



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

**Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas domésticas
(Columbia livia) del área urbana del cantón Machala.**

**RAMIREZ GUZMAN CLAUDIA MILENA
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

**Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas
domésticas (Columbia livia) del área urbana del cantón Machala.**

**RAMIREZ GUZMAN CLAUDIA MILENA
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

TRABAJOS EXPERIMENTALES

**Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas
domésticas (*Columbia livia*) del área urbana del cantón Machala.**

**RAMIREZ GUZMAN CLAUDIA MILENA
MEDICA VETERINARIA**

SANCHEZ PRADO ROBERT GUSTAVO

**MACHALA
2024**

Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas domésticas (*Columba livia*) del área urbana del cantón Machala

por Claudia Milena Ramirez Guzman

Fecha de entrega: 10-ago-2024 09:16p.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2430138397

Nombre del archivo: RAMIREZ_CLAUDIA_TESIS.pdf (313.6K)

Total de palabras: 8121

Total de caracteres: 43706

Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas domésticas (*Columba livia*) del área urbana del cantón Machala

INFORME DE ORIGINALIDAD

1 %

INDICE DE SIMILITUD

1 %

FUENTES DE INTERNET

0 %

PUBLICACIONES

0 %

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Oriana Vásquez, Flora Chávez, Hermes Escalante. "Efecto protector de oncósferas homólogas en la infección por <i>Hymenolepis nana</i> var. <i>nana</i>", Revista Peruana de Biología, 2013 Publicación	<1 %
2	www.oalib.com Fuente de Internet	<1 %
3	docplayer.es Fuente de Internet	<1 %
4	fisica.ull.es Fuente de Internet	<1 %
5	pesquisa.bvsalud.org Fuente de Internet	<1 %
6	phthiraptera.myspecies.info Fuente de Internet	<1 %
7	search.bvsalud.org Fuente de Internet	<1 %

CLÁUSULA DE CESIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL

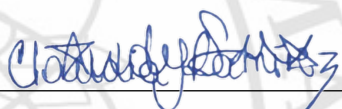
La que suscribe, RAMIREZ GUZMAN CLAUDIA MILENA, en calidad de autora del siguiente trabajo escrito titulado Identificación de parásitos gastrointestinales en palomas domésticas (*Columbia livia*) del área urbana del cantón Machala., otorga a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tiene potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

La autora declara que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

La autora como garante de la autoría de la obra y en relación a la misma, declara que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asume la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



RAMIREZ GUZMAN CLAUDIA MILENA

0704637255

No existen las coincidencias, solo existe lo inevitable.
xxxHolic

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios que nunca me suelta de su mano en cada camino que decido tomar.

Deseo agradecer cálidamente a mi tutor Dr. Robert Sánchez Prado por su guía, conocimientos y motivación, a mis especialistas Dra. Lorena Chalco Torres y Dra. Ana Guerrero López por los conocimientos brindados a lo largo de estos años.

Agradezco también al Dr. Lenin Aguilar Gálvez por brindarme su experticia cuando lo necesitaba y al Ing. Irán Rodríguez Delgado por su dedicación al ayudarme.

Agradezco a las personas que me dieron paz y su amistad durante estos últimos semestres.

DEDICATORIA

Quiero dedicar este trabajo en especial a una persona, la cual nunca ha dejado de creer y que decidió emprender un nuevo viaje para lograr un sueño: a mí.

A mi novio, Jeshua. Siempre presente, gracias por apoyarme con cariño en cada situación que se me ha presentado, este logro también te lo dedico a ti.

A mis compañeros caninos que he tenido a lo largo de mi vida y a mi Chocotita, con quien aún tengo la dicha de compartir a diario, sin duda por ser tan maravillosos es que siempre quiero estar rodeada de animalitos.

RESUMEN

Las palomas se han integrado como un componente esencial del ecosistema urbano al convertirse en especies sinantrópicas, lo que subraya la necesidad de estudiar la presencia de parásitos que podrían tener implicaciones no solo para la salud aviar, sino también, potencialmente, para la salud pública. La presente investigación se centra en la identificación de parásitos gastrointestinales en palomas domésticas (*Columba livia*) en el área urbana del cantón Machala. Se recolectaron 66 pools de heces de palomas de diferentes áreas seleccionadas y para la detección de los parásitos, se emplearon tres técnicas coproparasitarias: Faust, Sheather y Ritchie. Se determinó que 37 muestras fueron positivas a parásitos, representando el 56,06%, mientras que 29 (43,94%) resultaron negativas. Los resultados revelaron que *Eimeria* spp. fue el parásito más comúnmente identificado, presente en el 94,6% de las muestras positivas. Por otra parte, el nemátodo *Ascaridia columbae*, aunque menos frecuente, también fue identificado, representando el 5,4% de las muestras. Para la determinación de las especies de *Eimeria*, se aplicó una técnica de esporulación de coccidias usando dicromato de potasio, la cual reveló la existencia de *Eimeria columbarum* y *Eimeria labbeana* en el cantón Machala. Este estudio evidencia la necesidad de un monitoreo de las poblaciones de palomas en áreas urbanas de Ecuador y en el cantón mencionado específicamente, con el objetivo de gestionar de manera eficaz los riesgos asociados a las infecciones parasitarias. La alta positividad a *Eimeria* spp. en Machala, junto con la presencia de *Ascaridia columbae*, denotan la importancia de comprender mejor la dinámica de estos parásitos en áreas urbanas, con la finalidad de ayudar tanto a palomas como a la población humana afectadas.

PALABRAS CLAVE: palomas, *Columba livia*, parásitos gastrointestinales, Sheather, Faust, Ritchie.

ABSTRACT

Pigeons have become an essential component of the urban ecosystem by evolving into synanthropic species, underscoring the need to study the presence of parasites that could have implications not only for avian health but also, potentially, for public health. This research focuses on identifying gastrointestinal parasites in domestic pigeons (*Columba livia*) in the urban area of Machala canton. There were 66 pools of pigeon fecal samples collected from selected areas, and three coprological methods—Faust, Sheather, and Ritchie—were employed to detect parasites. It was determined that 37 samples tested positive for parasites, representing 56.06%, while 29 (43.94%) were negative. The results revealed that *Eimeria* spp. was the most common parasite, found in 94.6% of the positive samples. Additionally, the nematode *Ascaridia columbae*, although less frequent, was also identified, representing 5.4% of the samples. To determine the *Eimeria* species, a method to sporulate coccidial oocysts using potassium dichromate was applied, which revealed the presence of *Eimeria columbarum* and *Eimeria labbeana* in Machala canton. This study highlights the need for monitoring pigeon populations in urban areas of Ecuador and the aforementioned canton to effectively manage the risks associated with parasitic infections. The high positivity for *Eimeria* spp. in Machala, along with the presence of *Ascaridia columbae*, underscores the importance of gaining a deeper understanding of these parasites' dynamics in urban areas, with the aim of benefiting both pigeons and the human population affected by them.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

RESUMEN	
ABSTRACT	
1. INTRODUCCIÓN	3
FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	5
JUSTIFICACIÓN	6
1.1. OBJETIVOS	7
1.1.1. Objetivo General	7
1.1.2. Objetivos Específicos	7
1.3. MARCO TEÓRICO	8
1.4. <i>Columbia livia</i> (Paloma doméstica)	8
1.5. Sistema digestivo de la paloma doméstica	9
1.5.1. Aspectos específicos de <i>C. livia</i>	9
1.6. Parásitos gastrointestinales en aves	10
1.7. Agentes zoonóticos	11
1.7.1. Helmintos: nemátodos	12
1.7.2. Helmintos: céstodos	13
1.7.3. Protozoarios	14
1.8. Reporte de casos	17
1.9. Diagnóstico de agentes zoonóticos	17
1.10. Técnicas	18
1.10.1. Formas de detección de parásitos en aves	19
1.10.2. Técnica microscópica directa	19
1.10.3. Técnicas de concentración	19
2. MATERIALES Y MÉTODOS	22
2.1. LOCALIZACIÓN DEL ESTUDIO	22
2.2. POBLACIÓN Y MUESTRA	23
2.4. VARIABLES	26
2.5. METODOLOGÍA	26
2.5.1. Tipo de estudio	26
2.5.2. Metodología de campo	26
2.5.3. Técnicas	27
2.6. ESTADÍSTICA	29
3. RESULTADOS	30
3.1. Determinación de la presencia de parásitos en palomas en el cantón Machala	30
3.2. Determinación de la eficacia de las técnicas coproparasitarias a la detección de parásitos en palomas en el cantón Machala	31
3.3. Determinación de la asociación entre la técnica coproparasitaria y el tipo de parásito	32
3.4. Determinación de la asociación entre el lugar de muestreo y el tipo de parásito	34

4. CONCLUSIONES.....	43
5. RECOMENDACIONES.....	44
BIBLIOGRAFÍA.....	45
ANEXOS.....	52

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Representación porcentual de muestras positivas y negativas de parásitos en palomas en el cantón Machala	30
Tabla 2: Técnicas coproparasitarias empleadas.....	31
Tabla 3: Tabla cruzada de las variables técnicas coproparasitarias y presencia de parásitos.	32
Tabla 4: Tabla cruzada de las variables lugar de muestreo y tipo de parásito.....	34
Tabla 5: Prueba de χ^2 de Pearson para las variables lugar de muestreo y tipo de parásito.....	36
Tabla 6: Variable tipo de parásito.....	37

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1: Forma sacciforme bilateral de buche de paloma doméstica.....	10
Gráfico 2: Ubicación de lugares de muestreo en el cantón Machala.....	23
Gráfico 3: Representación gráfica porcentual de muestras positivas y negativas de parásitos en palomas en el cantón Machala	30
Gráfico 4: Representación en barras de las técnicas empleadas para la detección de parásitos en palomas en el cantón Machala	33
Gráfico 5: Frecuencia absoluta y relativa de las variables lugar de muestreo y tipo de parásito	37
Gráfico 6: Representación en barras de los tipos de parásitos encontrados en el cantón Machala.....	38
Gráfico 7: <i>Eimeria</i> spp. sin esporular bajo lente de 40x.....	39
Gráfico 8: Ooquistes esporulados de <i>Eimeria columbarum</i>	40
Gráfico 9: Ooquiste esporulado de <i>Eimeria labbeana</i>	40
Gráfico 10: Observación microscópica de huevo de <i>Ascaridia columbae</i> bajo lente de 40x.42	
Gráfico 11: Lugar de muestreo "Ciudadela Las Brisas"	52
Gráfico 12: Lugar de muestreo: "Calles Páez y Pasaje"	52
Gráfico 13: Lugar de muestreo "Parque Colón"	52
Gráfico 14: Lugar de muestreo "Calles Pichincha y Junín"	52
Gráfico 15: Lugar de muestreo "Parque Juan Montalvo"	53
Gráfico 16: Lugar de muestreo "Calles Pasaje y Ayacucho"	53
Gráfico 17: Muestras de heces recolectadas en palomas del cantón Machala.....	53
Gráfico 18: Pesaje de muestras de acuerdo a la técnica	53
Gráfico 19: Pesaje de sulfato de zinc.....	54
Gráfico 20: Técnica de sulfato de zinc	54
Gráfico 21: Preparación de solución de azúcar.....	54
Gráfico 22: Medición de la densidad de la solución.....	54
Gráfico 23: Muestras en tubo Falcon previa centrifugación.....	55
Gráfico 24: Técnica de Sheather.....	55
Gráfico 25: Técnica de sedimentación.....	55
Gráfico 26: Preparación de solución de dicromato de potasio - esporulación de coccidias ...	56
Gráfico 27: Observación microscópica de placas.....	56

1. INTRODUCCIÓN

Las palomas son nativas de África y Eurasia, siendo traídas a América en el siglo XVI como una especie de ave doméstica. A lo largo del tiempo, ha sido objeto de manipulación genética por parte del ser humano, resultando en el reconocimiento de alrededor de 200 razas distintas en la actualidad.

La paloma común exhibe dos rasgos distintivos asociados con las especies invasoras: altas densidades de población local y una expansión rápida de su rango una vez que se establece. *C. livia* es monógama y se reproduce durante todo el año, pudiendo tener hasta cinco nidadas anuales. En el caso de las palomas su etapa reproductiva comienza temprano a los seis meses, esto se debe a que la crianza se da en un periodo breve, durando solo unas tres semanas, lo que contribuye a un rápido aumento en la población.

La asociación de estos animales en grandes cantidades en áreas urbanas se convierte en plagas que son un foco para la transmisión de enfermedades, la contaminación de alimentos y el daño a estructuras, lo que resulta en pérdidas de carácter económico (1). La proliferación de palomas representa un riesgo en salud pública, ya que son consideradas plagas urbanas debido a que las plumas y heces pueden transmitir enfermedades zoonóticas. Entre agentes zoonóticos se incluyen hongos, bacterias y parásitos que tienen el potencial de contaminar fuentes de alimento, agua y en el ambiente (2).

Las palomas son portadoras de diversos tipos de parásitos, entre estos helmintos y protozoarios. En el ámbito veterinario, es esencial destacar que estos parásitos pueden representar un desafío para el control sanitario, requiriendo medidas específicas para limitar la proliferación de palomas y mitigar el riesgo de exposición frente a los mismos, algunos de los cuales pueden tener implicaciones en la salud animal y humana.

En un estudio realizado en Colombia, se observaron ooquistes de coccidias, posiblemente *Eimeria* spp. (55%), *Capillaria* spp. (27,5%), y *Ascaridia* spp. (7,5%). Adicionalmente, se realizaron cultivos de distintos parásitos y se pudo demostrar la presencia de *Ascaridia* spp. y *Capillaria* spp., mientras que en cinco se detectó la presencia de *Capillaria* spp. y ooquistes de coccidias (3).

