



UNIVERSIDAD NACIONAL
PEDRO RUIZ GALLO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA



**“PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y ENDOPARÁSITOS EN PALOMAS
(*Columba livia*) DE PLAZAS Y PARQUES EN LA CIUDAD DE
LAMBAYEQUE 2016”**

TESIS

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
MÉDICO VETERINARIO**

AUTORES:

COPIA GUERRERO MICHEL ANYELO

QUIROGA CADENAS DANITZA MIREHILY

PATROCINADORA:

MSc. M.V. LIVIA CORDOVA GIOVANA NANCY

LAMBAYEQUE – PERÚ

2017



UNIVERSIDAD NACIONAL

PEDRO RUIZ GALLO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA



**“PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y ENDOPARÁSITOS EN
PALOMAS (*Columba livia*) DE PLAZAS Y PARQUES EN LA
CIUDAD DE LAMBAYEQUE 2016”**

TESIS

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
MÉDICO VETERINARIO**

PRESENTADO POR:

**BACH. COPIA GUERRERO MICHEL ANYELO
AUTOR (A)**

**BACH. QUIROGA CADENAS DANITZA MIREHILY
AUTOR (A)**

SUSTENTADA Y APROBADA ANTE EL SIGUIENTE JURADO:

**MV. MSc. Fortunato Cruzado Seclen
PRESIDENTE**

**M.V.Z. Ravines Zapatel Jorge
SECRETARIO**

**MV. Castañeda Larrea Adriano
VOCAL**

**M.V. MSc. Livia Cordova Giovana Nancy
PATROCINADORA**

DEDICATORIA

A dios por regalarme el milagro de la vida, por concederme salud para alcanzar esta meta y ser mi guía en todo momento.

A mi padre Copia Campos Polidoro, por sus apoyo incondicional y su motivación por ayudarme a concluir esta investigación. Muchas gracias.

A mi madre Guerrero Millan Luisa Magdalena que me han apoyado para poder llegar a esta instancia de mis estudios, ya que siempre ha estado presentes para poder apoyarme moral y psicológicamente.

A mi compañera de tesis Quiroga Cadenas Danitza Mirehily, por su dedicación, estudio y esfuerzo para culminar esta investigación.

BACH. COPIA GUERRERO MICHEL ANYELO

DEDICATORIA

A Dios por haberme permitido llegar hasta este punto de mi Hermosa Carrera y haberme dado salud para lograr todos mis objetivos, además de su infinita bondad y único amor.

A mi madre Cadenas Corra María Olinda, por haberme apoyado durante toda mi Vida tanto personal como profesional , por sus consejos, sus grandes valores, por su gran motivación que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su infinito amor.

A mi Hermoso padre Quiroga Fernández Segundo Francisco, por todos sus ejemplos de perseverancia y gran responsabilidad que lo caracterizan y que me ha inculcado durante toda mi vida , por el valor mostrado para siempre sobresalir de todas las adversidades presentadas; por llenarme de muchas sonrisas y por su amor.

A mi hermano Quiroga Cadenas José Martín por ser una gran persona de muy buen ejemplo a seguir ya que junto a él aprendí muchos valores; destacándolo el ser muy estudioso y sé que será un excelente profesional; siempre lleno de felicidad en momentos buenos y difíciles.

A mis Abuelitos Corra Colunche Margarita y Cadenas Terán Agustín, por su apoyo moral e incondicional, por su infinito amor; por ser para mí unos segundos padres; por llenarme de muchos valores que ahora destaco y destacaré a lo largo de mi vida.

A una gran persona que conocí desde hace 8 años, y que sigue deslumbrándome con su infinito amor y apoyo incondicional... Gracias por todo; por esos grandes consejos que me das acerca de todo, gracias por haber llegado a mi vida para llenarme de tantas sonrisas; gracias por ser como una mano derecha, agradezco todas tus excelentes ayudas y aportes en nuestra tesis.

QUIROGA CADENAS DANITZA MIREHILY

AGRADECIMIENTO

Queremos expresar nuestro agradecimiento:

En primer lugar a nuestra Patrocinadora M.V. Giovana Livia Córdova por su gran apoyo y motivación para la culminación de nuestros estudios profesionales y para la elaboración de esta tesis de investigación; por su tiempo compartido y por impulsar el desarrollo de nuestra formación profesional, por apoyarnos en cada momento

Al Dr. Cardenas Callirgos Jorge Manuel representante de la Universidad Americana WABASH COLLEGE GLOBAL HEALTH INITIATIVE – Filial Perú, a la Dra. Charlene Lujan Vega; Dr. Daniel Alexis Zarate Rendon; Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe y Dr. Alberto García-Ayachi (Coordinador de Investigación - Salud Animal); por incentivarnos a desarrollar y llevar acabo esta tesis de investigación que estamos seguros que tomara renombre a nivel nacional e internacional, por el apoyo y la gran labor que tiene en la educación, con los alumnos universitarios para encaminarlos a la investigación.

ÍNDICE

Dedicatoria.....	pág.i
Agradecimiento.....	pág.iii
Índice.....	pág.iv
Resumen.....	pág.ix
Abstract.....	pág.x

CAPITULO I.

Introducción.	pág.2
--------------------	-------

CAPITULO II.

2.1. Antecedentes.....	pág.4
2.2. Marco teórico.....	pág.7
2.2.1. Paloma castilla (<i>Columba livia</i>).....	pág.7
2.2.1.1. Origen.....	pág.7
2.2.1.2. Características generales.....	pág.8
2.2.2. <i>Columba livia</i> y su influencia en la salud pública.....	pág.9
2.2.3. Parasitismo en la paloma castilla.....	Pág10
2.2.3.1. Factores que intervienen en la presentación de enfermedades parasitarias..	pág.11
2.2.3.2. Relación entre grado de parasitación, sexo y edad.....	pág.12
2.2.4 Ectoparásitos.....	pág.13
2.2.4.1. Dípteros.....	pág.14
2.2.4.2. Malófagos.....	pág.16
2.2.4.3. Ácaros.....	pág.19
2.2.4.4. Pulgas.....	pág.21
2.2.4.5. Garrapatas.....	pág.23
2.2.5. Endoparasitos.....	pág.22
2.2.5.1. Nemátodes.....	pág.27
2.2.5.2 Céstodos.....	pág.33
2.2.5.3. Tremátodos.....	pág.38
2.2.5.4. Protozoarios.....	pág.40

CAPITULO III: Materiales y Métodos

3.1. Ubicación geográfica.....	pág.52
3.2. Materiales.....	pág.53
3.3. Diseño metodológico.....	pág.55
3.3.1. Fase de campo.....	pág.55
3.2.2. Laboratorio.....	pág.56
3.4. Método estadístico.....	pág.66

CAPITULO IV: Resultados y discusión

4.1. Prevalencia de parasitismo en palomas castilla en la ciudad de Lambayeque.....	pág.68
4.2. Parasitismo según el sexo.....	pág.73
4.3. Parasitismo según la edad.....	pág.76
4.4. Parasitismo según el lugar.....	pág.79

CAPITULO V

5.1. Conclusiones.	pág.82
5.2. Recomendaciones.....	pág.83
Referencia bibliográfica.....	pág.84
Anexos.	pág.91

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de paloma castilla.....	pág.7
Tabla 2. Investigaciones sobre parásitos realizadas por diversos autores.....	pág.25
Tabla 3. Principales endoparásitos en palomas domesticas.....	pág.26
Tabla 4. Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas castilla (<i>Columba livia</i>) de la ciudad de Lambayeque.....	pág.69
Tabla 5. Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas castilla (<i>Columba livia</i>) de la ciudad de Lambayeque.....	pág.71
Tabla 6. Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas castilla (<i>Columba livia</i>) de la ciudad de Lambayeque.	pág.73
Tabla 7. Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos y en palomas castilla (<i>Columba livia</i>) de la ciudad de Lambayeque, según sexo.....	pág.74
Tabla 8. Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según sexo.....	pág.75
Tabla 9. Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según sexo.....	pág.76
Tabla 10. Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según edad.....	pág.77
Tabla 11. Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según edad.....	pág.78
Tabla 12. Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas castilla (<i>Columba livia</i>) de la ciudad de Lambayeque, según edad.....	pág.79

Tabla 13. Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según el lugar.....	pág.80
--	--------

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de <i>Columbicola columbae</i>	pág.18
Figura 2. <i>Echidnophaga gallinacea</i>	pág.22
Figura 3. Mapa político de la ciudad de Lambayeque.....	pág.52
Figura 4. Palomas en plazas y parques de la ciudad de Lambayeque.....	pág.53
Figura 5. Método de captura a través de red	pág.55
Figura 6. Instalación de las trampas para palomas	pág.55
Figura 7. Jaulas para palomas	pág.56
Figura 8. Identificación de palomas.....	pág.56
Figura 9. Medición de pubis en palomas machos.....	pág.56
Figura 10. Medición de pubis en palomas hembras.....	pág.56
Figura 11. Identificación de palomas adultas.....	pág.57
Figura 12. Identificación de palomas juveniles	pág.57
Figura 13. Palomas en jaulas individuales para ser examinadas.....	pág.57
Figura 14. Recolección de muestras de palomas capturadas.....	pág.57
Figura 15. Sujeción de paloma castilla (<i>Columba livia</i>).....	pág.58
Figura 16. Extracción de muestras a través de hisopados.....	pág.59
Figura 17. Dilución de la muestra con solución salina estéril.....	pág.59

Figura 18. Muestras de heces de palomas.....	pág.61
Figura 19. Frotis de heces en la lámina portaobjeto.....	pág.61
Figura 20. Aplicacion fucsina fenicada en laminas portaobjetos.....	pág.61
Figura 21. Uso del colorante de contraste verde de malaquita o azul de metileno.....	pág.61
Figura 22. Recolección de heces.....	pág.62
Figura 23. Homogenización de muestras.....	pág.62
Figura 24. Centrifugación de muestras.....	pág.63
Figura 25. Observación de muestras.....	pág.63
Figura 26. Recolección de larvas a través de la técnica de Bearman.....	pág.64
Figura 27. Aplicar Bicromato de potasio al 2.5% en la técnica de coprocultivo de coccidea.....	pág.65
Figura 28. Preparación de heces positivas a través de un mortero.....	pág. 65
Figura 29. Extracción del sedimento a través de un embudo de malla metálica.....	pág.66
Figura 30. Recolección del sedimento en tubos listo para centrifugar.....	pág.66

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo determinar la prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de plazas y parques de la ciudad de Lambayeque. Se capturaron 150 palomas procedentes de 8 lugares (Parques y plazas), trasladadas al laboratorio de Parasitología de la universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo para su respectivo análisis mediante método directo, flotación con solución saturada de azúcar, método de Bearman, coprocultivo de coccidia y tinción Ziehl Neelsen modificada. La prevalencia de endoparásitos fue 97.33% y ectoparásitos 98.00%; observándose dos grupos de endoparásitos: protozoarios y nemátodos; en el primero las especies fueron *Trichomona* spp (50.00%), seguido de *Cryptosporidium* spp (46.00%), *Eimeria columbarum* (40.67%) y con menor frecuencia *Eimeria labbeana* (16.00%); el segundo grupo se encontró con mayor frecuencia a *Subulura* spp y *Heterakis gallinarum* (23.33%) respectivamente y *Ascaridia galli* (20.00%), y con menor frecuencia a *Capilaria columbae* con 7.33%. Para ectoparásitos la mayor prevalencia fue *Columbicola columbae* (56.00%), *Pseudolynchia canariensis* (54.00%) y *Campanulotes* sp (50.67%). No se encontró diferencias significativas ($p \geq 0.05$) en relación al sexo tanto para endoparásitos y ectoparásitos. La prevalencia alta de endoparásitos y ectoparásitos se encontraron en plaza Venus (7.33%) y en los parques Pascual Saco (32.67%) y San Martín (30.00%). Reportándose por primera vez en nuestra zona 4 tipos de ácaros: *Scutacarid* spp, *Analgidae*, *Dermoglyphidae* y *Cheyletidae* con una prevalencia de 32.67, 37.33, 44.67 y 38.00%, respectivamente.

Palabras clave: Prevalencia, endoparásitos, ectoparásitos, paloma castilla.

ABSTRACT

The objective of the research was to determine the prevalence of ectoparasites and endoparasites in castilla pigeons (*Columba livia*) of squares and parks in the city of Lambayeque. Hundred and fifty pigeons were taken from 8 places (Parks and squares), transferred to the Parasitology laboratory of the National University Pedro Ruiz Gallo for their respective analysis by direct method, flotation with saturated sugar solution, Bearman method, coproculture of coccidia and Ziehl Neelsen staining modified. The prevalence of endoparasites was 97.33% and ectoparasites 98.00%; observing two groups of endoparasites: protozoa and nematodes; in the first, the species were *Trichomona* sp (50.00%), followed by *Cryptosporidium* sp. (46.00%), *Eimeria columbarum* (40.67%) and less frequently *Eimeria labbeana* (16.00%); the second group was found more frequently with *Ascaridia galli* (20.00%), *Subulura* and *Heterakis gallinarum* (23.33%) and less frequently with *Capilaria columbae* 7.33%. For ectoparasites the highest prevalence was *Columbicola columbae* (56.00%), *Pseudolynchia canariensis* (54.00%) and *Campanulotes* sp (50.67%). No significant differences were found ($p \geq 0.05$) in relation to sex for both endoparasites and ectoparasites. The high prevalence of endoparasites and ectoparasites were found in the Venus plaza (7.33%) and in the Pascual Saco (32.67%) and San Martin (30.00%) parks. Reporting for the first time in our zone 4 types of mites: *Scutacarid* sp, *Analgidae* sp, *Dermoglyphidae* and *Cheyletidae* with a prevalence of 32.67, 37.33, 44.67 and 38.00%, respectively.

Keywords: Prevalence, endoparasites, ectoparasites, pigeon.

CAPITULO I

I. Introducción

Las palomas castilla (*Columba livia*) son especies domésticas que han logrado adaptarse a condiciones adversas en diferentes partes del mundo e integran a la familia Columbidae; en nuestro país han colonizado lugares comunes a otras especies de animales e incluso al humano, como parques, iglesias, restaurantes, colegios, hospitales y fuentes de agua⁽¹⁾; *Columba livia* fue introducida en América del Sur durante la colonia⁽²⁾ y representa un desequilibrio para el ecosistema de un país ⁽³⁾, estas tienen la facilidad de adaptarse a un ecosistema gracias a la presencia de fuentes de agua y alimento; sin embargo si la población se ve alterado y su estado de salud no es óptimo, se convertirían en plagas urbanas, conocidas como “ratas del aire”, capaces de transmitir enfermedades, contaminar el alimento, dañando su arquitectura de casas o edificios y generando grandes pérdidas económicas. Por otra parte es considerada como una ave símbolo de paz, amor y fidelidad; siendo muy frecuente y la más común en las ciudades (plazas y parques) del mundo, consituyendo para el hombre como una fuente de recreación ⁽⁴⁾.

El comportamiento gregario así como las características antes mencionadas son causantes de diversas enfermedades zoonóticas de importancia para la salud pública, esto se debe a que puede desplazarse por grandes áreas durante sus vuelos favoreciendo la dispersión y sobrevivencia de especies parasitarias; las palomas son portadoras de ectoparásitos y endoparásitos siendo necesario determinar su prevalencia así como también los posibles factores que favorecen la infestación parasitaria ⁽⁵⁾.

La ciudad de Lambayeque no tienen registros sobre la población de las palomas (*Columba livia*), ni estudios publicados sobre la parasitosis en esta especie y la importancia en la salud pública debido a que actúan como dispersoras de varios parásitos los cuales podrían ser relacionados directamente con enfermedades tanto en humanos como en animales domésticos, por lo tanto la presente investigación tuvo como objetivo conocer la prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas (*Columba livia*) de plazas y parques en la ciudad de Lambayeque 2016.

CAPITULO II

2.1. Antecedentes.

Dranzoa *et al.*, (1999)⁽⁶⁾ realizaron estudios en Kampala – África en 34 palomas encontrando ectoparásitos como *Pseudolynchia canariensis* parásito con mayor prevalencia (100.00%), *Columbicola columbae* fue el siguiente en la prevalencia (94,10%), donde la paloma es la causante del transporte de este parásito. Se encontraron tres piojos de importancia económica: *Menopon gallinae*, *Menacanthus stramineus* y *Chelopistes meleagridis*. Los céstodos fueron los únicos helmintos encontrados, ocurridos en el 23,50% de las aves. La identificación de los céstodos no fue posible. Los hemoparásitos eran principalmente de dos géneros, *Haemoproteus* y *Plasmodium*. Siendo el primero el de mayor prevalencia (76,50%), esto se debió posiblemente a la alta abundancia de su vector “*Pseudolynchia canariensis*”.

Mushi *et al.*, (2000)⁽⁷⁾ investigaron en 24 palomas domésticas en Sebele (Estados Unidos) y encontraron los siguientes parásitos: un hemoprotozoario, *Haemoproteus columbae* (80.00%); Endoparásitos metazoarios, *Ascaridia columbae* (30.00%) y *Dispharynx spiralis* (10.00%); Un cestode, *Railletina sp.* (80.00%) y oocistos coccidianos (40.00%); 2 ectoparásitos, la mosca de la paloma, *Pseudolynchia canariensis* (50.00%) y el piojo, *Columbicola columbae* (30.00%).

González *et al.*, (2004)⁽⁸⁾ realizaron estudios en 200 palomas de la ciudad de Chillán (Chile) encontrando especies de endoparásitos: *Aporina delafondi* (3.50%), *Ascaridia columbae* (7.00%), *Capillaria caudinflata* (6.00%), *Capillaria columbae* (5.00%), *Capillaria spp.* (3.00%), *Tetrameres sp.* (8.500%) y *Eimeria labbeana* (11.50%). No encontraron relación entre la prevalencia de la mayoría de los parásitos gastrointestinales y el sexo o edad de las aves ($p > 0.05$), con excepción de *Capillaria caudinflata*, la que fue más frecuente en individuos adultos que en juveniles ($p < 0,05$). Las hembras de *Capillaria caudinflata* y *Capillaria columbae* fueron más abundantes que los machos. Además, se aisló en el 100% de las palomas el ectoparásito *Columbicola columbae*, en el 24.50% *Campanudotes bidentatus* y en el 1.00% el ácaro *Diplaegidia columbae*, por lo tanto *Columba livia* puede ser un riesgo potencial como reservorio de *Capillaria columbae*, *Capillaria caudinflata*, que también afectan a aves de corral.

Adang *et al.*, (2008)⁽⁹⁾ en un estudio realizado en 240 palomas, reportaron en Zaria, Nigeria la presencia de cinco especies de ectoparásitos en *Columbia livia*: *Columbicola columbae* (63.80%), *Menopon gallinae* (16.30%), *Goniodes sp* (10.80%), *Pseudolynchia canariensis* (37.10%) y *Dermanyssus gallinae* (2.50%).

Valdéz & Vélez (2009)⁽¹⁰⁾ investigaron en 39 palomas, las cuales habitaban en tres plazas del cercado de Arequipa (Plaza de Armas, plaza San Francisco y plaza Santa Martha); la colección de muestras se realizó previa identificación individual, inspección de todo el plumaje, rotulación e identificación de *Pseudolynchia canariensis*; encontrando que el efecto del sexo de las palomas no presentaron diferencia estadística significativa ($P>0,05$) con relación al estado de infestación (positivo/negativo); así mismo, el porcentaje de palomas positivas a la presencia del parásito fue de 61,53%(24/39) y un 38,46% de palomas negativas al parásito (15/39)

Tavera (2013)⁽⁵⁾ los estudios realizados en 100 palomas procedentes del cercado de Moquegua encontraron una prevalencia de ectoparásitos 54,50% y se ha identificado dos especies: *Columbicolas spp*, en palomas de sexo macho con 14,50% de infestación y en palomas de sexo hembras con 16,00% de infestación parasitaria; seguido por *Pseudolynchia canariensis*, con 13.50%. La especie parasitaria de mayor presentación fue *Columbicola spp*, con 24,50%, en San Bernabé, y la misma especie en los edificios de Enace con 23,50%. El efecto del sexo palomas no presentaron diferencia estadística significativa ($P>0,05$) con relación al estado de infestación (positivo/negativo).

Pérez *et al.*, (2015)⁽¹¹⁾ encontraron la presencia de parásitos y enterobacterias en 40 palomas ferales o urbanas (*Columba livia*) en la ciudad de Envigado, Colombia: *Escherichia coli* (95.00%), *Haemoproteus spp.* (73.00%), *Columbicola columbae* (64.00%), ooquistes compatibles con *Eimeria spp.* (55%), *Pseudolynchia canariensis* (17.00%), *Trichomona spp.* (40.00%), *Capillaria spp.* (28.00%), *Menopon gallinae* (24.00%), *Ascaridia spp.* (8.00%), y un caso de *Enterobacter cloacae*.

Bernal (2015)⁽¹²⁾ en un estudio realizado en 135 palomas de la ciudad de Quito encontró helmintos gastrointestinales, en tres sectores de la ciudad. De las palomas adultas el 64.00% (74/116) corresponde a machos y el 36.00% (42/116) a hembras no siendo significativo ($p>0,05$) para el sexo. La presencia de parásitos fue del 28.00%, siendo, los géneros de helmintos *Ascaridia* sp. y *Capillaria* spp. los únicos reportados con el 14.80% y 11.90%, respectivamente. Además reportó que la mayor infestación en machos fue por la especie *Ascaridia* spp. (15,55%) y para hembras fue *Capillaria* spp (13.33%) y la mayoría de palomas juveniles estaban infestadas por nemátodos (*Capillaria* spp.).

Naupay *et al.*, (2015)⁽¹³⁾ en la ciudad de Lima investigaron la presencia de Ectoparásitos en 29 Palomas *Columba livia* comercializadas en un mercado del distrito de San Martín de Porres, Lima, Perú; analizaron 29 ejemplares (17 machos y 12 hembras), encontrando que el 93.10% (14.9 ± 15.8) de las palomas estuvieron infestadas con uno o más ectoparásitos; asimismo, el 100% de los machos y 83.30% de las hembras estuvieron parasitados. Identificaron siete especies de ectoparásitos, de los cuales cinco corresponden al Orden Mallophaga (*Columbicola columbae* [82.80%], *Menopon gallinae* [48.30%] *Goniodes gigas* [31.00%], *Menacanthus stramineus* [17.20%] y *Lipeurus caponis* [6.90%]), uno al Orden Diptera (*Pseudolynchia canariensis* [10.30%]), y uno al Orden Siphonapetra (*Echidnophaga gallinacea* [3.40%]). El mayor número de malófagos fue encontrado sobre las plumas de las alas y el pecho. Además, reportaron por primera vez a *Menacanthus stramineus* y *Lipeurus caponis* como ectoparásitos de *Columba livia* en el Perú.

Quiguango (2015)⁽¹⁴⁾ Investigaron en 135 palomas de la ciudad de Quito la presencia de parásitos externos, encontrando que en los adultos en cuanto al sexo no tuvo diferencia significativa ($p>0,05$) hallándose 42 (36.00%) hembras y 74 (64.00%) machos. En total, se identificaron 4 especies de piojos mordedores: *Columbicola columbae* (97,04%), *Campanulotes bidentatus* (63,70%), *Colpocephalum turbinatum* (9,63%) y *Hohorstiella lata* (2,96%); un ácaro de la especie *Falculifer rostratus* (0,74%) y, una especie de mosca *Pseudolynchia canariensis* (31,85%).

2.2. Marco teórico.

2.2.1. Paloma castilla (*Columba livia*).

2.2.1.1. Origen.

Existen a nivel mundial 313 especies de palomas que pertenecen a la familia Columbidae, desde las especies de mayor tamaño conocidas como palomas hasta las más pequeñas llamadas tórtolas⁽¹⁵⁾. El origen de *Columba livia* proviene de la paloma bravía, registrada por Gmelin en 1789; en la parte sur del mediterráneo, costa norte africana y de allí fue expandiéndose a otras regiones, aunque los historiadores y científicos no se ponen de acuerdo en la fecha exacta de domesticación de la paloma por el hombre, se estima que en el siglo XV fue introducida en el continente americano como ave doméstica. ^(3,16,17) En la historia la importancia de esta ave radica en que reyes y emperadores fueron los que crearon palomares gigantescos y además se les remuneraba muy bien a sus cuidadores, debido a que estas aves permitían el envío de mensajes hasta los lugares más recónditos de sus imperios ⁽¹⁶⁾. A continuación se muestra la clasificación taxonómica de la paloma domestica (*Columba livia*)

Tabla 1.

Clasificación taxonómica de paloma castilla.

Clasificación	Nombre
Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Aves
Orden	Columbiformes
Familia	Columbidae
Género	Columba
Especie	Livia

Fuente: Gómez de Silva et al., (2005)⁽¹⁷⁾

La diversidad de géneros en palomas de vida libre están distribuidas mundialmente siendo tanta la capacidad de adaptación de estas especies que se han convertido en un ave que se puede ver a diario en todos los países templados, este hecho es provocado en un principio por la utilidad que recibió el hombre de esta especie y luego por su cautivadora belleza. ⁽¹⁶⁾

2.2.1.2. Características generales.

Esta ave es de tamaño mediano y mide entre 30,5 a 35,5 cm con cola mediana y tiene un peso medio de 280 – 650 gramos. El pico es negruzco con cera blanca en la base; las patas son rojizas o rosas y los ojos son de color ámbar (oscuros en el juvenil). De acuerdo a las características externas del individuo no hay dimorfismo sexual, aunque, algunos autores señalan que el plumaje y tamaño podría orientar a su clasificación ⁽¹⁸⁾. Presenta color gris claro con dos grandes franjas de color negro en las alas, una franja negra en la punta de la cola, rabadilla blanca e iridiscencias moradas y verdes en el cuello. También existen individuos con otros colores, desde blanco y blanquecino con manchas irregulares hasta negro⁽¹⁷⁾. La longevidad en las palomas dependerá de muchas circunstancias pudiendo acortarse mucho en condiciones climáticas tropicales, en vida libre, de una raza a otra o de una tenencia y manejo a otra, pero se han registrado palomas domésticas que han logrado alcanzar más de 20 años de edad tal como indica ⁽¹⁶⁾, además otros investigadores señalan que la esperanza de vida de estos animales en condiciones normales varía entre 15 a 25 años ⁽¹⁸⁾.

Las palomas silvestres alcanzan la madurez sexual al año de vida mientras que la paloma doméstica alrededor de los 5 meses ⁽¹⁵⁾, debido a factores externos por lo que deben tomarse medidas especiales de manejo y separación para que la ovoposición de las jóvenes hembras no ocurra hasta después de estas haber cumplido más de 8 meses de edad a riesgo de ocasionarse lesiones y dificultades en la puesta, además tienden ser monógamas, es decir que tienen pareja estable ⁽¹⁶⁾.

Las palomas se reproducen en cualquier época del año, con mayor actividad durante las estaciones de verano y primavera; mientras que, en países de dos estaciones la reproducción es más alta en climas cálidos superiores a 12° C ⁽¹⁸⁾.

Una vez que se aparejan, la hembra pone huevos a los 12 días, separados por un intervalo de aproximadamente de 48 horas teniendo de 2 – 4 crías y el número de puestas anuales es de 6 a 11; a los 4 – 6 días las crías abandonan el nido y son fértiles a los 4 meses. La incubación de huevos tiene una duración de 17 a 18 días Una pareja daría lugar a 74 parejas al año. En la primavera y en otoño es cuando tienen más capacidad reproductiva. En estado salvaje pueden vivir unos 15 años y en las ciudades raramente viven más de 5 años. ^(15,16)

En las zonas rurales viven cerca de granjas de animales y almacenes de grano y en el ámbito urbano en edificios grandes y muy altos en congregaciones por centenares y agrupándose también durante el vuelo, esto se debe a que sus orígenes vivían en grandes acantilados. Cambian el ámbito silvestre por el urbano, ya que en este último encuentran todo lo que necesitan para poder vivir y procrearse, es un medio que le ofrece comida (basura), agua (fuentes públicas) lugares donde instalarse a vivir (edificios) ⁽¹⁶⁾.

2.2.2. *Columba livia* y su influencia en la salud pública.

