



UNIVERSIDAD
SAN SEBASTIAN

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA
CARRERA MEDICINA VETERINARIA
SEDE CONCEPCIÓN**

**IDENTIFICACIÓN DE *GIARDIA SPP* EN AVES SILVESTRES DE LA
REGIÓN DE ÑUBLE Y BIOBÍO**

Memoria para optar al título de Médico Veterinario

Profesor Patrocinante: DCs Juana Paola Correa Galaz, MV.
Profesor Copatrocinante: DCs Diana Maritza Echeverry Berrío, MV
Estudiante: Danna Lysseth Mac Kay Vargas

® Danna Lysseth Mac Kay Vargas.

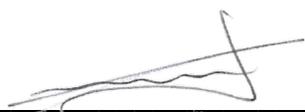
Se autoriza la reproducción parcial o total de esta obra, con fines académicos, por cualquier forma, medio o procedimiento, siempre y cuando se incluya la cita bibliográfica del documento.

Concepción, Chile

2025

HOJA DE CALIFICACIÓN MEMORIA DE TÍTULO

En Concepción, el 9 de julio del año 2025 los abajo firmantes, dejan constancia que la estudiante **DANNIA LYSSETH MAC KAY VARGAS** de la carrera de **MEDICINA VETERINARIA**, ha aprobado la memoria para optar al título profesional de **MÉDICO VETERINARIO** con una nota de 5,7.



DCs Paloma Moreno, MV

Profesor evaluador



DCs Cristián Hernández

Profesor evaluador



DCs Juana Correa, MV

Profesor evaluador

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mis padres, mi mamá, Isabel Vargas y mi papá, Daniel Mac-Kay, que a pesar de la distancia siempre estuvieron para mí y me escucharon cuando más los necesité y supieron guiarme en el camino correcto.

A mi hermano, por ser un apoyo en mi día a día para poder adaptarme a un nuevo lugar y que siempre cuando necesitaba distracciones estaba ahí para mí, mostrándome videos, viendo series, películas o conversando sobre cualquier tema.

Agradezco a mis patrocinantes, la Dra. Diana Echeverry y a la Dra. Juana Correa, ambas investigadoras muy inteligentes y que estimo mucho, agradezco todos los conocimientos que me entregaron durante el transcurso de la memoria.

También agradezco a mi compañera de laboratorio, Daniela Cartes, que estuvo conmigo desde el principio y que se dio el tiempo de enseñarme y explicarme cada paso con cariño, agradezco haber conocido a una persona tan amable durante este proceso.

Agradezco a mi Franchesca, mi gatita regalona que con sus besitos y compañía me ayudó en múltiples ocasiones a lo largo de mi juventud, sin poder hablar me ayudó a entender que la vida no es tan mala.

Agradezco también a mi Reina, mi perrita salchicha que a pesar de ser solo su tía la amo como si fuera completamente mía, aunque sea desordenada y loca también alegró mis días oscuros.

Y por último, agradezco a quien que me impulsó a meterme a esta carrera, el que me enseñó que es amar con el alma a una mascota y a saber despedirme de ella, mi tortuga, Felipin, que siempre lo tengo en mi corazón y que es la razón de muchas decisiones de mi profesión.

TABLA DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
RESUMEN.....	viii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. <i>Giardia spp.</i>	1
1.2. Giardiasis en Aves	3
1.3 Identificación de <i>Giardia spp.</i> por reacción en cadena de la polimerasa (PCR).....	4
2. OBJETIVOS	6
2.1. Objetivo general	6
2.2. Objetivos específicos	6
3. MATERIAL Y MÉTODO.....	7
3.1 Lista de materiales.....	7
3.2 Toma de muestras	7
3.2 Extracción de ADN	9
3.3 Reacción en cadena de la polimerasa (PCR) convencional.....	10
3.4 Visualización de las bandas de ADN amplificadas.....	10
3.5 Estimación del porcentaje de ocurrencia.....	11
4. RESULTADOS	12
4.1 Resultados por objetivo específico	12
4.1.2 Objetivo específico 1: Identificación de <i>Giardia spp.</i> por medio de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) anidada	12
4.1.3 Objetivo específico 2: Porcentaje de ocurrencia de <i>Giardia spp.</i>	15
5. DISCUSIÓN.....	16
6. CONCLUSIÓN.....	20
7. REFERENCIAS	21
8. ANEXO	25

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. (A) Quiste y (B) Trofozoíto de <i>G. duodenalis</i>	2
Figura 2. Ciclo de la Giardiasis.....	3
Figura 3. Mapa sitios de muestreo en la región del A) y B) Biobío, C) Ñuble.....	8
Figura 4. Proceso de la extracción de ADN y posterior electroforesis en luz UV.....	11
Figura 5. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%	13
Figura 6. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%	13
Figura 7. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%	14
Figura 8. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%.....	14

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Listado de materiales de cada paso metodológico	7
Tabla 2. Total aves muestreadas, n° de positivos a <i>Giardia</i> (%) y su preferencia de hábitat.....	15

RESUMEN

La giardiasis, causada por el agente *Giardia spp.*, es considerada una infección gastrointestinal autolimitante de fácil contagio. Este protozoo infecta una amplia variedad de hospederos, entre ellos las aves, donde muchas de ellas poseen un extenso rango de distribución facilitando así el contagio de diversas enfermedades. La presencia de *Giardia* se ha reportado en varias especies de aves a nivel mundial, pero en Chile la información se ha limitado al estudio de pocas especies aviares. Generalmente, el diagnóstico se realiza a través de microscopía, y pocos han empleado técnicas moleculares que permitan la identificación de la especie y el genotipo de *Giardia*.

El objetivo del presente trabajo consiste en evidenciar la presencia de *Giardia* en especies del orden Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes, por medio del uso de PCR (reacción en cadena de la polimerasa). Para lograr el objetivo, se recolectaron muestras de heces provenientes de aves que ingresaron al Centro de Rehabilitación de Fauna Silvestre – CEREFAS de la Universidad San Sebastián y muestras de heces entregadas por cazadores certificados por el SAG (Servicio Agrícola Ganadero). Se realizó extracción de ADN total desde las heces empleando un kit comercial, posteriormente se realizó una PCR anidada para identificar material genómico perteneciente a *Giardia*. Las bandas de ADN amplificadas que corresponden a muestras positivas para *Giardia spp.* fueron visualizadas en un gel de agarosa bajo luz ultravioleta.

La PCR permitió la detección de ADN de *Giardia spp.* en heces de aves silvestres objeto de estudio. De las 41 muestras analizadas, el 26,82% (11/49) de las aves silvestres resultaron positivas a la presencia de *Giardia spp.*, correspondiendo a 100% (2/2) del Pato Jergón grande, 50% (1/2) del Pato real, 50% (1/2) del Pato colorado, 21,57% (4/19) de las Palomas, 50% (1/2) del Zorzal y 28,57% (2/7) de las Gaviotas. En cuanto a su preferencia de hábitat, el estudio detectó 6/19 (31,57%) aves con un estilo de vida preferentemente acuático. Si bien estos resultados reflejaron la prevalencia de las aves analizadas infectadas con este parásito intestinal, no son valores que generen un gran impacto en la investigación debido al bajo número de muestras totales de cada especie. Sin embargo, se destaca por ser uno de los primeros estudios en Chile en detectar *Giardia spp.* en aves silvestres.

Palabras clave: Parásito, *Giardia*, PCR

ABSTRACT

Giardiasis, caused by *Giardia* spp., is considered a self-limiting gastrointestinal infection that is easily transmitted. This protozoan infects a wide variety of hosts, including birds, the vast majority of which have a broad distribution range, facilitating the spread of various diseases. The presence of *Giardia* has been reported in several bird species worldwide, but in Chile, information has been limited to the study of a few avian species due to limited interest or funding. Diagnosis is generally performed through microscopy, and few have employed molecular techniques that allow for the identification of the *Giardia* species and genotype.

