



**Caracterización de parásitos sanguíneos en aves asociadas a cuerpos de agua y su  
prevalencia en 12 departamentos de Colombia**

**Jhon Jaime Macías Zacipa**

**Asesora interna**

**Ingred Pinillos Medina**

**MV. Esp. MSc (c) en Ciencias veterinarias**

**Asesora externa**

**Nubia Estela Matta Camacho**

**MSc. PhD. en Biología parasitaria e Inmunoparasitología.**

**Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca**

**Facultad de Ciencias de la Salud**

**Programa de Bacteriología y Laboratorio Clínico**

**Trabajo de grado**

**Bogotá D.C, 20 marzo de 2020**



*Caracterización de parásitos sanguíneos en aves asociadas a cuerpos de agua y su prevalencia  
en 12 departamentos de Colombia*

**Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca**  
**Facultad de Ciencias de la Salud**  
**Programa de Bacteriología y Laboratorio Clínico**  
**Trabajo de grado**  
**Bogotá D.C, 20 marzo de 2020**



## **Dedicatoria**

A mis padres, por su apoyo y dedicación.

A mis hermanas por quererme tanto.

A la memoria de mi abuelita Carmen Orjuela.

## **Agradecimientos**

Primero quiero agradecer especialmente a mis padres quienes han sido mi gran ejemplo para seguir y han dado mil batallas de manera silenciosa para que nunca nos hiciera falta nada en casa, por llenarnos de amor y comprensión, sin dejar nunca de lado la exigencia. Me siento muy orgulloso de ustedes.

A mis hermanas, Leidi y Paola, quienes se han comportado como mis padres ya que me criaron y estuvieron conmigo mientras mis padres trabajaban arduamente, gracias por todos los juegos, regaños y consejos que me han dado cada una. Aunque no se los diga muy seguido, las amo y saben que cuentan conmigo siempre.

A mi abuelita Carmen Orjuela, que estuvo con nosotros desde pequeños y que, aunque ya no se encuentra en cuerpo con nosotros siempre está en nuestros pensamientos, me duele que no estés conmigo en este momento, pero sé que estas mejor y ya no sufres por nada. Esto también es por ti. Te quiere mucho “Junitor”.

A Mafe, Laura, Jenniffer, Karen, Laura Pinzón, Camila Jiménez, Julieth y, por último, pero no menos importante Vanessa Herrera, gracias por ser mi compañía durante este largo camino, por ser no solo mis compañeras, sino también mis grandes amigas, tolerar mis chistes malos y compartir experiencias inolvidables. Las quiero mucho.

Doy agradecimiento especial a mis asesoras, la profesora Nubia Matta y la profesora Ingrid Pinillos, por el apoyo en el desarrollo de esta investigación, por sus consejos y ayudas significativas con este proyecto. A la profesora Nubia Matta, un agradecimiento especial por darme la oportunidad de pertenecer al grupo de investigación “GERPH: Grupo de Estudio Relación Parásito–Hospedero”. Profe Ingrid mil gracias por ser una excelente docente, llena de amor y comprensión, el mundo necesita más personas como tú.

A todos mis compañeros del grupo GERPH, por su apoyo, especialmente a David Pinto, por escucharme y ser un gran apoyo a lo largo del desarrollo de esta investigación. A Ingrid Lotta, por sus explicaciones, consejos y opiniones. Angie González por enseñarme de manera paciente muchas cosas que no lograba entender, por ayudarme con cada una de mis inquietudes.

A Luz Dary Acevedo Cendales (WCS), Óscar Rodríguez y Néstor Roncancio Director Territorial de Parques Nacionales Naturales de Colombia, quienes recolectaron algunas de las muestras analizadas; sin sus esfuerzos en campo el desarrollo de esta investigación no hubiera sido posible.

Finalmente a Rafael Gutiérrez, nuestro ornitólogo del grupo, ya que sin su ayuda en el muestreo y clasificación de cada una de las aves utilizadas para esta investigación no hubiese sido lo mismo.

Mil gracias a todos.

## Tabla de contenido

RESUMEN .....	15
1. INTRODUCCIÓN .....	17
2. ANTECEDENTES .....	19
3. MARCO TEÓRICO.....	22
3.1 Sitio de muestreo.....	22
3.1.1 Características geográficas .....	22
3.1.2 Hidrografía.....	22
3.1.3 Clima .....	22
3.2 Aves.....	24
3.2.1 Generalidades .....	24
3.2.2 Hematología.....	25
3.2.3 Aves acuáticas .....	26
3.2.3.1 Características de las aves de la investigación.....	29
3.3 Vectores.....	31
3.3.1 Características de los vectores.....	31
3.4 Hemoparásitos.....	37
3.4.1 <i>Plasmodium</i> spp.....	38
3.4.1.1 Aspectos morfológicos.....	39
3.4.1.2 Ciclo de vida .....	41
3.4.1.3 Efectos en el hospedero .....	43
3.4.2 <i>Haemoproteus</i> spp. ....	44
3.4.2.1 Aspectos morfológicos.....	44
3.4.2.2 Ciclo de vida .....	45
3.4.2.3 Efectos en el hospedero .....	47
3.4.3 <i>Leucocytozoon</i> spp.....	47
3.4.3.1 Aspectos morfológicos.....	48
3.4.3.2 Ciclo de vida .....	49
3.4.3.3 Efectos en el hospedero .....	51
3.4.4 <i>Trypanosoma</i> spp.....	52
3.4.4.1 Aspectos morfológicos.....	52
3.4.4.2 Ciclo de vida .....	52
3.4.4.3 Efectos en el hospedero .....	53

