Nº individuos negativos	Nº individuos positivos	Nº total de muestras	%
115	50	165	30,3

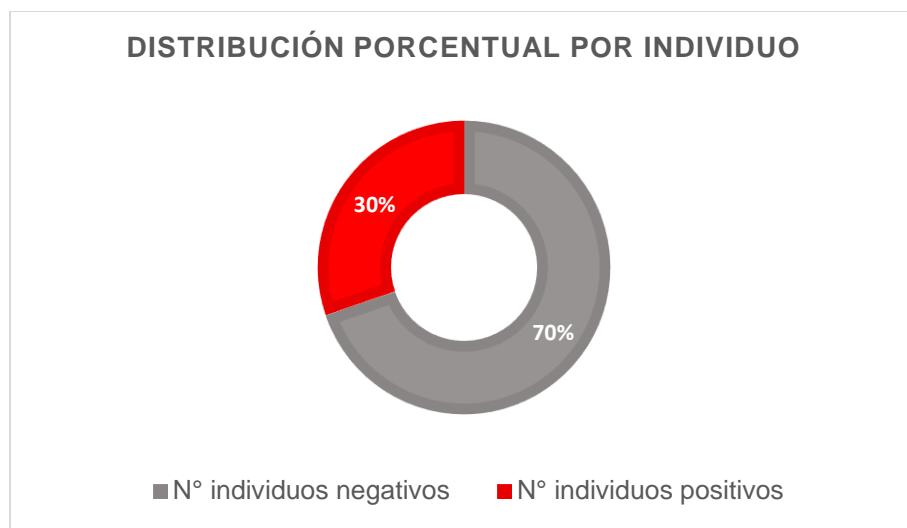


Figura 9. Distribución porcentual de individuos positivos y negativos a quistes parasitarios de cestodos en pudú evaluados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.

En el análisis por órgano, se identificó la presencia de quistes con distinta frecuencia en las siguientes localizaciones: cavidades (66%), pulmón (8%), hígado (2%), corazón (6%), músculo (4%) y más de una presentación (14%), siendo los quistes en cavidades los más frecuentes, seguido de ejemplares con más de una presentación y pulmón, el cual corresponde al órgano más afectado (Tabla 4).

Tabla 5. Prevalencia de quistes parasitarios de cestodos en órganos y cavidades de ejemplares de pudú, analizados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.

Órgano	Casos negativos	Casos positivos	Total evaluados	%
Riñón	50	0	50	0,0
Músculo	48	2	50	4,0
Corazón	47	3	50	6,0
Hígado	49	1	50	2,0
Pulmón	46	4	50	8,0
Cavidad	17	33	50	66,0
Más de una presentación	43	7	50	14,0

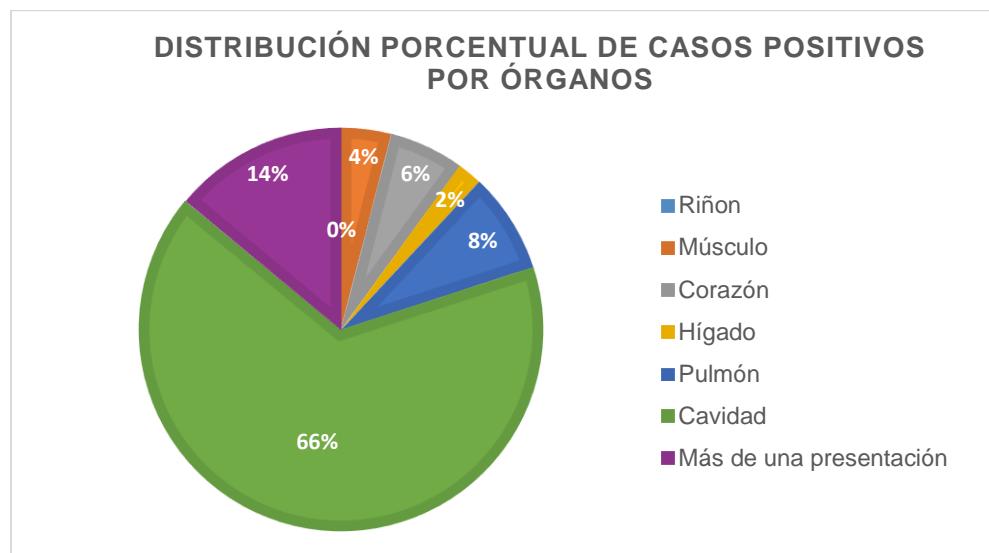


Figura 10. Distribución porcentual de quistes parasitarios de cestodos según órganos, cavidades y más de una presentación, en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.

Objetivo 4: Analizar la asociación entre la cantidad de quistes parasitarios de cestodos y los diferentes órganos afectados en ejemplares de pudú (*Pudu puda*), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, con el fin de determinar si existe una relación significativa entre la presencia o ausencia de quistes en órganos o cavidades.

Con el fin de determinar si existe una asociación significativa de quistes parasitarios de cestodos en órganos y cavidad evaluados, se elaboró una tabla de contingencia (Tabla 5), considerando la presencia o ausencia de quistes en cada uno de los órganos analizados (hígado, pulmón, corazón, músculo, riñón y cavidades) en un total de 50 ejemplares de pudú (*Pudu puda*), los cuales dieron positivo a quistes parasitarios.

Tabla 6. Frecuencia de presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos según órgano, cavidades y más de una presentación en ejemplares de pudú, evaluados entre 2016 y 2024. Fuente: elaboración propia, 2025.

Órgano	Presencia de quistes (sí)	Ausencia de quistes (no)	Total
Riñón	0	50	50
Músculo	2	48	50
Corazón	3	47	50
Hígado	1	49	50
Pulmón	4	46	50
Cavidad	33	17	50
Más de una presentación	7	43	50

A partir de los resultados presentados en la tabla 6, se determinó que los quistes parasitarios en cavidad fue la localización anatómica con mayor número de casos positivos, con 33 individuos afectados, lo que representa el 66% del total. Por el contrario, el riñón no presentó ningún caso positivo en ninguno de los ejemplares analizados. Los demás órganos presentaron una frecuencia mucho menor de casos positivos: pulmón (4 casos), hígado (un caso), corazón (3 casos), músculo (2 casos) y más de una presentación (7 casos). Este último se desglosa de la siguiente manera: cavidad y pulmón (2 casos), cavidad e hígado (3 casos), hígado y pulmón (un caso), corazón y cavidad (un caso). En todos los órganos, la ausencia de quistes fue predominante, con excepción de cavidades, las cuales concentraron la mayor proporción de hallazgos positivos.

Estos resultados indican una distribución no homogénea de los quistes entre los órganos, sugiriendo una posible preferencia por cavidades como sitio de localización parasitaria. Este patrón respalda la necesidad de realizar un análisis estadístico para determinar si la asociación entre localización anatómica y presencia de quistes es estadísticamente significativa.

Para este análisis, se aplicó una prueba estadística de Chi-cuadrado (Anexo 8), utilizando GraphPad Prism 10, con el objetivo de determinar si la distribución de los quistes entre los diferentes órganos era aleatoria o si existía un patrón asociativo. El resultado del análisis fue estadísticamente significativo ($p=0,0001$), lo que indica una relación no aleatoria entre el órgano afectado y la presencia de quistes parasitarios. En particular, se observó que las cavidades fueron la localización más frecuentemente afectada por quistes parasitarios de cestodos en ejemplares de pudú.

