



Parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris* (Aves: Passeriformes, Icteridae) con posible riesgo zoonótico en la población de Pamplona, Norte de Santander.

Viviana Fernanda Buitrago Ochoa

Código: 1094267389

Universidad de Pamplona

Facultad de Ciencias Básicas

Programa de Biología

2021

Parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris* (Aves: Passeriformes, Icteridae) con posible riesgo zoonótico en la población de Pamplona, Norte de Santander.

Viviana Fernanda Buitrago Ochoa

Código: 1094267389

Trabajo de grado para optar por el título de Biólogo

Directora:

Ángela Maritza Cajiao Pedraza. Microbióloga. MSc. Biología Molecular y Biotecnología

Co Directora:

Wlida Margarita Becerra, Lic. Esp. MSc. En Enfermedades Parasitarias y Tropicales

Universidad de Pamplona

Facultad de Ciencias Básicas

Programa de Biología

2021

Agradecimientos

Agradezco a Dios por mi vida, por darme sabiduría y entendimiento para culminar con mi carrera, gloria y honra para él.

A mi familia por el apoyo incondicional, a mi mami Adelina Ochoa y a mi hija Angie Parada por su amor y comprensión durante mi vida personal y universitaria, a mi tía Aminta Ochoa por ser una parte fundamental en este proceso.

A mi directora Angela Cajiao y Codirectora Wlda Becerra por su dedicación, acompañamiento, paciencia y por guiarme en este proceso investigativo y educativo.

A mis amigos y compañeros que siempre han estado ahí para darme apoyo, a María Fernanda Yepes y Alberto Peña por su valiosa amistad y por su acompañamiento durante los días de muestreo, a ellos eterna gratitud.

A todos los docentes del programa de Biología por contribuir en mi formación como profesional.

Tabla de Contenido

Resumen.....	9
1. Introducción	10
2. Planteamiento del problema.....	13
3. Justificación	15
4. Marco teórico y estado del arte	17
4.1. Parásitos en aves	17
4.1.1. <i>Apicomplexos</i>	17
4.1.2. <i>Nematodos</i>	22
4.1.3. <i>Sarcomastigophora</i>	22
4.2. Zoonosis e infecciones por parásitos intestinales.....	23
4.3. Zoonosis y aves.....	25
4.4. <i>Quiscalus lugubris</i>	25
4.5. Contaminación del Río Pamplonita	26
4.6. Técnicas coproparasitológicas (CPS).....	27
5. Objetivos	29
5.1. Objetivo General	29
5.2. Objetivos Específicos.....	29
6. Metodología	30
6.1. Área de estudio	30
6.2. Fase de Campo.....	31

6.3.	Fase de Laboratorio.....	32
6.3.1.	Diagnóstico de Parásitos intestinales	32
6.3.1.1.	<i>Coprológico Directo</i>	32
6.3.1.2.	<i>Técnica de Formol-Éter</i>	32
6.3.1.3.	Técnica de Willis-Molloy con solución saturada de cloruro de sodio	33
6.4.	Identificación taxonómica.....	33
6.5.	Análisis de datos	34
7.	Resultados y Discusión	35
7.1.	Clasificación de las muestras	35
7.2.	Clasificación taxonómica de parásitos encontrados en las muestras de <i>Quiscalus Lugubris</i>	35
7.2.1.	<i>Estructuras vegetales y células observadas en las heces mediante observación microscópica.</i>	35
7.3.	Identificación de parásitos mediante técnicas coproparasitológicas	36
7.3.1.	<i>Descripción morfológica de parásitos encontrados</i>	38
7.3.2.	<i>Parásitos encontrados en puntos de muestreo</i>	43
7.3.3.	<i>Análisis del posible riesgo zoonótico de los parásitos encontrados en las muestras Quiscalus lugubris</i>	46
8.	Conclusiones.....	52
9.	Recomendaciones	53
	Referencias.....	54

Lista de Tablas

Tabla 1. Taxonomía de los coccidios que afectan al hombre y los animales domésticos.....	18
Tabla 2. Especies de <i>Eimeria</i> spp. y localización de la infección.....	20
Tabla 3. Localización de los puntos de muestreo en zona urbana de Pamplona, Norte de Santander.....	31
Tabla 4. Identificación de parásitos mediante técnicas diagnósticas con y sin tinción.....	37
Tabla 5. Presencia de parásitos encontrados en cada uno de los puntos de muestreo y ocurrencia: P1: Terminal; P2: Parque Aguda Gallardo; P3: ISER; P4: Plazuela Bolívar.....	45

Lista de figuras

Figura 1. Mapa de ubicación de los puntos de muestreo en la zona urbana de Pamplona.....	30
Figura 2. Muestra de heces de <i>Quiscalus lugubris</i> sobre plástico negro.....	35
Figura 3. Estructuras vegetales y células observadas en las heces mediante observación microscópica.....	36
Figura 4. Ooquistes de <i>Monocystis</i> sp. Técnica de sedimentación con tinción de Lugol. A.1000X. B, C y D. 400X.....	38
Figura 5. Ooquistes de <i>Isospora</i> sp. observado a 400X A y B en técnica de Willis Molloy con Lugol. C y D. técnica de Ritchie.....	39
Figura 6. Ooquistes sin esporular de <i>Eimeria</i> sp. con técnica de sedimentación con Lugol. Muestra de P4 observado a.....	39
Figura 7. Ooquistes de <i>Cryptosporidium</i> sp. método de sedimentación con tinción de Ziehl Neelsen. Observado a 1000X.....	40
Figura 8. Huevos de <i>Trichostrongylus</i> sp. Coprológico Directo con Lugol. Muestra de P3 y P2. Observado a 400X.....	41
Figura 9. Quistes de <i>Giardia</i> sp. en técnica de Flotación con Lugol A:Observado a 400X. B. Observado a 1000X. Las flechas muestran los núcleos del quiste.....	41
Figura 10. Huevos de <i>Ascaridia</i> sp. por método Directo con Lugol, muestra de P3 observado a 400X.....	42
Figura 11. Huevo de <i>Taenia</i> sp con Lugol observado a 400X. Técnica de sedimentación.....	42

Figura 12. <i>Entamoeba</i> sp. en técnica de sedimentación con tinción de Lugol muestra de P2. A. observado a 400X. B. Ampliación.....	43
Figura 13. <i>Blastocystis</i> sp. con Lugol en técnica de sedimentación de Formol éter. Observado a 1000X.....	44
Figura 14. Ocurrencia (%) de parásitos encontrados en <i>Quiscalus lugubris</i>	44

Resumen

Gran cantidad de aves en la naturaleza son portadoras de agentes parasitarios, en zonas urbanas pueden llegar a ser una fuente de infecciones para humanos y otra fauna. En Pamplona *Quiscalus lugubris* se encuentra presente en diversas zonas, dejando como evidencia gran cantidad de materia fecal, además, esta especie de ave frecuenta el Río Pamplonita, lo que posibilita presentar eventualmente un riesgo por estar expuestos a diversos parásitos entéricos. Lo anterior convierte a estas aves en potenciales reservorios y transmisores, lo que puede provocar infecciones en humanos y otros animales con los cuales comparte espacios. Con el objetivo de identificar parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris*, como posible riesgo zoonótico para humanos y animales domésticos de Pamplona, Norte de Santander, se emplearon los métodos Directo, sedimentación de Ritchie, flotación de Willis-Molloy y coloración de Ziehl Neelsen. Los resultados de las muestras (27 pooles) revelaron la identificación de los géneros *Monocystis* sp. (100%; 27/27), *Isospora* sp. (100%; 27/27), *Giardia* sp. (66.66%; 18/27), *Eimeria* sp. (62.96%; 17/27), *Cryptosporidium* sp. (55.5%; 15/27), *Trichostrongylus* sp. (51.85%; 14/27), *Ascaridia* sp. (37.03%; 10/27), *Entamoeba* sp. (29.66%; 8/27), *Taenia* sp. (25.92%; 7/27), y *Blastocystis* sp. (11.1%; 3/27), de los cuales tienen un potencial zoonótico para humanos el género *Trichostrongylus* sp. mientras que *Isospora* sp., *Eimeria* sp. tienen un potencial riesgo para animales domésticos y los géneros, *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp. y *Blastocystis* sp. pueden contagiar tanto a humanos como animales.

Palabras claves: parásitos intestinales, zoonosis, *Quiscalus lugubris*, salud pública.

1. Introducción

Las zoonosis parasitarias son infecciones que se transmiten de animales al hombre, o del hombre a animales (OPS, 2003), debido a una serie de interacciones cercanas, el desplazamiento de humanos y fauna como efecto de sus actividades. Las zoonosis pueden estar impulsadas por la modernización, destrucción del hábitat, invasión humana, el cambio climático y ambiental, deficientes medidas de control, crecimiento poblacional, migraciones, entre otras. (Fuentes et al., 2006; Monsalve, 2019). Según la Organización mundial de la Salud (OMS) y la Organización Panamericana de la Salud (OPS), 6 de cada 10 enfermedades infecciosas que afectan a humanos son transmitidas por animales, lo que puede generar un impacto en la salud pública, igualmente puede ocasionar grandes pérdidas económicas en la región, esto teniendo en cuenta que las enfermedades zoonóticas se pueden transmitir a otros animales ya sean domésticos o de producción (Camposano, 2018; Fuentes et al., 2006).

Las enfermedades zoonóticas pueden ser causadas por parásitos y otros patógenos (virus, bacterias, hongos), dentro de los cuales los parásitos intestinales son de mayor importancia, (OPS, 2003) dado que se pueden transmitir por diversos reservorios ya sean animales, personas o fómites. (Botero & Restrepo, 2012) Es necesario mencionar que la contaminación en las zonas urbanas, permite la proliferación de agentes infecciosos en humanos y fauna silvestre (Ceballos & Suzan, 2000), en muchos de los ecosistemas urbanos, los ríos funcionan como corredores biológicos para algunas especies, especialmente para las aves (Monge, 2013); sin embargo, la mala calidad del agua de los ríos no es el más apto para ellas (Pérez et al., 2003), ya que se encuentran contaminadas con heces humanas y por lo tanto formas parasitarias correspondientes a algunos helmintos y/o protozoos (Gualdrón, 2018; Menocal & Caraballo, 2014). Lo descrito

preliminarmente ocurre en el río Pamplonita, el cual se establece como el principal receptor de aguas residuales de los municipios de la zona de influencia directa (Corponor et al., 2018).

Teniendo en cuenta lo anterior, algunos parásitos como por ejemplo *Giardia* y *Cryptosporidium* están asociados a la transmisión por agua y se ha demostrado que no solo afectan a los humanos, sino a animales domésticos y salvajes (Triviño et al., 2016), por lo que las aves podrían accidentalmente adquirir y transmitir parásitos con potencial zoonótico.

La especie *Quiscalus lugubris* pertenece a la familia Icteridae (Powell et al., 2008), se encuentra comúnmente en paisajes antropogénicos y presenta el hábito de buscar alimento en el suelo en áreas abiertas (Powell et al., 2008); aparte de esto se ha observado una conducta de mojado que los asocia a fuentes hídricas, usándolas para mojar su alimento y facilitar la digestión (Morand-Ferron et al., 2004), en este caso frecuentan la cuenca del río Pamplonita. La llegada de esta especie de ave, su posterior colonización y establecimiento de zonas de anidación en áreas urbanas en el municipio de Pamplona, ha dado lugar a contaminación por materia fecal que puede contener estadios infectantes de parásitos, lo que convierte a *Q. lugubris* en potenciales portadores y transmisores de parásitos intestinales, generando posibles focos de contaminación y riesgo para la salud humana y de animales domésticos.

En la actualidad a nivel nacional y regional, son esporádicos los estudios referentes a las zoonosis por parásitos intestinales, mientras que a nivel local no existen estudios similares, siendo necesario establecer si *Q. lugubris* puede presentar parásitos de importancia zoonótica, para así realizar próximos trabajos más específicos y que permitan la vigilancia epidemiológica de las zoonosis, de tal forma que los eventos sean detectados oportunamente. Por lo anterior esta investigación tiene como objetivo identificar parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris*, como posible riesgo zoonótico para humanos y animales domésticos en Pamplona, Norte de Santander,

mediante técnicas de diagnóstico directo e indirecto tales como: técnicas de flotación y sedimentación, para identificar huevos, ooquistes, quistes y larvas de parásitos; adicional a esto se empleó la técnica de tinción de Ziehl Neelsen específica para quistes ácido alcohol resistentes.

2. Planteamiento del problema

Los parásitos intestinales (PI) son una causa de alta morbilidad y mortalidad en los trópicos y países en vías de desarrollo; pueden causar en humanos y animales una serie de sintomatologías que van desde diarreas, anemias y desnutrición hasta la muerte (OMS, 2008). Los PI pueden ser difundidos por zoonosis, generando problemas de importancia médica y veterinaria, debido a que afectan la salud y bienestar de seres humanos y animales. En las aves por ejemplo, las enfermedades causadas por parásitos intestinales son las más frecuentes (García et al., 2013) y albergan una gran variedad de microorganismos patógenos transmisibles a humanos y otra fauna (Haag-Wackernagel, 2005), por lo que funcionan como reservorios o vectores mecánicos (Tsiodras et al., 2008).

En la zona urbana de Pamplona se observa la especie *Quiscalus lugubris*, que al ser considerada invasora ha desplazado a otras especies de aves propias de la región, además de colonizar zonas urbanas (Strewe et al., 2006) como parques y zonas recreativas, dejando como evidencia gran cantidad de materia fecal (Sequeda & Lizcano, 2012), que puede contener formas parasitarias y ser transmitidas por contacto directo o vectores mecánicos (Parra & Echeverría, 2019). Esta especie de ave se adapta a diversos hábitats, especialmente aquellos que ocupa el hombre, su dieta poco especializada le permite encontrar alimento fácilmente, asimismo presentan una conducta de mojado que los asocia a fuentes hídricas (Morand-Ferron et al., 2004), en este caso son encontrados en la cuenca del río Pamplonita. Dado que este está contaminado por aguas negras, convierte a los *Q. lugubris* en reservorios de agentes infecciosos entéricos y potenciales portadores de parásitos intestinales, al mismo tiempo posibilita la trasmisión de parásitos a humanos y otros animales tanto domésticos como silvestres, afectando la salud de los mismos (García et al., 2013; Minott & Caballero, 2007; Morand-Ferron et al., 2006; OPS, 2003).