Cuando las poblaciones de palomas se encuentran controladas (baja cantidad de individuos, ubicación idónea y estado de salud óptimo), constituyen un valor añadido para la belleza de cualquier ciudad, por el contrario, cuando esto se transforma en asentamientos urbanos se transforman en plagas capaces de transmitir enfermedades, contaminar alimentos y dañar estructuras generando grandes pérdidas económicas; debido a esto la paloma doméstica (*Columba. livia*) es considerada como una plaga urbana al grado de llamársele “rata del aire” ^(19,4).

Investigadores como Haag y kösters; señalan a la paloma doméstica como autor responsable del daño y la obstrucción masiva de edificios y monumentos, debido a la invasión de diversos lugares, como en los centros de las ciudades, parques, plazas; y sus heces invaden continuamente monumentos, estatuas, tejados, calles y aceras, lo que conduce a su deterioro progresivo, dada la naturaleza corrosiva de los contenidos

ácidos en su digestión. Se calcula que la paloma puede producir alrededor de 12 kg de heces al año, que son depositadas principalmente en los sitios de alojamiento, cría y alimentación. Además tiene relevancia sobre el bienestar social y la afectación de la salud humana debido a la proliferación de agentes patógenos como en la enfermedad de ornitosis, producto de los conglomerados poblacionales de estas aves en los tejados⁽²⁰⁾.

Las palomas son transmisoras de enfermedades zoonóticas, debido a que son reservorios potenciales para varios microorganismos latentemente patógenos para diferentes especies ⁽²¹⁾. En los últimos años, ha surgido el término de animales “sinantrópicos” que significa: animales que viven cerca a las residencias humanas teniendo contacto directo/ indirecto con el hombre y que pueden transmitir enfermedades; ante esto las palomas han aumentado en número, especialmente por su capacidad de adaptación al hábitat urbano y la colonización de nuevos nichos ecológicos, representando un riesgo para la salud de los seres humanos y los animales, constituyendo una fuente de infección de diferente índole (virales, bacterianas, fúngicas y parasitarias), a la vez que provee un sustrato ideal para la subsistencia de ectoparásitos ⁽²²⁾.

En términos de salud pública, existen alrededor de 40 enfermedades que han sido catalogadas como zoonóticas de los cuales 30 enfermedades son transmisibles a los humanos (Histoplasmosis, salmonelosis, psitacosis, criptococcosis, isticosis y estafilococosis, cryptosporidiosis, etc.) y 10 a los animales domésticos, las que pueden ser transmitidas por la aerosolización de las excretas o el contacto directo con éstas ⁽²³⁾. Además está asociada como portadora de más de 60 ectoparásitos transmitidas a través de sus plumas y polvo contaminando y afectando a la salud de los humanos.⁽⁴⁾

2.2.3. Parasitismo en la paloma castilla.

El parasitismo es una interacción biológica entre dos organismos, en la que uno “el parásito” consigue la mayor parte del beneficio de una relación estrecha con otro (el huésped u hospedador); siendo una de sus características la de mantener sus ambientes y las vidas de sus huéspedes, por lo menos, hasta que esas vidas no los

benefician; aunque algunos parásitos producen escaso efecto sobre su huésped; otros le dañan con carácter temporal o permanente debido a la destrucción de los tejidos o a la producción de secreciones tóxicas y determinadas especies de parásitos pueden llegar a causar la muerte a sus huéspedes ⁽²⁴⁾.

El parasitismo puede darse a lo largo de todas las fases de la vida de un organismo o sólo en periodos concretos de su vida. Una vez que el proceso supone una ventaja apreciable para la especie, queda establecido mediante selección natural y suele ser un proceso irreversible que desemboca a lo largo de las generaciones en profundas transformaciones fisiológicas y morfológicas de la especie parasitada ⁽²⁴⁾. Existen factores como clima, altitud, tipo de agua y factores geográficos de los que dependen los parásitos para determinar la cantidad y calidad de parásitos ⁽²⁵⁾.

2.2.3.1. Factores que intervienen en la presentación de enfermedades parasitarias.

a) Cambios estacionales de las poblaciones pre-parásitas.

El número de formas de vida libre de los parásitos varía según la estación del año y las condiciones climáticas de una determinada área geográfica, tal es el caso que en zonas con climas húmedos o semi-húmedos, los cambios de las poblaciones pre-parásitas están muy poco definidos, o no lo están en absoluto. Estas variaciones están relacionadas con el desarrollo estacional de las formas parásitas hasta alcanzar la fase infectante, y con la longevidad de las formas infectantes, observándose en el primer caso variaciones en el tiempo y en su magnitud ⁽²⁴⁾.

b) Estado inmune del hospedador.

Un estado de inmunidad eficiente por parte del hospedador puede limitar la patogenia asociada a algunas parasitosis, tal es el caso de la respuesta inmune del hospedador que se ha traducido en una limitación de la fase proliferativa del parásito capaz de extender la infección, que ha pasado a una fase quiescente, de tipo crónico, que perdura toda la vida del sujeto y que mantiene un estado de resistencia frente a nuevas infecciones. También es conocido el hecho de que algunas enfermedades

infecciosas concomitantes, son capaces de alterar el estado inmunitario del hospedador y permitir la actividad y multiplicidad de parásitos que, en circunstancias normales para el hospedador, estaría controlada, a estos parásitos son conocidos como parásitos oportunistas, pero además el sistema inmunitario de los animales puede alterarse debido a cambios en la dieta, sobre todo si los componentes minerales de la misma son bajos ⁽²⁶⁾.

c) La alimentación.

La interacción entre nutrición e infección es muy difícil e insólito entenderlo la causa del efecto; cuando la malnutrición y los parasitismos coexisten. Por ejemplo, el desarrollo de inmunidad frente a nemátodos gastrointestinales es más lento en los animales jóvenes que en los adultos. Aunque las causas no se conocen bien, probablemente en los animales parasitados exista una competencia entre los nutrientes disponibles para el crecimiento y los dirigidos a la respuesta inmunitaria, con prioridad para el crecimiento y como consecuencia se observa una reducción del apetito de los animales infectados, interfiriendo el metabolismo del calcio y del fósforo, disminuyendo la digestibilidad de proteínas y repercutiendo, en definitiva en las producciones ⁽²⁴⁾.

d) Estrés.

Existen factores que producen muchas reacciones, incluyendo una alteración del equilibrio hormonal del hospedador, que puede debilitar otros mecanismos de resistencia. El estrés es sin duda, un factor en el parasitismo porque cualquier cosa que debilite la resistencia, favorece el establecimiento de los parásitos ⁽²⁴⁾.

2.2.3.2. Relación entre grado de parasitación, sexo y edad.

Es interesante conocer si existen diferencias entre el grado de parasitación de éstas aves relacionada a su sexo o grupo etéreo. Autores indican que la frecuencia de presentación en palomas es independiente del sexo corroborado esta aseveración por González et al., (2004) ⁽⁸⁾ y Tudor (1991) ⁽²⁷⁾.

En cuanto a la edad, los huéspedes de mayor edad, presentan una mayor resistencia a la infestación que los jóvenes; desconociendo las bases de la resistencia debida a la edad pero probablemente esté relacionada a diferencias fisiológicas entre el huésped joven y el adulto o algún grado de inmunidad desarrollados por estos últimos.⁽²⁸⁾

Se hace mención que parásitos del género *Capillaria* son más frecuentes en individuos adultos que en juveniles, lo que es corroborado por González et al., (2004)⁽⁸⁾ pero sólo en lo que respecta a *Capillaria caudinflata*. También observaron que los individuos adultos de *Columba livia* presentaban mayores porcentajes de infección que los juveniles ⁽²⁹⁾.

2.2.4. Ectoparásitos.

Existen informes de infestaciones a humanos por las garrapatas de la paloma, *Argas reflexus*, *Argas polonicus*, *Argas latus*, y los ácaros rojos, *Dermanyssus gallinae*. Así mismo, se ha reconocido información sobre invasiones de ácaros como *Ornithonyssus sylviarum* y el chinche *Cimex lectularius*⁽¹⁶⁾; igualmente, la pulga de la paloma (*Ceratophyllus columbae*), este es un ectoparásito frecuente en las palomas silvestres y se han descrito cinco reportes sobre infestaciones a humanos. Típicamente, las pulgas de animales invaden los seres humanos cuando se carece de su huésped específico. De hecho, la especificidad de huésped de este tipo de pulgas no es tan estricta como en muchos otros ectoparásitos artrópodos ^(30,31).

Los organismos que influyen en la diseminación del parasitismo de ectoparásitos se denomina “*VECTOR*”, refiriéndose a cualquier artrópodo o ser vivo que transporta un microorganismo patógeno desde un hospedero infectado hasta uno sano que puede ser el hombre; y su forma de transmisión puede ser de manera pasiva (vector mecánico) o ser hospedero intermediario (en el que el parásito se transforma y madura) y esencial para el ciclo biológico del microorganismo patógeno (vector biológico); teniendo que cumplirse dos requisitos; en primer lugar, que el parásito pueda contactar con el huésped y que posteriormente pueda asentarse en el mismo ⁽³²⁾. En este sentido, la imposibilidad de muchos parásitos para transmitirse por sus propios medios entre hospederos hace que estos requieran la intervención de otro organismo que actúe como vector.

Existen una diversidad de vectores, los cuales podrían dividirse en dos grupos principales, los vectores mecánicos (transmisores) y los biológicos; los primeros transportadores de los parásitos y los segundos aquellos en los que el parásito desarrolla alguna parte de su ciclo vital haciendo del vector uno de sus hospederos ⁽³³⁾. Entre los vectores más habituales tenemos el Phylum de los artrópodos encontrándose a la clase insecto (Dípteros: moscas y malophaga: piojos) y arácnidos, siendo el grupo de los dípteros el que presenta una amplia variedad de especies implicadas en la transmisión de enfermedades parasitarias ⁽³⁴⁾.

Las Principales especies de ectoparásitos en palomas son:

2.2.4.1. *Dípteros*

Son ectoparásitos obligatorios que se alimentan de sangre, encontrándose que la mayoría parasitan a las aves y el resto a mamíferos. Entre las familias más conocidas tenemos a Hippoboscidae, Streblidae y Nycteribiidae. De acuerdo a su distribución Los Streblidae son ectoparásitos de murciélagos y se hallan principalmente en el nuevo mundo, pero con distribución tropical y subtropical. En los Hippoboscidae la mayoría de las especies son tropicales o sub-tropicales siendo el Paleotrópico (trópico del viejo mundo) donde se encuentra la gran mayoría que cualquier otra región y, algunos hipoboscidos pueden ser resistentes temporales en regiones templadas dado el hábito migratorio de su huésped; y por último la mayoría de los Nycteribiidae se encuentran en el viejo mundo, en áreas tropicales y sub tropicales ⁽⁵⁾.

A. *Moscas Hippoboscidas.*

Se caracteriza por presentar una distribución cosmopolita y es considerado como los principales dípteros que afectan tanto a aves como mamíferos, siendo los jóvenes los más afectados y una vez que contraen el parásito se debilitan y se hacen susceptibles a otros parásitos y a infecciones secundarias. Presentan una morfología peculiar, son aplanados dorsoventralmente y muestran un abdomen ligeramente segmentado, que es generalmente blando y con aspecto de estar recubierto de cuero. Presentan un aparato bucal adaptado para agujerear y absorber sangre, provocando dolor en las aves ⁽³⁵⁾. Además poseen alas con nervaduras situadas hacia el borde anterior, además los palpos son cortos, gruesos y cubren la delgada proboscis por lo

que están adaptados para una existencia como ectoparásitos entre pelos y plumas del huésped ⁽³⁶⁾.

A.1. *Mosca Pseudolynchia canariensis*

Conocido como la mosca de la paloma, rara vez vuela pasando la mayor parte de su tiempo alimentándose de la sangre del ave, causando anemia y transmisión de hemoparásitos “*Haemoproteus*” entre las palomas ⁽³⁷⁾. Su cuerpo es duro de consistencia como de pergamino, siendo de forma aplanada lo que le permite adherirse estrechamente a la piel del ave y ocultarse entre sus plumas, su cabeza se halla empotrada en el tórax, no presenta la movilidad típica de las otras moscas, pero suele regresar rápidamente al ave cuando por alguna razón se ve obligada a abandonarla y sus huevos quedan adheridos en el interior del cuerpo de la madre para luego ser liberados, estos descienden por el oviducto para depositar en sitios adecuados. A los 25 a 30 días de su nacimiento se rompe la cubierta ninfal, saliendo los insectos que inmediatamente buscan un nuevo huésped. Este parásito se encuentra entre en las plumas de la pechuga o debajo de las alas nutriéndose de la sangre de sus víctimas transmitiendo el parásito *Haemoproteus columbae* provocando que este hemoparásito pase a su interior donde se reproduce haciendo una fase de esquizogonia para luego estar listo a ser reintroducido en otra paloma en el aparato bucal de la mosca en el acto de succión de sangre ⁽⁵⁾

Ciclo Biológico de *Pseudolynchia canariensis*.

En el ave el parásito adulto copula entre las plumas y las larvas son puestas en rendijas y hendiduras de los palomares, en el polvo o en los nidos, también llegan a poner sobre el huésped, donde ruedan y caen. Presenta una característica peculiar en cuanto al color siendo amarillo con el polo posterior oscuro alcanzando a medir 2.5 por 3 mm de largo, y tras unas horas se transforman en pupas. La pupa se desarrolla durante la estación calurosa en un periodo de 23 a 31 días. La hembra produce 4 ó 5 larvas durante su vida, la cual es menor de 43 días⁽³⁸⁾.

Signos clínicos.

Las aves presentan fuerte picazón y molestias, también puede inducir anemias, sobre todo en los pichones. La picadura en sí es peligrosa ya que crea una zona de inflamación que puede molestar en la competición. Pero lo más importante y peligroso es que puede transmitir enfermedades. Si ha picado a un ejemplar enfermo, contagiará al resto con enfermedades como el virus de la peste aviar (Enfermedad de Newcastle), Salmonellas, Ornitosis, Hexamintiasis, etc. ⁽³⁸⁾

2.2.4.2. Malófagos.

Los piojos de las aves son los más importantes pertenecientes a las familias Philopteridae y Menoponidae. El orden Phthiraptera (Familia Philopteridae), se divide en dos grupos taxonómicos; las Anopluras (piojos chupadores) y los Mallophaga (piojos que pican o mastican)⁽⁵⁾. Estos ectoparásitos que pertenecen al grupo Anoplura son obligados y hematófagos de mamíferos placentales, mientras que los Mallophaga incluyen especies que son socios obligados de pájaros, marsupiales y mamíferos placentales. Su alimentación es muy peculiar donde ciertos piojos masticadores, ingieren sangre, la mayoría de las especies consumen plumas del huésped, piel, pelaje y productos de la piel, ante esto las Anopluras que se alimentan de sangre, son mucho más importantes que los Mallophaga, al momento de considerar la transmisión de patógenos al huésped⁽³⁹⁾.

Ciclo Biológico de los malófagos.

El ciclo vital dura entre 3 y 5 semanas y la vida de los piojos dura varios meses, pero fuera del hospedador no sobreviven más de una semana; su fase adulta de los piojos en aves son insectos pequeños sin alas, encontrándose sobre todo en las plumas y en la superficie del cuerpo y se alimentan de detritus de las plumas o de exudaciones a través de fuertes piezas bucales masticadoras. Los piojos pasan toda su vida sobre las aves. Son insectos hemimetabólicos, es decir, tienen una metamorfosis incompleta. Las hembras adultas ponen huevos (liendres) en la base de las plumas o sobre la piel del hospedador, a menudo en forma de masas blanquecinas reconocibles a simple vista. Las larvas emergen 4 a 7 días después, y se desarrollan progresivamente a ninfas y adultos ⁽⁴⁰⁾.

A. Género columbicola.

Dentro del orden Mallophaga se encuentra el género columbicola, son piojos alargados y la mayoría de las especies muestran un marcado dimorfismo sexual de las antenas, miden de 2,0 a 2,8 mm de longitud encontrándose en todo el cuerpo pero especialmente en la parte interior de las alas de las plumas alimentándose de detritus y suele poner los huevos en los plumones bajo las alas. Los 4 caracteres principales que distinguen las especies son los siguientes: (a) forma y desarrollo de la cabeza dorso anterior, (b) chaetotaxy y estructura de la terminalia ventral femenina, (c) forma de los componentes de los genitales masculinos y (d) dimensiones De las principales regiones corporales ⁽⁴¹⁾.

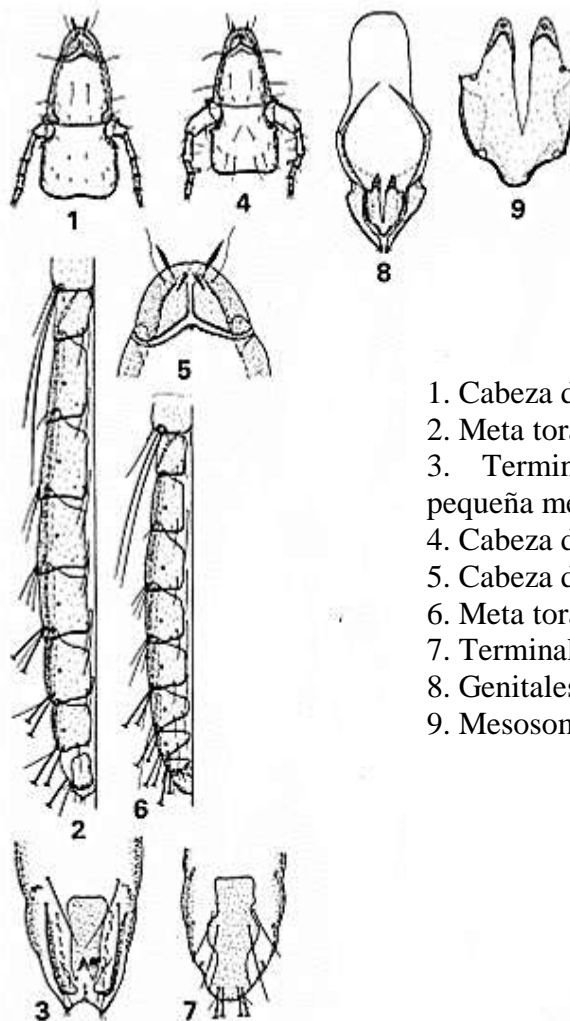
Morfológicamente los ectoparásitos de la familia Philopteridae presentan antenas bien visibles con cinco artejos, sin palpos maxilares visibles, nunca se alimentan de sangre, cuando el hospedador muere se dispersan por los alrededores siendo esta características las hace diferente a la familia Menoponidae con antenas poco visibles, palpos maxilares visibles con cuatro artejos, algunos utilizan sangre en su dieta y al morir el hospedador casi siempre mueren con él, si no hay otro animal cerca, además están compuestos por seis pares de patas poderosas y articuladas, que en su extremo portan 1 ó 2 garras y su abdomen presenta 9 segmentos, los dos últimos frecuentemente se unen y contienen los órganos reproductivos. Su cuerpo está densamente poblado de pelos ⁽⁴²⁾.

Signos clínicos.

La infestación por piojos se denomina pediculosis esta puede ser detectada al encontrar los piojos, presencia de huevos o liendres, ubicados generalmente en el raquis o barbas de las plumas ya sean remeras (alas) o timoneras (cola), sus larvas, al igual que los adultos, se alimentan de las sustancias córneas (queratina) de las plumas, capas epidérmicas muertas y, en algunos casos, el líquido tisular y el cuadro clínico que se presentan en las aves se debe principalmente a la irritación que les causa a los hospedadores, estos se vuelven inquietos, no comen ni duermen bien y pueden autolesionarse o dañar sus plumas ⁽⁴³⁾.

En la figura 1, los machos que tienen un paisaje mucho más ampliado y tercer segmento distalmente expandido (1 y 4). La cabeza tiene una placa de la cabeza dorso anterior bilobed distinta con la carina marginal asociada y un par de setas medio-exteriores anchas hacia adelante (5). Ambos sexos tienen el abdomen con tergitos divididos en II-IX, los primeros 7 de estos con 2 setas medianas en cada lado (2 y 6). Las terminales ventrales femeninas son similares ⁽³⁾ y las terminales masculinas son similares ⁽⁷⁾.

Figura 1. Morfología de *Columbicola columbae*



1. Cabeza dorsal femenina.
2. Meta torax y abdomen dorsal femenino.
3. Terminalia ventral femenina [flecha: pequeña medial posterior invertida-U]
4. Cabeza dorsal masculina.
5. Cabeza dorsal anterior masculina.
6. Meta torax y abdomen dorsal masculino.
7. Terminalia ventral masculina.
8. Genitales masculinos.
9. Mesosoma de los genitales masculinos.

Fuente: Clayton & Price (1999)

2.2.4.3. Ácaros.

Son artrópodos parasíticos pequeños y de forma aplanada pertenecientes al orden Acari y pertenecen a dos géneros estrechamente relacionados de dos familias; la especie *Dermayssus gallinae* en Dermanyssidae y la especie *Ornithonyssus* en Macronyssidae ⁽⁵⁾.

Estos parásitos se nutren de las plumas y de las escamas cutáneas y no se observan signos morbosos que indiquen la presencia de estos ácaros; sin embargo, el plumaje se altera como consecuencia de la alimentación del parásito adulto y por la actividad del pico de la paloma sobre sí misma. Su ubicación está en los ángulos formados por las ramas de las barbas y el raquis tanto de las alas remeras como timoneras del ave huésped ⁽⁴⁴⁾.

Morfológicamente presenta estructuras bucales perforadoras que les permiten tomar sangre de las aves hospederas y se puede apreciar en los ácaros del sexo macho que en una de las extremidades del primero o del segundo par de patas se ha transformado en una potente garra, cuya musculatura hace asimétrico el cuerpo. La ninfa también conocida como hipopus, puede penetrar en los tejidos subcutáneos e incluso en los tejidos peritraqueales de los órganos internos ⁽⁴³⁾

A. Ciclo biológico de los ácaros.

El ciclo de vida de los ácaros consta de huevo, tres instares larvales, pupa y adulto realizando una metamorfosis completa que puede prolongarse durante tres semanas ⁽³⁹⁾. Su desarrollo durante el ciclo biológico puede variar según la temperatura, por ejemplo, para *C. felis* es de 40 días a 15 °C o de 13 días a 30 °C ⁽²⁴⁾. Los huevos son lisos y se encuentran generalmente en camas y lugares donde el animal permanece más tiempo. La fase de larva no es parásita y se alimenta de detritus proveniente del hospedador, aunque algunas especies requieren de sangre para su crecimiento, la que obtienen de heces de pulgas adultas. Una vez completado el estadio de instar, la larva teje un capullo y entra en una etapa de pre-pupa, para luego mudar a pupa. La emergencia del adulto del pupario se lleva a cabo como respuesta a determinadas vibraciones o a un aumento del CO₂. Los adultos permanecen en su hospedero y se mueven alrededor de este para alimentarse. Su forma aplanada les permite arrastrarse

fácilmente entre los pelos y plumas, y pueden moverse entre hospederos cercanos. Asimismo, pueden correr muy rápido y sus largas patas posteriores le permiten realizar saltos hasta de 30 cm de largo. Los adultos solo emergen de sus puparios hasta que detectan que el hospedador ha ingresado a su nido, lo que explica que en algunos domicilios que han permanecido desocupados por mucho tiempo, los nuevos ocupantes comienzan a “vivir con pulgas” ⁽⁴⁵⁾.

B. Signos clínicos.

La infestación por ácaros se denomina acariasis ⁽⁴⁴⁾. Este tipo de ácaros ataca a las aves, nutriéndose a expensas de las plumas y de las escamas cutáneas. Por lo general, no se observan signos morbosos que indiquen la presencia de estos ácaros; sin embargo, el plumaje se altera como consecuencia de la alimentación del parásito adulto y por la actividad del pico de la paloma sobre sí misma. Estos parásitos se ubican en los ángulos formados por las ramas de las barbas y el raquis tanto de las alas remeras como timoneras del ave ⁽⁴⁶⁾.

C. Tipos de ácaros.

Tavera, (2013)⁽⁵⁾ estudiando las características de los ácaros de las barbas de las plumas, de la sarna y los succionadores de sangre manifiesta lo siguiente:

C.1. Ácaros de las barbas de las plumas.

La mayoría pertenecen al género Proctophilloides encontrándose entre las barbas de las plumas pudiendo ser vistos al microscopio, muchas veces en parejas, realizando la cópula y además se pueden apreciar los paquetes de huevos puestos por las hembras. Su alimentación consiste en las descamaciones de la misma pluma y su significado para el ave que los presenta es más estético y de valoración de que otros factores están actuando sobre la paloma, que el efecto que pueda estar causando estos ácaros sobre ella.

C.2. Ácaros de la sarna.

A este tipo de ácaros pretenden al género *Cnemidocoptes* invadiendo a la piel y el folículo de las plumas fundamentalmente coberturas del pecho, muslos y regiones de los escudos alares produciéndole un elevado escozor al ave y pérdidas de plumas por debilidad de estas y rascado, quedando el cañón de la pluma dentro del folículo. La piel y más alrededor del nacimiento de las plumas, toma una coloración blanquecina ceniza; esta puede llegar hasta auto mutilarse por el escozor provocando infecciones bacterianas sobreañadidas debajo de las costras del área lesionada.

C.3. Ácaros succionadores de sangre.

Llamado también ácaros rojos, debido a la coloración roja que toma cuando esté repleto de sangre, estos forman parte de los géneros *Dermanyssus* y *Ornithonyssus*, su alimentación se da en horas nocturnas cuando salen de sus escondrijos, zona ocultas del palomar principalmente la parte inferior de los nidos, que atacan a pichones y adultos causando mortalidad debido a su cantidad y los volúmenes de sangre que ingieren en sus picadas. Los signos clínicos que puede presentar es intranquilidad de las aves en horas nocturnas, los ectoparásitos son muchas veces detectados por el columbicultor en los nidos al realizar la revisión de pichones sobre los cuales caminan impunemente y suben rápidamente por las manos del dueño al sostener los pichones.

2.2.4.4. Pulgas

Son insectos pequeños (1 a 10 mm de longitud), forman parte de la escala taxonómica del Phylum Arthropoda, clase Insecta, orden Siphonaptera, familias Pulicidae y Tungidae, con varios géneros y más de 2500 especies descritas en el mundo ⁽²⁴⁾. Este tipo de parasitosis causa pérdida de sangre, hipersensibilidad y transmisión de parásitos como *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta* y *Dipylidium caninum* ⁽⁴⁷⁾, y enfermedades bacterianas como borreliosis, bartonellosis, rickettsiosis y micoplasmosis ⁽⁴⁸⁾.

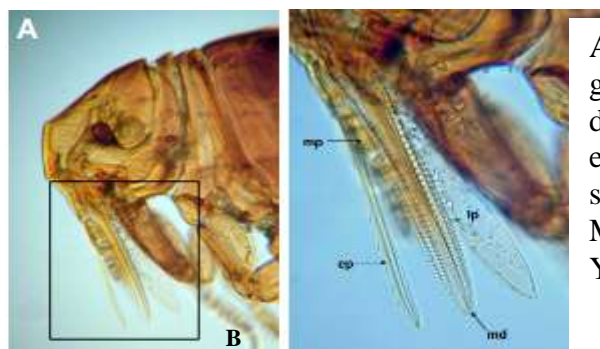
Morfológicamente los adultos son aplanados lateralmente e infectan tanto a mamíferos y aves, produciendo diferentes tipos de reacciones alérgicas ⁽⁴⁷⁾. Su color

café oscuro los mimetiza con el pelo y/o pluma del animal y su capacidad de salto las hace difíciles de atrapar, carece de ojos compuestos, pero presentan un grupo de ocelos que les permite detectar cambios de intensidad de luz, su aparato bucal posee un labio y palpos labiales diseñados para penetrar la piel y alimentarse de sangre del hospedero, que es conducida hacia el interior a través de un canal denominado epifaringe ⁽⁴⁵⁾.

A. Pulga de las aves “*Echidnophaga gallinacea*”

Su distribución es muy amplia a nivel mundial en áreas en las que se cultivan pollos y gallinas. Se adhiere en forma semipermanente en la cabeza, especialmente en la cresta. También utiliza como huésped a otras aves domésticas como pavos y codornices, ratas domésticas, perros, gatos, y ocasionalmente al humano. Los adultos de esta especie se identifican con facilidad por su cabeza semi-cuadrada con un ángulo bien marcado y por la ausencia de ctenidia pronotal y genal ⁽¹⁶⁾.