The objective of this study is to demonstrate the presence of *Giardia* in species of the orders Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes, and Sphenisciformes, using PCR (polymerase chain reaction). As a method, fecal samples were collected from birds admitted to the Wildlife Rehabilitation Center (CEREFAS) at San Sebastián University, as well as fecal samples submitted by hunters certified by the SAG (Agricultural and Livestock Service). Total DNA was extracted from the feces using the QIAamp PowerFecal Pro DNA Kit, followed by nested PCR to identify genomic material belonging to *Giardia*. The amplified DNA bands were visualized on an agarose gel under ultraviolet light to identify positive samples for *Giardia* spp.

PCR allowed the detection of *Giardia* spp. DNA in feces of wild birds under study. Of the 41 samples analyzed, 26.82% (11/49) of the wild birds were positive for the presence of *Giardia* spp, corresponding to 100% (2/2) of the Greater Scaup, 50% (1/2) of the Mallard, 50% (1/2) of the Ruddy Duck, 21.57% (4/19) of the Pigeons, 50% (1/2) of the Thrush and 28.57% (2/7) of the Gulls. Regarding their habitat preference, the study detected 6/19 (31.57%) birds with a preferably aquatic lifestyle. Although these results reflected the prevalence of the analyzed birds infected with this intestinal parasite, they are not values that generate a great impact on the research due to the low number of total samples of each species. However, it stands out for being one of the first studies in Chile to detect *Giardia* spp. in wild birds.

Keywords: Parasite, *Giardia*, PCR

1. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades de origen parasitario han sido siempre objeto de estudio a lo largo de los años, lo que ha permitido identificar y clasificar distintas especies junto con su patogenicidad, reservorios naturales, ciclos de vida y vías de transmisión. Todo lo anterior ha permitido la creación de métodos de control epidemiológico para evitar los cuadros clínicos que generan en la población humana y animal (Organización Panamericana de la salud, 2003).

La *Giardia spp.* ha sido un patógeno de gran interés para los distintos medios científicos, desde su descubrimiento en 1681 por el científico Van Leeuwenhoek, el cual logró su hallazgo mientras examinaba sus propias heces diarreicas bajo un microscopio (Adam, 2021). Este protozoo presenta una gran capacidad de colonizar diversos hospedadores, siendo descubierto mediante la experimentación molecular y que dio como resultado 8 conjuntos de genotipos que van de la A – H. Estos conjuntos genotípicos dieron pie para la clasificación de las especies de *Giardia*, siendo algunos específicamente adaptados a un único hospedador (C – H) y otros que los comparten de manera zoonótica (A – B) (Guadano et al., 2022). Esta habilidad de poder tener una amplia gama de hospedadores da a entender que este protozoo tiene una gran adaptabilidad a los distintos sistemas digestivos de las especies que parasita, siendo de gran interés para la salud pública por el fácil y accesible contagio involuntario, el cual corresponde a vía fecal – oral, proveniente de aguas contaminadas (ríos, arroyos y lagos) y/o de alimentos que no han sido sanitizados de manera correcta (Adam, 2021).

1.1. *Giardia spp.*

Es considerada un organismo protozoario anaeróbico flagelado caracterizado por su forma simétrica similar a una lágrima o piriforme en su estadio como trofozoíto y con una forma ovalada similar a un huevo en su estadio quístico (Cordero del campillo et al., 1999). Los quistes miden aproximadamente entre 8 – 19 μm (Figura 1) y, por otro lado, los trofozoítos miden entre 10 a 20 μm (Centers for disease control and prevention, 2024) (Figura 2). Otra característica de los trofozoítos es que presentan 2 núcleos rodeados de citoplasma con un disco adherente que le permite fijarse al epitelio intestinal y que junto

con sus 8 flagelos le facilitan la movilización a través del tracto intestinal (Adam, 2021). De acuerdo con la nomenclatura binominal, se ha llegado al consenso de clasificar a *Giardia spp.* como perteneciente a la familia Hexamitidae en el orden Diplomonadida dentro del phylum Sarcomastigophora (Adam, 2001).

Figura 1. (A) Quiste y (B) Trofozoíto de *G. duodenalis*.



A)



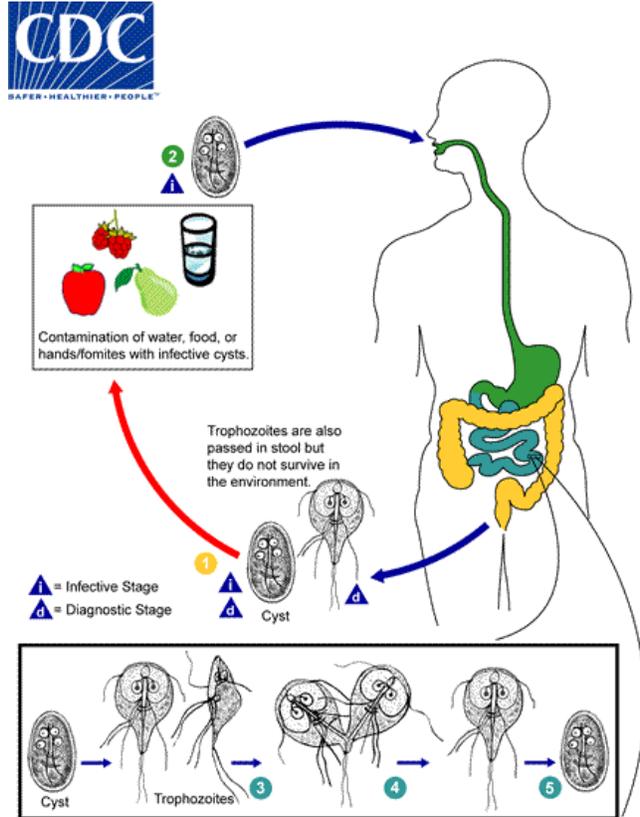
B)

A: Fuente: Adaptado de “Giardiasis: DPDx – Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern”, por Centers for Disease Control and Prevention (CDC), 2024 (<https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>).

B: Fuente: Adaptado de “Enfermedades Giardia Intestinalis”, por Fundación iO, n.f (<https://fundacionio.com/salud-io/enfermedades/parasitos/giardia-intestinalis/>)

Respecto a su ciclo de vida, *Giardia spp.* presenta dos estadios: la forma quística que es la infectante o resistente que se encuentra tanto en las heces como en el medio ambiente, propagándose en aguas y/o alimentos que son consumidos por los animales y seres humanos ocasionando su transmisión fecal – oral, y tenemos la forma vegetativa denominada trofozoíto, la cual es liberada del quiste en el intestino delgado para multiplicarse por fisión binaria, presentarse de forma asintomática o generar las manifestaciones clínicas con signos como diarrea, dolor abdominal, malabsorción, entre otros (Centers for disease control and prevention, 2024) (Figura 2).

Figura 2. Ciclo de la Giardiasis.



Fuente: Adaptado de “Giardiasis: DPDx – Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern”, por Centers of Disease Control and Prevention (CDC), 2024 (<https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>)

Giardia spp. presenta una distribución mundial, pero en ciertas partes mantiene una mayor incidencia de acuerdo con los factores ambientales, la frecuencia de turistas, características socioeconómicas, acceso a servicios sanitarios básicos y servicios de salud, entre otros (Adam, 2021).

1.2. Giardiasis en Aves

Toda esta avifauna silvestre alberga patógenos en su sistema digestivo que pueden ser excretados al medio ambiente, siendo altamente peligrosos para las especies de la zona, incluidos los humanos, porque pueden causar enfermedades de tipo infecciosas y/o parasitarias por medio del contacto con fuentes que han sido contaminadas con las heces de estos animales (Ebani et al., 2021). Estas aves al ser de carácter migratoria

estacionaria tienen la facilidad de diseminar los patógenos hacia distintos tipos de ambientes recreacionales, donde se han realizado investigaciones sobre lo adecuado que son estos huéspedes para parásitos protozoarios de tipo entérico, como por ejemplo *Cryptosporidium* spp. y *Giardia* spp. (Cano et al., 2016). Esto se transforma automáticamente en una sutil amenaza para la salud pública, siendo los científicos quienes sugieren realizar un monitoreo de las aves acuáticas migratorias para detectar con antelación posibles fuentes de contaminación y así poder tratar la causa aislando a las aves contagiadas (Jian et al., 2021).