Actualmente en Colombia los estudios de zoonosis por parásitos intestinales en aves urbanas y de vida libre son escasos y esporádicos, en su mayoría están basados en especies en cautiverio, de importancia veterinaria y no zoonótica. En Venezuela se realizó un estudio en *Q. lugubris* reportando parásitos como *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp. y el acantocéfalo *Mediorhynchus* (Perfetti & Moreno, 2017) de los cuales los dos primeros pueden ser transmitidos a humanos y provocar epidemias con sintomatologías a nivel digestivo.

Por la anterior problemática se planteó la siguiente pregunta investigativa:

¿Los parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris* representan un potencial riesgo zoonótico para los seres humanos y animales de Pamplona, Norte de Santander?

3. Justificación

Los parásitos intestinales pueden ser causantes de una serie de sintomatologías a nivel digestivo, ya sea leve o incluso causar la muerte. (OMS, 2008; OPS, 2003). Estos son de gran importancia para la salud pública, sobre todo en países en vía de desarrollo, ya que están relacionados con efectos negativos en el crecimiento, el desarrollo motor, cognoscitivo y anemia principalmente en niños (Galgamuwa et al., 2018). Por otro lado, en animales pueden causar lesiones de leves a graves y diferentes patologías significativas, en aves afecta en mayor medida a juveniles y/o en cautiverio, dependiendo de la magnitud de la infección llegan a causar deterioro físico, disminución de su reproducción, pérdida de color en su plumaje, entre otros (Chapman, 2014; Quiroz et al., 2011).

Es importante tener en cuenta que en su mayoría las enfermedades emergentes tienen un origen zoonótico (Monsalve, 2019; Zarco et al., 2019), es por ello que se debe conocer cuáles son los parásitos entre las aves, otros animales y el hombre, aquellos que representan un mayor riesgo de transmisión y los efectos que producen en los hospederos de zonas urbanas, rurales y naturales, con el fin de mantener un control en las problemáticas de salud pública.

Las aves presentan una facilidad para trasladarse de un lugar a otro, siendo consideradas como vectores para una amplia gama de microorganismos, por ello crean la posibilidad de establecer nuevos focos de enfermedades contagiosas (Tsiodras et al., 2008). Se conoce que las aves son reservorios de variedad de parásitos y otros patógenos (Atkinson et al., 2009; Barus, 1968; Haag-Wackernagel, 2005; Pérez-García et al., 2015; Perfetti & Moreno, 2017), que pueden ser transmitidos a diferentes especies, incluyendo al hombre (Haag-Wackernagel, 2005; Keesing et al., 2010; Li et al., 2019), dentro de estas se encuentran coccidiosis, toxoplasmosis,

enfermedad de Newcastle, ornitosis, criptococcosis, pseudotuberculosis y salmonelosis (Tsiodras et al., 2008)

Perfetti & Moreno, (2017) reportaron una elevada ocurrencia de parásitos intestinales con potencial de transmisibilidad zoonótica en *Quiscalus lugubris*; esta ave de la familia Icteridae, se encuentra en zonas tropicales de Colombia, Venezuela y las Antillas, es propia de los llanos orientales, (Vanegas & Figueroa, 2020) presenta una dinámica particular de desplazamiento altitudinal y geográfico producto del cambio climático (Cuta & Higuera, 2016). Se ha extendido hacia el norte del territorio colombiano, adaptándose a la variedad de pisos térmicos y llegando hasta la Costa Caribe (Strewe et al., 2006). Su llegada a Pamplona ha afectado no solo a la fauna nativa, sino que ha colonizado zonas urbanas, como el parque central Águeda Gallardo, plazuela Almeida y Bolívar, terminal de transporte, entre otros espacios que comparte con humanos y animales de compañía, como evidencia de ello se observa gran cantidad de materia fecal, que genera contaminación y un riesgo biológico, además, sirven como sustrato para ectoparásitos. A través de las heces se pueden transmitir formas infectantes de parásitos, los cuales pueden durar en el ambiente durante varios días al ser resistentes, esto genera una problemática de salud pública, que puede tener impactos sociales, ambientales, económicos y culturales significativos para la ciudad de Pamplona.

4. Marco teórico y estado del arte

4.1. Parásitos en aves

Los parásitos pertenecen a un grupo de invertebrados que se encuentra en todos los animales de interés veterinario. En la naturaleza los parásitos y sus hospederos mantienen un equilibrio, cuando hay alteraciones en medio se producen enfermedades con altas tasas de mortalidad. En la Clase Aves, se han reportado comúnmente los géneros de parásitos intestinales *Trichomona* sp., *Ascaris* sp. y *Capilaria* sp., (Nelfi et al., 2010) otros estudios han reportado coccidias con mayor prevalencia (93%), y parásitos como por ejemplo *Ascaridia*, *Trichuris*, *Heterakis*, *Amidostomum*, *Raillietina* y *Toxocara*, ooquistes compatibles con *Eimeria* spp., *Amoebas*, *Cryptosporidium* (Badparva et al., 2015; Pérez-García et al., 2015).

4.1.1. Apicomplexos

4.1.1.1. *Monocystis* sp.

Las gregarinas son un grupo de apicomplexos que son principalmente parásitos protozoarios de invertebrados, especialmente artrópodos, moluscos y anélidos. Estos parásitos son de dos tipos, septados o cefalinos (Bhowmik & Bandyopadhyay, 2017). Algunas especies de *Monocystis* se encuentran en las vesículas seminales de las lombrices de tierra, al ser ingeridas por otros animales adquieren los esporoquistes, que tienen la capacidad de atravesar el tracto gastrointestinal del depredador y eliminarse intactos en las heces. Los esporoquistes pueden variar el tamaño según la especie y tienen una forma bicónica característica con un tapón mucoide en cada extremo (Bull et al., 1998)

El trofozoíto es alargado con una protuberancia en el extremo posterior. Tiene un núcleo es ovoidal ubicado en el centro y citoplasma granular, mide 102,2–184,0 μ por 9 40,9–81,8 μ .

Los ooquistes tienen forma navicular y miden entre 6,9-10,0 μ por 9 3,0-4,6 μ , tiene extremos romos y se estrechan en cada lado, y en su interior de los ooquistes se ven algunos gránulos profundamente teñidos (Bhowmik & Bandyopadhyay, 2017; Mallik & Bandyopadhyay, 2017).

4.1.1.2. Coccidios.

Los coccidios pertenecen al Filo Apicomplexa, orden Eucoccidiorida, en aves los de mayor relevancia pertenecen a tres familias del suborden Eimeriorina (Tabla 1) (Long, 1993). La coccidiosis es una enfermedad causada por coccidios y la mayor parte de las especies que infectan a vertebrados son homóxicas (un huésped en el ciclo de vida), de distribución cosmopolita y causan lesiones en la mucosa intestinal desarrollándose dentro de las células epiteliales del intestino. Comúnmente los aspectos clínicos comprenden letargia, depresión y disminución de la ingesta de agua y alimento. (Yuña & Gorgoza, 2008)

Tabla 1.

Taxonomía de los coccidios que afectan al hombre y los animales domésticos.

Filo	Orden	Familia	Género
		Cryptosporidae	<i>Cryptosporidium</i>
Apicomplexa	Eucoccidiorida	Eimeriidae	<i>Eimeria</i> <i>Isospora</i>

Nota: Clasificación taxonómica de coccidios adaptada de Parasitic Protozoa, capítulo 1: Coccidiosis aviar (Long, 1993). Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

4.1.1.2.1. *Isospora* sp.

Isospora sp. es un coccidio frecuente en aves de todo el mundo, principalmente en aves paseriformes (Yang et al., 2017) Estos protozoarios se reproducen asexual y sexualmente en las

células intestinales de sus hospederos, produciendo un quiste que al ser expulsado (ooquiste) es resistente al medio ambiente. La infección es adquirida por la ingestión de ooquistes esporulados en alimentos o agua contaminados. En mamíferos algunas especies de *Isospora* pueden utilizar hospedadores paraténicos, por lo que una infección se puede adquirir por ingestión de un hospedero paraténico que presente la infección.

Se conocen diferentes especies de *Isospora* spp. que parasitan aves como por ejemplo *I. sereni*, *I. canaria* en canarios, sin embargo hay especies de *Isospora* encontradas en aves que son de difícil identificación (Mehlhorn et al., 1993). También se han describió en mirlos y zorzales la especie *Isospora albicollis* (Faria et al., 2017), en otras especies de passeriformes se han identificado *Isospora similis* (Domingues et al., 2013), *Isospora gmelini* n. sp. (McAllister & Seville, 2020), *Isospora brayi*, *Isospora cardinalis*, *Isospora ivensae*, *Isospora loxopis*, *Isospora phaeornis* (Levine et al., 1980) entre otras.

Isospora tiene un ciclo directo, los ooquistes eliminados con las heces esporulan en el medio externo, contienen 2 esporoquistes y cada uno con cuatro esporozoítos. Al ingerir un ooquiste se liberan los esporozoítos e ingresan en la mucosa del intestino delgado exactamente en las células epiteliales allí se reproducen asexual. La esquizogonia produce trofozoítos, esquizontes y merozoítos. El ooquiste contiene un único esporoblasto y es el estadio que se elimina con las heces. (Bernal & Gutiérrez, 2016)

4.1.1.2.2. *Eimeria* sp.

El género *Eimeria* tiene distribución cosmopolita y principalmente parasita aves (Botero & Restrepo, 2012; Burrell et al., 2020), aunque puede presentarse en otros animales (Quiroz et al., 2011). Estos protozoarios causan daño en los tejidos intestinales e interrumpen la absorción de nutrientes, también provocan deshidratación, diarrea, pérdida de sangre y mortalidad (Yuño &

Gorgoza, 2008). Se han identificado diferentes especies que se desarrollan y multiplican en determinados tractos intestinales, la Tabla 2 muestra especies de *Eimeria* que parasitan solo gallinas, sin embargo existen otras que afectan a otras aves. En gansos estan indicadas *E. anseris*, *E. nocens*, *E. truncata* y *E. kotlani*. En patos *E. danailovi* y en pavos *E. meleagrimitis*, *E. dispersa* *E. adenoides*. En palomas *E. labbeana*, *E. columbarum* y en loros *E. dunsigi* (Mehlhorn et al., 1993)

Tabla 2.

Especies de *Eimeria* spp. y localización de la infección.

Especie	Ubicación intestinal infectada
<i>E. acervulina</i>	Duodeno, yeyuno superior
<i>E. brunetti</i>	Íleon inferior, colon, ciego proximal
<i>E. maxima</i>	Duodeno inferior, yeyuno, íleon superior
<i>E. mitis</i>	Íleon
<i>E. necatrix</i>	Duodeno inferior, yeyuno, íleon superior (los ooquistes se desarrollan en el ciego)
<i>E. praecox</i>	Duodeno, yeyuno superior
<i>E. tenella</i>	Ciego

Nota: Las especies de género *Eimeria* aquí mencionadas son específicas para gallinas, modificada de (Lillehoj & Trout, 1996)

La morfología de los ooquistes es variada puede ser esférico, ovoide y elipsoidal, con un tamaño aproximado de 15- micras, tienen cuatro esporoblastos y cada uno contiene dos esporozoítos. Los esporoblastos pueden tener en uno de sus extremos una especie de botón llamado cuerpo polar. (Mehlhorn et al., 1993)

El ciclo infeccioso inicia con la ingestión de los ooquistes esporulados, luego se desenquistan y son liberados esporozoítos individuales, que invaden el epitelio intestinal y forman los trofozoítos. La formación de los merontes inmaduros o esquizontes se da por divisiones nucleares. La reproducción asexual por fisión múltiple de los merontes forma un número variable de merozoítos. Cuando el meronte madura las células intestinales se rompen y liberan los merozoítos. Los ooquistes esporulados contienen cuatro esporoquistes, cada uno con dos esporozoítos (Burrell et al., 2020; Lillehoj & Trout, 1996).

4.1.1.2.3. *Cryptosporidium* sp.

La cryptosporidiosis es una enfermedad causada por el protozoo *Cryptosporidium* spp. y se transmite generalmente a través de la ingestión del quiste de protozoos en aguas contaminadas con heces de animales infectados. Fue identificado por Tyzzer (1907) quien describió más de 20 especies de *Cryptosporidium* (OPS, 2003), hasta la fecha se ha notificado en aves 122 Grullas, gaviotas exóticas, patos, gansos, cisnes y aves silvestres pertenecientes al orden Passeriformes, Phasianidae, Fringillidae, e Icteridae en América, África, Asia (Rohela et al., 2005).

Dentro de las especies que afectan a las aves se encuentran *Cryptosporidium parvum*, *C. meleagridis* (Bouzid et al., 2013; Reboredo et al., 2015), *C. galli*, *C. baileyi* (Sevá et al., 2011).

Los quistes tienen un tamaño de 6-7 μ de largo por 4-5 μ de ancho y contiene 4 esporozoítos sin esporoquistes. Tras la ingestión de los quistes, los esporozoítos se liberan dentro del intestino y se adhieren a las vellosidades de las células, (Mehlhorn et al., 1993) se replican mediante una serie de procesos merogonia, gametogonia, esporogonia, que llevan a la elaboración de nuevos ooquistes infecciosos (Bernal & Gutiérrez, 2016).

4.1.2. Nematodos

4.1.2.1. *Trichostrongylus* sp.

