



**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA**

TESIS

**HEMOPARÁSITOS EN PALOMA DE CASTILLA (*Columba livia*)
PROCEDENTES DE UNA ZONA RURAL Y UNA ZONA URBANA EN EL
DEPARTAMENTO DE LIMA**

**FREDDY EDGAR ARELLANO LIMA
BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE

MÉDICO VETERINARIO

LIMA-PERÚ

2016

ÍNDICE

	Pág.
Dedicatoria	i
Agradecimiento	ii
Resumen	iii
Abstract	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
III. MATERIALES Y MÉTODOS	28
IV. RESULTADOS	34
V. DISCUSIÓN	36
VI. CONCLUSIONES	40
VII. RECOMENDACIONES	41
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42
Anexos	52

DEDICATORIA

El presente trabajo se lo dedico a Dios por dar alegría a mí vida y poner en mi camino a maravillosas personas que me hacen crecer profesionalmente, a mis padres Jobita y Lino y a mi hermana Margot por su gran cariño, apoyo, consejo y paciencia. A mi gran amor Adela por su inmenso cariño, amor y consejos de los cuales aprendo siempre.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco la realización de este trabajo de investigación a la MV. Nidia Puray, MV. Nancy Carlos, MV. Elizabeth Solano y a la MV. Paloma Alcázar por su orientación y gran paciencia durante el proceso de realización de la tesis. A la Universidad Alas Peruanas, por brindarme la oportunidad para poder desarrollarme profesionalmente. Al parque ecológico Campo Santo en especial a la MV. Eva Chomba, al grupo de estudio Fauna Silvestre de la Universidad Alas Peruanas. Además al Centro poblado Pampas San Alejo en especial al señor Pedro Arellano por toda la ayuda prestada.

RESUMEN

La paloma de Castilla (*Columba livia*) es un ave introducida en el Perú y es portadora de hemoparásitos que pueden o no causar sintomatología clínica. Al no contar con referencias para la Ciudad de Lima, el objetivo del estudio fue determinar la presencia de hemoparásitos en las palomas de Castilla procedentes de una zona urbana y una zona rural en el departamento de Lima. El estudio se llevó a cabo en el centro poblado Pampas San Alejo ubicado en la ciudad y provincia de Barranca (zona rural) y en un Zoológico ubicado en el distrito de San Juan de Miraflores, ciudad y provincia de Lima (zona urbana). Se capturaron 52 aves adultas utilizando redes de neblina (25 machos y 27 hembras), 28 y 24 aves en la zona rural y urbana, respectivamente. Las aves capturadas fueron llevadas al Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria, para obtener 0,5 ml de sangre de la vena ulnar media y realizar frotices sanguíneos. Los frotices fueron fijados con metanol y teñidos con Tinción Giemsa para ser observados al microscopio. Los resultados se expresaron en porcentajes. Se obtuvo que el 94,23%(49/52) de las aves fueron positivas a la presencia de hemoparásitos, identificando a tres especies de estas: 94,23% *Haemoproteus sp.*, 13,46% *Plasmodium sp.* y 1,92% *Leucocytozoon sp.*

PALABRAS CLAVE: Hemoparásitos, *Columba livia*, Lima, Perú

ABSTRACT

Castilla pigeon (*Columba livia*) is introduced in Peru bird and carries blood parasites that may or may not cause clinical symptoms. In the absence of references to the City of Lima, the aim of the study was to determine the presence of blood parasites in pigeons Castilla from an urban area and a rural area in the department of Lima. The study was carried out in the town center Pampas San Alejo located in the city and province of Barranca (rural areas) and in a zoo located in the district of San Juan de Miraflores, city and province of Lima (urban area). 52 adult birds using mist nets (25 males and 27 females), 28 and 24 birds in the rural and urban area were captured respectively. Captured birds were taken to the Central Laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences Academic Professional School of Veterinary Medicine, to obtain 0.5 ml of blood from the vein ulnar half and make blood frotices. The frotices were fixed with methanol and stained with Giemsa stain to be observed microscopically. The results are expressed as percentages. It was obtained 94.23% the (49/52) were positive birds to the presence of hemoparasites, identifying these three species. 94.23% *Haemoproteus* sp, 13.46% *Plasmodium* sp. and 1.92% *Leucocytozoon* sp.

KEYWORDS: Hemoparasites , *Columba livia* , Lima, Perú

I. INTRODUCCIÓN

Los parásitos son agentes causales de enfermedad, tanto de la flora y fauna silvestre, como también de los hombres y los animales domésticos, lo que potencialmente trae consigo un impacto socioeconómico y de salud pública muy importantes (1).

El Perú es considerado un país megadiverso, posee cerca de 1 835 especies de aves reportadas, situándose entre los primeros países en ornitofauna (2). Entre ellas se encuentran aves introducidas como la paloma doméstica (*Columba livia*), que ocasiona problemas en las ciudades debido a su descontrolada proliferación y consiguientes problemas en salud pública, debido a que esta ave puede ser reservorio de agentes infecciosos (bacteriano, viral o parasitario). Un grupo importante de parásitos son los hemoparásitos, estos pueden hallarse en el plasma, glóbulos rojos (eritrocitos) o glóbulos blancos (leucocitos). Los grupos de hemoparásitos más frecuentes en aves son: *Haemoproteus sp.*, *Leucocytozoon sp.* y *Plasmodium sp.* (3, 4).

Los estudios sobre hemoparásitos son enfocados en numerosos taxones de animales. Sin embargo, en Latinoamérica pocos son los estudios en aves y el Perú no es la excepción. A nivel de Latinoamérica resaltan los estudios realizados en Colombia enfocados en Hemoparásitos aviares y la Inmunoparasitología en aves de vida libre o silvestres (3).

Debido a la importancia de los hemoparásitos en poblaciones silvestres y con el fin de conocer el papel de la paloma Castilla (*Columba livia*) como potencial reservorio

zoonótico, el objetivo del estudio fue determinar la presencia de hemoparásitos en palomas de Castilla (*Columba livia*). Para esto se realizó una observación directa de muestras de sangre con la utilización el microscopio. Además, se evaluó las posibles diferencias presentes entre poblaciones de aves procedentes de una zona urbana y una zona rural. Esta información contribuiría al mejor conocimiento de la diversidad de hemoparásitos y su implicancia en la salud de algunas especies, como el hombre y otras aves simpátricas.

II. MARCOTEÓRICO

2.1 Hemoparásitos

2.1.1 Generalidades

Los hemoparásitos son protozoos que viven o realizan parte de su ciclo de vida dentro de los glóbulos rojos o glóbulos blancos, provocando que estos no realicen convenientemente sus funciones y mueran en un menor plazo de vida. Debido a esto el organismo está obligado en producir una mayor cantidad de estos componentes sanguíneos para reemplazar los que murieron antes de tiempo y mantener sus funciones a un ritmo normal (5).

Los representantes del Phylum Apicomplexa son parásitos intracelulares de reptiles, aves y mamíferos que presentan unas características morfológicas y de desarrollo similar (6). Dentro de este Phylum destaca el suborden Haemosporida, al que pertenecen los géneros *Haemoproteus sp.*, *Leucocytozoon sp.* y *Plasmodium sp.* (7).

Estos géneros pueden llegar a infectar a diferentes especies de aves como lo demuestra el estudio realizado por Forrester y colaboradores (1994) en EEUU, el cual utilizó diversas aves rapaces nocturnas y diurnas analizando frotis, teñido con tinción Wright-Giemsa y observados al microscopio, hallando *Haemoproteus sp.* 67%,

Plasmodium sp. 22%, *Leucocytozoo sp.* 9%, Trypanosom 1%, y microfilarias 1% en general. En Strigiformes (búhos y lechuzas) y Falconiformes (halcón, águila y aguiluchos) se halló que el 76% (44/58) y 58% (25/43) de los individuos analizados fueron positivos a hemoparásitos el (8).

2.1.2 Hemoparásitos en la paloma de Castilla (*Columba livia*)

La malaria aviar es una enfermedad de distribución mundial, transmitida por mosquitos y común en aves silvestres. La enfermedad es causada por un protozoo intracelular del género *Plasmodium sp.* y *Haemoproteus sp.* que comportarte características morfológicas y de desarrollo con parásitos del orden Hemosporida (9).

Debido a las diferencias encontradas en el ciclo vital y los vectores involucrados en la transmisión de los diferentes géneros de haemosporidios, algunos autores sugieren restringir el término malaria exclusivamente a aquellas enfermedades producidas por parásitos del género *Plasmodium*, excluyendo del término las infecciones producidas por los géneros *Haemoproteus* y *Leucocytozoon*. Pero existe una marcada controversia en cuanto al empleo de esta terminología, en parte debido al estrecho parentesco filogenético entre estos géneros, lo que apoyaría la incorporación de todos ellos como parásitos de la malaria aviar (10).

Hay poca evidencia de que la malaria aviar provoque grandes mortalidades, ya que en la mayoría de aves se encuentran infectadas de forma natural. La patogenicidad se hace más evidente en aves con infecciones agudas y aves cautivas en zoológicos. Los impactos más significativos de estos parásitos pueden ser patologías subclínicas e indirectas con efectos a largo plazo en el curso de la vida y éxito reproductivo (9).

2.2.1 *Haemoproteus* spp.

2.2.1.1 Taxonomía

Phylum:	Apicomplexa
Clase:	Aconoidasida
Orden:	Haemosporida
Familia:	Plasmodiidae
Género:	<i>Haemoproteus</i> (6)

Haemoproteus columbae es un hemoparásito estricto que solo puede vivir y desarrollarse dentro del glóbulo rojo de las palomas, necesitando para su transmisión de un vector. El único vector reconocido en esta transmisión es la mosca de la paloma *Pseudolynchia canariensis* (5). Pero se sugiere que probablemente la *P. canariensis* no sea el único vector del *Haemoproteus*, ya que otras especies de *Haemoproteus* es transmitido por Culicoides, y es posible que estos insectos estén implicados en el ciclo de vital de *H. columbae* (4, 11, 12).

2.2.1.2 Morfología

Las únicas formas que se encuentran en los eritrocitos son los gamontes. Estos pueden variar desde formas diminutas hasta gamontes alargados y en forma de creciente que rodean parcialmente el núcleo de la célula hospedadora, en forma de collar. El núcleo puede verse desplazado, pero no hasta el borde de la célula. Los gránulos del pigmento están dispersos por todo el citoplasma. Los microgamontes se tiñen de color que va de azul claro a rosa. El núcleo es rosa pálido y difuso, y los gránulos de pigmento están recogidos en una masa esférica (11).

2.2.1.3 Ciclo de vida

Los parásitos se desarrollan en dos grupos de hospedadores, vertebrados (aves) e hospedadores invertebrados (mosquitos chupadores de sangre) (4). El ciclo de *Haemoproteus sp.* es complejo e implica tanto la reproducción sexual (gametogénesis y fertilización) en el hospedero invertebrado (hospedero definitivo), como la asexual (esporogonia) en el hospedero vertebrado (hospedadores intermediarios) (4).