Se debe tener un entendimiento sólido de las diversas enfermedades parasitarias que las palomas pueden causar para poder idear soluciones y posibles medidas de control, debido a que no solo portadoras de enfermedades que pueden afectar a los humanos, sino que también pueden propagar enfermedades que afectan gravemente a otras poblaciones de aves. acciones podrían contribuir a mejorar y complementar los esfuerzos dirigidos a la salud pública.

La existencia de una gran población de estas aves ferales en áreas urbanas del cantón Machala, motivó a que se realice este estudio el cual comprende la identificación de la posible presencia y diferentes tipos de parásitos gastrointestinales presentes en *C. livia* a través de pruebas diagnósticas parasitarias para poder implementar medidas de control que lleguen a ser beneficiosas para la salud pública.

FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

Desde su domesticación las palomas se han convertido aves sinantrópicas, al poseer una notable capacidad de adaptación a diferentes entornos influenciados por la presencia humana. Estos animales actúan como reservorios o vectores de numerosas enfermedades zoonóticas que tienen la capacidad de ser transmitidas al hombre y a otros animales domésticos.

Esta especie es empleada tanto como fuente de alimento, para actividades recreativas o con propósitos experimentales. No obstante, las palomas domésticas suelen causar considerables molestias a los seres humanos y pueden llegar a ser consideradas plagas urbanas debido a su capacidad de proliferación y presencia intrusiva en áreas habitadas (4).

El aumento en el número de estas aves se ha transformado en algo contraproducente para la salud de las personas y hasta de otros animales, siendo calificadas como una plaga en áreas urbanas. Esto se debe principalmente a que las excretas y plumas de estas aves pueden ser portadoras de enfermedades de carácter zoonótico (5). Esto se traduce en la propagación de enfermedades, la contaminación del entorno y el deterioro de la infraestructura urbana. El exceso de palomas en áreas urbanas representa un peligro, debido a que estas aves son portadoras de múltiples infecciones de origen viral, bacteriano, fúngico y protozoario (6).

JUSTIFICACIÓN

A pesar de que las palomas son consideradas reservorios de enfermedades zoonóticas, existe información limitada acerca de esto en Ecuador, por lo que se decidió llevar a cabo esta investigación en el cantón Machala para que haya un registro sobre los posibles parásitos gastrointestinales que se pueden encontrar en estas aves ferales.

Durante el 2019 en una investigación realizada en Venezuela, se observó que más del 50% de las muestras fecales obtenidas de palomas, exhibían la presencia de parásitos, entre ellos varios taxones con relevancia zoonótica (5). Mientras que, en un estudio realizado en 2023 en Montería, se encontraron elevados porcentajes de parásitos internos en todas las muestras de heces tomadas de palomas (7) . Estos hallazgos indican que las palomas pueden actuar como portadoras de microorganismos patógenos con potencial zoonótico.

La finalidad de este trabajo de investigación es conocer que tipos de parásitos gastrointestinales se pueden encontrar en palomas domésticas que habitan en áreas urbanas del cantón Machala, con la finalidad que se pueda tomar conciencia sobre los riesgos que estos animales causan y de esta manera ayudar al desarrollo de medidas de prevención para lograr un control sobre esta plaga y así evitar repercusiones a nivel de salud pública.

1.1. OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo General

Determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en poblaciones de palomas domésticas (*Columba livia*) en áreas urbanas del cantón Machala, aplicando tres técnicas coproparasitarias para la posible implementación de medidas de control en la salud pública.

1.1.2. Objetivos Específicos

- Determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en palomas del cantón Machala mediante la utilización de técnicas coproparasitarias: Faust, Sheather y Ritchie.
- Identificar los tipos de parásitos gastrointestinales en poblaciones de palomas en áreas urbanas del cantón Machala mediante identificación morfológica.
- Comprobar la posible asociación probabilística de los tipos de parásitos gastrointestinales identificados por las técnicas coproparasitarias coproparasitarias: Faust, Sheather y Ritchie y el hábitat de palomas establecidas en áreas urbanas del cantón Machala.

1.2. MARCO TEÓRICO

1.3. *Columbia livia* (Paloma doméstica)

La paloma, es un ave que ha sido domesticada y pertenece a los columbiformes, fue traída hacia América hace cinco siglos (8). Desde entonces, ha sido empleada en diversas actividades como recreación, deporte y experimentación; estas aves, domesticadas y adaptadas a distintos entornos desafiantes en todo el mundo, han formado colonias en áreas comunes compartidas con otras especies animales y la presencia humana, como lo son plazas, catedrales, lugares de comida, instituciones y sitios con agua.

Las pérdidas económicas relacionadas con las palomas son considerables, manifestándose en perjuicios a alimentos almacenados, deterioro de estructuras, competencia por recursos con la avifauna local y, de manera más significativa, en la posible transmisión de agentes zoonóticos (9).

Son reconocidas como importantes fuentes de infección de parásitos y enterobacterias, especialmente relacionados con excrementos acumulados; existen una gran cantidad de enfermedades que las palomas pueden transmitir a humanos y animales, entre las zoonosis más relevantes se encuentran: clamidiosis, criptococosis, aspergilosis, salmonelosis, listeriosis y estafilococosis, siendo el eliminar sus fecas o el contacto directo las vías de transmisión, con implicaciones significativas para la salud pública (10).

Las afecciones más comunes que pueden ser causadas por estos animales incluyen: psitacosis, histoplasmosis, Newcastle, salmonelosis, criptococosis, toxoplasmosis, coccidiasis, la pseudotuberculosis, (11).

1.4. Sistema digestivo de la paloma doméstica

Poseen un sistema digestivo especializado que se adapta a su dieta centrada en granos. Su pico, resistente y córneo, les facilita una alimentación eficiente con granos y semillas; el proceso digestivo se inicia en el pico, donde recoge el alimento y destaca la presencia del buche, un órgano dilatado ubicado en la parte superior del esófago, actuando como un espacio temporal de almacenamiento, donde pueden guardar una cantidad considerable de alimento antes de avanzar a la siguiente etapa de la digestión (12).

Posteriormente, el alimento avanza al proventrículo, que es la primera sección del estómago, donde comienza la descomposición química mediante enzimas y jugos gástricos; desde el proventrículo, la mezcla semidigerida se traslada al ventrículo, la segunda porción del estómago, donde las pequeñas piedras ingeridas, conocidas como "gastrolitos", contribuyen a la trituración mecánica, facilitando así la digestión de los granos (13).

La última fase del sistema digestivo de las palomas es en su intestino, el cual permite que los nutrientes se puedan absorber; el ciego, una estructura sacular en el inicio del intestino grueso, desempeña un papel crucial en la fermentación bacteriana y la absorción de agua, para luego expulsar los residuos no digeribles en forma de excremento (13).

La eficiencia del sistema digestivo de las palomas les permite maximizar la utilización de nutrientes en su dieta, siendo fundamental para mantener su salud y energía, especialmente durante actividades como el vuelo y la reproducción; la adaptación de su sistema digestivo a una dieta variada, que incluye granos, semillas e insectos, ha contribuido al éxito evolutivo de estas aves en su relación simbiótica con los seres humanos (12).

1.4.1. Aspectos específicos de *C. livia*

Un aspecto sobresaliente se relaciona con la presencia de un buche bien desarrollado, ubicado

en la parte superior del esófago, que funciona como una reserva temporal para almacenar grandes cantidades de alimento y posibilita que las palomas consuman de manera eficiente el alimento, facilitando su procesamiento en etapas posteriores (14).

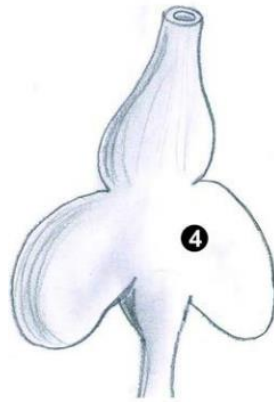


Gráfico 1: Forma sacciforme bilateral de buche de paloma doméstica (12)

Otra diferencia notable se encuentra en la ingestión de gastrolitos por parte de las palomas, quienes ingieren pequeñas piedras que se acumulan en el ventrículo, la segunda porción del estómago, donde desempeñan un papel esencial al contribuir significativamente a la trituración mecánica de granos y semillas, mejorando la eficiencia del proceso digestivo (14).

Además, se destaca el ciego, una estructura sacular situada en el inicio del intestino grueso, como una característica distintiva del sistema digestivo de las palomas, esta sección del sistema digestivo cumple una función crucial al participar activamente en la fermentación bacteriana y en la absorción de agua, desempeñando así un papel esencial en la extracción efectiva de nutrientes de los alimentos ingeridos (12).

1.5. Parásitos gastrointestinales en aves

En un estudio con 576 aves en el Parque Zoológico Nacional de Cuba, se encontró que la *Coccidia* era el parásito más prevalente (58,9%), seguido por *Capillaria* (13,8%), *Heterakis*

(9,8%), *Ascaridia* (7,1%) y *Raillietina* (2,7%); esto sugiere que las aves en cautiverio enfrentan infecciones parasitarias más frecuentes que las que se encuentran en libertad, las causas para esto pueden ser por estrés, una nutrición carente y habitar lugares contaminados, propicios para que parásitos se desarrollen (15).

1.6. Agentes zoonóticos

En un estudio en Chile, se recopilaron datos sobre parásitos en palomas, identificando siete endoparásitos y tres ectoparásitos en el 100% de las aves, entre los endoparásitos, se destacaron: *Eimeria labbeana* (11,5%), *Tetrameres* spp. (8,5%), *Ascaridia columbae* (7%), *Capillaria caudinflata* (6%), *Capillaria columbae* (5%), *Aporina delafondi* (3,5%) y *Capillaria* spp. (3%); además, no se evidenció una relación entre parásitos gastrointestinales encontrados y edad o sexo de palomas, excepto en *C. caudinflata*, más frecuente en adultos. Adicionalmente, en lo que respecta a las especies de *Capilaria*, *C. caudinflata* presentó un mayor porcentaje de hembras que machos de *C. columbae* (16).

La coccidiosis, una afección parasitaria que afecta el sistema digestivo de las palomas, es prevalente en estas aves a nivel mundial; se ha observado que un amplio rango, entre el 50% y el 100% de las palomas pueden estar afectadas por esta enfermedad, con una variabilidad en la tasa de mortalidad hasta un 70% según diferentes investigaciones (17) (18).

Los parásitos responsables de esta condición pertenecen al género *Eimeria*, siendo *E. columbarum*, *E. labbeana* y *E. columbae* los más destacados, en particular, *E. labbeana* es el agente más comúnmente asociado con la enfermedad; las palomas contagiadas suelen presentar síntomas como deposiciones acuosas, pérdida de peso, disminución del apetito y un sistema inmunitario comprometido, en situaciones de infección grave, puede presentarse diarrea con presencia de sangre (19).

Las palomas mensajeras son especialmente propensas a esta enfermedad, lo que puede llevar a un deterioro considerable de su condición física y a una disminución de la fortaleza de su sistema inmunitario; esto puede provocar la aparición de otras infecciones y enfermedades como el paramixovirus, salmonelosis, circovirus y tricomoniasis (20).

Para realizar un diagnóstico de alguna enfermedad en palomas se debe basar en la evaluación de sintomatología clínica y el análisis microscópico de muestras fecales para detectar ooquistes, así como en el examen de frotis de tejido intestinal, las necropsias revelan diversas etapas del desarrollo de los ooquistes en los enterocitos y cambios histopatológicos, incluyendo hemorragias dispersas en la mucosa intestinal y congestión en los intestinos (21).

Aunque los ooquistes expulsados en las heces inicialmente no son patógenos, pueden volverse invasivos bajo condiciones adecuadas de temperatura y humedad, representando un riesgo de infección para otras palomas. Una paloma afectada puede liberar desde unos pocos hasta millones de ooquistes diariamente, y estos pueden encontrarse también en alimentos, desechos y agua (20).

Para un diagnóstico más preciso, se pueden realizar pruebas de PCR que buscan secuencias específicas de ADN, como el ITS-1 y la subunidad 1 de la citocromo c oxidasa mitocondrial (COI), que son indicativos del género *Eimeria*, estas pruebas ofrecen un método más detallado y específico para identificar la presencia del parásito en las palomas, complementando los métodos de diagnóstico basados en la observación clínica y el análisis microscópico (22) (23).

1.6.1. Helmintos: nemátodos

1.6.1.1. Capillaria spp.

Las palomas domésticas, que albergan el parásito *Capillaria* del género *Capillaria* y clasificado en la familia *Capillariidae*, pueden ser portadoras de la capilariasis intestinal. Este trastorno,

originado por nematodos, es raramente observado en humanos, aunque la presencia de heces contaminadas en entornos urbanos podría incrementar la probabilidad de exposición a este agente zoonótico (24) (25).

1.6.1.2. *Ascaridia* spp.

Las palomas domésticas, hospederas del nematodo *Ascaridia columbae* perteneciente a la familia Ascaridiidae, pueden transmitir la ascariasis. Aunque la transmisión directa a humanos es poco común, la exposición a heces contaminadas en áreas urbanas podría representar un riesgo para la infección por este parásito (24).

1.6.1.3. *Syngamus* spp.

Palomas domésticas pueden transmitir el nematodo *Syngamus trachea*, también conocido como gusano del conducto traqueal, perteneciente a la familia Syngamidae. Aunque la Syngamosis afecta principalmente el sistema respiratorio de las aves, la transmisión directa a humanos es infrecuente, pero la exposición a secreciones contaminadas podría conllevar riesgos potenciales (26).