Figura 2. *Echidnophaga gallinacea*



A. *Echidnophaga gallinacea* B. Ampliación de Estructura de A
ep=hipofaringe (con canal salival); Lp=labial palp; Md, mandíbulas dentadas; Y mp, palpo maxilar;

Fuente: Modificado de Entomologia.Net (2007)⁽⁴⁹⁾

A.1. Ciclo Biológico de *Echidnophaga gallinacea*

Este tipo de pulga es de metamorfosis completa. Su ciclo presenta los siguientes estadios: Huevos, larva, pupa, adulto (tarda de 30 a 60 días). Los huevos son depositados en las ulceraciones de la piel, así como en el nido del huésped, y en las zonas subyacentes como grietas o rendijas del gallinero y desarrollan las larvas en las aves localizándose en la piel de las aves en primavera y principios del verano. Después del apareamiento, las hembras se encuentran con la cabeza en la piel de la cresta y las barbillas de aves, y alrededor del ano del animal, en particular, donde la

piel está desnuda aquí forman nódulos en las que depositan sus huevos estos miden alrededor de 0,5 mm, color oval, de color blanco perla. Las larvas *Echidnophaga gallinacea*, al eclosionar caen al suelo para continuar su desarrollo. La piel alrededor de los nódulos de las úlceras y los hospedadores jóvenes pueden morir en el caso de infestaciones severas de pulgas. Las heces de pulgas, desempeñan un papel importante en la nutrición de las larvas, son esos pequeños puntos negros que, cuando el animal está infestado, se puede ver entre la superficie y al aplastarlos en un fondo blanco, dejan una mancha de sangre. Las larvas tejen un capullo disfrazado que pueden permanecer mucho tiempo con partículas en el exterior para camuflarse luego se convierten en pupa y a su vez en una pulga adulta. Una vez completado su desarrollo, la pulga adulta no emerge inmediatamente de su envoltura pupal, pues pueden transcurrir algunos días, meses e incluso un año. Esto explica la presencia de pulgas en sitios que han permanecido deshabitados por períodos bastante prolongados, por ejemplo en invierno, antes de que haya un estímulo apropiado para salir hacia fuera todas las pulgas chupan la sangre de las aves o los mamíferos⁽⁵⁰⁾.

A.2. Signos clínicos.

La infestación de pulgas palomas estas están inquietas; las pulgas al perforar la piel (causa picazón a la paloma) hasta que encuentre un vaso sanguíneo para alimentarse, hasta puede dejar rastro de sangre emitida por el huésped y la sangre coagulada sirve de alimento para las larvas⁽⁵¹⁾.

2.2.4.5. Garrapatas.

Las garrapatas son arácnidos de la subclase Acari que se encuadran en el superorden Parasitiformes. Son hospedadores intermediarios de microorganismos que comprometen la salud de animales y humanos, por lo que su importancia trasciende el ámbito de la sanidad animal para ser organismos igualmente destacados en salud pública, ya que actúan como vectores en numerosas enfermedades zoonóticas⁽⁵²⁾.

La más conocida es *Argas reflexus*, es un ectoparásito temporal de palomas salvajes y domesticadas (*Columba livia*). Esta especie de garrapata blanda originariamente mediterránea (Familia Argasidae) probablemente fue introducida en Europa central por los seres humanos junto con su huésped parasitando a palomas silvestres y domesticadas, sin embargo, también muerde a los seres humanos, causando ocasionalmente una alergia de tipo I mediada por Ig-E. El control de *Argas reflexus* es muy difícil debido a una serie de notables características morfológicas, fisiológicas y de comportamiento de la garrapata. Su área de distribución está caracterizada por temperaturas elevadas en verano y otoño en comparación con condiciones al aire libre. Esta temperatura es esencial para la terminación del desarrollo embrionario de *Argas reflexus* hasta el comienzo de la estación fría, porque la etapa del huevo no puede pasar el invierno y es considerado una plaga urbana donde la infestación en edificios puede permanecer sin ser detectada durante varios años debido a su actividad nocturna de búsqueda del huésped y un alto grado general de especificidad del huésped ⁽⁵³⁾.

A. Signos clínicos.

Estos arácnidos tienen un poder patógeno propio, es decir, causan daño directo por medio de su comportamiento alimenticio, producto de su picadura y la correspondiente succión de sangre, provocando un amplio abanico de manifestaciones dermatológicas. Además provocan episodios alérgicos importantes, inoculan toxinas, producen parálisis y depresión en la respuesta inmune ⁽⁵⁴⁾. En cuanto a los daños indirectos, las garrapatas pueden transmitir enfermedades bacterianas como la borreliosis, la rickettsiosis y la tularemia, víricas como la fiebre hemorrágica de Crimea-Congo o parasitarias como la babesiosis. Esta importancia patogénica se fundamenta en ciertas peculiaridades de su ciclo vital, pues son artrópodos relativamente longevos y capaces de alimentarse de un gran abanico ⁽⁵⁵⁾.

Tabla 2. Investigaciones sobre parásitos realizadas por diversos autores.

Parásitos externos	Familia	Genero	especie	Autor
Piojos	Philopteridae	Columbicola	columbae	(a), (b), (c), (d), (e), (f), (h), (i)
		Campanulotes	bidentatus	(a), (b), (c), (d), (f), (i)
		Goniodes	spp	(f)
		Coloceras	tovornikae	(g)
	Menoponidae	Bonomiella	columbae	(a)
		Hohorstiella	lata	(a), (f), (i)
		Colpocephalum	turbinatum	(i)
		Menopon	gallinae	(e)
Áaros	Rhinonyssidae	Mesonyssus	melloi	(a)
	Dermanyssidae	Dermanyssus	gallinae	(a), (e)
	Macronyssidae	Ornithonyssus	sylviarum	(g)
	Dermoglyphidae	Dermoglyphus	columbae	(a)
	Analgidae	Diplaegidia	columbae	(a), (d)
	Falculiferidae	Falculifer	rostratus	(a)
Mosca	Hippoboscidae	Pseudolynchia	canariensis	(e), (h)

^a.Rõzsa (1990)(56); ^b. Martín (1975)⁽⁴²⁾; ^c. Dovic et al. (2004)(57); ^d. Gonzáles et al. (2004)⁽⁸⁾; ^e. Adang et al. (2008)⁽⁹⁾; ^f Galloway and Palma (2008)(58); ^g. Tellez et al. (2008); ^h. Tavera (2013)⁽⁵⁾; ⁱ. Dik and Halajian (2013)(59).

2.2.5. Endoparásitos.

Las aves silvestres o domésticas asilvestradas, como en el caso de *Columba livia*, generalmente está endoparasitada por diferentes especies donde la mayoría toleran su carga de parásitos adecuadamente, sin embargo, estos animales mueren cuando la infección es alta y es considerada como portadoras de enfermedades e incluso pueden llegar a ocasionar grandes pérdidas económicas en los planteles avícolas, muchas de las cuales son atribuidas a palomas infectadas con helmintos parásitos siendo los más frecuentes los nemátodos luego le siguen los céstodos^(8,37).

Tabla 3. Principales endoparásitos en palomas domésticas

Helmintos Intestinales	Familia	Género	Especie	Frecuencia de parasitosis	
Trematodos	<i>Echinostomatidae</i>	<i>Echinostoma</i>	<i>revolutum</i>	(25%) ⁷	
	<i>Brachylaemidae</i>	<i>Brachylaemus</i>	<i>columbae</i>	(6%) ¹¹	
Nematodos	<i>Ascaridiidae</i>	<i>Ascaridia</i> ³	<i>columbae</i>	(7%) ¹ , (42%) ² , (32%) ⁴ , (13%) ⁵ , (17%) ⁶ , (3%) ⁹ , (11%) ¹⁰ , (21%) ¹¹	
			<i>galli</i>	(17%) ⁸ , (3%) ¹⁰	
		<i>Heterakis</i>	<i>gallinarum</i>	(24%) ⁸ , (3%) ¹⁰	
			<i>Subulura</i>	<i>brumpti</i>	(68%) ⁸
	<i>Capillariidae</i>	<i>Capillaria</i> ^{1,3,4}	<i>caudinflata</i>	(6%) ¹ , (34%) ⁴	
			<i>columbae</i>	(5%) ¹ , (46%) ⁴ , (27%) ⁵	
		<i>Baruscapillaria</i>	<i>obsignata</i>	(63%) ² , (27%) ¹¹	
	<i>Tetrameridae</i>	<i>Tetrameres</i> ¹	<i>fissispina</i>	(7%) ¹¹	
	<i>Habronematidae</i>	<i>Hadjelia</i>	<i>truncata</i>	(2%) ⁶	
	Cestodos	<i>Anoplocephalidae</i>	<i>Aporina</i>	<i>delafondi</i>	(4%) ¹
		<i>Davaineidae</i>	<i>Raillietina</i>	<i>echinobthrida</i>	(1%) ² , (32%) ⁸ , (50%) ⁷ , (27%) ⁸ , (11%) ¹⁰
<i>magninumida</i>				(19%) ⁶	
<i>tetragona</i>				(36%) ⁸ , (49%) ⁹ , (27%) ¹⁰ , (56%) ¹¹	
<i>cesticillus</i>			(15%) ⁸ , (0,5%) ¹⁰		
<i>Cotugnia</i>			<i>digonopora</i>	(14%) ⁶	
		<i>cuneata</i>	(25%) ⁷		
<i>Dilepididae</i>		<i>Choanotaenia</i>	<i>infundibulum</i>	(41%) ⁸	
<i>Hymenolepididae</i>		<i>Hymenolepis</i>	<i>cantianiana</i>	(2%) ¹⁰	
			<i>carioca</i>	(1%) ¹⁰	

Fuente: Bernal Jimenez K. J. (2015)⁽¹²⁾

1) González et al. (2004); 2) Senlik et al. (2005); 3) Tietz et al. (2007); 4) Pazmiño (2007); 5) Tanveer et al. (2011); 6) Mohammad et al. (2009); 7) Sharmin et al. (2011); 8) Mohammad et al. (2012); 9) Goyena (2012); 10) Adang et al. (2008); 11) Sansano et al. (2012)

2.2.5.1. Nemátodes

Parásitos importantes presentes en las palomas siendo las especies de preocupación *Ascaridis*, *Capillaria*, *Tetrameres*, *Ornithostrongylus*, e *ispharnyx*; donde su geografía determina la especie particular que un clínico encontrará ⁽³⁷⁾. Su incidencia básicamente *Ascaridia spp.* y *Capillaria spp.* es superior a la de trematodos y cestodos ⁽¹⁸⁾.

El diagnóstico clínico se hace mediante técnicas como flotación fecal, frotis directos o Raspado proventricular en la necropsia donde se debe tener cuidado con los proglotidos de Céstodos que pueden ser derramados después de la privación de alimentos. Dado que los céstodos y algunos nemátodos tales como *Tetrameres* requieren huéspedes intermedios, por ejemplo, chinches, se debe tener cuidado para evitar que las palomas busquen donde se encuentran estos insectos ⁽³⁷⁾.

Según Cordero del Campillo et al., (1999);⁽²⁴⁾ dentro de las principales especies de nemátodos que afectan a Columbiformes en el mundo están:

A. *Familia Ascaridiidae*

Son parásitos no migratorios de distribución mundial, presentan un ciclo biológico donde las lombrices de tierra pueden actuar como hospedadores de transporte; este género está conformado por gusanos redondos (nemátodos) y se puede encontrar en numerosas especies de aves (gallinas, pavos, gansos) en todo el mundo⁽³⁵⁾. Investigaciones en varios países han reportado que más del 90% de las gallinas se encontraban infectadas con este nematodo ocasionando la enfermedad denominada ascariasis, ascariosis o ascaridosis. Las especies de mayor importancia veterinaria son: (a) *Ascaridia galli*, la más abundante y frecuente, que afecta a gallináceas, pavos (guajolotes), gansos, etc., también en explotaciones intensivas, (b) *Ascaridia dissimilis* que afecta sobre todo a pavos (guajolotes) y (c) *Ascaridia columbae*, que afecta sobre todo a las palomas ⁽⁶⁰⁾.

Por otro lado, es importante mencionar la alta patogenicidad de sus fases larvarias debido a migraciones ectópicas que han sido descritas incluso en su hospedador principal, la paloma doméstica en donde los adultos también pueden llegar a ser mortales en altas cargas parasitaria ⁽⁶¹⁾.

A.1. Ciclo biológico de la familia *Ascaridia*

Presentan un ciclo vital directo en donde las hembras depositan los huevos que llegan al exterior con las heces. En el medio ambiente a larvas infectivas se desarrollan en función de la humedad y temperatura ambientales: unos 12 días a 33°C. Las lombrices terrestres pueden también ingerir huevos o larvas y actuar como vectores mecánicos secundarios al ser ingeridas por las aves, estas se infectan al ingerir alimentos o agua contaminados con huevos infectivos, estos permanecen viables en el suelo hasta un año tras ser ingeridos, los huevos liberan las larvas que mudan en la luz del intestino donde permanecen durante unos 10 días. Seguidamente penetran en la mucosa del intestinal delgado en la que permanecen unas 2 semanas, donde vuelven a mudar. Seguidamente regresan a la luz intestinal donde completan el desarrollo a adultos maduros, unos 40-55 días tras la infección inicial. El periodo de prepatencia es de 6 a 8 semanas ⁽⁶⁰⁾.

A.2. *Heterakis gallinarum*

Son gusanos redondos (nemátodos), perteneciente a la familia Ascarididae, es un parásito gastrointestinal encontrándose nivel del ciego en aves de todo el mundo hasta un 90% de las poblaciones pueden estar infectadas. Los adultos miden de 7 a 15 mm de longitud. Las hembras son ligeramente mayores que los machos. Poseen alas caudales especialmente grandes en los machos. Los machos tienen 2 espículas desiguales. Los huevos miden unas 45 x 75 micras, con una envuelta lisa y gruesa. ***Heterakis gallinarum*** tiene un ciclo vital directo. Las hembras depositan hasta 900 huevos al día que llegan al exterior con las heces. En el medio ambiente, al interior de estos huevos se desarrollan a larvas infectivas L2 en unos 7 a 70 días, dependiendo de la humedad y temperatura ambientales (2 a 4 semanas a 27°C). Estos huevos son pues infectivos. Tiene como vectores a las lombrices terrestres y moscas domésticas, estos

juegan un papel en la transmisión debido a que ingieren estos huevos, estos pueden permanecer viables en el suelo durante varios meses. Tras ser ingeridos, los huevos liberan las larvas que se instalan en el ciego, sobre todo en su luz, pero a veces también en la pared intestinal. El periodo de prepatencia es de 3 a 4 semanas⁽²⁴⁾.

A.3. *Subulura spp*

Son gusanos redondos (nemátodos) de aves domésticas (gallinas, pavos, patos, etc.) y silvestres en casi todo el mundo, si bien menos frecuentes que otras especies (p.ej. *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*). Su prevalencia puede variar mucho de una región a otra, debido a la abundancia de los hospedadores intermediarios; no afecta a bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, caballos, perros ni gatos; la fase adulta presentan su extremo posterior enrollado hacia arriba, el esófago posee una dilatación terminal; los machos tienen dos espículas iguales y, hasta 11 papilas a cada lado del extremo posterior. Los huevos alcanzan unos 45x65 micras, con membrana fina⁽²⁴⁾.

Su ciclo de vida es indirecto y tienen como hospedadores intermediarios a varias especies de escarabajos y cucarachas. Estos ingieren los huevos expulsados con las heces de las aves infectadas. Las larvas eclosionan al interior de estos hospedadores intermediarios unas 5 horas tras la ingestión y se desarrollan a larvas L3 infectivas en el cuerpo de dichos hospedadores en unos 15 días tras la infección, y se enquistan. Una vez ingeridos los escarabajos o cucarachas por un ave, las larvas eclosionan en el intestino y mudan a larvas L4 en unas 2 semanas. Unos 18 días tras la infección mudan a adultos y las hembras comienzan a poner huevos unas 6 semanas tras la infección inicial del ave⁽⁶⁰⁾.

A.4. *Signos clínicos:*

Pueden no presentar signos externos, pero si la parasitosis es muy elevada producen diarrea o constipación, aletargamiento y debilidad, anemia de las mucosas, disminución del apetito y adelgazamiento. Con frecuencia las aves muy infectadas presentan bloqueo intestinal y muerte⁽⁶²⁾. Además producen detención y retraso del crecimiento⁽²⁴⁾.

A.5. Lesiones:

Como consecuencia de la destrucción de la mucosa por los parásitos, la pared del intestino se presenta delgada y transparente. En aves fuertemente infectadas, los vermes son claramente visibles a través de la pared intestinal. Con los grandes acúmulos de parásitos el intestino se aprecia duro y sólido a la palpación ⁽⁶²⁾.

B. Familia Tetrameridae

Son nemátodos que infectan a las aves acuáticas y terrestres, incluida la paloma ⁽²⁴⁾. Presenta una peculiaridad que es el marcado dimorfismo sexual donde los machos se muestran como gusanos alargados y, las hembras tienen forma globular por la distensión marcada a nivel del útero ⁽⁶³⁾. Las más importantes son: *Tetrameres americana*, *Tetrameres fisispina*.

B.1. Ciclo biológico de la familia terameridae

Presentan un ciclo vital indirecto donde los hospedadores intermediarios son crustáceos acuáticos, cucarachas, saltamontes y escarabajos ⁽³⁵⁾. Los huevos liberados en medio acuático los ingieren artrópodos acuáticos como *Daphnia* (pulgas de agua) y *Gammarus*, en cuyo intestino eclosionan las larvas L1 que penetran en la musculatura, donde se enquistan al mismo tiempo que se desarrollan a larvas infectivas L3, unos 45 días tras la infección. El hospedero definitivo (aves) se infectan consumiendo directamente estos artrópodos, o bien hospedadores facultativos como lombrices de tierra, cucarachas, saltamontes o anfibios infectados. El desarrollo a gusanos adultos maduros sólo se completa en las aves (60).

B.2. Signos clínicos

Pueden presentar diarrea, emaciación, tristeza y baja producción de huevo cuando la infestación es elevada, pero como en la mayoría de los casos el número de los parásitos es reducido, los signos no se manifiestan ⁽²⁴⁾.

B.3. Lesiones:

El nemátodo una vez alojado en el organismo de ave produce inflamación, distensión y hemorragias del proventrículo ⁽²⁴⁾.

C. Familia Capillariidae

Son nemátodos gastrointestinales que infestan a numerosas especies de aves domésticas y silvestres en todo el mundo ⁽⁶³⁾. Estos nemátodos presentan un ciclo biológico directo (*Capillaria columbae*) e indirecto (*Capillaria caudinflata* y *Capillaria annulata*) siendo las lombrices de tierra, su hospedador intermediario (*Allolobophora caliginosa*, *Lumbricus terrestres*). Las más importantes son: *Capillaria spp.*, *Capillaria caudinflata*, *Capillaria columbae* (sin. *Capillaria obsignata*). ⁽²⁴⁾

El género *Capillaria*, ha sido estudiado por muchos años y ha sido separado en diferentes géneros, muchas de las especies tienen varios sinónimos lo que se presta a confusión. Además está estrechamente relacionados con *Trichuris*, pero son más pequeños y delgados ⁽⁶⁴⁾.

C.1. Ciclo biológico de la familia Capillariidae

La mayoría de las especies presentan un ciclo de vida directo. En los huevos no embrionados expulsados con las heces se desarrollan las larvas L1 en 7 a 50 días, dependiendo de la temperatura y la humedad. Las aves ingiere los huevos del parásito a través de alimento o agua contaminados, estos liberan las larvas en el intestino y éstas se instalan en la mucosa y submucosa donde completan el desarrollo a adultos. Algunas especies como *Capillaria annulata* tienen un ciclo de vida indirecto donde las lombrices de tierra son hospedadores intermediarios obligatorios, mientras que en otras especies como *Capillaria contorta*, las lombrices pueden actuar como hospedadores intermediarios facultativos. En estos casos, las lombrices ingieren los huevos embrionados y en su interior se liberan las larvas que sin continuar su desarrollo, se vuelven infectivas en 2 a 4 semanas. Una vez ingeridas las lombrices

por un hospedador final, las larvas L1 se liberan en el intestino de las aves donde completan su desarrollo a adultos ⁽⁶⁰⁾.

C.2. Tipos de *Capillaria* en palomas

C.2.1. *Capillaria caudinflata* (Molina 1858).

Nemátodo que afecta a diversas aves como Galliformes, Anseriformes, Paseriformes y Columbiformes y se localizan en el intestino delgado⁽⁶⁴⁾. Presenta signos clínicos como: adelgazamiento, diarrea, anorexia, plumas erizadas y manchadas alrededor de la cloaca; en cuanto a las lesiones tienen lugar en el intestino delgado observándose inflamado y con mucosa destruida y la luz intestinal más o menos obstruida por las escaras de mucosa desprendida, esta puede presentar petequias o enrojecimiento difuso⁽²⁴⁾.

C.2.2. *Capillaria columbae* y *Capillaria obsignata* (Madsen, 1945).

Algunos investigadores señalan estos nombres como sinónimos a estas especies de parásitos, mientras que otros no y los establecen como especies diferentes⁽⁶⁵⁾. La especie *Capillaria columbae*, es un parásito de baja especificidad, afecta a Galliformes, Columbiformes, Píciiformes, Anseriformes, además de aves domésticas y se encuentra en el intestino de las aves ⁽⁸⁾.

C.3. Signos clínicos.

Las aves parasitadas presentan signos de adelgazamiento, diarrea, indiferencia, anorexia y disminución del consumo de agua. Con frecuencia se produce la muerte a partir de tales infecciones. Las aves infectadas pasan la mayor parte del tiempo apiñadas en el suelo, con la cabeza vuelta junto al cuerpo y con los ojos cerrados y sus plumas aparecen erizadas y manchadas alrededor de la cloaca, piel y sus mucosas están pálidas, a veces también hay signos nerviosos como tortícolis o signos de parálisis ⁽⁴³⁾.

C.4. Lesiones

Presenta lesiones como inflamación intestinal, con destrucción casi completa de la mucosa entérica. En casos graves, masas de mucosa desprendidas a nivel del intestino grueso obstruyen la luz e impiden la salida de grandes cantidades de líquido, además presentan engrosamiento moderado de la mucosa con puntos hemorrágicos o hiperemia difusa extensa⁽²⁴⁾.

Todas sus fases del parásito atraviesan la mucosa intestinal, hallándose las larvas algo más profundas que los vermes adultos y en animales jóvenes en caso de una fuerte infección, las heces son pastosas, de consistencia viscosa, y despiden mal olor. Por otro lado las infecciones leves muchas veces no presentan signo clínico alguno⁽⁶²⁾.

2.2.5.2. Céstodos

Constituido por endoparásitos llamados solitarias o tenias, según Cordero et al., (1999)⁽²⁴⁾ y Soulsby (1987)⁽⁴³⁾. Estos parásitos presentan un cuerpo de simetría bilateral, aplanado y segmentado, no poseen sistema respiratorio, circulatorio ni digestivo, su cuerpo es un gran aparato reproductor hermafrodita. Los adultos se encuentran generalmente en el intestino delgado de los vertebrados y, por osmosis, se alimentan del contenido intestinal. Las fases larvarias pueden encontrarse en vertebrados o invertebrados⁽³⁶⁾. Las principales familias de los céstodos que afectan a las palomas, son:

A. *Familia Davaineidae*

La familia Davaineidae se caracteriza porque el rostelo se encuentra armado con ganchos en forma de “T” o de martillo; tiene ventosas de bordes provistos de diminutas espinas o inermes, afectando a las aves domésticas y especies de vida silvestre⁽⁶⁶⁾. Las más importantes son: *Raillietina tetrágona*, *Raillietina bonini*, *Raillietina echinobothrida*, *Raillietina micracantha*, *Raillietina joyeuxi*, *Raillietina*

torquita, *Raillietina tunetensis*, *Raillietina cesticius*, *Raillietina crassula*, *Raillietina japonensis*, *Raillietina beppuensis*, *Davainea proglottina*, *Davainea columbae*, *Cotugnia cuneata*, *Choanotaenia infundibulum*⁽⁶⁴⁾.

A.1. Género *Raillietina*

El género *Raillietina* se localizan en el intestino delgado de las aves y se caracteriza por tener poros genitales unilaterales, numerosos proglotis y cápsulas ovígeras parenquimatosas que contienen varios huevos. Las especies de mayor interés son: (a) *Raillietina Terragona*, que posee un rostelo pequeño, armado de una fila de unos 100 ganchos en “T” de tamaño pequeño (6-8, um) y ventosas ovales armadas de 6-8 filas de pequeñas espinas, tiene una longitud que alcanza hasta 25 cm y tiene un cuello largo y delgado, los huevos se encuentran en cápsula que pueden contener de 6 a 20 huevos y sus poros genitales son unilaterales, este parásito a la gallina, paloma, pavo y perdiz. Los hospedadores intermediarios son moscas (*Musca domestica*) y hormigas. (b) *Raillietina cesticius*, se encuentra en el intestino delgado de pollo, paloma y gallina de Guinea; es cosmopolita, puede medir de 13 a 14 cm de largo, el cuello es muy corto y el escolex largo, el rostelo tiene de 400 a 500 ganchos, poro genital alterna irregularmente; tiene de 16 a 30 testículos por segmento y los huevos se encuentran en cápsula y miden de 75 a 88 micras⁽³⁶⁾.

Según lo descrito por Parasitipedia.net, 2016⁽⁶⁰⁾ referente al ciclo biológico, signo y lesiones del género *Raillietina* manifiesta los siguiente:

A.1.1. Ciclo Biológico del género *Raillietina*

Todas las especies de *Raillietina* tienen ciclos vitales indirectos. Los hospedadores intermediarios son de ordinario insectos como hormigas, moscas y coleópteros, pero también caracoles y babosas terrestres. Cada especie de *Raillietina* tiene sus propios hospedadores intermediarios específicos. De las heces de aves infectadas, los proglótidos llenos de huevos llegan a la vegetación circundante, de allí son ingeridos por los hospedadores intermediarios en cuyo interior se desarrollan los cisticercoides.

Las aves se infectan al ingerir a su vez insectos infectados. El periodo de prepatencia es de 2 a 3 semanas según las especies.

A.1.2. Signos clínicos

Las especies de *Raillietina* no son altamente patogénicas, en infestaciones leves o medianas no se presentan síntomas, si bien pueden reducir el rendimiento productivo en aves como broilers y ponedoras. En sus hospedadores intermediarios los insectos pueden también provocar infecciones en explotaciones intensivas cerradas, debido a que tanto las moscas, como las hormigas y los coleópteros pueden lograr acceso a las aves, o contaminar los piensos o la yacija.

A.1.3. Lesiones

Puede provocar la aparición de nódulos en la serosa intestinal que, en caso de infestaciones masivas, pueden tomar la forma de tumores considerables, aunque las fatalidades son raras.

A.2. Género *Davainea*

Según Corredor et al., (2006) ⁽⁶⁶⁾ este género se caracteriza por pocos proglotis, poros genitales alternando irregularmente y cápsulas ovígeras parenquimatosas con un solo huevo. Comprende la especie *Davainea proglottina* y *Davainea columbae* y sus hospedadores definitivos son la gallina, la paloma y otras gallináceas; está distribuida por todo el mundo cuyo ciclo biológico, signos clínicos y lesiones producidas por el género *Davainea* demuestran las siguientes características:

A.2.1. Ciclo Biológico del género *Davainea*

Su ciclo vital es indirecto, utilizando como hospedadores intermediario a babosas de distintas especies de los géneros *Arion*, *Agriolimax*, *Cepea* y *Limax*. Los proglotis maduros se eliminan con las heces y poseen actividad fototrópica positiva, trepando por los tallos y hojas de las hierbas hasta las zonas más húmedas en pocos minutos, donde son ingeridos por los moluscos. Los huevos que contienen liberan las

oncósferas al ser digeridos por los moluscos y las oncósferas se desarrollan en ellos, convirtiéndose en cisticercoides en un plazo de 3 semanas a temperaturas estivales. Cuando las aves ingieren las babosas que contienen cisticercoides se infectan y en unos 14 días, los cisticercoides se desarrollan hasta céstodos adultos. Por otra parte, las oncósferas en ambiente húmedo y temperaturas suaves permanecen vivas durante 4-5 días en el interior del huevo, lo que favorece el potencial de infección para las babosas. Cada ejemplar de *Davainea proglottina* y/o *Davainea columbae* desprende su anillo grávido casi diariamente y puesto que las babosas ingieren todo el proglotis expulsado, que contienen numerosos huevos, el ave se infecta por un gran número de cisticercoides y llega a estar parasitada por numerosos cestodos. La especie *Davainea proglottina* es la más patógena de las que parasitan a la gallina. Las aves jóvenes son más sensibles a estos parásitos que las gallinas adultas.