En el *Haemoproteus sp.* el ciclo de vida comienza cuando el insecto (hospedero invertebrado) ingiere sangre del hospedero intermediario que contiene los parásitos maduros como son los macrogametócitos (femeninos) y microgametocitos (masculinos) (3, 4). En el intestino se induce una serie compleja de eventos (continúa a la etapa sexual ahora en el vector), donde los gametocitos maduran. Los microgametocitos producen de 8 a 12 células pequeñas en forma de hilo (microgametos), que fecundan al macrogameto. La fertilización origina cigotos móviles (ooquinetos) que penetran las células epiteliales del intestino, originando un ooquiste. Cuando el ooquiste madura libera los esporozoitos (forma parasítica infectiva) al hemocele. Estos migran y se acumulan en las glándulas salivares del insecto que infecta al ave en la siguiente picadura. Los ooquistes de *H. columbae* pueden llegar a 40 μm o incluso más de diámetro (3).

En el ave (hospedero vertebrado), los esporozoitos pueden infectar el pulmón, pasando a una forma asexual de reproducción denominada esquizonte. El proceso final de maduración del esquizonte culmina con la liberación de cientos de merozoitos (formas parasíticas infectantes). Estos pueden reinfectar los tejidos sólidos iniciales, o migrara la sangre y desarrollarse en gametocito dentro de los glóbulos rojos. Los gametocitos se desarrollan hasta diferenciarse morfológicamente en macrogametocitos y microgametocitos, convirtiéndose infecciosa de las aves, 7 a 10 días después de la invasión sanguínea (3). La parasitemia en la circulación sanguínea alcanza su punto máximo después de 21 días de la infección (4).

2.2.1.4 Patogenia

Parece que casi todas las especies de *Haemoproteus sp.* se encuentran bien adaptados a sus hospederos, ya que se informan de pocos signos clínicos. En pavos los signos más frecuentes son claudicaciones graves, diarrea, depresión grave, emaciación y anorexia en pavos. También puede producir anemia y agrandamiento de hígado (13).

A la necropsia, la miopatía se relaciona con megaloesquizontes, agrandamiento de molleja, disnea y muerte repentina con hemorragia en corazón, así como también pulmones edematosos e hígados firmes hinchados (13, 14).

En circunstancias normales el género *Haemoproteus sp.* se considera no patógena, cuando son intensas las parasitemias pueden causar problemas clínicos si el ave está estresada o inmunosuprimida (15); Y es posible que la existencia de un estado subclínicos de un proceso infeccioso pueda comprometer la vida del ave (16).

2.2.1.5 Epidemiología

La distribución geográfica de este hemoparásito varía dependiendo de la zona geográfica correlacionado con la disponibilidad del vector y ave susceptible (1). Los estudios demuestran una alta prevalencia, pudiendo aumentar la parasitemia en periodos de cría y estrés (3). Diversos estudios a nivel mundial reportan este género de hemoparásitos en diversas especies de palomas, como se describe a continuación.

Gicik y Arslan (2001) realizaron su estudio en 12 localidades del distrito de en Ankara en Turquía, capturando 200 palomas salvajes (*Columba livia*, *Columba oenas* y

Columba palumbus) (82 jóvenes y 118 adultos). Se obtuvo una muestra sanguínea de las aves para realizar frotices y teñirlos con Giemsa. Se observó solo la presencia de *Haemoproteus sp.* en el 57% de las aves (114/200). Según la edad de las aves, las más jóvenes 47,5% (39/82) mostraron menor porcentaje de infección que las adultas 63,5% (75/118). En las hembras y machos se encontró un porcentaje de 62,5% (55/88) y 52,6% (59/112), respectivamente (17).

Adriano y Cordeiro (2001) evaluó la prevalencia e intensidad de hemoparásitos en tres especies de palomas salvajes en Brasil: 331 ejemplares de *Zenaida auriculata*, 62 ejemplares de *Columbina talpacoti* 57 ejemplares de *Scardafella squammata*. Después de la captura y toma de muestra de sangre, los frotices se tiñeron con Giemsa y observo al microscopio, hallando a *Haemoproteus columbae* en el 100% de los individuos de *Z. auriculata*, 51,6% de *C. talpacoti* y el 19,3% en *S. squammata*. Las muestras de *Zenaida auriculata* tuvieron una mayor intensidad de la infección que las otras especies de palomas. No hubo correlación entre el nivel de parasitemia y la variación en la temperatura ambiente (18).

En el año 2007 (Cuba), Acosta y colaboradores estudiaron 200 palomas (*Columba livia*) que llegaron a consulta, 172 con sin signos clínicos aparentes y 28 aparentemente sanas. Todas las aves fueron analizadas realizando frotices sanguíneos con tinción Romanovski y observados al microscopio. Se encontraron que el 60,5% (121/200) animales positivos a *Haemoproteus sp.* Concluyendo que este hemoparásito tiene una alta prevalencia y con una mayor incidencia (71,4%) en palomas aparentemente sanas, respecto a las que demostraban signos clínicos (19).

De igual manera, otro reporte hecho en Brasil por Tietz y colaboradores (2007) donde se evaluó la presencia de parásitos en 58 palomas de vida libre (*Columba livia*) en una zona urbana, el diagnóstico serológico se estableció mediante el uso de frotis de sangre teñido con Quick Panoptic y Giemsa. Se encontró *Haemoproteus sp.* en 67,24%

(39/58) y 46,55% (27/58) respectivamente, Esta diferencia mostró que el método Quick Panoptic rápida fue más sensible para detectar parásitos en frotis de sangre de *Columba livia*. Demostrando así una alta prevalencia de *Haemoproteus sp.* (20).

En la India, Gupta y colaboradores (2011) llevaron a cabo un estudio con 266 individuos de *Columba livia*, en busca de hemoparásitos utilizando la tinción Giemsa con buffer fosfato. 148 palomas fueron positivos para hemoparásitos con una prevalencia del 55,63%, 130 palomas fue positiva a *Haemoproteus sp.* y sólo 18 palomas presentaban infección dual de *Haemoproteus sp.* y *Plasmodium sp.* (21).

Borji y colaboradores (2011) evaluaron la prevalencia de hemosporidios en paloma (*Columba livia*) y el efecto de la infección por *Haemoproteus columbae* en los factores bioquímicos. Se estudiaron 280 palomas (*Columba livia*) capturados en la provincia de Jorasán, en Irán. Se obtuvieron muestras sanguíneas que fueron conservadas en tubos con EDTA, para luego realizar frotices sanguíneos que fueron teñidos con Giemsa a una dilución de 5% en solución tampón durante 30 minutos. La infección con *Haemoproteus columbae* y *Leucocytozoon sp.* fue de 50% y 2%, respectivamente. (22).

Hosseini y colaboradores (2012) estudiaron la prevalencia de parásitos de la paloma doméstica (*Columba livia*) en una zona semiárida del sur de Khorasan (Irán). Estudiaron 129 aves (44 polluelos y 58 adultos). El único hemoparásito encontrado fue *Haemoproteus columbae* con una prevalencia de 47,05%; los análisis fueron mediante frotis sanguíneo fijados con metanol y teñidos con tinción Giemsa (23).

En Brasil, Sebaio y colaboradores (2012) capturaron 925 aves, correspondiendo a 109 especies de las familias Muscicapidae, Conopophagidae, Troglodytidae, Dendrocolaptidae, Emberizidae, Thamnophilidae, Tyrannidae, Vireonidae, Furnariidae y Pipridae. Con el objetivo de detectar hemoparásitos, se tiñeron frotices sanguíneos con

Giemsa. Un total de 146 aves (15,8%) de 62 especies y 11 familias tenían al menos una muestra de parásitos; De los 146 aves infectadas se observó la siguiente prevalencia: *Plasmodium sp.* 54,8%; *Trypanosoma sp.* 23,3%, *Haemoproteus sp.* 23,3% y *Microfilarias* 2,1%. Además, concluyeron que las aves de regiones neotropicales parecen tener bajas tasas de prevalencia de parásitos en la sangre, independientemente del tipo de hábitat o región (24).

2.2.1.6 Diagnóstico, tratamiento y control

El diagnóstico se puede dar mediante la identificación de especies basándose sólo en la morfología de los gametocitos en las células huésped mediante microscopia generalmente teñidas con Giemsa o Quick Panotic (4, 25). Los gránulos de los gametocitos maduros contienen pigmento amarillo-marrón refractil, que ocupa casi el 50% del total de eritrocitos que rodea el núcleo, lo que a menudo causa la desviación. Los extractos de antígenos de se usan para hacer la prueba de ELISA para *Haemoproteus columbae* en palomas, la especificidad y sensibilidad de esta prueba es util, sin embargo, no se conocen su confianza, pero puede resultar útil para dar un diagnóstico en las aves con baja infección (4).

Otro medio de diagnóstico es mediante la técnica de Reacción en cadena de la polimerasa (PCR). El uso de los métodos genéticos y reacciones en cadena de la polimerasa sensibles son muy útiles para determinar la parasitemia. Extracción de ADN y la PCR son técnicas más sensibles (25).

Por otro lado, no se requiere de tratamiento, pero si el caso lo amerita puede utilizarse la quinacrina que es eficaz contra gametos y no contra esquizontes o tratamientos antipalúdicos recomendados en la plasmodiosis (13, 26). Las medidas están encaminadas a la lucha y el control del vector, la mosca, es primordial si no se quiere presentar de forma indefinida la infección circulando dentro del palomar (4).

2.2.2 *Plasmodium* sp.

2.2.2.1 Taxonomía

Phylum	Apicomplexa
Clase	Aconoidasida
Orden	Haemosporida
Familia	Plasmodiidae
Genero	<i>Plasmodium</i> (13)

El género *Plasmodium* sp. produce la malaria aviar conocida a nivel mundial. Es una enfermedad infecciosa, que afecta por lo general a las aves, reptiles, seres humanos y otros mamíferos (4, 15). La mayor diversidad de especies de *Plasmodium* sp. fue documentado en Galliformes, Columbiformes y Passeriformes (15). Se agrupan en 14 subgéneros, siete de los cuales ocurren en reptiles, tres subgéneros en los mamíferos y cuatro en aves (4). Todas las especies de *Plasmodium* sp. son transportados por los mosquitos, principalmente pertenecientes a la familia Culicidae (4, 27).

Se han estudiado las complejas relaciones coevolutivas entre parásitos de la malaria aviar de los géneros *Haemoproteus* y *Plasmodium*, y sus vectores. El género *Plasmodium* sp. parece tener más facilidad para "saltar" de una especie a otra ya que afectan a un amplio rango de aves, por lo que pueden considerarse generalistas. Los pertenecientes al género *Haemoproteus* sp. suelen ser más selectivos, infectando a especies que están emparentadas filogenéticamente (28).

Además, se ha identificado que los parásitos presentes en los mosquitos presentan una compleja relación coevolutiva entre las líneas genéticas de los insectos y los parásitos sanguíneos del género *Haemoproteus* sp. *Plasmodium* sp. Estos presentarían únicamente relaciones generalistas con los insectos; a diferencia que *Haemoproteus*,

encontrando relaciones significativas entre algunas líneas genéticas de parásitos y de insectos, sugiriendo una estrecha relación coevolutiva entre ellas (28).

2.2.2.2 Morfología

Se caracterizan morfológicamente por la presencia del aparato conoidal o complejo conoidal, integrado por un conjunto de microtúbulos que forman: el anillo polar, los roptries, los micronemas, el conoide y los microtúbulos sub peliculares (29).

Los gamontes (gametocitos) son redondos o irregulares, desplazan el núcleo de la célula hospedadora y pueden incluso llegar a expulsarlo del eritrocito. El pigmento es fino y como puntas de alfiler. La esquizogonia tiene un ciclo de 12 a 36 horas, produciéndose entre 8 y 32 merozoítos, según la cepa (11).