Gracias a diversos estudios genéticos, la *Giardia duodenalis* se subdividió en diferentes especies de acuerdo con sus características moleculares junto con su especificidad según el huésped, existiendo algunas zoonóticas, siendo las de interés para esta investigación *Giardia psittaci* y *Giardia ardae*, ambas presentes sólo en aves (Adam, 2021). Sin embargo, ambas especies no presentan alguna característica patogénica diferente a *G. duodenalis*, quiere decir que su efecto en el individuo es bastante similar y solo cambia el hecho que sea huésped específica para aves con una secuencia filogénica de AF473853 para *G. psittaci* y de Z17210 para *G. ardae* (Niichiro et al., 2012).

1.3 Identificación de *Giardia* spp. por reacción en cadena de la polimerasa (PCR)

La reacción en cadena de la polimerasa o según sus siglas en inglés, PCR, es una técnica creada por Kary Mullis en el año 1985 que en su momento revolucionó la forma en que se estudiaban los genomas celulares del ADN (ácido desoxirribonucleico) debido a su alta sensibilidad y especificidad junto con la rapidez de sus resultados a diferencia de las otras técnicas (Newton & Graham, 1999). Su funcionamiento consiste principalmente en copiar una secuencia de ADN blanco por medio de la ADN polimerasa en conjunto con unos cebadores que dan inicio al proceso en tres etapas, desnaturalización, hibridación y extensión; dando como resultado miles de copias de ADN que se lograrán visualizar utilizando la técnica de electroforesis en gel de agarosa bajo luz UV, esta técnica separa las bandas de ADN según tamaño y carga eléctrica de acuerdo con un marcador molecular seleccionado. Específicamente para *Giardia* spp, uno de los PCR desarrollados para su detección se enfocan en los genes ssuRNA y ef1a (Tamay de Dios et al., 2013).

Para el diagnóstico de *Giardia spp.*, la técnica por microscopia se ha visto desvaluada durante el transcurso del tiempo debido a sus evidentes limitaciones como lo son, la baja sensibilidad y especificidad de la muestra, lo cual entrega una mayor probabilidad de falsos negativos o positivos, otra limitación es la difícil visualización de los quistes y trofozoítos dentro de las células polimorfonucleares debido al pequeño tamaño de estos, y como último ejemplo, tenemos una alta incongruencia al momento de interpretar los resultados, la subjetividad de estos depende de cada operador (Emisiko et al., 2020). Es por esto, que el uso de los métodos de PCR ha entregado múltiples beneficios y facilidades para el diagnóstico de las distintas especies de *Giardia*, ya que se considera un método rápido, con una alta sensibilidad para la identificación de etapas tempranas de infección con el parásito, eficiente y con la capacidad de poder analizar varias muestras de ADN en un mismo tiempo (Chávarri, 2016).

El fin de este proyecto de investigación se centra en la identificación de *Giardia spp.* mediante la técnica PCR que permitirá confirmar la presencia o ausencia en las aves silvestres de la región del Biobío y Ñuble. Considerando todo lo anterior
¿Qué tan frecuente es la presencia de *Giardia spp.* en los individuos del orden Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes en las regiones del Biobío y Ñuble?

OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Identificar la presencia y distribución de *Giardia spp.* en aves de diversos ordenes (Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes) en las regiones del Biobío y Ñuble.

2.2. Objetivos específicos

1. Identificar mediante la técnica reacción en cadena de la polimerasa (PCR) anidada la presencia de *Giardia spp.* en aves silvestres del orden Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes en las regiones del Biobío y Ñuble.
2. Estimar el porcentaje de ocurrencia de *Giardia spp.* presente en una diversidad de aves silvestres pertenecientes a los órdenes Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes en las regiones del Biobío y Ñuble.

3. MATERIAL Y MÉTODO

Este es considerado un estudio de tipo descriptivo cuantitativo, el cual permite identificar la relación existente entre un grupo de estudio, que son las aves ya mencionadas con anterioridad, de las cuales se obtiene aproximadamente un total de 40 muestras de heces durante el año 2024 – 2025; y el factor investigativo, que trata sobre qué tan frecuente es la presencia o ausencia de *Giardia spp.* en estas muestras.

Este estudio cuenta con el permiso de ética 05 – 24 entregado por el Comité Institucional de Ética en Cuidado y Uso de Animales, Universidad San Sebastián, bajo el proyecto: "Occurrence of *Giardia* in wild birds from Chile: molecular characterization of species and genotypes" (Ver anexo).

3.1 Lista de materiales

Tabla 1. Listado de materiales de cada paso metodológico

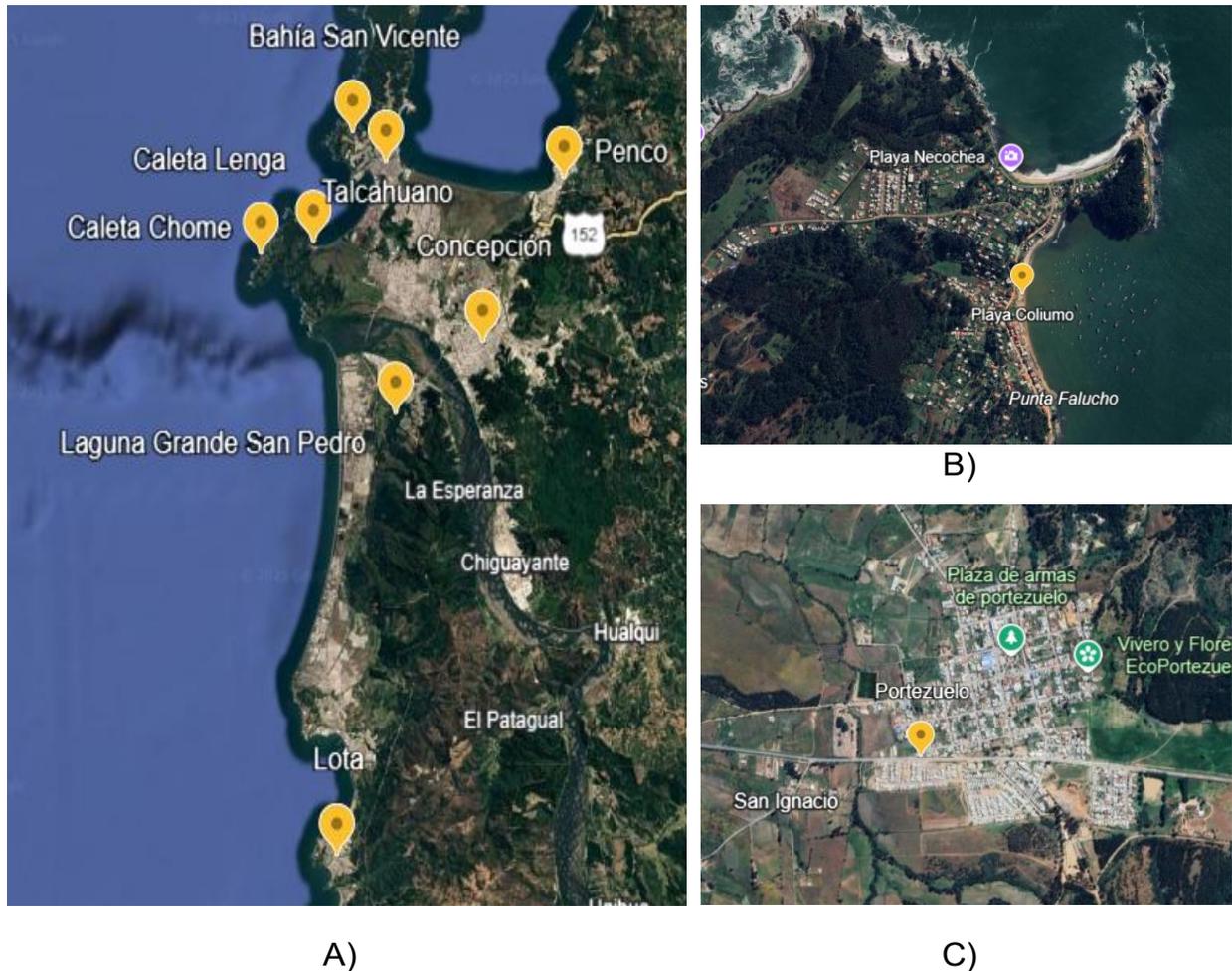
Extracción del ADN	Realización del PCR	Visualización del ADN amplificado
Centrifuga Vortex Incubador de baño seco Micropipetas con sus puntas correspondientes Kit DNA QIAamp PowerFecal Pro Gradillas Marcador permanente Muestras fecales de las aves de estudio	Muestras de ADN GoTaq Primers 1° PCR Gia 2019 y Gia 2150c 2° PCR RH11 y RH4 H2O (agua) Termociclador Gradillas Micropipetas con sus puntas correspondientes	Gel de agarosa Luz UV Cubeta de electroforesis H2O (agua) Muestras de PCR Control negativo y positivo Cinta de parafina GeneRuler 100 pb