A.2.2. Signos clínicos

El crecimiento de las aves se retrasa y, en gallinas ponedoras, disminuye la puesta. Hay pérdida de apetito y aumenta la sed; diarrea, con heces teñidas por pigmentos hemáticos, adelgazamiento y anemia. Pueden manifestarse alteraciones nerviosas, como trastornos del equilibrio y convulsiones epiléptiformes y parálisis de las extremidades, parcial o total. En las infecciones intensas por especies muy patógenas, el cuadro clínico conduce a la consunción y a la muerte.

A.2.3. Lesiones

Los céstodos en general presentan actividad expoliadora estos toman por osmosis los nutrientes que precisan del contenido intestinal de sus hospedadores, restando a éstos los principios nutritivos necesarios para su desarrollo y mantenimiento. A esta acción espoliadora por acción traumática da lugar a una enteritis que se traduce en aumento de la velocidad de tránsito de la ingesta por el tubo intestinal y menor absorción de nutrientes.

B. Familia Hymenolepididae

La familia Hymenolepididae, se caracterizan por tener un escólex provisto de un rostelo armado de ganchos que no son en forma de espina de rosal ni amartillado, órganos genitales sencillos. Las parasitosis causadas por el conjunto de los miembros de esta familia reciben el nombre de himenolepididosis, entre las más importantes tenemos a *Hymenolepis columbae*, *Hymenolepis armata*, *Sobolevicanthus columbae* ⁽⁶⁶⁾.

B.1. Ciclo Biológico de la familia Hymenolepididae

Hymenolepis columbae ataca a las palomas, su presencia esta unida a huéspedes intermediarios adecuados (caracoles, escarabajos, hormigas), que les son necesarios para su desarrollo. Solamente la ingestión de un huésped intermediario, es suficiente para infectarse. El tiempo que pasa desde la ingestión de los huevos con capacidad infecciosa de los vermes hasta la madurez de la nueva generación de vermes y la primera expulsión de huevos en las heces (tiempo de prevalencia) es de 2 semanas ⁽⁶⁷⁾.

B.2. Signos clínicos.

Las palomas enfermas presentan a los 10 – 12 días después de la ingestión de los huevos infecciosos o de un huésped intermediario a través de la comida o el agua potable, deyecciones de distinta consistencia. Al principio el apetito aumenta, pero disminuye a medida que la infección avanza. Los animales adelgazan. En caso de una invasión extrema se observan modificaciones del comportamiento, abatimiento, apatía, plumaje erizado y estropeado ⁽⁶⁷⁾.

B.3. Lesiones.

Se puede observar en la mucosa del intestino procesos inflamatorios, así como focos de hemorragias. También se puede observar la presencia de lombrices o huevos en las deyecciones ⁽⁶⁷⁾.

C. Familia Anoplocephalidae:

Los representantes de esta familia de céstodos tenemos a la *Aporina delafondi* (*sin. Killebrewia delafondi*), y *Aporina nakayamai*, cestodos cosmopolitas, estos no son comunmente diagnosticados y no son un problema para la bandada ⁽⁶⁸⁾.

D. Familia Dilepididae

Presentan un rostelo armado de ganchos que no son ni amartillados ni en forma de espina de rosal, dispuestos en uno o varios círculos y tienen numerosos testículos en cada proglotido. Infestan a diversas aves como gallina, pavo, faisán, codorniz, perdiz y paloma. Sus hospedadores intermediarios son la mosca doméstica y escarabajos de los géneros *Aphodius*, *Calathus*, *Geotrupes* y *Tribolium* ⁽⁶⁶⁾.

2.2.5.3. Tremátodes.

Son parásitos que parasitan a aves acuáticas y terrestres, incluida la paloma ⁽²⁴⁾. Este tipo de parásito tiene un marcado dimorfismo sexual, los machos se presentan como gusanos alargados y, las hembras aparentan forma globular por la distención marcada a nivel del útero ⁽⁶³⁾. Estos helmintos presentan un ciclo biológico indirecto donde los hospedadores intermediarios son crustáceos acuáticos, cucarachas, saltamontes y escarabajos⁽³⁵⁾. Las más importantes son: *Echinostoma revolutum* y *Brachylaemus columbae* (tabla 2)

A. Familia Echinostomatidae

Poseen una ventosa oral pequeña, rodeada de un collar cefálico formado por espinas grandes dispuestas en fila sencilla o doble. Para investigadores como Corredor et al., (2006)⁽⁶⁶⁾ dentro de la Familia Echinostomatidae encontramos a *Echinostoma columbae* cuya medida es de 3-7 mm de largo y 1 mm de ancho encontrándose este parásito en el intestino delgado destaca su ciclo biológico, signos clínicos y lesiones las características que se describen:

A.1. Ciclo Biológico de la familia Echinostomatidae

Los huevos de los parásitos evolucionan en medio húmedo, con temperaturas templadas, dando lugar a un matricidio que penetra en el caracol acuático (*Limnea*, *phis*, *Plano bis* spp, etc.) del que emergen las cercarías, que se convierten en meta cercarías en otro caracol de la misma o distinta especie, y anfibios (fase de renacuajo), plenarios o peces.

A.2. Signos Clínicos

Las manifestaciones clínicas dependen de la magnitud de la infección, que oscila desde unos pocos ejemplares, hasta millares de ellos. Se observa un leve daño a nivel epitelial, atrofia del epitelio, zonas necróticas y petequias o equimosis en el marco de una enteritis catarral hasta hemorrágica, que oscila entre el curso subclínico hasta manifestaciones patentes con supresión del apetito, polidipsia, trastornos digestivos, heces sucesivamente acuosas, mucosas y sanguinolentas, con adelgazamiento, dificultad de vuelo y merma en la producción de huevo.

A.3. Lesiones

La mucosa intestinal es dañada por sus ventosas, ganchos priorales y espinas de la cubierta tegumentaria, así como por su alimentación a expensas del revestimiento epitelial y de sangre. También puede observarse atrofia de la musculatura de la pechuga y prominencia de la quilla esternal, enteritis, frecuentemente hemorrágica, con mucosidad abundante en la luz intestinal y los parásitos, fijados a la mucosa o libres en la luz si el cadáver tiene más de un día.

B. Brachylaemus.

Es un parásito con distribución mundial que parasitan a vertebrados endotérmicos incluyendo mamíferos, aves y los seres humanos. En su ciclo de vida tiene como huéspedes definitivos a vertebrados endotérmicos y a caracoles terrestres y babosas como sus hospederos intermediarios, y desde el punto de vista de salud pública

causan enfermedades en los seres humanos como enteritis hemorrágica, diarrea, inflamación de los conductos biliares y anemia⁽⁶⁹⁾.

2.2.5.4. Protozoarios.

Son parásitos intracelulares de células epiteliales del intestino. Su ciclo biológico presenta un solo hospedador en el que se presenta multiplicación asexual (esquizogonia y merogonia), sexual (gametogonia). Los micro y macrogametos se unen produciendo un cigoto que por esporogonia se forman los esporocistos, y la esporogonia tiene lugar fuera del hospedador⁽³⁶⁾

Los protozoos del grupo de los coccidea son las más comunes en las palomas.

A nivel mundial existe nueve especies del género *Eimeria* y una del género *Isospora*, pero sólo tres especies son importantes para palomas: *Eimeria columbae*, *E. columbarum* y *E. labbeana*, que son caracterizada por diferentes grados de virulencia⁽⁷⁰⁾.

A. *Hexamita columbae*

Hexamita columbae aparece en los palomares principalmente en los meses de verano y otoño, tiene preferencia por el intestino de palomas causando enteritis. Este parásito aparece en los palomares principalmente en las estaciones de verano y otoño. Su ambiente se encuentra en el recto de éstas aves. La presentación del parásito en palomas al destete es bastante propenso debido a sus bajas resistencias; mientras que las palomas adultas no se infectan aparentemente, pero pueden expulsar el parásito en grandes cantidades a través de los excrementos (eliminador continuo). El tiempo de incubación es de 4 a 5 días⁽⁷¹⁾.

Signos clínicos

Presenta inflamación aguda del intestino, desde catarral hasta sanguinolenta, con una diarrea acuosa, viscosa, parecida al agua de arroz y maloliente, rechazan la comida y beben más, adelgazamiento y falta de vitalidad son las consecuencias. A

veces, en palomas jóvenes, la enfermedad es tan aguda que afecta a todo el canal intestinal y el excremento blando e incluso acuoso se mezcla con sangre. Este parásito se puede comprobar, mediante un análisis microscópico con un frotis en caliente de la mucosa del intestino de una paloma recién sacrificada que presenta un cuadro agudo de la enfermedad. En caso de un cuadro agudo es posible comprobar la enfermedad también con un frotis de cloaca. Los parásitos (el flagelo) se pueden reconocer por sus movimientos rápidos y rectos al contrario de las tricomonas, que solamente se mueven lentamente, en su propio eje.⁽⁷¹⁾

B. *Eimeria*

Son parásitos intracelulares de las células epiteliales del intestino, tienen un solo hospedador en el que se presenta multiplicación asexual (esquizogonia y merogonia), sexual (gametogonia). Los micros y macrogametos se unen produciendo un cigoto que por esporogonia se forman los esporocistos. La esporogonia tiene lugar fuera del hospedador. En las aves se presentan seis especies diferentes patógenas de Eimerias y ellas son: *E. Acervulina*, *E. mitis* (parte anterior del intestino); *E. necatrix*, *E. máxima* (porción media del intestino); *E. tenella* (ciegos); *E. brunetti* (íleon y recto)⁽⁷²⁾.

B.1. Ciclo biológico de las eimerias

Fases que se desarrollan en el intestino delgado

Los esporozoitos salen de los oocistos al cabo de una hora de ser ingeridos y penetran en las células epiteliales de las glándulas del intestino delgado transformándose en esquizontes de primera generación se parecen a los correspondientes a la *Eimeria tenella* miden como promedio 51.73 x 38.01 µm. El crecimiento de este esquizonte provoca hiperplasia de las células que los albergan, y salen del epitelio al lumen de la glándula. Estos esquizontes pasan por esquizogonia y producen una primera generación de merozoitos pequeños. Se multiplican dentro del lumen de la glándula dos o tres días después de la infestación y penetran a nuevas células epiteliales transformándose en esquizontes de segunda generación estos miden 38 x 51 µm. Estos se dividen para formar la segunda generación de merozoitos

los cuales son tan numerosos o más que los de *Eimeria tenella* pero son más pequeños y vigorosos. Estos merozoitos de segunda generación salen del oocisto de 5 a 8 días después de la ingestión de este, por lo que aparecen en las deyecciones de las aves, más o menos en este tiempo⁽⁷³⁾.

Fases de desarrollo en el intestino grueso y en ciego.

Algunos de los merozoitos de la segunda generación se desarrollan en las células del intestino delgado, la mayoría no lo hacen. Pasan al ciego e intestino grueso. Atacan tanto células epiteliales de las glándulas del ciego como al epitelio entre las mismas glándulas y producen una tercera y cuarta generación de merozoitos o se transforman en gametocitos. Los gametocitos se parecen a los de las *Eimeria tenella* pero no hay muchos al mismo tiempo. Producen oocistos siete días post infección pero se expulsan pocos oocistos⁽⁷²⁾

B.1. Tipos Coccidias.

B.1.1. *Eimeria tenella*

Parasita a las aves alojándose principalmente en el ciego aunque puede extenderse a las partes bajas del intestino delgado así como al intestino grueso, causando lesiones severas por las cuales el hospedador muere antes que los coccidios tengan oportunidad de alcanzar otras partes del intestino.

Esta infección se da por los siguientes eventos: Los merozoitos se localizan debajo del núcleo de las células epiteliales de las glándulas del ciego y en esta situación se convierten en esquizonte. Los primeros esquizontes formados, los que se llama primera generación de esquizontes, poseen un lóbulo eosinófilo característico. Crecen y aumentan de tamaño lo mismo que las células que los contienen, cuyo núcleo esta hipertrofiado y proyectado contra los bordes libres de las células colindando con el lumen de la glándula. Cada esquizonte de estas células parasitada pasa por una división múltiple y produce aproximadamente 900 merozoitos. Los merozoitos de la primera generación miden 2-4 x 1-5 micra que tienen cuerpo fusiforme y grueso.⁽²⁴⁾

Las primeras generaciones de merozoitos se encuentran libres en el lumen de la glándula dos o tres días después de la infección con oocistos. Las células infestadas aumentan de tamaño enormemente y las que no fueron crecen sobre las células migratorias parasitas, en ellas los coccidios de segunda generación de esquizontes, Producen por división 200-250 merozoitos de la segunda generación. Al tiempo en que madura la segunda generación de esquizontes, se presentan hemorragias abundantes de las áreas afectadas. Cuando los esquizontes no se localizan en estas porciones de la mucosa, emigran más profundamente dentro de los tejidos. Las células que se separan de la mucosa maduran, poniendo en libertad a los merozoitos dentro del lumen de la glándula, pero antes de que esto ocurra se provocan intensas hemorragias por las rupturas de la mucosa lo cual llega a matar al ave. La mayoría de estos merozoitos de la segunda generación se transforman probablemente en gametocitos que son relativamente inofensivos. No obstante, algunos de los merozoitos de la segunda generación se convierten en esquizontes de la tercera generación, cuyo tamaño promedio es de $7.6 \times 9 \mu\text{m}$ permanecen en las células epiteliales y producen de cuatro a treinta merozoitos cada uno, el tamaño de estos merozoitos de la tercera generación es de $6.8 \times 1 \mu\text{m}$. Estos son probablemente los últimos merozoitos y todos se convierten en gametocitos. Cuando cesa la producción de merozoitos y se inicia la de gametocitos desaparecen los efectos patógenos de la infestación y si no hay reinfestación termina con la producción de oocistos por los gametocitos. El periodo más peligroso del ciclo biológico es aquel durante el cual los merozoitos de la primera generación se están transformando en esquizontes y originando hiperplasia de las células infestadas volviéndolas activas y desprendiéndose de la mucosa con extensas hemorragias responsable de la muerte de las aves, estas muertes tienen lugar de cinco a seis días después de la infestación con oocistos ⁽⁷³⁾.

B.1.2. *Eimeria natri*

Parásito que ataca preferentemente a las aves adultas más que a las jóvenes, ocasionando un estado crónico de coccidiosis, que se debe no tanto a la persistencia de la infestación, sino a la destrucción de la mucosa del intestino delgado y la

formación de cicatrices. Las aves que se recuperan mejoran difícilmente y se vuelven improproductivas, porque el intestino delgado no realiza sus funciones en forma adecuada. El ciclo biológico es similar al de *Eimeria tenella* pero la primera y segunda generación de esquizontes se localizan en el intestino delgado en lugar del ciego. El ciclo se divide en dos fases: a) fases que se desarrolla en el intestino delgado, b) fases que lo hacen en el intestino grueso y ciego⁽⁷²⁾.

Las lesiones causadas por esta especie se localizan en intestino delgado y grueso.

Aparecen al cuarto día post infección la segunda generación de esquizonte en el intestino delgado en forma de áreas pequeñas, blancas y opacas en la superficie de la serosa. El intestino delgado se inflama y la superficie de la serosa se enrojece; hay hemorragias petequiales y sus paredes se inflaman y son friables. La mucosa esta enrojecida y la sangre coagulada o no se acumula en el intestino. Si las aves se recuperan, la reparación de los daños da por resultados extensas escaras del intestino delgado, por esto los animales enfermos no prosperan. Una sola infestación con esta especie confiere una marcada resistencia, la mortalidad entre aves jóvenes (hasta 8 días = 14.30%, 35 días = 87%, 52 = 100.00%) aquí se presenta la inmunidad inversa debido a la edad.⁽⁷³⁾

B.1.3. *Eimeria.maxima*

La *Eimeria maxima* presentan grandes oocistos con un tamaño 21.5-42.5 x 16.5-19.8 μm y parasita principalmente el intestino delgado en su tercio medio. Tiene dos fases: sexual y asexual, estas se confinan a las células epiteliales y son relativamente grandes, de manera que sus células huéspedes pueden encontrarse desplazadas dentro de las áreas basales del epitelio. Los esquizontes no penetran debajo del núcleo de las células que parasitan, pero los gametocitos se desarrollan en las partes más profundas de las células. Los oocistos se producen en seis días post infección ocasionando una efectiva resistencia a la infestación. Las lesiones ocasionado por este parásito es producir enteritis y las deyecciones pueden contener sangre, llegando a presentarse la muerte⁽⁷³⁾

B.1.4. *Eimeria acervulina*.

Sus oocistos miden de 17.7-20.2 x 13.7-16 μm , parásito que lo podemos encontrar en el intestino delgado no penetra debajo del núcleo de las células que parasita. Sus oocistos aparecen en las heces en cantidades considerable cuatro días post infección. Las infestaciones intensas con esta especie causan decaimiento pérdida temporal del peso y de la postura, pero estos efectos no persisten y muchas aves no llegan a manifestar síntomas. Las lesiones producidas son engrosamiento de las paredes del intestino y formación de estrías transversales blancas que contienen esquizontes y oocistos. También puede haber un exudado catarral pero generalmente no hay hemorragia ⁽⁷³⁾.

B.1.5. *Eimeria brunetti*

La *Eimeria brunetti* las podemos encontrar en la parte inferior del intestino, atacando también al ciego, al recto y la cloaca. La parasitosis de grado intenso pueden propagarse hacia la parte superior del intestino delgado, mientras que las de grado ligero no causan grandes lesiones, las moderadas provocan el engrosamiento de las paredes intestinales y exudado hemorrágico. Las heces son fluidas y contienen sangre la mucosa de la parte baja del intestino muestra estrías hemorrágicas. Una parasitosis severa causa extensos daños a la mucosa intestinal pudiendo observarse manchas blancas en la superficie serosa del intestino y la perforación de sus paredes provoca en sus paredes peritonitis ⁽⁷³⁾.

C. *Eimeria columbarum*

Es una de los protozoos más frecuentes que infectan a la familia columbidae, la forma de los oocistos es esférica o subsférica y con un tamaño promedio de 20,06 x 17,52 μm . La pared del oocisto es de doble capa y el micropilo está ausente. Un gránulo polar ovoide está presente cerca de un polo del oocisto. La media de medición de oocistos fue de 16,4 x 14,3 μm . La pared del oocisto se compone de dos capas. El tiempo esporulación de los esporozoitos puede variar de 65 a 72 horas ⁽⁷⁴⁾.

C.1. Lesiones

El ave se infecta cuando ingiere oocistos presentes en las heces de otro hospedador. El oocisto se abre dando lugar a los esporocistos en el intestino delgado. Estos se introducen en las células del intestino y se reproducen asexualmente dando lugar a numerosos merozoitos que son liberados e invaden otras células. Algunos de estos merozoitos se transforman en gametocitos, que se transforman en gametos que se fusionan originando un cigoto que desarrolla un nuevo oocisto. El oocisto se expulsa con las heces y requiere varios días fuera del hospedador para madurar y dar lugar a los esporocistos infectivos.⁽¹⁸⁾

C.2. Signos clínicos

Causa muchas muertes entre pichones y aves jóvenes manifestándose en signos clínico como diarrea, rara vez con sangre en excrementos acuosos, apatía, debilidad y emaciación. Este parásito se diagnostica por examen microscópico de heces⁽⁷⁵⁾.

D. *Eimeria labbeana*.

Es un protozoo muy común en la familia de los columbidae, su descubridor fue Nieschulz en 1925. Morfológicamente los oocistos esporulados son subesféricos, con una pared lisa de oocistos bicapa (1,0 mm de espesor). Los ooquistes miden 20,2 x 16,1 (22,0 e 18,9 μ M 15,7 e 18,9) μ m, relación longitud / anchura del oocisto de 1,38. Los esporocistos son alargados-ovoides, 13,0 x 6,1 (14,5 e 12,5 μ leq 5,5 e 7,0) μ m, relación longitud / anchura del esporocisto es de 2,13⁽⁷⁶⁾.

Como todas las eimerias tienen esporozoito, este es de forma alargada y la acción que realiza dentro del ave es dejar el oocisto en el tracto alimentario de una paloma y penetra en una célula epitelial del intestino. Allí crece y se hace oval en la forma de esquizonte. Las divisiones nucleares ocurren mientras que el esquizonte aumenta en tamaño. Cuando ha llegado a su tamaño máximo, el esquizonte se descompone y libera de quince a veinte merozoitos en el lumen intestinal. Estas formas de este protozoo entran en nuevas células epiteliales, crecen en esquizontes, y así continúan la fase asexual del ciclo de vida⁽²⁴⁾.

El gametocito de *Eimeria labbeana* es un macrogametocito o microgametocitos, aunque cuando jóvenes los dos no pueden ser distinguidos entre sí. Pronto, sin embargo, el microgametocito, que se hace grande y oval, forma dentro de sí mismo por división nuclear un gran número de microgametes con forma de coma, cada uno con dos flagelos. El macrogametocito, por otro lado, crece en forma grande y en forma de huevo, convirtiéndose en un macrogamete sin sufrir ninguna división nuclear. Los pequeños microgametos, cada uno de aproximadamente tres micras de largo, escapan de la célula huésped, y uno penetra en un macrogameto. El cigoto es en realidad un oocisto joven. Su pared se vuelve relativamente gruesa y comienza hacia abajo del intestino en su camino fuera de la paloma ⁽²⁴⁾.

D.1. Signos clínicos

La enfermedad producida por este protozoo suele ser subclínica, sin embargo brotes de coccidiosis también puede ocurrir causando muchas muertes entre pichones y aves jóvenes. Clínicamente la enfermedad se caracteriza por diarrea, rara vez con sangre en excrementos acuosos, apatía, debilidad y emaciación. El diagnóstico debe ser siempre confirmado por examen microscópico de excrementos. Para el tratamiento de la coccidiosis en las palomas se recomiendan toltrazuril o clazuril con fármacos anticoccidiales y antiprotozoarios ⁽⁷⁵⁾.

E. *Trichomona gallinae*

Es el protozoo que parasita en la fauna salvaje. El hospedador principal de *Trichomona gallinae* son las aves de la familia columbidae, que tienen una elevada prevalencia de tricomoniasis sin manifestar la enfermedad, aunque también se puede infectar un gran rango de especies aviarias ⁽⁷⁷⁾. La *Trichomona gallinae* es un protozoo flagelado cuya forma varía de piriformes a redondo. Mide 6,2 a 18,9μ (media 10,5μ por 5,2μ), presenta cuatro flagelos anteriores libres y un quinto que se encuentra a lo largo de una membrana, un axostilo se extiende a lo largo del eje longitudinal de la célula y sobresale del extremo posterior como 1 a 2 μ, también se pueden observar varios cuerpos citoplasmáticos que pueden variar algo, dependiendo del medio en que el organismo crezca ⁽³⁶⁾.

E.1. Ciclo biológico

Las formas de trofozoíto de *Trichomonas gallinae* se dividen por división binaria en diferentes lugares de su localización, se transmiten de un huésped a otro por medio del proceso de alimentación que realizan con las palomas, es decir, a través de la "leche de paloma". Las aves de rapiña y los gallináceos son infectados por la contaminación fecal de los alimentos ⁽¹⁶⁾

E.2. Signos clínicos

La forma clásica suele expresarse por la aparición de placas caseosas en boca, esófago y buche, pero hay otras formas como la infiltración ósea de las tricomonas en el cráneo o migraciones vía sanguínea a órganos parenquimatosos. Este protozoo produce la enfermedad denominada Trichomoniasis que puede transmitirse por vía directa, por contacto directo, o vía indirecta a través de la alimentación o el agua. Esta vía indirecta es la razón por la que se puede infectar un rango tan amplio de familias de aves, muy distintas a los colúmbidos, como son las aves de presa, carroñeras, paseriformes, fringílidos, psitácidas, otídidos o aves de corral. Algunas especies están más adaptadas, como las palomas, que con un buen sistema inmune pueden estar infectadas sin mostrar síntomas y actuando como portadoras. Por el contrario, hay especies más susceptibles, que sin un buen sistema inmunitario manifiestan sintomatología ⁽⁷⁷⁾.

F. *Cryptosporidium spp.*

Son protozoarios que afectan tanto seres humanos como animales y son transmitidos por ooquistes resistentes a condiciones ambientales ⁽⁷⁸⁾. La enfermedad producida por este parásito es la cryptosporidiosis, la infección se produce por la ingestión de ooquistes provenientes de la contaminación fecal ambiental o de una persona o animal infectados ⁽⁷⁹⁾.

Curds (1992)⁽⁸⁰⁾ indica que este parásito se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera:

Phylum : Apicomplexa
Clase : Sporozoasida
Orden : Coccidiasina
Suborden : Eimeriorina
Familia : Cryptosporidiae
Género : Cryptosporidium

Los ooquistes de *Cryptosporidium* miden 4.5 x 5 µm, son transparentes y contienen cuatro esporozoitos, la pared de los ooquistes es lisa, incolora ⁽⁸¹⁾, recubiertos de una pared gruesa que les confiere protección en el medio ambiente, pero 20% de estos presentan pared fina y, por lo tanto, exquistan endógenamente, originando un fenómeno de autoinfección⁽⁷⁹⁾; por su pequeño tamaño y su estructura elástica pueden doblarse y atravesar los filtros de membrana y contaminar el agua que se pretende potabilizar ⁽⁸²⁾; el parásito se localiza dentro de las células epiteliales y pueden aparecer procesos de fusión o pérdida de las vellosidades intestinales, hiperplasia de las criptas y cambios inflamatorios en la lámina propia con presencia de linfocitos, neutrófilos, células plasmáticas y macrófagos ⁽⁸¹⁾.

F.1. Ciclo biológico

Cryptosporidium spp. crece y se reproduce dentro de las células epiteliales de los órganos digestivos de los vertebrados. Presentan diferentes huéspedes como peces, serpientes, aves, roedores, ardillas, venados, caballos, cerdos, ovejas, reses, gatos, perros y otros. Algunos de ellos, como los roedores, son resistentes a la enfermedad, mientras que otros, como el ganado vacuno y el hombre, son susceptibles. No existe especificidad del parásito con el huésped y se desarrolla y madura en un periodo de 12 a 24 horas⁽⁷⁹⁾.

Su ciclo biológico es monoxeno porque completa su ciclo en un huésped. La ruta de transmisión es fecal-oral, persona a persona y animal a persona debido a la ingestión de agua o comida contaminada ⁽⁸³⁾.

La persona o animal parasitado arroja ooquistes al exterior con heces; su ingestión por algún huésped potencial origina infección. Cuando llegan ooquistes al tracto gastrointestinal se liberan esporozoitos que parasitan las células epiteliales; el desarrollo de distintos estadios del parásito ocurren intracelularmente. Del esporozoito se diferencia al trofozoito; luego de la ingestión de ooquistes viables, se forma una vacuola parasitófora superficial formada por dos membranas provenientes del hospedador u otras dos provenientes del parásito; esto hace que tenga localización intracelular, pero extracitoplasmática⁽⁷⁹⁾.

Los trofozoitos se multiplican asexualmente y producen merontes tipo I (con 6 – 8 núcleos), y merontes tipo II (con 4 núcleos). Los primeros producen de 6 a 8 merozoitos, los otros sólo 4 merozoitos. Los merozoitos tipo I producen autoinfección. Los merozoitos tipo II invaden nuevas células epiteliales y se transforman en microgametos y macrogametos; se fusionan y generan un cigoto. En el cigoto se producen esporozoitos potencialmente infectivos para constituir el ooquiste. Finalmente, los ooquistes son liberados vía heces. Cada generación de parásitos se desarrolla y madura en un periodo de 12 a 24 horas ⁽³⁶⁾.