3.4.5 Microfilarias .....	54
3.4.5.1 Aspectos morfológicos.....	54
3.4.5.2 Ciclo de vida .....	54
3.4.5.3 Efectos en el hospedero .....	55
3.4.6 <i>Hepatozoon</i> spp. ....	55
3.4.6.1 Aspectos morfológicos.....	55
3.4.6.2 Ciclo de vida .....	56
3.4.6.3 Efectos en el hospedero .....	57
4. OBJETIVOS .....	58
4.1 Objetivo general .....	58
4.2 Objetivos específicos.....	58
5. METODOLOGÍA .....	59
5.1 Universo, población y muestra .....	59
5.1.1 Universo.....	59
5.1.2 Población .....	59
5.1.3 Muestra .....	59
5.2 Tipo de estudio, hipótesis, variables e indicadores .....	59
5.2.1 Tipo de estudio .....	59
5.2.2 Hipótesis .....	59
5.2.3 Variables morfología .....	59
5.2.3.4 Variables dependientes .....	59
5.2.3.5 Variables independientes .....	59
5.4 Indicadores .....	59
5.4.1 Parasitemia.....	59
5.4.2 Morfología .....	59
5.5 Comité de ética y permisos de colecta .....	59
5.6 Técnicas y procedimientos .....	60
5.6.1 Área de estudio .....	60
5.6.2 Captura de los individuos .....	64
5.6.3 Muestreo .....	64
5.6.4 Frotis de sangre periférica (FSP) .....	64
5.6.5 Prevalencia .....	65



5.6.6	Porcentaje de ocurrencias .....	65
5.6.7	Parasitemia.....	65
5.6.8	Análisis microscópico de los frotis.....	66
5.6.9	Análisis molecular .....	68
6.	RESULTADOS.....	69
6.1	Resultados generales .....	69
6.2	Prevalencia general .....	74
6.2.1	Prevalencia por género de hemoparásito .....	74
6.3	Proporción de las ocurrencias .....	75
6.4	Parasitemias.....	76
6.4.1	Parasitemia según morfoespecies de <i>Haemoproteus</i> .....	76
6.4.2	Parasitemia según especies de Microfilarias .....	77
6.4.3	Parasitemia según especies de <i>Plasmodium</i> .....	77
6.4.4	Parasitemia según especies de <i>Trypanosoma</i> .....	78
6.4.5	Parasitemia según especies de <i>Leucocytozoon</i> .....	78
6.4.6	Parasitemia según especies de <i>Hepatozoon</i> .....	79
6.5	Descripciones morfológicas .....	80
6.5.1	<i>Plasmodium</i> .....	80
	<i>Plasmodium</i> sp. 1 .....	80
	<i>Plasmodium</i> sp. 2.....	80
	<i>Plasmodium</i> sp. 3.....	81
	<i>Plasmodium</i> sp. 4.....	82
	<i>Plasmodium</i> sp. 5.....	83
6.5.2	<i>Haemoproteus</i> .....	83
	<i>Haemoproteus</i> sp. 1 .....	83
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>balearicae</i> .....	85
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>contortus</i> .....	88
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>gabaldoni</i> .....	91
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>gallinulae</i> .....	95
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>macrovacuolatus</i> n. sp. ....	98
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>nettionis</i> .....	102
	<i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>caprimulgi</i> .....	105

6.5.3 <i>Leucocytozoon</i> .....	109
<i>Leucocytozoon</i> sp. 1 .....	109
<i>Leucocytozoon fringillinarum</i> .....	110
<i>Leucocytozoon pterotenuis</i> n. sp. ©.....	112
<i>Leucocytozoon grallariae</i> n. sp. ©.....	116
6.5.4 <i>Microfilaria</i> .....	120
<i>Microfilaria</i> morfotipo 1 .....	120
<i>Microfilaria</i> morfotipo 2 .....	121
<i>Microfilaria</i> morfotipo 3 .....	121
<i>Microfilaria</i> morfotipo 4 .....	122
<i>Microfilaria</i> morfotipo 5 .....	123
<i>Microfilaria</i> morfotipo 6 .....	123
6.5.5 <i>Trypanosoma</i> .....	124
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 1.....	124
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 2.....	125
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 3.....	126
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 4.....	127
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 5.....	128
<i>Trypanosoma</i> morfotipo 6 © .....	129
6.5.6 <i>Hepatozoon</i> .....	130
<i>Hepatozoon</i> morfotipo 1 .....	130
<i>Hepatozoon</i> morfotipo 2 .....	131
6.6 Extracción de ADN, amplificación por PCR y secuenciación del gen del citocromo b ...	132
6.7 Infección en aves migratorias vs aves residentes .....	138
7. DISCUSIÓN .....	140
8. CONCLUSIONES .....	155
9. RECOMENDACIONES.....	156
10. REFERENCIAS.....	157
11. ANEXOS .....	171