3.2 Toma de muestras

Las muestras fueron recolectadas por cazadores certificados por el Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) en virtud de la Ley N° 19.473. Los sitios de muestreo en la región del Biobío se distribuyeron entre 7 comunas: Concepción, Lota, San Pedro de la Paz, Talcahuano, Hualpén, Tomé y Penco; Y en la región de Ñuble, sólo se muestreo en la

comuna de Portezuelo (Figura 3).

Figura 3. Mapa sitios de muestreo en la región del A) y B) Biobío, C) Ñuble.



Fuente: Google Earth. (s.f). [Imagen satelital de zona de estudio] Consultado el 03 de junio de 2025, de <https://earth.google.com/web/>

Se eligieron estos lugares por una mayor concentración de las aves necesarias para el estudio y también porque son áreas donde existe una estrecha interacción entre otros animales (incluido el ser humano).

Las especies seleccionadas para el estudio se representan en la Tabla 2, donde hubo un total de 41 especies, siendo la muestra más numerosa la de Paloma (*Columba livia*) con un total de 19 muestras. Estas aves fueron seleccionadas porque además de tener un contacto estrecho con otras especies, se ha visto (aunque de manera poco frecuente)

que se consideran para consumo humano, por lo tanto, pudieran ser un riesgo de salud pública.

Una vez que las aves fueron ya recolectadas por los cazadores, se nos entregaron para así realizar la necropsia en el pabellón específico para esta práctica en la Universidad San Sebastián, sede Concepción. Las muestras extraídas se almacenaron en tubos de 1,5 ml con solución de etanol para ayudar a preservar el ADN antes de la extracción y que después fueron congeladas a -20°C .

3.2 Extracción de ADN

Para extraer el ADN de la muestra fecal se utiliza el Kit DNA QIAamp PowerFecal Pro, el cual permite el aislamiento del ADN total de las muestras fecales, este kit contiene:

- Tubos PowerBead, de microcentrifuga, de colección y de elusión
- Columna MB
- Solución CD1; CD2; CD3; EA; C5 y C6

Como primer paso se usa el vórtex en los tubos Power Bead para que precipiten las perlas y se agregan 250 mg de heces junto con 800 μl de solución CD1. Después, se incuba a 90°C por 30 minutos para desnaturalizar el ADN, luego se utiliza el vortex por 10 minutos a velocidad máxima y es llevado a la centrifugadora por 1 minuto. Terminado este tiempo, se transfiere el sobrenadante a un tubo de microcentrifuga, se le agrega 200 μl de solución CD2 y se centrifuga nuevamente por 1 minutos para después transferir el nuevo sobrenadante a otro tubo de microcentrifuga. A este tubo le añadimos 600 μl de solución CD3 junto con 16 μl de glicógeno y utilizamos vórtex por 5 segundos.

Posteriormente, se carga todo el lisado en una columna MB para centrifugarla por 1 minuto y se descarta todo el flujo que pasó a través del filtro. Luego, se coloca la columna ya filtrada en su totalidad en un tubo de colección de 2 ml junto con 500 μl de solución EA, se centrifuga por 1 minuto para después descartar nuevamente lo filtrado y agregar 500 μl de solución C5, la cual ayuda a recuperar el ADN purificado. Se vuelve a centrifugar por 1 minuto y nuevamente, se descarta lo filtrado para colocar la columna en un nuevo tubo de colección de 2 ml el cual se vuelve a centrifugar, pero a 2 minutos. Como último paso, se agregaron 50 – 100 μl de solución C6, se centrifuga por 1 minuto para después descartar la columna y conservar el tubo de colección donde queda el ADN,

el cual es almacenado a -20 °C.

3.3 Reacción en cadena de la polimerasa (PCR) convencional

Para la identificación de las especies de *Giardia spp.*, se realiza una PCR anidada para amplificar los genes ssuRNA y ef1a siguiendo el protocolo descrito por Appelbee et al. (2003). Para ello, se utilizan los cebadores Gia2029 y Gia2150c en una primera PCR para obtener un producto de 497 pb y, a continuación, se realiza una segunda PCR utilizando los cebadores RH11 y RH4.

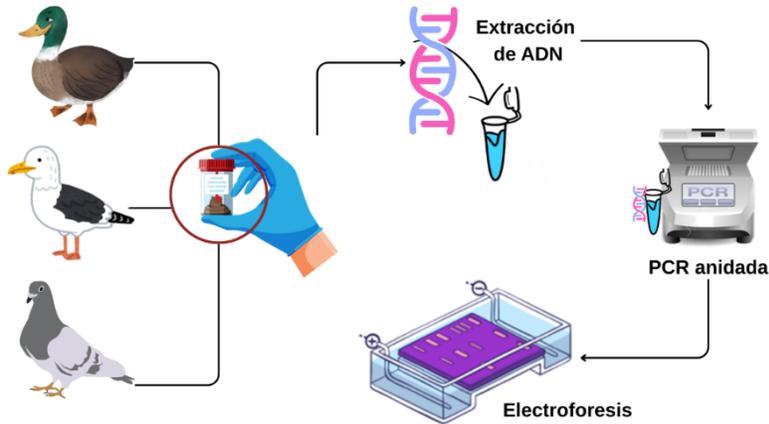
El perfil térmico consiste en un paso inicial de desnaturalización a 96 °C durante 4 min, seguido de 35 ciclos a 96 °C durante 30 s, 55°C durante 30 s y 72 °C durante 45 s y una extensión final a 72 °C durante 4 min. Se utilizaron las mismas condiciones para la segunda amplificación, excepto para la temperatura de hibridación, que será de 59 °C.

Las reacciones de PCR anidadas para los cebadores Gia2029 y Gia2150c se llevan a cabo en un volumen total de 12.5 µL que contiene: 6.25 µL de GoTaq, 1 µL de los cebadores, 0.2 µL de agua libre de nucleasas (H₂O), y 5 µL del ADN previamente extraído de las muestras fecales. Y para los cebadores RH11 y RH4 el volumen total es de 25 µL, compuesto por: 12.5 µL de GoTaq, 2 µL de los cebadores, 9.5 µL de agua libre de nucleasas (H₂O) y 1 µL del producto final con los cebadores anteriores.

3.4 Visualización de las bandas de ADN amplificadas

Con el ADN ya amplificado, se llevó a un gel de agarosa al 2%, previamente preparado con 2 gr de agarosa por 100 ml de una solución, junto con 5 µl de tinción SafeView (una alternativa no tóxica del bromuro de etidio) donde se realizó la electroforesis y se visualizaron por medio de luz ultravioleta las bandas de ADN, las cuales fueron comparadas por medio de un control positivo y negativo. Como control positivo de la PCR se empleó la Vacuna *Giardia* de Vanguard que posee *Giardia lamblia* cepa S2, y como control negativo de la PCR se empleó agua libre de nucleasas.

Figura 4. Proceso de la extracción de ADN y posterior electroforesis en luz UV.