1.6.2. Helmintos: céstodos

1.6.2.1. *Raillietina* spp.

Las palomas domésticas, portadoras del céstodo *Raillietina* perteneciente a la familia Davaineidae, pueden ser responsables de la raillietiniasis. Aunque la transmisión directa a humanos es poco común, la exposición a huevos del parásito o el manejo inadecuado de las aves podrían plantear riesgos de infección por este cestodo zoonótico (24) (27).

1.6.2.2. *Hymenolepis* spp.

Las palomas domésticas pueden ser portadoras del parásito *Hymenolepis*, que causa la himenolepiasis. Este céstodo pertenece a la familia Hymenolepididae. Aunque la

himenolepiasis es poco frecuente en humanos por contacto directo con palomas, el consumir por accidente agua o comida infectada con huevos de este parásito puede representar un riesgo de infección. La implementación de prácticas de higiene y la gestión adecuada de las poblaciones de palomas son esenciales para reducir los riesgos de exposición a este agente zoonótico (27).

1.6.3. Protozoarios

1.6.3.1. Toxoplasma gondii

La toxoplasmosis, ocasionada por el protozoo *Toxoplasma gondii*, perteneciente a la familia Sarcocystidae, género *Toxoplasma* y especie *T. gondii*, representa una enfermedad zoonótica con la capacidad de ser transportada por palomas (28).

Las aves se contagian al ingerir alimentos que hayan sido contaminados por roedores, moscas, cucarachas, que actúan como vectores mecánicos. Estos transportan ooquistes de *Toxoplasma* que provienen de las heces de los felinos. Las aves, tras ingerir los ooquistes, desarrollan pseudoquistes (con taquizoitos) y posteriormente quistes (con bradizoitos) en sus músculos. Las personas se pueden infectar por el consumo de huevos o carne cruda de aves que sean portadoras de este protozoario (29).

1.6.3.2. Cryptosporidium spp

Los Cryptosporidiidae son pequeños parásitos intracelulares pero extraplasmáticos y eurixenos que recientemente han sido reconocidos como patógenos de importancia para los humanos y para un gran número de vertebrados. Se reconocen tres especies en aves: *Cryptosporidium baileyi*, *C. meleagridis* y *C. galli*, y al menos otros 10 genotipos aviares de otras especies de *Cryptosporidium* han sido identificados en más de 30 especies de aves. *C. baileyi* es la especie aviar más frecuente, pero *C. meleagridis* puede infectar a humanos, causando hasta el 10% de

los casos de criptosporidiosis humana. La criptosporidiosis aviar se manifiesta en enfermedades respiratorias, enteritis y enfermedades renales. La vía de infección es oral, con un ciclo de vida similar al de Eimeriidae, incluyendo merogonía seguida de gamogonía. Una cierta proporción de los ooquistes no se excreta y causa autoinfecciones. *C. baileyi* puede entrar en el hospedador cuando los ooquistes se colocan en la conjuntiva. Los ooquistes de *Cryptosporidium* son pequeños y contienen cuatro esporozoítos desnudos. Pueden diagnosticarse en heces teñidas con fucsina carbólica (30).

1.6.3.3. *Cyclospora* spp.

La ciclosporiasis, causada por el protozoo *Cyclospora cayetanensis*, que pertenece al género *Cyclospora*, representa una enfermedad parasitaria de relevancia zoonótica. Palomas domésticas pueden contribuir a la propagación de esta patología al contaminar su entorno con oocistos del parásito presentes en sus heces. El ingerir alimentos o agua infectados con oocistos constituye la principal vía de transmisión a los seres humanos, desencadenando síntomas gastrointestinales (31).

1.6.3.4. *Isospora* spp.

La isosporiasis, causada por el parásito *Isospora belli*, clasificado en la familia Eimeriidae y género *Isospora*, representa una infección intestinal con potencial zoonótico. Palomas domésticas pueden portar este agente, y la transmisión a humanos generalmente ocurre por consumir comidas o bebidas contaminadas con ooquistes del parásito presentes en las heces de las aves. Esta infección afecta el tracto gastrointestinal y representa un riesgo, especialmente para personas con sistemas inmunológicos comprometidos (21).

1.6.3.5. *Blastocystis* spp.

La blastocistosis, causada por el protozoo *Blastocystis hominis*, clasificado en la familia Blastocystidae, género *Blastocystis* y especie *B. hominis*, representa una infección intestinal

con posible transmisión zoonótica. Palomas domésticas pueden contribuir a la diseminación del parásito al contaminar su entorno con quistes presentes en sus heces. El ingerir líquidos o comida contaminada con estos quistes puede provocar infecciones en humanos, manifestándose con síntomas gastrointestinales de diversa intensidad (32) (33).

1.6.3.6. Trichomonas gallinae

La tricomoniasis, una enfermedad causada por el protozoo *Trichomonas gallinae*, perteneciente a la familia Trichomonadidae, género *Trichomonas* y especie *T. gallinae*, constituye otra afección asociada a palomas domésticas con implicaciones zoonóticas. Este parásito afecta principalmente a aves, siendo las palomas portadoras y transmisoras del mismo. La infección ocurre al tener contacto directo con las secreciones de la cavidad oral y cloacales de aves contagiadas, también al consumir bebidas o comidas contaminadas. En humanos, se ha observado la ocurrencia de infecciones oculares asociadas a la tricomoniasis de aves, aunque es menos frecuente que en las propias aves (34).

La tricomoniasis es una enfermedad común en palomas a nivel mundial, y estas aves son consideradas el principal reservorio de *Trichomonas gallinae*, contribuyendo significativamente a la diseminación global de este protozoo, *T. gallinae* es un parásito flagelado, que se encuentra en el tracto respiratorio superior (faringe y esófago) y en la boca de las palomas (35).

Esta enfermedad se transmite principalmente a través de la ingestión de leche de buche de palomas infectadas y, en adultos, durante el apareamiento con aves portadoras del parásito, las palomas afectadas pueden mostrar síntomas como falta de apetito, pérdida de peso, dificultad para respirar y tragar, y en las necropsias se observan lesiones caseosas en la región orofaríngea y papilas coanas romas (36) (37).

Para diagnosticar tricomoniasis, se emplean técnicas como la necropsia o el examen microscópico de muestras recogidas al limpiar la cavidad bucal durante una revisión clínica (37).

También es posible detectarla en muestras tomadas con hisopos cloacales, a pesar de que la microscopía óptica es un método rápido y económico, su sensibilidad es limitada, especialmente en muestras con baja concentración de *T. gallinae*; por otro lado, los ensayos de diagnóstico molecular, como la PCR utilizando cebadores específicos para el espaciador interno transcrito (ITS), ofrecen una alternativa más precisa para su detección (38).

1.7. Reporte de casos

Se ha descrito una nueva especie de tremátodo intestinal diminuto, conocido como *Gymnophalloides seoi*, hallada en una paciente coreana que presentaba síntomas de pancreatitis aguda y trastornos gastrointestinales, se estableció que donde vivía la afectada era un foco de alta prevalencia para esta infección y se han identificado hasta 24 zonas adicionales con características endémicas similares, esta infección está siendo reconocida como una enfermedad parasitaria de creciente importancia; en su ciclo de vida, este parásito utiliza a las ostras como su segundo huésped intermediario y a las aves migratorias como huéspedes definitivos naturales, es probable que este trematodo también se encuentre presente en otras regiones fuera de Corea (39).

1.8. Diagnóstico de agentes zoonóticos

El diagnóstico de agentes zoonóticos en muestras fecales de palomas domésticas es esencial para comprender y gestionar los riesgos asociados con la transmisión de enfermedades entre estas aves y los seres humanos, dada la estrecha convivencia entre las palomas y las áreas urbanas, así como su capacidad para albergar diversos parásitos, la implementación de métodos de diagnóstico efectivos se vuelve crucial (40).

Los procedimientos diagnósticos abarcan desde la recolección cuidadosa de muestras fecales hasta la aplicación de técnicas especializadas como la coprología para la identificación de huevos y quistes de parásitos, la utilización de técnicas puede permitir una identificación más específica de los agentes parasitarios presentes; estos métodos no solo facilitan la detección temprana de posibles amenazas para la salud pública, también

respaldan iniciativas preventivas y de control, contribuyendo a la promoción de entornos urbanos más saludables y seguros (41).

1.9. Técnicas

Se emplean técnicas directas que posibilitan la detección de parásitos o de sus fases en productos biológicos, conocidas como pruebas parasitológicas o parasitoscópicas; este conjunto de métodos diagnósticos que facilitan identificar variedades de parásitos intestinales, ya sean causados por protozoos o helmintos (42).

Cada parásito o conjunto de parásitos, dependiendo de su etapa de desarrollo, puede requerir una técnica diagnóstica específica; los métodos más frecuentemente utilizados se fundamentan en la observación microscópica, ya sea mediante examen en fresco, técnicas de concentración, flotación o empleo de tinciones (43) (44).

Las muestras destinadas a la detección de agentes zoonóticos deben pasar por procesos como la técnica coproparasitaria directa, así como por métodos de flotación con cloruro de sodio (Willis-Molloy), con sulfato de zinc (Faust) o de sedimentación espontánea en tubo (TSET); asimismo, se realiza una observación duplicada de las muestras utilizando un microscopio óptico, ya sea con o sin la aplicación de Lugol (11) (15). Para identificar diferentes especies de parásitos se debe comparar su morfología tanto interna como externa. Se debe mencionar que un animal se considera parasitado cuando se le detecta algún tipo de parásito en cualquiera de

sus etapas (5).

1.9.1. Formas de detección de parásitos en aves

Según Mattiello (45), indica los parásitos que se pueden encontrar en las diferentes técnicas:

- **Examen directo:** Formas activas de *Giardia spp*, *Hexamita spp.*, *Trichomonas spp.*, protozoos en movimiento y larvas
- **Faust (Flotación):** Quistes de *Giardia spp.*, Huevos y larvas de nemátodos (frecuente), ooquistes de coccidias, huevos de céstodos, tremátodos y acantocéfalos (éste último poco frecuente).
- **Sheather (sacarosa), Willis o con nitrato sódico:** Huevos de nemátodos (frecuente), ooquistes de coccidias, huevos de tremátodos (se pueden encontrar, pero deformados) y de acantocéfalos (escasos)
- **Sedimentación:** Tremátodos y la mayoría de los parásitos en varias etapas.
- **Tinciones específicas:** Tinción de Gram, tinción de ácido-alcohol resistencia.

1.9.2. Técnica microscópica directa

La prueba de examen coprológico mediante frotis directo es una técnica sencilla que se realiza con una pequeña cantidad de muestra de heces (suele ser menor a 0,05 g). En esta preparación, las heces se diluyen en agua normal o suero fisiológico para poder ser observado en el microscopio. Aunque esta prueba es cualitativa y su capacidad para detectar parásitos es baja, se utiliza principalmente cuando no es posible obtener una muestra fecal suficiente y solo se tiene un hisopo o la muestra tomada en aves o animales silvestres es muy poca, etc. (46)

1.9.3. Técnicas de concentración

El análisis de concentración fecal es un método convencional para diagnosticar parásitos. Este procedimiento busca separar los parásitos del resto de los componentes en la muestra fecal,

aumentando la cantidad de microorganismos para facilitar su detección (47) (48).

Los parásitos microscópicos no se reproducen en las heces, por lo que la concentración mejora su visibilidad. La escasez de microorganismos en la muestra puede deberse a la intermitencia en la eliminación, la baja producción de huevos o quistes, tratamiento antiparasitario previo o la condición de portador del paciente; se aplican métodos de concentración como la sedimentación o la flotación, y es esencial evaluar la eficacia directamente en la muestra, ya que estas técnicas pueden no concentrar trofozoítos, una forma parasitaria específica (7) .

1.9.3.1. Concentración por Flotación

1.9.3.1.1. Método de Faust

El objetivo de esta técnica, que consta de dos partes y se basa en dos principios, es identificar cestodos, quistes de protozoarios y huevos de nemátodos. El primer principio se relaciona con la diferencia de densidades: las estructuras parasitarias, al ser más densas que el agua, sedimentan, mientras que otras, como la grasa, flotan. Al eliminar el sobrenadante, se obtiene una muestra limpia. La segunda parte de la técnica también se basa en la diferencia de densidades, pero se distingue en que las estructuras parasitarias debido a la solución de sulfato de zinc se vuelven menos densas lo que provoca que floten (49).

1.9.3.1.2. Método de Sheather

Particularmente, se utiliza para aislar quistes y huevos de bajo peso, y se sugiere especialmente para la concentración de ooquistes de *Cryptosporidium* spp. En este método, los ooquistes se distinguen al flotar en una capa líquida diferente a las levaduras, mostrando una tonalidad rosa única que permite su identificación sin requerir colorantes permanentes (50).

Leslie Sheather, en 1923, mejoró la técnica de Willis usando sacarosa concentrada para aislar

coccidios y quistes de protozoos, aunque la viscosidad de la solución limitaba la recuperación de algunos parásitos; en 1939, Fausto y su equipo introdujeron la flotación centrífuga con sulfato de zinc, duplicando la eficacia en la detección de quistes y mejorando significativamente la recuperación de helmintos en comparación con otras 10 técnicas. Esta innovación estableció la técnica de sulfato de zinc como el método de referencia internacional para el análisis de parásitos intestinales (51).