Los nematodos del género *Trichostrongylus* son de distribución mundial y parasitan principalmente animales, las infecciones pueden ser graves y provocar problemas gastrointestinales, anemia o ser asintomáticas. Algunas especies infectan a humanos como *T. orientalis*, *T. colubriiformis* y *T. axei* (CDC, 2017), en aves se conoce la especie *Trichostrongylus tenuis* (Mehlhorn et al., 1993).

Los huevos miden entre 60-75 μ por 30-40 μ , son ovoides o alargados con paredes laterales paralelas, tiene cascara lisa y delgada y son similares a los huevos de anquilostomas, muestran un espacio claro entre la mórula y la cáscara del huevo, disminuyendo durante la maduración del huevo. Los gusanos adultos alcanzan una longitud de 6 mm y las hembras de hasta 9mm de aspecto fino y color marrón rojizo (Mehlhorn et al., 1993). En su ciclo de vida los huevos se eliminan con las heces del hospedador definitivo y las larvas eclosionan en varios días en condiciones favorables. Las larvas rabaditiformes liberadas crecen en el suelo y entre 5 a 10 días se convierten en larvas filariformes que son infecciosas. La infección del hospedero se produce por la ingestión de estas larvas, que llegan al intestino delgado, se establecen y maduran hasta convertirse en adultos. Los adultos ocupan el tracto digestivo de sus hospederos definitivos y pueden ocurrir como infecciones incidentales en humanos

4.1.3. *Sarcomastigophora*

4.1.3.1. *Giardia* sp.

Es considerada como responsable de giardiosis y enteritis en sus hospederos, tiene distribución mundial (Botero & Restrepo, 2012), se adquiere mediante el consumo de agua

contaminada por vía fecal-oral (Bernal & Gutiérrez, 2016). Este parásito es produce diarrea aguda, causando malabsorción de grasas, vitaminas liposolubles y azúcares disminuyendo peso en el hospedero (Botero & Restrepo, 2012). En aves se han identificado seis especies entre ellas la de mayor importancia es *Giardia duodenalis* (Fernandes et al., 2019; Reboredo et al., 2015)

Su forma quística presenta cuatro núcleos, con pared gruesa y mide entre 8 a 15 μ de largo por 7 a 10 μ ancho, su citoplasma está separado de la pared del quiste, evidenciando un espacio entre los dos (Vázquez & Campos, 2009). El trofozoíto tiene forma de gota, con simetría bilateral, mide de 12 a 14 μ de largo por 7 a 9 μ de ancho. La infección comienza por la ingesta directa de los quistes, desenquistan en el estómago por acción del ácido estomacal, para liberar el trofozoíto en el duodeno y el yeyuno, lugar en el que se multiplican por fisión binaria. (Bernal & Gutiérrez, 2016)

4.2. Zoonosis e infecciones por parásitos intestinales

Las enfermedades infecciosas transmitidas de animales vertebrados a humanos se conoce como zoonosis (OPS, 2003), se estima que aproximadamente el 43,6 % de las zoonosis presenta distribución mundial, siendo el 20 % de origen parasitario la mayoría presente en trabajadores agropecuarios y personas que tienen contacto con animales o sus productos, al igual que personas del común que tienen animales de compañía y de granja (Fuentes et al., 2006). Algunos parásitos presentes en los animales se pueden hospedar y transmitir al hombre (García et al., 2013), ocasionando problemas de salud pública y alto costo económico para los sistemas de salud. Actualmente este tipo de enfermedades se incrementan y reaparecen, producto de factores sociales, económicos y culturales, entre otros, dentro de los cuales podemos mencionar el aumento de la población, la globalización, la migración y desplazamiento tanto interno como externo de humanos y animales (Estepa & Polo, 2017).

En la naturaleza, las aves sufren o pueden sufrir de parásitos ya sean externos (ectoparásitos) (Parra et al., 2009) o internos (endoparásitos) que pueden afectar la vida de un animal (Carrera et al., 2020; Minott & Caballero, 2007; Papazahariadou et al., 2008; Perfetti & Moreno, 2017), siendo los parásitos internos los que provocan mayor afectación, por ejemplo los parásitos intestinales como protozoos y helmintos, provocan diarreas, deshidratación y en algunos casos severos la muerte (González-Acuña et al., 2007). Un estudio realizado en Venezuela en *Q. lugubris* demostró la presencia de protozoarios, helmintos y acantocéfalos, que pueden tener importancia para la salud pública (Perfetti & Moreno, 2017), además diversos estudios han documentado que tanto animales domésticos como salvajes, tienen un potencial de transmisión zoonótica, en la que animales actúan como reservorios de infecciones que afectan a humanos, de igual manera se pueden presentar zoonosis inversas evidenciándose a humanos como reservorios de infecciones que se transmiten a animales (De Freitas et al., 2002; Papazahariadou et al., 2008; Parkar et al., 2010).

Las enfermedades infecciosas transmitidas por zoonosis se encuentra en un 60.3 %, en su mayoría se originan en la vida silvestre y aumentan significativamente con el tiempo (Jones et al., 2008). Actualmente, se conocen 868 organismos potencialmente zoonóticos, de los cuales 66 son protozoos y 287 son helmintos. A nivel mundial millones de personas están infectadas con parásitos intestinales, siendo esto un problema de salud pública (Menocal & Caraballo, 2014), por ello es indispensable fortalecer la vigilancia epidemiológica de enfermedades zoonóticas y detectarlas oportunamente mediante investigaciones de campo y poder dar un adecuado manejo de brotes e implementar medidas de control y prevención que minimicen los efectos negativos de la salud en las poblaciones.

4.3. Zoonosis y aves

Como se mencionó anteriormente las aves en su entorno natural albergan una variedad de parásitos, al desplazarse y hacer contacto directo o indirecto con humanos y otra fauna, generan un aumento de enfermedades zoonóticas. A nivel mundial las infecciones humanas por criptosporidiosis son más del 90% y están relacionadas relacionadas con *C. hominis* o *C. parvum*. Entre las especies aviarias, solo *C. meleagridis* puede infectar a los seres humanos (Nakamura & Meireles, 2015) aunque existen informes de aves silvestre que presentan una variedad de *Cryptosporidium* spp. y *G. duodenalis*, estos tienen tasas de prevalencia a nivel mundial del 8,98% y 3,39%, respectivamente. Jian y colaboradores recientemente (2021) confirmaron la presencia de *Cryptosporidium baileyi*, *Cryptosporidium parvum*, *Giardia duodenalis* en aves silvestres de las áreas alrededor del lago Qinghai, implicando un potencial riesgo para la salud pública.

4.4. *Quiscalus lugubris*

Quiscalus lugubris pertenece a la familia Icteridae, (Powell et al., 2008), es conocida como tordo o chango llanero y está distribuida desde las Antillas Menores, Trinidad y Tobago, Colombia, Brasil y las Guayanas (Hilty et al., 2003; Strewé et al., 2006). Actualmente en Colombia, se encuentra en los Llanos Orientales, y Costa Caribe, ha llegado a diferentes zonas húmedas, semihúmedas y semiáridas (Cuta & Higuera, 2016), según un estudio realizado por Corponor, (2013) la llegada del chango llanero a los municipios de Norte de Santander, representa un peligro para la avifauna de la región, debido a que esta ave genera excrementos en zonas urbanas como parques y áreas céntricas, lo que puede provocar afecciones a la salud de los habitantes de la región. En Pamplona se registró por primera vez en 2012 (Levatich, 2020) aunque se sabe que arribó al municipio entre 2006 a 2008. Esta especie se caracteriza por su

adaptabilidad a diversos hábitats, especialmente aquellos con actividades antrópicas, lo que les facilita el acceso a alimentos (Morand-Ferron et al., 2004; Perfetti & Moreno, 2017).

Los tordos llaneros ocasionalmente mojan su comida, estrategia que les permite acelerar la ingestión de alimentos (Morand-Ferron et al., 2004) sin embargo, esta actividad la realizan en el río Pamplonita, por consiguiente los convierte en potenciales portadores de agentes infecciosos entéricos, facilitando el contagio y transmisión de parásitos que pueden afectar tanto su salud, como la de otros animales y humanos (Minott & Caballero, 2007; Morand-Ferron et al., 2006; Pérez-Gómez et al., 2003).

4.5. Contaminación del Río Pamplonita

La cuenca del río Pamplonita se encuentra ubicada en la vertiente oriental de la Cordillera Oriental de Colombia, al sureste del departamento de Norte de Santander (Corponor, 2014), está conformada por 10 municipios y tiene una longitud de 300,64 Km. El cauce principal se forma en el municipio de Pamplona en el cruce de las quebradas El Rosal y Navarro y finaliza cerca del centro poblado de Puerto Villamizar en el Municipio de Cúcuta (Corponor, 2010).

El estado actual del río Pamplonita, presenta una condición sanitaria crítica, mostrando un deterioro en la calidad del agua y en la riqueza de organismos, de igual manera se identificó que la contaminación inicia en la parte alta, en las bocatomas de Monteadentro y la Fosforera (Corponor et al., 2018). La exposición a descargas de aguas residuales producto de actividades antropogénicas de tipo doméstico, agrícola, minero e industrial, han alterado su calidad biológica (Corponor, 2014).

En general los ríos urbanos presentan altos niveles de contaminación (Duque et al., 2018; Ortiz et al., 2012), encontrando en ellos una amplia gama de microorganismos como virus,

bacterias y parásitos (Burbano et al., 2003), exponiendo a las aves a adquirir enfermedades y gran variedad de microorganismos que fácilmente podrían causarles la muerte (De Freitas et al., 2002; Papazahariadou et al., 2008; Pérez et al., 2003), la mala calidad del agua es un factor ideal para la multiplicación y propagación parasitaria (Burbano et al., 2003; Parkar et al., 2010), ya que muchos parásitos presentan fases altamente resistentes y pueden sobrevivir a variedad de condiciones ambientales, como es el caso de los huevos de helmintos, por tanto son considerados como un riesgo importante para la salud (Menocal & Caraballo, 2014). Dentro de la cuenca del río Pamplonita, un estudio sobre la calidad biológica del agua efectuado Corponor et al., (2018) presencia de nematodos dentro de la zona del casco urbano.

4.6. Técnicas coproparasitológicas (CPS)

Las técnicas utilizadas son métodos directos, mediante estos se identifican parásitos o fases parasitarias en productos biológicos que se conocen como exámenes parasitológicos o parasitoscópicos. Este conjunto de técnicas diagnósticas permite la identificación de la mayoría de los entero parásitos, ya sean causadas por protozoarios o por helmintos (Botero & Restrepo, 2012). Cada parásito o grupo de parásitos, según su estadio, puede requerir una técnica diagnóstica determinada. Los métodos empleados con más frecuencia se basan en la observación microscópica, mediante examen en fresco, examen por concentración, flotación o mediante técnicas de tinción (Estape, 2008).

El examen en fresco es una técnica sencilla y fácil para examinar las heces, pueden utilizarse solución salina, solución yodada, azul de metileno (Estape, 2008) y permite la observación tanto macroscópica como microscópica de formas parasitarias. Se usa principalmente para observar las características morfológicas de los protozoarios y detectar la movilidad de estos en su forma de trofozoíto (Magaró et al., 2011).

Las técnicas de concentración fecal tienen como finalidad la concentración de heces para separar los parásitos de la masa de material de la muestra y tratar de concentrar la cantidad de microorganismos que permita una fácil visualización, debido a que los parásitos microscópicos no se multiplican en las heces (Magaró et al., 2011). Dentro de las técnicas de concentración se encuentra la de formol-éter o método de Ritchie que es un procedimiento utilizado para concentrar quistes de protozoos, huevos y larvas de helmintos (Botero & Restrepo, 2012).

Las técnicas de coloración también ayudan a la diferenciación de formas parasitarias, la coloración de Ziehl Neelsen permite observar los ooquistes de *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp. e *Isospora* sp.; debido al comportamiento ácido resistente de la cubierta quística de estos parásitos. Los ooquistes de *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* e *Isospora* sp.; se observan de color rosa a rojo destacándose sobre un fondo azul. La intensidad de la coloración depende del espesor del preparado, del porcentaje de ácido en la decoloración y del tiempo de contacto con el mismo (Magaró et al., 2011).

5. Objetivos

5.1. Objetivo General

Identificar parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris*, como posible riesgo zoonótico para humanos y animales domésticos de Pamplona, Norte de Santander.

5.2 Objetivos Específicos

Clasificar taxonómicamente mediante claves morfológicas los parásitos intestinales presentes en las muestras coprológicas de *Quiscalus lugubris*.

Comparar el riesgo zoonótico que representan los parásitos intestinales encontrados en las muestras de *Quiscalus lugubris*, mediante la revisión de literatura científica.

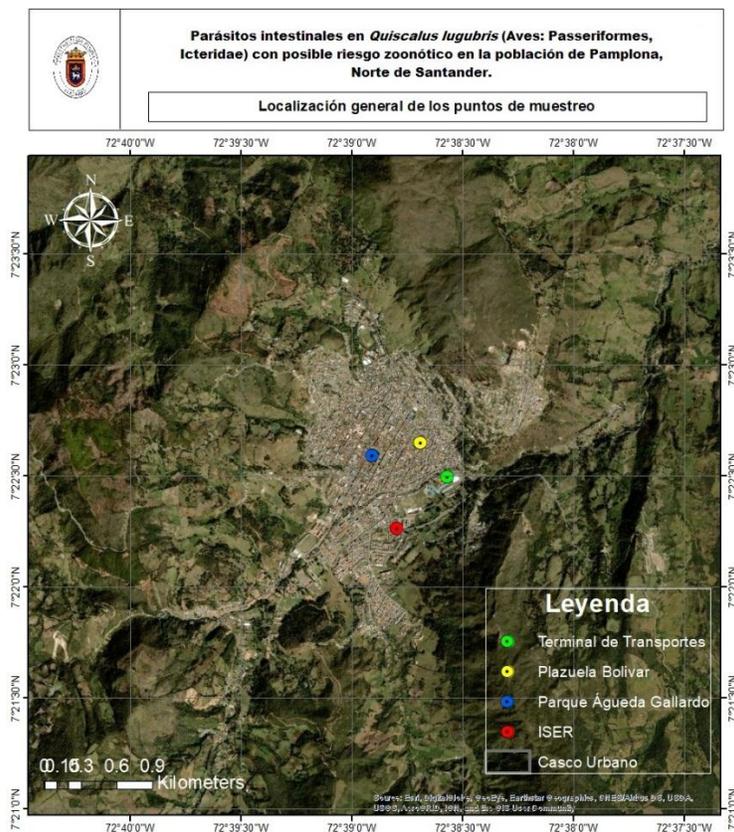
6. Metodología

6.1. Área de estudio

Este estudio se llevó a cabo en el área urbana del municipio de Pamplona, Norte de Santander, entre febrero y junio de 2021. Para ello, se establecieron 4 puntos (P) de muestreo como se indica en la Tabla 3 y Figura 1; cada punto se determinó de acuerdo a observaciones previas de nidos de poblaciones de *Quiscalus lugubris* en la zona urbana de Pamplona, Norte de Santander.