Fuente: Imagen de elaboración propia

3.5 Estimación del porcentaje de ocurrencia

El porcentaje de ocurrencia de *Giardia spp.* será sacado a partir del total de muestras positivas por sobre el total de aves muestreadas. Se estimará una ocurrencia total por aves, y luego una ocurrencia de *Giardia* en Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes.

4.RESULTADOS

Durante el periodo de muestreo se logra obtener un total de 41 muestras de heces fecales de diferentes especies de aves del orden Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes, Suliformes, Strigiformes, Pelecaniformes y Sphenisciformes.

4.1 Resultados por objetivo específico

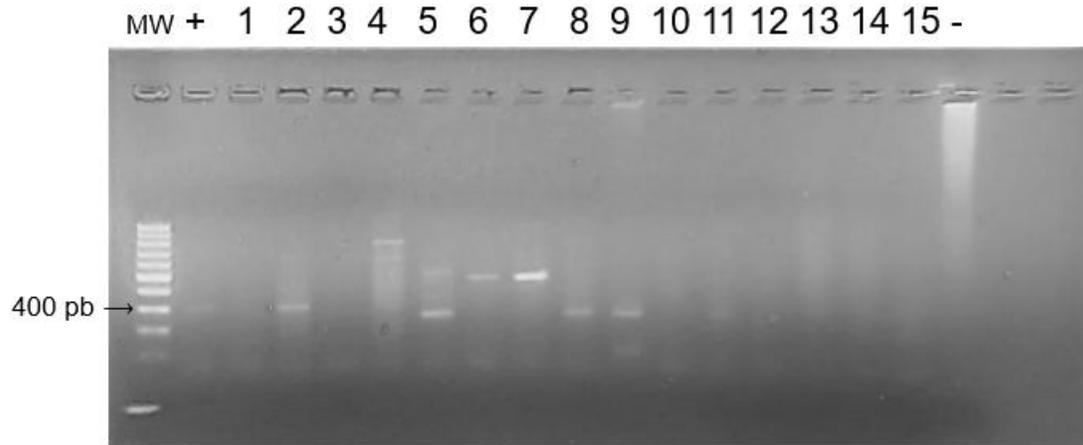
4.1.2 Objetivo específico 1: Identificación de *Giardia spp.* por medio de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) anidada

Se utiliza un control positivo que corresponde a la vacuna *Giardia* del laboratorio Vanguard que posee la cepa S2 de la *Giardia lamblia*, y como control negativo se utiliza agua libre de nucleasas. Adicionalmente, en uno de los pocillos de la cubeta se añade GeneRuler 100 pb para conocer los intervalos de tamaño de cada pb en las bandas de ADN, siendo 497 pb las de nuestro interés.

De las muestras seleccionadas para el primer gel se observó un total de 6 muestras positivas, ya que las bandas coincidieron con el mismo tamaño molecular del control positivo. Estas muestras corresponden a los enumerados con 2, 5, 8, 9, 11 y 12 (Ver Figura 5).

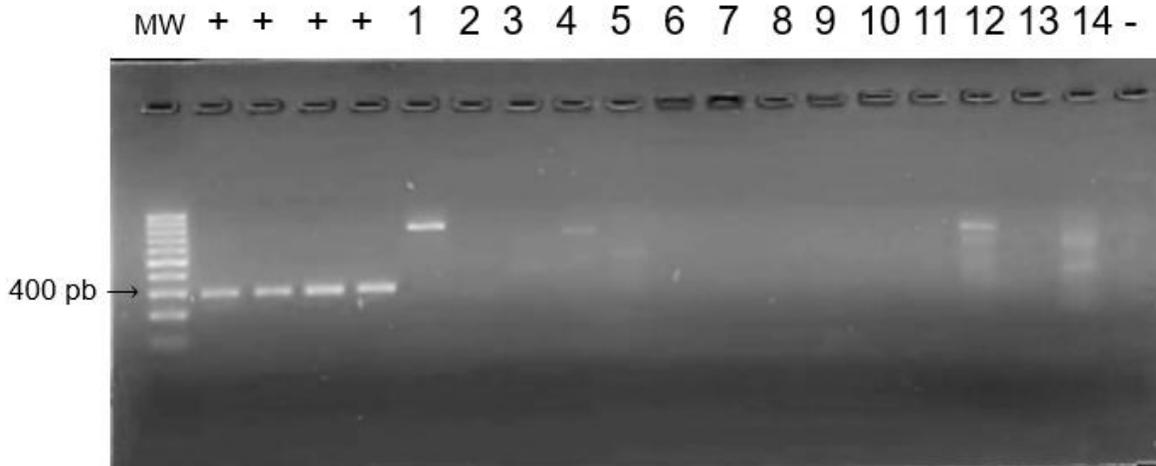
En el siguiente gel (Ver Figura 6) se añadieron 4 controles positivos para confirmar la eficiencia de la vacuna, y de las siguientes muestras sólo la n°2 indicó ser positiva marcando de manera tenue la banda de ADN.

Figura 5. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%



- | | |
|--|---|
| 1. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) | 9. Pato colorado (<i>A. cyanoptera</i>) |
| 2. Paloma (<i>C. livia</i>) | 10. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) |
| 3. Paloma (<i>C. livia</i>) | 11. Pato jergón grande (<i>A. georgica</i>) |
| 4. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) | 12. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) |
| 5. Pato real (<i>A. sibilatrix</i>) | 13. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 6. Paloma (<i>C. livia</i>) | 14. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 7. Paloma (<i>C. livia</i>) | 15. Pato real (<i>A. sibilatrix</i>) |
| 8. Pato jergón grande (<i>A. georgica</i>) | |

Figura 6. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%

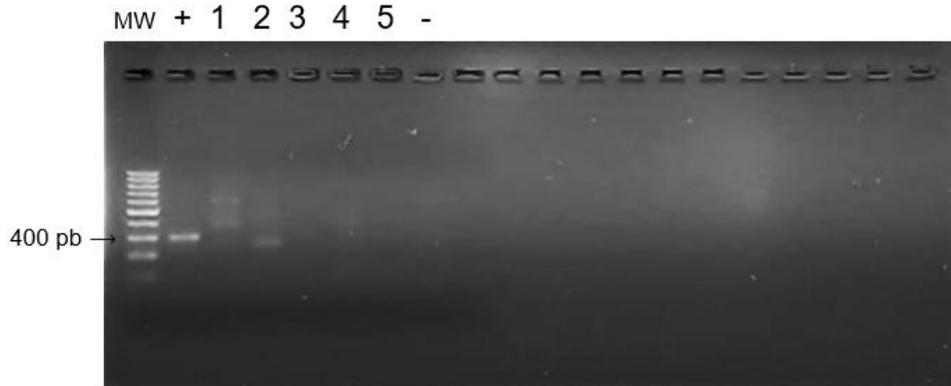


- | | |
|--|--|
| 1. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) c.e | 8. Cisne cuello negro (<i>C. melancoryphus</i>) s.e |
| 2. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) s.e | 9. Pingüino de magallanes (<i>S. magellanicus</i>) c.e |
| 3. Paloma (<i>C. livia</i>) c.e | 10. Nuco (<i>A. flammeus</i>) c.e |
| 4. Zorzal (<i>T. falcklandii</i>) c.e | 11. Pelicano (<i>P. thagus</i>) c.e |
| 5. Pingüino de magallanes (<i>S. magellanicus</i>) s.e | 12. Cormorán guanay (<i>L. bougainvillii</i>) c.e |
| 6. Nuco (<i>A. flammeus</i>) s.e | 13. Cisne cuello negro (<i>C. melancoryphus</i>) c.e |
| 7. Pelicano (<i>P. thagus</i>) s.e | 14. Gaviota (<i>L. dominicanus</i>) s.e |

c.e: Con etanol
s.e: Sin etanol

En un tercer agar (Ver Figura 7) se agregaron 5 muestras con sus respectivos controles negativos y positivo. Sólo la muestra n°2 indica ser positiva.