1.9.3.2. Sedimentación

Este método se fundamenta en la capacidad intrínseca de todas las formas parasitarias para sedimentarse de manera espontánea en un medio que posee una menor densidad, en este caso utilizando solución fisiológica; a través de esta técnica, se pueden detectar quistes, trofozoítos de protozoarios, huevos y larvas de helmintos, así como también la carga de parásitos se calcula de acuerdo al número que se observen por campo (52). El procedimiento comienza con la observación de la muestra en solución fisiológica para detectar formas en movimiento y que pesan menos. Luego se analiza la muestra con solución de Lugol para examinar las estructuras internas de parásitos (53).

1.9.3.2.1. Método de Ritchie

Este método permite principalmente hacer la identificación de huevos de tremátodos y quistes de protozoarios en heces que posean un gran contenido de grasa (54). Se enfoca en la capacidad de concentrar quistes y huevos por medio de la sedimentación y el uso de centrifugación que separa las heces en dos partes. Se emplea formol y éter para la separación y visualización de estructuras parasitarias. Una ventaja es que permite observar huevos, quistes y ooquistes de parásitos, sin embargo, no está recomendada para la observación de larvas y trofozoítos (55).

1.9.3.3. Esporulaci3n de coccidias

El proceso de esporulaci3n de los ooquistes de coccidios es fundamental para su diferenciaci3n e identificaci3n precisa. Para realizarlo, se mezcla una cantidad peque1a de heces o una suspensi3n concentrada de ooquistes con una soluci3n de dicromato de potasio al 1%. Luego, se vierte esta mezcla en una caja de Petri, por lo que la cantidad de la suspensi3n debe ser poca y no llenar la caja para ayudar a la oxigenaci3n. La esporulaci3n suele completarse en 2 a 4 d1as a temperatura ambiente, sin embargo, algunas especies pueden requerir semanas (56).

2. MATERIALES Y M1TODOS

2.1. LOCALIZACI3N DEL ESTUDIO

Este trabajo investigativo se realiz3 en el cant3n Machala, provincia de El Oro. Tiene un clima que se caracteriza por ser semi1rido c1ldo al pertenecer a la regi3n Costa, las temperaturas altas predominan y presenta una 1poca de lluvias moderada, en promedio presenta una temperatura de 26 – 28 3C anualmente. Posee dos estaciones: invierno (diciembre-mayo) y verano (junio-noviembre), las cuales son h1meda y seca respectivamente. Aunque su temperatura real no suele ser tan elevada, la humedad provoca que la sensaci3n t1rmica se eleve a 36 3C o mayor.

Se escogieron 6 puntos estrat1gicos de 1reas urbanas en donde habiten palomas. Estas 1reas incluyen: el parque “Juan Montalvo”, el parque “Col3n”, la ciudadela Las Brisas, las calles Pichincha y Jun1n, Pasaje y Ayacucho, P1ez y Pasaje.

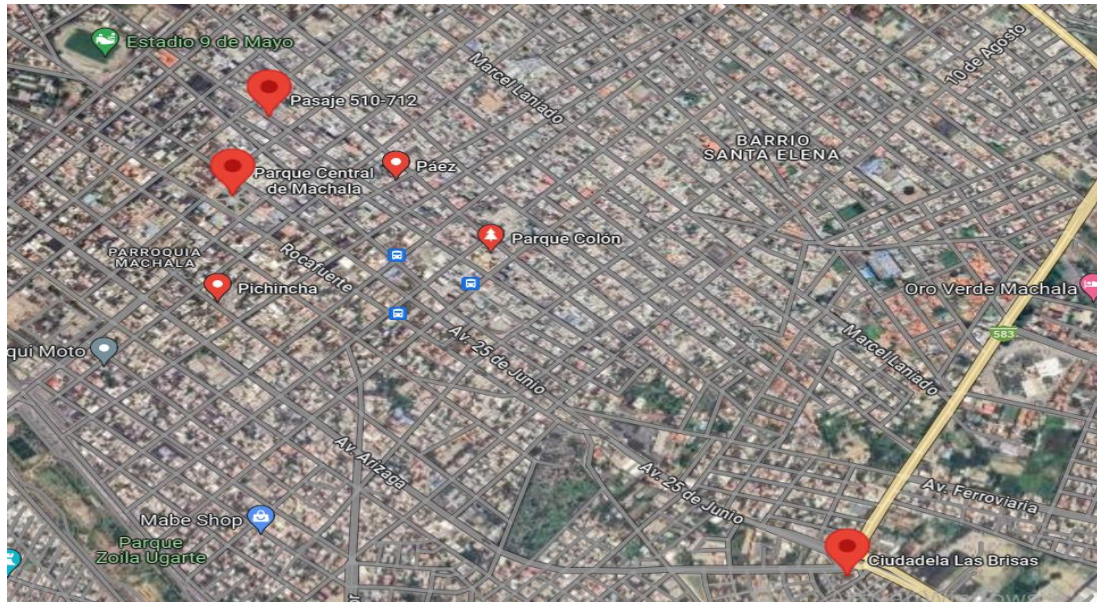


Gráfico 2: Ubicación de lugares de muestreo en el cantón Machala

Fuente: Google Maps (2024)

2.2. POBLACIÓN Y MUESTRA

El presente trabajo investigativo tiene una población infinita, al no existir población definida de palomas en el cantón Machala, por lo que se realizó un muestreo a conveniencia. Al aplicar la fórmula para poblaciones no finitas resultó en una $n=385$ muestras como mínimo. Para esto se decidió tomar las muestras agrupadas en pools, cada uno conformado por 15 submuestras. En total se recolectaron 66 pools, resultando en 990 submuestras. Las muestras se tomaron de las 6 áreas urbanas del cantón Machala especificadas. El número de pools recolectados fueron de acuerdo a la cantidad de palomas que habitaban en cada área y se distribuyeron de la siguiente forma: parque Central ($n=15$), ciudadela Las Brisas ($n=12$), calle Páez ($n=12$), calle Pichincha ($n=12$), parque Colón ($n=9$), calle Pasaje ($n=6$).

$$n = \frac{Z_{1-\alpha}^2 * p * q}{d^2}$$

Alfa (Máximo error tipo I)	$\alpha = 0.050$
Nivel de confianza	$1 - \alpha/2 = 0,975$
Z de $(1 - \alpha/2)$	$Z (1 - \alpha/2) = 1,960$
Prevalencia de la enfermedad	$p = 0.500$
Complemento de p	$q = 0.500$
Precisión	$d = 0.050$

Tamaño de la muestra $n = 384,15$

El tamaño de muestra de la investigación es de 385 palomas.

2.3. INSTRUMENTOS

2.3.1. Recolección de muestras de heces

- Cooler
- Geles refrigerantes
- Frascos para muestras de orina
- Espátulas desechables

2.3.2. Materiales de laboratorio

- Tubos Falcon
- Vasos de precipitación
- Densímetro
- Gradilla
- Colador
- Portaobjetos
- Cubreobjetos

- Pipetas de Pasteur
- Probetas
- Gasas

2.3.3. Reactivos

- Sulfato de Zinc
- Sacarosa (azúcar)
- Dicromato de potasio al 2.5%
- Éter
- Suero fisiológico
- Alcohol

2.3.4. Soluciones

- Formol
- Agua destilada
- Lugol

2.3.5. Equipos

- Centrífuga
- Microscopios: Zeiss Primo Star 3 y LW Scientific Biological Microscope Modelo: Mi-4
- Balanza
- Agitador magnético
- Cámara de celular

2.4. VARIABLES

2.4.1. Variables de estudio

- Lugar de muestreo
- Presencia o ausencia de parásitos
- Tipo de parásito
- Técnica coproparasitaria

2.5. METODOLOGÍA

2.5.1. Tipo de estudio

El presente estudio es de tipo descriptivo, prospectivo, observacional, cuantitativo y de corte transversal. Se lo clasifica como descriptivo debido a que se toma en cuenta la presencia o ausencia y tipos de parásitos gastrointestinales, mediante las técnicas establecidas.

2.5.2. Metodología de campo

Para comenzar con la recolección de muestras de heces de palomas, se lo realizó en horarios de la mañana de 07:00 – 09:00 a.m. Las muestras de heces fueron tomadas principalmente del piso, para luego ser depositadas en los frascos de muestra de orina. Cada uno de los 66 pool debían tener un peso aproximado de 4.05g y estaba conformado por heces de 15 palomas. Se rotularon para poder hacer la identificación respectiva de acuerdo a la zona y se guardaron en un cooler, que contenía geles refrigerantes para que las muestras se mantuvieran frescas, hasta llegar a ser procesadas en laboratorio. Como medidas de bioseguridad se usó protección como: guantes, mandil y mascarillas descartables.

2.5.3. Técnicas

2.5.3.1. *Técnica de Sheather (57)*

- Antes de comenzar, es necesario preparar una solución de sacarosa que tenga una densidad que esté entre 1,18 y 1,2g/ml.
- Se toman 2g de heces y se disuelven en 10ml de la solución saturada de azúcar, luego la emulsión resultante se pasa por un filtro de metal y una doble capa de gasas en un recipiente diferente, para después ser transferido a los tubos Falcon, se debe llenar el tubo Falcon con la solución de azúcar hasta que casi rebose para que pueda entrar en contacto con el cubreobjetos.
- Se pone un cubreobjetos que esté en contacto la superficie del tubo y se deja reposar de 20-30 min para que funcione el mecanismo que permite que la densidad de la solución haga flotar los huevos y estos se adhieran al cubreobjetos.
- Posteriormente, se coloca una gota de Lugol en un portaobjetos y se cubre con la laminilla para finalmente observarlo bajo el microscopio.

2.5.3.2. *Técnica de Faust (49)*

- Primero es necesario preparar una solución de sulfato de zinc que tenga una densidad que oscile entre 1,18 y 1,2g/ml.
- Se toman 3-5g de heces y se disuelven en 60 ml de agua destilada, luego la emulsión resultante se filtra en un cedazo de metal y una doble capa de gasas en un recipiente diferente, para después ser transferido a los tubos Falcon de 14 ml.
- Posteriormente, se centrifuga a 1500rpm por 1 minuto, y se deshecha el sobrenadante, lo anterior se debe realizar de 3 a 5 veces hasta que el contenido sea lo más limpio posible.
- Una vez terminado este proceso se llena el tubo Falcon con el sulfato de zinc y se

somete a una última centrifugación,

- Es importante no agitar los tubos.
- Luego, utilizando un asa estéril, se recoge el sobrenadante y se aplica sobre un portaobjetos.
- Se puede añadir una gota de Lugol, se coloca un cubreobjetos y se observa bajo el microscopio.

2.5.3.3. Técnica de Ritchie (58)

- Mezclar 1g de la muestra de heces con 7 ml de solución salina. Esta emulsión se debe filtrar en un cedazo de metal, con gasa doblada y se coloca en un tubo Falcon para centrifugar durante 1 minuto a 2000 rpm.
- Después, se retira el sobrante y se repite este proceso de centrifugado 3 a 5 veces más hasta que el líquido quede completamente transparente.
- Posteriormente, se agregan 5 ml de formol al 10%, se agita y se agregan los 5 ml restantes hasta completar 10 ml de solución.
- Se deja reposar esta mezcla de 3 a 5 minutos.
- Finalmente, se incorporan 3 ml de éter y se agita bien.
- Centrifugar nuevamente a 2000 rpm por 1 minuto.
- Con una pipeta aplastada, se toma la pequeña cantidad de sedimento que queda en el fondo del tubo y se lo tiñe con una gota de Lugol para poder observarlo en el microscopio.

2.5.3.4. Técnica para esporulación de ooquistes con dicromato de potasio al 2.5% modificada (59)

- Primero, se recogen 10 gr de heces y se los mezcla con 60 ml de dicromato de

potasio al 2.5%.

- Luego, se filtra la muestra con un cernidor y doble gasa, esto se presiona con una cuchara y el filtrado se deposita en una caja de Petri, desechando el sobrante.
- La muestra se incuba durante 5 días a una temperatura de 27 °C, y se remueve a diario con una cuchara para que se oxigene.
- Cuando culmine el tiempo de incubación, se coloca la muestra en un beaker y se añaden 100 ml de dicromato de potasio al 2.5% para luego homogeneizarlo.
- A continuación, se toman 14 ml de esta solución, se vierten en un tubo Falcon y se centrifugan durante 3 minutos a 1500 rpm.
- Se deshecha el sobrenadante y se llena nuevamente el tubo Falcon con solución de Sheather hasta la capacidad del tubo, resuspendiendo y homogeneizando el sedimento.
- Los tubos Falcon se centrifugan otra vez a 1500 rpm durante 3 minutos.
- Para finalizar, se toma una alícuota de la parte superficial de la suspensión con una pipeta de Pasteur, se coloca sobre un portaobjetos y se cubre con un cubreobjetos para observar en el microscopio.

2.6. ESTADÍSTICA

Para realizar la tabulación de datos en este estudio se utilizó el programa estadístico IBM SPSS Versión 26 y se aplicó la prueba de χ^2 de Pearson para determinar el grado de significancia estadística. También se emplearon tablas cruzadas para las variables en las que se podía aplicar, mientras que en otras se analizó con tablas de frecuencia.

3. RESULTADOS

3.1. Determinación de la presencia de parásitos en palomas en el cantón Machala

En la presente investigación de un total de 66 muestras de heces de palomas el 56,1% (37) corresponden a muestras positivas a la presencia de parásitos, mientras que el 43,9% (29) dieron resultados negativos, como se muestra en la tabla 1 y en el gráfico 2.