2.2.2.3 Ciclo de vida

Los parásitos de la malaria aviar primero se desarrollan en los mosquitos de la familia de Culícidos (Culex, Aedes y raro en Anopheles), sólo las hembras transmiten el parásito a su anfitrión (26). El ciclo del *Plasmodium sp.* se caracteriza por exigir un hospedero vertebrado en el que tiene lugar la esquizogonia en dos fases. La primera de las cuales se realiza repetidas veces en las células del sistema retículo histiocitario (endotelios y células hematopoyéticas, esquizogonia exoeritrocítica), con varias generaciones de esquizontes que forman merozoítos repetidores del ciclo (criptomerozoítos) hasta que aparezcan otros merozoítos (metamerozoítos). Los merozoítos invaden los hematíes para formar esquizontes, formadores de merozoítos que, a su vez, invaden otros hematíes, produciendo un pigmento característico derivado de la hemoglobina (26).

Algunos de estos merozoítos pueden invadir elementos histiocitarios para continuar el ciclo exoeritrocítico y finalmente, dan lugar a los gamontes, que han de ser adquiridos por un mosquito (hospedero invertebrado), en el que maduran. Posteriormente se unen para formar zigotos móviles (ooquinetos) carentes de envoltura quística, e inician la esporogonia, con formación de esporozoítos, inoculados con la saliva cuando el mosquito se alimenta de otra ave (26).

Puede ocurrir que en la etapa exoeritrocíticas secundaria, invaden diversos órganos tales como el hígado, bazo, riñón y pulmón, estos casos son responsables quizás por una parasitemia severa posterior (27).

2.2.2.4 Patogenia

La patogenicidad varía considerablemente con las especies de parásitos, incluso parásitos de la misma especie pueden diferir en su patogenicidad dependiendo del ave infectada. La patología se asocia con deterioros en la termorregulación; deshidratación; inflamación del hígado (hepatomegalia); aumento de tamaño del bazo (esplenomegalia); hemólisis intravascular; hemoglobinuria (presencia de sangre en la orina) y anemia severa (3).

2.2.2.5 Epidemiología

Entre los procesos maláricos causados por los plasmodios, la malaria de las aves tiene mayor importancia en medicina veterinaria debido a que está ampliamente difundido entre las aves (31). En general, los plasmodios no son ya patógenos para sus hospedadores naturales, pero si para los que no son habituales, como por ejemplo, los animales de parques zoológicos (30).

Varias especies de *Plasmodium* pueden afectar a las aves domésticas y de vida libre, parasitando los glóbulos rojos y siendo transmitidos por las picaduras de mosquitos *Culex* spp. y *Aedes* spp. (27) (31). La enfermedad está localizada geográficamente en países que presentan bosques tropicales donde existe una alta propagación de la infección por el vector (5).

La malaria es endémica en más de 100 países, especialmente en América Central y del Sur, República Dominicana, Haití, África, Asia (India, Sureste Asiático y Oriente Medio) y Pacífico Sur (32).

Se han descrito cuatro formas de *Plasmodium* sp. que afectan al hombre y pueden causar zoonosis: *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium ovale* y *Plasmodium malariae*. Recientemente se ha descubierto que *Plasmodium knowlesi*, es originario de los primates no humanos y puede infectar al hombre (32). Aunque no hay reportes de que estas u otras especies de *Plasmodium* sp. puedan infectar a las aves o viceversa.

Stoskopf y colaboradores (1979) estudiaron diez individuos de pingüino de patas negras africana (*Spheniscus demersus*) en cautiverio con diversos signos clínicos (depresión, anorexia, regurgitación, palidez de mucosas y dificultad respiratoria). Al analizar frotices sanguíneos teñidos con tinción Wright's, se diagnosticó malaria aviar (*Plasmodium relictum* y *Plasmodium elongatum*). Además, reporta que solo una de las aves murió a causa de estos hemoparásito (33).

Soares y colaboradores (1999) realizaron un estudio en *Gallus gallus domesticus* en el municipio Seropédica, estado de Río de Janeiro, Brasil. El análisis se realizó mediante frotis de sangre y se tiñó con coloración Giemsa y halló *Plasmodium* sp. con una parasitemia mayor a 10% (34).

En el año 2000 en Colombia, Matta y colaboradores estudiaron 159 aves de la familia Tyrannidae. Al observar los frotices sanguíneos teñidos con Giemsa, se halló una prevalencia general de 10,1% para la presencia de hemoparásitos, obteniendo como resultado *Trypanosoma sp.* 4%, *Microfilaria sp.* 6% y *Plasmodium sp.* 1,3%. Además, concluyen que la frecuencia de infección en aves del neotrópico es más bajas que las registradas para las aves del neártico (35).

Murata y colaboradores (2002) estudiaron 701 aves salvajes (69 especies) en zonas urbanas de Japón durante 13 años (1988 a 2001). Observando frotices sanguíneos teñidos con Giemsa hallaron que el 10,6% de las aves resultaron positivos a hemoparásitos pertenecientes a tres géneros como *Plasmodium sp.* 1,7%, *Haemoproteus sp.* 5,1% y *Leucocytozoon sp.* 4,6%. Todas las 278 muestras de palomas domesticas (*Columba livia*) resultaron negativos a hemoparásitos (36).

En la India, Jahan y colaboradores (2011) estudiaron 266 palomas (*Columba livia*) observando frotices sanguinas teñidos con Giemsa en busca de hemoparásitos. Encontrando hemoparásitos en un 55,63% del total de la poblacion, *Haemoproteus sp* 48,87%, no hallándose *Plasmodium sp* en forma individual, la infección mixta se encontró en un 2,67% de las aves (37).

En Irak, Barwari y Saeed (2012) estudiaron 128 palomas (*Columba livia*) en busca de hemoparásitos utilizando la Tinción Giemsa en los frotices sanguíneos Hallando *Haemoproteus sp.* en machos (73,2%) y en hembras (49,1%); así como *Plasmodium sp.* en machos (31,7%) y hembras (41,5%). Todas las aves presentaron infección mixta (38).

Lapointe y colaboradores (2012) reportan la patogenicidad de *Plasmodium sp.* en aves Paseriformes. Consideran que las aves que habitan islas (Hawai, las Islas Galápagos y

otros archipiélagos) no habrían evolucionado con el parásito, en comparación con aves continentales. Por lo cual, estarían más expuestas a efectos negativos y se consideran una amenaza importante para las aves (9).

En Pakistán, Fiaz y Mustafa (2014) evaluaron 120 palomas (*Columba livia*) de 6 lugares distintos de la ciudad de Lahore durante seis meses. En los frotis sanguíneos teñidos con Giemsa, se identificaron *Haemoproteus sp.*, *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.* La tasa de incidencia más alta en machos se registró en junio (56,9%) y en hembras en mayo (48,5%) (39).

Scaglione y colaboradores (2015) estudiaron 51 palomas (*Columba livia*) en Italia. Utilizando la técnica de PCR para la identificación de hemoparásitos. Hallaron: *Haemoproteus sp* 29,4%, *Plasmodium sp.* 29,4% y *Leucocytozoon sp.* 15,7%. Se encontró un mayor riesgo relativo de ser infectado por un segundo hemoparásito. La infección mixta fue más representativa en las aves sexo macho y edad adulta. Además, propone que infección cruzada de palomas asilvestradas con hemoparásitos típicos de otras aves migratorias o no migratorias es posible (40).

Gonzales (2015) presentó un estudio en animales silvestre en la sierra de Huautla, Morelos, México. El estudio fue hecho durante la temporada de seca y lluvia; se llegaron a capturar 142 aves de 24 géneros y 33 especies. Analizando frotices sanguíneo teñidos con Giemsa, se halló el 28,8% de las aves presentaron hemoparasitos: *Haemoproteus sp* (28,2%), *Plasmodium sp.* (2,1%) y *Microfilaria* (4,9%) (41).

2.2.2.6 Diagnóstico, tratamiento y control

El diagnóstico de certeza es el hallazgo del parásito en el frotis sanguíneo o la gota gruesa con coloración de Giemsa o similar. La extracción sanguínea conviene efectuarla en los períodos afebriles, y en caso de resultar negativos se repite los estudios cada 6 a 8 horas durante tres días consecutivos (42).

Tradicionalmente las especies se definen por el tamaño y la forma de gametocitos intraeritrocitaria y merontes, el número de merozoitos producidos por merontes maduros, los cambios en la morfología de las células rojas de la sangre y otras características biológicas como la susceptibilidad de las especies en comparación con los mosquitos, la morfología y la ubicación de merontes exoeritrocitarios (4). Cuando los merontes no están presentes dentro de los eritrocitos, es difícil diferenciar los gametocitos de *Plasmodium sp.* con los de *Haemoproteus sp.*, aunque los gametocitos de este último son generalmente más grandes que el de gametocitos de *Plasmodium sp.* (30).

Las pruebas inmunológicas han dado mejores resultados diagnósticos, en especial las que utilizan anticuerpos monoclonales. Las pruebas serológicas con Ac IgM o Ac IgG, son de valor relativo (42). Las técnicas más sensibles que la microscopía de frotis para la detección *Plasmodium sp* es el PCR (4).

Por otro lado, el tratamiento responde bien con Cloroquina en dosis 5mg/Kg, de Clorguanida 7,5 mg/kg (13). Quinacrina 1,6 mg/Kg/día, durante 5 días IM, primaquina 100mg/Kg VO. Y combinaciones de sulfamidas y pirimetamina en el agua de bebida por 7 días (25). Para el control se sugiere protección frente a los mosquitos por medio de mallas y control mediante métodos químicos y bioquímicos (26).

2.2.3 *Leucocytozoon* sp.

2.2.3.1 Taxonomía

Phylum	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Orden	Haemospororina
Familia	Plasmadiidae
Genero	<i>Leucocytozoon</i> (26).

Hay varias especies de *Leucocytozoon*, pero pocos son conocidos por ser patógenos para sus anfitriones. El grupo de riesgo entre las aves incluye aves acuáticas, palomas, galliformes y los búhos (43).

La *Leucocytozoonosis* es una infección parasitaria de aves transmitida por vectores. A nivel mundial, han sido incriminados en esta transmisión algunas especies miembros de la familia Simuliidae, específicamente los géneros *Simulium*, *Prosimulium*, *Cnephia* y *Twinia*, a excepción de *L. caulleryi* quien es transmitido por *Culicoides arakawe* (44).

Hay alrededor de 143 especies reportadas en un hospedero en particular, y la especie *Leucocytozoon marchouxi* se encuentran más comúnmente en las palomas, y rara vez se presenta patógeno (43).

2.2.3.2 Morfología

Para este género se reporta especificidad a nivel de familia o subfamilia del hospedero; sin embargo, se han descrito más de una especie de *Leucocytozoon* por familia de aves (3). En el *Leucocytozoon* los gametocitos se localizan en linfocitos, monocitos y eritrocitos en aves. Los macrogametos y microgametos tienen forma alargada, mide de 14 a 22 micras de largo, la célula parasitada está alargada, llegando a medir de 45 a 55 micras de largo. El núcleo está comprimido dando el aspecto de una banda a un lado (16).

El citoplasma de los macrogametos toman color azul oscuro y el núcleo es compacto y de color rojo, con la tinción Romanowski. El citoplasma de los microgametos es azul pálido, el núcleo es difuso y se tiñe de rosa pálido. Los gametos y gametocito no tiene el pigmento hemozoina (16).