Distribución de la presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica

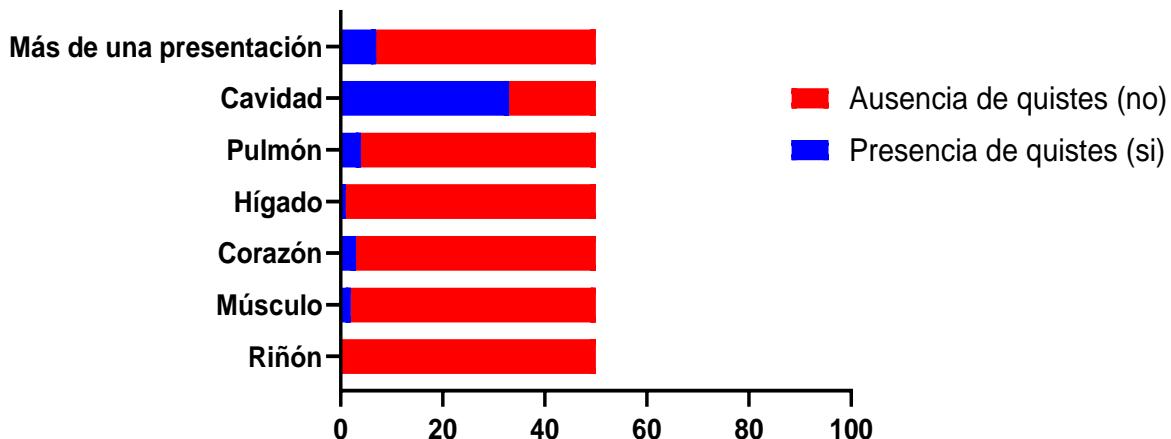


Figura 11. Distribución de la presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos, según localización anatómica en ejemplares de pudú. Fuente: elaboración propia, 2025.

6. DISCUSIÓN

En este estudio, se analizaron 165 muestras de ejemplares de pudú (*Pudu puda*), de los cuales 50 resultaron positivos a la presencia de quistes parasitarios. Los individuos evaluados provinieron del Centro de Rehabilitación de Fauna Silvestre de la Universidad San Sebastián, la ONG Chiloé Silvestre y el Bioparque Zoológico Buin Zoo, y fueron ingresados a la Unidad de Morfología y Diagnóstico entre los años 2016 y 2024, con el objetivo de identificar y comprender la presencia de quistes parasitarios de cestodos desde un enfoque morfológico, taxonómico y estadístico.

6.1. Objetivo 1

6.1.1. Caracterización macroscópica

En relación a la caracterización macroscópica de los quistes parasitarios encontrados, tanto en cavidades, como en órganos (ver anexo 7), se evidenció una mayor cantidad de casos positivos en cavidades, lo cual concuerda con lo reportado en Singh et al. (2015), quienes describen una alta prevalencia de *T. hydatigena* en cavidades de rumiantes domésticos como cabras y ovejas. Esta información puede extrapolarse a cérvidos, como el pudú, por compartir características fisiológicas como la rumia. De igual manera, indican la presencia de los quistes parasitarios adheridos al parénquima hepático.

El tamaño de los quistes depende de la localización anatómica en donde se alojan (Sierra y Valderrama, 2017) dicho esto, se realizó una medición de largo y ancho (en centímetros), de los quistes y tras calcular los promedios correspondientes (ver tabla 1), llama la atención que los quistes localizados en cavidades presentaron un mayor tamaño, a diferencia de los que se encontraban en órganos. A partir de esto se puede inferir que esta diferencia de tamaño se debe a la mayor disponibilidad de espacio libre, además de una menor presión tisular, lo que permite un crecimiento más expansivo por parte del parásito. Por otro lado, algunas especies como *T. hydatigena* presentan un evidente tropismo por cavidades, esto significa que han adaptado su ciclo de vida para localizarse preferentemente en esas zonas del hospedador (Almeida-Secaira et al., 2017).

Es importante mencionar, que en los ejemplares de pudú provenientes del Bioparque Zoológico Buin Zoo, no se registraron casos positivos a quistes parasitarios de cestodos ni en cavidades, ni en órganos. Esta ausencia de hallazgos podría explicarse por el hecho de que se trata de individuos que se encuentran en cautividad, por lo que se ve afectado el ciclo de vida del parásito y se dificulta su transmisión desde hospedadores definitivos como perros u otros hospedadores potenciales, hacia el hospedador intermediario como lo es el pudú (Muñoz-Caro et al., 2024).

Por otro lado, las características macroscópicas observadas en los quistes parasitarios, coincidieron con las descripciones reportadas por Ehab et al. (2020), quienes señalan que estos quistes suelen presentar una pared delgada, transparente, de color blanquecino lechoso, con formas ovaladas o similares a burbujas y un contenido de aspecto acuoso. Además, se describen comúnmente como estructuras adheridas o colgantes sobre la superficie de los órganos o cavidades afectados.

6.1.2. Caracterización microscópica

En los casos correspondientes a músculo cardíaco y músculo esquelético, se identificaron estructuras quísticas compatibles con *C. tenuicollis*. En los casos, además, se reportó la presencia de *Sarcocystis spp.* en musculatura cardiaca y esquelética, lo cual concuerda con lo reportado por Antilef (2013). Los resultados obtenidos en este estudio muestran coincidencias con lo descrito por Rioseco et al. (1979), quienes no observaron alteraciones histopatológicas asociadas a la presencia del parásito. Esto se reflejó en algunos casos analizados, donde no se evidenció reacción inflamatoria. Sin embargo, en otros se observó infiltrado inflamatorio mixto, compuesto principalmente por eosinófilos y linfocitos, además de estructuras parasitarias con ganchos visibles.

En las muestras de tejido pulmonar se observó la presencia de edema y congestión, así como exudado en los espacios alveolares, hallazgos que coinciden con lo descrito por Pathak (1982). Además, en las zonas adyacentes a los quistes parasitarios se evidenció un infiltrado inflamatorio mixto, coincidente con lo reportado por Perl et al. (2015), quienes describen que las lesiones en el parénquima pulmonar asociadas a *C. tenuicollis* se caracterizan por un infiltrado inflamatorio compuesto por neutrófilos y macrófagos.

En relación con el caso de quistes parasitarios detectados en el hígado, los hallazgos observados son concordantes con lo descrito por Cengiz et al. (2019), quienes señalan que la cisticercosis induce daño tisular acompañado de proliferación de tejido conectivo denso y fibrosis en el parénquima hepático. Sin embargo, se observaron diferencias en el tipo de infiltrado inflamatorio, mientras que dichos autores destacan una respuesta predominantemente eosinofílica, en este estudio se evidenció principalmente la presencia de linfocitos y macrófagos. Por otro lado, en los extremos se pueden observar la presencia de cuerpos calcáreos, los cuales se presentan como estructuras ovales de coloración basofílica (Gardiner y Poynton, 1999).

En algunos casos se observaron quistes parasitarios en diferentes estados. Mientras que algunos estaban viables, otros presentaron signos de degeneración en el hospedador. Las muertes de los quistes suelen ocurrir a los nueve meses post infección, mientras que quistes viables pueden permanecer en el hospedador durante varios años (Kyvsgaard y Murrell, 2005).