Después de multiplicaciones asexuadas y sexuadas se producen los ooquistes que son de dos tipos: de pared gruesa (80%), muy resistentes en el medio externo y responsables de la transmisión entre hospedadores; y de pared fina (20%), que serían responsables junto con los merozoitos tipo I, de la continuación indefinida del ciclo biológico en el mismo hospedador⁽⁸⁴⁾. Después de ser arrojados al medio ambiente los esporozoitos mueren, mientras los ooquistes pueden permanecer latentes por más de un año en agua o suelo húmedo⁽⁸¹⁾.

F.2. Signos clínicos

Esta enfermedad normalmente causa problemas respiratorios en pollos y pavos. Puede causar también gastroenteritis y diarrea. En humanos causa dolor abdominal, náusea, y diarrea acuosa durante 3-4 días. En individuos con problemas de inmunidad, puede causar severo daño, diarrea persistente con mala absorción de nutrientes y pérdida de peso⁽⁸⁵⁾.

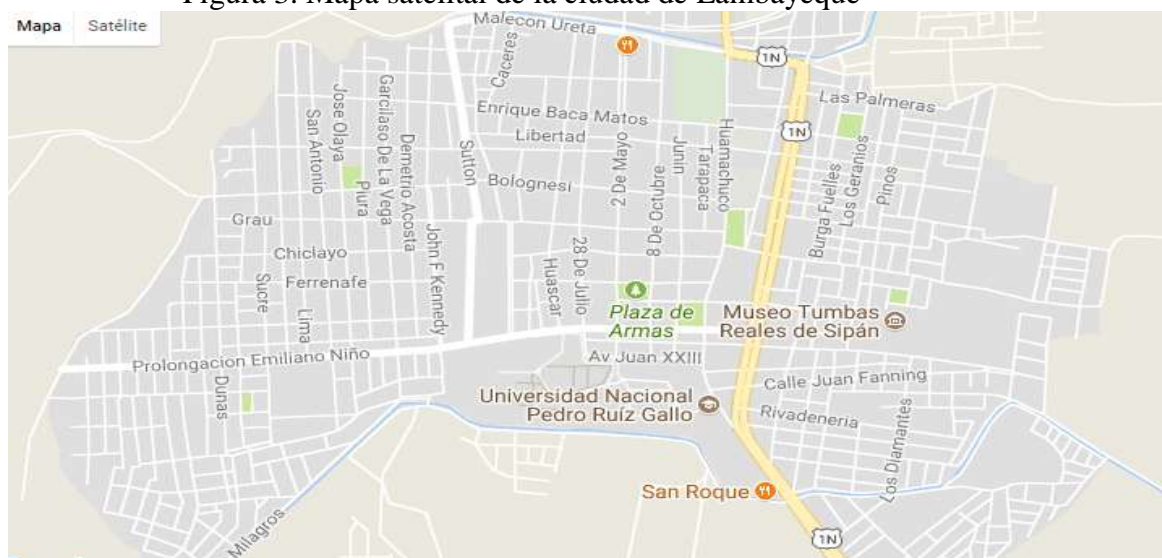
CAPITULO III

Materiales y Métodos

3.1. Ubicación geográfica.

La investigación se realizó en la ciudad de Lambayeque, ubicado en el norte de la costa peruana, sus coordenadas son: 5 28'36" y 7 14'37" de latitud Sur y 79 41'30" y 80 37'23" de longitud oeste del Meridiano de Greenwich, específicamente, en el noroeste y este de la región Lambayeque; al lado izquierdo del río Lambayeque a una altura de 18 m.s.n.m. y a 11,4 Km. de la ciudad de Chiclayo. Limita por el Noroeste con Piura y Morropón, por el norte con Huancabamba – Piura, por el sur con Chiclayo y Ferreñafe, por el este con Jaén y Ferreñafe, y por el oeste con Océano Pacífico. (Figura 3). Su clima es muy marcada, el verano con poca presencia de lluvias, donde la temperatura se eleva hasta alcanzar los 34° C. el resto el año presenta un clima otoñal, con permanente viento y temperaturas que oscilan entre los 17° y 25° C. En general presenta un clima benigno, con bajo porcentaje de humedad y con una media anual de 23° C ⁽⁸⁶⁾.

Figura 3. Mapa satelital de la ciudad de Lambayeque



Fuente: Google Earth, 2017

Para el estudio se consideraron 8 puntos de referencia dentro de la zona urbana del distrito de Lambayeque: Parques como Pascual Saco, Daniel Alcidez Carrion, Republicana, San Martin, Las Dunas, Huamachuco, Juan Fanning y plazas como Venus.

3.2. Materiales

3.2.1. Material biológico

Se emplearon 150 palomas (*Columbia livia*) capturadas al azar, en parques y plazas.

Figura 4. Palomas del parque Pascual Saco de la ciudad de Lambayeque



3.2.2. Materiales de laboratorio

3.2.2.1. Implementos

- | | |
|------------------------------|------------------------|
| ✓ Frascos de muestra. | ✓ Mortero. |
| ✓ Tubos de ensayo. | ✓ Guantes quirúrgicos. |
| ✓ Porta objeto. | ✓ Mandil. |
| ✓ Cubre objeto. | ✓ Gasa. |
| ✓ Embudo con malla metálica. | ✓ Algodón. |
| ✓ Gradillas. | ✓ Guantes. |

- ✓ Placa Petri.
- ✓ Alcohol etílico al 70%
- ✓ Varilla de vidrio.
- ✓ Equipo quirúrgico
- ✓ Bernier

3.2.2.2. Equipo de Laboratorio

- ✓ Estereoscopio marca Bausch & LOMB
- ✓ Microscopio óptico marca Nikon.
- ✓ Cocina eléctrica
- ✓ Centrifuga.

3.2.2.3. Reactivos

- ✓ Formol.
- ✓ Lugol parasitológico.
- ✓ Solución saturada de azúcar
- ✓ Bicromato de potasio al 2.5%.
- ✓ Alcohol al 70%

3.2.3. Materiales de campo

- ✓ Jaulas.
- ✓ Trampa para palomas.
- ✓ Cartones.
- ✓ Muestras de heces.
- ✓ Muestra de plumas.
- ✓ Etiquetas.
- ✓ Marcadores.
- ✓ Guantes.
- ✓ Jabón desinfectante.
- ✓ Frascos para muestras.
- ✓ Mayas
- ✓ Precintos
- ✓ Pinzas

3.3. Diseño Metodológico

Esta investigación es de tipo descriptivo, correlacional y explicativo. Descriptivo porque permite describir, medir los efectos del proyecto. Correlacional porque permite medir el grado de relación entre las variables del proyecto. Explicativo porque nos permite explicar las causas y los efectos que afectan las variables.

Para realizar la evaluación de ectoparásitos y endoparásitos se emplearon 150 palomas de la zona Urbana de la ciudad de Lambayeque. El tamaño de muestra se determinó considerando una prevalencia de 50% y un error permisible de 8%. Para esta investigación se consideraron ocho lugares (siete parques y una plazas) debido a que en estas zonas se encuentran habitando la mayor cantidad de palomas así mismo se tramitaron los permisos correspondientes a las autoridades locales para así facilitarnos el desarrollo de nuestro trabajo de investigación. (Anexo 1,2, 3, 4 y 5)

3.3.1. Fase Campo

Método de Captura

Para la captura de palomas domesticas (*Columbia livia*) se utilizaron “Trampas para palomas” (red de pescar) que se colocaran estratégicamente capturando un total de 150 palomas que luego fueron trasladadas en jaulas al laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.



Figura 5. Método de captura a través de red



Figura 6. Instalación de las trampas para palomas



Figura 7. Jaulas para palomas



Figura 8. Identificación de palomas

3.3.2. Laboratorio

3.3.2.1. Identificación de Sexo

Para la identificación del sexo en paloma (*Columbia livia*) se tuvo en consideración lo expuesto por Uribe et al., (1985)⁽⁸⁷⁾, el cual manifiesta que las diferencias sexuales clásicas en palomas adultas se basan en la distancia entre los extremos del pubis (mayor en hembras que hayan puesto huevos) y en el brillo de las plumas del cuello (más intenso en los machos).



Figura 9. Medición de pubis en palomas machos



Figura 10. Medición de pubis en palomas hembras

3.3.2.2. Edad de las palomas

Se tuvo en cuenta el color del iris y de la pupila debido a que están correlacionados entre sí y con la edad; de forma que los jóvenes tienen preferentemente el iris de color marrón y beige; y los adultos naranja y/o rosa. Por otro lado el color de la pupila, siendo en los jóvenes (blanco, gris, marrón y beige) mientras que en los adultos (naranja y amarillo)⁽⁸⁷⁾.



Figura 11. Identificación de palomas adultas



Figura 12. Identificación de palomas juveniles

3.3.2.3. Recolección de muestras

A. Heces

Para la obtención de la muestra de heces, se obtuvieron de cada jaula individual de cada paloma capturada, una cantidad de 5 gr. siendo depositadas en bolsas de polietileno, con su identificación respectiva, para su procesamiento y recolección de los parásitos para su posterior identificación.



Figura 13. Palomas en jaulas individuales para ser examinadas.



Figura 14. Recoleccion de heces

B. Ectoparásitos

Se realizó en el laboratorio de parasitología veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo; previamente nos colocamos guantes quirúrgicos para la extracción de ectoparásitos a través de pinzas en distintas zonas corporales: superficie externa de la cabeza, cuello, pecho, dorso y alas y se empleó el método de agitación pluma o cepillado ⁽⁸⁸⁾, que fueron depositadas en frascos de vidrio o plástico y las plumas fueron almacenados en una placa petri conteniendo alcohol etílico al 70%, previamente rotulados. Para la identificación de los ectoparásitos se usó el esteromicroscopio Marca Bausch & LOMB, y la información consultada para las morfologías de ectoparásitos fueron tomadas por Thienpont et al., (1990)⁽⁸⁹⁾ facilitándonos en la caracterización de los especímenes encontrados en este estudio. Se utilizó una cámara fotográfica para tomar las fotografías de los parásitos externos y finalmente se realizó el conteo de cada ectoparásito.

3.3.2.4. Técnicas de Laboratorio

A. Técnica de sujeción de paloma castilla (*Columbia livia*).

Se utilizó la técnica descrita por Soto y Acosta (2010) ⁽¹⁶⁾ en la que consiste sujetar a la paloma firme y cuidadosa tomándola en una mano y sujetando entre índices y del medio las extremidades a la vez que se fijan con el pulgar las alas.



Figura 15. Sujeción de paloma castilla (*Columbia livia*)

B. Método Directo (Hisopado).

El examen directo es el más antiguo que se conoce por los datos históricos; la finalidad se basa en el diagnóstico morfológico de los distintos estadios de los parásitos⁽⁹⁰⁾.

Para la identificación de *Trichomona* spp se realizó utilizando el método directo – Hisopado siguiendo la técnica descrita por Acosta (2009)⁽⁷⁷⁾:

Se realizaron hisopajes bucales con hisopos estériles humedecidos con solución salina estéril a las palomas capturadas. Las muestras fueron diluidas con una gota de solución salina estéril sobre una lámina portaobjeto y luego fueron observadas en un microscopio Nikon a 40 X, para apreciar la movilidad de estos protozoos.



Figura 16. Extracción de muestras a través de hisopados



Figura 17. Dilución de la muestra con solución salina estéril.

C. Tinción de Ziehl Neelsen modificada.

Según la Serie de Normas Técnicas N°37 del Ministerio de salud ⁽⁹¹⁾ el fundamento se basa en el comportamiento ácido-resistente de la cubierta de los parásitos, los cuales se tiñen de rojo y destacan sobre un fondo verde o azul, dependiendo del colorante de contraste usado, y el procedimiento es el siguiente:

- Se colocó las láminas portaobjetos sobre el soporte de las varillas de vidrio.
- Con el estilete o pinza curva hacer un frotis de heces en la lámina portaobjeto dejandose secar.
- Se fijo la lámina con alcohol metílico de 2 a 5 minutos y se dejó secar.
- Se agregó hidróxido de sodio sobre el preparado por un minuto, eliminando el exceso y luego se lavó con agua.
- Se cubrió la lámina con la fucsina fenicada (previa agitación del frasco) por 5 minutos, diluida previamente en agua al tercio (1 mL colorante y 2 mL de agua).
- Se lavó suavemente la lámina portaobjeto con agua corriente.
- Se decoloró con alcohol-ácido, cubriendo el portaobjeto por unos segundos hasta quitar el colorante.
- Luego se lavó suavemente el portaobjeto con agua.
- Se colocó como colorante de contraste azul de metileno 1-1,4% durante 5 minutos, diluidas previamente al tercio.
- Se procedió a lavar la lámina suavemente con agua corriente y dejar secar a temperatura ambiente.
- Y por último se agregó aceite inmersión para luego observar la muestra en el microscopio a 40X.



Figura 18. Muestras de heces de palomas

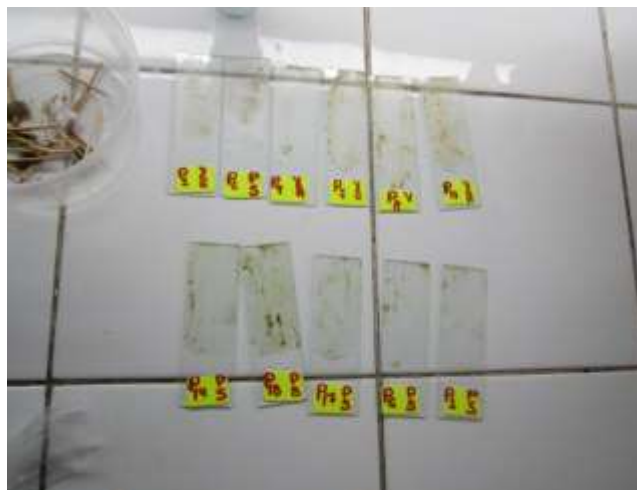


Figura 19. Frotis de heces en la lámina portaobjeto



Figura 20. Aplicación fucsina fenicada en láminas portaobjetos



Figura 21. Uso del colorante de contraste verde de malaquita o azul de metileno

D. Método de Flotación con solución saturada de Azúcar

Es un método cualitativo el cual logra la concentración de los elementos de diseminación (huevos, larvas y quistes) por flotación en un líquido de mayor densidad que ellos ⁽⁹²⁾. Esta técnica se basa en la diferencia que existe entre el peso específico del líquido de dilución empleado y de los huevecillos presentes en la muestra (de menor peso específico) ⁽⁹⁰⁾.

Según Estrada (2013)⁽⁹⁰⁾ el procedimiento es el siguiente:

- Se depositó una muestra de 3 a 4 gramos de heces a un vaso de plástico y/o mortero y homogenizar.
- Se administró agua al vaso y con la ayuda de una cuchara de aluminio o plástico disolver la muestra.
- Se agregó el contenido a otro vaso a través de una coladera.
- Se depositó la muestra en un tubo de ensaye, y enrasar con otro tubo para centrifugar
- Se centrifugó a 2500 rpm durante 3 minutos, colocando frente a frente los tubos aforados.
- Se Decantó los tubos y volver a aforar con solución saturada de Na Cl.
- Se volvió a centrifugar a 2500 rpm durante 3 minutos.
- Con la ayuda de un asa obtener unas gotas del sobrenadante, colocarlas sobre un portaobjetos y cubrir con el cubreobjetos.
- Se observó al microscopio con el objetivo 10x y 40x.

Con el apoyo de imágenes de huevecillos consultados Thienpont et al., (1990) se realizó la identificación de los parásitos presentes en las muestras.

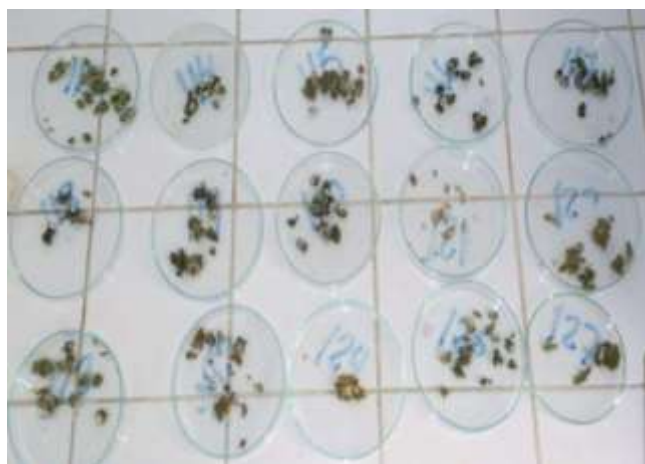


Figura 22. Recolección de heces



Figura 23. Homogenización de muestras



Figura 24. Centrifugación de muestras.



Figura 25. Observación de muestras

E. Técnica de coprocultivo (cultivo de larvas de nemátodos) con el método de Baerman

El cultivo de larvas es el procedimiento por el cual se obtienen larvas de tercer estadio (L3), de nemátodos gastrointestinales; con el fin de identificar aquellos géneros y especies parasitarias a partir de los huevos emitidos junto con las materias fecales. Se trata de proporcionar a la materia en estudio las condiciones óptimas de temperatura, humedad y oxigenación, para la eclosión de los huevos y su posterior desarrollo a larvas infectantes ⁽⁹⁰⁾.

El método de Baerman tiene como principio el aprovechamiento del tactismo biológico de las larvas (L1), tales como: el higrotropismo, el termotropismo y la gravedad que permite que las larvas migren y se facilite su obtención o aislamiento de las muestras fecales ⁽⁹⁰⁾.

Cultivo de larvas del tercer estadio.

Se realizó siguiendo la técnica del Dr. Chávez G. y se describe de la siguiente manera:

Pesamos 20 g de la muestra fecal y colocamos en 3 – 4 capas de gasa estéril amarrándola con pabilo a manera de una bolsa. Esta a su vez se introdujo dentro de

un frasco de vidrio con boca ancha de tal manera que la muestra quede suspendida y tenga la boca del frasco ligeramente cerrado para favorecer la entrada del aire.

El frasco fue llevado a un sitio oscuro y a una T° ambiental de 20°C durante 21, diariamente la bolsa con heces se humedeció con agua potable con la finalidad de permitir la eclosión de los huevos.

Recolección de las larvas infectivas.

Se logró mediante el método de Baerman, que es la siguiente:

- Al culminar el método de cultivo de larvas del tercer estadio, las bolsas conteniendo las heces se colocaron en un embudo de 26 cm. De diámetro, en el cual se agregó agua tibia en cantidad suficiente para cubrir las $\frac{3}{4}$ partes de la muestra, previamente al embudo se le adaptó un tubo de goma, provista de una pinza morh.
- El sedimento se centrifugó a 1500 r.p.m. por el lapso de 3 minutos para concentrar las larvas y agregar unas gotas de lugol al sedimento del tubo de centrífuga para colorear y a su vez matar las larvas y así facilitarnos la observación e identificación.
- Unas gotas de este sedimento se esparció sobre en una lámina porta objetos para llevarlo al microscopio y ser observado.
- La identificación de las larvas es de acuerdo a sus características morfológicas; siguiendo el proceso realizado para la técnica de Baermann y consultando a Thienpont, Rochette, Vanparijs (1990)⁽⁸⁹⁾.



Figura 26. Recolección de larvas a través del método de Bearman.

F. Coprocultivo de coccidias

Se empleó el Bicromato de potasio al 2.5%. Esta técnica se hizo con la finalidad de identificar las especies de *Eimeria* ⁽⁹³⁾, A continuación los pasos utilizados para esta técnica:

- Se tomó una porción de heces positivas y se depositó en un mortero. para humedecer, se añadió unos cc de agua.
- A través de un embudo de malla metálica tamizamos y recibimos el filtrado en una placa Petri.
- A este filtrado agregamos bicromato de potasio al 2.5% en cantidades iguales al filtrado y se dejó reposar en un lugar oscuro y a temperatura ambiente por 4 días hasta que la esporulación se complete.
- Al quinto día el cultivo de la placa se vertió en un tubo de centrifuga, para ser centrifugado por un minuto a 1500 r.p.m. y eliminar después el sobrenadante.
- Rompimos el sedimento y agregamos solución saturada de azúcar.
- Nuevamente se centrifugó por 5 minutos a 1500 r.p.m.
- Se colocó una gota del sobrenadante en una porta objetos, cubrimos con una laminilla y se observó en el microscopio, donde observamos ya ooquistes maduros.
- Utilizando un microscopio calibrado se procedió a la medición de los ooquistes esporulados para su identificación respectiva.



Figura 27. Aplicar Bicromato de potasio al 2.5% en la técnica de coprocultivo de coccidea.



Figura 28. Preparación de heces positivas a través de un mortero.



Figura 29. Extracción del sedimento a través de un embudo de malla metálica.



Figura 30. Recolección del sedimento en tubos listo para centrifugar.

3.4. Método estadístico

Los datos obtenidos se procesaron utilizando el programa estadístico SPSS ^(v) 22.

CAPITULO IV

4. Resultados y discusión.

4.1. Prevalencia de Parasitismo en palomas castilla (*Columba livia*) en la ciudad de Lambayeque

El parasitismo puede darse a lo largo de todas las fases de la vida de un organismo o sólo en periodos concretos de su vida. Una vez que el proceso supone una ventaja apreciable para la especie, queda establecido mediante selección natural y suele ser un proceso irreversible que desemboca a lo largo de las generaciones en profundas transformaciones fisiológicas y morfológicas de la especie parasitada⁽²⁴⁾. Existen factores como el clima, altitud y tipo de agua, factores geográficos que dependen los parásitos para determinar la cantidad y calidad de parásitos⁽²⁵⁾.

En la tabla 4 se observa la prevalencia de ectoparásitos con 98.00% y endoparásitos en un 97.33% y en palomas castilla (*Columbia livia*) de la ciudad de Lambayeque de un total de 150 muestras procesadas. Resultados similares a los encontrados por Naupay et al., (2015)⁽¹³⁾ en la que reportaron un tasa de prevalencia de 93.10% para ectoparásitos, estudio realizado en el distrito de San Martín de Porres, Lima, Perú en palomas comercializadas; pero diferentes a los estudios realizados por González et al., (2004)⁽⁸⁾ en Chillan (Chile); Bernal (2015)⁽¹²⁾ en Quito (Ecuador) y Tavera (2013)⁽⁵⁾ en Moquegua (Perú) encontrando una prevalencia de 32.50%, 27.40% y 54.50% respectivamente para endoparásitos; esto se debe a factores ambientales que probablemente a la temperatura y humedad relativa favorecen al desarrollo de los endoparásitos. Haciendo resaltar que la investigación coincidió con el fenómeno del niño costero en el que hubo una mayor presencia de hospederos intermediarios favoreciendo el desarrollo del ciclo biológico.

Tabla 4.

Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque.

Muestras	Endoparasitos		Ectoparásitos	
	N	p(%)	n	p(%)
Positivo	146.00	97.33	147.00	98.00
Negativo	4.00	2.67	3.00	2.00
Total	150.00	100.00	150.00	100.00

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 5 muestra las especies de endoparásitos encontradas en las palomas castilla (*Columba livia*). De 150 palomas analizadas, se observó dos grupos de parásitos positivos a protozoarios y nemátodos. En el primero grupo se identificaron a *Trichomona* spp. con la mayor prevalencia 50.00%, seguido de *Cryptosporidium* spp 46.00%, *Eimeria columbarum* 40.67% y *Eimeria labbeana* en 16.00%.

En el segundo grupo se encontró a *Ascaridia galli* 20.00%, *Capilaria columbae* 7.33%, *Subulura* spp. y *Heterakis gallinarum* 23.33% cada uno. Resultados similares a los reportados por Gonzales et al., (2004)⁽⁸⁾ en Chile en lo que se refiere a *Eimeria labbaena* (11.50%), *Capillaria columbae* (5.00%); Perez (2015)⁽¹¹⁾ reportó un 40.00% de *Trichomona* spp en su estudio en Colombia y Bernal (2015)⁽¹²⁾ investigando en Quito – Ecuador encontró un 14.80% de *Ascaridia* spp.

Eimeria labbeana y *Eimeria columbarum* han sido registrada mundialmente en palomas de Bruselas y Bélgica y, más tarde, Martínez et al., (1989)⁽⁹⁴⁾ en palomas de España y en el Perú existen pocos reportes de estos parásitos y en nuestra ciudad Lambayeque estamos reportando prevalencia de orden de *Eimeria columbarum* (40.67%) y *Eimeria labbeana* (16.00%) entendiendo que la literatura en todo el mundo describe nueve especies del género *Eimeria* y una del género *Isospora*, pero sólo tres especies son importantes para palomas: *Eimeria columbae* , *Eimeria columbarum* y *Eimeria labbeana*, que son caracterizadas por diferentes grados de virulencia⁽⁷⁰⁾.

La especie parasitaria *Capillaria columbae* es muy común a nivel mundial y además este parásito tiene como característica principal su baja especificidad, que parasita gallináceos silvestres y columbiformes⁽⁹⁵⁾, piciformes⁽⁹⁶⁾ y son parásitos descritos en muchos trabajos en aves, por lo que *Columba livia* y otros colúmbidos posiblemente actuarían como reservorio de estas especies para las aves de corral, sobre todo para las de crianza extensiva, debido a la constante visita de las palomas a los lugares de alimentación de las aves domésticas⁽⁸⁾.

Para *Cryptosporidium* spp. en nuestra investigación se encontró una prevalencia de 46.00%, siendo una enfermedad emergente de distribución mundial ⁽⁹⁷⁾, teniendo este parásito particularidades de desarrollo biológico y de trascendencia epidemiológica y entendiendo que existen investigaciones con resultado menores a los nuestros: Yang, R. *et al.*, (2016) ⁽⁹⁸⁾ reportó 29.00% de prevalencia en palomas en la ciudad de Huánuco y además otros autores encontraron este parásito en humanos Zurita *et al.*, (1987)⁽⁹⁹⁾ 3.06%; Vermejo *et al.*, (1987)⁽¹⁰⁰⁾ en Chiclayo 10.10%; Castillo (1988)⁽¹⁰¹⁾ en Trujillo 5.22% y Vigo *et al.*, (1988)⁽¹⁰²⁾ en Cajamarca 4.91%; por lo tanto es necesario su investigación individual en nuestra zona para proponer medidas de control epidemiológico que protejan la salud pública.

Las especies *Heterakis gallinarum* y *Subulura* spp se encontró en el orden de 23.33%, cada uno; ambos nemátodos tienen como vectores a las lombrices terrestres y moscas domésticas, estos juegan un papel en la transmisión debido a que ingieren estos huevos pudiendo permanecer viables en el suelo durante varios meses. Tras ser ingeridos, los huevos liberan las larvas que se instalan en el ciego, sobre todo en su luz, pero a veces también en la pared intestinal. El periodo de prepatencia es de 3 a 4 semanas. ⁽²⁴⁾ Sus prevalencias posiblemente puede deberse a la variación de una región a otra, en buena parte en función de la abundancia de los hospedadores intermediarios, haciendo saber que estas especies no afectan a bovinos, ovinos, caprinos, porcinos, caballos, perros ni gatos. Algunas otras especies de este género también afectan a algunos mamíferos, pero no las especies que parasitan a las aves ⁽⁶⁰⁾.

También se observó que en nuestra investigación los nemátodos en palomas son más frecuentes que otros grupos de parásitos como céstodos y tremátodos, coincidiendo con

Harlin, (1994)⁽³⁷⁾, quien determinó que en los Estados Unidos los nemátodos de diversos géneros son comunes en la especie, mientras que los céstodos son ocasionales y los tremátodos raros, debido a que su ciclo biológico en ambas especies es indirecto y requiere de la participación de saltamontes y cucarachas como manifiesta Morgan & Hawkins (1953)⁽¹⁰³⁾ razón por la cual los resultados no se evidencio dichos parásitos, porque nuestra investigación se realizó en palomas de la zona urbana.

Tabla 5.
Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque.

Parásitos	Muestras	
	Positivas	%
Protozoarios		
<i>Trichomonas</i> spp. \diamond	75	50.00
<i>Eimeria columbarum</i> *	61	40.67
<i>Eimeria labbeana</i> *	24	16.00
<i>Cryptosporidium</i> spp ^x	69	46.00
Nemátodos		
<i>Ascaridia galli</i> Δ	30	20.00
<i>Capillaria columbae</i> Δ	11	7.33
<i>Subulura</i> spp [▲]	35	23.33
<i>Heterakis gallinarum</i> [▲]	35	23.33

Fuente: Elaboracion propia.