2.2.3.3 Ciclo de vida

El ciclo de vida requiere de dos hospederos, esporogonia en los insectos (orden Diptera), esquizogonia (merogonia) y gametogonia que se producen en las células de los tejidos o de sangre de huéspedes vertebrados (45). Los *Leucocytozoon* solamente se hallan en la sangre circulante en forma de macrogametos y microgametocitos y no se localizan en las células que contengan hemoglobina (30).

El ciclo de vida de este género involucra como vectores a las moscas negras (Simúlidos) que es el hospedero invertebrado, donde se desarrolla la fase sexual. La forma infectiva del parásito, alojada en las glándulas salivares del vector es transmitida

al ave por picadura. En el hospedero vertebrado los esporozoítos migran hacia el hígado, bazo y ganglios linfáticos, entre otros donde se llevará a cabo la primera generación; produciendo esquizontes que liberan cientos de merozoitos, en un corto tiempo (5-9 días). Éstos pueden infectar nuevamente los tejidos, glóbulos rojos o blancos (gametocitos), desarrollando las formas sexuales que serán ingeridas por el vector. La forma de los gametocitos en la sangre varía de acuerdo a la especie y al órgano en el cual el parásito se desarrolla (3).

Los gametocitos tienen forma redonda o fusiforme (gametocitos masculino o microgametocitos y gametocitos hembras o macrogametócitos) son forma infecciosa para los insectos vectores al entrar en el movimiento de los insectos se produce la reproducción sexual que dan la formación de un cigoto que se convierte en un ooquineto, se produce esporogonia para la formación de esporozoitos y así comenzar un nuevo ciclo (46).

2.2.3.4 Patogenia

El parásito causa destrucción directa de los hematíes parasitados, tanto en la medula ósea como en la sangre circulante. Además, ocasiona una alteración molecular de sus componentes, que da origen a hemólisis intravascular y bloqueo capilar por micro embolias, necrosis en el hígado, bazo, pulmones, etc. Se observa palidez de las mucosas, se observan trastornos de la locomoción, tortícolis y palidez de las mucosas (26). Poco se sabe acerca de las lesiones histológicas en las palomas infectadas con *Leucocytozoon marchouxi* (4). Las aves jóvenes son más susceptibles, los adultos resisten mejor a la infección. Los animales recuperados tienden a la cronicidad y permanecen como portadores (19).

2.2.3.5 Epidemiología

Leucocytozoon sp. causa pérdidas económicas importantes en la avicultura, especialmente en países como Estados Unidos y Canadá (47). Este género presenta una baja frecuencia en el neotrópico, siendo ampliamente distribuido en otras zonas geográficas como el Neártico y Paleártico. Muy probablemente, esta baja frecuencia refleja una escasez de vectores ornitofílicos apropiados (3).

Greiner y colaboradores (1975) estudiaron 57 026 aves de 388 especies. Un total de 21 048 (36,9%) ves fueron positivas a una o más especies de hemoparásitos: *Haemoproteus sp.* 19,5%, *Leucocytozoon sp.* 17,7%, *Trypanosoma sp.* 3,9%, *Plasmodium sp.* 3,8%, *Microfilarias* 3,1%, y *Haemogregarina / Lankesterella* 0,6%. Además, encuentran una correlación entre la presencia de hemoparásitos y la estratificación vertical de los sitios de anidación (48).

En Turquía, Özmen y Haligür (2005) estudiaron 53 aves silvestres (16 palomas, 16 codornices, 10 faisanes, 4 perdices, 3 palomas, 1 ibis, pavo real, polluelo de búho y el halcón). Observando frotises sanguíneos con tinción Giemsa encontraron que 5 palomas fueron positivas a *Leucocytozoon marchouxi* y un búho a *Leucocytozoon ziemanni* (49).

Bunbury y colaboradores (2007) estudiaron la prevalencia y el efecto de la infección de *Leucocytozoon marchouxi*, en la población paloma rosada (*Columba mayeri*) de vida libre del Parque Nacional y Conservación de Mauricio. Capturaron 328 aves (183 machos, 143 hembras y 2 pájaros de sexo indeterminado) y tomaron muestras sanguíneas para realizar frotices y teñirlas con Giemsa. Hallando *Leucocytozoon marchouxi* 18,3%, (60/238), *Microfilarias* 1,8%, (6/328) y, un ave positiva a *Trypanosoma sp.* Además, encontraron que as aves jóvenes tenían más probabilidades

de infectarse que las aves de mayor edad y que habría una variación geográfica en la prevalencia de la infección (50).

En el Parque Nacional Natural Chingaza, Colombia, Rodríguez (2009), se estudiaron 136 aves (40 especies y 14 familias) en busca de hemoparásitos. Al analizar los frotices sanguíneo teñido con Giemsa hallaron: *Leucocytozoon sp.* 21,3%, *Plasmodium sp.* 8,1%, *Hepatozoon sp.* 2,9%, Microfilarias 2,9% y *Haemoproteus sp.* 1,5%. La alta prevalencia de *Leucocytozoon sp.* encontrada fue asociada a la presencia de aves migratorias (51).

En México, Álvarez (2009) evaluaron 42 individuos del verdugo americano (*Lanius ludovicianus*) en busca de hemoparásitos. Hallaron *Plasmodium sp.* 86%, *Leucocytozoon sp.* 83% y *Haemoproteus sp.* 55%. Se encontró una relación significativa negativa entre la masa corporal y la prevalencia de *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.* No hubo diferencias en parásitos entre sexos, pero las diferencias fueron evidentes en los grupos de edad para *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.* Con respecto a la relación *Haemoproteus sp.* y *Leucocytozoon sp.* (52).

Matta (2012) realizaron un estudio en la cuenca alta del río Otún Colombia. En la cual capturaron 783 aves (100 especies de 21 familias). Analizando frotices sanguíneos hallaron una frecuencia del 6% de hemoparásitos (*Plasmodium sp.*, *Haemoproteus sp.*, *Leucocytozoon sp.* y *Trypanosoma sp.*) A medida que aumentaba la altitud la frecuencia de infección vario, a 2400 msnm la frecuencia fue de 18% y disminuyo en 2% en 3950 msnm, donde sólo se encontró *Leucocytozoon sp.* Demostrando que las frecuencias de infección género varían según la altitud y la familia anfitriona y especies (53).

En Bangladés, Nath y colaboradores (2014) capturaron 200 aves (100 palomas y 100 pollo) para evaluar la presencia de Leucocytozoonosis. Al teñir los frotises sanguíneo con Giemsa se observó que 14 aves (7%) fueron afectadas con Leucocytozoonosis, 2% y 12% de las palomas y pollos, respectivamente. Se identificó *Leucocytozoon marchouxi* en palomas y *Leucocytozoon caulleryi* en pollo (54).

2.2.3.6 Diagnóstico, tratamiento y control

El diagnóstico se realiza mediante extensiones de sangre teñidas con Giemsa o azul-cresil brillante, para hallar los gamontes, o mediante impresiones de órganos para identificar esquizontes. La presencia de anticuerpos puede detectarse mediante ELISA (26).

Desde el año 1970, las pruebas serológicas son realizadas para detectar anticuerpos contra *Leucocytozoon caulleryi* en gallinas, que incluyen precipitación en Agar-gel, inmunoelectroforesis ELISA. Pruebas similares aún no han sido desarrolladas para otras especies Leucocytozoon. Los métodos moleculares tales como PCR, se utilizan para distinguir Leucocytozoon Plasmodium y Haemoproteus y son de más ayuda (4).

Por otro lado, la profilaxis resulta útil el Clopidol y en la terapia las sulfamidas potenciadas, la pirimetamina y la furazolidona (26). Para el control se requiere de la eliminación de los insectos (vectores) del ambiente y del huésped vertebrado. El uso de aerosoles repelentes disminuye a los insectos vectores, disminuyendo la mortalidad e incidencia de la enfermedad aunque no evita por completo la enfermedad (13).

2.3 Paloma de Castilla (*Columba livia*)

2.3.1 Taxonomía

Reino:	Animalia
Phylum:	Chordata
Clase:	Aves
Orden	Columbiformes
Familia	Columbidae
Genero	Columba
Especie	<i>Columba livia</i> (55).

El orden Columbiformes está constituida por aproximadamente 300 especies que están agrupadas en una única familia denominada Columbidae, en América del Sur se encuentran cerca de 50 especies de Columbídeos las cuales pertenecen a 9 géneros (56).

2. 3.2 Generalidades

Los Columbiformes se encuentran prácticamente en todo el mundo, a excepción de la región ártica y antártica. Probablemente el origen de estas aves fue en las regiones tropicales del viejo mundo migrando luego a América, la mayoría de los Columbidae habitan regiones de Asia y Australia. En cuanto al habitat esta aves bien en solitario o

en pequeños grupos o bandadas, pueden estar en ambientes terrestres, arbórea, en bosques densos, en zonas tropicales bosques, sabana, zonas templadas y zonas tropicales e incluso en zonas desérticas (56).

Las palomas también son importante fuente de proteínas en la alimentación humana, en algunos países de Estados Unidos Colombia, México, Guatemala y Costa Rica las aves son cazadas con esa finalidad. Así mismo los huevos son parte de este consumo (56).

En muchas ciudades del mundo viven las palomas urbanas, *Columba livia* es un especie originaria de Europa y Asia. *C. livia* se adapta perfectamente al ambiente urbano y convive con el ser humano encontrando alimento y lugar de anidamiento en parques casas edificaciones antiguas, abandonadas, etc. Encontrando refugio y alimento, estas aves tienen una reproducción intensa convirtiéndose en una plaga urbana (56).

La paloma puede servir como reservorio, portador y transmisor de diversos agentes etiológicos patógenos de importancia también para criadores comerciales de otras aves e incluso para a la salud pública (56).

2.3.2 Morfología

La variedad silvestre es ampliamente gris con capucha oscura, barras oscuras en las coberteras alares, y remeras y rabadillas blancas, pero las sobrepoblaciones silvestres presentan una sorprendente variedad de plumajes (57). Pesa aproximadamente de 180 gr- 322 gr es de tamaño mediano de unos 30,5 a 35,5 cm con cola mediana (56). El

pico es negrozco con cera blanca en la base, patas rojizas o rosas, ojos ámbar (oscuros en juveniles) (58). No hay dimorfismo sexual pero plumaje muy variable entre individuos (58).

2.3.3 Reproducción

Estas aves en cada postura deposita de 1 a 2 huevos, la cantidad de la camada depende de la capacidad de crianza de los pichones o directamente relacionado con la calidad y cantidad de alimento disponible. El tiempo de incubación de los huevos depende del tamaño del ave, las aves pequeñas presentan un tiempo de incubación de 11 a 16 días y en aves grandes de 17 a 30 días (56).

Los pichones nacen con los ojos cerrados y los abren a tercer o cuarto día de nacimiento, las palomas adultas ofrecen a los pichones con leche de buche (contenidos de cultivo). La hormona prolactina proveniente de la glándula pituitaria se estimula seguido por las células epiteliales de la leche lo cual hacen que se repliquen y que llenen de nutrientes provenientes de grandes vasos. Esta alimentación se da hasta que el pichón completa aproximadamente 19 días de edad, la frecuencia de la alimentación es de 2 a 22 veces por día, tanto el macho como la hembra se encargan de alimentar al pichón con esta leche (56).