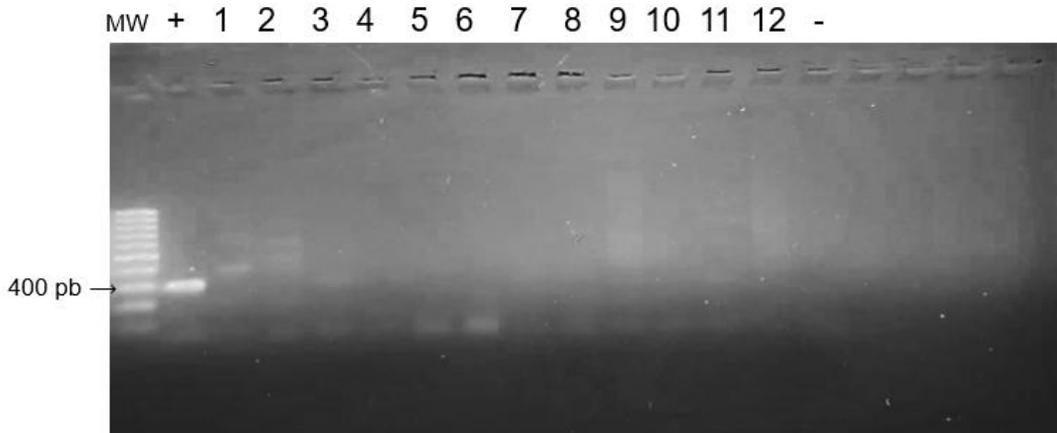
Figura 7. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%



1. Pingüino de magallanes (*S. magellanicus*)
2. Zorzal (*T. falcklandii*)
3. Pato real (*A. sibilatrix*)
4. Pato colorado (*A. cyanoptera*)
5. Pingüino de magallanes (*S. magellanicus*)

En un último gel (Ver Figura 8) de las 12 muestras pertenecientes a distintas palomas domesticas (*C. livia*), las que coincidieron con el marcador positivo fueron la n° 3, 4 y 11.

Figura 8. Electroforesis en un gel de agarosa al 2%



- | | |
|-------------------------------|--------------------------------|
| 1. Paloma (<i>C. livia</i>) | 7. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 2. Paloma (<i>C. livia</i>) | 8. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 3. Paloma (<i>C. livia</i>) | 9. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 4. Paloma (<i>C. livia</i>) | 10. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 5. Paloma (<i>C. livia</i>) | 11. Paloma (<i>C. livia</i>) |
| 6. Paloma (<i>C. livia</i>) | 12. Paloma (<i>C. livia</i>) |

4.1.3 Objetivo específico 2: Porcentaje de ocurrencia de *Giardia spp.*

Del total de muestras analizadas, se detectaron 11 casos positivos, observándose amplificación en varias especies pertenecientes a los órdenes Anseriformes, Columbiformes, Charadriiformes y Passeriformes. De estos resultados, la preferencia de hábitat de cada especie se divide principalmente en acuáticos y terrestres, existiendo una insignificante diferencia entre ambos (Ver Tabla 2).

Tabla 2. Total aves muestreadas, n° de positivos a *Giardia* (%) y su preferencia de hábitat.

Categoría taxonómica	Aves positivas respecto al total	Preferencia de hábitat
Anseriformes		
Pato jergón grande	2/2 (100%)	Acuático
Pato real	1/2 (50%)	Acuático
Pato colorado	1/2 (50%)	Acuático
Cisne de cuello negro	0/1 (0%)	Acuático
Columbiformes		
Paloma	4/19 (21.05%)	Terrestre
Charadriiformes		
Gaviota	2/7 (28.57%)	Acuático
Suliformes		
Cormorán guanay	0/1 (0%)	Acuático
Strigiformes		
Nuco	0/1 (0%)	Terrestre
Pelecaniformes		
Pelícano	0/1 (0%)	Acuático
Sphenisciformes		
Pingüino de magallanes	0/3 (0%)	Acuático
Passeriformes		
Zorzal	1/2 (50%)	Terrestre

Con los datos previos, el porcentaje de ocurrencia de *Giardia spp.* es calculado de la siguiente forma: $\% \text{ de ocurrencia} = \frac{11}{41} \times 100 = 26.82\%$.

5. DISCUSIÓN

El presente estudio sobre la presencia de *Giardia spp.* en aves silvestres de las regiones de Ñuble y Biobío, Chile, constituye un aporte significativo y novedoso al conocimiento de la parasitología aviar en el país. Su relevancia radica en que es uno de los primeros estudios en examinar la presencia de este parásito en las heces de una amplia variedad de aves silvestres, utilizando una técnica de PCR anidada.

La prevalencia de *Giardia spp.* encontrada en este estudio fue del 26,82% (11/41). Sin embargo, debido al tamaño limitado de la muestra (41 individuos) en comparación con otros estudios, la fiabilidad de este resultado es baja. Por ejemplo, un estudio llevado a cabo en China en 2021 reportó una prevalencia mucho menor, del 3,39% (23/679) pero al tener una mayor cantidad de muestras (679) les confiere una mayor fiabilidad a sus resultados (Jian et al., 2021). Otro estudio en Brasil el año 2013 reportó un 3,1% (8/256) (Cunha, 2013), y un estudio más reciente en Ecuador el año 2025 detectó una positividad del 3,66% (3/82) (Roca, 2025). Si bien los 3 estudios demostraron una baja prevalencia en comparación con el estudio presente, estos poseen una mayor cantidad de muestras, lo que les confiere una mayor fiabilidad a sus resultados.

Hay que tener en cuenta también, que la infección por *Giardia spp.* puede afectar indirectamente la probabilidad de detectar o capturar a las aves, sobre todo en estudios de fauna silvestre. Una de las dificultades es con el diagnóstico, ya que los quistes se eliminan de forma intermitente por medio de las heces, por lo tanto, puede suceder que al aplicar el método de muestreo no se detecte porque no hay eliminación activa (Brooks, 2006). Otra causa común es en relación a los signos, ya que la mayoría de las aves son especies presa y han evolucionado para ocultar signos de enfermedad (Cruz-Rincon, 2020). Entonces, el no saber que ave si está enferma y cual no, dificulta a quien hacerle el diagnóstico, teniendo que realizar estudios de forma más global.

En comparación con otras investigaciones, la prevalencia de *Giardia spp.* observada en la paloma doméstica (*C. livia*) es notablemente superior con un 21,05% (4/19). Por

ejemplo, un estudio llevado a cabo en Venezuela durante el año 2023 reportó una incidencia de *Giardia spp.* de sólo un 5% (1/20) (Traviezo et al., 2023). De manera similar, otra investigación en Lima durante el año 2017 detectó una prevalencia ligeramente mayor con un 6,44% (2/31) (Rivera, 2017). Esta diferencia sugiere que las palomas en nuestra área de estudio podrían estar expuestas a niveles más elevados de quistes de *Giardia* en su ambiente o que las condiciones locales favorecen una mayor transmisión y persistencia del parásito. Sin embargo, también hay que tener en cuenta que la cantidad de muestras analizadas son diferentes. Estas variaciones en el tamaño muestral podrían influir significativamente en los porcentajes de casos detectados debido a que el tamaño de la muestra afecta directamente la fiabilidad de los resultados, donde una muestra más grande siempre será más fiable y representativa que una muestra más pequeña (Araujo, 2010)

En relación con esto, en Chile, existe un estudio acerca de la presencia de *Giardia spp.* en cotorras argentinas, aves sinantrópicas introducidas en Chile en el año 70, que dieron una positividad del 76% (25/33) en muestras fecales, donde la asocian principalmente al consumo de agua contaminada con ooquistes en parques y plazas públicas (Rodríguez-Sandoval et al., 2021). En relación con el estudio presente, las palomas tuvieron una menor frecuencia de positividad a *Giardia spp.* (21,05%), coincidiendo con las cotorras argentinas en que son especies introducidas en Chile, consideradas en la actualidad una plaga por su aumento de individuos favorecido por el hombre de manera voluntaria y/o involuntaria (SinPalomas.cl, s.f.). En ambos estudios se observa una amplia diseminación de estas aves silvestres, coincidiendo en un aspecto fundamental como es la transmisión de agentes parasitarios, como la *Giardia*, a través de fuentes de agua y/o alimentos contaminados, facilitando así el contagio entre palomas y después permitiendo la propagación de estos mismos al entorno.