6.2. Objetivo 2

6.2.1. Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica, mediante histopatología de la observación microscópica del protoescólex de los quistes parasitarios, uno de los hallazgos más relevante fue la identificación de *T. hydatigena*. Tras cuantificar los ganchos del parásito, se encontraron 28 ganchos, lo cual coincide con los resultados presentados en los estudios de Cenginz et al. (2019) y Ehab et al. (2020). Sin embargo, es importante destacar que este número de ganchos coincide con los cisticercos encontrados en ovejas y cabras.

6.2.2. Histopatología y PCR

Las secciones de protoescólex de los quistes parasitarios, se seccionaron a 4 micras, luego se tiñeron con H&E y se observaron en un microscopio óptico, mismo protocolo que utilizaron autores como Muñoz-Caro et al., (2024), para el análisis histopatológico de cestodos en pudú.

En el análisis molecular de PCR, llama la atención que las muestras resultaron positivas a diferentes tipos de taenias: 3 corresponden a *T. hydatigena*, uno a *T. omissa* y uno a *T.*

serialis. Este hallazgo puede explicarse, según Fernández et al. (2022), por el hecho de que el diagnóstico molecular es más confiable y presenta mayor sensibilidad, en comparación con la observación de ganchos por medio de histopatología.

T. omissa, *T. serialis* y *T. hydatigena* presentan ciclos de vida similares, en donde destaca el papel de cánidos silvestres y perros domésticos como huéspedes definitivos (Muñoz-Caro et al., 2024). Sin embargo, existe una diferencia en sus huéspedes intermediarios. En el caso de *T. serialis*, según Desplazes et al. (2019), Los huéspedes intermediarios son lagomorfos y roedores. No obstante, un estudio de Bariselli et al. (2023), realizado en ciervos corzos (*Capreolus capreolus*) en Italia detectó este parásito, lo que sugiere que los cérvidos podrían también actuar eventualmente como hospedadores intermediarios.

6.3. Objetivo 3 y 4

6.3.1. Prevalencia de quistes parasitarios en órganos y cavidades

Los casos positivos a quistes parasitarios en ejemplares de pudú, en su mayoría presentaron una marcada preferencia por cavidades torácica y abdominal, lo cual concuerda con lo reportado por Antilef (2013). De manera similar, Rioseco et al. (1979), evaluaron ocho ejemplares de pudú, los cuales resultaron positivos a *C. tenuicollis*, con presencia exclusiva de los quistes en cavidades. En contraste, en los 50 casos positivos analizados en este estudio, ninguno presentó quistes parasitarios en riñón, según Aleida-Secaira et al. (2017), *C. tenuicollis* se localiza principalmente en estructuras serosas como el epiplón, mesenterio y peritoneo, sin registrarse casos en el riñón, lo que sugiere una preferencia del parásito por superficies serosas. Los resultados obtenidos en este trabajo presentaron diferencias estadísticamente significativas, con respecto a la presencia y ausencia de quistes parasitarios de cestodos entre los órganos.

La importancia de este estudio radica en que se logró evidenciar una alta prevalencia (30,3%) de quistes parasitarios de cestodos en pudú, una especie la cual se encuentra vulnerable, con una marcada predilección por cavidad torácica y abdominales (66%), lo que resultó estadísticamente significativo ($p=0,0001$). Además, se identificaron cisticercos viables y degenerados mediante el análisis histopatológico, con infiltrados inflamatorios de diferentes tipos, y se confirmaron tres especies distintas de *Taenias spp.*

(*T. hydatigena*, *T. omissa* y *T. serialis*) mediante PCR. Estos hallazgos no solo amplían el conocimiento sobre la distribución anatómica y la morfología de estos parásitos, sino que también alertan sobre su posible rol como hospedador intermediario en ciclos parasitarios zoonóticos, principalmente vinculados a perros domésticos como hospedadores definitivos.

7. CONCLUSIONES

Objetivo 1:

- Los quistes parasitarios presentes en cavidades poseen un promedio de tamaño mayor a los que se presentan en órganos.
- Se logró identificar cisticercos viables y degenerados, asociándose algunos de ellos a diferentes tipos de infiltrado inflamatorio, tales como: eosinofílico, linfocitario, macrofágico, linfoplasmocitario.

Objetivo 2:

- Luego del análisis taxonómico mediante histopatología, se determinó la presencia de 28 ganchos en promedio, lo que permite inferir que los cisticercos corresponden a *T. hydatigena*, tal como sucede en cabras y ovejas.
- Los análisis moleculares confirman que los ejemplares corresponden a 3 especies de *Taenias* spp. (*T. hydatigena*, *T. serialis* y *T. omissa*).

Objetivo 3 y 4:

- Del total de los individuos analizados, un 30,3% presentó cisticercos ya sea en cavidades u órganos.
- La mayor prevalencia de cisticercos se presentó en cavidades, con un 66% de los casos.
- En relación a la presencia y ausencia de cisticercos, los resultados fueron estadísticamente significativos ($p=0,0001$), concluyéndose que existe una relación no aleatoria entre el órgano afectado y la presencia de quistes parasitarios.
- Se acepta la hipótesis, ya que la mayoría de los casos identificados por análisis molecular, corresponden a *T. Hydatigena*.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdollahi, M., Lotfollahzadeh, S., Shokpoor, S., y Ashrafi Tamai, I. (2023). Acute cysticercosis caused by *Cysticercus tenuicollis* in lambs. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 37(4), 1614-1618.
- Agudelo, N., Brunetti, E., y McCloskey, C. (2016). Equinococosis quística. *Revista de microbiología clínica*, 54 (3), 518-523. <https://doi.org/10.1128/jcm.02420-15>
- Almeida-Secaira, R., Núñez-Torres, O., Cuadrado-Guevara, C., y Vargas-Secaira, C. (2017). Índices de *Cysticercus tenuicollis* (*Taenia hydatigena* cysts) en cavidad abdominal de ovinos faenados en el camales frigoríficos municipales. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 4(2), 104-115.
- Antilef, M. (2013). Probables causas de muerte y principales hallazgos en la necropsia de pudúes (*Pudu puda*) examinados durante 20 años en el sur de Chile [Memoria de título para optar al grado de licenciada en medicina veterinaria, Universidad Austral de Chile] <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2013/fvb826p/doc/fvb826p.pdf>
- Apt, B. (2014). Infecciones por parásitos más frecuentes y su manejo. *Revista Médica Clínica Las Condes*, 25 (3), 485-528. [https://doi.org/10.1016/S0716-8640\(14\)70065-3](https://doi.org/10.1016/S0716-8640(14)70065-3)
- Arroyave, M., Gómez, C., Gutiérrez, M., Múnera, D., Zapata, P., Vergara, I., Andrade, L. y Ramos, K. (2006). Impactos de las carreteras sobre la fauna silvestre y sus principales medidas de manejo. *Revista eia*, (5), 45-57.
- Bariselli, S., Maioli, G., Pupillo, G., Calzolari, M., Torri, D., Cirasella, L., Luppi, A., Torreggiani, C., Garbarino, C., Barsi, F., Rugna, G., y Dottori, M. (2023). Identificación y análisis filogenético de parásitos de *Taenia* spp. encontrados en la fauna silvestre de la región de Emilia-Romaña, norte de Italia (2017-2022). *Revista Internacional de Parasitología: Parásitos y Fauna Silvestre*, 22, 20-27.
- Bowles, J., Blair, D., y McManus, D. (1992). Genetic variants within the genus *Echinococcus* identified by mitochondrial DNA sequencing. *Molecular and biochemical parasitology*, 54(2), 165-173.
- Brusco, H., López, J., y Fabian, C. (2015). *Histología Médico Práctica*. Statewide Agricultural Land Use Baseline.
- Cantón, G., y Odriozola, E. (2019). Técnica de necropsia de rumiantes. *Recolección de Muestras para Laboratorios de Diagnóstico Veterinario*. (1^a ed.). Ediciones INTA.