El tiempo para completar la formación de los pichones depende del porte de 10 a 17 días en aves pequeñas y de 20 a 36 días en aves mayores, el tamaño de los pichones depende mucho también del tipo de nido, en un nido abierto el crecimiento de pichón es más rápido pero con menor peso corporal que un adulto a comparación de nidos cerrados donde el pichón demora en su crecimiento pero tiene más peso corporal, comparado casi igual que la de un adulto. En la mayoría de las especies la

reproducción comienza el mismo año de nacimiento, es decir la actividad reproductiva puede ser a los 79 días o entre los 90 y 120 días de edad (56).

2.3.4 Proliferación de bandadas

El aumento de la densidad poblacional de las palomas, y con ello sus excrementos y plumas, constituyen una amenaza para la salud de las personas, por la transmisión de agentes zoonóticos como: hongos, bacterias y parásitos, que pueden contaminar los alimentos, los suministros de agua y el ambiente (59).

Entre las recomendaciones, que el Ministerio de Salud a través de la Dirección General de salud Ambiental (DIGESA), ha venido dando es la de no alimentar a las palomas, ni de modo expreso, ni de forma indirecta depositando o acumulando residuos alimentarios en terrazas, azoteas, balcones o vía pública, incluidos los parques (59).

Asimismo con participación de los gobiernos locales, colegios profesionales, Direcciones de Salud (DISAs) y Direcciones Regionales de Salud (DIRESAs) de Lima y Callao vienen trabajando en la formulación del documento normativo orientado a establecer la intervención sanitaria integral para la prevención y control de las zoonosis relacionadas a las palomas domesticas (59).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Espacio y tiempo

El estudio tuvo dos fases, la de campo y laboratorio. La fase de campo se realizó en dos zonas (rural y urbana) en el departamento de Lima:

- Zona urbana: en las áreas verdes del Zoológico “Parque Ecológico Campo Santo- Santa Rosa” ubicado en el distrito de San Juan de Miraflores, ciudad y provincia de Lima, durante los meses de abril a junio del 2014 (Anexo 1).
- Zona rural: en áreas de cultivo del centro poblado Pampa San Alejo ubicado en la ciudad y provincia de Barranca, durante los meses de junio y julio de 2014 (Anexo 2).

La fase de laboratorio se realizó en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas, ubicado en el distrito de Pachacámac.

3.2. Población y muestra

Para hallar el tamaño de muestra se usó la fórmula de población infinita tomando como referencia la prevalencia de Matta del 10,1% (35). Los animales fueron capturados al azar.

$$N = \frac{Z^2 \cdot p \cdot q}{d^2}$$

N: Tamaño de muestra

Z: (1.96) Nivel de Confianza

p: probabilidad de éxito

q: probabilidad de fracaso

d: precisión

Aplicando dicha fórmula el tamaño mínimo se estimó en 35 animales; aunque en la práctica se llegó a recolectar 52 palomas.

3.3. Diseño de la investigación

El trabajo de investigación fue de tipo descriptiva no experimental. Se inició con la previa aceptación del proyecto y autorización de la captura. Las aves capturadas fueron trasladadas al laboratorio y se obtuvieron muestras sanguíneas para realizar frotices para la identificación de hemoparásitos. Los resultados obtenidos fueron anotados en el cuaderno de datos para su posterior análisis estadístico.

3.4. Equipos y procedimientos

3.4.1.- Equipos

Materiales de campo

- Redes de neblina de 8 y 10 metros
- Palos de aluminio de 3 metros
- Driza
- Bolsas de tela
- Jaula de aluminio
- Maíz entero

Materiales de Laboratorio

- Microscopio
- Ocular micrométrico
- Láminas portaobjeto
- Metanol
- Vaso Copling
- Agujas 26 G 0,45 x10 mm
- Jeringa de 3 ml
- Guantes
- Alcohol 96°
- Algodón
- Tinción Giemsa
- Pipeta Pasteur
- Hoja toma de muestra
- Plumón indeleble
- Aceite de inmersión
- Mandil.

Material de escritorio

- Papel bond A4
- Block de apuntes
- Lapicero
- Computadora

3.4.2.- Procedimientos

a) Presentación y autorización del proyecto de tesis

- El estudio se inició con la presentación del proyecto de tesis a la Universidad Alas Peruanas, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria para su posterior aprobación.
- Además, se contó con la autorización para la captura de las aves tanto en el Zoológico Parque Ecológico Campo Santo- Santa Rosa como en el centro poblado Pampa San Alejo.

b) Captura de aves

- La captura de las aves se dio mediante redes tipo neblineras, las cuales se extendieron atadas por los extremos a 2 tubos de aluminio con el fin de hacer una especie de pared y los tubos se fijaron al suelo mediante sogas. Se colocaron 2 de estas redes y en el centro de esta trampa se colocó maíz molido para atraer a las aves (Anexo 3).
- Luego de la apertura de la red se esperó que los animales descendieran a comer el alimento y cuando estos estuvieron en el centro de la trampa se les ahuyentó con el fin de quedar atrapadas en las redes. Inmediatamente después se

procedió a desenredarlas lentamente y luego fueron colocadas en las jaulas para el transporte.

c) Transporte de la muestra

- Las aves capturadas fueron transportadas en jaulas cubiertas por telas para evitar el estrés de las mismas al ser llevadas al Laboratorio.

d) Toma y fijación de la muestra

- La muestra de sangre se tomó de la vena ulnar media del ala o braquial (Anexo 4).
- Para el frotis se utilizó la técnica del portaobjeto, la cual consiste en colocar el portaobjeto limpio una pequeña gota de sangre en la parte central y se frotó con el borde de otro portaobjetos perfectamente liso, colocado de manera transversal en un ángulo de 30°. Luego se retiró este último arrastrándolo suavemente, dejando así una delgada capa de sangre. Luego el frotis se dejó secar, y se procedió a la tinción.
- Para la fijación de los frotis, se les aplicó alcohol metílico y una vez seca las láminas, se colocaron en un vaso de copling con la coloración Giemsa, dejándolos reposar unos minutos. Luego se procedió a lavar las láminas con agua destilada y se dejaron secar.

e) Observación al microscopio

- Luego de fijar las láminas, estas fueron observadas al microscopio con objetivo 100X, se visualizó primero en borde del cuerpo del frotis avanzando lentamente por todo este borde hasta llegar casi a la cola de la muestra en la cual la visualización fue en forma de zigzag, con el fin de ver las capas más delgadas de la muestra fijada ya que aquí no hay aglomeración de células que causen dificultad en la identificación de los hemoparásitos (Anexo 5).
- Luego de la visualización e identificar los hemoparásitos, se anotaron en el registro todos los resultados, el número de muestra y la hora del diagnóstico. (Anexos 6, 7, 8)
- Una vez obtenidos los datos, se elaboraron cuadros y diagramas utilizando estadística descriptiva.

3.5. Diseño estadístico

Se realizó un análisis porcentual de los individuos positivos, por especie de hemoparásito y lugar de procedencia. Para este análisis se utilizó el programa estadístico SPSS v21. IBM®.

V. RESULTADO

De las 52 aves estudiadas se hallaron positivas a hemoparásitos el 94,23% (49/52), identificando a tres especies de hemoparásitos: *Haemoproteus sp.*, *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.*

Cuadro 1. Hemoparásitos en paloma de Castilla (*Columba livia*) según el sexo y lugar de procedencia.

	Total	<i>Haemoproteus sp.</i>		<i>Plasmodium sp.</i>		<i>Leucocytozoon sp.</i>	
		Positivo	Porcentaje	Positivo	Porcentaje	Positivo	Porcentaje
Macho	25	23	92,00 %	3	12,00 %	1	4,00 %
Hembra	27	26	96,29 %	4	14,81 %	-	-
Urbano	24	21	87,50 %	-	-	-	-
Rural	28	28	100,00 %	7	25,00 %	1	3,57 %
Total	52	49	94,23 %	7	13,46 %	1	1,92 %

n=52

Se evaluó el monoparasitismo (*Haemoproteus sp.*) que fue. 80,77% (42/52), biparasitismo (*Haemoproteus sp.* y *Plasmodium sp.*) 11,54% (6/52) y triparasitismo (*Haemoproteus sp.*, *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.*) 1,92% (1/52).

Cuadro 2. Parasitismo en paloma de Castilla (*Columba livia*) infectadas con hemoparásitos.

Positivos a multiparasitismo	Nº	Porcentaje
Monoparasitismo	42	80,77%
Biparasitismo	6	11,54%
Triparasitismo	1	1,92%
Total	49	94,23%

V. DISCUSIÓN

En el presente estudio el 94,23% (49/52) de las palomas (*C. livia*) resultaron infectadas con hemoparásitos, prevalencia muy alta en comparación con lo reportado por Tietz (20) en Brasil, Acosta (19) en Cuba, Gupta (21) en India donde encontraron prevalencias de 57%, 60,5% y 55,63% respectivamente.

La alta prevalencia de hemoparásitos se puede deber a la presencia de los vectores de transmisión como son *Pseudolynchia canariensis* para *Haemoproteus sp.*, los mosquitos de la familia Culicidae para *Plasmodium* y mosquitos de la familia Simuliidae para *Leucocytozoon*. Además la alta prevalencia de hemoparásitos puede depender de la susceptibilidad del hospedero, edad, hábitat (40) como también al periodos de cría y estrés de las aves asociado a la reproducción (3).

Los hemoparásitos hallados en el presente estudio fueron *Haemoproteus sp.*; *Plasmodium sp.* y *Leucocytozoon sp.* considerándose estos tres géneros como los más frecuentes y estudiados en aves (3, 4).

Haemoproteus sp. en forma general se presentó en una mayor prevalencia 94,23% (49/52), similar a otros estudios realizados en *Columba livia* tales como los llevados a cabo en Turquía 57%, Cuba 60,5%, Brasil 67,24% e Irán 47,05% (17, 19, 20, 23). En otras especies aviares se reportan porcentajes similares, como el realizado en

Strigiformes y *Falconiforme* 67% (8). Las prevalencias altas en los estudios del mundo nos confirman que el vector *Pseudolynchia canariensis* por ser un ectoparásito cosmopolita puede fácilmente transmitir el hemoparásito; así mismo, nos indica que *Haemoproteus sp.* no solo se restringe a palomas domésticas sino también se pueden encontrar en otras especies, lo que nos puede dar a entender que el vector también puede infestar otras especies aviares (17, 18, 24).

Así mismo, con respecto a las zonas estudiadas, en las zonas urbanas y rurales se evidenciaron también altas prevalencias de 87,5% y 100% respectivamente. Ambas infectadas con *Haemoproteus sp.* Esta alta prevalencia se podría deber a la presencia del vector común *Pseudolynchia canariensis* que según la literatura, sería el principal vector de *Haemoproteus sp.* (5); esto se confirma con las aves de la zona urbana donde sí se llegó a encontrar al vector común mientras que en la zona rural no se halló *Pseudolynchia canariensis*. Esto se puede deber al método de captura y transporte debido a que se observó que las moscas salían huyendo de las aves posiblemente por el estrés causado por la captura y transporte; como también podría deberse a que no solo la *Pseudolynchia canariensis* es el único vector conocido sino que existen otros vectores que son los mosquitos *Culicoide* según otros autores (4) (11) (12). Aunque son necesarios mayores estudios, este mosquito podría haber transmitido el hemoparásito a las aves estudiadas en la zona rural, ya que para el lugar se reporta una gran cantidad de mosquitos debido a las grandes zonas de cultivos y a los regadíos, medio perfecto para su proliferación (32).