Tabla 1: Representación porcentual de muestras positivas y negativas de parásitos en palomas en el cantón Machala

Resultado	Número de muestras	Porcentaje (%)
Positivo	37	56,1%
Negativo	29	43,9%
Total	66	100,0%

Presencia de parásitos en palomas en el cantón Machala

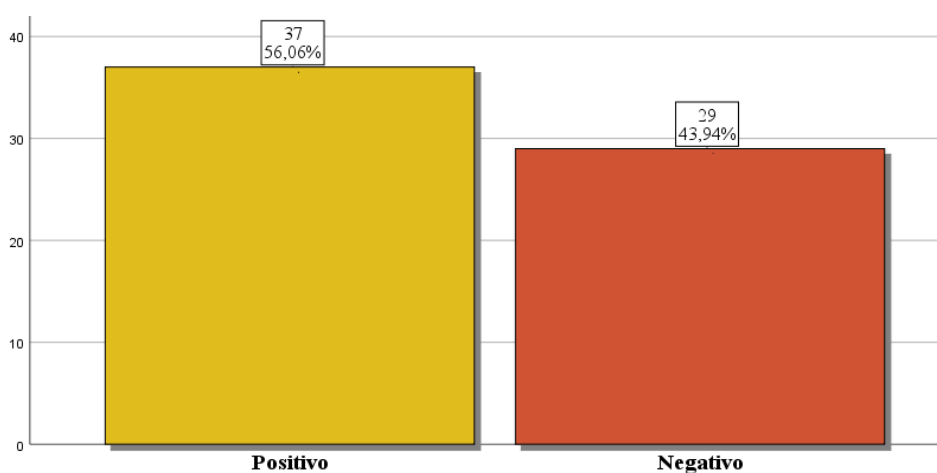


Gráfico 3: Representación gráfica porcentual de muestras positivas y negativas de parásitos en palomas en el cantón Machala

Los resultados en este trabajo (56,1%), fueron similares a los obtenidos por Cazorla y Morales (5) en Venezuela el 2019, en el cual de un total de 516 palomas a las que se les realizaron exámenes coprológicos, 218 fueron positivos a parásitos intestinales reflejando una ocurrencia global del 54,3 %. De manera similar en una investigación realizada en el 2019 en Cuenca por Moscoso y colaboradores (8), donde de 30 de las aves muestreadas se determinó que 15 dieron resultados positivos al presentar parásitos en sus intestinos representando un 50%. Por otra parte, estos resultados difieren con los encontrados en Loja por Pardo-Lalvay y colaboradores (60) en los cuales de 166 muestras, resultaron positivas 132 (79,52%) para algún tipo de parásito en palomas.

3.2. Determinación de la eficacia de las técnicas coproparasitarias a la detección de parásitos en palomas en el cantón Machala

Tabla 2: Técnicas coproparasitarias empleadas

Técnicas coproparasitarias		Frecuencia	Porcentaje
Técnica de Faust	Positivo	11	50,0
	Negativo	11	50,0
	Total	22	100,0
Técnica de Sheather	Positivo	19	86,4
	Negativo	3	13,6
	Total	22	100,0
Técnica de Ritchie	Positivo	7	31,8
	Negativo	15	68,2
	Total	22	100,0

La tabla 2 muestra la presencia de parásitos en las muestras analizadas mediante tres técnicas coproparasitarias: Faust, Sheather y Ritchie. La técnica de Faust resultó en un 50% de muestras positivas y un 50% de muestras negativas, indicando una efectividad moderada en la detección de parásitos. En contraste, la técnica de Sheather mostró una alta sensibilidad, con un 86,4% de muestras positivas y solo un 13,6% de muestras negativas, destacándose como la técnica

más eficaz de las tres. Por otro lado, la técnica de Ritchie presentó la menor proporción de muestras positivas, con un 31,8%, y un 68,2% de muestras negativas, sugiriendo una menor sensibilidad en comparación con las otras dos técnicas. Estos resultados sugieren que la técnica de Sheather es la más efectiva para la detección de parásitos en las muestras analizadas, seguida por la técnica de Faust, mientras que la técnica de Ritchie es la menos efectiva.

3.3. Determinación de la asociación entre la técnica coproparasitaria y el tipo de parásito.

Tabla 3: Tabla cruzada de las variables técnicas coproparasitarias y presencia de parásitos

			Presencia de parásitos		Total
			Positivo	Negativo	
Técnicas coproparasitarias	Técnica de Faust	Recuento	11	11	22
		% dentro de Técnicas coproparasitarias	50,0%	50,0%	100,0 %
		% dentro de Presencia de parásitos	29,7%	37,9%	33,3%
	Técnica de Sheather	Recuento	19	3	22
		% dentro de Técnicas coproparasitarias	86,4%	13,6%	100,0 %
		% dentro de Presencia de parásitos	51,4%	10,3%	33,3%
	Técnica de Ritchie	Recuento	7	15	22
		% dentro de Técnicas coproparasitarias	31,8%	68,2%	100,0 %
		% dentro de Presencia de parásitos	18,9%	51,7%	33,3%
Total		Recuento	37	29	66
		% dentro de Técnicas coproparasitarias	56,1%	43,9%	100,0 %
		% dentro de Presencia de parásitos	100,0%	100,0%	100,0 %

Los resultados de las técnicas coproparasitarias muestran diferencias notables en la detección de parásitos. La técnica de Faust presentó un balance igual de resultados positivos y negativos, con un 50% cada uno, representando el 33,3% del total de muestras analizadas. La técnica de Sheather se destacó como la más efectiva, con un 86,4% de resultados positivos y solo un 13,6% de negativos, lo que la hace responsable del 51,4% de todos los casos positivos y de detectar otro tipo de parásito (*A.columbae*) a diferencia de las demás técnicas empleadas. En contraste, la técnica de Ritchie mostró una mayor proporción de resultados negativos (68,2%) frente a los positivos (31,8%), representando el 51,7% de las muestras negativas. En resumen, de las 66 muestras analizadas, la técnica de Sheather fue la más eficaz en la detección de parásitos, mientras que la técnica de Faust presentó una distribución equilibrada de resultados y la técnica de Ritchie tuvo una mayor tendencia a producir resultados negativos.

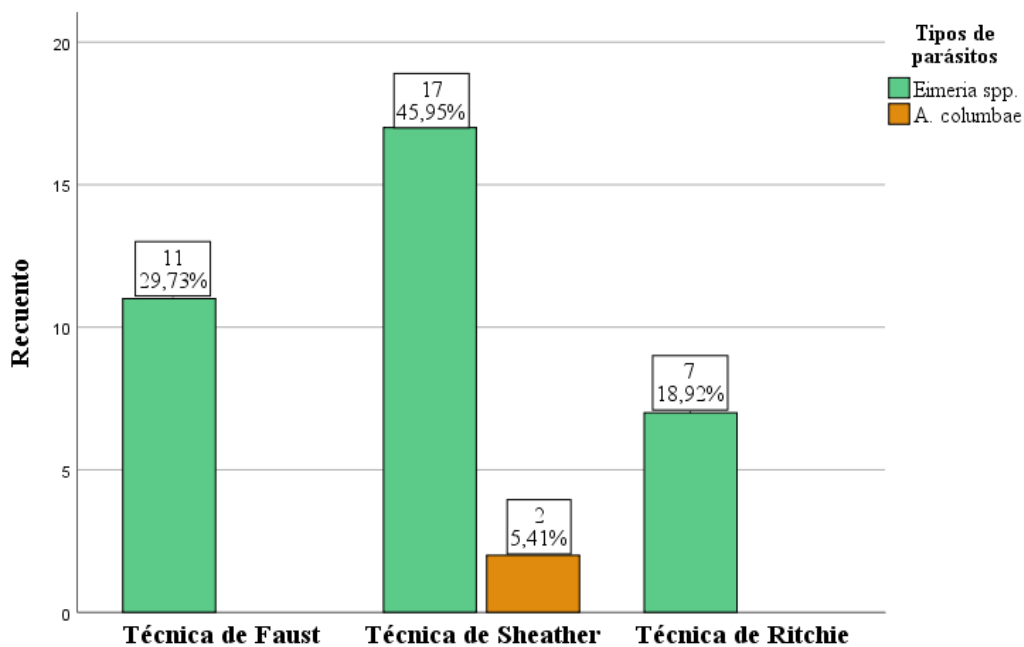


Gráfico 4: Representación en barras de las técnicas empleadas para la detección de parásitos en palomas en el cantón Machala

Los resultados en este trabajo difieren con los de Álvarez (61), en donde se utilizó la técnica de Faust para el diagnóstico de *Giardia* spp. en perros, obteniendo un 50% de muestras positivas a diferencia de este estudio en donde se obtuvo un 29,7% de positividad en muestras de heces de palomas. Así mismo, se presentan diferencias en comparación con otro estudio realizado en Guatemala por Mejía de Mena (62), en donde se obtuvo un 70% de positividad al utilizar la técnica de Sheather y un 73% con la técnica de Ritchie en el hallazgo de parásitos en humanos, mientras que en el presente trabajo los resultados fueron: Sheather (51,4%) y Ritchie (18,9%) como se especifica en la tabla 3 y gráfico 4. Las diferencias en resultados pueden atribuirse a que los estudios comparados utilizaron diferentes tipos de muestras (heces de palomas frente a heces de perros o humanos), lo cual puede afectar la detección debido a variaciones en la carga parasitaria y la frecuencia de parásitos en distintas especies. Aunque los porcentajes varíen, en ambos estudios la técnica de Sheather demuestra tener una alta sensibilidad para la detección de variedades de parásitos.

3.4. Determinación de la asociación entre el lugar de muestreo y el tipo de parásito.

Tabla 4: Tabla cruzada de las variables lugar de muestreo y tipo de parásito

			Tipo de parásito		Total
			<i>Eimeria</i> spp.	<i>A. columbae</i>	
Lugar de muestreo	parque Central	Recuento	9	1	10
		% dentro de Lugar de muestreo	90,0%	10,0%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	25,7%	50,0%	27,0%
	ciudadela Las Brisas	Recuento	6	1	7
		% dentro de Lugar de muestreo	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	17,1%	50,0%	18,9%
	calle Páez	Recuento	5	0	5
		% dentro de Lugar de muestreo	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	14,3%	0,0%	13,5%

	calle Pichincha	Recuento	8	0	8
		% dentro de Lugar de muestreo	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	22,9%	0,0%	21,6%
	parque Colón	Recuento	5	0	5
		% dentro de Lugar de muestreo	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	14,3%	0,0%	13,5%
	calle Pasaje	Recuento	2	0	2
		% dentro de Lugar de muestreo	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de Tipos de parásitos	5,7%	0,0%	5,4%
Total	Recuento	35	2	37	
	% dentro de Lugar de muestreo	94,6%	5,4%	100,0%	
	% dentro de Tipos de parásitos	100,0%	100,0%	100,0%	

La tabla 4 presenta la distribución de dos tipos de parásitos, *Eimeria* spp. y *A. columbae*, en diferentes lugares de muestreo: Parque Central, Ciudadela Las Brisas, Calle Páez, Calle Pichincha, Parque Colón y Calle Pasaje.

En el Parque Central, se encontraron 9 muestras de *Eimeria* spp. (90%) y 1 muestra de *A. columbae* (10%), representando el 25,7% y el 50% respectivamente dentro de los tipos de parásitos y el 27% del total de muestras. En la Ciudadela Las Brisas, 6 muestras fueron de *Eimeria* spp. (85,7%) y 1 de *A. columbae* (14,3%), representando el 17,1% y el 50% respectivamente dentro de los tipos de parásitos y el 18,9% del total de muestras. En la Calle Páez, todas las 5 muestras fueron de *Eimeria* spp., representando el 100% de las muestras del lugar y el 14,3% dentro de los tipos de parásitos, equivalente al 13,5% del total de muestras.

En la Calle Pichincha y el Parque Colón, se encontraron 8 y 5 muestras de *Eimeria* spp., respectivamente, con el 100% de las muestras del lugar y representando el 22,9% y el 14,3%

dentro de los tipos de parásitos, lo que equivale al 21,6% y el 13,5% del total de muestras. Finalmente, en la Calle Pasaje, se encontraron 2 muestras de *Eimeria* spp., representando el 100% de las muestras del lugar y el 5,7% dentro de los tipos de parásitos, lo que equivale al 5,4% del total de muestras.

En resumen, *Eimeria* spp. es el parásito predominante en todos los lugares de muestreo, con un 94,6% del total de muestras, mientras que *A. columbae* representa solo el 5,4% del total de muestras. Estos datos sugieren una prevalencia mucho mayor de *Eimeria* spp. en las palomas de las áreas muestreadas.

Tabla 5: Prueba de χ^2 de Pearson para las variables lugar de muestreo y tipo de parásito

Prueba de chi-cuadrado			
	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	2,635 ^a	5	,756
Razón de verosimilitud	3,318	5	,651
Asociación lineal por lineal	1,652	1	,199
N de casos válidos	37		

El análisis realizado mediante la prueba de χ^2 de Pearson, no evidenció que exista una asociación estadística entre las variables lugar de muestreo y tipo de parásito, debido a que la presencia de significancia fue mayor (p-valor ,756). Sin embargo, si existe un comportamiento como se muestra en el grafico 5, en el cual los dos lugares en los que se encontró *A. columbae* fueron el parque Central y la ciudadela Las Brisas, esto podría deberse a que existe una alta población de palomas en estas dos áreas urbanas, lo cual podría influir en la existencia de diversos tipos de parásitos a diferencia de los otros lugares muestreados en donde las poblaciones eran menores.