Figura 1.

Mapa de ubicación de los puntos de muestreo en la zona urbana de Pamplona.



Nota: los cuadros rojos indican la ubicación de los diferentes puntos de muestreo en la zona urbana de Pamplona. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Tabla 3.

Localización de los puntos de muestreo en zona urbana de Pamplona, Norte de Santander.

Punto (P)	Descripción	Coordenadas
P1	Terminal de transporte de Pamplona	7.375358, -72.643227
P2	Parque Águeda Gallardo de Villamizar	7.376482, -72.648450
P3	ISER Pamplona	7,377155, -72,648956
P4	Plazuela Bolivar	7.377771, -72.645140

Nota: En cada punto de muestreo se encontraron zonas de anidación de *Quiscalus lugubris*. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

6.2. Fase de Campo

La recolección de las muestras se realizó entre marzo y mayo de 2021. El muestreo en el mes de Marzo se realizó en los días 12 al 15 y 26 al 29, en abril los días 9 al 12 y 23 al 26, en mayo los días 2 al 9. La toma se practicó en horas de la mañana entre 5:30 a.m. y 7:30 a.m. Para ello, se dispuso un plástico negro en la base de los árboles en donde se encontraron nidos establecidos, de modo que las heces fueran más visibles y tuvieran la menor contaminación posible.

En cada punto se tomaron entre uno y dos pools por día, mediante palillos estériles. Cada pool de muestras fue depositado en frascos estériles de 60 ml con formalina al 10% (Botero & Restrepo, 2012), debidamente rotulados (número de punto, fecha y hora), almacenados y refrigerados a una temperatura de 4 a 8 grados para su correcta conservación y transporte al laboratorio de Parasitología SB-210 y laboratorio grupo GIMBIO de la Universidad de Pamplona para procesamiento y análisis.

6.3. Fase de Laboratorio.

Las muestras de cada pool fueron procesadas por métodos de coprológico directo, de concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie), flotación de Willis-Molloy con solución saturada de cloruro de sodio y Tinción de Ziehl-Neelsen modificada (Botero & Restrepo, 2012; Magaró et al., 2011), la observación se realizó tanto macroscópica como microscópicamente, para la descripción de la consistencia, color de las heces y búsqueda de trofozoítos, quistes, ooquistes, huevos y/o larvas de entero parásitos en el laboratorio de Parasitología SB-210 y laboratorio grupo GIMBIO de la Universidad de Pamplona.

6.3.1. Diagnóstico de Parásitos intestinales

6.3.1.1. Coprológico Directo

Para el desarrollo de esta técnica se tomaron portaobjetos previamente esterilizados y desengrasados, en cada uno se agregó una gota de solución salina, con un palillo se tomó una muestra de heces y se mezcló. Posteriormente se colocó un cubreobjetos sobre la muestra, en ángulo 45° para evitar la formación de burbujas. Se observó al microscopio de luz óptica a diferentes aumentos (Botero & Restrepo, 2012; Magaró et al., 2011). Este procedimiento se repitió con tinción de Lugol.

6.3.1.2. Técnica de Formol-Éter

Se tomó aproximadamente un gramo de materia fecal y se mezcló con solución salina al 0.88%. Luego se tamizó la muestra fecal y se filtró sobre doble gasa en un embudo. Se pasó 1ml del filtrado obtenido a un tubo falcón agregando 3ml de solución salina, 3ml de formalina y se agitó suavemente, luego se agregaron 2ml de éter y se centrifugó a 1500 r.p.m. por 5 min, posteriormente se descartó el sobrenadante. Se tomó una pequeña muestra del sedimento

obtenido para realizar el extendido, al cual se le agregó una gota de solución salina y una de Lugol, se mezcló y se observó al microscopio a 40X y 100X (Magaró et al., 2011).

6.3.1.3. Técnica de Willis-Molloy con solución saturada de cloruro de sodio

Se preparó la solución saturada de cloruro de sodio disolviendo 116,66 gramos de sal en 200 ml de agua, se calentó sin llegar a ebullición. En un vaso de precipitado se agregaron 2gr de materia fecal y 10 ml de solución saturada de cloruro de sodio, se homogenizó la muestra y se filtró en doble gasa. Luego se transfirió en un tubo falcón y se completó con solución saturada hasta llegar al borde, de manera que se formara un menisco convexo. Se colocó un cubreobjetos sobre el tubo falcón. Se dejó reposar durante 15 minutos, luego se agregó una gota de Lugol, se tomó el cubreobjetos y se observó al microscopio con objetivos de 40 X y 100X (Botero & Restrepo, 2012; Magaró et al., 2011).

6.3.1.4. Tinción de Ziehl-Neelsen modificado

Se preparó un frotis en un portaobjetos limpio y seco, siguiendo las precauciones de esterilidad. Se dejó secar el frotis y luego se fijó con metanol por 10 minutos, dejando secar a temperatura ambiente. Posteriormente se cubrió con la solución de carbol fucsina (colorante básico primario), durante 45 minutos; pasado el tiempo se cubrió con alcohol ácido sulfúrico al 7% durante 2 minutos hasta observar un color rosa pálido y se agregó verde de malaquita por 1 minuto, se lavó por 2 minutos con agua corriente, se dejó secar el frotis a temperatura ambiente y se examinó en el microscopio con el objetivo de 40X y 100X (Magaró et al., 2011).

6.4. Identificación taxonómica

La identificación de los parásitos intestinales se realizó mediante claves morfológicas para quistes-ooquistes, trofozoítos, huevos, larvas (Mehlhorn et al., 1993).

6.5. Análisis de datos

Para establecer la ocurrencia de los parásitos intestinales de las aves en las muestras obtenidas, se estimó a partir del número de muestras parasitadas sobre el total de pooles de muestras por cien.

$$O = \frac{n}{N} \times 100$$

Donde O es la ocurrencia, n es el número de pooles parasitados, N total de muestras.

De igual forma, se realizaron comparaciones con información registrada en la literatura científica, referente a la presencia de los parásitos intestinales en las aves y su potencial zoonótico.

7. Resultados y Discusión

7.1. Clasificación de las muestras

El muestreo se realizó durante 24 días en los cuatro puntos previamente establecidos (P1, P2, P3 y P4), dentro de los cuales se recolectaron 27 poolos de muestras de heces de *Quiscalus lugubris*. La observación macroscópica de las muestras de heces recolectadas concuerdan con las observadas por Perfetti & Morales en 2017, con una coloración café y blanco con aspecto pastoso y lechoso respectivamente (Figura 2), sin embargo algunas muestras de P2 presentaron colores entre verde claro y amarillo con aspecto mucoso. Mediante la observación directa, se identificaron partes de coleópteros y algunos filamentos en las heces como muestra la figura 3, esto evidencia su hábito alimenticio omnívoro.

Figura 2.

Muestra de heces de *Quiscalus lugubris* sobre plástico negro.



Nota: Se observa la coloración blanca y café características de esta especie de ave. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

7.2. Clasificación taxonómica de parásitos encontrados en las muestras de *Quiscalus Lugubris*

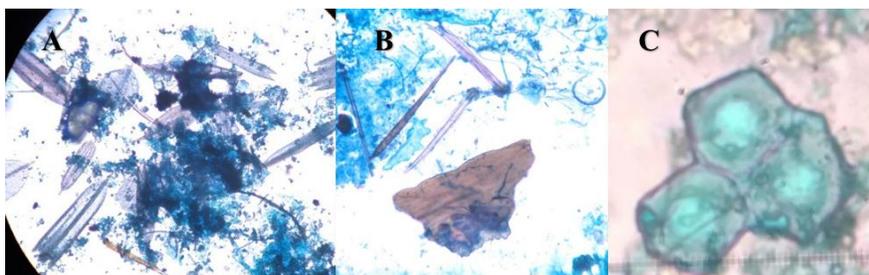
7.2.1. Estructuras vegetales y células observadas en las heces mediante observación microscópica.

Al observar al microscopio óptico, se identificaron células y fibras vegetales (Figura 3), así como

formas parasitarias, tanto en el método directo como en el de sedimentación por formol-éter (Ritchie) y flotación Willis Molloy, también se observaron estructuras de huevos y ooquistes de parásitos pertenecientes a coccidios, nematodos, cestodos.

Figura 3.

Estructuras vegetales y células observadas en las heces mediante observación microscópica.



Nota: A. Restos vegetales; B. Arriba filamentos vegetales y abajo parte de exoesqueleto de coleópteros; C. Tejido vegetal. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

7.3. Identificación de parásitos mediante técnicas coproparasitológicas

Mediante las técnicas utilizadas coprológico directo, técnica de sedimentación por formol-éter, técnica de flotación por solución saturada de Cloruro de sodio, se identificaron los géneros de parásitos como muestra en la Tabla 3.

Los métodos que mostraron mayor efectividad en la identificación de las formas parasitarias fueron: sedimentación por formol éter y el método directo, ambos métodos fueron empleados con tinción de Lugol lo que facilitó la observación microscópica. La tinción de Ziehl Neelsen fue utilizada para identificar ooquistes de *Cryptosporidium* spp. característicos por ser ácido alcohol resistentes.

Tabla 4.

Identificación de parásitos mediante técnicas diagnósticas con y sin tinción

Género	Técnica diagnóstica							
	Método directo		Flotación formol-éter			Sedimentación Willis-Molloy		
	Sin tinción	Con Lugol	Sin tinción	Con Lugol	Ziehl Neelsen	Sin tinción	Con Lugol	Ziehl Neelsen
Apicomplexos								
<i>Monocystis</i> sp.	X	X	X	X		X	X	
<i>Isospora</i> sp.	X	X	X	X		X	X	X
<i>Eimeria</i> sp.	X	X	X	X		X	X	
<i>Cryptosporidium</i> sp.					X			X
Sarcomastigophora								
<i>Giardia</i> sp.		X		X			X	
<i>Entamoeba</i> sp.		X		X			X	
Nematodos								
<i>Ascaris</i> sp.	X	X					X	
<i>Trychostrongilus</i> sp.	X	X					X	
Platyhelminthos								
<i>Taenia</i> sp.		X				X	X	
Stramenopiles								
<i>Blastocystis</i> sp.		X						

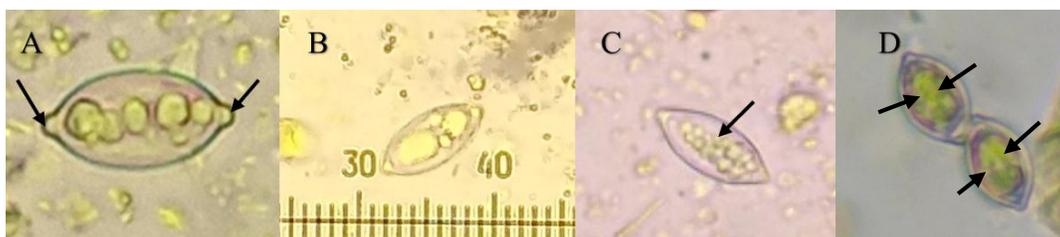
Nota: La especie *Cryptosporidium* sp., se observó tanto en método de flotación como en sedimentación con tinción de Ziehl Neelsen. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

7.3.1. Descripción morfológica de parásitos encontrados

En la Figura 4 se observaron ooquistes de *Monocystis* sp. en la que se pudo evidenciar su forma navicular, con dos tapones polares en los extremos, una membrana delgada, midieron entre 8 a 10 μ x 4 a 5 μ y se identificaron algunos gránulos dentro de los ooquistes, en algunos se observaron esporozoítos (Figura 4D).

Figura 4.

Ooquistes de *Monocystis* sp. Técnica de sedimentación con tinción de Lugol. A. 1000X. B, C y D. 400X.



Nota: Las imágenes muestran la morfología elipsoidal: En la imagen A las flechas negras indican tapones polares en ambos extremos. B. Tamaño de 9 μ x 4 μ . C La flecha muestra gránulos en el interior. D. Las flechas muestra esporozoítos en su interior. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

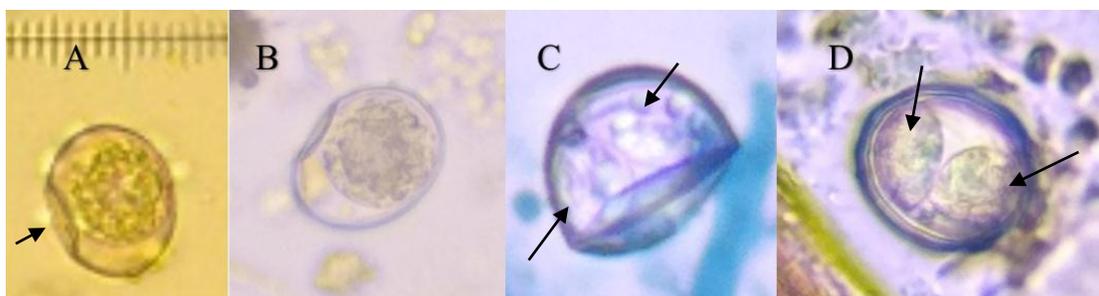
En la Figura 5 se identificaron quistes de *Isospora* sp, obtenido mediante técnicas de sedimentación de Ritchie y Flotación de Willis Molloy, los ooquistes presentaron una morfología subsférica, con pared lisa, midieron entre 15 y 12 μ por 8 a 10 μ , con 2 esporoblastos ovoides en su interior.