Por último, no se llegó a encontrar investigaciones en *Columba livia* donde se compararen la diferencia que existiría entre la parasitosis en una zonas urbanas y rurales, mientras que en el presente estudio se confirma que las aves en estas zonas tienen las mismas posibilidades de ser infectadas.

En el presente estudio se encontró *Plasmodium sp.* en un 13,46% (7/52) del total de las aves estudiadas y la prevalencia hallada es baja en comparación con estudios hechos en la misma especie en India 55,63%, Irak 36,6%, Italia 29,4% (37, 38, 40). Esta diferencia se puede deber al lugar de estudio el cual podría presentar factores ecológicos distintos como el hábitad, climático, la presencia del vector, susceptibilidad del ave y el contacto con aves migratorias infectadas los cuales podrían brindar las condiciones para la presencia del parásito (40)

En cuanto a la presencia por zona, solo se presentó *Plasmodium sp.* en la zona rural en un 25% (7/28) y como se mencionó anteriormente este hemoparásito necesita del vector para la infección los cuales son los mosquitos pertenecientes a la familia Culicidae, como *Culex spp.* y *Aedes spp.* (4, 27, 31,). En la zona rural, como ya se mencionó, se evidencio la presencia de mosquitos que podría favorecer a la infección y posterior hallazgo de *Plasmodium sp.* en las aves estudiadas a diferencia de la zona urbana donde la presencia de lo mosquito es controlada por los centros de salud ya que también a su vez puede ser portadora de otras enfermedades de tipo zoonoticas.(32)

Otro hemoparásito encontrado en el presente estudio fue *Leucocytozoon sp.* en un 1,92% (1/52), hallándose este hemoparásito solo en la zona rural 3,57% (1/18) y bajas prevalencias en la misma especie también se observa en Iran 2%, Banglades 2% (22, 54) y caso diferente sucede en Italia donde se encontró un 15% de prevalencia (40). Matta y colaboradores comentan que este género presenta una baja prevalencia en el Neotrópico, hallándose más en Neártico y Paleártico (3). Lo que explicaría las diferencia entre los estudios anteriormente nombrados; así mismo, la baja prevalencia de *Leucocytozoon sp.* en este estudio estaría relacionado con la escasa presencia de vectores ornitofílicos apropiados (familia Simuliidae) (3), además que las infecciones se debe también a la presencia de aves migratorias (51) que son causantes de la propagación.

En el presente estudio se observó una mayor prevalencia de Monoparasitismo 80,77%, en la cual solo se encontró *Hemoproteus sp.*, probablemente debido a la presencia del vector tanto *Pseudolynchia canariensis* como el mosquito Culicoide. Pero también, se observa Biparasitismo 11,54% compuesta principalmente por *Haemoproteus sp* y *Plasmodium sp.* asociación que ha sido reportada también por otro autor en esta especie como Jahan y Al-Barwari (37, 38). Así mismo, se observó Triparasitismo 1,92%, asociaciones reportadas por Scaglione en esta especie, quien además comenta que hay un mayor riesgo relativo de ser infectado por un segundo hemoparásitos en aquellas aves ya infectadas (40). Ambas asociaciones de parasitismo se observaron en la zona rural, esto podría deberse, como ya se mencionó, a la presencia del vector que favorecería la transmisión de estos hemoparásitos.

VI. CONCLUSIONES

- De los 52 palomas de Castilla (*Columba livia*) capturados tanto en la zona rural como en la zona urbana del departamento de Lima fueron positivas el 94.23 %. Se llegaron a encontrar hemoparásitos del genero *Haemoproteus sp.* (94,23%), *Plasmodium sp.* (13,46%) y *Leucocytozoon sp.* (1,92%).
- Se halló Monoparasitismo en 80,77%, Biparasitismo en 11,54% y Triparasitismo en 1,92%, de las aves capturadas.

VII. RECOMENDACIONES

- Continuar con los estudios de hemoparásitos en las zonas rurales y en otras partes del país para reunir mayor información sobre la dinámica de los vectores y hemoparásitos en las aves silvestres y domésticas y cómo éstos las afectan.
- Hacer estudios de entomología en las diferentes zonas para identificar a los insectos y conocer su papel como vectores de hemoparásitos.
- Se recomienda el uso de métodos de diagnóstico más sensibles para la identificación de hemoparásitos a fin de obtener datos más certeros en otras investigaciones.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. - Hoberg E. Parasite Biodiversity and emerging pathogens: A role for systematics in limiting impacts on genetic resources (in proc. of xxi barc symposium: Global genetic resources). Ownership and intellectual property rights. Association of systematic collections (U.S.A.). 1977. pp. 71-83,
- 2.- Cuarto informe nacional sobre la aplicación del convenio de diversidad biológica, Dirección General de Diversidad Biológica, Ministerio del ambiente. 2010. Hallado en:http://www.minam.gob.pe/diversidadbiologica/wpContent/uploads/sites/21/2013/10/Cuarto-Informe_Convenio-de-Diversidad-Biologica.pdf. Consultado: Setiembre 20 del 2015.
- 3.- Matta N; Rodríguez O. Hemoparásitos aviares. Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia. Acta Biológica Colombiana; 2001. Vol. 6, 2001. Hallado en:
<http://www.virtual.unal.edu.co/revistas/actabiol/PDF's/V6N1/Art2V6N1.pdf>
Consultado: setiembre 17 del 2015.
- 4.- Cardoso G. Haemoproteus sp. e Plasmodium sp. em pombos domésticos (Columba livia domestica) : Revisão bibliográfica e relato de caso. Trabajo Monografía para la obtención del título de post-grado en Patología Clínica Veterinária. São Paulo: Universidade Castelo Branco; 2010.

Hallado en:

<http://qualittas.com.br/uploads/documentos/Haemoproteus%20sp.%20e%20Plasmodium%20sp.%20em%20Pombos%20Domesticos%20-%20Graziella%20Cardoso%20Padovezi.pdf>. Consultado: setiembre 29 del 2015

- 5.- Soto C; Acosta I. Prevención y Enfermedades de la paloma doméstica. REDVET; (Revista de internet). 2010.
Hallado en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n111110B/111007B.pdf>
Consultado: setiembre 20 del 2015.
- 6.- Levine N; Phylum Apicomplexa. Illustrated guide to the protozoa; Society of Protozoology. Lawrence, Kansas. ed. J.J.Lee, S.H. Hunter & E.C. Bovee; 1985. pp: 322-374.
- 7.- Marzal A; Senescencia, parasitismo, inmunidad y éxito reproductor en el avión común (*delichon urbica linneo 1758*); Tesis optar al Grado de Doctor Europeo en Ciencias Biológicas., España: universidad de Extremadura departamento de ciencias morfológicas, biología celular y animal; 2005.
- 8.- Forrester D; Telford S; Foster G. blood parasites of raptors in Florida. Journal of Raptor Research. 1994. Vol 28(4):226-231.
- 9.- LaPointe D; Atkinson C; Samuel M. Ecology and conservation biology of avian malaria. Journal Ann. N.Y. Acad. Sci. 2012. pp 211–226.
Hallado en: <http://longnow.org/revive/wp-content/uploads/2015/03/LaPointe-Atkinson-Samuel-2012-AnnNYAcadSci-ecology-conservation-biology-of-avian-malaria.pdf>. Consultado: setiembre 21 del 2015.
- 10.- Martínez de la Puente J. Interrelaciones entre hospedadores, vectores y parásitos sanguíneos en poblaciones de aves silvestres. Tesis para optar el grado de Doctor en Ciencias Biológicas. Madrid:,Universidad complutense de Madrid. 2010.

- 11.- Soulsby E. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7^{ma} edición. México DF: Editorial interamericana s.a; 1987.
- 12.- Davis J; et al. Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres. España: Editorial Acribia.. 1977.
- 13.- Calnek W. Enfermedades de las aves. 2^{da} Edición. México D.f: Editorial el manual moderno. 2000.
- 14.- Atkinson C; Greiner; Forrester D. Pre-erythrocytic development and associated host responses to *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina: Haemoproteidae) in experimentally infected domestic turkeys. *Journal of Protozoology*. 1986; vol 33(3): 375-381.
- 15.- Ritchie B; Harrison G; Harrison L. Avian medicine: Principles and application. Florida.Editorial Wingers publishing, Inc. 1997.pp 809.
- 16.- Quiroz H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México DF. Editorial Limusa S.A.. 2005. pp. 181-182.
- 17.- Gicik Y; Arslan Ö. Blood Parasites of Wild Pigeons in Ankara District. *Journal Vet Anim Sci*. 2001; Vol 25. pp. 169-172. Hallado en: <http://dergipark.ulakbim.gov.tr/tbtkveterinary/article/viewFile/5000032153/5000032390>. Consultado: Noviembre 12 del 2015
- 18.- Adriano E; Cordeiro N. Prevalence and Intensity of *Haemoproteus columbae* in Three Species of Wild Doves from Brazil. *Journal Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, 2001. Vol. 96(2): p 175-178.

Hallado en: http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0074-02762001000200007&script=sci_arttext. Consultado: Noviembre 12 del 2015.

- 19.- Acosta I; Soto C; Cruz E. Prevalencia de Haemoproteus spp en palomas. Revista Cubana de Ciencia Avícola. 2007; Vol. 31. pp 107-112.
- 20.- Tietz S; Marinho de Quadros R; Jardim da Silva C; Baldo M. Parasites of pigeons (*Columba livia*) in urban areas of lages, Southern Brazil. Revista Parasitol Latinoam. 2007; Vol. 62. pp 183 – 187.
- Hallado en: http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0717-77122007000200014&script=sci_arttext. Consultado: Noviembre 23 del 2015.
- 21.- Gupta D; Jahan N; Gupta N. Distribution pattern of apicomplexan parasites (Sporozoa: Haemosporida) in *Columba livia*, Gmelin. Journal of Parasitic Diseases. 2011; Volume 35 (1): pp 18-22.
- Hallado en: <http://link.springer.com/article/10.1007/s12639-011-0026-7>. Consultado el: Setiembre 25 del 2015
- 22.- Borji H; Moghaddas E; Razmi G; Heidarpour M; Mohri M; Azad M. Prevalence of pigeon haemosporidians and effect of infection on biochemical factors in Iran. Journal of Parasitic Diseases. 2011; Vol. 35(2): pp.199–201. Hallado en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3235371/>. Consultado el: setiembre 30 del 2015.
- 23.- Hossein M; Norouzi E; Rezaei H; Mirzaei M; Fathi S. Biodiversity and prevalence of parasites of domestic pigeons (*Columba livia domestica*) in a selected semiarid zone of South Khorasan, Iran. Revista Tropical Animal Health and Production. 2012; Volume 44: pp 225-229. Hallado en: <http://link.springer.com/article/10.1007%2Fs11250-011-0002-3>. Consultado el: Octubre 10 del 2015.