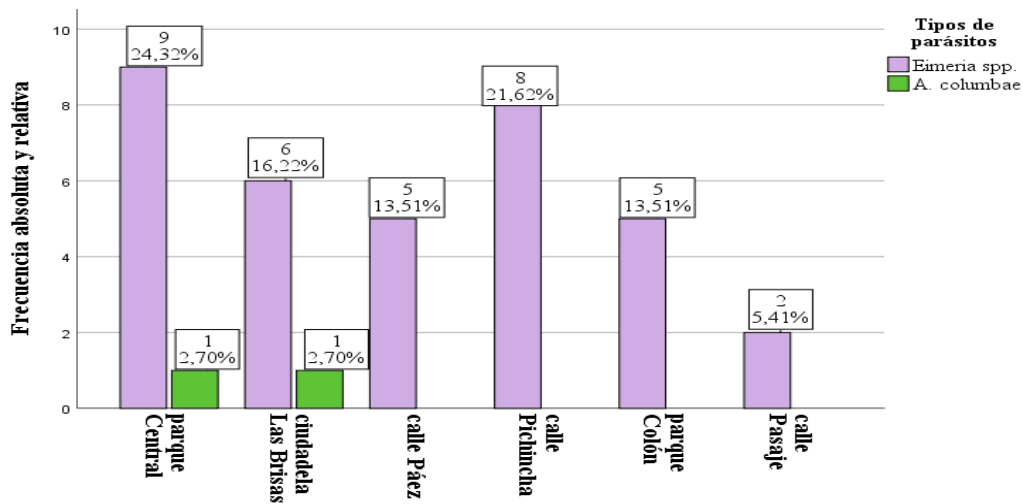


Gráfico 5: Frecuencia absoluta y relativa de las variables lugar de muestreo y tipo de parásito

3.5. Frecuencia de los diferentes tipos de parásitos gastrointestinales en palomas en el cantón Machala

Tabla 6: Variable tipo de parásito

Tipo de parásito	Frecuencia	Porcentaje (%)
<i>Eimeria spp.</i>	35	94,6%
<i>Ascaridia columbae</i>	2	5,4%
Total	66	100,0%

Los resultados de la tabla muestran la distribución de tipos de parásitos encontrados en las muestras analizadas. De un total de 66 muestras, se identificaron dos tipos de parásitos: *Eimeria spp.* y *Ascaridia columbae*. La mayoría de las muestras, con una frecuencia del 94,6%, presentaron el parásito *Eimeria spp.*, mientras que solo el 5,4% de las muestras contenían *Ascaridia columbae*. Estos datos destacan la prevalencia abrumadora de *Eimeria spp.*, en la población estudiada, indicando que es el parásito más comúnmente encontrado en este conjunto de muestras.

Tipos de parásitos en palomas en el cantón Machala

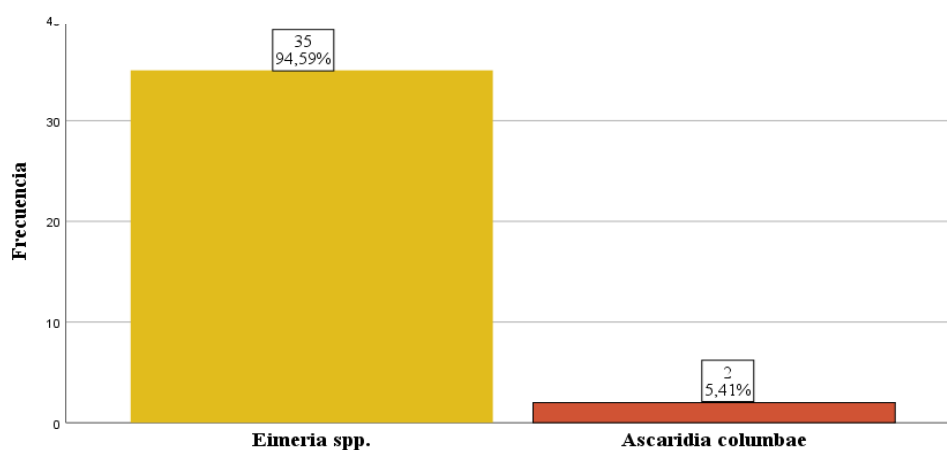


Gráfico 6: Representación en barras de los tipos de parásitos encontrados en el cantón Machala

Las coccidias, pertenecientes al genero Eimeria, son protozoarios que afectan a diversas especies. Al día de hoy, se ha documentado mundialmente la existencia de 9 especies de Eimeria en palomas entre las más destacadas están: *E. labbeana*, *E. columbarum*, *E. columbae*, *E. kapotei*, *E. tropicalis*, La patogenicidad de las especies de Eimeria es bastante baja en palomas adultas, sin embargo cuando las infecciones por coccidias son severas pueden reducir sustancialmente la calidad del vuelo (63).

De acuerdo con Bowman (56) las especies de Eimeria que se consideran patogenas son: *E. labbeana*, *E. columbarum*, *E. columbae* y *E tropicalis*, que provocan sintomas como enteritis catarral, en ocasiones hemorrágica, con presencia de heces de consistencia acuosa y de color verde, polidipsia, caqueccia y que se les comiencen a caer las plumas. Por lo general, las aves tienden a padecer esto cuando abandonan el nido, provocando una tasa de mortalidad del 15-70% según diversas fuentes, pero esto va a depender de varios factores.

En Guangdong durante el 2016 (64) se obtuvieron resultados de una alta prevalencia de infección por coccidias, de 244 muestras 223 resultaron positivas para coccidias, representando

un 91,4%. El rango de infección que se presentó fue mayor durante el verano (julio-agosto). En Brasil en un estudio realizado por Tietz-Marques y colaboradores (65), se encontró un 86,05% de positividad para protozoarios en heces de palomas, los cuales se detectó que eran ooquistes de *Eimeria* spp., en todas las muestras positivas. En el 2019, en Egipto (17) se encontraron un 72,82% (75/103) de muestras positivas en exámenes coprológicos realizados de muestras recolectadas de sistemas de cría doméstica. En un estudio realizado en Shanghai por Dong y colaboradores (66), los resultados fueron más bajos, encontrándose ooquistes de *Eimeria* en 134/244 (52,8%) muestras de heces que se obtuvieron de tres granjas de palomas, esto demostró que las infecciones por coccidias son bastante comunes. La similitud de resultados de esta investigación con los encontrados en la ciudad de Guangdong pueden deberse a que los estudios se realizaron en climas parecidos, por lo que condiciones como la humedad y el calor favorecen las condiciones para la proliferación de coccidias.

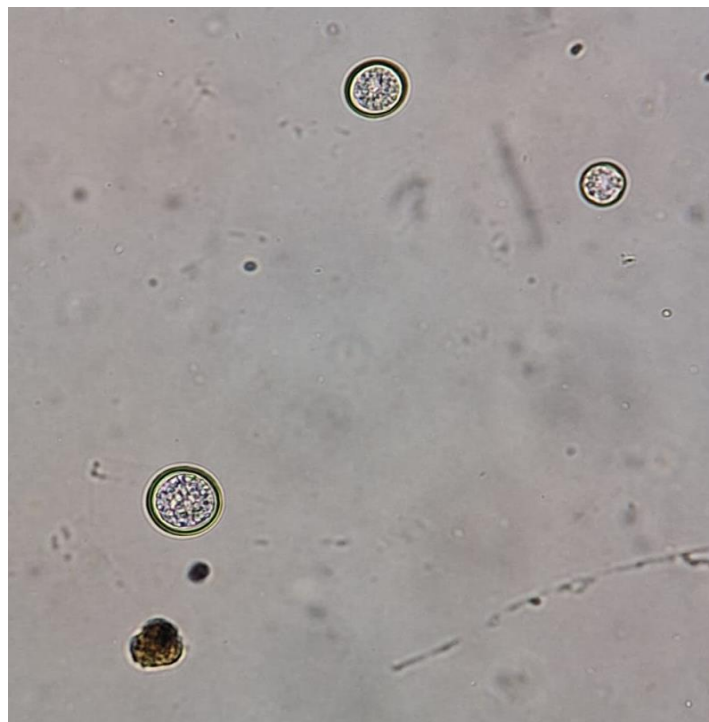


Gráfico 7: *Eimeria* spp. sin esporular bajo lente de 40x

Fuente: Autora

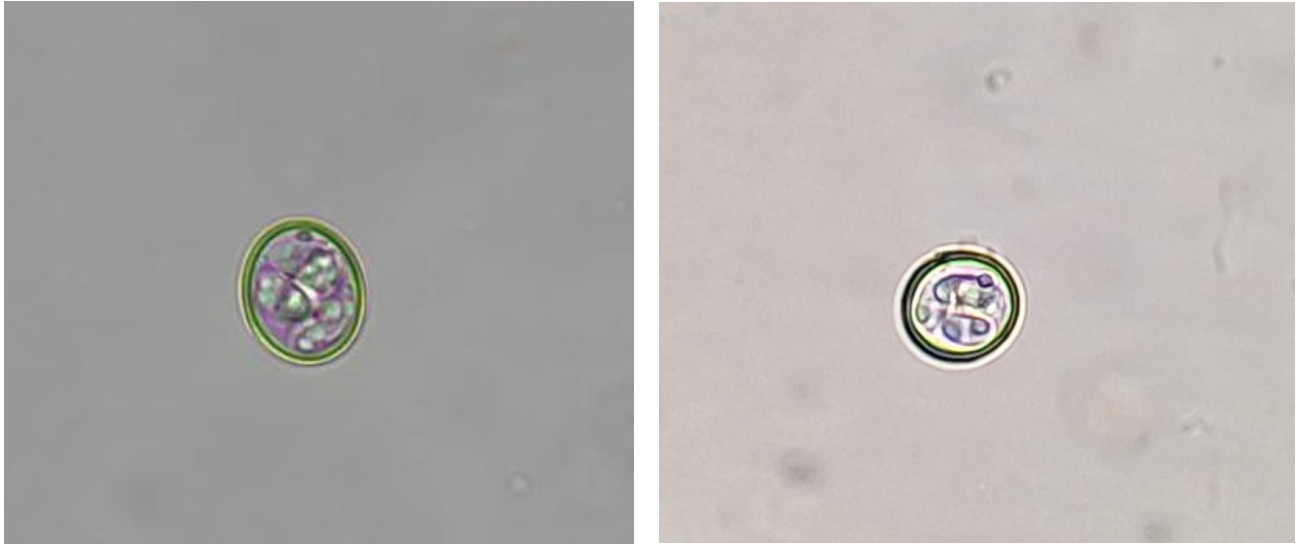


Gráfico 8: *Ooquistes esporulados de Eimeria columbarum*

Fuente: Autora



Gráfico 9: *Ooquiste esporulado de Eimeria labbeana*

Fuente: Autora

Para identificar las especies de *Eimeria* se lo hizo según la descripción realizada por Salgado y Soriano (67) en la cual se hace una comparación de acuerdo a las características morfológicas y morfométricas de *Eimeria* spp., que pueden infectar a las palomas domésticas (*Columba livia*).

Es importante tener en cuenta lo que Duszynski y colaboradores (68) señalan, que la identificación y medición de *Eimeria* spp. en la paloma doméstica ha sido confusa a lo largo del tiempo, y que probablemente solo dos especies infectan a esta ave. Incluso, es posible que eventualmente se demuestre que una sola especie de *Eimeria* parasita a la paloma doméstica. Esto se debe a que existe coincidencia en cuanto al tamaño de los ooquistes y las dos especies son morfológicamente muy similares. *Eimeria labbeana* se considera la más pequeña de las dos, tiene un gránulo polar pero no tiene residuo de ooquiste, y los esporoquistes son más pequeños y tienen un pequeño cuerpo de Stieda. Por otra parte, *Eimeria columbarum* tiene una pequeña cantidad de residuos dentro de los ooquistes y un cuerpo de Stieda ligeramente más distintivo.

Otros autores, como Yang y colaboradores (69), resaltan la necesidad de una caracterización epidemiológica, morfológica, biológica y molecular de las especies de *Eimeria* en palomas domésticas.

Ascaridia spp., es un parásito que generalmente no posee una alta patogenicidad. No obstante, su capacidad para causar daño depende de la cantidad de vermes presentes, así como de la edad, alimentación y el sistema inmune del hospedador. Los resultados de este estudio son similares con los encontrados en Colombia por Pérez y colaboradores (3), donde se determinó que un 7,5% de la población estudio de palomas tuvo un resultado positivo para el nemátodo *Ascaridia* spp. Sin embargo, difieren con el estudio realizado por Bernal en Quito (70), en el cual de 135 muestras en 21 se encontró *Ascaridia* spp., representando una frecuencia de 15,6%. El mismo

nemátodo se reportó en otro estudio, como el realizado por Salem y colaboradores en Egipto (71), pero con una mayor prevalencia en donde las infecciones por *A. columbae* fueron de un 63,1% con una mayor incidencia en hembras (79,2%) que en machos (46,1%).

Las diferencias en resultados en la frecuencia de Ascariidiasis se le puede atribuir a la variación de las condiciones climáticas, diferentes localizaciones, la presencia de hospedadores intermediarios (diferentes tipos de insectos), un sistema inmune debilitado, tratamientos poco efectivos y un mal manejo en la producción.