En la Figura 6 A y B, se observaron ooquistes sin esporular de *Eimeria* sp. obtenido mediante técnica de sedimentación y teñida con Lugol, en el lado A de la imagen la flecha negra indica el micrópilo en la parte anterior del ooquiste y la flecha naranja muestra el granulo polar. En la Figura 6B la flecha indica el esporonte, con una morfología ovoidea o en forma de uso, de pared lisa y midió 15 μ por 8 μ . El género *Cryptosporidium* sp. en la Figura 7 fue identificado

mediante tinción de Ziehl Neelsen en muestra de flotación y sedimentación, arrojando como resultado la coloración de quistes ácido resistentes característicos de este género, presentó una morfología esférica de aproximadamente 4 μ y 5 μ micras. Cabe resaltar que *Cryptosporidium* sp. solo fue encontrado en las muestras del Terminal (P1) y Parque (P2).

Figura 5.

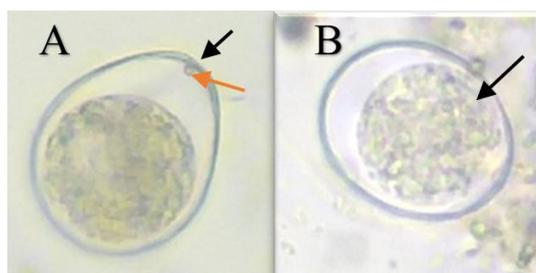
Ooquiste de *Isoospora* sp. observado a 400X. A y B Ooquiste sin esporular en técnica de Willis Molloy con Lugol. C y D. Técnica de Ritchie



Nota: A. La flecha indica el micrópilo. C y D quiste esporulado de *Isoospora* sp. nótese en su interior la presencia de dos esporoblastos, muestra de P3 (ISER). Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Figura 6.

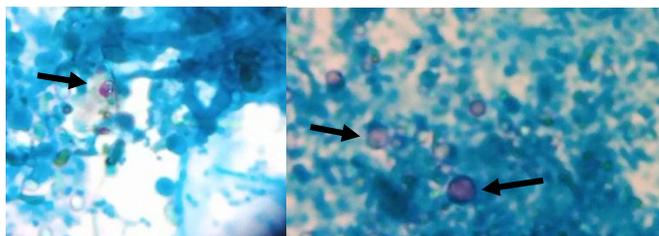
Ooquistes sin esporular de *Eimeria* sp. con técnica de sedimentación con Lugol. Muestra de P4 observado a 400X.



Nota: A. La flecha naranja indica granulo polar y la flecha negra el micrópilo en el extremo anterior. B. La flecha indica el esporonte. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Figura 7.

Ooquistes de *Cryptosporidium* sp. método de sedimentación con tinción de Ziehl Neelsen. Observado a 1000X



Nota: Las flechas indican quistes de *Cryptosporidium* sp, observados de color rosa sobre fondo azul.

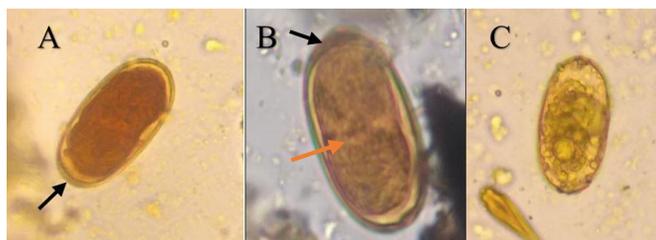
Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Los huevos de *Trichostrongylus* sp. en las heces de *Quiscalus lugubris* se observaron con una morfología ovoide, de paredes laterales paralelas, con cáscara lisa y delgada. En la Figura 8A la flecha muestra un espacio claro entre la mórula y la cáscara del huevo que va disminuyendo durante la maduración del huevo (Figura 8 B y C). Los huevos encontrados midieron entre 60-70 μ por 30-35 μ .

La Figura 9 muestra quistes de *Giardia* sp. encontrados en las muestras de heces e identificados mediante método directo, sedimentación y flotación con tinción de Lugol. Presentaron una morfología ovoide, midieron entre 7 y 8 μ de largo por 4 a 5 μ de ancho, en su mayoría se encontraron quistes inmaduros o recién formados tienen dos núcleos también llamados prequistes, los quistes maduros son tetra nucleados. En el lado B de la Figura 9 las flechas negras indica los núcleos a un extremo en el interior del quiste, de igual manera se observó la presencia del axostilo (flecha naranja Figura 9B), que son microtúbulos que funcionan como esqueleto.

Figura 8.

Huevos de *Trichostrongylus* sp. en coprológico Directo con Lugol. Muestra de P3 y P2. Observado a 400X.

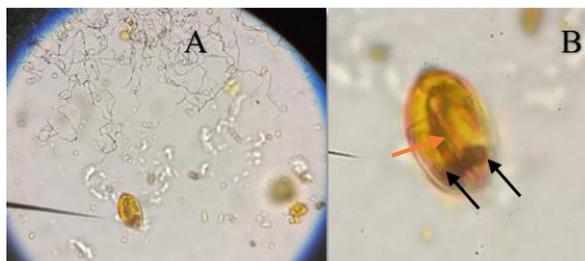


Nota: A y B. Huevos alargados y extremos redondeados, las flechas negras muestra un espacio claro entre la mórula y la cáscara del huevo que desaparece al madurar. B. La flecha naranja indica la mórula.

Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Figura 9.

Quiste de *Giardia* sp. en técnica de flotación con Lugol A: Observado a 400X. B. Observado a 1000X.

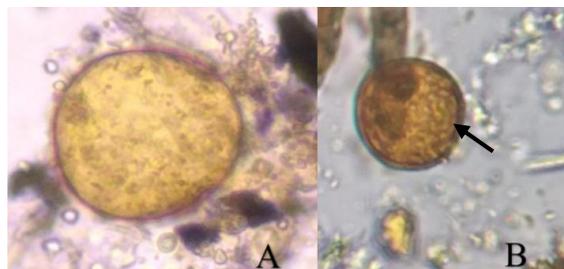


Nota: Muestra de heces fecales de obtenidas de P1. Las flechas negras muestran los núcleos del quiste y la flecha naranja el axostilo. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

La Figura 10 corresponde a huevos no embrionados de *Ascaridia* sp. encontrados en las muestra de heces, estos presentaron una cáscara gruesa y lisa como lo muestra el lado B de la Figura, midieron entre 75 y 80 μ de diámetro, la identificación de las especies de ascáridos que parasitan aves es compleja, debido a que morfológicamente son similares y los tamaños varían entre una misma especie (Mehlhorn et al., 1993).

Figura 10.

Huevos de *Ascaridia* sp. por método directo con Lugol, muestra de P3 observado a 400X.



Nota: Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Se identificaron huevos del genero *Taenia* sp. de una apariencia redonda, en su interior presentó tres pares de ganchos característicos del genero, como lo muestra la Figura 11, además, se observó una membrana gruesa y estriada de color café y el embrióforo que es su membrana más interna. En la Figura 12 se observa un quiste de *Entamoeba* sp. en la cual se pudieron apreciar los núcleos en su interior. Por otro lado, la Figura 13 evidencia una forma vacuolar de *Blastocystis* sp., en el que se observa claramente su citoplasma periférico y los núcleos.

Figura 11.

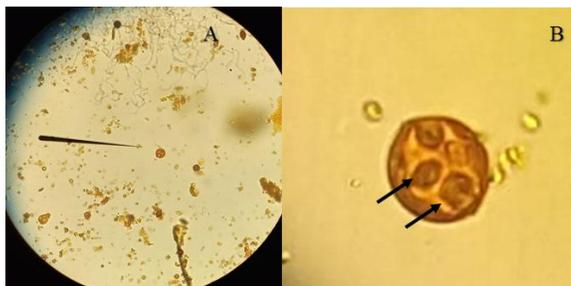
Huevo de *Taenia* sp con Lugol observado a 400X. Técnica de sedimentación



Nota: Muestra de heces correspondiente a la Plazuela Bolívar, la flecha naranja muestra los ganchos en su interior y la flecha negra indica el embrióforo. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Figura 12.

Entamoeba sp. en técnica de sedimentación con tinción de Lugol muestra de P2. A. observado a 400X. B. Ampliación de cámara.



Nota: Quiste de morfología redonda con presencia de 4 núcleos (flechas). P2 corresponde a punto de muestreo de Parque. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Figura 13.

Blastocystis sp. con Lugol en técnica de sedimentación de Formol éter. Observado a 1000X



Nota: Fuente: La flecha negra indica su citoplasma periférico y la flecha naranja los núcleos. Fernanda Buitrago, 2021.

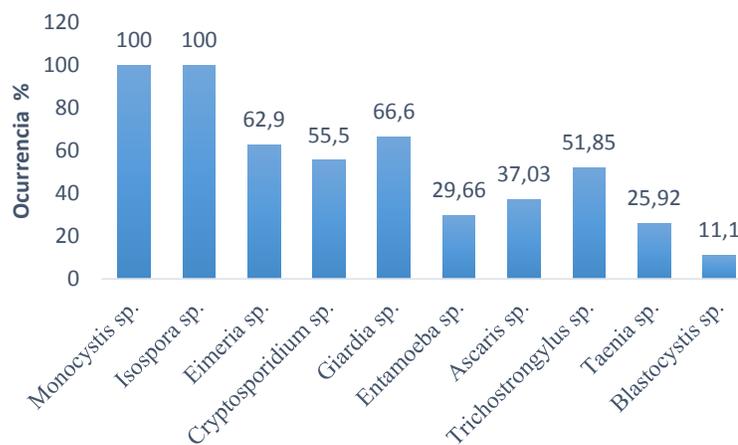
7.3.2. Parásitos encontrados en puntos de muestreo

Las muestras fecales revelaron una ocurrencia del 100% de parásitos intestinales, es decir, todas las muestras se encontraban parasitadas, observándose multiparasitismo por al menos 5 parásitos en todos los pooles (N=27). Durante el desarrollo de la presente investigación se identificaron en total 10 géneros de parásitos, entre ellos: *Monocystis* sp. (100%; 27/27),

Isospora sp. (100%; 27/27), *Giardia* sp. (66.66%; 18/27), *Eimeria* sp. (62.96%; 17/27), *Cryptosporidium* sp. (55.5%; 15/27), *Trichostrongylus* sp. (51.85%; 14/27), *Ascaridia* sp. (37.03%; 10/27), *Entamoeba* sp. (29.66%; 8/27), *Taenia* sp. (25.92%; 7/27), y *Blastocystis* sp. (11.1%; 3/27), como se indica en la Figura 14 y Tabla 4 la relación de parásitos encontrados y la ocurrencia en los puntos de muestreo en la ciudad de Pamplona.

Figura 14.

Ocurrencia (%) de parásitos encontrados en *Quiscalus lugubris*.



Los anteriores géneros parasitarios se encontraron en: Punto número 1. Zona del Terminal 5 géneros (*Monocystis* sp., *Isospora* sp., *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp., *Trichostrongylus* sp.). En el punto número 2 correspondiente al Parque Águeda Gallardo se encontraron 9 géneros (*Monocystis* sp., *Isospora* sp., *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp., *Eimeria* sp., *Ascaridia* sp., *Entamoeba* sp., *Taenia* sp., *Blastocystis* sp.), en el punto 3 ISER, 6 géneros (*Monocystis* sp., *Isospora* sp., *Eimeria* sp., *Giardia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Taenia* sp.) y en el punto número 4 ubicado en la plazuela Bolívar se encontraron 6 géneros de parásitos.

Tabla 5.

Presencia de parásitos encontrados en cada uno de los puntos de muestreo y ocurrencia: P1: Terminal; P2: Parque Aguda Gallardo; P3: ISER; P4: Plazuela Bolívar.

Parásito	Muestreo 1. n°Pooles 11				Muestreo 2. n°Pooles:8				Muestreo 3. n°Pooles 8				Ocurrencia %
	P 1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	
Apicomplexos													
<i>Monocystis</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	100
<i>Isospora</i> sp.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	100
<i>Eimeria</i> sp.	X	X	X		X	X	X	X	X	X	X	X	62.9
<i>Cryptosporidium</i> sp.	X	X			X	X			X	X			55.5
Sarcomastigophora													
<i>Giardia</i> sp.	X	X			X	X	X		X	X	X		66.6
<i>Entamoeba</i> sp.		X				X				X			29.66
Nematodos													
<i>Ascaris</i> sp.					X			X	X			X	37.03
<i>Trichostrongylus</i> sp.			X	X		X	X	X		X	X	X	51.85
Platyhelmintos													
<i>Taenia</i> sp.			X			X	X			X	X		25,92
Stramenopiles													
<i>Blastocystis</i> sp.	X				X				X				11,1
Total	5	6	5	3	7	8	6	5	7	8	6	5	

Nota: La X indica la presencia del parásito en el punto de muestreo. La ocurrencia se halló por n° de muestras parasitadas sobre el total de muestras por 100. Fuente: Fernanda Buitrago, 2021.

Cabe resaltar que *Monocystis* sp. e *Isospora* sp. fueron comunes en los cuatro puntos de muestreo encontrándolos en abundancia a excepción del punto 4, que evidencio en mayor cantidad *Trichostrongylus* sp. seguido de *Isospora* sp. y *Eimeria* pp. De igual manera se observó en P2 (Parque) la presencia de abundantes quistes de *Giardia* sp., los géneros *Entamoeba* sp., y *Blastocystis* sp., se encontraron exclusivamente en este punto.