- Cediel, J. F., Cárdenas, M., y García, A. (2009). *Manual de histología: tejidos fundamentales*. Universidad del Rosario.
- Cengiz, G., Yucel Tenekci, G., y Bilgen, N. (2019). Molecular and morphological characterization of *Cysticercus tenuicollis* in red deer (*Cervus elaphus*) from Turkey. *Acta Parasitologica*, 64, 652-657. <https://doi.org/10.2478/s11686-019-00085-1>
- Clevenger, A., Chruszcz, B. y Gunson, K. (2003). Patrones espaciales y factores que influyen en las agregaciones de fauna de vertebrados pequeños atropellada. *Conservación biológica*, 109 (1), 15-26. <http://hdl.handle.net/20.500.12622/5822>
- Clifford, B. y Taylor, R. (2008). *Bioestadística*. (1^a ed.). Pearson Educación.
- Colihueque, N., Arriagada, A. y Fuentes, A. (2020). Distribution modelling of the Pudu deer (*Pudu puda*) in southern Chile. *Nature Conservation*, 41, 47-69.
- De Aluja, A., y Casas, F. (2002). *Técnicas de necropsia en animales domésticos* (2^a ed.). Manual moderno.
- Deplazes, P., Eichenberger, RM, y Grimm, F. (2019). Cisticercosis y cenurosis transmitidas por *Taenia* y *Versteria* en humanos y otros primates. *Revista Internacional de Parasitología: Parásitos y Vida Silvestre*, 9, 342-358.
- Díaz, E. (2013). Principales parásitos externos e internos de los animales domésticos. *Atlas de parasitología veterinaria*. <http://www.slideshare.net/Parasitismo/atlas-de-parasitologia-veterinaria>. Consultado, 20.
- Ehab, G, Al-Hamzawi, y Al-Mayali, H. (2020). Morphological characterizations of *Cysticercus tenuicollis* of *Taenia hydatigena* isolated from sheep and goats slaughtered in Al-Diwaniyah Province Abattoirs, Iraq. *Eurasian Journal of Biosciences*. 14. 2261-2266.
- Fernández, L., González, P., Flores, A., Marín, P., y García, P. (2022). Microscopía vs. biología molecular en el diagnóstico de infecciones protozoarias intestinales, ¿es el momento del cambio?. *Revista Española de Quimioterapia*, 36(1), 88.
- García-Prieto, L., Osorio-Sarabia, D., y Lamothe-Argumedo, M. (2014). Biodiversity of Nematoda parasites of vertebrates in Mexico. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, S171-S176. <https://doi.org/10.7550/rmb.31746>
- Gardiner, C. H., y Poynton, S. L. (1999). Atlas de parásitos metazoarios en tejidos animales. Washington DC: Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas.
- Gorla, N. (2016). Los animales domésticos y silvestres como centinelas de salud ambiental. *Rev. Investigación, Ciencia y Universidad*, 1 (1), 1-7. <http://repositorio.umaza.edu.ar/handle/00261/830>
- Herbosa, R. y Gutiérrez, M. (2011). Parasitosis comunes internas y externas: Consejos desde la oficina de farmacia. *Offarm: farmacia y sociedad*, 30(4), 33-39.
- Hernández, R., Fernández, C., y Baptista, P. (2014). *Metodología de la investigación* (6^a ed.). McGraw-Hill.

- Hernández-Sampieri, R. y Mendoza, C. (2018). *Metodología de la Investigación Las rutas cuantitativa, cualitativa y mixta*. (1^a ed.). McGraw-Hill Education. https://ldigital-uss-cl.bdigitaluss.remotexs.co/ebooks/51695-Metodologia_de_la_investigacion/
- Herrera, L., Ríos, L., y Zapata, R. (2013). Frecuencia de la infección por nematodos gastrointestinales en ovinos y caprinos de cinco municipios de Antioquia. *Revista MVZ Córdoba*, 18(3), 3851-3860.
- Hershkovitz, P. (1982). Neotropical deer (Cervidae): Part I. Pudus, genus Pudu Gray.
- Hidalgo-Hermoso, E., Verasay Caviedes, S., Pizarro-Lucero, J., Cabello, J., Vicencio, R., Celis, S., Ortiz, C., Kemec, I., Abuhadba-Mediano, N., Asencio, R., Vera, F., Valencia, C., Lagos, R., Moreira-Arce, D., Salinas, F., Ramirez-Toloza, G., Muñoz-Quijano, R., Neira, V., Salgado, R., Abalos, P., Parra, B., Cárdenas-Cáceres, S., Muena, N., Tischler, N., Del Pozo, I., Aduriz, G., Esperon, F., Muñoz-Leal, S., Aravena, P., Alegría-Morán, R., Cuadrado-Matías, R. y Ruiz-Fons, F. (2024). Alta Exposición a Patógenos Ganaderos en Pudú Sur (*Pudu puda*) de Chile. *Animales*, 14 (4), 526. <https://doi.org/10.3390/ani14040526>
- Iriarte, A. (2008). Mamíferos de Chile. 1^a ed., Lynx Edicions. Barcelona, España. 220-221.
- Isaac, U., Oyo-Ita, E., Igwe, N. y Ije, E. (2023). Preparation of histology slides and photomicrographs: Indispensable techniques in anatomic education. *Anatomy Journal of Africa*, 12(1), 2252-2262. <https://doi.org/10.4314/aja.v12i1.1>
- Jiménez, J. (2010). Southern pudu, *Pudu puda* (Molina 1782). *Neotropical Cervidology: Biology and Medicine of Latin American Deer*. Funep & IUCN, Jaboticabal & Gland, 140-150.
- Kyvsgaard, NC, y Murrell, KD (2005). Prevención de la teniasis y la cisticercosis. *Directrices de la OMS/FAO/OIE para la vigilancia, la prevención y el control de la teniasis/cisticercosis*. París: Organización Mundial de la Salud, 57-72.
- Lannes, S., Lima, A., Pontes, L., Silveira, L. y Ferreira, F. (2010). Miopatía de captura em espécies selvagens: uma revisão. MEDVEP. *Rev. Cient. Med. Vet.*, 169-176.
- Lértora, W. J., Burna, A. N., y Catuogno, M. S. (2004). Diagnóstico histopatológico de aborto bovino por *Neospora caninum*. *Rev. Vet*, 15 (2), 85-88. <http://repositorio.unne.edu.ar/handle/123456789/49044>
- Llanos-Soto, S. y González-Acuña, D. (2019). Conocimiento acerca de los patógenos virales y bacterias presentes en mamíferos silvestres en Chile: una revisión sistemática. *Revista chilena de infectología*, 36 (1), 43-67. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182019000100043>
- López-Villacís, I., Artieda-Rojas, J., Mera-Andrade, R., Muñoz-Espinoza, M., Rivera-Guerra, V., Cuadrado-Guevara, A., Zurita- Vasquez, J. y Montero-Recalde, M. (2017). Fasciola hepática: aspectos relevantes en la salud animal. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 4(2), 137-146.