## Índice de tablas

<b>Tabla 1.</b> Características y subdivisiones de los climas en Colombia .....	22
<b>Tabla 2.</b> Características y taxonomía de los vectores .....	31
<b>Tabla 3.</b> Características de los subgéneros de <i>Plasmodium</i> en aves .....	40
<b>Tabla 4.</b> Localidades de estudio muestreadas .....	60
<b>Tabla 5.</b> Parámetros morfométricos de hemoparásitos según su género .....	66
<b>Tabla 6.</b> Taxonomía de las aves analizadas, número de individuos muestreados e infectados ..	70
<b>Tabla 7.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus</i> sp. 1. ....	84
<b>Tabla 8.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) balearicae</i> .....	86
<b>Tabla 9.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) contortus</i> .....	89
<b>Tabla 10.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) gabaldoni</i> .....	93
<b>Tabla 11.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae</i> .....	96
<b>Tabla 12.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) macrovacuolatus</i> .....	100
<b>Tabla 13.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) nettionis</i> .....	103
<b>Tabla 14.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) caprimulgi</i> .....	106
<b>Tabla 15.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Leucocytozoon</i> sp. 1 .....	109

<b>Tabla 16.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Leucocytozoon fringillinarum</i> .....	111
<b>Tabla 17.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Leucocytozoon pterotenuis</i> .....	114
<b>Tabla 18.</b> Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de <i>Leucocytozoon grallariae</i> .....	119
<b>Tabla 19.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 1 .....	120
<b>Tabla 20.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 2 .....	121
<b>Tabla 21.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 3 .....	121
<b>Tabla 22.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 4 .....	122
<b>Tabla 23.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 5 .....	123
<b>Tabla 24.</b> Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 6 .....	123
<b>Tabla 25.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 1 .....	124
<b>Tabla 26.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 2 .....	125
<b>Tabla 27.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 3 .....	126
<b>Tabla 28.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 4 .....	127
<b>Tabla 29.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 5 .....	128
<b>Tabla 30.</b> Parámetros morfométricos de <i>Trypanosoma</i> morfotipo 6 .....	129
<b>Tabla 31.</b> Parámetros morfométricos de <i>Hepatozoon</i> morfotipo 1 .....	130
<b>Tabla 32.</b> Parámetros morfométricos de <i>Hepatozoon</i> morfotipo 2 .....	131
<b>Tabla 33.</b> Absorbancias y concentraciones de las muestras positivas extraídas por el método fenol-cloroformo .....	132
<b>Tabla 34.</b> Ubicación de las muestras obtenidas por fenol-cloroformo ubicadas en gel de agarosa 1.5% .....	133

<b>Tabla 35.</b> Ubicación de las muestras obtenidas de la purificación con acetato de amonio ubicadas en gel de agarosa 1.5% .....	135
<b>Tabla 36.</b> Linajes de hemosporidios encontrados en la presente investigación y los encontrados en el NCBI .....	136
<b>Tabla 37.</b> Comparación entre los resultados de infección en aves de la familia Anatidae reportados en la literatura y esta investigación .....	140
<b>Tabla 38.</b> Comparación de resultados de prevalencia en estudios en aves obtenidos por estudios previos en Latinoamérica y este estudio .....	141
<b>Tabla 39.</b> Comparación del número de especies y familias reportadas como parasitadas por <i>Haemoproteus</i> spp. en Colombia .....	143
<b>Tabla 40.</b> Resumen de la distribución de <i>Haemoproteus</i> spp. en la familia Scolopacidae según el estudio realizado por Clements en 1974 .....	145
<b>Tabla 41.</b> Especies de <i>Plasmodium</i> encontradas en algunos ordenes de aves acuáticas para el mundo .....	147
<b>Tabla 42.</b> Prevalencias de <i>Leucocytozoon</i> spp. en aves de diferentes masas continentales ....	150
<b>Tabla 43.</b> Comparación del número de especies y familias reportadas como parasitadas por Microfilarias en Colombia .....	151