Respecto a la preferencia de hábitat de la aves estudiadas, en este estudio un 31,57% (6/19) de aves acuáticas resultaron positivas, estas se desglosan en Pato real (*Anas sibilatrix*), Pato colorado (*A. cyanoptera*), Gaviota dominicana (*L. dominicanus*) y Pato jergón grande (*A. georgica*). En relación con esto, un estudio en España durante el año 2015 detectó 2/70 (2,8%) individuos acuáticos con *Giardia spp.*, siendo esta muestra

únicamente la del Pato de collar (*Anas platyrhynchos*) (Reboredo et al., 2015). Otro estudio, de Jian et al. (2021), identificó 23/679 (3,39%) aves con un estilo de vida acuáticos, siendo estas una Serreta grande (*Mergus merganser*), una Cigüeña blanca (*Ciconia ciconia*) y un Ganso común (*Anser anser*). La mayor predisposición a la giardiasis en aves acuáticas, observada en los estudios, se puede atribuir principalmente a la ingestión de quistes de *Giardia* provenientes de heces de animales infectados debido a su transmisión fecal – oral (Centers for disease control and prevention, 2024). Los quistes son notoriamente resistentes y pueden sobrevivir en el agua durante períodos prolongados (Adam, 2021), lo que convierte a los cuerpos de agua en una fuente constante de infección para estas especies. Otros factor del porque pudieron haber adquirido este patógeno es por su patrón migratorio, esto porque viajan largas distancias y defecan con frecuencia en el agua o entran en contacto con aguas ya contaminadas por otras aves acuáticas (Plutzer & Tomor, 2009). Otro estudio, realizó una investigación acerca de la detección de *Cryptosporidium* y *Giardia* en moluscos, detectando sólo una muestra positiva (1/49) a *Giardia* en una ostra (Gómez-Couso et al., 2004), lo quiere decir que existe la probabilidad de que aves, como gaviotas, al consumir moluscos ingieran estos ooquistes de *Giardia* contagiándose y después diseminando el entorno.

Se ha observado que algunas especies de fauna silvestre y/o doméstica pueden actuar como centinelas en la detección de la exposición humana a parásitos zoonóticos. Un estudio en comunidades indígenas de Saskatchewan (Canadá) durante el año 2012 señala que, en perros, coyotes y castores se ha detectado *Giardia spp.*, asociando su contagio al consumo de aguas residuales humanas. Esto sugiere que dichas especies podrían desempeñar un rol centinela debido a su alta exposición a ambientes antropizados (Schurer et al., 2012). Esta información ayudaría a comprender mejor la dinámica de trasmisión de *Giardia spp.* en aves silvestres y otros animales (incluido el humano), lo que podría ayudar a aplicar medidas preventivas o de control para la salud pública, ya que hay que considerar la interrelación existente entre humanos, animales y ambiente.

Entonces, a partir de los resultados obtenidos, es posible proyectar diversos escenarios a futuro que podrían influir significativamente en el área de la investigación de *Giardia*

spp. en aves silvestres, por ejemplo, un mayor número de muestras, tener en cuenta periodos estacionales y/o extraer muestras de distintos sitios para hacer una relación por medio de gráficos. También sería relevante aplicar técnicas moleculares más avanzadas, como lo es la secuenciación, para así identificar los genotipos presentes y determinar si son propias de las aves o son de diferente huésped.

6. CONCLUSIÓN

Se analizaron 41 muestras fecales se logró detectar *Giardia spp.* en aves silvestres de las regiones del Biobío y Ñuble mediante la técnica de PCR anidada, evidenciando una prevalencia del 26,82%.

Aunque el número de muestras fue limitado, este estudio representa un aporte preliminar al conocimiento de este parásito en aves chilenas y subraya la necesidad de ampliar la investigación con un mayor tamaño muestral para fortalecer la vigilancia sanitaria desde un enfoque de Una Salud.

Por último, la única limitación importante del estudio fue la baja cantidad de muestras recolectadas de cada especie, lo que afecta la validez y confiabilidad científica de los resultados.

7. REFERENCIAS

- Adam, R. (2001). Biology of *Giardia lamblia*. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(3), 14-15. <https://doi.org/10.1128/cmr.14.3.447-475.2001>
- Adam, R. (2021). *Giardia duodenalis*: biology and pathogenesis. *Clinical Microbiology Reviews*, 34(4), 2. <https://doi.org/10.1128/cmr.00024-19>
- Araujo, M. (2010). *Indicadores de calidad: Manual de muestreo para prestadores*. Intendencia de Prestadores, Superintendencia de Salud: https://www.superdesalud.gob.cl/observatorio/575/articles-6358_recurso_1.pdf
- Aves de Chile. (2015). *Paloma doméstica*. Retrieved Agosto 21, 2024, from <https://www.avesdechile.cl/235.htm>
- Aves en el sur de Chile. (2024). *Orden Anseriformes*. Retrieved Agosto 21, 2024, from <https://www.avesenelsur.cl/2024/03/23/orden-anseriformes/>
- Books, W. (2006) *Giardia in pets*. <https://veterinarypartner.vin.com/doc/?id=4952529&pid=19239>
- Cano, L., Lucio, A., Bailo, B., Cardona, G., Omar Muadica, A., Lobo, L., & Carmena, D. (2016). Identification and genotyping of *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. isolates in aquatic birds in the Salburua wetlands, Álava, Northern Spain. *Veterinary Parasitology*, 221, 144-148. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.03.026>
- Cruz-Rincon, S. (2020). Signs of illness in pet birds. <https://veterinarypartner.vin.com/doc/?id=9719487&pid=19239>
- Centers for disease control and prevention. (2024). *Giardiasis*. Retrieved Septiembre 07, 2024, from <https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html#print>
- Chávarri, F. (2016). *Identificación de Giardia lamblia por la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) en muestras de heces*. [Tesis para obtener el título profesional del Químico Farmacéutico, Universidad Alas Peruanas]. Repositorio Institucional. <https://hdl.handle.net/20.500.12990/3547>
- Cordero del Campillo, M., Rojo Vazquez, F.A., Martinez Fernandez, A.R., Sanchez Acedo, M.C., Hernandez Rodriguez, S., Navarrete Lopez-Cozar, I., Diez Baños,

- P., Quiroz Romero, H., Carvalho Varela, M. (1999). *Parasitología veterinaria* (1.^a ed.). McGraw-Hill.
- Cunha, M. (2013). *Ocorrência e identificação molecular de Cryptosporidium spp. e Giardia spp. em aves silvestres brasileiras*. [Tesis para obtener el título profesional de Inmunología e Parasitología, Universidad Federal de Uberlândia]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.ufu.br/handle/123456789/16685>
- Ebani, V., Guardone, L., Bertelloni, F., Perrucci, S., Poli, A., & Mancianti, F. (2021). Survey on the Presence of Bacterial and Parasitic Zoonotic Agents in the Feces of Wild Birds. *Veterinary Sciences*, 8(9), 171. <https://doi.org/10.3390/vetsci8090171>
- Emisiko, J., Shaviya, N., Shiluli, C., Kiboi, N., Wamalwa, R., Jumba, R., Zablou, J., Mambo, F. & Barasa, M. (2020). Comparison of Microscopy and PCR for Detection of *Giardia lamblia* and *Entamoeba histolytica* in Human Stool Specimens in a Resource Limited Setting in Western Kenya. *Ethiopian Journal of Health Science*, 30(6), 891-896. <https://doi.org/10.4314/ejhs.v30i6.6>
- Gómez-Couso, H., Freire-Santos, F., Amar, C., Grant, K., Williamson, K., Ares-Mazás, M., & McLauchlin, J. (2004). Detection of *Cryptosporidium* and *Giardia* in molluscan shellfish by multiplexed nested-PCR. *International Journal of Food Microbiology*, 91(3), 279-288. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2003.07.003>
- Guadano, I., Montalbano Di Filippo, M., De Liberato, C., Lombardo, A., Brocherel, G., Perrucci, S., & Di Cave, D. &. (2022). *Giardia duodenalis* in Wildlife: Exploring Genotype Diversity in Italy and across Europe. *Pathogens*, 11(1), 105. <https://doi.org/10.3390/pathogens11010105>
- Gómez-Couso, H., Freire-Santos, F., Amar, C.F.L., Grant, K.A., Williamson, K., Ares-Mazás, M.E., McLauchlin, J. (2004). Detection of *Cryptosporidium* and *Giardia* in molluscan shellfish. *International Journal of Food Microbiology*, 91(3), 279-288. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2003.07.003>
- Hijjawi, N., Yang, R., Hatmal, M., Yassin, Y., Mharib, T., Mukbel, R., Mahmoud, S., Shudifat, A. (2018). Comparison of ELISA, nested PCR and sequencing and a novel qPCR for detection of *Giardia* isolates from Jordan. *Experimental Parasitology*, 185(5), 23-28. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2018.01.011>