7.3.3. Análisis del posible riesgo zoonótico de los parásitos encontrados en las muestras *Quiscalus lugubris*

Las aves silvestres estan infectadas por una amplia gama de especies de parásitos, en vida libre toleran la carga parasitaria sin que les cause alguna complicación (Burbano et al., 2003), sin embargo las afecciones son más recurrentes en aves en cautiverio que en los de vida libre (García et al., 2013). Durante el muestreo no se evidenció ningún ejemplar de *Quiscalus lugubris* en malas condiciones, por lo que se puede deducir que los parásitos encontrados no repercuten en el estado de salud y vitalidad de esta ave, aunque se debe mencionar que las condiciones ambientales pueden influir y alterar en la ecología de las enfermedades, especialmente por el comportamiento de *Q. lugubris*.

De los 10 parásitos identificados mediante este estudio, se encontró que *Isospora* sp. y *Cryptosporidium* sp., corresponden a los encontrados por Perfetti & Moreno, (2017) en Venezuela para la misma especie de ave, mientras que los demás parásitos corresponden a nuevos registros para *Q. lugubris* tanto a nivel Nacional, Regional y local. También se confirman los hallazgos de otros estudios que afirman que la coccidiosis es una de las enfermedades de aves más frecuentemente reportadas a nivel mundial. (Camposano, 2018; Jatau et al., 2012; Pérez et al., 2003)

La mayor ocurrencia de parásitos en las muestras de heces de *Quiscalus lugubris* la obtuvieron los parásitos *Monocystis* sp. e *Isospora* sp. ambas de 100%. Hasta donde se ha podido indagar, las especies del género *Monocystis* sp. no representan ningún riesgo para humanos ni animales domésticos, debido a que parasitan artrópodos, moluscos y anélidos, principalmente lombrices de tierra (Bhowmik & Bandyopadhyay, 2017). El parásito al ser ingerido por el ave atraviesa el sistema digestivo y es evacuado junto con las heces, para continuar su ciclo de vida que se lleva a cabo en el aparato reproductor de anélidos. Eventualmente son encontrados otros hospederos que contraen el parásito por consumo de un individuo infectado, como se evidencia en este estudio con *Q. lugubris*.

Con respecto al género *Isospora* sp., se han reportado cerca de seis especies que infectan a aves ictéridas (da Silva et al., 2017; Faria et al., 2017), existiendo un gran número de especies de coccidios en aves de vida libre que han sido identificadas como patógenas para otras aves, pero usualmente no son de importancia clínica (Pérez et al., 2003), aunque si puede tener importancia veterinaria. El parásito puede transmitirse a otros hospederos animales como perros, gatos, otros mamíferos y aves, que en algunos casos les causan lesiones leves, graves y hasta la muerte, esto dado que los trofozoítos de *Isospora* migran a diferentes órganos como hígado, corazón, bazo, pulmón, riñón y tejidos musculares causando afectaciones a dichos órganos (Rodríguez et al., 2019).

El género *Eimeria* sp. presento una ocurrencia de 62.96%, aunque fue una de las más altas este parásito no representa riesgo para humanos, Mehlhorn et al., (1993) menciona que los géneros de *Eimeria* son de estricta especificidad de hospedador, por lo que las especies que parasitan aves no pueden infectar a humanos, sin embargo existe la posibilidad de que se transmita a otros hospederos animales, sin presentar sintomatologías graves. Por otra parte el hallazgo del

genero *Cryptosporidium* sp. presenta un potencial riesgo de transmisión tanto para animales como para humanos. Las especies más frecuentemente encontradas en humanos son *C. parvum* y *C. hominis* (Xiao et al., 2004), sin embargo, se han descrito infecciones causadas por otras especies como *C. felis* y *C. meleagridis* (Morgan et al., 2000). Tanto *C. parvum* como *C. meleagridis* han sido identificadas en varias especies de aves (Reboredo et al., 2015), esta última es la tercera causa más común de criptosporidiosis humana (Pedraza-D et al., 2000; Xiao et al., 2001), sobre todo cuando se trata de niños o personas inmunodeficientes (Morgan et al., 2000; Xiao et al., 2001). Entre las especies de *Cryptosporidium* y los genotipos de huéspedes aviares, solo *C. meleagridis* tiene un espectro de huéspedes más amplio, en el 2012 se reportó en Suecia una persona infectada con un genotipo de esta misma especie (Silverlås et al., 2012), asimismo otros estudios sugieren que *C. meleagridis* encontrada en aves están relacionados con aislamientos de humanos, por tal razón se ha considerado que las aves pueden formar una fuente de infecciones humanas (C. R. Stensvold et al., 2014; Wang et al., 2014). Algunos animales domésticos como los perros, también pueden ser contagiados con este parásito, se han descrito especies como *C. canis*, *C. parvum*, *C. meleagridis* y *C. muris* (Fayer et al., 2001; Hajdušek et al., 2004; Vitela et al., 2019; Wang et al., 2014).

La identificación de *Giardia* sp. (66.66%) es otro de los géneros que pueden establecer riesgo de infección. A nivel mundial la prevalencia de *Giardia* es alta (Delahoy et al., 2018) al ser un parásito con distribución cosmopolita, es comúnmente encontrado en países desarrollados y en vías de desarrollo, en niños se asocia con dificultades en el aprendizaje y en adultos luego de la infección con *Giardia*, pueden desarrollar el síndrome de intestino irritable (Giraldo et al., 2005; Tarin et al., 2015; Vázquez & Campos, 2009). Algunos estudios en aves reportan la presencia de parásitos zoonóticos como *Giardia duodenalis* (Pérez et al., 2003; Reboredo et al.,

2015), de importancia médica y veterinaria debido a que afectan a humanos y animales.

Actualmente se han descrito seis especies de *Giardia*, la especie de mayor importancia es *Giardia duodenalis* (Reboredo et al., 2015), reportada tanto para aves como humanos y animales domésticos como gatos y perros (Heyworth, 2016), existiendo un posible riesgo de transmisión entre estos.

Por otro lado *Trichostrongylus* sp. fue encontrado en tres de los cuatro puntos de muestreo con una ocurrencia de 51.85% (14/27). Este parásito afecta tanto a humanos como animales, las infecciones en humanas pueden ser asintomáticas, o presentar calambres, dolor abdominal, flatulencia, náuseas, diarrea y en casos más graves provocar inflamación de la mucosa intestinal y daño tisular. Los estudios epidemiológicos muestran una distribución mundial, en infecciones humanas, la prevalencia de infección por *Trichostrongylus* puede ser baja o alta, esto dependiendo de la zona geográfica, diferencia en los hábitos ambientales, socioeconómicos, higiene personal y las características de las poblaciones (Robson et al., 2013). Se han informado contagios accidentales en diferentes partes del mundo por *T. orientalis*, *T. colubriformis*, *T. vitrinus*, *T. axei*, *T. capricola*, *T. probolurus* y *T. skrjabin* que se adquieren con mayor frecuencia a través del contacto con animales herbívoros, entre ellos las aves.

Blastocystis sp. (11.1%; 3/27) es un parásito que vive en el tracto intestinal de humanos y de muchos animales (Stensvold et al., 2007), tiene una alta prevalencia e infecta a más de 1.000 millones de personas en el mundo (Salinas & Gonzales, 2007). Se ha notificado que la infección puede ser asintomática, sintomática aguda y crónica, pudiendo estar relacionada con la diversidad genética de *Blastocystis* spp. (Santín et al., 2011). Actualmente se han identificado al menos 17 subtipos de este parásito de los cuales se han reportado 9 que colonizan al humano, mamíferos y aves (Stensvold et al., 2007). Por lo tanto, las aves pueden estar infectadas con

múltiples genotipos que afecten a humanos y otros animales (Abe et al., 2003). Además, se han encontrado reportes de la presencia de *Blastocystis* spp en caninos, con mayor prevalencia en etapas de cachorro (Chavier et al., 1997). La presencia de grupos zoonóticos de este parásito aislados de aves y mamíferos evidencia una posible ruta de transmisión entre humanos y estos, lo que evidencia un riesgo de transmisión para la población de Pamplona.

En cuanto a las especies de *Ascaridia* sp. (37,03%; 10/27), *Entamoeba* sp. (29.66%; 8/27), *Taenia* sp. (25,92%; 7/27), que parasitan aves no representan un riesgo para humanos, de lo que se ha podido investigar actualmente no hay ninguna evidencia de que las especies de estos parásitos presentes en aves infecten a seres humanos, sin embargo algunas especies de *Taenias* tiene la capacidad de parasitar perros como las especies *Taenia hydatigena*, *T. krabbei*, *T. multiceps*, *T. ovis*, *T. pisiformis* y *T. serialis*. En gatos se han encontrados especies como *T. taeniaeformis*. Los huevos de las *Taenias* eventualmente pueden ser transportados por fómites y dispersarse a través de hospederos intermediarios como insectos coprófagos y algunas aves. (CFSPH & IICA, 2005)

De los 10 géneros de parásitos aquí encontrados, 6 de ellos (*Isospora* sp., *Eimeria* sp., *Taenia* sp., *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp. y *Blastocystis* sp.) representan un importante riesgo zoonótico para animales domésticos. Los hábitos higiénicos son parte fundamental para evitar el contagio con las formas infectantes de los parásitos, dado que estas se transmiten por vía fecal-oral y teniendo en cuenta que en animales la higiene es deficiente y la desparasitación es poco frecuente, este grupo puede resultar afectado en mayor medida; por otra parte para humanos se reportan 4 géneros como posibles riesgo zoonótico (*Trichostrongylus* sp., *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp. y *Blastocystis* sp.), sin embargo, en la actualidad se ha mejorado la práctica

de los hábitos higiénicos y las jornadas de desparasitación son constantes, sucesos que disminuyen el riesgo de presentar parasitosis.

Es importante resaltar que los reservorios animales son fuente de infección para humanos (Bernal & Gutiérrez, 2016) y otros animales, en este caso se ha demostrado que *Q. lugubris* es un reservorio de parásitos, los cuales puede adquirir en las zonas que frecuenta, como el río Pamplonita o áreas de contaminación por basuras, de igual manera, pueden ser adquiridos por la ingesta de vectores, como insectos y artrópodos. Se debe tener en cuenta que la transmisión de los parásitos a otros hospederos puede causar en mayor o menor medida una infección, esto depende del estado del hospedero así como de la patogenicidad, virulencia, dosis infectiva, ciclo de vida de parásito y especificidad de huésped. Los parásitos encontrados en este estudio pueden tener un ciclo indirecto por lo que *Q. lugubris* puede ser solo un hospedero intermediario; Dado que es común encontrar al ave, humanos y animales domésticos en espacios de recreación, existe una alta posibilidad de transmisión cruzada de parásitos, las heces con presencia de parásitos en los parques públicos, especialmente en las cercanías de las áreas de juego de los niños y animales domésticos, son una fuente de contaminación y es motivo de preocupación para la salud pública

Los hallazgos de esta investigación constituyen un primer acercamiento al conocimiento de la fauna parasitaria intestinal de *Q. lugubris* en Pamplona y el Departamento, además de aportar información relevante para el manejo de las enfermedades intestinales zoonóticas generadas por parásitos intestinales.

8. Conclusiones

El presente estudio revelo una elevada ocurrencia de parásitos intestinales (100%), en las muestras de heces (N=27) de *Q. lugubris*, identificándose un total de 10 géneros de parásitos entre ellos *Monocystis* sp. e *Isospora* sp. ambos con una ocurrencia del 100%, igualmente se hallaron *Giardia* sp. (66.66%), *Eimeria* sp. (62.96%), *Cryptosporidium* sp. (55.5%), *Trichostrongylus* sp. (51.85%), *Ascaridia* sp. (37.03%), *Entamoeba* sp. (29.66%), *Taenia* sp. (25.92%), y *Blastocystis* sp. (11.1%), encontrando que todas las muestras presentaban multiparasitismo por al menos 5 géneros de parásitos, esto evidencia el hecho de que *Q. lugubris* funciona como un reservorio de variedad de parásitos intestinales.

La presencia de *Q. lugubris* en zonas públicas es un posible foco de infección y genera un riesgo de transmisión de parásitos intestinales tanto para humanos como animales domésticos, esto teniendo en cuenta que algunos de los parásitos identificados en este estudio tienen un potencial zoonótico para humanos, como el género *Trichostrongylus* sp. mientras que *Isospora* sp, *Eimeria* sp. y *Taenia* sp. tienen un potencial riesgo para animales domésticos y los géneros, *Giardia* sp. *Cryptosporidium* sp. y *Blastocystis* sp. pueden contagiar tanto a humanos como animales. Los anteriores hallazgos son indispensables para el establecimiento de programas para la protección de la salud humana y animal; asimismo, dar un manejo adecuado a las enfermedades zoonóticas generadas por parásitos intestinales.

9. Recomendaciones

Las infecciones parasitarias intestinales podrían ser un problema importante de salud pública, por ello se recomienda realizar proyectos de seguimiento y ampliación de la clasificación taxonómica de las especies de parásitos de mayor ocurrencia en *Q. lugubris* mediante técnicas moleculares, asimismo establecer la importancia medico veterinaria. De igual manera se recomienda el uso de técnicas de copro cultivo para la caracterización morfológica de las diferentes etapas de esporulación de los protozoos lo que permite la identificación de sus diferentes estructuras tanto internas como externas y su clasificación taxonómica.

Se invita a la comunidad de Pamplona a implementar programas de capacitación para mejorar la conciencia sobre las infecciones parasitarias que involucran a humanos y sus mascotas, para controlar y reducir el riesgo de infecciones tanto para la salud humana como para la animal.