## Índice de figuras

<b>Figura 1.</b> Células sanguíneas de las aves .....	26
<b>Figura 2.</b> Individuo macho del especie <i>Culex quinquefasciatus</i> .....	32
<b>Figura 3.</b> Mosca piojo (Hipoboscido) de la especie <i>Pseudolynchia canariensis</i> .....	33
<b>Figura 4.</b> Individuo de la familia Ceratopogonidae .....	34
<b>Figura 5.</b> Individuo de la familia Simuliidae .....	36
<b>Figura 6.</b> Individuo de la superfamilia Ixodoidea .....	37
<b>Figura 7.</b> Árbol filogenético hipotético de los Apicomplexa .....	38
<b>Figura 8.</b> Representación del ciclo de vida de la malaria aviar ( <i>Plasmodium</i> spp.) .....	42
<b>Figura 9.</b> Controles de infección experimental por <i>Plasmodium relictum</i> .....	43
<b>Figura 10.</b> Tipos morfológicos de <i>Haemoproteus</i> spp .....	45
<b>Figura 11.</b> Representación del ciclo de vida de <i>Haemoproteus</i> spp .....	46
<b>Figura 12.</b> Tipos morfológicos de <i>Leucocytozoon</i> spp .....	49
<b>Figura 13.</b> Representación del ciclo de vida de la leucocitoozoonosis en aves .....	50
<b>Figura 14.</b> Controles de infección por <i>Leucocytozoon simondi</i> .....	51
<b>Figura 15.</b> Representación del ciclo de vida de la tripanosomiasis aviar .....	53
<b>Figura 16.</b> Representación del ciclo de vida de las microfilarias aviares .....	55
<b>Figura 17.</b> Representación del ciclo de vida de <i>Hepatozoon</i> spp .....	56
<b>Figura 18.</b> Localidades muestreadas en los doce departamentos de Colombia .....	64
<b>Figura 19.</b> Porcentaje de aves encontradas según su estado de migración en Colombia .....	70
<b>Figura 20.</b> Prevalencia de los diferentes taxa de hemoparásitos en algunas aves asociadas a cuerpos de agua de doce departamentos de Colombia .....	74

<b>Figura 21.</b> Porcentajes de ocurrencia de infección por hemoparásitos encontrados en 42 aves asociadas a cuerpos de agua capturadas en doce departamentos de Colombia .....	76
<b>Figura 22.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Haemoproteus</i> .....	77
<b>Figura 23.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Microfilaria</i> .....	77
<b>Figura 24.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Plasmodium</i> .....	78
<b>Figura 25.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Trypanosoma</i> .....	78
<b>Figura 26.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Leucocytozoon</i> .....	79
<b>Figura 27.</b> Parasitemias correspondientes a las especies de <i>Hepatozoon</i> .....	79
<b>Figura 28.</b> <i>Plasmodium</i> sp. de la sangre de <i>Anas discors</i> .....	80
<b>Figura 29.</b> <i>Plasmodium</i> sp. de la sangre de <i>Calidris minutilla</i> .....	81
<b>Figura 30.</b> <i>Plasmodium</i> sp. de la sangre de <i>Conirostrum bicolor</i> .....	81
<b>Figura 31.</b> <i>Plasmodium</i> sp. de la sangre de <i>Quiscalus mexicanus</i> .....	82
<b>Figura 32.</b> <i>Plasmodium</i> sp. de la sangre de <i>Cairina moschata</i> .....	83
<b>Figura 33.</b> <i>Haemoproteus</i> sp. 1 de la sangre de <i>Orochelidon murina</i> .....	83
<b>Figura 34.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>balearicae</i> de <i>Porphyrio martinica</i> .....	86
<b>Figura 35.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>contortus</i> de <i>Numenius phaeopus</i> .....	89
<b>Figura 36.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>gabaldoni</i> de <i>Cairina moschata</i> .....	92
<b>Figura 37.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>gallinulae</i> de <i>Porphyrio martinica</i> .....	96
<b>Figura 38.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>macrovacuolatus</i> de <i>Dendrocygna autumnalis</i> .....	100
<b>Figura 39.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>nettionis</i> de la sangre de <i>Anas discors</i> .....	103
<b>Figura 40.</b> <i>Haemoproteus</i> ( <i>Parahaemoproteus</i> ) <i>caprimulgi</i> de <i>Nyctipolus nigrescens</i> .....	106
<b>Figura 41.</b> Morfotipo 1 de <i>Leucocytozoon</i> de la sangre de <i>Grallaria quitensis</i> .....	109
<b>Figura 42.</b> <i>Leucocytozoon fringillinarum</i> de la sangre de <i>Grallaria quitensis</i> .....	111