- Martínez, M., Sánchez-Villegas, A., Toledo, E. y Faulin, J. (2014). Bioestadística amigable (3^a ed.). Elsevier. https://ldigital-uss-cl.bdigitaluss.remotexs.co/ebooks/46919-Bioestadistica_amigable/
- Muena, J., y Vera, F. (2021). Procesamientos técnicos. Manual de procedimientos del laboratorio de histopatología veterinaria. (pp. 5-9). Universidad San Sebastián.
- Muñoz-Caro, T., González, M., Villalobos, R. y Hidalgo, A. (2024). Hallazgos parasitarios en ciervos pudú amenazados de Chile central dan cuenta de la primera caracterización genética de piojos que parasitan a *P. puda* en Chile y el primer reporte molecular de metacestodos de *Taenia hydatigena* en esta especie. *Veterinary Quarterly*, 44 (1), 1-8. <https://doi.org/10.1080/01652176.2024.2302027>
- Organización Mundial de la Salud. (2006). Constitución de la Organización Mundial de la Salud. <https://acesse.dev/tx6QY>
- Oyarzún-Ruiz, P., Muñoz, P., y Valenzuela, G. (2018). Pudú del sur (*Pudu puda*) (Artiodactyla: Cervidae) como huésped adicional de *Dictyocaulus eckerti* (Strongylida: Dictyocaulidae). *Revista mexicana de biodiversidad*, 89 (1), 301-305. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2018.1.2313>
- Pardo Cobas, E. y Buitrago, M. (2005). Parasitología veterinaria I.
- Paredes, E., Moroni, R., y Navarrete, M. (2018). Manual de necropsia en animales domésticos y envío de muestras a laboratorio, Instituto de patología animal, Universidad Austral de Chile, Valdivia-Chile. <https://acesse.dev/Me47h>
- Pathak, K., Gaur, S., y Sharma, S.N. (1982). Patología de la infección por *Cysticercus tenuicollis* en cabras. *Parasitología Veterinaria*, 11 (2-3), 131-139.
- Perl, S., Edery, N., Bouznach, A., Abdalla, H., y Markovics, A. (2015). Acute severe visceral cysticercosis in lambs and kids in Israel. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, 70(2), 49-53.
- Poveda, J. (2023). Procesamientos técnicos. Manual de Laboratorio de técnica histológica. Universidad San Sebastián.
- Reyes, E., Guzmán, R., Angulo, A., Hermosilla, I. y Conejeros, S. (1988). Ciclo de vida y madurez sexual de Pudu puda (Molina) (Mammalia, Cervidae). *Boletín de la Sociedad Biología de Concepción*, 59, 143-150.
- Rioseco, H., Cubillos, V., y Díaz, L. (1979). Patología en cérvidos. *Archivos de Medicina Veterinaria, Supplementary*, 1, 108-110.
- Romero, H., Castillo, J., Velarde, F., y Arellano, M. (2011). Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos.
- Samuel, W., Pybus, M., y Kocan A. (2001). *Parasitic Diseases of Wild Mammals*. (2^a ed.). Wiley-Blackwell.

- Sierra-Ramos, R., y Valderrama-Pomé, A. (2017). Hiperendemias de equinococosis y fertilidad quística en porcinos del valle interandino de Huancarama, Perú. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 34, 250-254.
- Silva-Rodríguez, E., Pastore, H. y Jiménez, J. (2016). *Pudu puda. Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN 2016*: <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.20161.RLTS.T18848A22164089.en>
- Silva-Rodríguez, E., Verdugo, C., Aleuy, O., Sanderson, J., Ortega-Solís, G., Osorio-Zúñiga, F. y González-Acuña, D. (2010). Evaluación de fuentes de mortalidad del pudú vulnerable *Pudu puda* en Chile: implicaciones para la conservación de un venado amenazado. *Orix*, 44 (1), 97-103. <https://doi.org/10.1017/S0030605309990445>
- Singh, J., Sharma, R., Gill, JPS. y Sharma, JK. (2015). Prevalencia y caracterización morfológica de *Cysticercus tenuicollis* (quistes de *Taenia hydatigena*) en ovejas y cabras del norte de la India. *Journal of Parasitic Diseases*, 39, 80-84.
- Strafuss, A. C. (1988). *Necropsy: Procedures and Basic Diagnostic Methods For Practicing Veterinarians*. Charles C Thomas Publisher.
- Valenzuela-Sánchez, A., y Medina-Vogel, G. (2014). Importancia de las enfermedades infecciosas para la conservación de la fauna silvestre amenazada de Chile. *Gayana (Concepción)*, 78 (1), 57-69. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382014000100008>
- Young, J., Olson, K., Reading, R., Amgalanbaatar, S. y Berger, J. (2011). Is wildlife going to the dogs? Impacts of feral and free-roaming dogs on wildlife populations. *BioScience*, 61(2), 125-132. <https://doi.org/10.1525/bio.2011.61.2.7>
- Zanini, F., Leiva, D., Cabeza, S., Elisondo, C., Olmedo, E. y Pérez, H. (2008). Poblaciones caninas asilvestradas: Impacto en la producción pecuaria de Tierra del Fuego. *Argentina. Rev. Colegios Vet. Patagónicos*, 1, 28-31.

9. ANEXOS

6.1. Anexo 1. Adaptación de Procedimientos Técnicos de “Manual de procedimientos del laboratorio de histopatología veterinaria”, por J. Muena, y F. Vera, 2021



UNIVERSIDAD
SAN SEBASTIAN
Facultad de Medicina Veterinaria
Carrera Medicina Veterinaria
Sede de la Patagonia

MANUAL DE PROCEDIMIENTOS DEL LABORATORIO DE HISTOPATOLOGÍA VETERINARIA

TM. Jazmín Muena Meneses – Dr. Frank Vera Otárola

Puerto Montt, 2021

2. Procedimientos Técnicos

2.1 Fijación Tisular:

La fijación de tejidos o células consiste en la detención de los procesos de putrefacción y autólisis que inician inmediatamente después de la muerte, estos pueden producir cambios morfológicos y estructurales indeseados para el correcto análisis y diagnóstico. Por tanto, el tiempo que transcurre desde la toma de muestra hasta el contacto con el fijador debe ser el mínimo posible.

Existen métodos de fijación físicos y químicos, siendo los más efectivos los de tipo químicos, entonces hablaremos principalmente de líquidos fijadores. Si bien existen diversos tipos de líquidos fijadores, en el Laboratorio de Histopatología veterinaria de la USS utilizamos el fijador de rutina, es decir, Formalina al 10% neutralizada.