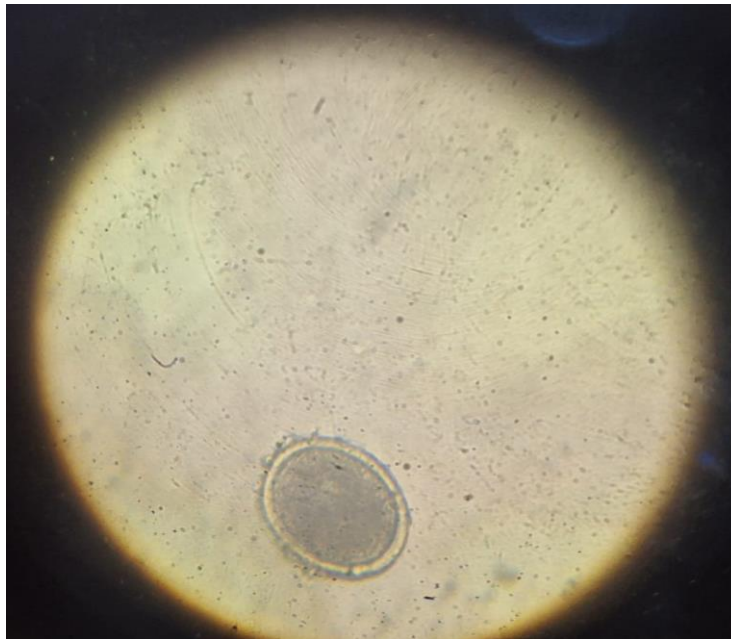


Gráfico 10: Observación microscópica de huevo de *Ascaridia columbae* bajo lente de 40x

Fuente: Autora

4. CONCLUSIONES

- En este estudio se encontró que más de la mitad de las muestras de heces de palomas en el cantón Machala fueron positivas a parásitos gastrointestinales como: *Eimeria* spp. y *Ascaridia columbae*, siendo *Eimeria* spp., el parásito más común en todas las áreas de muestreo indicando una alta presencia de infecciones parasitarias en las palomas domésticas.
- No se encontró asociación estadísticamente significativa entre el lugar de muestreo y el tipo de parásito encontrado en este estudio.
- Entre las especies de *Eimeria* identificadas en el cantón Machala, se encontró la presencia de *Eimeria labbeana* y *Eimeria columbarum*.
- Entre las técnicas empleadas (Faust, Sheather y Ritchie), Sheather resultó ser la más eficiente para la detección de ooquistes de parásitos.

5. RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar estudios a futuro en donde se aplique el uso de diferentes técnicas de tinción como Ziehl-Nielsen modificada o Kinyoun para encontrar otro tipo de parásitos.
- Es recomendable emplear métodos más precisos como PCR para la caracterización molecular de las especies de Eimeria.
- Se sugiere la implementación de estrategias para prevenir y controlar las infecciones por parásitos en especial las infecciones por coccidias en el cantón Machala.
- Se aconseja establecer medidas de control poblacional que sean éticas para no afectar el ecosistema que habitan estas aves y más especies, así como programas de monitoreo continuo para reducir los riesgos de salud pública vinculados a las palomas urbanas.
- Se sugiere crear colaboraciones y canales de comunicación entre entidades de investigación, autoridades de sanidad animal, y centros de salud humanos y veterinarios, para una posible prevención de enfermedades derivadas de la interacción en este caso entre humanos y palomas domésticas.

BIBLIOGRAFÍA

1. Pulido V. A cinco siglos de la introducción de la paloma de Castilla (*Columba livia* Gmelin, 1789) en el Perú [Internet]. Rev. peru. biol. 2023; 30(4). Disponible en: <http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v30i4.26245>
2. Goyena-Salgado ME. Digitum. [Online].; 2012. Acceso 14 de Febrero de 2024. Disponible en: <https://digitum.um.es/digitum/handle/10201/27951>.
3. Pérez-García J, Monsalve-Arcila D, Márquez-Villegas C. Presencia de parásitos y enterobacterias en palomas ferales (*Columba livia*) en áreas urbanas en Envigado, Colombia. [Internet]. Rev. Fac. Nac. Salud. Pública. 2015; 33(3): p. 370-376. Disponible en: <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v33n3a06>
4. Arteaga María del Carmen AILDFN. Percepciones acerca de la presencia de palomas en espacios públicos y su importancia en la salud pública en un distrito de Lima, Perú [Internet]. Rev. investig. vet. Perú. 2023; 34(1). Disponible en: <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v34i1.23120>
5. Cazorla Perfetti D, Morales Moreno P. Parásitos intestinales en poblaciones ferales de palomas domésticas (*Columba livia domestica*) en Coro, estado Falcón, Venezuela. [Internet]. Rev Inv Vet Perú. 2019; 30(2). Disponible en: <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v20i2.16214>.
6. Zúñiga Mendizabal EP, León Córdova D, Falcón Pérez N. Plagas Urbanas: Las palomas y su impacto sobre el ambiente y la salud pública [Internet]. MV Rev. de Cien. Vet. 2017; 33(1). Disponible en: <https://www.urp.edu.pe/pdf/id/2615/n/revista-cv.-felipe.-n-1.2017-1.pdf>
7. Celedón Daza J. Identificación de agentes zoonóticos en las palomas domésticas (*Columba livia*) que habitan en el parque Simón Bolívar en la ciudad de Montería [Internet]. Revista Científica y Tecnológica FitoVida. 2023; 2(2). Disponible en: <https://doi.org/10.56275/fitovida.v2i2.28>
8. Moscoso Piedra , Maldonado Cornejo , Cabrera Cordova , Narvaez Rio Frio C. Caracterización parasitológica en palomas (*Columba livia*) urbanas: un problema de salud pública en el casco urbano de Cuenca – Ecuador. 2019 [Internet]. Revista Killkana Salud y Bienestar. 2021; 5(3): p. 1-12. Disponible en: <https://doi.org/10.26871/killcanasalud.v5i3.516>
9. Walteros Casas HA, Hernández Martínez MC, Góngora Orjuela A, Parra Arango JL, Chaparro Gutiérrez JJ. Identificación de ecto y endoparásitos en palomas domésticas (*Columba livia*) del área urbana de Villavicencio, Meta, Colombia [Internet]. Rev Chil Infect. 2021; 26(3). Disponible en: <https://doi.org/10.21897/rmvz.2157>
10. González Acuña D, Silva G F, Moreno S. L, Cerda L. F, Donoso E. S, Cabello C. J, et al. Detección de algunos agentes zoonóticos en la paloma doméstica (*Columba livia*) en la ciudad de Chillán, Chile [Internet]. Rev Chil Infect. 2007; 24(3): p. 194-198. Disponible

en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182007000300004>

11. Cazorla Perfetti D, Morales Moreno P. Prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela [Internet]. Rev Inv Vet Perú. 2013; 24(4): p. 489-502. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172013000400011&lng=es.
12. González NV, Barbeito CG. Histología de las aves. Primera ed. González NV, Barbeito CG, editores. La Plata: Edulp integra la Red de Editoriales Universitarias Nacionales (REUN); 2014. Disponible en: <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/43129>
13. Roa I, Meruane M. Desarrollo del Aparato Digestivo [Internet]. Int. J. Morphol.. 2012; 30(4): p. 1285-1294. Disponible en: [10.4067/S0717-95022012000400006](http://dx.doi.org/10.4067/S0717-95022012000400006)
14. Sales J, Janssens GPJ. Nutrition of the domestic pigeon (*Columba livia domestica*) [Internet]. World's Poultry Science Journal. 2003; 59(2): p. 221-232. Disponible en: <https://doi.org/10.1079/WPS20030014>
15. Pólo Leal JL, MacKensie Payan M, Porrás Sandoval JA. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en las Aves de los Ordenes Galliformes y Columbiformes Mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba [Internet]. REDVET. 2007; 8(12). Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63681205>
16. González D, Castillo G, López J, Moreno L, Donoso S, Skewes O, et al. Parásitos gastrointestinales y externos de la paloma doméstica (*Columba livia*) en la ciudad de Chillán, Chile [Internet]. Agro-Ciencia. 2004; 20(2): p. 107-112. Disponible en: <https://hdl.handle.net/20.500.14001/29521>
17. Gadelhaq SM, HAbdelaty A. The occurrence and distribution pattern of Eimeria species among domestic pigeons in Minia, Egypt [Internet]. Journal of Veterinary Medical Research. 2019; 26(2): p. 164-173. Disponible en: [10.21608/jvmr.2019.66098](http://dx.doi.org/10.21608/jvmr.2019.66098)
18. Ramesh S, Soundararajan C, Subramanian S, Sökkalingam R, Muthukrishnan S. Concomitant infection of Coccidiosis and Capillariasis in Fancy Pigeons (*Columba livia*) - A Case Report [Internet]. Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci. 2018; 7(12): p. 3701-3704. Disponible en: [10.20546/ijcmas.2018.712.421](http://dx.doi.org/10.20546/ijcmas.2018.712.421)
19. Raś Noryńska M, Michalczyk M, Sokół R. Coccidia infections in homing pigeons of various age during the racing season [Internet]. Wiad Parazytol. 2011; 57(3): p. 165-168. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22165738/>
20. Balicka Ramisz A, Pilarczyk B. Occurrence of coccidia infection in pigeons in amateur husbandry. Diagnosis and prevention [Internet]. Ann Parasitol. 2014; 60(2): p. 93-7. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25115060/>
21. Matsubara R, Fukuda Y, Murakoshi F, Nomura O, Suzuki T, Tada C, et al. Detection and molecular status of Isospora sp. from the domestic pigeon (*Columba livia domestica*) [Internet]. Parasitology International. 2017; 66(5). Disponible en:

10.1016/j.parint.2017.05.004.

22. Ortúzar Ferreira C, Oliveira M, Genovez Oliveira J, Franco H, Thode Filho S, Cardozo S, et al. Coccidia of Columbiformes: a taxonomic review of its Eimeriidae species and *Eimeria columbinae* n. sp. from *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) from Brazil [Internet]. Parasitol Res. 2020; 119(1): p. 267-281. Disponible en: 10.1007/s00436-019-06514-4.
23. Jenkins MC, Parker CC, O'Brien CN, Ritter D. Viable Eimeria oocysts in poultry house litter at the time of chick placement [Internet]. Poultry Science. 2019; 98(8): p. 3176-3180. Disponible en: <https://doi.org/10.3382/ps/pez147>
24. Mohammed B, Simon M, Agbede R, Arzai A. Prevalence of intestinal helminth parasites of pigeons (*Columba livia domestica* Gmelin 1789) in Kano State, North-Western Nigeria [Internet]. Vet Parasitol Reg Stud Reports. 2019; 16. Disponible en: 10.1016/j.vprsr.2019.100289
25. Scullion F. A simple method to count total faecal Capillaria worm eggs in racing pigeons (*Columba livia*) [Internet]. Vet Parasitology. 2013; 197(1-2): p. 197-203. Disponible en: 10.1016/j.vetpar.2013.06.007.
26. Crespo R, França MS, Fenton H. Galliformes and Columbiformes : Elsevier eBooks [Internet]; 2018.
27. Al Quraishy S, Abdel-Gaber R, Alajmi R, Dkhil MA, Al Jawher M, Morsy K. Morphological and molecular appraisal of cyclophyllidean cestoda parasite *Raillietina saudiae* sp. nov. infecting the domestic pigeon *Columba livia domestica* and its role as a bio-indicator for environmental quality [Internet]. Parasitology International. 2019; 71: p. 59-72. Disponible en: 10.1016/j.parint.2019.03.002
28. Zhang XX, Qin SY, Li X, Wei-Xin R, Hou , Zhao Q, et al. Seroprevalence and Related Factors of *Toxoplasma gondii* in Pigeons Intended for Human Consumption in Northern China [Internet]. Vector-Borne and Zoonotic Diseases. 2019; 19(4). Disponible en: <https://doi.org/10.1089/vbz.2018.2355>
29. Traviezo-Valles LE. *TOXOPLASMA GONDII* (NICOLLE & MANCEAUX, 1908) NO ES LIBERADO EN LAS HECES DE LAS AVES [Internet]. Biotempo. 2022; 19(1): p. 127-129. Disponible en: <https://doi.org/10.31381/biotempo.v19i1.4707>
30. Samour J. Avian Medicine. Tercera ed. Missouri: Elsevier; 2015.
31. Totton SC, O'Connor AM, Naganathan T, Fonseca Martinez BA, Sargeant JM. A review of *Cyclospora cayetanensis* in animals [Internet]. Zoonoses Public Health. 2021; 68(8): p. 861-867. Disponible en: 10.1111/zph.12872
32. Rostami M, Fasihi-Harandi M, Shafiei R, Aspatwar A, Khadivi Derakhshan F, Raeghi S. Genetic diversity analysis of Blastocystis subtypes and their distribution among the domestic animals and pigeons in northwest of Iran [Internet]. Infect Genet Evol. 2020; 86.

Disponible en: 10.1016/j.meegid.2020.104591.