- 24.- Sebaio F; Martins E; Branquinho F; Fecchio A; Ângelo M. Blood parasites in passerine birds from the Brazilian Atlantic Forest. *Revista Bras. Parasitol. Vet.* 2012; Volumen 21 (1): pp. 7-15. Hallado en: http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1984-29612012000100003&script=sci_arttext. Consultado el: 19 de octubre del 2015.
- 25.- Fatima A; Maqbool A; Imran M; Akbar H; Shehzad W. Haemoproteus in wild and domestic birds. *Revista Sci.Int.(Lahore)*. 2014; Volumen 26(1):,pp 321-323. Hallado en: <http://www.sci-int.com/pdf/34015477058--321-323--Anha%20Fatima-Imran%20Rashid--UVS-LAHORE%20-18%20Nov%202013-%20PAID.pdf> Consultado el: Octubre 13 del 2015.
- 26.- Cordero del Campillo M; et. al. *Parasitología veterinaria*. 1^{ra}. Edicion. España: Editorial Mc. Graw-Hill interamericana S.A. 1999.
27. - Saif Y. *Diseases of Poultry*. 12th Edition. Iowa: Blackwell Publishing Professional. 2008.
- 28.- Martínez de la Puente J; Martínez J; Rivero-de Aguilar J; Herrero J; Merino S. On the specificity of avian blood parasites: revealing specific and generalist relationships between haemosporidians and biting midges. *Revista Molecular Ecology*. 2011; Vol. 20(15). Hallado en: <http://digital.csic.es/bitstream/10261/60955/1/molecular.pdf>. Consultado el: Octubre 16 del 2015
- 29.- Guevara R; *Biología de los parásitos del género Plasmodium*. Departamento de Parasitología y Microbiología. *Revista Gac Méd.* 1997; Escuela de Medicina Universidad de Oriente Caracas. Volumen 105(1): 24-26
- 30.- Borchert A. *Parasitología veterinaria*. 3^{ra}. edición. Zaragoza España: Editorial Acribia S.A.;1981.

31. - Campbell T. Avian hematology and cytology. U.S.A: Editorial Library of congress cataloging publicate; 1988. Pp: 101.
- 32.- Garcia M; Garcia T; Mellano M; Villota J. Patología infecciosa importada I: malaria. Revista electrónica Protocolos de Infectología. 3^{ra} Edición. 2011 Capituló 21: 221-229. Hallado en: <http://www.aeped.es/sites/default/files/documentos/malaria.pdf>
Consultado el: Octubre 13 del 2015.
33. - Stoskopf M; Beier J. Avian Malaria In African Black-Footed Penguins. Journal of the american veterinary medical association. 1979; Vol. 175, No.9:,Pp:944-947.
Hallado en:
http://etd.lib.ncsu.edu/publications/bitstream/1840.2/2476/1/avian_malaria.pdf
Consultado el: Octubre 21 del 2015.
- 34.- Soares,C. et al. Parasitismo de leucocitos y trombocitos de Gallus gallus L. por Plasmodium (Novyella) juxtannucleare (Apicomplexa: Plasmodiidae). Revista electrónica Parasitol. 1999; vol.23: pp. 44-47.
Hallado en: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-07201999000100008. Consultado el: Octubre 23 del 2015.
- 35.- Matta N; Basto N; Gutierrez R; Rodriguez O; Greiner E. Prevalence of Blood Parasites In Tyrannidae (Flycatchers) in the Eastern Plains of Colombia. Revista Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2004; vol.99 (3): pp 271-274.
- 36.- Murata K. Prevalence of blood parasites in Japanese wild birds. Journal Vet Med Sci. 2002; Volumen 64(9): pp. 785-900. Hallado en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12399602>. Consultado el: Octubre 28 del 2015.

- 37.- Jahan N; Chandra R; Shoeb M. Parasitic load of haematozoan parasites in rock pigeons (*Columba livia*). Revista Recent Research in Science and Technology. 2011; Vol. 3(6): pp. 09-11.
- 38.- Al-Barwari S; Saeed I. The Parasitic Communities of the Rock Pigeon *Columba livia* from Iraq: Component and Importance. Revista Turkiye Parazitoloj Derg. 2012. Vol.36: pp. 232-239. Hallado en: http://www.turkiyeparazitolojiderg.org/sayilar/40/buyuk/pdf_TPD_6951.pdf
Consultado el: Noviembre 3 del 2015
- 39.- Fiaz M; Mustafa S. Prevalence of Plasmodium species in domestic pigeons (*Columba livia domestica*). Artículo presentado en el 13th international congress of parasitology Mexico. 2014.
- 40.- Scaglione F; Pregel P; Tiziana F; Pérez A; Ferroglio E; Bollo E. Prevalence of new and known species of haemoparasites in feral pigeons in northwest Italy. Malaria Journal. 2015; Vol. 14: 99
Hallado en: <http://www.malariajournal.com/content/pdf/s12936-015-0617-3.pdf>
Consultado el: Noviembre 3 del 2015.
- 41.- Gonzales M. evaluación de la presencia de hemoparásitos en aves silvestres de Morelos. Tesis para optar el grado de Maestría en medicina veterinaria y zootecnia. México DF. : Universidad autónoma de México; 2015.
- 42.- Saredi N; Manual práctico de parasitología médica. 1^{era} edición: Editorial Talleres gráficos Alfa Beta. Buenos Aires; 2002.
- 43.- Valkiunas G; Zehtindiev P; Hellgren O; Ilieva M; Iezhova T. Linkage between mitochondrial cytochrome b lineages and morphospecies of two avian malaria parasites, with a description of Plasmodium (Novyella) ashfordi sp. nov. Revista Parasitology Research. 2007; Volume 100: pp 1311-1322.

Hallado en: <http://link.springer.com/article/10.1007%2Fs00436-006-0409-3>
 Consultado el: Noviembre 3 del 2015.

- 44.- Lotta I. Presencia de Simúlidos Ornitofílicos en el Parque Nacional Natural (PNN) Chingaza: Implicaciones en la Transmisión del Hemoparásito *Leucocytozoon* sp. Tesis para optar el grado de Magíster en Infecciones y Salud en el Trópico. Bogotá: Universidad nacional de Colombia Facultad de Medicina Departamento de Salud Pública; 2010.
- 45.- Bermudez A. Miscellaneous and sporadic protozoal infections. In: Saif Y. Diseases of Poultry. 12th Edition. USA: Editorial Blackwell Publishing Professional. 2008.
- 46.- Forrester D. Greiner E. Leucocytozoonosis, in Parasitic Diseases of Wild Birds (Atkinson C. Thomas N. Hunter D.) Oxford : editorial Wiley-Blackwell; 2008.
- 47.- Morii, T . A review of *Leucocytozoon caulleryi* infection in chickens. Journal Protozool Res. 1992; Vol. 2; pp.128–133.
 Hallado en: <http://ir.obihiro.ac.jp/dspace/bitstream/10322/173/1/Prot.Vol.2-4-1.pdf>
 Consultado el: 5 de noviembre del 2015.
- 48.- Greiner E; Bennett G; White E; Coombs R. Distribution of the avian haematozoa of North America. Journal of Zoology. 1975. Vol. 53(12): pp. 1762-1787.
 Hallado en: http://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.1139/z75-211#.Vgn8fdJ_Okp. Consultado el: Noviembre 6 del 2015.

- 49.- Özmen Ö. Haligür M. A Study on the Presence of Leucocytozoonosis in Wild Birds of Burdur District. *Journal Vet Anim Sci.* 2005; Vol. 29: pp 1273-1278.
- Hallado en: <http://journals.tubitak.gov.tr/veterinary/issues/vet-05-29-6/vet-29-6-9-0410-4.pdf>. Consultado el: Noviembre 5 del 2015.
- 50.- Bunbury N; Barton E; Jones C; Greenwood A; Tyler K; Bell D. Avian blood parasites in an endangered columbid: *Leucocytozoon marchouxi* in the Mauritian Pink Pigeon *Columba mayeri*. *Journal Parasitology.* 2007; Vol. 134: pp. 797-804.
- Hallado en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17201998>. Consultado el: Noviembre 5 del 2015.
- 51.- Rodriguez O; Moya H; Matta, N. Parásitos sanguíneos de aves en el Parque Nacional Natural Chingaza: Andes de Colombia. *Revista electrónica Hornero.* 2009; vol.24, n.1: pp. 1-6.
- 52.- Álvarez I; Salgado J; Álvarez T; Villaseñor J. Perfil hematológico y hemoparásitos de una población residente del verdugo americano (*Lanius ludovicianus*) en Michoacán, México. Libro de resúmenes del IX congreso para el estudio y conservación de las aves en México. Universidad Autónoma de Querétaro. 2009.
- 53.- Matta E; González A; Moncada L. Avian hemoparasites distribution in an altitudinal transect in Colombia. *The Biologist (Lima)*, vol. 10 (2), jul-dic, Suplemento Especial 2. 2012.
- 54.- Nath T; Bhuiyan M; Alam M. A study on the presence of leucocytozoonosis in pigeon and chicken of hilly districts of Bangladesh. *Journal Biological Sciences*

and Pharmaceutical Research; 2014; Vol.2 (2): pp. 13-18. Hallado en: <http://journalissues.org/wp-content/uploads/2014/07/Nath-et-al.pdf>. Consultado el: Noviembre 7 del 2015.

- 55.- The IUCN Red List of Threatened Species. BirdLife International. Columba livia. In: .2014. Hallado en: www.iucnredlist.org. Consultado el: Noviembre 7 del 2015.
- 56.- Silvino Z. Ramos J. Catao J. Tratado de animais selvagens medicina veterinaria. Brasil: Editorial Roca. 2007.
- 57.- Schulenberg T. Stotz D. Lane D. O'Neill J. Parker T. Aves del Perú. Primera edición. Lima: Centro de ornitología y biodiversidad – CORBIDI. 2010.
- 58.- Gómez de Silva; Oliveras de Ita; Medellín R. Columba livia. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. México. D.F: Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIB –CONABIO; 2005.
- 59.- Talavera M. IV congreso latinoamericano de estudiantes de ciencias Veterinarias 2011. Revista SPV. 2012; Vol. 7: 9.
Hallado en: <http://www.insn.gob.pe/sites/default/files/REVISTA%20SPV%20VII-2012.pdf>. Consultado el: noviembre 8 del 2015.

ANEXOS

Anexo 1

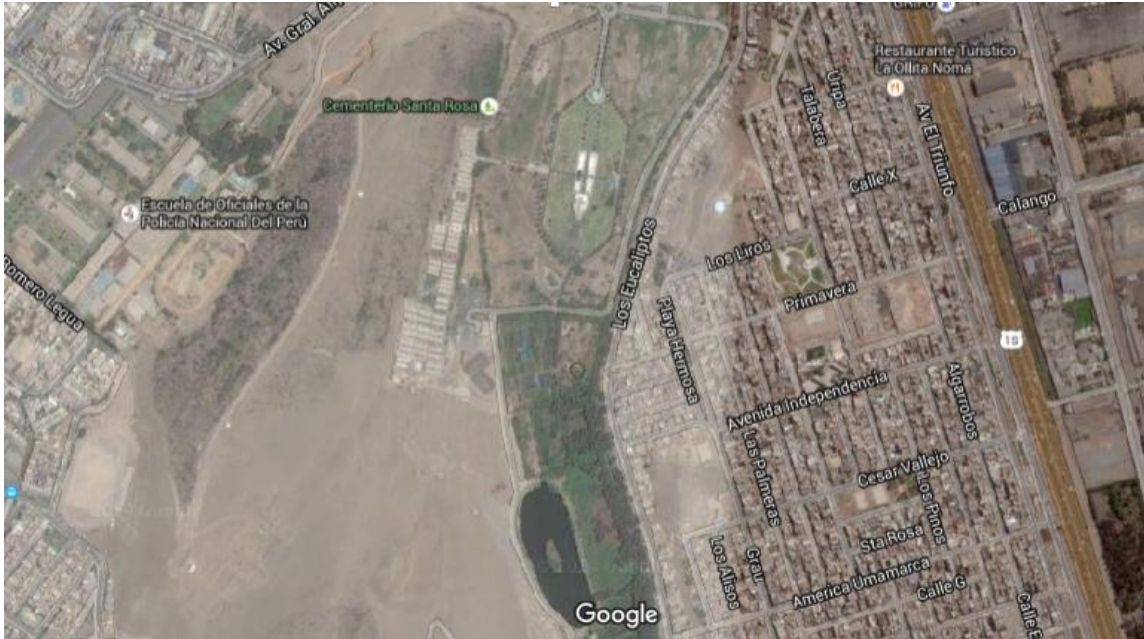


Fig. 1.- Ubicación al área del estudio en Zona urbana.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 2



Fig.2.- Ubicación del área del estudio en Zona rural.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 3



Fig.3.- Armado de las redes de neblina para la captura de las aves.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 4



Fig. 4.- Toma de muestra sanguínea de una de las aves estudiadas.