<b>Figura 43.</b> <i>Leucocytozoon pterotenuis</i> de la sangre de <i>Grallaria ruficapilla</i> .....	114
<b>Figura 44.</b> <i>Leucocytozoon grallariae</i> de la sangre de <i>Grallaria squamigera</i> .....	115
<b>Figura 45.</b> Morfotipo 1 de microfilaria de la sangre de <i>Chloroceryle americana</i> .....	118
<b>Figura 46.</b> Morfotipo 2 de microfilaria de la sangre de <i>Chloroceryle americana</i> .....	120
<b>Figura 47.</b> Morfotipo 3 de microfilaria de la sangre de <i>Chloroceryle inda</i> .....	121
<b>Figura 48.</b> Morfotipo 4 de microfilaria de la sangre de <i>Grallaria ruficapilla</i> .....	122
<b>Figura 49.</b> Morfotipo 5 de microfilaria de la sangre de <i>Paroaria nigrogenis</i> .....	123
<b>Figura 50.</b> Morfotipo 6 de microfilaria de la sangre de <i>Vanellus chilensis</i> .....	123
<b>Figura 51.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 1 de la sangre de <i>Chloroceryle aenea</i> .....	124
<b>Figura 52.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 2 de la sangre de <i>Coccyzus americanus</i> .....	125
<b>Figura 53.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 3 de la sangre de <i>Coccyzus americanus</i> .....	126
<b>Figura 54.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 4 de la sangre de <i>Coccyzus americanus</i> .....	127
<b>Figura 55.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 5 de la sangre de <i>Grallaria ruficapilla</i> .....	128
<b>Figura 56.</b> <i>Trypanosoma</i> morfotipo 6 de la sangre de <i>Orochelidon murina</i> .....	129
<b>Figura 57.</b> <i>Hepatozoon</i> morfotipo 1 de la sangre de <i>Orochelidon murina</i> .....	130
<b>Figura 58.</b> <i>Hepatozoon</i> morfotipo 2 de la sangre de <i>Pygochelidon cyanoleuca</i> .....	131
<b>Figura 59.</b> Visualización en gel de agarosa al 1.5% del ADN genómico obtenido a través del método fenol-cloroformo .....	133
<b>Figura 60.</b> Electroforesis en gel de agarosa al 1.5% de los productos de purificación con etanol y acetato de amonio .....	135
<b>Figura 61.</b> Electroesferograma obtenido de la secuenciación de ME60 por MacroGen .....	136
<b>Figura 62.</b> Comparación en porcentajes de la infección por hemoparásitos presentes en 42 aves asociadas a cuerpos de agua de acuerdo con su estado migratorio .....	139





UNIVERSIDAD COLEGIO MAYOR DE CUNDINAMARCA  
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD  
BACTERIOLOGIA Y LABORATORIO CLINICO  
BOGOTA D.C  
2020

**Caracterización de parásitos sanguíneos en aves asociadas a cuerpos de agua y su prevalencia en 12 departamentos de Colombia**

**RESUMEN**

Colombia es un país megadiverso en flora y fauna, siendo el país número uno con mayor biodiversidad de aves a nivel mundial. Sin embargo, los estudios relacionados con parásitos sanguíneos que infectan animales de vida silvestre son limitados, en la actualidad no se han reportado estudios con respecto a la diversidad de hemoparásitos que afectan aves asociadas a cuerpos de agua en el territorio colombiano.

A nivel mundial se ha venido incrementando el estudio de este tipo de agentes infecciosos que pueden afectar no solo mamíferos, sino también reptiles y aves. Este estudio realizó la caracterización y prevalencia de los hemoparásitos presentes en algunas especies de aves asociadas a cuerpos de agua en 12 departamentos del territorio colombiano, utilizando la determinación morfológica a través de microscopia de luz e información del marcador molecular del gen citocromo b, para los géneros de *Haemoproteus*, *Plasmodium* y *Leucocytozoon*.

Se analizaron 565 individuos, encontrando 42 infectados en total; 21 con *Haemoproteus*, 5 con *Plasmodium*, 3 con *Leucocytozoon*, 5 con microfilarias, 5 con *Trypanosoma*, 2 con *Hepatozoon* y un único individuo con *Leucocytozoon*, *Trypanosoma* y microfilaria. De igual manera se reportó por primera vez linajes del cytb para *H. gabaldoni* y se realizó la caracterización morfológica y morfométrica de cada especie encontrada. A pesar de esto, los estudios sobre la presencia, prevalencia, ocurrencia y el efecto que puedan llegar a tener este tipo de microorganismos en este tipo de aves es limitado hasta el día de hoy.

**Palabras clave:** Colombia, Aves, Hemoparásitos, Caracterización, Microscopia, Prevalencia, Acuáticas.

**Estudiante:** Jhon Jaime Macías Zacipa

**Docentes:**

Ingred Pinillos Medina - Universidad Colegio Mayor de Cundinamarca

Nubia Estela Matta Camacho – Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá

**Fecha:** marzo 20 de 2020

## 1. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial se ha venido incrementando la investigación en parásitos sanguíneos en fauna silvestre, especialmente en la Clase aves, pues han permitido modelar ejemplos drásticos de impacto negativo e incluso pérdida de diversidad como fue el caso de extinción de los *Himatione fraithii* (Mielerito de Laysan) en Hawái<sup>1</sup>. Diversas investigaciones han demostrado que la presencia de hemoparásitos puede ocasionar en las aves anemia, esplenomegalia y una disminución en su efectividad reproductiva, trayendo consigo una pérdida considerable en el tamaño de la población y en el peor de los casos su extinción

2-6.

Colombia es considerada a nivel mundial un país megadiverso, ya que cuenta con alrededor del 10% de la biodiversidad presente en todo el planeta, a pesar de solo ocupar 1.141.748 km<sup>2</sup> territoriales y 800.000 km<sup>2</sup> marítimo en el continente<sup>7</sup>. Además, es el segundo país del mundo con mayor biodiversidad (después de Brasil), siendo actualmente la primera en aves, con 1909 especies de aves oficialmente reportadas, segunda en diversidad de plantas, tercera en reptiles y quinta en mamíferos. Del número anteriormente reportado, se ha demostrado que 1632 especies son residentes, 124 son migratorias boreales, 63 son erráticas, 57 hipotéticas, 15 migratorias australes, 14 inciertas, 3 introducidas y 1 extinta (*Podiceps andinus*)<sup>8</sup>.