33. Asghari A, Sadraei J, Pirestani M, Mohammadpour I. First molecular identification and subtype distribution of *Blastocystis* sp. isolated from hooded crows (*Corvus cornix*) and pigeons (*Columba livia*) in Tehran Province, Iran [Internet]. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 2019; 62: p. 25-30. Disponible en: 10.1016/j.cimid.2018.11.013
34. Feng SY, Chang H, Huang Li F, Min Wang C, Luo J, Xuan He H. Prevalence and molecular characterization of *Trichomonas gallinae* from domestic pigeons in Beijing, China [Internet]. *Infect Genet Evol.* 2018; 65: p. 369-372. Disponible en: 10.1016/j.meegid.2018.08.021.
35. Peters A, Das S, Raidal SR. Diverse *Trichomonas* lineages in Australasian pigeons and doves support a columbid origin for the genus *Trichomonas* [Internet]. *Mol Phylogenet Evol.* 2020; 143. Disponible en: 10.1016/j.ympev.2019.106674
36. Clancy MM. Medical management of walk-through aviaries Clancy MM, editor. Missouri: Elsevier; 2019.
37. Collántes Fernández E, Fort MC, Ortega Mora LM, Schares G. *Trichomonas* [Internet]. *Parasitic Protozoa of Farm Animals and Pets.* 2017; 8 (313-88): p. 313–388. Disponible en: 10.1007/978-3-319-70132-5_14
38. Qiu S, Lv M, He X, Weng Y, Zou S, Wang X, et al. PCR Identification and Phylogenetic Analysis of *Trichomonas gallinae* from Domestic Pigeons in Guangzhou, China [Internet]. *Korean J Parasitol.* 2017; 55(3): p. 333–336. Disponible en: 10.3347/kjp.2017.55.3.333
39. Chai J, Choi M, Yu J, Lee S. *Gymnophalloides seoi*: a new human intestinal trematode [Internet]. *Trends Parasitol.* 2003; 19(3): p. 109-12. Disponible en: 10.1016/s1471-4922(02)00068-5.
40. Acero Plazas VM, Algarra Ramírez IF, Bernal Sierra KN, Rolón Oliveros JL, Lora Suarez FM, Muñoz Sánchez GD, et al. Determinación del estado sanitario e identificación de los riesgos potenciales en salud pública de la paloma doméstica, *Columba livia domestica*, en Bogotá, Colombia: Resultados preliminares [Internet]. *Rev Panam Enf Inf.* 2019; 2(2). Disponible en: <https://revistas.utp.edu.co/index.php/panamericana/article/view/24441>
41. Angen Ø, Johannesen TB, Petersen RF, Uldum SA, Schnee C. Development of a species-specific real-time PCR test for *Chlamydia psittaci* and its employment in the investigation of zoonotic transmission from racing pigeons in Denmark [Internet]. *Diagn Microbiol Infect Dis.* 2021; 100(2). Disponible en: 10.1016/j.diagmicrobio.2021.115341.
42. Buitrago Ochoa VF. Parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris* (aves: passeriformes, ictéridae) con posible riesgo zoonótico en la población de Pamplona, Norte de Santander [Tesis de Pregrado] Pamplona: Universidad de Pamplona; 2021. Disponible en: <http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/913>

43. Botero D, Restrepo M. Parasitosis Humanas. 6th ed. Medellín Colombia: CIB Fondo Editorial; 2019.
44. Evangelista dos Santos AG, Alves de Oliveira AG, Oliveira KP. PARASITOLÓGICO DE FEZES EM PAVÕES DE UMA PROPRIEDADE DE CACOAL-RO [Internet]. Revista Ibero-Americana De Humanidades, Ciências E Educação. 2022; 8(10): p. 4397–4403. Disponible en: doi.org/10.51891/rease.v8i10.7521
45. Mattiello R. Enfermedades parasitarias en aves de jaula. Documento. Buenos Aires: Facultad de Ciencias Veterinarias-UBA, Argentina., Área de Medicina, Producción y Tecnología de Fauna Acuática y Terrestre. Disponible en: <http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00007195.pdf>
46. Benavides Ortiz E. Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria. 1st ed. Unisalle , editor. Bogotá: Universidad de La Salle; 2013.
47. Magaró H, Uttaro A, Serra E, Ponce de León P, Echenique C, Nocito I, et al. Técnicas de diagnóstico parasitológico. Manual. El Rosario: FACULTAD DE CIENCIAS BIOQUÍMICAS Y FARMACÉUTICAS. UNR., DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA- AREA PARASITOLOGÍA. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/libro/581324.pdf>
48. Castro J, De Oliveira Santana Neto B, Grandi Bombonato N, dos Santos Veras A, Lima de Miranda R. Parasitas gastrointestinais em uma criação semi-intensiva de galinhas caipiras, no município de Carmo do Paranaíba, Minas Gerais [Internet]. Pub Vet. 2020; 14(8): p. 1-10. Disponible en: [10.31533/pubvet.v14n8a623.1-10](https://doi.org/10.31533/pubvet.v14n8a623.1-10)
49. Alba Hurtado F. Parasitología Veterinaria. 1st ed. Cuautitlán FdES, editor. México: Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM); 2022.
50. Marin Andrade LG. Técnica de concentración Sheather-Sugar. Documento académico. Tamaulipas: Universidad Autónoma de Tamaulipas, Laboratorio de parasitología clínica. Disponible en: <https://www.studocu.com/es-mx/document/universidad-autonoma-de-tamaulipas/parasitologia/tecnica-de-concentracion-sheather-sugar/3200625>
51. Soares F, Benitez A, Santos B, Loiola S, Rosa S, Nagata W, et al. A historical review of the techniques of recovery of parasites for their detection in human stools [Internet]. Rev Soc Bras Med Trop. 2020; 53. Disponible en: [10.1590/0037-8682-0535-2019](https://doi.org/10.1590/0037-8682-0535-2019)
52. Universidad Continental. Parasitología. Guía de estudio. Universidad Continental.
53. Vaz Lopes T, da Silva Garcia de Souza JG, Assunção Silva CL, Gomes Paes FH, Vaz Lopes I, de Vargas Schons S, et al. Investigation of the parasite load in birds destined for human consumption, at a fair in the City of Porto Velho-RO, Brazil [Internet]. RSD. 2021; 10(9). Disponible en: [10.33448/rsd-v10i9.18081](https://doi.org/10.33448/rsd-v10i9.18081).
54. Rimache JAR, Manchego KMB. Comparación de tres métodos de concentración de enteroparásitos en muestras fecales humanas [Internet]. Rev Cubana Med Trop. 2020; 72(2): p. 1-13. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/cgi->

bin/new/resumenI.cgi?IDARTICULO=102127

55. Procop GW, Church D, Hall G, Janda WM, Koneman EW, Schreckenberger PC, et al. Koneman's Color Atlas and Textbook of Diagnostic Microbiology. Séptima ed. Filadelfia: Wolters Kluwer Health; 2017.
56. Bowman DD. GEORGI Parasitología para veterinarios. 11th ed. Barcelona: Elsevier; 2022.
57. Beltrán Fabían M, Tello Casanova R, Náquira Velarde C. MANUAL DE PROCEDIMIENTOS DE LABORATORIO PARA EL DIAGNÓSTICO DE LOS PARÁSITOS INTESTINALES DEL HOMBRE Lecca García L, editor. Lima: Instituto Nacional de Salud; 2003.
58. World Health Organization. Bench aids for the diagnosis of intestinal parasites. 2nd ed. Ginebra: WHO; 2019.
59. León Frías M. Identificación de endoparásitos del borrego cimarrón (*Ovis canadensis weemsi*) y de la cabra doméstica (*Capra hircus*) en zonas borregueras de Baja California Sur, mediante copromicroscopía [Tesis de maestría] [La Paz]: Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste; 2014. Disponible en: <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/433>
60. Pardo-Lalvay A, Alberto MLC, Carrera-Játiva P. Endoparasites in the Synanthropic Feral Pigeon (*Columba livia domestica*) in Southern Ecuador [Internet]. J Zoo Wildl Med. 2021; 52(3): p. 1003-1008. Disponible en: <https://doi.org/10.1638/2020-0233>
61. Álvarez Castañeda LM. Comparación entre las técnicas de flotación Faust y las improntas teñidas con verde de malaquita para el diagnóstica [Tesis de pregrado] [El Salvador]: Universidad de San Carlos de Guatemala; 2009. Disponible en: <http://www.repositorio.usac.edu.gt/id/eprint/3325>
62. Mejía de Mena EM. Métodos de concentración: flotación y sedimentación aplicados a muestras fecales de usuarios que asisten a la Unidad Comunitaria de Salud Familiar Ozatlán, departamento de Usulután [San Miguel]: Universidad de El Salvador; 2017. Disponible en: <http://opac.fmoues.edu.sv/infolib/tesis/50108374.pdf>
63. Krautwald-Junghanns ME, Zebisch R, Schmidt V. Relevance and Treatment of Coccidiosis in Domestic Pigeons (*Columba livia forma domestica*) With Particular Emphasis on Toltrazuril [Internet]. J Avian Med Surg. 2009; 23(1): p. 1-5. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1647/2007-049R.1>
64. Li J, Lin X, Wu C, Liao S, Qi N, LV M, et al. High Prevalence of Eimeria Infection in Domestic Pigeons (*Columba livia domestica*) in Guangdong Province, Southern China [Internet]. Agricultural Science & Technology. 2016; 17(1): p. 115-116. Disponible en: [10.16175/j.cnki.1009-4229.2016.01.028](http://dx.doi.org/10.16175/j.cnki.1009-4229.2016.01.028)
65. Tietz Marques S, Marinho de Cuadros R, Jardim da Silva C, Baldo M. Parasites of pigeons (*Columba livia*) in urban areas of lages, Southern Brazil [Internet]. Parasitol Latinoam.

2007; 62(3-4): p. 183-187. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122007000200014>

66. Dong H, Zhao Q, Zhu S, Han H, Huang B. Prevalence of *Eimeria* infection in domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in Shanghai, China [Internet]. *J. Vet Med Res.* 2018; 8: p. 1155. Disponible en: <https://www.jscimedcentral.com/public/assets/articles/veterinarymedicine-5-1155.pdf>
67. Salgado Miranda C, Edgardo SV. Identificación de *Eimeria columbarum* en la paloma doméstica (*Columba livia*) en la ciudad de Toluca, México [Internet]. *Huitzil.* 2022; 22(2). Disponible en: <https://doi.org/10.28947/hrmo.2021.22.2.548>
68. Duszynski D, Upton S, L C. *Coccidia of the World* [Internet]. [Online]; 1999. Acceso 06 de Junde 2024. Disponible en: <http://eimeria.unl.edu/columb.html>.
69. Yang R, Brice B, Elloit A, Ryan U. Morphological and molecular characterization of *Eimeria labbeana*-like (Apicomplexa:Eimeriidae) in a domestic pigeon (*Columba livia domestica*, Gmelin, 1789) in Australia. [Internet]. *Exp Parasitol.* 2016; 166(124-130). Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.04.009>
70. Bernal Jiménez KJ. Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en palomas de castilla (*Columba livia*) en la ciudad de Quito, tomando como referencia tres lugares pilotos “La Magdalena”, “Plaza de San Francisco” y “Cotocollao” [Tesis de pregrado] Quito: Universidad Central del Ecuador; 2015. Disponible en: <https://repositorio.unprg.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12893/1449/BC-TES-TMP-284.pdf>
71. Salem H, Khattab M, Yehia N, El-Hack M, El-Saadony M, AR A, et al. Morphological and molecular characterization of *Ascaridia columbae* in the domestic pigeon (*Columba livia domestica*) and the assessment of its immunological responses [Internet]. *Poult Sci.* 2022; 101(2). Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.psj.2021.101596>

ANEXOS



Gráfico 11: Lugar de muestreo "Ciudadela Las Brisas"



Gráfico 12: Lugar de muestreo: "Calles Páez y Pasaje"



Gráfico 13: Lugar de muestreo "Parque Colón"



Gráfico 14: Lugar de muestreo "Calles Pichincha y Junín"



Gráfico 16: Lugar de muestreo "Parque Juan Montalvo"



Gráfico 15: Lugar de muestreo "Calles Pasaje y Ayacucho"

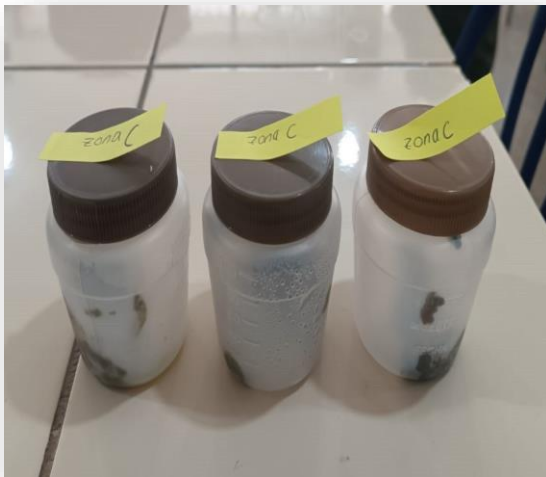


Gráfico 17: Muestras de heces recolectadas de palomas en el cantón Machala



Gráfico 18: Pesaje de muestras de acuerdo a la técnica



Gráfico 19: *Pesaje de sulfato de zinc*



Gráfico 20: *Técnica de sulfato de zinc*



Gráfico 21: *Preparación de solución de azúcar*



Gráfico 22: *Medición de la densidad de la solución*

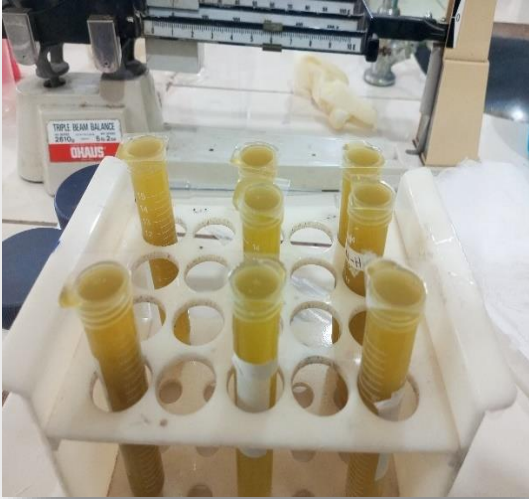


Gráfico 24: Técnica de Sheather



Gráfico 23: Muestras en tubo Falcon
previa centrifugación



Gráfico 25: Técnica de
sedimentación



Gráfico 26: Preparación de solución de dicromato de potasio - esporulación de coccidias



Gráfico 27: Observación microscópica de placas