Referencias

- Abe, N., Wu, Z., & Yoshikawa, H. (2003). Molecular characterization of *Blastocystis* isolates from birds by PCR with diagnostic primers and restriction fragment length polymorphism analysis of the small subunit ribosomal RNA gene. *Parasitology Research*, 89(5), 393–396. <https://doi.org/10.1007/s00436-002-0782-5>
- Atkinson, C. T., Thomas, N. J., & Hunter, D. B. (2009). Parasitic Diseases of Wild Birds. In *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Wiley-Blackwell. <https://doi.org/10.1002/9780813804620>
- Badparva, E., Ezatpour, B., Azami, M., & Badparva, M. (2015). First report of birds infection by intestinal parasites in Khorramabad, west Iran. *Journal of Parasitic Diseases*, 39(4), 720–724. <https://doi.org/10.1007/s12639-014-0427-5>
- Barus, V. (1968). *Nematodos parásitos de aves de la familia Icteridae (Passeriformes) en Cuba*. Folia Parasitologica. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19700802834>
- Bernal, E., & Gutiérrez, D. (2016). *Atlas de Parasitología*.
- Bhowmik, B., & Bandyopadhyay, P. K. (2017). *Monocystis julcae* sp.nov., (Protista: Apicomplexa: Monocystidae) a new aseptate gregarine species of the genus *Monocystis* Stein, 1848 obtain from an Indian Earthworm, *Eutyphoeus kherai*, Julka, 1978. *Journal of Parasitic Diseases*, 41(1), 112–116. <https://doi.org/10.1007/s12639-016-0759-4>
- Botero, D. & Restrepo, M. (2012). *Parasitosis humanas* (5th ed.). CIB.
- Bouزيد, M., Hunter, P. R., Chalmers, R. M., & Tyler, K. M. (2013). *Cryptosporidium* pathogenicity and virulence. *Clinical Microbiology Reviews*, 26(1), 115–134. <https://doi.org/10.1128/CMR.00076-12>
- Bull, S., Chalmers, R., Sturdee, A. P., Curry, A., & Kennaugh, J. (1998). Cross-reaction of an

anti-Cryptosporidium monoclonal antibody with sporocysts of Monocystis species.

Veterinary Parasitology, 77(2–3), 195–197. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00090-3](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00090-3)

Burbano, P., Acosta, D., Montaña, J., & Martínez, K. (2003). Parásitos gastrointestinales en las aves de la familia Psittacidae en la Fundación Zoológica de Cali (Cali , Valle del Cauca , Colombia). *Vet Met*, 20(6), 67–72.

Burrell, A., Tomley, F. M., Vaughan, S., & Marugan-Hernandez, V. (2020). Life cycle stages, specific organelles and invasion mechanisms of Eimeria species. In *Parasitology* (Vol. 147, Issue 3, pp. 263–278). Cambridge University Press.
<https://doi.org/10.1017/S0031182019001562>

Camposano, P. (2018). “ *Prevalencia e parásitos gastrointestinales en aves criollas (Gallus domesticus)* ”. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/15667/1/UPS-CT007691.pdf>

Carrera, P. D., Morgan, E., Barrows, M., Jiménez, G., & Armijos, J. (2020). Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites for captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. In *Journal of Advanced Veterinary and Animal Research* (Vol. 7, Issue 3, pp. 482–500). Network for the Veterinarians of Bangladesh. <https://doi.org/10.5455/javar.2020.g445>

CDC. (2017, December 31). *Trichostrongylosis*. Salud Global , División de Enfermedades Parasitarias y Paludismo. <https://www.cdc.gov/dpdx/trichostrongylosis/index.html>

Ceballos, G., & Suzan, G. (2000). La importancia del estudio de enfermedades. *Veterinaria Mexico*, 31(3), 223–230.

CFSPH, C. for F. S. & P. H., & IICA, I. I. C. inAnimal B. (2005). *Infecciones por Taenia*.

- Chapman, H. . (2014). Milestones in avian coccidiosis research: A review | Elsevier Enhanced Reader. *Poultry Science*, 93, :501–511. <https://doi.org/10.3382/ps.2013-03634>
- Chavier, H., Hurtado, O., Alvarez, Z., Pérez, M., & Brito, J. (1997). Blastocistosis Y Otras Infecciones Parasitarias Intestinales En Caninos. *GACETA DE CIENCIAS VETERINARIAS*, 3(1), 43–53.
<http://www.ucla.edu.ve/dveterin/departamentos/CienciasBasicas/gcv/2530int2530er2530no/articulos/documasp/~38o9iuri.pdf>
- Corponor. (2010). *Plan de Ordenación y Manejo de la cuenca hidrografica del río Pamplonita*.
http://www.corponor.gov.co/images/file/Resumen Ejecutivo POMCH Pamplonita_ajustado.pdf
- Corponor. (2013). *Presencia de Quiscalus Lugubris en Norte de Santander - Corponor*.
<https://corponor.gov.co/web/index.php/2013/05/27/presencia-de-quiscalus-lugubris-en-norte-de-santander/>
- Corponor. (2014). *Tomo I: Marco Conceptual Y Metoddologico, Pomca*.
- Corponor, FUPAH, & Colombia, A. (2018). *Río Pamplonita*.
- Cuta, J., & Higuera, A. (2016). EVALUACIÓN DEL POTENCIAL BIOINDICADOR DE CAMBIOS AMBIENTALES POR MEDIO DEL MODELADO DE HÁBITAT: CASO Quiscalus lugubris. *UPTC, I Simposio de SIG, I*, 20–25.
- da Silva, L. M., Rodrigues, M. B., de Pinho, I. F., do Bomfim Lopes, B., Luz, H. R., Ferreira, I., Lopes, C. W. G., & Berto, B. P. (2017). Some remarks on the distribution and dispersion of Coccidia from icterid birds in South America: Isospora guaxi n. sp. and Isospora bellicosa Upton, Stamper & Whitaker, 1995 (Apicomplexa: Eimeriidae) from the red-rumped cacique

- Cacicus haemorrhous (L.) (Passeriformes: Icteridae) in southeastern Brazil. *Systematic Parasitology*, 94(1), 151–157. <https://doi.org/10.1007/s11230-016-9688-y>
- De Freitas, M. F. L., De Oliveira, J. B., De Brito Cavalcanti, M. D., Soares Leite, A., Santiago Magalhaes, V., Alves De Oliveira, R., & Sobrino, A. E. (2002). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitologia Latinoamericana*, 57(1–2), 50–54. <https://doi.org/10.4067/s0717-77122002000100012>
- Delahoy, M. J., Wodnik, B., McAliley, L., Penakalapati, G., Swarthout, J., Freeman, M. C., & Levy, K. (2018). Pathogens transmitted in animal feces in low- and middle-income countries. In *International Journal of Hygiene and Environmental Health* (Vol. 221, Issue 4, pp. 661–676). Elsevier GmbH. <https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2018.03.005>
- Domingues, C., Pereira, B., Medeiros, D., Modesto, V., Flausino, W., & Gomes, C. (2013). Oocyst shedding by green-winged-saltator (*Saltator similis*) in the diagnostic of coccidiosis and *Isospora similis* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae). *Rev. Bras. Parasitol. Vet., Jaboticabal*, 22(1), 64–70. www.cbpv.com.br/rbpv
- Duque, V., Gelvis, V., & Ríos, Y. (2018). *Acanthamoeba* spp. y *Naegleria* spp. aisladas del Río Pamplonita, zona metropolitana de Cúcuta, Colombia. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 70(3). http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602018000300006
- Estape, J. V. (2008). *Diagnóstico microbiológico de las infecciones gastrointestinales* (E. Cercenado & R. Cantón (eds.); Seimc).
- Estepa, J., & Polo, L. J. (2017). Concepto Salud - Enfermedad y su Relación en el Control de Zoonosis. *Acovez*, 46(4), 14–19.

- Faria, I., Da Silva, L., Borges, M., Mariana, S., Bruno, B., Hermes, R., Uldemar, F., Gomes, W., & Pereira, B. (2017). *Isospora albicollis* (Apicomplexa: Eimeriidae) in thrushes *Turdus* spp. (Passeriformes: Turdidae), in southeastern Brazil. *Braz. J. Vet. Parasitol., Jaboticabal*, 26(2), 231–234. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612017006>
- Fayer, R., Trout, J. M., Xiao, L., Morgant, U. M., Lal, A. A., & Dubey, J. P. (2001). CR YPTOSPORIDIUM CANIS N. SP. FROM DOMESTIC DOGS. In *J. Parasitol* (Vol. 87, Issue 6).
- Fernandes, C., Lima, I., Borges, P., Bárbara, R., & Locosque, P. (2019). *Giardia* spp., ten years of parasitological data in the biggest zoo of Latin America. *Annals of Parasitology*, 65(1), 35–51. <https://doi.org/10.17420/ap6501.181>
- Fuentes, M., Pérez, L., Suárez, Y., Soca, M., & Martinez, A. (2006). La zoonosis como Ciencia y su Impacto Social. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 7(9), 1–19.
- Galgamuwa, L. S., Iddawela, D., & Dharmaratne, S. D. (2018). Prevalence and intensity of *Ascaris lumbricoides* infections in relation to undernutrition among children in a tea plantation community, Sri Lanka: A cross-sectional study. *BMC Pediatrics*, 18(1). <https://doi.org/10.1186/s12887-018-0984-3>
- García, D. J., Sánchez, O. J., Pulido, M. O., & Andrade, R. J. (2013). Identificación de parásitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio. *Revista Científica de La Facultad de Ciencias Veterinarias de La Universidad Del Zulia*, 23(3), 254–258.
- Giraldo, J. M., Lora, F., Henao, L. H., Mejía, S., & Gómez-Marín, J. E. (2005). Prevalence of giardiasis and intestinal parasites in pre-school children from homes being attended as part of a state programme in Armenia, Colombia. *Revista de Salud Pública (Bogotá, Colombia)*,

7(3), 327–338. <https://doi.org/10.1590/S0124-00642005000300008>

González-Acuña, D., Fabry, M., Nascimento, A. A., & Tebaldi, J. H. (2007). Death of two slender-billed parakeet (King) (*Enicognathus leptorhynchus*) (Aves, Psittacidae) by *Ascaridia hermaphrodita* (Froelich, 1789, Railliet & Henry, 1914) at the National Zoo of Santiago, Chile. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinaria e Zootecnia*, 59(2), 539–540. <https://doi.org/10.1590/S0102-09352007000200044>

Gualdrón, L. (2018). Evaluación de la calidad de agua de ríos de Colombia usando parámetros físico-químicos y biológicos. *Dinamica Ambiental*, 1, 83–102. <https://doi.org/10.18041/2590-6704/ambiental.1.2016.4593>

Haag-Wackernagel, D. (2005). Parasites from feral pigeons as a health hazard for humans. *Annals of Applied Biology*, 147(2), 203–210. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2005.00029.x>

Hajdušek, O., Ditrich, O., & Šlapeta, J. (2004). Molecular identification of *Cryptosporidium* spp. in animal and human hosts from the Czech Republic. *Veterinary Parasitology*, 122(3), 183–192. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.04.005>

Heyworth, M. F. (2016). *Giardia duodenalis* genetic assemblages and hosts. *Parasite*, 23(13), 1–5. <https://doi.org/10.1051/parasite/2016013>

Hilty, S. L., Tudor, G., & Gwynne, J. A. (2003). Birds of Venezuela. In *Princeton University Press* (Vol. 2).

Hublin, J. S. Y., Maloney, J. G., & Santin, M. (2020). Blastocystis in domesticated and wild mammals and birds. In *Research in Veterinary Science*. Published by Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.09.031>

- Jatau, I., Sulaiman, N., Musa, I., Lawal, A., Okubanjo, O., Isah, I., & Magaji, Y. (2012). Prevalencia de infeccionpor coccidios.pdf. *Revista Asiática de Ciencia Avícola*, 6(3), 79–88. <https://doi.org/10.3923 / ajpsaj.2012.79.88>
- Jones, K. E., Patel, N. G., Levy, M. A., Storeygard, A., Balk, D., Gittleman, J. L., & Daszak, P. (2008). LETTERS Global trends in emerging infectious diseases. *Nature*, 451(7181), 990–993. <https://doi.org/10.1038/nature06536>
- Keesing, F., Belden, L. K., Daszak, P., Dobson, A., Harvell, C. D., Holt, R. D., Hudson, P., Jolles, A., Jones, K. E., Mitchell, C. E., Myers, S. S., Bogich, T., & Ostfeld, R. S. (2010). Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. In *Nature* (Vol. 468, Issue 7324, pp. 647–652). Nature Publishing Group. <https://doi.org/10.1038/nature09575>
- Levatich T, L. S. (2020). *EOD - eBird Observation Dataset*. Cornell Lab of Ornithology. Occurrence Dataset. <https://doi.org/https://doi.org/10.15468/aomfnb>
- Levine, N. D., Van Riper, S., & Van Riper, C. (1980). Five New Species of Isospora From Hawaiian Birds. *The Journal of Protozoology*, 27(3), 258–259. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1980.tb04250.x>
- Li, W., Feng, Y., & Santin, M. (2019). Host Specificity of Enterocytozoon bienensei and Public Health Implications. In *Trends in Parasitology* (Vol. 35, Issue 6, pp. 436–451). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.04.004>
- Lillehoj, H. S., & Trout, J. M. (1996). Avian Gut-Associated Lymphoid Tissues and Intestinal Immune Responses to Eimeria Parasites. In *CLINICAL MICROBIOLOGY REVIEWS* (Vol. 9, Issue 3).