Según estudios a nivel mundial y en Colombia por el grupo Caracterización Genética e Inmunología de la Universidad Nacional de Colombia, se han descrito que los hemoparásitos pertenecientes a la subclase hematozoa, pueden originar una disminución en las especies de aves que se encuentran afectadas por éstos, de igual manera, llegan a afectar la dinámica de población, tiempo y espacio, alterando los ecosistemas, además se ha evidenciado que intervienen en la selección sexual dado a las alteraciones físicas que pueden llegar a presentar las aves infectadas al momento del apareamiento, estas alteraciones pueden llegar a variar desde cambios de coloración, apariencia del plumaje y postura<sup>9</sup>, por lo cual se afecta no solo la pérdida de riqueza biológica colombiana sino también los procesos de reproducción.

El estudio de los hemoparásitos aviares, permite obtener una importante fuente de información sobre los ecosistemas, gracias a que nos brindan información sobre la historia natural de los hospederos, la evolución, las relaciones tróficas, las enfermedades emergentes y la salud ambiental. En la actualidad son pocos los estudios que se han realizado sobre este tema en países neotropicales como lo son: Brasil, Costa Rica, Colombia, Ecuador, México, Perú, entre otros<sup>10</sup>.

Cabe destacar que a pesar de que existen estudios previos sobre hemoparásitos en aves, en Colombia no se han tenido en cuenta los hemoparásitos que afectan a las aves asociadas a cuerpos de agua como un modelo de investigación, por lo cual se hace necesario conocer los parásitos sanguíneos que pueden afectarlas.

Se han descrito varios factores que aumentan la dispersión de este tipo de agentes patógenos, entre estos se destacan, los cambios climáticos, la aparición de especies invasoras, la pérdida de la biodiversidad, el tráfico ilegal de fauna silvestre, entre otros. Actualmente es considerado de gran importancia el conocer el impacto de estas infecciones en fauna silvestre, pues hay más conciencia de la importancia y responsabilidad de la integridad de los ecosistemas para evitar la extinción de especies aviares.

Por todo lo anterior, este estudio pretende caracterizar diferentes géneros y especies de hemoparásitos sanguíneos en aves infectadas con algún tipo de asociación a cuerpos de agua (tanto en aves migratorias como residentes), en los departamentos de Colombia: Bolívar, Caquetá, Casanare, Cundinamarca, Guajira, Magdalena, Meta, Nariño, Putumayo, Risaralda, Santander y Valle del Cauca.

Dicha información puede resultar de especial importancia para la caracterización de transmisión, no solo de este tipo de parásitos sino de otros patógenos reportados para aves migratorias y discutir la posible transmisión de agentes infecciosos entre aves migratorias y residentes.

## 2. ANTECEDENTES

El estudio de parásitos sanguíneos en aves de Latinoamérica se remota a 1940 en México, donde en un principio se determinó la presencia de *Plasmodium*, *Haemoproteus*, entre otros<sup>11</sup>. En 1952, en Colombia se evidenció la presencia de Microfilarias en animales vertebrados de la llanura del este, donde estuvieron presentes en el 8.9% de los 702 vertebrados muestreados<sup>12</sup>.

De igual manera, en Estados Unidos de América se llevó a cabo un estudio en 1975 con 21.048 aves halladas a lo largo del territorio; con este estudio se encontró que el principal parásito sanguíneo que afectaba a este tipo de animales correspondía a *Haemoproteus* (19.5%), seguido de *Leucocytozoon* (17.7%) y otras especies como *Trypanosoma* (3.9%), *Plasmodium* (3.8%), microfilarias (3.1%), y *Haemogregarina/Lankesterella* (0.6%)<sup>13</sup>.

Posteriormente en Colombia, más exactamente en 1976, en el Valle del Cauca (Cali) se estudió la presencia de hemoparásitos de 29 familias de aves encontradas en este departamento, con esto se identificó que de las 421 aves muestreadas, solo 30 presenciaban hemoparásitos, lo cual era vital para el estudio que se quería realizar, donde en este caso, a diferencia del país líder de América del norte, se presenciaban mayoritariamente los parásitos del género *Haemoproteus* y las microfilarias, mientras que los demás géneros se encontraban en bajos porcentajes, de igual manera, las parasitemias eran de baja intensidad<sup>14</sup>.

En 1978, se iniciaron los estudios de la regulación y estabilidad de las interacciones de la población hospedero-parásito por medio de varios modelos matemáticos, en este estudio se comprobó las diferentes teorías que existen, en las cuales, se menciona que los parásitos desempeñan un papel análogo a un depredador que suprime el crecimiento de su población de presas, debido a múltiples consecuencias que este invasor produce en el hospedador<sup>15</sup>.