- Jian, Y., Zhang, X., Li, X., Schou, C., Charalambidou, I., Liqing, M., & Karanis, P. (2021). Occurrence of *Cryptosporidium* and *Giardia* in wild birds from Qinghai Lake on the Qinghai-Tibetan Plateau, China. *Parasitology Research*, 120, 615-628. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06993-w>
- Newton, C., & Graham, A. (1999). PCR, second edition. *Hong Kong Medical Journal*, 5(3), 192. <https://www.hkmj.org/system/files/hkm9909p312.pdf>
- Niichiro, A., Ikuko, M., & Atsushi, K. (2012). Molecular characterization of *Giardia psittaci* by multilocus sequence analysis. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(8), 1710-1716. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2012.08.003>
- Organización Panamericana de la salud. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales: parasitosis* (3 ed., Vol. 3). <https://iris.paho.org/handle/10665.2/3323>
- Plutzer, J., & Tomor, B. (2009). The role of aquatic birds in the environmental dissemination of human pathogenic *Giardia duodenalis* cysts and *Cryptosporidium* oocysts in Hungary. *Parasitology International*, 58(3), 227-231. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2009.05.004>
- Reboredo, A., Ares, E., Caccio, S., & Gómez, H. (2015). Occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* in wild birds in Galicia (Northwest Spain). *Parasitology*, 142(7), 917-925. <https://doi.org/10.1017/S0031182015000049>
- Rivera, M. (2017). *Evaluación Serologica de anticuerpos contra el virus de influenza tipo A en la paloma de castilla (Columba Livia) en el departamento de Lima*. [Memoria para optar el título profesional de médico veterinario, Universidad Alas Peruanas]. Repositorio institucional. <https://hdl.handle.net/20.500.12990/3258>
- Rodríguez-Sandoval, A., Marcone, D., Alegría-Morán, R., Larraechea, M., Yévenes, K., Fredes, F., & Briceño, C. (2021). *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in Free-Ranging Introduced Monk Parakeets from Santiago, Chile. *Animals*, 11(3), 801. <https://doi.org/10.3390/ani11030801>
- Roca, Y. (2025). *Identificación de parásitos gastrointestinales en fauna silvestre atendidos en la fundación proyecto sachá*. [Tesis de Grado para optar el título profesional de Médico Veterinario, Universidad Agraria del Ecuador]. Repositorio

institucional. https://cia.uagraria.edu.ec/Archivos/ROCA_VISHART_YVONNE_ALEXANDRA.pdf

Schurer, J., Hill, J., Fernando, C., & Jenkins, E. (2012). Sentinel Surveillance for Zoonotic Parasites in Companion Animals in Indigenous Communities of Saskatchewan. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 87(3), 495-498. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2012.12-0273>

SinPalomas.cl. (s.f.). *Enfermedades transmitidas por las palomas*. Retrieved 06 19, 2025, from <https://www.sinpalomas.cl/enfermedades-transmitidas-por-palomas/>

Tamay de Dios, L., Ibarra, C., & Velasquillo, C. (2013). Fundamentos de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) y de la PCR en tiempo real. *Investigación en Discapacidad*, 2(2), 70-78. <https://inmunojmvucv.wordpress.com/wp-content/uploads/2018/01/pcr-fundamentos-invest-discap-2013.pdf>

Traviezo, L., Aguirre, M., Robles, A., & Mendoza, G. (2023). Enteroparásitos en *Columba livia*, transmisibles al hombre en población de Santa Rosa, estado Lara, Venezuela. *Revista Científica de Salud UNITEPC*, 10(2), 26-35. <https://doi.org/10.36716/unitepc.v10i2.629>

8. ANEXO



RESOLUCIÓN
Comité Institucional de Ética en Cuidado y Uso de Animales, USS
Versión 2021

Número de Proyecto: 05-24

RESOLUCIÓN CECUA-USS

Protocolo	"Occurrence of Giardia in wild birds from Chile: molecular characterization of species and genotypes"
Investigador Responsable	Diana Echeverry Proyecto de Investigación
Institución	Universidad San Sebastián
Financiamiento	Agencia Nacional de investigación y Desarrollo, Fondecyt de Iniciación 11240245

Documentos revisados por el comité

Protocolo de cuidado y uso de animales.
Pautas de supervisión

Fundamentación de la resolución

El Comité de Ética en Cuidado y Uso de Animales en Investigación de la Universidad San Sebastián, Chile ha revisado los documentos indicados, correspondientes al proyecto titulado "**Occurrence of Giardia in wild birds from Chile: molecular characterization of species and genotypes**", los cuales en su conjunto dan cumplimiento a lo indicado en la Ley Chilena 20.380 sobre Protección Animal (2009), el Código Sanitario de los Animales Terrestres de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE, 24ª Edición, 2015), la Directiva Europea 2010/63/UE y la Guía para el Cuidado y Uso de Animales de Experimentación (NRC, 8ª Edición, 2011), documentos a los que adscribe esta institución. El protocolo cumple también con el principio de las 3Rs: Reemplazar, Reducir y Refinar.

Resolución

El proyecto titulado "**Occurrence of Giardia in wild birds from Chile: molecular characterization of species and genotypes**", ha sido **APROBADO** con fecha **03 de abril de 2024** en sesión ordinaria del Comité de Ética en Cuidado y Uso de Animales en Investigación de la Universidad San Sebastián y tiene vigencia por el periodo de duración del proyecto.

En la eventualidad de incorporar modificaciones, en los procedimientos especificados en el protocolo aprobado u otros, los investigadores se comprometen a solicitar una nueva evaluación y resolución aprobatoria.

La supervisión a la ejecución de este proyecto será 6 meses posterior al inicio de los experimentos en animales vivos en las dependencias de la USS.



Al finalizar la ejecución del proyecto, los investigadores se comprometen a enviar el informe de resultados al Comité.

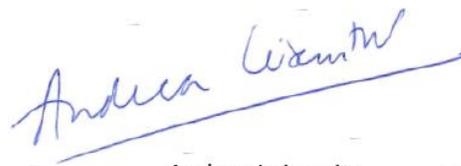
Animales Aprobados	Tipo: Aves silvestres y domestica invasora Mareca sibilatrix (n=12) Anas flavirostris (n=12) Anas geórgica (n=12) Spatula cyanoptera (n=12) Fulica armillata (n=8) Phalacrocorax brasilianus (n=12) Larus dominicanus (n=32) Columba livia (n=102)
---------------------------	--

Miembros del Comité

- Dra. Andrea Leisewitz, PhD y Master en Bioética, Presidente.
- Dr. Javier Campanini, PhD, Secretario Ejecutivo
- Dr. Jaime Gutierrez, PhD, Miembro titular
- Dr. Bredford Kerr, PhD, Miembro titular
- Dra. Natalia Mendez, MV, PhD Miembro externo



Javier Campanini
Secretario Ejecutivo



Andrea Leisewitz
Presidente