El Formaldehído comercialmente obtenido al 37 o 40%, es un fijador que forma enlaces con las proteínas de los tejidos y su efecto es conseguido de forma segura cuando es diluido con agua al 10%. Por tanto, de la solución comercial se diluye 1 parte del fijador en 9 partes de agua y es neutralizado a saturación con carbonato de calcio, esta mezcla es conocida como formol o formalina al 10% neutralizada. La preparación debe ser con elementos de protección y bajo campana de extracción de gases.

Para lograr una correcta fijación de la muestra se debe tener en cuenta que la proporción muestra fijador debe ser 1:10 y el tiempo que demora en fijar depende del tamaño de la misma muestra, por tanto, para muestras mas pequeñas (menos a 5 mm) deben permanecer embebidas en formalina por al menos 24 horas a temperatura ambiente.

Otro fijador en el laboratorio es el metanol, este es utilizado para fijar los extendidos citológicos. Y su manipulación es mínima, su forma comercial esta lista para usar, los portaobjetos se sumergen por unos segundos en el líquido y se dejan secar al aire.

2.2 Microscopía y Dictado:

Corresponde al inicio del procesamiento histopatológico, se realiza a muestras provenientes de biopsias o necropsias que han cumplido con el tiempo óptimo de fijación. Este ítem es importante para guiar al análisis y posterior diagnóstico del caso.

Es llevado a cabo por el MV Patólogo en conjunto con la TM, en este paso el médico observa macroscópicamente y hace una descripción de la muestra en cuanto a forma, color, consistencia y otros, además se realiza medición del tamaño y registro fotográfico. La TM toma dictado y anota los antecedentes en la hoja de solicitud del caso.

Por último, el MV Patólogo procede a seccionar la/las muestras y selecciona uno o más fragmentos de aproximadamente 2 mm de espesor que será representativo de la lesión, se encapsulan en histocassette de plástico identificados con el número de caso correspondiente para continuar con el procesamiento.

2.3 Inclusión de la muestra:

Este paso del procesamiento histológico tiene por objetivo reemplazar toda el agua del interior del tejido por un medio más consistente, en este caso se forman tacos de parafina que contienen en su interior la muestra de tejido. Esto permitirá obtener cortes de tejido finos (3 a 5 μm) y seriados para ser observados bajo el microscopio óptico.

La inclusión requiere de una serie de sub-pasos para lograr su propósito final:

- a) Deshidratación: se realiza con una batería de alcoholes etílicos ascendente (70°, 95° y 100°), las muestras se sumergen en cada estación.
- b) Aclaramiento: se utiliza xilol, un líquido intermediario que es miscible tanto con el alcohol absoluto como con la parafina, las muestras son sumergidas en este líquido que además proporciona al tejido un poco de transparencia.
- c) Impregnación o infiltración: con parafina en estado líquido, a altas temperaturas (58 a 65 °C), las muestras son sumergidas para que la parafina ingrese en su interior.
- d) Formación del taco o molde: posterior a la completa infiltración y con la ayuda de moldes de metal, la muestra se introduce en parafina que será sólida a temperatura ambiente.

2.4 Microtomía:

Consiste en obtener cortes finos y seriados, idealmente de no mas 5 μm de espesor y obteniendo una cinta de parafina con tejido. Para lograr este paso se utiliza el micrótomo, un instrumento mecánico y de precisión que permite obtener este tipo de cortes. En el Laboratorio contamos con un micrótomo de rotación, lo que significa que la muestra es móvil y la navaja de corte fija.

Una vez obtenidos los cortes, las cintas deben ser estiradas sobre agua tibia (40 °C aprox.) que se mantiene en un recipiente eléctrico llamado baño de flotación. La temperatura del agua permite calentar la parafina junto con el tejido y así estirar los cortes, permitiendo como parte final de esta etapa adherir los cortes sobre portaobjetos que se dejan secar en estufa a 70 °C por mínimo una hora.

2.5 Desparafinación:

Es el proceso mediante el cual se retira toda la parafina del tejido, infiltrada y que encapsula. La parafina no permite el ingreso de los colorantes hacia el tejido, entonces se utiliza xilol que en este caso disuelve el medio consistente dejando solo el tejido adherido al vidrio.

Este proceso termina una vez que la muestra de tejido es nuevamente hidratada, para esto se sumergen los portaobjetos en una batería de alcoholes descendente (100°, 95° y 70°) que finaliza con agua destilada.

2.6 Tinción o Coloración:

El tejido debe ser teñido o coloreado para observar contraste entre los diferentes componentes estructurales, se aplica la tinción de rutina hematoxilina y eosina (HE), la cual proporciona diferenciación entre núcleo y citoplasma principalmente. Se aplican ambos colorantes de forma sucesiva.

La hematoxilina es considerada un colorante nuclear, tiñe principalmente los componentes ácidos del tejido como los ácidos nucleicos que se encuentran en el núcleo de la célula. Cuando un componente es teñido por este colorante se dice que es basofílico, es decir, que tiene afinidad por la hematoxilina que es un colorante que se comporta de forma básica.

La eosina es considerada como el colorante citoplasmático, tiñe principalmente componentes básicos del tejido y la mayoría de los componentes del citoplasma son de este tipo, además de diversos elementos extracelulares. Cuando un componente es

teñido por este colorante se dice que es eosinofílico o acidofílico, ya que, tiene afinidad por la eosina que es un colorante ácido.

2.7 Deshidratación y Montaje:

Con el propósito de conservar las muestras teñidas de forma permanente, luego de la coloración se realiza nuevamente una deshidratación, con una batería de alcoholes ascendente (70°, 95° y 100°) se elimina el agua en el interior del tejido que esta vez es de un espesor mucho menor (micrones).

Posteriormente se aclara en xilol, esta vez el líquido intermediario tiene la principal función de transparentar un poco el tejido. Lo que facilita una observación al microscopio óptico de mejor calidad, permite un mejor paso de la luz a través de la muestra.

Para finalizar el procesamiento histológico es necesario cubrir la muestra con un cubreobjetos, vidrio de menor espesor que es adherido a la muestra en el portaobjetos con la ayuda de una resina sintética, la cual, al secarse permite que la muestra quede completamente aislada y el preparado permanece en el tiempo.

6.2. Anexo 2. Mediciones morfológicas de las diferentes especies de *C. tenuicollis* previamente detectadas, por G. Cengiz, G. Tenekeci y N. Bilgen, 2019

Acta Parasitologica					
Table 1 Morphological measurement in present study and previously reported					
	[1]	[4]	[3]	[26]	Present study
Host	Taruca, Red Brocket Deer	Goat, sheep	Sheep	Sheep, goat	Red deer
Number of hooks	36–44, 36–44	28–31, 29–31	–	30, 28	24
Length of large hooks (μm)	194.5–206.5	194–205, 193.0–207.0	203.4	199.1±10.93, 198.7±10.49	186.96–191.88
Large hooks blade (μm)	59.9–77.7	92.0–99.0, 91.0–99.0	–	94.8±7.4, 95.7±5.48	49.2–59.04
Length of small hooks (μm)	121.3–138.6	137–147, 131.0–147.0	135.9	134.85±11.63, 141.8±8.33	132.84–137.76
Small hooks blade (μm)	66.6–76.5	72.0–78.0, 70.5–77.0	–	73.55±5.12, 74.65±6.64	54.12–59.04

6.3. Anexo 3. Tabla de contingencia para análisis estadístico, año 2024, elaboración propia

Órgano	Presencia de quistes (si)	Ausencia de quistes (no)	Total
Riñón			
Músculo			
Corazón			
Hígado			
Pulmón			
Cavidad			
Más de una presentación			

6.4. Anexo 4. Extracto del convenio Servicio Agrícola y Ganadero - Centro de rehabilitación de fauna silvestre de la Universidad San Sebastián

3.- Por otra parte, durante el transcurso de parte de los años 2023 y 2024 se ha registrado una epidemia de Influenza Aviar Altamente Patógena (IAAP) sin precedentes, donde diversos subtipos están causando brotes alrededor del mundo; entre estos se señalan los brotes notificados a la Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA) por Canadá, Estados Unidos, Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú.