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 5



Fig.5.- Análisis de una muestra sanguínea tomada de un ave estudiada.

Fuente: Elaboración propia.

Anexos 6

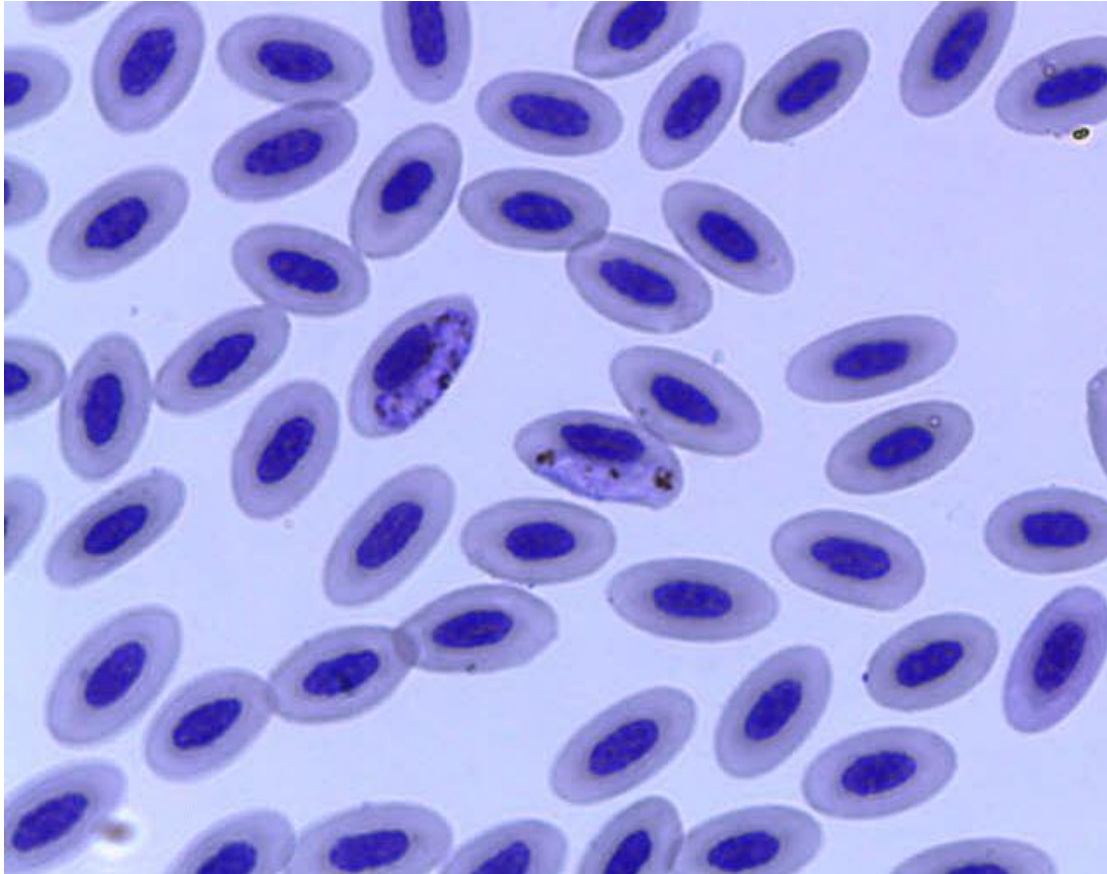


Fig.6.- Visión microscópica de *Haemoproteus* sp. en eritrocito de un ave estudiado.

Fuente: Elaboración propia.

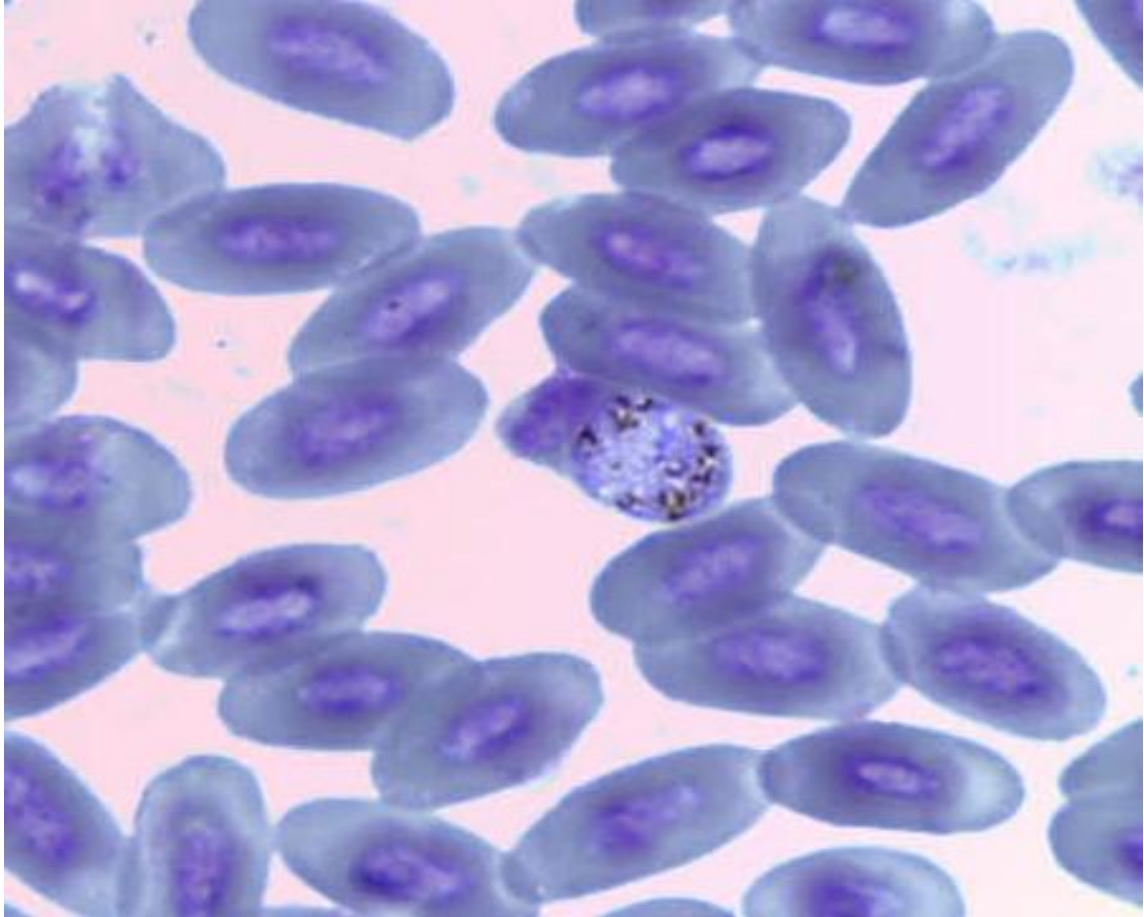
Anexo 7

Fig.7.- Visión microscópica de *Plasmodium* sp. en eritrocito de un ave estudiado.

Fuente: Elaboración propia.

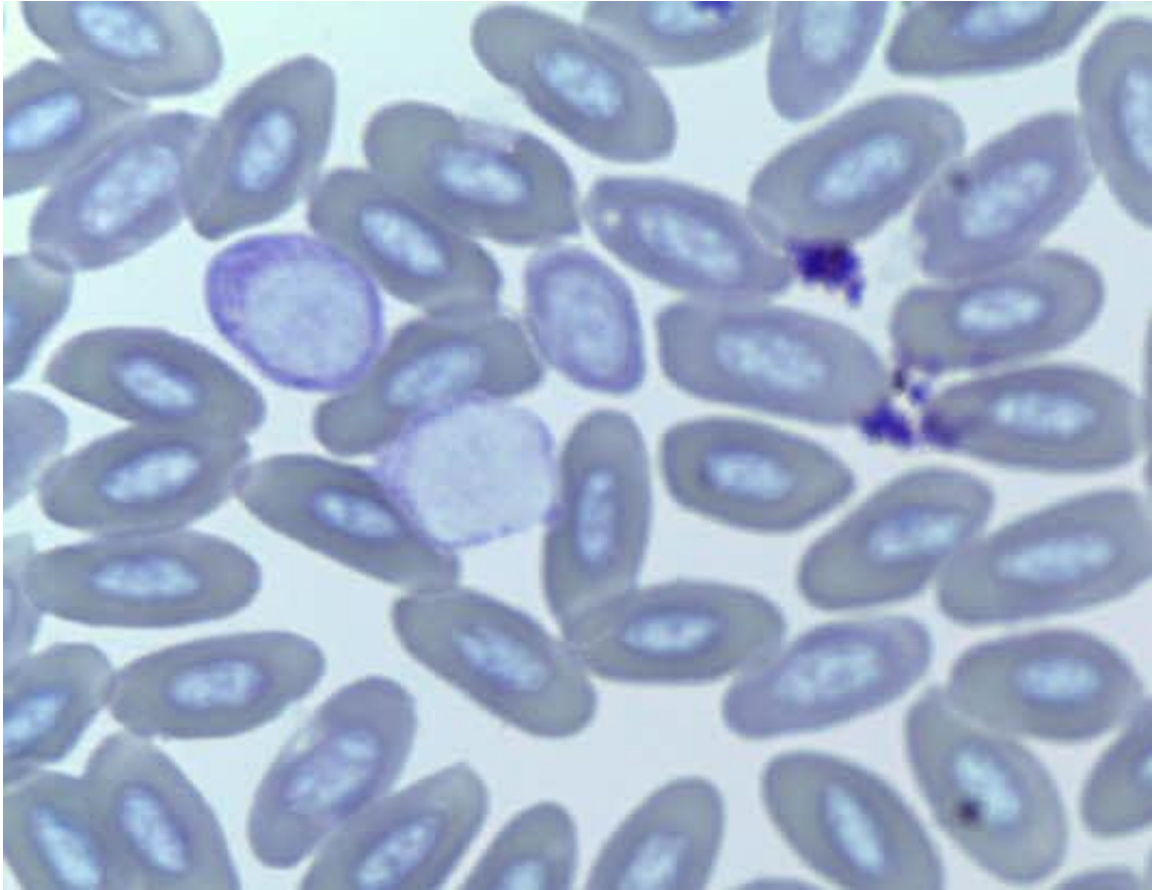
Anexo 8

Fig.8.- Vision microscopiva de *Leucocytozoon sp.* en frotis sanguineo de un ave estudiada.

Fuente: Elaboración propia.