- Long, P. L. (1993). Parasitic Protozoa. In J. P. Kreier (Ed.), *Parasitic Protozoa* (2nd ed., pp. 1–88). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/c2009-0-03344-3>
- Magaró, H., Uttaro, A., Serra, E., Leon, P. P. de, Echenique, C., Nocito, I., Vasconi, M. D., Bertorini, G., Bogino, B., & Indelman, P. (2011). Tecnicas de Diagnostico parasitologico. *Universidad Nacional de Rosario*, 2(1), 1–21. <https://doi.org/10.1159/000146998>
- Mallik, P., & Bandyopadhyay, P. K. (2017). Observation on *Monocystis kuidongae* sp. nov. (Apicomplexa: Eugregarinida) from an Indian earthworm *Perionyx excavatus* Perrier (Annelida: Oligochaeta). *Journal of Parasitic Diseases*, 41(2), 361–363. <https://doi.org/10.1007/s12639-016-0804-3>
- McAllister, C. T., & Seville, R. S. (2020). A New Isosporan (Apicomplexa: Eimeriidae) from Wood Thrush, *Hylocichla mustelina* (Aves: Passeriformes: Turdidae), in Oklahoma. *The Journal of Parasitology*, 106(2), 291–294. <https://doi.org/10.1645/19-180>
- Mehlhorn, H., Duwel, D., & Taether, W. (1993). Parásitos de la aves. In *Manual de parasitología veterinaria*. (pp. 271–332).
- Menocal, L., & Caraballo, Y. (2014). Importancia de la vigilancia sanitaria de los parásitos en la calidad del agua, según su uso. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiologia*, 52(2), 197–209.
- Minott, P., & Caballero, M. (2007). Determinación de *Salmonella* spp. y endoparásitos en zanates, *Quiscalus mexicanus*, del parque de Cañas, Guanacaste. *Rev. Costarric. Salud Pública*, 16(31), 27–35.
- Monge, J. (2013). Potencial de las capitales provinciales de Costa Rica para albergar corredores biológicos urbanos. *Ambientico*, 75–80.

Monsalve, S. (2019). Enfermedades emergentes y reemergentes con potencial zoonótico.

Medicina de La Conservación y Enfermedades de La Fauna Silvestre, 27–34.

Morand-Ferron, J., Lefebvre, L., Reader, S. M., Sol, D., & Elvin, S. (2004). Dunking behaviour in Carib grackles. *Animal Behaviour*, 68(6), 1267–1274.

<https://doi.org/10.1016/j.anbehav.2004.01.016>

Morand-Ferron, J., Veillette, M., & Lefebvre, L. (2006). Stealing of dunked food in Carib grackles (*Quiscalus lugubris*). *Behavioural Processes*, 73(3), 342–347.

<https://doi.org/10.1016/j.beproc.2006.08.006>

Morgan, U., Weber, R., Xiao, L., Sulaiman, I., Thompson, R. C. A., Ndiritu, W., Lal, A., Moore, A., & Deplazes, P. (2000). Molecular characterization of *Cryptosporidium* isolates obtained from human immunodeficiency virus-infected individuals living in Switzerland, Kenya, and the United States. *Journal of Clinical Microbiology*, 38(3), 1180–1183.

<https://doi.org/10.1128/jcm.38.3.1180-1183.2000>

Nakamura, A. A., & Meireles, M. V. (2015). *Cryptosporidium* infections in birds - a review.

Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, 24(3), 253–267.

<https://doi.org/10.1590/s1984-29612015063>

Nelfi, O., Zapata, R., Torres, G., Rios, L., & Zapata, M. (2010). *Frecuencia de parásitos intestinales en fauna exótica y silvestre del Zoológico Santafe en Medellín - Colombia*. CES

Medicina. [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-87052010000200013)

[87052010000200013](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-87052010000200013)

OMS. (2008). *OMS alerta sobre infección de parásitos intestinales en países en desarrollo* /

Noticias ONU. ONU Noticias. <https://news.un.org/es/story/2008/08/1140951>

- OPS. (2003). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. In *Ed. Organización Panamericana de la Salud* (Vol. 3). <https://iris.paho.org/handle/10665.2/3323>
- Ortiz, C., López, M. C., & Rivas, F. A. (2012). Prevalencia de helmintos en la planta de aguas residuales del municipio El Rosal, Cundinamarca. *Revista de Salud Pública*, *14*(2), 296–304. <https://doi.org/10.1590/s0124-00642012000200010>
- Papazahariadou, M., Diakou, A., Papadopoulos, E., Georgopoulou, I., Komnenou, A., & Antoniadou-Sotiriadou, K. (2008). Parasites of the digestive tract in free-ranging birds in Greece. *Journal of Natural History*, *42*(5–8), 381–398. <https://doi.org/10.1080/00222930701835357>
- Parkar, U., Traub, R. J., Vitali, S., Elliot, A., Levecke, B., Robertson, I., Geurden, T., Steele, J., Drake, B., & Thompson, R. C. A. (2010). Molecular characterization of Blastocystis isolates from zoo animals and their animal-keepers. *Veterinary Parasitology*, *169*(1–2), 8–17. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.032>
- Parra, G., Alarcón, E., López, G., Ramírez, D., & Jaramillo, G. (2009). Detection of ectoparasites in wild birds evaluated in Medellín (Colombia). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, *22*, 29–37. <http://www.scielo.org.co/pdf/rccp/v24n1/v24n1a05.pdf>
- Parra, J., & Echeverría, S. (2019). *Detección de Parásitos Intestinales Humanos en Vectores Mecánicos*. San Andrés [UNIVERSIDAD NACIONAL DE CHIMBORAZO]. [http://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/6117/1/Detección de parásitos intestinales humanos en vectores mecánicos. San Andrés 2019.pdf](http://dspace.unach.edu.ec/bitstream/51000/6117/1/Detección%20de%20parásitos%20intestinales%20humanos%20en%20vectores%20mecánicos.%20San%20Andrés%202019.pdf)
- Pedraza-D, S., Amar, C., & McLauchlin, J. (2000). The identification and characterisation of an unusual genotype of *Cryptosporidium* from human faeces as *Cryptosporidium meleagridis*.

FEMS Microbiology Letters, 189, 189–194. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2000.tb09228.x>

Pérez-García, J., Monsalve-Arcila, D., & Márquez-Villegas, C. (2015). Presencia de parásitos y enterobacterias en palomas ferales (*Columba livia*) en áreas urbanas en Envigado, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 33(3).

<https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v33n3a06>

Pérez, G., Jiménez, A. E., & Bermúdez, T. (2003). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en un ecosistema ribereño urbano tropical en Heredia, Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.*, 66(2), 788–798.

Perfetti, D. C., & Moreno, P. M. (2017). Ocurrencia de Enteroparásitos en Poblaciones de *Quiscalus lugubris* (Aves : Passeriformes, Icteridae) del Semiárido Urbano del Estado Falcón, Venezuela. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 28(1), 178–188.

<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12941>

Powell, A. F. L. A., Barker, F. K., & Lanyon, S. M. (2008). A complete species-level phylogeny of the grackles (*Quiscalus* spp.), including the extinct slender-billed grackle, inferred from mitochondrial DNA. *Condor*, 110(4), 718–728. <https://doi.org/10.1525/cond.2008.8633>

Quiroz, H., Figueroa, J., Ibarra, F., & López, M. (2011). *Epidemiología de Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos* (H. Quiroz R, J. Figueroa, F. Ibarra, & L. María (eds.); Primera ed). <https://www.researchgate.net/publication/268445402>

Reboredo, A., Ares, E., Cacciò, S. M., & 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>

- Robson, S., Joelma, S., Menezes, J., Alcântara, L. M., Matos, N., & Aquino, M. C. (2013). Human infection by *Trichostrongylus* spp. in residents of urban areas of Salvador city, Bahia, Brazil. *Biomédica*, *33*, :439-445.
<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v33i3.77>
- Rodriguez, A., López, J., Jamriška, J., Price, E., Thomasson, A., Whitehead, H., Braun, J., & Stidworthy, M. F. (2019). Clinical and Pathological Aspects of Systemic Isospora Infection in Blue-crowned Laughing Thrushes (*Garrulax courtoisi*) at Jersey Zoo. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, *33*(3), 265–277. <https://doi.org/10.1647/2018-377>
- Rohela, M., Lim, Y., Jamaiah, I., Khadijah, P., Laang, S. T., Nazri, M., & Nurulhuda, Z. (2005). OCCURRENCE OF CRYPTOSPORIDIUM OOCYSTS IN WRINKLED HORNBILL AND OTHER BIRDS IN THE KUALA LUMPUR NATIONAL ZOO. *SOUTHEAST ASIAN J TROP MED PUBLIC HEALTH Stork*, *36*(4), 34–40.
- Salinas, J., & Gonzales, H. (2007). Infección por Blastocystis. *Revista de Gastroenterología Del Perú*, *27*(3), 264–274. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1022-51292007000300007
- Santín, M., Gómez-Muñoz, M. T., Solano-Aguilar, G., & Fayer, R. (2011). Development of a new PCR protocol to detect and subtype Blastocystis spp. from humans and animals. *Parasitology Research*, *109*(1), 205–212. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-2244-9>
- Sequeda, J., & Lizcano, D. (2012). *Estructura poblacional de Quiscalus lugubris (Passeriforme: Icteridae), potencial invasora, en el área urbana de Pamplona, Norte de Santander, Colombia.*
- Sevá, A. da P., Funada, M. R., Richtzenhain, L., Guimarães, M. B., Souza, S. de O., Allegretti,

- L., Sinhorini, J. A., Duarte, V. V., & Soares, R. M. (2011). Genotyping of *Cryptosporidium* spp. from free-living wild birds from Brazil. *Veterinary Parasitology*, *175*(1–2), 27–32.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.09.031>
- Silverlås, C., Mattsson, J. G., Insulander, M., & Lebbad, M. (2012). Zoonotic transmission of *Cryptosporidium meleagridis* on an organic Swedish farm. *International Journal for Parasitology*, *42*(11), 963–967. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2012.08.008>
- Stensvold, C. R., Beser, J., Axén, C., & Lebbad, M. (2014). High applicability of a novel method for gp60-based subtyping of *Cryptosporidium meleagridis*. *Journal of Clinical Microbiology*, *52*(7), 2311–2319. <https://doi.org/10.1128/JCM.00598-14>
- Stensvold, R., Suresh, G. K., Tan, K. S. W., Thompson, R. C. A., Traub, R. J., Viscogliosi, E., Yoshikawa, H., & Clark, C. G. (2007). Terminology for *Blastocystis* subtypes - a consensus. *Trends in Parasitology*, *23*(3), 93–96. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2007.01.004>
- Strewe, R., León, C. V., Lobatón, G., Morales, A., & Ayerbe, F. (2006). AMPLIACIÓN DEL RANGO DE DISTRIBUCIÓN DEL CHANGO LLANERO *Quiscalus lugubris* (ICTERIDAE) EN COLOMBIA. *REV. INTRÓPICA*, *3*(1), 109–112.
<https://revistas.unimagdalena.edu.co/index.php/intropica/article/view/132>
- Tarin, L., Álvarez, L., Chicue, J., López, D., & Mendoza, C. A. (2015). Intestinal parasitism and risk factors among children from the Illegal settlements of Florencia-Caquetá, Colombia
 Parasitose Intestinal e Fatores de Risco em Menores dos Assentamentos Ilegais, Florencia-Caquetá, Colômbia. *Fac. Nac. Salud Pública*, *33*(2), 171–180.
<https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v33n2a04>
- Triviño, J., Lora, F., Zuluaga, J., & Gomez, J. (2016). Detection by PCR of pathogenic protozoa

- in raw and drinkable water samples in Colombia. *Parasitology Research*, 115(5), 1789–1797. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-4917-5>
- Tsiodras, S., Kelesidis, T., Kelesidis, I., Bauchinger, U., & Falagas, M. E. (2008). Human infections associated with wild birds. *Journal of Infection*, 56, 83–98. <https://doi.org/10.1016/j.jinf.2007.11.001>
- Vanegas, M., & Figueroa, A. (2020). IMPLEMENTACIÓN DE LAS TIC COMO ESTRATEGIA PEDAGÓGICA PARA EL CONOCIMIENTO DE LA ESPECIE *Quiscalus lugubris* EN EL GIMNASIO DEL NORTE MUNICIPIO DE VALLEDUPAR. *LASIRC*, 1(6), 44,47.
- Vázquez, O., & Campos, T. (2009). Giardiasis. La parasitosis más frecuente a nivel mundial. *Revista Del Centro de Investigación Universidad La Salle*, 8(31), 75–81. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=34211305006>
- Vitela, I., Díaz, K. P., Cruz-Vázquez, C., Medina-Esparza, L., & Ramos-Parra, M. (2019). Cryptosporidium infection frequency in dogs on dairy farms and in urban areas of the state of Aguascalientes, Mexico. *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias*, 10(1), 1–13. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v10i1.4758>
- Wang, Y., Yang, W., Cama, V., Wang, L., Cabrera, L., Ortega, Y., Bern, C., Feng, Y., Gilman, R., & Xiao, L. (2014). Population genetics of *Cryptosporidium meleagridis* in humans and birds: Evidence for cross-species transmission. *International Journal for Parasitology*, 44(8), 515–521. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.03.003>
- Xiao, L., Bern, C., Limor, J., Sulaiman, I., Roberts, J., Checkley, W., Cabrera, L., Gilman, R. H., & Lal, A. A. (2001). Identification of 5 types of *Cryptosporidium* parasites in children in

Lima, Peru. *Journal of Infectious Diseases*, 183(3), 492–497.

<https://doi.org/10.1086/318090>

Xiao, L., Fayer, R., Ryan, U., & Upton, S. J. (2004). Cryptosporidium Taxonomy: Recent Advances and Implications for Public Health. In *Clinical Microbiology Reviews* (Vol. 17, Issue 1, pp. 72–97). <https://doi.org/10.1128/CMR.17.1.72-97.2004>

Yang, R., Brice, B., Oskam, C., Zhang, Y., Brigg, F., & Berryman, D. (2017). Characterization of two complete Isospora mitochondrial genomes from passerine birds: *Isospora serinuse* in a domestic canary and *Isospora manorinae* in a yellow-throated miner - ScienceDirect. *Veterinary Parasitology*, 237, 137–142.

<https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.01.027>

Yuño, M., & Gorgoza, L. (2008). Coccidiosis aviar, respuesta inmune y mecanismos de control. *Revista Veterinaria*, 19(1), 61–66.

<https://revistas.unne.edu.ar/index.php/vet/article/view/4304/3959>

Zarco, A., Mera, L., Martín, A., & Neira, G. (2019). *Variación de cargas y riquezas parasitarias en aves silvestres, y su relación con su sistema inmune en sistemas urbanos, rurales y naturales de la Provincia de Mendoza, Argentina.*