4.- A partir de dicha experiencia, se hace necesario fortalecer la cooperación con los centros de rescate y/o rehabilitación con el fin de compartir acciones para el diagnóstico, considerando las posibilidades de encontrar reservorios de diversas enfermedades en la fauna silvestre.

6.5. Anexo 5. Certificado de uso de muestras ONG Chiloé Silvestre



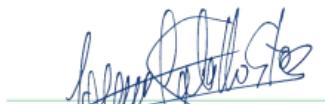
CERTIFICADO

Ancud, 20 de enero de 2025

El Centro de Conservación de la Biodiversidad Chiloé-Silvestre RUT 65.012.432-4 representado por el Dr. Javier Cabello Stom, RUT 13.407.897-9, certifica, en primera instancia, que:

- Posee un centro de rehabilitación de fauna silvestre inscrito en el Registro Nacional de Tenedores de fauna silvestre por resolución exenta N° 132/2017 del 1-02-2017 cuyo artículo segundo faculta a Chiloé-Silvestre a recibir especies de fauna silvestre protegida como el pudú (*Pudu puda*), siendo la principal especie que hace ingreso a dicho centro.
- A todos los animales que hacen ingreso por daños en su estado sanitario, se les realiza un examen clínico y tratamientos correspondientes a la afección que cursan, además de la toma de muestras biológicas para su diagnóstico y para investigación científica con instituciones asociadas (Universidad San Sebastián). Esto incluye la colecta de muestras formoladas, en el caso que algún animal fallezca o tenga que ser eutanasiado.
- Los protocolos para tomas de muestras de pudú, utilizadas en el presente estudio, denominado “DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA Y MICROSCÓPICA DE QUISTES PARASITARIOS DE CESTODOS, ENCONTRADOS EN EJEMPLARES DE PUDÚ (*Pudu puda*), INGRESADOS ENTRE LOS AÑOS 2016-2024, A LA UNIDAD DE MORFOLOGÍA Y DIAGNÓSTICO”, fueron aprobados por los equipos veterinarios de las instituciones involucradas.
- Todos los procedimientos estuvieron a cargo de Médicos Veterinarios titulares de cada institución y las muestras fueron colectadas como parte de los procedimientos de rutina de medicina preventiva en pacientes sanos y/o fallecidos, conservándose en bancos de muestras para colaborar con futuros estudios.

Se emite el presente certificado para los fines que el interesado estime convenientes




Javier Cabello Stom
Médico Veterinario, MSc., PhD.
Centro de Conservación
De la Biodiversidad
javiercabellostom@chilosilvestre.cl
www.chilosilvestre.cl
+56 9 58725125

6.6. Anexo 6. Carta Gantt, desarrollo metodológico de memoria de título, año 2025, elaboración propia

CARTA GANTT METODOLOGÍA MEMORIA DE TÍTULO											
AÑO 2025											
Nº	OBJETIVOS	ACTIVIDADES Y TAREAS A REALIZAR	DESCRIPCIÓN	LUGAR	FRECUENCIA	ENCARGADO ÁREA	2025				
							S1	S2	S3	S4	S5
1	Caracterizar macroscópicamente a través de necropsia y microscópicamente mediante histopatología, los principales hallazgos de quistes parásitarios, las principales hallazgos de lesiones asociadas, encontrados en órganos de ejemplares de pudú (Pudu pudú), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.	Revisión de la base de datos de muestras ingresadas a la UMD con sus informes respectivos.	Nº de casos ingresados entre los años 2016 a 2024 con sus respectivos informes de necropsia e histopatología.	Laboratorio UMD	Única vez	TM Jeradine Poveda					
		Recolección de muestras disponibles en frascos fijadas en formalina	Revisar las muestras que están disponibles en frascos con formalina al 10% que hayan sido tomadas entre el 2016 al 2024 y que sean necesarias procesar.	Laboratorio Necropsia UMD	Única vez	TM Jeradine Poveda					
		Recolección de láminas ya procesadas histológicamente.	Revisar la base de datos de la UMD de las muestras que ya están procesadas histológicamente de quistes parásitarios de cestodos entre 2016 y 2025.	Laboratorio UMD	Única vez	TM Jeradine Poveda					
		Realizar necropsia y procesar histológicamente las muestras de quistes parásitarios de pudú que lleguen entre enero y primera semana de junio 2025	Se realizará apenas lleguen al laboratorio, se tomarán muestras de órganos con presencia de quistes parásitarios y se realizará procesamiento histológico.	Laboratorio Necropsia UMD	Cada vez que se requiera	Dr. Frank Vera / TM Jeradine Poveda					
		Procesar histológicamente las muestras de quistes parásitarios de cestodos disponibles en órganos o cavidades, recolectadas entre 2016 y 2024.	De acuerdo al "Manual de procedimientos del laboratorio de Histopatología veterinaria" de la Tecnología Médica Jaénin Muena y el Dr. Frank Vera	Laboratorio UMD	Única vez	TM Jeradine Poveda					
		Observación de las muestras mediante microscopía	Todas las muestras ingresadas entre 2016 y 2025	Laboratorio UMD	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Realizar análisis descriptivo de las principales lesiones asociadas a quistes parásitarios de cestodos	Todas las muestras ingresadas entre 2016 y 2024	Laboratorio UMD	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Observar muestras ingresadas durante enero y primera semana de junio 2025	Se realizará análisis descriptivo de todas las muestras hasta junio 2025	Laboratorio UMD	Cada vez que se requiera	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
2	Determinar la clasificación taxonómica mediante la observación microscópica de los estados larvales (cisticercos), presentes en los órganos y cavidades de los ejemplares de pudú (Pudu pudú), ingresados entre los años 2016 al 2024, a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, para relacionarlos con especies de Taenias spp.	Procedimiento parasitológico	Obtener los parásitos de las muestras de órganos según lo descrito en "Técnicas de necropsia en animales domésticos" de Aluja y Casas.	Laboratorio UMD	Cada vez que se requiera	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Observar microscópicamente los parásitos	Todos los parásitos obtenidos de órganos y cavidades por medio de un procedimiento previo	Laboratorio UMD	Cada vez que se requiera	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Clasificar taxonómicamente	Se utilizará el libro "Parasitic Diseases of Wild Mammals" de William Samuel, Margo Pybus y Alan Kocan. En conjunto con la revisión de la literatura y la revisión de la tesis doctoral de C. Tenkocilis previamente detectada en estudio científico "Caracterización molecular y morfológica de <i>Cysticercus Tenkocilis</i> en el ciervo rojo" por Gonkem Cengiz, Güzde Tenekedj y Nuzet Bilek.	Laboratorio UMD	Cada vez que se requiera	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Tabulación de datos obtenidos, en tablas Excel.	Calcular porcentaje de cisticercos presentes por órgano	USS	Única vez	Dr. Frank Vera					
		Graficar datos para interpretación de la información	Usar excel	USS	Única vez	Dr. Frank Vera					
		Interpretar los resultados para realizar una discusión	Se ordenarán los datos obtenidos y se comenzará a escribir los resultados y discusión en el escrito.	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
3	Definir la prevalencia de quistes parásitarios de cestodos por individuo y órgano analizado, encontrados en ejemplares de pudú (Pudu pudú), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico.	Tabulación de datos obtenidos, en tablas Excel.	Ordenar la información en tablas en excel para mejor interpretación	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Calcular tasa prevalencia de quistes parásitarios de cestodos en pudus estudiados.	Aplicar fórmula cálculo prevalencia	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Calcular las tasas de prevalencia de quistes parásitarios de cestodos por cestido y órgano y/o cavidad en pudus estudiados.	Aplicar fórmula cálculo prevalencia	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Graficar datos para interpretación de la información.	Se realizará mediante excel	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Interpretar los resultados para realizar una discusión	Se ordenarán los datos obtenidos y se comenzará a escribir los resultados y discusión en el escrito.	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
4	Analizar la asociación entre la cantidad de quistes parásitarios de cestodos y los diferentes órganos afectados en ejemplares de pudú (Pudu pudú), ingresados entre los años 2016 al 2024 a la Unidad de Morfología y Diagnóstico, con el fin de determinar si existe una relación significativa entre la presencia o ausencia de quistes en órganos o cavidades.	Ordenar los datos, N° casos donde existe presencia o ausencia de quistes de cestodos en ejemplares de pudú, por cada órgano/cavidad.	Ordenar la información en tablas en excel para mejor interpretación	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Realización de tabla de contingencia (presencia o ausencia de quistes parásitarios en órganos y cavidades)	Usar excel	USS	Única vez	Dr. Frank Vera					
		Aplicar prueba estadística Chi cuadrado	Usar Graphpad 10	USS	Única vez	Dr. Frank Vera					
		Graficar datos para interpretación de la información.	Se realizará mediante excel	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
5	Escribir Memoria de título	Interpretar los resultados para realizar una discusión	Se ordenarán los datos obtenidos y se comenzará a escribir los resultados y discusión en el escrito.	USS	Única vez	Dr. Frank Vera / Dr. Luis Flores					
		Escribir resultados, discusión y conclusiones	Ir realizando en simultáneo desde la observación de las muestras	USS	Única vez	Catalina Schmauck					
		Revisión del escrito por parte profesor guía	Una revisión general	USS	1 semanad	Dr. Frank Vera					
6	Revisión Memoria de título	Revisar presentación Memoria de título	Revisar presentación, escrito y posibles preguntas	USS	2 veces por semana	Dr. Frank Vera					