(*) Técnica de coprocultivo, Δ Huevos, [▲]Método de Baerman,

^x Tinción de Zielh Nielsen, \diamond Hisopado.

En la tabla 6 se observó las especies de ectoparásitos encontradas en las palomas castilla (*Columba livia*). De las 150 muestras analizadas, se observó una gran biodiversidad de estos patógenos logrando indentificar a 4 familias de ectoparástios: Dentro de la familia Philopteridae el de mayor prevalencia fue *Columbicola columbae* 56.00%, *Campanulotes* sp. 50.67%, *Goniocotes gallinae* 44.00%, La familia Menoponidae se encontró a *Menacanthus stramineus* 16.00%, *Menopon gallinae* 47.33%; la familia Pulicidae solo se observó a *Echinophaga gallinácea* 0.67%; dentro de la familia Hippoboscidae a *Pseudolynchia canariensis* 54.00% y por último la familia de los ácaros se encontraron por primera vez a especies como *Scutacarid* sp. 32.67%, *Analgidae* 37.33%, *Dermoglyphidae* 44.67% y *Cheyletidae* 38.00 %.

La especie *Columbicola columbae* (56.00%) encontrado en nuestra investigación difieren a lo reportado por Tavera (2013)⁽⁵⁾ encontrando una tasa de 23.50% en la ciudad de Moquegua, pudiendo llegar al 82.80% investigado por Naupay (2015)⁽¹³⁾ en Lima – Perú y 100.00% como lo reportado por Gonzales et al., (2004)⁽⁸⁾ en Chillan – Chile. De igual modo para los ectoparásitos como *Campanulotes spp* se reporta un 50.67% de prevalencia resultados que difieren a diversos autores como Gonzales et al., (2004)⁽⁸⁾ encontrando un 24.5%; *Pseudolynchia canariensi* se encontró en nuestra investigación (54.00%) resultado que difiere a lo reportado por Tavera (2013)⁽⁵⁾ encontrando una tasa de prevalencia de *Pseudolynchia canariensi* 13.50% en la ciudad de Moquegua; Naupay et al., (2015)⁽¹³⁾ en Lima – Perú reportó un 10.30%., Perez et al., (2015)⁽¹¹⁾ encontraron un 17% en áreas urbanas de Envigado - Colombia y Quiguango (2015)⁽¹⁴⁾ un 31.85% en la ciudad de Quito – Ecuador. Estas diferencias pueden deberse al tiempo de estudio (estaciones) así como también la variabilidad climática (temperatura y humedad relativa); haciendo resaltar que la investigación coincidió con el fenómeno del niño en el que hubo una mayor presencia de hospederos intermediarios favoreciendo el desarrollo del ciclo biológico.

Las especies parasitarias *Echidnophaga gallinacea*, *Menopon gallinae* y *Goniocotes gallinae* se encontraron en el orden de 47.33, 44.00 y 0.67% respectivamente en palomas castilla, resultados similar a Naupay (2015)⁽¹³⁾ en Lima – Perú quien reportó 48.30% de prevalencia de *Menopon gallinae* y Naupay et al., (2015)⁽¹³⁾ en Lima – Perú con un 3.40% de *Echinophaga gallinacea* . Estos resultados para las especies descritas se debe a lo mencionado anteriormente por Barus, (1966)⁽⁹⁵⁾ y Gonzales et al., (2004)⁽⁸⁾ referentes a las características del parásito y la convivencia de las palomas con las aves de corral.

Menacanthus stramineus se encontró una tasa de prevalencia en el orden de 16.00%, resultados similares a los reportado por Naupay (2015)⁽¹³⁾ en Lima – Perú con un 17.20%. En el presente trabajo se debe de resaltar que por primera vez en el Perú estamos reportando dentro de la familia de ácaros a *Scutacarid sp*, *Analgidae*, *Dermoglyphidae* y *Cheyletidae* con una prevalencia de 32.67, 37.33, 44.67 y 38.00 % respectivamente. Entendiendo que dentro de los microartrópodos del suelo, los ácaros representan un grupo

de gran diversidad y abundancia, cuya función repercute de manera esencial en diversos procesos biogeoquímicos del mismo⁽¹⁰⁴⁾. Debido a ello, son un grupo estrechamente relacionado con los procesos del suelo, por lo que cambios en este ecosistema se ven reflejados en diversos parámetros de las comunidades de ácaros⁽¹⁰⁵⁾.

Tabla 6.

Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque.

Especies parasitarias	Muestras	
Familia Philopteridae	Positivas	P (%)
<i>Campanulotes spp</i>	76.00	50.67
<i>Columbicola columbae</i>	84.00	56.00
<i>Goniocotes gallinae</i>	66.00	44.00
Familia Menoponidae		
<i>Menacanthus stramineus</i>	24.00	16.00
<i>Menopon gallinae</i>	71.00	47.33
Familia Pulicidae		
<i>Echidnophaga gallinácea</i>	1.00	0.67
Familia Hippoboscidae		
<i>Pseudolynchia canariensis</i>	81.00	54.00
Ácaros		
<i>Scutacarid spp</i>	49.00	32.67
<i>Analgidae</i>	56.00	37.33
<i>Dermoglyphidae</i>	67.00	44.67
<i>Cheyletidae</i>	57.00	38.00

Fuente: Elaboracion propia.

4.2. Parasitismo según el sexo

En la tabla 7 se observa la prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*), según el sexo; notándose que para endoparásitos se obtuvo una prevalencia en el orden de 48.00% en Machos y un 49.33% para hembras; mientras que ectoparásitos se reporta un 49.33% en machos y un 48.67% en hembras, Estos resultado

estadísticamente no fueron significativos ($p \geq 0.05$), coincidiendo con Tudor (1991)⁽²⁷⁾ y González et al., (2004)⁽⁸⁾, quien menciona que la parasitación por endoparásitos y ectoparásitos es independiente del sexo de las aves.

Tabla 7.

Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, según sexo.

Sexo	Animales		Endoparásitos			Ectoparásitos		
	N	%	Positivos	P (%)	IC 95%	Positivas	P (%)	IC 95%
Machos	75.00	50.00	72.00	48.00	40.00-56.00	74.00	49.33	41.33-57.33
Hembras	75.00	50.00	74.00	49.33	41.33-57.33	73.00	48.67	40.67-56.67
Total	150.00	100.00	146.00	97.33	94.75-99.91	147.00	98.00	95.76-100.00

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 8 observamos la diversidad de especies de endoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, según sexo, notándose que no hubo diferencia significativa ($p \geq 0.05$) entre la infestación de endoparásitos y sexo de las aves, pudiendo deberse al escaso dimorfismo sexual en palomas, además de presentar hábitos similares en individuos de ambos sexos. Las especies de endoparásitos con mayor prevalencia en machos fueron los protozoarios *Cristosporidium* spp. y *Trichomona* spp con 26.67% y 24.00% respectivamente; mientras que en el caso del sexo hembra la mayor infestación parasitaria estuvo dada por las especies *Trichomona* spp. (26.00%), *Eimeria columbarum* y *Cristosporidium* spp. con 19.33% cada uno. Resultados que difieren al estudio hecho por Bernal (2015)⁽¹²⁾ en la ciudad de Quito - Ecuador donde reportó que la mayor infestación en machos fue por la especie *Ascaridia* sp. (15.55%) y para hembras fue *Capillaria* spp (13.33%), esto se debe a que la parasitosis es independiente del sexo de las aves.

Tabla 8.

Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según sexo

Especies parasitarias	Palomas		Macho			Hembra			p
	examinadas		(+)	%	IC 95%	(+)	%	IC 95%	
	Macho	Hembra							
Protozoarios									
<i>Trichomonas</i> spp [◇]	75.00	75.00	36.00	24.00	17.17-30.83	39.00	26.00	18.98-33.02	0.62
<i>Eimeria columbarum</i> *	75.00	75.00	32.00	21.33	14.77-27.89	29.00	19.33	13.01-25.65	0.62
<i>Eimeria labbeana</i> *	75.00	75.00	12.00	8.00	3.66-12.34	12.00	8.00	3.66-12.34	1.00
<i>Crystosporidium</i> spp [×]	75.00	75.00	40.00	26.67	19.59-33.75	29.00	19.33	13.01-25.65	0.07
Nematodes									
<i>Ascaridia galli</i> ^Δ	75.00	75.00	16.00	10.67	5.73-15.61	14.00	9.33	4.68-13.98	0.68
<i>Capillaria columbae</i> ^Δ	75.00	75.00	6.00	4.00	0.86-7.14	5.00	3.33	0.46-6.20	0.75
<i>Subulura</i> spp [▲]	75.00	75.00	18.00	12.00	6.80-17.20	17.00	11.33	6.26-16.40	0.33
<i>Heterakis gallinarum</i> [▲]	75.00	75.00	19.00	12.67	7.35-17.99	16.00	10.67	5.73e-15.61	0.56

Fuente: Elaboración propia

(^{*})Técnica de coprocultivo, [△]Huevos, [▲]Método de Baerman, [×] Tinción de Zielh Nielsn, [◇] Hisopado.

En la tabla 9 observamos las diferentes especies de ectoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, notándose que no hubo diferencia significativa ($p \geq 0.05$) entre la infestación de ectoparásitos y el sexo de las aves, debido al escaso dimorfismo sexual en las aves y por presentar hábitos similares en individuos de ambos sexos lo que no induce a la predilección de los parásitos. Las especies de ectoparásitos con mayor prevalencia en machos fueron *Columbicola columbae* (26.67%), *Pseudolynchia canariensis* (26.67%) y *Campanulotes* spp (25.33%); mientras que en el caso de las hembras la mayor infestación parasitaria estuvo dada por las especies *Columbicola columbae* (29.33%), *Pseudolynchia canariensis* (27.33%), *Menopon gallinae* (26.00%) y *Campanulotes* spp (25.33%). Resultados similares a lo reportado por Quinguango (2015) quien encontró mayor prevalencia de *Columbicola columbae* en machos; de igual manera Naupay (2015) en su estudio en Lima – Perú indicó que la especie *Columbicola columbae* fue la especie que más parasitó tanto a hembras como a machos seguido de *Menopon gallinae*; especies propias de la familia columbidae.

Tabla 9.

Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según sexo

Especies parasitarias	Palomas examinadas		Macho			Hembra			p
	Macho	Hembra	(+)	%	IC 95%	(+)	%	IC 95%	
Familia Philopteridae									
<i>Campanulotes</i> spp	75.00	75.00	38.00	25.33	18.37-32.29	38.00	25.33	18.37-32.29	1.00
<i>Columbicola columbae</i>	75.00	75.00	40.00	26.67	19.59-33.75	44.00	29.33	22.04-36.62	0.62
<i>Goniocotes gallinae</i>	75.00	75.00	35.00	23.33	16.56-30.10	31.00	20.67	14.19-27.15	0.51
Familia Menoponidae									
<i>Menacanthus stramineus</i>	75.00	75.00	12.00	8.00	3.66-12.34	12.00	8.00	3.66-12.34	1.00
<i>Menopon gallinae</i>	75.00	75.00	32.00	21.33	14.77-27.89	39.00	26.00	18.98-33.02	0.25
Familia Pulicidae									
<i>Echidnophaga gallinácea</i>	75.00	75.00	1.00	0.67	0.64-1.98	--	--	--	--
Familia Hippoboscidae									
<i>Pseudolynchia canariensis</i>	75.00	75.00	40.00	26.67	19.59-33.75	41.00	27.33	33.13-48.87	0.87
Ácaros									
<i>Scutacarid</i> spp	75.00	75.00	25.00	16.67	10.71-22.63	24.00	16.00	17.17-30.83	0.86
<i>Analgidae</i>	75.00	75.00	25.00	16.67	10.71-22.63	31.00	20.67	23.60-38.40	0.31
<i>Dermoglyphidae</i>	75.00	75.00	31.00	20.67	14.19-27.15	36.00	24.00	28.32-43.68	0.41
<i>Cheyletidae</i>	75.00	75.00	27.00	18.00	11.85-24.15	30.00	20.00	22.67-37.33	0.61

Fuente: Elaboracion propia.

4.3. Parasitismo según la edad.

Diversos autores acordaron con respecto a la relacion entre el parasitismo y la edad del animal indicaron que los hospederos de mayor edad, presentan una mayor resistencia a la infestación que los jóvenes; desconociendo las bases de la resistencia debida a la edad pero probablemente puede deberse a diferencias fisiológicas entre el huésped joven y el adulto o algún grado de inmunidad desarrollados por estos últimos ⁽²⁸⁾.

En la tabla 10 se muestra la prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en relación a la edad de las palomas castillas (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, encontrando

para la aves infestadas por endoparásitos en la etapa juvenil y adulto tuvieron una tasa en el orden de 49.33% y 48% respectivamente; mientras que en ectoparásitos se obtuvo el 49.33% y 48.67% para aves adultas y juveniles respectivamente; estos resultado al ser sometido estadísticamente no mostraron diferencias significativas ($p \geq 0.05$), es decir no existe asociación parasitaria en relación a la edad de las palomas, coincidiendo con los estudios realizado en Chile por Gonzales et al., (2004)⁽⁸⁾ en la que investigaron la relación entre la edad de palomas castilla (*Columba livia*) y la prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos.

Tabla 10.

Prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según edad.

Edad	Animales		Endoparásitos			Ectoparásitos		
	N	%	Positivas	P (%)	IC 95%	Positivas	P (%)	IC 95%
Juvenil	75.00	50.00	74.00	49.33	66.98-81.02	73.00	48.67	65.90-80.10
Adulto	75.00	50.00	72.00	48.00	64.81-79.19	74.00	49.33	66.98-81.02
Total	150.00	100.00	146.00	97.33	94.75-99.91	147.00	98.00	95.76-100.00

Fuente: Elaboracion propia.

La tabla 11 muestra las diferentes especies de endoparásitos encontrados en relacion a las edades de las palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, logrando indentificar que dentro del grupo de los protozoarios las especies con mayor prevalencia fueron *Trichomona* spp. y *Cryptosporidium* spp las que infectaron a las palomas juveniles, de igual manera estas especies también parasitaron a las palomas adultas. Resultados que difieren a lo encontrado por Bernal (2015)⁽¹²⁾ en su estudio realizado en la ciudad de Quito – Ecuador en la que reportó que la mayoría de palomas juveniles estaban infestadas por nematodos entre ellas la especie parasitaria *Capillaria* spp., esto posiblemente se puede deber al tiempo de estudio (estaciones) así como también las variabilidades climáticas.

Por otro lado dentro del grupo de los nemátodos la especie *Subulura* spp. fue la de mayor prevalencia en palomas juveniles, mientras que en las adultas el parásitos de mayor

prevalencia fue *Heterakis gallinarum*, esto puede deberse posiblemente a que este parásito tiene como característica principal su baja especificidad pudiendo parasitar a gallináceos silvestres y columbiformes ⁽⁹⁵⁾, piciformes⁽⁹⁶⁾, anseriformes⁽¹⁰⁶⁾, además de aves domésticas.

Tabla 11.

Prevalencia de especies de endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según edad.

Especies parasitarias	Palomas examinadas		Juvenil			Adulto			P
	Juvenil	Adulto	(+)	%	IC 95%	(+)	%	IC 95%	
Protozoarios									
<i>Trichomona</i> spp [◇]	75	75	40	26.67	15.97-29.37	35	23.33	16.56-30.10	0.41
<i>Eimeria columbarum</i> *	75	75	29	19.33	13.01-25.65	32	21.33	14.77-27.89	0.62
<i>Eimeria labbeana</i> *	75	75	12	8.00	3.66-12.34	12	8.00	3.66-12.34	1.00
<i>Crystosporidium</i> spp [⋄]	75	75	35	23.33	16.56-30.10	34	22.67	15.97-29.37	0.87
Nematodes									
<i>Ascaridia galli</i> ^Δ	75	75	11	7.33	3.16-11.50	19	12.67	7.35-17.99	0.10
<i>Capilaria columbae</i> ^Δ	75	75	6	4.00	0.86-7.14	5	3.33	0.46-6.20	0.75
<i>Subulura</i> spp [▲]	75	75	20	13.33	7.89-18.77	15	10.00	5.20-14.80	0.33
<i>Heterakis gallinarum</i> [▲]	75	75	15	10.00	5.20-14.80	20	13.33	7.89-18.77	0.33

Fuente: Elaboracion propia

(*) Técnica de coprocultivo, ^ΔHuevos, [▲]Técnica de Baerman, [ⓧ] Tinción de Zielh Nielsen, [◇] Hisopado.

En la tabla 12 se muestra las diferentes especies de ectoparásitos encontrados en relación a las edades de las palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, no mostrando diferencias significativas entre las especies de ectoparásitos y la edad de las palomas. Se identificaron a especies parasitarias con mayor prevalencia a *Columbicola columbae* y *Pseudolynchia canariensis* las que infectaron tanto a palomas juveniles como adultas. Resultados similares a los encontrados por Tavera (2013)⁽⁵⁾ el cual reportó a los dos especies mencionados; así como también Naupay et al., (2015)⁽¹³⁾ reportaron a *Columbicola columbae* la especie de mayor prevalencia, especies propias de la familia columbidae.

Tabla 12.

Prevalencia de especies de ectoparásitos en palomas castilla (*Columba livia*) de la ciudad de Lambayeque, según edad.

Especies parasitarias	Palomas examinadas		Juvenil			Adulto			p
	Juvenil	Adulto	(+)	%	IC 95%	(+)	%	IC 95%	
Familia Philopteridae									
<i>Campanulotes</i> spp	75.00	75.00	38.00	25.33	18.37-32.29	38.00	25.33	18.37-32.29	1.00
<i>Columbicola columbae</i>	75.00	75.00	44.00	29.33	22.04-36.62	40.00	26.67	19.59-33.75	0.51
<i>Goniocotes gallinae</i>	75.00	75.00	31.00	20.67	14.19-27.15	35.00	23.33	16.56-30.10	0.51
Familia Menoponidae									
<i>Menacanthus stramineus</i>	75.00	75.00	12.00	8.00	3.66-12.34	12.00	8.00	3.66-12.34	1.00
<i>Menopon gallinae</i>	75.00	75.00	39.00	26.00	18.98-33.02	32.00	21.33	14.77-27.89	0.25
Familia Pulicidae									
<i>Echidnophaga gallinácea</i>	75.00	75.00	--	--	--	1.00	0.67	0.67-1.98	--
Familia Hippoboscidae									
<i>Pseudolynchia canariensis</i>	75.00	75.00	41.00	27.33	20.20-34.46	40.00	26.67	19.59-33.75	0.87
Acaros									
<i>Scutacarid</i> spp	75.00	75.00	24.00	16.00	10.13-21.87	25.00	16.67	10.71-22.63	0.86
<i>Analgidae</i>	75.00	75.00	31.00	20.67	14.19-27.15	25.00	16.67	10.71-22.63	0.31
<i>Dermoglyphidae</i>	75.00	75.00	36.00	24.00	17.17-30.83	31.00	20.67	14.19-27.15	0.412
<i>Cheyletidae</i>	75.00	75.00	30.00	20.00	13.60-26.40	27.00	18.00	11.85-24.15	0.614

Fuente: Elaboración propia.

4.4. Parasitismo según el lugar.

El crecimiento demográfico así como la expansión territorial ha traído consigo nuevos asentamientos humanos, creación de urbanizaciones y conjuntos habitacionales que traen consigo nuevas plazas o parques públicos a los que acuden la familias (padres e hijos) para realizar actividades recreativas ⁽¹⁰⁷⁾.

La tabla 13 muestra las prevalencias de ectoparásitos y endoparásitos en diferentes lugares “Plaza y parques” de la ciudad de Lambayeque. Tanto para endoparásitos como ectoparásitos se encontró en la plaza Venus una prevalencia del 7.33% y entre los parques

la mayor prevalencia se localizó en Pascual Saco y San Martin, esto se debe a la densidad poblacional de palomas de dichos lugares y la diversidad del ecosistema que en estos parques se presentan siendo potencialmente riesgoso para la salud humana.

Tabla 13.

Prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en palomas de la ciudad de Lambayeque, según el lugar.

Parques y plazas	Animales		Endoparásitos			Ectoparásitos		
	N	%	Positivas	P (%)	IC 95%	Positivas	P (%)	IC 95%
Pascual Saco	49.00	32.67	47.00	31.33	23.91 - 38.76	47.00	31.33	23.91- 38.76
Daniel Alcidez Carrion	8.00	5.33	8.00	5.33	1.74 - 8.93	8.00	5.33	1.74- 8.93
Huamachuco	10.00	6.67	10.00	6.67	2.67 - 10.66	10.00	6.67	2.67- 10.66
Plaza Venus	11.00	7.33	11.00	7.33	3.16 - 11.51	11.00	7.33	3.16- 11.51
Juan Fanning	6.00	4.00	6.00	4.00	0.86 - 7.14	6.00	4.00	0.86 -7.1
Republicana	5.00	3.33	5.00	3.33	0.46 - 6.21	5.00	3.33	0.46- 5.21
San Martin	45.00	30.00	43.00	28.67	21.43 - 35.90	44.00	29.34	22.05 - 36.62
Las Dunas	16.00	10.67	16.00	10.67	5.73 - 15.61	16.00	10.67	5.73 - 15.61
Total	150	100	146	97.33		147	98.00	

Fuente: Elaboración propia.

CAPITULO V

5.1. Conclusiones

En la ciudad de Lambayeque la prevalencia de endoparásitos fue de 97.33 % y ectoparásitos de 98.00 % en palomas castilla (*Columba livia*); observándose las siguientes especies para endoparásitos: En el grupo de los Protozoarios, con mayor prevalencia fue *Trichomona* spp. (50.00%), *Cryptosporidium* spp (46.00%), *Eimeria columbarum* (40.67%) y con menor frecuencia a *Eimeria labbeana* en (16.00%); y en Nemátodos se encontró con mayor frecuencia a *Subulura* spp. y *Heterakis gallinarum* (23.33%) cada uno y *Ascaridia galli* (20.00%), *Capilaria columbae* (7.33%). Para ectoparásitos la mayor prevalencia fue *Columbicola columbae* (56.00%), *Pseudolynchia canariensis* (54.00%) y *Campanulotes* spp. (50.67%).

La parasitosis en relacion al sexo de las palomas castilla no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$), tanto para la especies de endoparásitos como ectoparásitos, siendo los adultos los mas infestados. Para ectoparásitos se observó que las especies parasitarias con mayor prevalencia fueron *Columbicola columbae* y *Pseudolynchia canariensis* las que infestaron tanto a palomas juveniles como adultas.

La prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos se encontraron en la plaza Venus 7.33% y en los parques: Pascual Saco 32.67% y San Martin 30.00%.

Se reporta por primera vez en nuestra zona 4 tipos de ácaros: *Scutacarid sp*, *Analgidae*, *Dermoglyphidae* y *Cheyletidae* con una prevalencia de 32.67, 37.33, 44.67 y 38.00 % respectivamente.

5.2. Recomendaciones

Realizar estudios de manera particular al género parasitario *Cryptosporidium* spp. debido a su desarrollo biológico y de trascendencia epidemiológica en la salud pública para proponer medidas de control epidemiológico por ser una enfermedad zoonótica.

Realizar estudios en la ciudad de Lambayeque de los ácaros encontrados por primera vez en la presente investigación, entendiendo que estos representan un grupo de gran diversidad y abundancia, cuya función repercute de manera esencial en diversos procesos biogeoquímicos en el ecosistema; además se comportan como vectores de transmisión de enfermedades zoonóticas.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Scherf BD. World watch list for domestic animal diversity. Tercera ed. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations; 2000.
2. Hoffman A, Lazo I. Aves de Chile. Primera ed. Santiago, Chile: Ril Editores; 2003. 74 p.
3. Bernal L, Rivas M, Rodriguez C, Vasquez C, Velez M. Nivel de impacto de la sobrepoblación de palomas (*Columba livia*) en los habitantes del perímetro del Parque Principal del Municipio de Envigado en el año 2011. [Internet]. Universidad Antioquia; 2011. Available from: <http://marthanellymesag.weebly.com/uploads/6/5/6/5/6565796/palomas.pdf>
4. Olalla A, Ruiz G, Ruvalcaba I, Mendoza R. Palomas, especies invasoras. CONABIO. Biodiversitas. 2009;82:7–10.
5. Tavera VM. Evaluación del Parasitismo en Palomas (*Columba livia*) en la Zona Urbana de Moquegua. Universidad nacional Jorge Basadre Grohmann - Tacna; 2013.
6. Dranzoa C, Ocaido M, Katete P. The ecto, gastro-intestinal and haemo-parasites of live pigeons (*Columba livia*) in Kampala, Uganda. Avian Pathol. 1999;28(2):119–24.
7. Mushi EZ, Binta MG, Chabo RG, Ndebele R, Panzirah R. Parasites of domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in Sebele, Gaborone, Botswana. J South African Veterinary Assoc. 2000;71(4):249–50.
8. González D, Castillo G, López J, Moreno L, Donoso S, Skewes O, et al. Parasitos gastrointestinales y externos de la paloma domestica (*Columbia livia*) en la ciudad de Chillan, Chile. Agro-Ciencia. 2004;20(2):107–12.
9. Adang KL, Oniye SJ, Ezealor AU, Abdu PA, Ajanusi OJ. Ectoparasites of Domestic Pigeon (*Columba livia domestica*, Linnaeus) in Zaria, Nigeria. Res J Parasitol. 2008;3(2):79–84.
10. Valdéz V, Vélez V. Frecuencia de la carga parasitaria por *Pseudolynchiacanaerensis* en Palomas (*Columba spp.*) capturadas en Tres Plazas del Cercado de Arequipa – Perú. Rev del Cent Investig y Prod la Fac Ciencias e Ing Biológicas y Química la Univ Católica St María - Arequipa. 2009;7((7)).
11. Pérez J, Monsalve D, Márquez C. Presencia de parásitos y enterobacterias en palomas ferales (*Columba livia*) en áreas urbanas en Envigado, Colombia. Rev Fac Nac Salud Pública [Internet]. 2015;33(3):370–6. Available from: <http://aprendeenlinea.udea.edu.co/revistas/index.php/fnsp/article/view/19996>
12. Bernal 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.” Universidad Central de Ecuador; 2015.
13. Naupay AI, Castro JH, Caro JC, Sevilla LD, Hermosilla JJ, Larraín KL, et al. Ectoparásitos en palomas *Columba livia* comercializadas en un mercado del distrito de San Martín de Porres, Lima, Perú. Rev Investig Vet del Peru. 2015;26(2):259–65.
14. Quiguango Viracocha DM. Determinación de la presencia de parásitos externos 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” [Internet]. Universidad Central de Ecuador; 2015. Available from: <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/6967>
15. Redrobe S. Palomas. In: Meredith A, Redrobe S, editors. Manual de animales exóticos. Quinta edi. Barcelon - España; 2012. p. 238–54.