En este mismo año se estudió el parasitismo de aves neotropicales, donde se seguía viendo con mayor frecuencia las infecciones generadas por *Haemoproteus* spp. a diferencia de otros estudios, se vio un cambio en las infecciones que le seguían a este, ya que *Plasmodium* spp. fue el segundo más encontrado y posteriormente las microfilarias. Se menciona que la prevalencia de los hemoparásitos varía notablemente de una región a otra y entre familias, un claro ejemplo de esto son las familias de aves acuáticas, ya que se reporta una ausencia significativa de parásitos sanguíneos en este tipo de aves<sup>16</sup>.

Un estudio en Estados Unidos, en el año de 1980, recalcó la importancia de no solo mencionar qué especie de parásitos se encuentran en el frotis de sangre periférico (FSP), sino también, la importancia de mencionar las lesiones, condición de muda, ectoparásitos, entre otras cosas que podrían llegar a presentar los animales que se están muestreando, ya que pueden llegar a ser necesarias para la explicación de vectores, patologías, etc. Por otro lado, se mencionan las infecciones mixtas, hasta por cuatro especies diferentes de parásitos sanguíneos y lo vital del FSP, no solo al momento de dar un diagnóstico, sino que es un método simple, rápido y de bajo costo<sup>17</sup>.

A mediados de 1987, se desarrolló un estudio donde se utilizaron palomas del género *Zenaida macroura*, las cuales se encontraban infectadas con *Haemoproteus* spp. los investigadores intentaron delinear los factores necesarios para poder proporcionar una estimación mucho más precisa del número de parásitos/eritrocitos<sup>18</sup>.

Debido a la alta presencia de *Haemoproteus* spp. en las infecciones que poseían las aves, se resumió en una lista las 113 especies descritas de este hemoparásito aviar hasta la fecha (1988), de igual manera se mencionó de manera breve las diferentes formas microscópicas que pueden llegar a ser útiles a la hora de su identificación y las diversas especies en las que se encuentra un elevado número de afectación<sup>19</sup>.

Son varias las investigaciones que se han llevado a cabo a nivel mundial sobre la patogenicidad que poseen los parásitos al momento de atacar un hospedero, en especial una revisión en 1993 de 5640 artículos sobre parásitos sanguíneos aviares donde se mostró que 236 reportaron mortalidad o patogenicidad grave en aves, y el 89% de estos mencionaba la preocupación por la mortalidad en aves domesticadas y sobre cómo controlar los parásitos sanguíneos involucrados. Solo el 6% de los registros se referían a aves en jardines zoológicos y el 5% restante se encontraba referido a la mortalidad en aves silvestres<sup>20</sup>.

Debido a esto, los ecólogos en 1995 empezaron a reconocer la importancia de las enfermedades y los parásitos en la dinámica de las poblaciones, ya que se menciona que las enfermedades y los parásitos probablemente han sido responsables de varias extinciones en islas y en grandes masas de tierra, pero el problema solo se ha identificado en retrospectiva. En contraste, los patógenos y parásitos endémicos pueden operar como especies clave, desempeñando un papel crucial en el mantenimiento de la diversidad de las comunidades ecológicas y los ecosistemas<sup>21</sup>.

Un grupo de investigadores desarrollaron un estudio en La Patagonia, Argentina (2001), donde se analizaron aves que viven en entornos marinos, los autores mencionan la importancia de saber si en algún momento de la vida del ave, esta se encuentra en agua dulce, ya que suelen encontrarse una gran cantidad y variedad de vectores en este tipo de aguas. Por otro lado, se menciona que entre más tiempo de incubación posea el huevo, mayor tiempo de “maduración” del sistema inmunológico va a tener el pichón, lo que lo podría hacer inmune o más resistente a las infecciones por hemoparásitos. En todas las 560 aves muestreadas y analizadas no se encontró la presencia de hemoparásitos, lo cual concluyó en varias cosas. La primera de ellas es la completa ausencia de los vectores en este tipo de territorio, otra es la falla de las personas al momento de determinar *Plasmodium* spp. en el microscopio y finalmente la gran capacidad inmunológica que parecen poseer este tipo de aves para combatir las infecciones que puedan transmitirle los potenciales vectores<sup>22</sup>.

Petra Quillfeldt, científica alemana que se ha encargado de estudiar la ecología y parasitología de aves marinas; a través de los años logró recopilar información sobre los posibles parásitos sanguíneos que podemos encontrar en este tipo de aves hasta el año 2011, para lo cual destaca la presencia de *Haemoproteus* spp., *Plasmodium* spp., *Leucocytozoon* spp., *Hepatozoon* spp. y *Babesia* spp. Cabe resaltar que las prevalencias y parasitemias en este tipo de aves suele ser muy baja o en la mayoría de los casos ausente<sup>23</sup>.

Un estudio llevado a cabo en 2016 en pingüinos ubicados en un zoológico de Brasil, determinó la transmisión de *Plasmodium* spp. por *Culex quinquefasciatus* en este tipo de aves, en ellas se lograba apreciar una alta mortalidad por dichas infecciones, ya que el rango de muertes en aves infectadas oscilaba entre un 50-80%, con el estudio se pudieron aportar ideas no solo en la transmisión y epidemiología de la enfermedad, sino en la parte del diagnóstico, tratamiento y prevención de la también conocida malaria aviar<sup>24</sup>.