Link para revisar detalle:

https://drive.google.com/file/d/1pKB1bXHdWr3K1Zplt26TkVDSYH2yYv1S/view?usp=drive_link

6.7. Anexo 7. Medición de largo y ancho en quistes parasitarios de cestodos, encontrados en cavidades y órganos de ejemplares de pudú, año 2025, elaboración propia

Nº de caso	Órgano o cavidad	Medición largo (cm)	Medición ancho(cm)	Origen
120-24N	Cavidad	3,8	2,7	CS
149-2023	Cavidad	2,3	2,4	CS
2143-23H	Cavidad	1,6	1,8	CS
120-2023	Cavidad	2,8	2,2	CS
1039-18N	Cavidad	3,1	2,6	CS
905-17-N	Cavidad	2,2	1,4	CS
1619-21N	Cavidad	4,7	3,3	CS
107-2022	Cavidad	2,3	2,2	CS
163-2024	Cavidad	2,5	1,8	CS
S/N	Cavidad	3,3	2,5	CS
573-21N	Cavidad	4,3	3,4	USS
S/N	Cavidad	2,1	2	USS
573-21N	Cavidad	3,4	3,3	USS
144-2022	Cavidad	1,8	1,6	CS
1583-21N	Cavidad	3,2	3	USS
2292-24H /2024-077	Cavidad	2,8	2,5	USS
S/N	Cavidad	1,9	1,8	CS
011-2024	Cavidad	1,7	1,5	CS
2023-12H/2227-24H	Cavidad	2,9	2,6	USS
1536-21-N	Cavidad	4,7	3,5	USS
2193-24H	Cavidad	3,6	2,8	USS
200-2024	Cavidad	3,2	1,7	CS
2354-24H	Cavidad	3,2	2,3	USS
167-24N	Cavidad	3,5	3,3	CS
656	Cavidad	3,3	3,3	CS
S/N	Cavidad	2,1	1,8	CS
141-24-N/2279-24H	Cavidad	1,7	1,7	CS
108-2023	Cavidad	2,6	2,1	CS
1281-19N	Cavidad	3,6	2,2	CS
36-2024	Cavidad	3,9	3,5	CS
2211-24H/97-24-N	Cavidad	2,3	2	CS
108-2023	Cavidad	3,5	2,8	CS
656-16	Cavidad	5,1	3,3	CS
H5 92-2022	Cavidad	2,6	2,4	CS
106-2022	Cavidad	2,5	1,8	CS
114-2024	Cavidad	2,5	2,5	CS
2415-24H	Cavidad	2,8	2,5	CS
160-2023	Cavidad	4,1	3,7	CS

916-17N	Cavidad	3,5	3,4	CS
656-16	Hígado	1,7	2,1	CS
2211-24H / 97-24-N	Hígado	2,6	1,7	USS
163-2024	Hígado	2	1,5	CS
1821-22-N	Hígado	1,8	2	USS
1596-21-N	Hígado	2,1	1,6	USS
2415-24H	Pulmón	0,9	0,7	CS
60-25N	Pulmón	1	0,6	USS
1821-22-N	Pulmón	0,6	0,4	USS
72-2024/ 2216-24H	Pulmón	0,4	0,2	USS
164-2024	Pulmón	1,2	0,7	CS
1039-18N	Pulmón	0,4	0,3	CS
011-2024	Pulmón	0,5	0,3	CS
3023N / 2144-23 H	Músculo	0,7	0,4	USS
2412-24H	Músculo	0,6	0,5	CS
141-24N/ 2274-24H	Corazón	0,4	0,3	USS
123-2023 /2414-24H	Corazón	0,3	0,2	CS
135-2023 / 2413-24H	Corazón	0,6	0,4	CS
840-17-N	Corazón	0,3	0,3	CS

6.8. Anexo 8. Resultado del análisis estadístico Chi-cuadrado, para evaluar la asociación entre la presencia de quistes parasitarios y la localización anatómica en ejemplares de pudú, año 2025, elaboración propia

Table Analyzed	Contingency: Prospective data (chi-square test)
P value and statistical significance	
Test	Chi-square
Chi-square, df	132,4, 6
P value	<0,0001
P value summary	****
One- or two-sided	NA
Statistically significant (P < 0.05)?	Yes
Data analyzed	
Number of rows	7
Number of columns	2