16. Soto CJ, Acosta I. Prevencion y enfermedades de la paloma domestica. REDVET Rev electrónica Vet. 2010;11:84.
17. Gómez de Silva H, Oliveras de Ita A, Medellín R. *Columba livia* Gmelin, 1789. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIB-CONABIO. Proyecto U020. Mexico. D.F. 6p; 2005.
18. Jiménez J, Domingo R, Ciosta L, Marinez A. Manual Clínico de Animales Exóticos. Barcelon - España: Multimédica Ediciones Veterinarias. pp 143-152; 2009. 143-152 p.
19. Mann A. Vertebrados dañinos en Chile: desafíos y perspectivas. In: Actas del seminario taller 8 de enero del 2008 [Internet]. Santiago - Chile: Universidad Santo Tomás; 2008. p. 1–123. Available from: https://www2.sag.gob.cl/Pecuaria/bvo/BVO_11_I_semestre_2010/PDF_articulos/vertebrados_exoticos_daninos_en_chile.pdf
20. Magnino S, Haag-Wackernagel D, Geigenfeind I, Helmecke S, Dovč A, Prukner-Radovčić E, et al. Chlamydial infections in feral pigeons in Europe: Review of data and focus on public health implications. Vet Microbiol. 2009;135(1–2):54–67.
21. Ramírez O, Amador M, Camacho L, Carranza I, Chaves E, Moya A, et al. Conocimiento popular de la Paloma de Castilla (*Columba livia*) en el Parque Central de Alajuela. Zeledonia [Internet]. 2008;12(1):14–9. Available from: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4041946>
22. Tarsitano E, Greco G, Decaro N, Nicassio F, Lucente MS, Buonavoglia C, et al. Environmental monitoring and analysis of faecal contamination in an urban setting in the city of bari (Apulia Region, Italy): Health and hygiene implications. Int J Environ Res Public Health. 2010;7(11):3972–86.
23. Ordóñez N, Castañeda E. Serotipificación de aislamientos clínicos y del medio ambiente de *Cryptococcus neoformans* en Colombia. Biomedica. 1994;14:131–9.
24. Cordero del Campillo M, Rojo, F.; Martínez A, Sánchez M, S. H, Navarrete I, Díaz P, et al. Parasitología Veterinaria. McGraw Hill- Interamericana. pp. 778-803.; 1999. 778-803 p.
25. Quiroz RH. Parasitologia y enfermedades parasitarias de animales domesticos. Mexico D.F.: Editorial LIMUSA, S.A.- de C.V. p.p.286-428; 1990. 286-428 p.
26. Gallegos KA. “Prevalencia De Parásitos Gastrointestinales en Las aves del Eco Zoológico San Martín De Baños Provincia Del Tungurahua” [Internet]. Universidad Estatal de Bolivar; 2013. Available from: <http://es.scribd.com/doc/139459361/ANSIEDAD-Y-ATENCION-DE-ENFERMERIA-2>
27. Tudor DC. Pigeon health and diseases. Primera ed. Iowa State: University Press; 1991.
28. Hernández M, Larraamendy R, Szczypel B. Incidencia de Parásitos en aves de producción alternativa y recomendaciones para su control. Laboratorio de Investigación y diagnostico aviar Gaceta postal 1, Cp 17200 Santiago de Las Vegas. La Habana - Cuba; 2002.
29. Steigmaier C. Parásitos gastrointestinales en palomas de vida libre presentes en el Zoológico en época de Primavera-Verano. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad Santo Tomas; 2006.
30. Haag-Wackernagel D, Śpiewak R. Human infestation by pigeon fleas (*Ceratophyllus columbae*) from feral pigeons. Ann Agric Environ Med. 2004;11(2):343–6.
31. Méndez VM, Villamil LC, Buitrago DA, Soler-Tovar D. La paloma (*Columba livia*) en la transmisión de enfermedades de importancia en salud pública. Rev Cienc Anim. 2013;0(6):177–94.

32. Combes C. Parasitism. The Ecology and Evolution of Intimate Interactions. Segunda Ed. The University of Chicago. pp 552; 2001. 552 p.
33. Marquardt WC, Demaree RS, Grieve R. Parasitology and Vector Biology. Segunda ed. Vol. 5. Harcourt Academic Press, San Diego, California,; 2000. 702 p.
34. Lehane MJ. The Biology of Blood-Sucking in Insects [Internet]. Segunda ed. United States of America by Cambridge University Press, New York; 2005. Available from: <http://ebooks.cambridge.org/ref/id/CBO9780511610493>
35. Urquhart G, Armour J, Duncan J, Duncan A, Jennings F. Parasitología Veterinaria [Internet]. Segunda. Zaragoza (España): BlackwellScience. pp. 316-321; 2001. Available from: https://books.google.com.pe/books/about/Parasitología_veterinaria.html?id=ml28AAAACAAJ&redir_esc=y
36. Quiroz RH. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Mexico D.F.: Limusa. 876p; 2005.
37. Harlin RW. Pigeons. Exot Pet Med II. 1994;24(1):157-73.
38. Ecured. *Pseudolynchia canariensis* [Internet]. 2012 [cited 2017 Oct 22]. Available from: https://www.ecured.cu/Pseudolynchia_canariensis
39. Mullen G, Durden L. Medical and veterinary entomology [Internet]. Segunda. U.S.A: Academic Press an imprint of Elsevier Inc.; 2009. 627 p. Available from: https://books.google.com.pe/books?id=T8CWvVGwKhoC&printsec=frontcover&source=gbgbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false
40. Parasitipedia.net. Piojos de gallinas y aves domésticas: biología, prevención y control - Eomenacanthus, Goniocotes, Lipeurus, Menopon, Columbicola [Internet]. 2012 [cited 2017 Oct 20]. Available from: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=45&Itemid=88
41. Clayton DH, Price RD. Taxonomy of New World Columbicola (Phthiraptera: Philopteridae) from the Columbiformes (Aves), with descriptions of five new species. Ann Entomol Soc Am [Internet]. 1999;92(5):675-85. Available from: <http://www.ingentaconnect.com/content/esa/aesa/1999/00000092/00000005/art00005>
42. Martin MP. Revisión de Malófagos Philopteridae denunciados en España como parásitos de aves domésticas. Rev Iber Parasitol. 1975;35(1-2):41-79.
43. Soulsby EJJ. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Veterinaria [Internet]. Séptima ed. Mexico D.F.: Edi. Interamericana. pp.823; 1987. 823 p. Available from: <http://elygomez.aprenderapensar.net/files/2014/11/SOULBY-1987.pdf>
44. Hendrix CM. Diagnóstico parasitológico veterinario [Internet]. Segunda. España: Elsevier Inc. pp. 325; 1999. 325 p. Available from: https://books.google.com.pe/books/about/Diagnostico_Parasitologico_Veterinario.html?id=mG15PQAACAAJ&redir_esc=y
45. Gunn A, Pitt SJ. Arthropod parasites. In: Parasitology, an integrated approach [Internet]. Wiley-Blackwell; 2012. p. 137-79. Available from: <https://books.google.com.pe/books?hl=es&lr=&id=yPvwBpng1CwC&oi=fnd&pg=PT13&dq=Arthropod+parasites.+In:+Parasitology,+an+integrated+approach&ots=rFlt2fHkGh&sig=JU4aQQJ1yo3-6oM4Rufg8VpRthE#v=onepage&q=Arthropod+parasites.+In%3A+Parasitology%2C+an+integrated>
46. Borchert A. Parasitologia Veterinaria. Tercera Ed. Zaragoza (España): Acribia. p 85; 1964. 85 p.
47. Pulido-Villamarín A, Castañeda-Salazar R, Ávila HI, Gómez-Méndez LD, Barbosa-Buitrago AM. Microscopía y Principales Características Morfológicas de Algunos

48. Zapata R. Artrópodos como ectoparásitos y vectores de microorganismos relacionados con el proceso de infección – salud - enfermedad en animales de producción , animales de compañía y humanos. Hechos Microbiológicos. 2012;3(1):63–6.
49. Entomologia.Net. Las Pulgas (Siphonaptera) [Internet]. 13 enero, 2007. 2007 [cited 2017 Jul 3]. p. 26. Available from: http://entomologia.net/L_Siphonaptera/001Pulgas.PDF
50. BlogTri-tro. Pulgas de las Gallinas [Internet]. 2015 [cited 2017 Oct 12]. Available from: <https://www.tri-tro.com/inicio/enfermedades-parasitarias-en-gallinas/pulgas-de-las-gallinas/>
51. Misamigaslaspalomas.com. Parásitos externos [Internet]. 2011 [cited 2017 Oct 15]. Available from: <http://www.misamigaslaspalomas.com/2011/10/parasitos-externos.html>
52. Parola P, Raoult D. Garrapatas: cien años como vector. 2001. 2001;1(2):897–928.
53. Dautel H, Scheurer S, Kahl O. The pigeon tick (*Argas reflexus*): its biology, ecology, and epidemiological aspects. Zentralblatt für Bakteriologie [Internet]. 1999;289(5–7):745–53. Available from: <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0934884099800498>
54. Barriga. Las Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos en la América Latina. Segunda ed. Santiago: Germinal. pp146-155; 2002. 146-155 p.
55. Mutz I. Las infecciones emergentes transmitidas por garrapatas. Ann Nestlé. 2009;67(1):123–34.
56. Rózsa L. The ectoparasite fauna of feral pigeon populations in Hungary [Internet]. 1990 [cited 2017 Oct 20]. Available from: <http://phthiraptera.info/Publications/6725.pdf>
57. Dovc A, Zorman O, Rataj VA, Bole V, Krapez U, Dobeic, et al. Health status of free-living pigeons (*Columba livia domestica*) in the city of Ljubljana. Acta Vet Hung. 2004;52(2):219–26.
58. Galloway T, Palma R. Serendipity with chewing lice (Phthiraptera: Menoponidae, Philopteridae) infesting rock pigeons and mourning doves (Aves: Columbiformes: Columbidae) in Manitoba, with new records for North America and Canadá. Can Entomol. 2008;140(2):208–18.
59. Dik B, Halajian A. Chewing Lice (Phthiraptera) of Several Species of Wild Birds in Iran, with New Records. J Arthropod Borne Dis. 2013;7(1):83–9.
60. Parasitipedia.net. Gusanos redondos = Nematodos, parásitos internos del ganado bovino, ovino, porcino y aviar, caballos, perros y gatos. [Internet]. 29 Junio. 2016 [cited 2017 Oct 4]. Available from: http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=144
61. Sansano, J. Martinez-Herrero, M.C.; Cardells, J. Y Garijo MM. Estudio parasitológico de las palomas urbanas en la ciudad de Valencia. In: Congreso Científico de Avicultura. 2014. p. 1–7.
62. Girling S. Veterinary Nursing of Exotic Pets [Internet]. Veterinary Nursing of Exotic Pets. USA: Blackwell Publishing Ltd. pp. 71-73; 2003. 1-314 p. Available from: <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.455.7369&rep=rep1&type=pdf>
63. Atkinson C, Thomas N, Hunter B. Parasitic Diseases of Wild Birds [Internet]. . Iowa, Estados Unidos: Blackwell publishing. pp. 463-500; 2008. Available from: <http://down.ebook777.com/036/9780813820811.pdf>
64. Pazmiño AA. Estudio de la fauna parasitaria intestinal en palomas (*Columba livia gmelin*, 1789) de la ciudad de Valdivia. [Internet]. Vol. 1, Tesis pregrado. Universidad austral de Chile. pp. 41; 2007. Available from: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2007>

65. H. T, Saucedo C, Borie C, Gough R, Alcaíno H. Health status of free-living pigeons in the city of Santiago. *Avian Pathol.* 1999;28:619–23.
66. Corredor CA, Hortua L, Pinzon GE. Enfermedades parasitarias de las aves [Internet]. Blogger Patologia Aviar Uptc. 2006 [cited 2017 Nov 28]. Available from: <http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedades-parasitarias-de-las-aves.html>
67. Anillas-Columba. Ascarides y capilarias [Internet]. 2002 [cited 2017 Sep 28]. Available from: <http://www.anillascolumba.com/main/enfermedades/enfermedades/ASCARIDES-CAPILARIAS>
68. Beynon P, Forbes N, Harcourt N. Manual of Raptors, Pigeons and waterfowl [Internet]. Chitty J, Lierz M, editors. London, England: British Small Animal Veterinary Association (BSAVA). pp 272-276.; 2008. Available from: file:///C:/Users/Franco/Downloads/bsavamanualofraptorspigeonsandwaterfowl1996-160525150841.pdf
69. Suleman S, Khan MS. First report of the genus *Brachylaima* Dujardin, 1843 (Trematoda: Brachylaimidae) from the small intestine of common myna (*Acridotheres tristis*) of district Swabi, Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. *Turkish J Zool.* 2016;40(4):595–600.
70. Balicka-Ramisz A, Pilarczyk B. Occurrence of coccidia infection in pigeons in amateur husbandry. Diagnosis and prevention. *Ann Parasitol* [Internet]. 2014;60(2):93–7. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/25115060>
71. Tusalomas.net. La hexamitiasis - Enfermedades de la palomas - Colombofilia [Internet]. 2012 [cited 2017 Sep 28]. Available from: <http://www.tusalomas.es/la-hexamitiasis/>
72. Matute ML, Rivas W. Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en aves de patio jóvenes y adultas en El Sauce, León Nicaragua. [Internet]. Universidad nacional autónoma de Nicaragua; 2012. Available from: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/handle/123456789/3311>
73. Lapage G. Parasitología veterinaria. Novena edi. Mexico D.F.: Editorial Continental S.A. p. 247; 1984.
74. Saikia M, Bhattacharjee K, Sarmah PC, Deka DK, Kakati P, Konch P. Prevalence of coccidia in domestic pigeon (*Columba livia domestica*) of Assam , India. *Int J Chem.* 2017;5(3):453–7.
75. Sokół R, Michalczyk M. Pigeon coccidiosis. *Życie Weter* [Internet]. 2009;84(5):407–9. Available from: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20093145229>
76. Yang R, Brice B, Elloit A, Ryan U. Morphological and molecular characterization of *Eimeria labbeana*-like (Apicomplexa: Elmeriidae) in a domestic pigeon (*Columba livia domestica*, Gmelin, 1789) in Australia. *Exp Parasitol* [Internet]. 2016;166:124–30. Available from: <http://dx.doi.org/10.1016/j.exppara.2016.04.009>
77. Acosta I, Soto CJ, Cruz E. Incidencia subclínica de *Trichomonas* en (Subclinical incidence of *Trichomonas* in pigeons) palomas. *Rev electrónica Vet* [Internet]. 2009;10(7):1–6. Available from: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n070709B/070905.pdf%0A6>
78. Tzipori S, Griffth SJ. Natural history and biology of *Cryptosporidium parvum*. *Adv Parasito.* 1998;40:5–36.
79. Rodriguez JC, Royo G. *Cryptosporidium* y criptosporidiosis. *Control Calid SEIMC.* 2003;1–7.
80. Curds CR. Protozoa in the Water Industry. p.122 [Internet]. 1992 [cited 2017 Oct 20]. p.

122. Available from: <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US9331033>
81. Garza V. Cryptosporidiosis Nueva Enfermedad, Nueva Amenaza relacionada con el Agua. Rev Ambient sin Front. 1997;1(5).
82. Georgi L, Georgi M. Parasitología en clínica canina. Mexico D.F.: Ed. Interamericana SA.; 1994. p. 231.
83. Juranek DD. Cryptosporidiosis: Sources of infection and guidelines for prevention. Clin Infect Dis. 1995;21(suppl. 1):557–561.
84. Quiroz H. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domesticos. Tercera ed. Mexico: Editorial LIMUSA, S.A.; 2003.
85. Gaskin JM, Wilson HR, Mather FB, Jacob JP, Garcia JC. Enfermedades de las aves transmisibles a los humanos. Inst Food Agric Sci [Internet]. 2013;6. Available from: <http://ufdcimages.uflib.ufl.edu/IR/00/00/16/18/00001/AN09900.pdf>
86. Municipalidad_de_Lambayeque. Ciudad de Lambayeque [Internet]. 2005 [cited 2017 Jun 25]. Available from: http://www.munilambayeque.gob.pe/ubicacion_geografica.php
87. Uribe F, Senar JC, Camerino M, Zoologia M De, Colom L, Barcelona PZ De. Morfometria de las palomas semidomésticas (col umba livia v a r .) de la ciudad de barcelona. Misc Zool. 1985;9:339–45.
88. Clayton DH. Journal of Anzmal Comparative ecology of Neotropical bird lice (Insecta: Phthiraptera). J Anim Ecol. 1992;61:781–95.
89. Thienpont D, Rochette F, Vanparijs OFJ. Diagnose von Helminthosen durch koproskopische Untersuchung. 2da Edicio. Alemania: Fundación de Investigación Janssen; 1990. 1-205 p.
90. Estrada J. Manual de Practicas de Parasitología. Mexico D.F.; 2013.
91. Ministeriodesalud. Manual de procedminetos de laboraotrio para el diagnóstico de los parasitos intestinales del hombre. Serie de Normas Tecnicas N° 37. Lima-Perú. pp 1-101; 2003.
92. Serrano FJ. Manual Práctico de Parasitología Veterinaria. Vol. 69. España: Universidad de Extremadura.; 2010. p. 1–116.
93. Laboratorio_Central_Veterinario_Weybridge. Manual de tecnicas de parasitologia veterinaria. Traducido por Tarazona Vilas JM, editor. Editorial Acribia; 1973.
94. Martínez FJ, Martínez A, Becerra C, Martínez MS. Parasitofauna de la paloma (Columbia livia) en la provincia de Córdoba (España). Rev Iber Parasitol. 1989;49(4):279–81.
95. Barus V. Parasitic Nematodes of Birds in Czechoslovakia 1. Columbiformes, Piciformes, Falconiformes and Strigiformes. Folia Parasitol (Praha). 1966;13:7–27.
96. Magalhães P, Vicente JJ, Noronha D. Nematode parasites of Brazilian Piciformes birds: A general survey with description of Procyrnea anterovulvata n. sp. (Habronematoidea, Habronematidae). Mem Inst Oswaldo Cruz. 1996;91(4):479–87.
97. Esteban E, Anderson BC. *Cryptosporidium muris*: prevalence, persistency, and detrimental effect on milk production in a drylot dairy. J Dairy Sci [Internet]. 1995;78(5):1068–72. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7622718>
98. Vargas JL. Prevalencia de *Cryptosporidium* sp. en heces de paloma domestica (Columbia livia) de parques y plazas de la ciudad de Huánuco y su efecto en la salud pública. Universidad de Huánuco; 2016.
99. Zurita G, Paz C, Mestanza A, Zurita C. Estudios Preliminares sobre *Cryptosporidium* en el Ecuador. In: Resúm 10mo Cong Latinoamer Microbiol y 7mo Cong Peruano Microbiol. Trujillo - Perú; 1987.
100. Vermejo L, Olivares N, Berrocal J. *Cryptosporidium* en niños Inmunocompetentes. In:

- Resúmentíficos 10mo Cong Latinoamer Microbiol y 7mo Cong Peruano Microbiol. 1987. p. 260.
101. Castillo R. Frecuencia de *Cryptosporidium spp* y *Giardia lamblia* en niños con y sin diarrea en la provincia de Trujillo. Universidad nacional de Trujillo; 1988.
 102. Vigo M, Castillo R, Vargas F, Rebaza M. Parasitismo Intestinal en Niños de la Ciudad de Contumazá, Cajamarca. In: Resúm 9no Cong Nac Biología y 4to Simp Nac Educ Cieñe Biológicas, Piura. 1988. p. 200.
 103. Morgan BB, Hawkins FP. Veterinary Helminthology. Burgess Publishing Company; 1953. p. 278–97.
 104. Heneghan L, Coleman DC, Zou X, Crossley DA, Haines BL. Soil microarthropod community structure and litter decomposition dynamics: A study of tropical and temperate sites. Appl Soil Ecol [Internet]. 1998;9(1–3):33–8. Available from: <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S092913939800050X>
 105. André JP. Chapter 19 Maladies parasitaires. In: Guide pratique de maladies de oiseaux de cages et de volieres. Editions M. Paris; 2005. p. 184 –197.
 106. Purvis JR, Gawlik DE, Dronen NO, Silvy NJ. Helminths of wintering geese in Texas. J Wildl Dis. 1997;33(3):660–3.
 107. Velarde J, Chávez A, Casas E. Contaminación de parques públicos de la provincia constitucional del Callao con huevos de *Toxocara spp*. Rev Inv Vet Peru. 2000;10:12–5.

ANEXOS

ANEXO 1. Autorización para ejecución del proyecto de tesis



MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LAMBAYEQUE

AV. Bolívar N° 400 - Teléfono: (074) 282092 - Telefax: (074) 282092 - Lambayeque
www.munilambayeque.gob.pe



“Año de la consolidación del Mar de Grau”

Lambayeque, 24 de octubre del 2016

CARTA N° 437/2016-MPL-GSPyGA.

Señor.

MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO.

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria- U.N.P.R.G.

ASUNTO : RESPUESTA A SOLICITUD PARA REALIZAR PROYECTO DE TESIS.

REF. : NOTA DE ENVIO N°14318/2016 ATD DE FECHA 03 DE OCTUBRE DEL 2016.

Me es grato dirigirme a Usted, para expresarle mi cordial saludo en nombre de la Gerencia de Servicios Públicos de la Municipalidad Provincial de Lambayeque que me honro en representar.

En atención a su solicitud con Nota de envío de la referencia, en la que indica que deseando realizar un proyecto de tesis relacionado a la salud pública, siendo requisito indispensable para su etapa profesional, requiere el permiso correspondiente para realizar dicho proyecto, utilizando palomas de castilla que se encuentran en los diferentes lugares del distrito de Lambayeque, como parques, calles y mercado.

Por lo expuesto, esta Gerencia **AUTORIZA**, al señor **MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO**, identificado con DNI N° 45526459, con código Universitario N° 081671 – I y a la Srta. **DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS**, identificada con D.N.I N° 47424507 y código Universitario N° 084548-C, el permiso respectivo para realizar proyecto de tesis con palomas de castilla que se encuentran en los Parques, Calles y Mercado del Distrito de Lambayeque, a partir del 04 de octubre hasta el 31 de diciembre del 2016; debiendo dejar un ejemplar del proyecto realizado, para cultura de los estudiantes de la Biblioteca “Emiliano Niño Pastor”

Expresándole mi agradecimiento anticipado por la deferencia que le brinde la presente, aprovecho la oportunidad para reiterar los sentimientos de mi especial consideración y estima personal.

Atentamente,

Abog. Manuel Antonio Duárez Delgado
REG. ICAL N° 5255
GERENTE

C.c. - Alcaldía
Sala de Regidores
SGFA
SGMADyS
Serenazgo
Interesados (2)
Archivo
Cod.9670/2016
MADD/abz

ANEXO 2. Autorización a Gerencia de servicios públicos y gestión ambiental de la MPL.

GERENCIA DE SERVICIOS PÚBLICOS Y GESTIÓN AMBIENTAL

AV. BOLIVAR N° 400 TELEFONO N° 282092
ANEXO N° 143

“Año de la consolidación del Mar de Grau”

Lambayeque, 06 de Junio del 2017

CARTA N° 150/2017-MPL-GM-GSPyGA

Señor.

MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO.

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria- U.N.P.R.G.

ASUNTO : RESPUESTA A PRORROGA DE SOLICITUD PARA REALIZAR PROYECTO DE TESIS.

REF. : NOTA DE ENVÍO N° 5716/2017 ATD DE FECHA 25 DE ABRIL DEL 2017.

Me es grato dirigirme a Usted, para expresarle mi cordial saludo en nombre de la Gerencia de Servicios Públicos de la Municipalidad Provincial de Lambayeque que me honro en representar.

En atención a su solicitud con Nota de envío de la referencia, en la que indica prórroga de las fechas para captura y toma de muestras de palomas, para la ejecución del proyecto: PREVALENCIA DE ECTOPARASITOS Y ENDOPARASITOS EN PALOMAS de plazas y parques en la ciudad de Lambayeque.

Que, habiéndosele autorizado mediante CARTA N° 437/2016-MPL-GSPyGA, el permiso respectivo para realizar proyecto de tesis con palomas de castilla que se encuentran en los parques, calles y mercado del distrito de Lambayeque, a partir del 04 de Octubre hasta el 31 de Diciembre del 2016.

Y visto lo informado por la Sub Gerencia de Población y Salud, de la prórroga que solicita esta Gerencia **AUTORIZA, al señor MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO**, identificado con DNI. N° 45526459, con código Universitario N° 081671 – I y a la Srta. **DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS**, identificada con D.N.I. N° 47424507 y código Universitario N° 084548-C, el permiso respectivo para realizar proyecto de tesis con palomas de castilla que se encuentran en los Parques, Calles y Mercado del Distrito de Lambayeque, **a partir del 01 de mayo al 01 de Julio del 2017**; debiendo dejar un ejemplar del proyecto realizado, para cultura de los estudiantes de la Biblioteca “Emiliano Niño Pastor”,

Expresándole mi agradecimiento anticipado por la deferencia que le brinde la presente, aprovecho la oportunidad para reiterar los sentimientos de mi especial consideración y estima personal.


Atentamente.

C.c. :- Alcaldía
Sala de Regidores
SGPyS
Interesados (2)
Archivo

 **MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LAMBAYEQUE**
Gerencia de Servicios Públicos y Gestión Ambiental

Ing. Víctor Hugo De La Oliva Díaz
GERENTE

ANEXO 3. Autorización de SERFOR

 <div style="display: inline-block; vertical-align: middle; text-align: left;"><div style="background-color: #808080; color: white; padding: 2px 5px; font-weight: bold;">PERÚ</div><div style="padding: 2px 5px;">Ministerio de Agricultura y Riego</div></div>	
RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA N° 0306-2017-SERFOR-ATFFS-Lambayeque	
Chiclayo, 17 de octubre de 2017	
VISTO:	
<p>El Informe Técnico N° 0010-2017-SERFOR-ATFFS-Lambayeque/acc, sobre Autorización para captura y toma de muestras de palomas castilla (<i>Columbia livia</i>) para la ejecución del Proyecto: PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y ENDOPARÁSITOS EN PALOMAS (<i>Columbia livia</i>) DE PLAZAS Y PARQUES EN LA CIUDAD DE LAMBAYEQUE, solicitado por los señores MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO y DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS; y,</p>	
CONSIDERANDO:	
<p>Que, el Artículo 13° de la Ley N° 29763, Nueva Ley Forestal y de Fauna Silvestre, creó el Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre-SERFOR como Organismo Público Técnico Especializado, con personería jurídica de derecho público interno, y como pliego presupuestal adscrito al Ministerio de Agricultura y Riego;</p>	
<p>Que, el mismo Artículo 13° de la Ley N° 29763 declara al SERFOR como Autoridad Nacional Forestal y de Fauna Silvestre;</p>	
<p>Que, mediante Decreto Supremo N° 007-2013-MINAGRI, se aprueba el Reglamento de Organización y Funciones del SERFOR, el cual tienen entre sus funciones principales: a) Planificar, Ejecutar, Apoyar, Supervisar y Controlar la Política Nacional Forestal y de Fauna Silvestre y b) Gestionar y Promover el uso sostenible, la conservación y la protección de los Recursos forestales y de fauna silvestre;</p>	
<p>Que, mediante Decreto Supremo N° 016-2014-MINAGRI, de fecha 03-09-2014, se modifica el Reglamento de Organización y Funciones del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre-SERFOR, contemplando en la Primera Disposición Complementaria Transitoria que las Administraciones Técnicas Forestales y de Fauna Silvestre se incorporan al SERFOR, como Órganos Descentralizados de Actuación Local, siendo una de sus funciones "Actuar como primera instancia en la gestión y administración de los recursos forestales y de fauna silvestre, dentro del territorio de su competencia; y acorde a las atribuciones reconocidas";</p>	
<p>Que, el Artículo 132° del Reglamento para la Gestión de Fauna Silvestre aprobado mediante Decreto Supremo N° 019-2015-MINAGRI, de la Ley Forestal y de Fauna Silvestre - Ley N° 29763, dispone que el SERFOR promueve el desarrollo de actividades de investigación científica, realizadas por instituciones académicas y de investigación, públicas y privadas, que contribuyan al conocimiento de la biodiversidad y sus componentes, su conservación, manejo y uso sostenible; además del intercambio de información entre estas entidades, y la publicación y difusión de resultados de los estudios realizados en el país;</p>	
<p>¹ Reglamento para la gestión de Fauna Silvestre – D.S. N° 019-2015-MINAGRI</p>	
<p>Artículo 132.- Actividades de investigación de fauna silvestre</p>	
<p>El SERFOR realiza estudios de investigación del Patrimonio para el mejor cumplimiento de sus funciones establecidas.</p>	
<p>Asimismo, el SERFOR y las ARFFS promueven las siguientes actividades:</p>	
<p>a. El desarrollo de actividades de investigación científica, realizadas por instituciones académicas y de investigación, públicas y privadas, que contribuyan al conocimiento de la biodiversidad y sus componentes, su conservación, manejo y uso sostenible; además del intercambio de información entre estas entidades, y la publicación y difusión de resultados de los estudios realizados en el país. [...]</p>	
<p>Calle Juan Manuel Iturregui N° 484 – Urbanización Patazca Chiclayo T. 074-274054 www.serfor.gob.pe www.minagri.gob.pe</p>	
 <i>Trabajando para todos los peruanos</i>	

ANEXO 4. Autorización de SERFOR



PERÚ

Ministerio
de Agricultura y Riego

SERFOR

RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA N° 006-2017-SERFOR-ATFFS- Lambayeque

Que, el artículo 134° del Reglamento para la Gestión de Fauna Silvestre, establece que la ATFFS Lambayeque, otorgan autorizaciones con fines de investigación científica, que impliquen la utilización de métodos directos e indirectos para especies no categorizadas como amenazadas, no listadas en los Apéndices CITES y que en ningún caso otorgue el acceso a los recursos genéticos o sus productos derivados, de acuerdo con los lineamientos aprobados por el SERFOR para la evaluación de las solicitudes, así como los criterios para la verificación de cumplimiento de los compromisos de los investigadores;

Que, mediante solicitud presentada ante la ATFFS Lambayeque con CUT N° 19218-2017 de fecha 19.04.2017, los señores **MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO**, identificado con **DNI 45526459** y **DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS**, identificada con **DNI 47424507**, solicitan para permiso para realizar actividades de captura y toma de muestras de palomas castilla (*Columba livia*) para la ejecución del Proyecto: "PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y ENDOPARÁSITOS EN PALOMAS (*Columba livia*) DE PLAZAS Y PARQUES EN LA CIUDAD DE LAMBAYEQUE", para lo cual adjuntan la documentación pertinente;

Que, el objeto de los recurrentes es desarrollar investigación científica, requiriendo para ello realizar capturas y toma de muestras de palomas castilla (*Columba livia*), perteneciente a clase aves, Orden: Columbiformes, Familia: Columbidae y Género: Columba, especie que no se encuentra listado dentro del Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, ni se considera especie CITE, más bien es una especie doméstica², aunque existen variedades "asilvestradas" que hay que tener en cuenta;

Que, de conformidad a lo dispuesto en la Ley Forestal y de Fauna Silvestre Ley N° 29763 y su Reglamento para la Gestión de Fauna Silvestre aprobado mediante Decreto Supremo N° 019-2015-MINAGRI, y en uso de las facultades conferidas en la Primera Disposición Complementaria Transitoria del Decreto Supremo N° 016-2014-MINAGRI, así como la Resolución de Dirección Ejecutiva N° 054-2017-SERFOR-DE;

SE RESUELVE:

Artículo 1°.- AUTORIZAR las actividades de captura y toma de muestras de palomas castilla (*Columba livia*) en el ámbito del departamento de Lambayeque, para la ejecución del Proyecto de Investigación científica: PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y ENDOPARÁSITOS EN PALOMAS (*Columba livia*) DE PLAZAS Y PARQUES EN LA CIUDAD DE LAMBAYEQUE, a los señores **MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO**, identificado con **DNI 45526459** y **DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS**, identificada con **DNI 47424507**.

Artículo 2°.- TRANSCRIBIR la presente Resolución a los señores **MICHEL ANYELO COPIA GUERRERO**, **DANITZA MIREHILY QUIROGA CADENAS** y a la Dirección General de

² Aves del Perú – Jhon P. O'Neill & Theodore A. Parker III – Serie Biodiversidad Cordilbi 01

Paloma Doméstica (*Columba livia* 33-35,5 cm) No es nativa del Perú; comensal común del ser humano, ave familiar para cualquier habitante de ciudades; se prevé que ocurra en casi cualquier pueblo y ciudad, pero raramente lejos de asentamientos humanos. La variedad "silvestre" es ampliamente gris con capucha oscura, barras oscuras en las coberteras alares, y remeras y rabadilla blanca, pero las poblaciones asilvestradas muestran una sorprendente variedad de plumajes. Altamente gregaria (...)

Calle Juan Manuel Iturregui N° 484 – Urbanización Patazca

Chiclayo

T. 074-274054

www.serfor.gob.pe

www.minagri.gob.pe



Trabajando para
todos los peruanos

PERÚ

Ministerio
de Agricultura y Riego

SERFOR

RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA N° 006-2017-SERFOR-ATFFS- Lambayeque

Información y Ordenamiento Forestal y de Fauna Silvestre -SERFOR, para los fines pertinentes.

Regístrese y Comuníquese.

Ing. Rafael Guillermo Velásquez Campos
Administrador Técnico Forestal y de Fauna
Silvestre-Lambayeque

Calle Juan Manuel Iturregui N° 484 – Urbanización Patazca
Chiclayo
T. 074-274054
www.serfor.gob.pe
www.minagri.gob.pe

Trabajando para
todos los peruanos

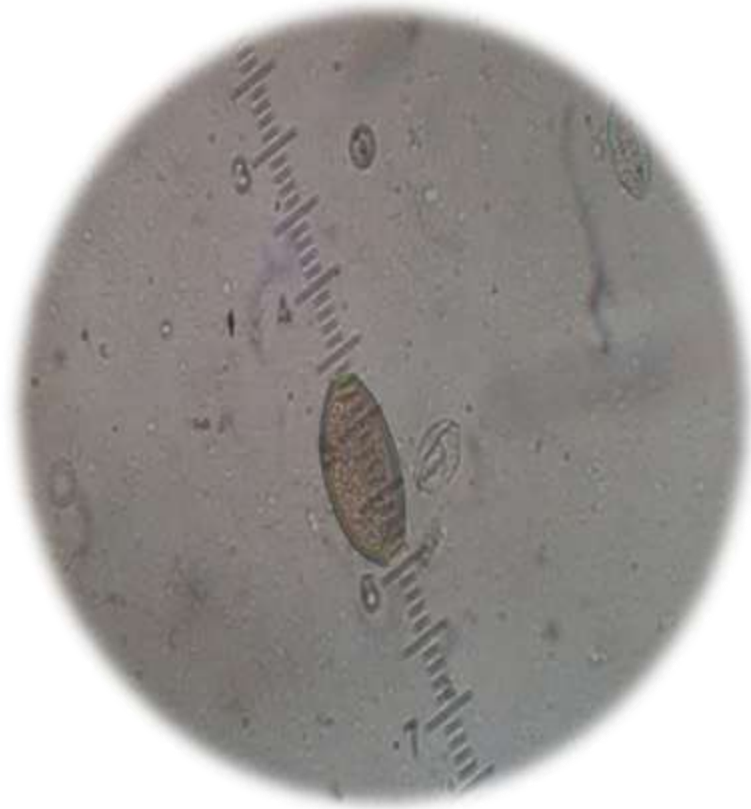
ANEXO 6. Identificación de palomas con anillos enumerados



ANEXO 7. *Ascaridia galli*



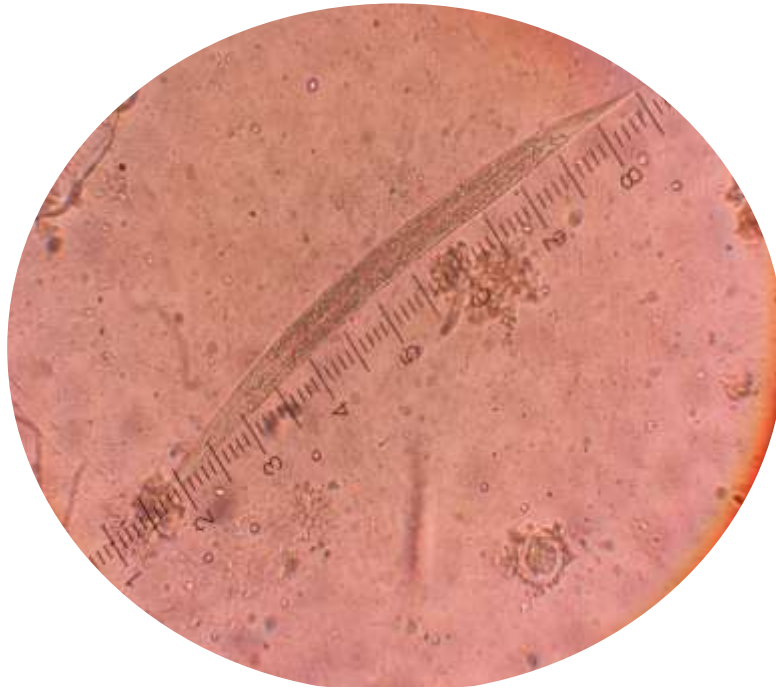
Anexo 8 *Capillaria columbae*



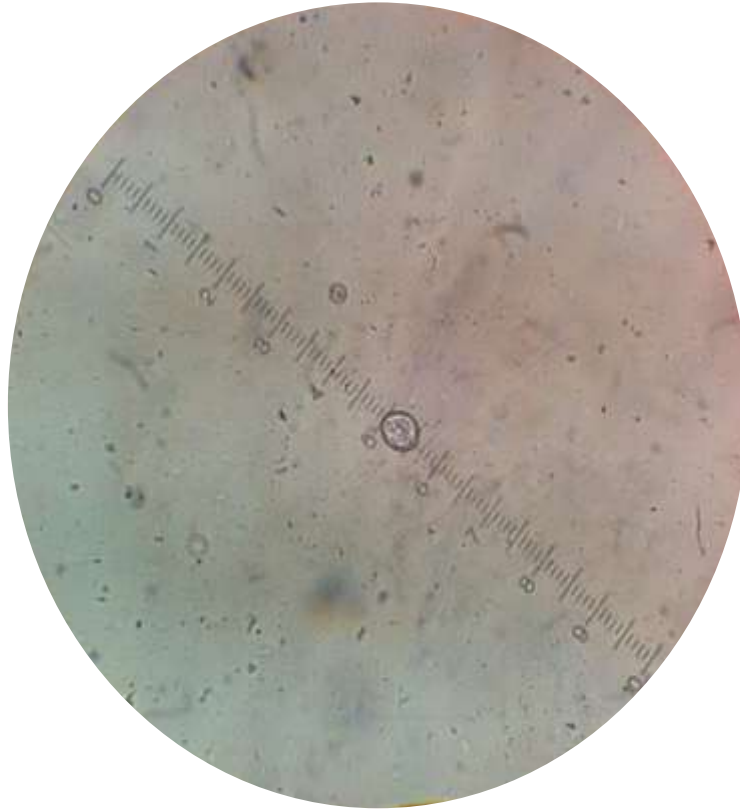
Anexo 9. *Subulura* spp



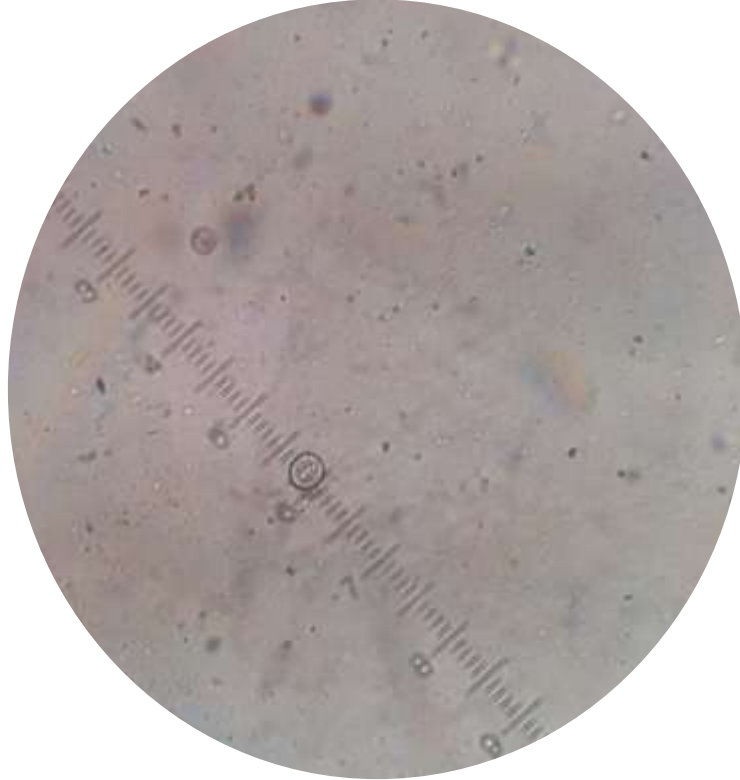
Anexo 10. *Heterakis gallinarum*



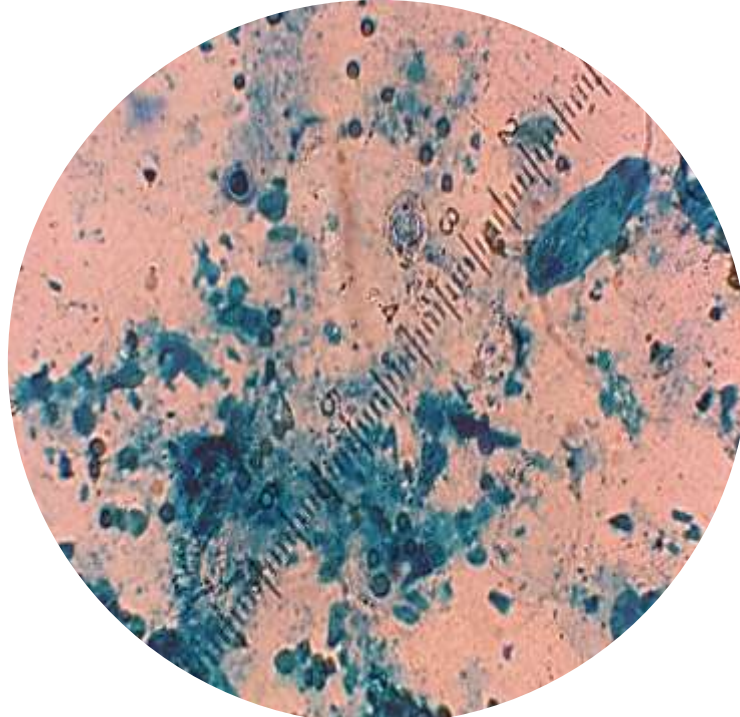
Anexo 11. *Eimeria Columbarum*



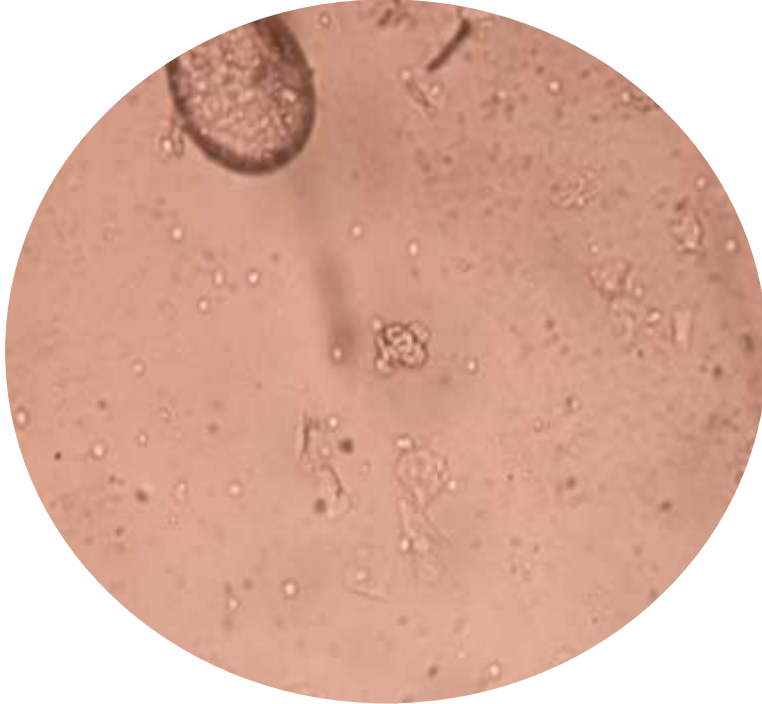
Anexo 12. *Eimera labbeana*



Anexo 13. *Cryptosporidium* spp



Anexo 14. *Trichomona* spp.



Anexo 15. *Campanulotes* spp



Anexo 16. *Gonicotes gallinae*



Anexo 17. *Columbicola columbae*



Anexo 18. *Menacanthus stramineus*



Anexo 19. *Menopon gallinacea*



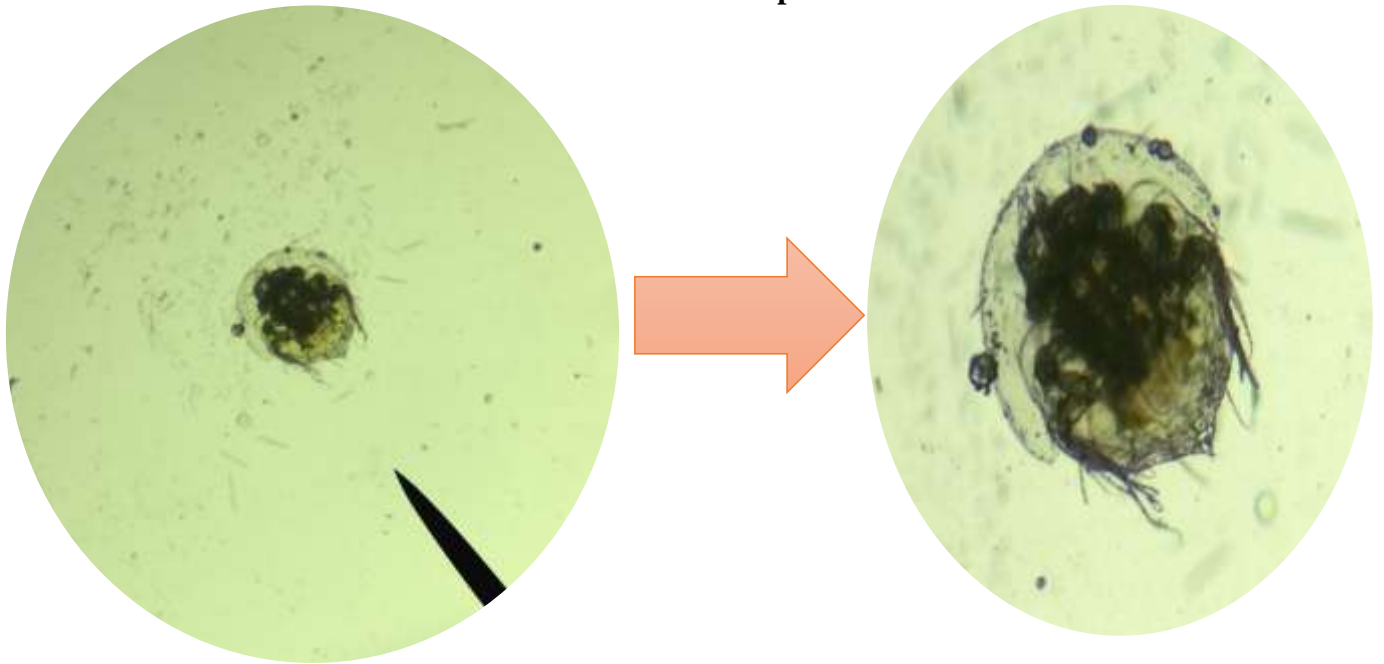
Anexo 20. *Echidnophaga gallinae*



Anexo 21. *Pseudolynchia canariensis*



Anexo 22. *Scutacarid* sp



Anexo 23. Analgidae.



Anexo 24. Cheyletidae



Anexo 25. Dermoglyphidae



Anexo 26. Parque Pascual Saco



Anexo 27. Parque Daniel Alcidez Carrion



Anexo 28. Parque Huamachuco



Anexo 29. Parque Juan Fanning



Anexo 30. Parque Republicana



Anexo 31. Parque San Martin



Anexo 32. Parque Las Dunas



Anexo 33. Plaza Venus.



ANEXO 34. BASE DE DATOS PARA ENDOPARASITOS

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
1	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
2	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
3	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
4	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
5	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
6	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
7	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
8	NEGATIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
9	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
10	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
11	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
12	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
13	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
14	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
15	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
16	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
17	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
18	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
19	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
20	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
21	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
22	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PLAZA VENUS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
23	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PLAZA VENUS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
24	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PLAZA VENUS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
25	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PLAZA VENUS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
26	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PLAZA VENUS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
27	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE REPUBLICANA	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
28	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE REPUBLICANA	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
29	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE REPUBLICANA	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
30	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE REPUBLICANA	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
31	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE REPUBLICANA	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
32	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
33	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
34	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
35	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
36	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
37	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
38	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
39	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
40	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
41	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
42	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
43	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
44	NEGATIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
45	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
46	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
47	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
48	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
49	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
50	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
51	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
52	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
53	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
54	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
55	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
56	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
57	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
58	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
59	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
60	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
61	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
62	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
63	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
64	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
65	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
66	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
67	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
68	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
69	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
70	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
71	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
72	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
73	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
74	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
75	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE HUAMACHUCO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
76	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE HUAMACHUCO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
77	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE HUAMACHUCO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
78	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE HUAMACHUCO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
79	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
80	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
81	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
82	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
83	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
84	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
85	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
86	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
87	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
88	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
89	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE JUAN FANNING	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
90	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE JUAN FANNING	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
91	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PLAZA VENUS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
92	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PLAZA VENUS	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
93	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PLAZA VENUS	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
94	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE JUAN FANNING	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
95	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE JUAN FANNING	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
96	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE JUAN FANNING	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
97	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE JUAN FANNING	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
98	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
99	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
100	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
101	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
102	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
103	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
104	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
105	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
106	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
107	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
108	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
109	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
110	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
111	NEGATIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
112	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
113	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
114	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
115	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
116	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
117	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
118	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
119	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
120	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
121	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
122	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
123	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
124	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
125	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
126	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
127	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
128	NEGATIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE SAN MARTIN	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
129	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE SAN MARTIN	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
130	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
131	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
132	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
133	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
134	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO

N° Palomas	DIAGNOSTICO	SEXO	EDAD	LUGAR	<i>Trichomona</i> sp	<i>Eimeria</i> <i>columbarum</i>	<i>Eimeria</i> <i>labbeana</i>	<i>Ascaridia</i> <i>galli</i>	<i>Capilaria</i> <i>columbae</i>	<i>Subulura</i> spp	<i>Heterakis</i> <i>gallinarum</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp
135	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
136	POSITIVO	MACHO	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
137	POSITIVO	HEMBRA	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
138	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
139	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
140	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE PASCUAL SACO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
141	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE PASCUAL SACO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
142	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
143	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE DANIEL ALCIDEZ CARRION	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
144	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PLAZA VENUS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
145	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PLAZA VENUS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
146	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PLAZA VENUS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
147	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
148	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
149	POSITIVO	HEMBRA	JUVENIL	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
150	POSITIVO	MACHO	ADULTA	PARQUE LAS DUNAS	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO

ANEXO 35. BASE DE DATOS PARA ECTOPARASITOS.

N°	Preval.	SEXO	EDAD	LUGAR	Campanulotes spp	<i>C. columbae</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>G. gallinae</i>	<i>M. stramineus</i>	<i>M. gallinae</i>	<i>P. canariensis</i>	<i>Dermoglyphidae</i>	<i>Cheyletidae</i>	<i>Scutacarid sp</i>	<i>Analgidae spp.</i>
1	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
2	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
3	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
4	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
5	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
6	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
7	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
8	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
9	NEGATIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
10	NEGATIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
11	POSITIVO	HEMBRA	DANIEL ALCIDEZ CARRION	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
12	POSITIVO	MACHO	DANIEL ALCIDEZ CARRION	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
13	POSITIVO	HEMBRA	DANIEL ALCIDEZ CARRION	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
14	POSITIVO	MACHO	DANIEL ALCIDEZ CARRION	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
15	POSITIVO	HEMBRA	DANIEL ALCIDEZ CARRION	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
16	POSITIVO	MACHO	DANIEL ALCIDEZ CARRION	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
17	POSITIVO	HEMBRA	HUAMACHUCO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
18	POSITIVO	MACHO	HUAMACHUCO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
19	POSITIVO	HEMBRA	HUAMACHUCO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
20	POSITIVO	MACHO	HUAMACHUCO	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
21	POSITIVO	HEMBRA	HUAMACHUCO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
22	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
23	POSITIVO	HEMBRA	PLAZA VENUS	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
24	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
25	POSITIVO	HEMBRA	PLAZA VENUS	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
26	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
27	POSITIVO	HEMBRA	REPUBLICANA	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
28	POSITIVO	MACHO	REPUBLICANA	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
29	POSITIVO	HEMBRA	REPUBLICANA	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
30	POSITIVO	MACHO	REPUBLICANA	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO

N°	Preval.	SEXO	EDAD	LUGAR	Campanulotes spp	<i>C. columbae</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>G. gallinae</i>	<i>M. stramineus</i>	<i>M. gallinae</i>	<i>P. canariensis</i>	<i>Dermoglyphidae</i>	<i>Cheyletidae</i>	<i>Scutacarid sp</i>	<i>Analgidae spp.</i>
31	POSITIVO	HEMBRA	REPUBLICANA	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
32	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
33	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
34	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
35	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
36	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
37	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
38	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
39	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
40	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
41	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
42	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
43	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
44	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
45	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
46	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
47	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
48	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
49	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
50	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
51	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
52	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
53	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
54	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
55	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
56	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
57	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
58	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
59	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
60	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO

N°	Preval.	SEXO	EDAD	LUGAR	Campanulotes spp	<i>C. columbae</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>G. gallinae</i>	<i>M. stramineus</i>	<i>M. gallinae</i>	<i>P. canariensis</i>	<i>Dermoglyphidae</i>	<i>Cheyletidae</i>	<i>Scutacarid sp</i>	<i>Analgidae spp.</i>
61	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
62	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
63	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
64	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
65	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
66	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
67	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
68	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
69	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
70	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
71	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
72	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
73	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
74	POSITIVO	MACHO	HUAMACHUCO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
75	POSITIVO	HEMBRA	HUAMACHUCO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
76	POSITIVO	MACHO	HUAMACHUCO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
77	POSITIVO	HEMBRA	HUAMACHUCO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
78	POSITIVO	MACHO	HUAMACHUCO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
79	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
80	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
81	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
82	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
83	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
84	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
85	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
86	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
87	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
88	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
89	POSITIVO	HEMBRA	JUAN FANNING	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
90	POSITIVO	MACHO	JUAN FANNING	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO

N°	Preval.	SEXO	EDAD	LUGAR	Campanulotes spp	<i>C. columbae</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>G.gallinae</i>	<i>M. stramineus</i>	<i>M.gallinae</i>	<i>P. canariensis</i>	<i>Dermoglyphidae</i>	<i>Cheyletidae</i>	<i>Scutacarid sp</i>	<i>Analgidae spp.</i>
91	POSITIVO	HEMBRA	PLAZA VENUS	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
92	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
93	POSITIVO	HEMBRA	PLAZA VENUS	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
94	POSITIVO	MACHO	JUAN FANNING	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
95	POSITIVO	HEMBRA	JUAN FANNING	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
96	POSITIVO	MACHO	JUAN FANNING	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
97	POSITIVO	HEMBRA	JUAN FANNING	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
98	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
99	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
100	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
101	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
102	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
103	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
104	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
105	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
106	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
107	NEGATIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
108	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
109	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
110	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
111	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
112	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
113	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
114	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
115	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
116	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
117	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
118	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
119	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
120	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO

N°	Preval.	SEXO	EDAD	LUGAR	Campanulotes spp	<i>C. columbae</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>G. gallinae</i>	<i>M. stramineus</i>	<i>M. gallinae</i>	<i>P. canariensis</i>	<i>Dermoglyphidae</i>	<i>Cheyletidae</i>	<i>Scutacarid sp</i>	<i>Analgidae spp.</i>
121	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
122	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
123	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
124	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO
125	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
126	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO
127	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
128	POSITIVO	MACHO	SAN MARTIN	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
129	POSITIVO	HEMBRA	SAN MARTIN	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
130	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
131	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
132	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
133	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
134	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
135	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
136	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
137	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
138	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
139	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
140	POSITIVO	MACHO	PASCUAL SACO	A	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
141	POSITIVO	HEMBRA	PASCUAL SACO	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
142	POSITIVO	MACHO	DANIEL ALCIDEZ CARRION	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO
143	POSITIVO	HEMBRA	DANIEL ALCIDEZ CARRION	J	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
144	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
145	POSITIVO	HEMBRA	PLAZA VENUS	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO
146	POSITIVO	MACHO	PLAZA VENUS	A	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO
147	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO
148	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
149	POSITIVO	HEMBRA	LAS DUNAS	J	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO	NEGATIVO
150	POSITIVO	MACHO	LAS DUNAS	A	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	POSITIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	NEGATIVO	POSITIVO