En Brasil (2018), se llevó a cabo un estudio en humedales, ya que como lo mencionan los autores este es uno de los espacios en los que no solo se reproducen aves que allí habitan, sino que también lo hacen los potenciales vectores de hemoparásitos. Debido a esto, se logró estudiar la influencia de los factores ecológicos en la prevalencia y diversidad de estos microorganismos a la hora de infectar un individuo<sup>25</sup>.

### **3. MARCO TEÓRICO**

#### **3.1 Sitio de muestreo**

##### **3.1.1 Características geográficas**

Colombia se encuentra ubicada en el continente americano, más específicamente en el noroccidente de Suramérica, es el primer país que encabeza esta región. Posee 1.141.748 km<sup>2</sup> territoriales y 800.000 km<sup>2</sup> marítimos. Este país posee la gran fortuna de ser bañado por ambos océanos, Atlántico y Pacífico, lo cual lo introduce en la lista de los 21 países en el mundo que poseen este beneficio, destacando que es el único en toda Sudamérica. Gracias a su posición geográfica, Colombia posee múltiples formas de relieve, que abarcan desde llanuras en el oriente hasta las grandes montañas de los Andes al occidente<sup>26</sup>.

##### **3.1.2 Hidrografía**

Colombia es uno de los países más ricos en recursos hídricos de Sudamérica y del mundo, posee una gran cantidad de ríos, lagunas, arroyos, humedales, entre otros; y además, el promedio anual de lluvias en este territorio es bastante alto. Los ríos corren en diferentes direcciones, los del norte cuya desembocadura se encuentra en el mar Caribe, los del occidente que finalmente llegan al océano Pacífico y los del oriente que terminan en los ríos Orinoco y Amazonas. Actualmente el país cuenta con cinco vertientes hidrográficas, la del Caribe, Pacífico, Amazonas, Orinoco y el Catatumbo<sup>26</sup>.

##### **3.1.3 Clima**

Colombia se caracteriza por poseer uno de los climas más variados, los cuales están fuertemente vinculados con su relieve. Como es bien sabido el clima en el mundo varía por diferentes razones, una de ellas es la altitud, donde la presencia de relieve montañoso tiene como consecuencia la producción de variaciones en la temperatura y las lluvias. Otra razón es la latitud, el territorio colombiano se encuentra en la zona intertropical, la cual es fundamental para las temperaturas y las precipitaciones que presenta el territorio. En el país, la temperatura media aumenta en los meses de agosto y septiembre (25°C) y disminuye en noviembre y diciembre (23.9-24°C). La temperatura promedio anual es de 24.4°C. La precipitación tiene su pico máximo en los meses de octubre y noviembre ( : 200 mm) y disminuye de manera significativa en julio y agosto con ( : 60 mm), el promedio anual es de 119.25 mm<sup>26</sup>.

**Tabla 1: Características y subdivisiones de los climas en Colombia según la zona.**



Zonas climáticas	Características	Subdivisiones
<b>Montañoso tropical</b>	<p>Varía de acuerdo con la altura: a mayor altura, menor temperatura.</p> <p>Origen de pisos térmicos: cálido, templado, frío, paramo y nieves perpetuas.</p> <p>Se presenta en el sistema montañoso independiente.</p>	<p><b>Húmedo de tierras templadas:</b> temperaturas medias entre 12 y 14°C y alturas que van hasta los 2.000 m.</p> <p><b>Tropical de tierra fría:</b> temperaturas entre 12 y 8°C y alturas que van hasta los 3.000 m.</p> <p><b>Alta montaña tropical.</b></p> <p><b>Páramo:</b> temperaturas menores a 10°C y se encuentra en alturas que van hasta 4.700 m.</p> <p><b>Nieves perpetuas:</b> temperaturas menores a 0°C y se presenta en montañas que superan los 4.700 m.</p>
<b>Tropical lluvioso</b>	<p>Altas temperaturas.</p> <p>Abundantes lluvias.</p> <p>Vegetación de selva.</p>	<p><b>Selva ecuatorial:</b> se presenta en la región del Pacífico y alrededores de la cordillera de los Andes. La temperatura es mayor a 30°C y las lluvias abundan durante todo el año.</p> <p><b>Tropical húmedo:</b> se presenta en la región de la Amazonia, al norte y al sur de la costa del Pacífico, en el valle medio del río Magdalena y al sur de la región Caribe. Presenta periodo seco y las temperaturas son mayores a los 18°C.</p>

<p><b>Tropical seco</b></p>	<p>Presenta temperaturas superiores a 30°C. Noches frías. Escasas lluvias. Poca vegetación.</p>	<p><b>Desértico:</b> Corresponde al norte de la península Guajira. Las precipitaciones son muy escasas y las temperaturas altas. La vegetación característica es el cactus.</p> <p><b>Seco estepario:</b> se presenta en la región Caribe, en la región del río Zulia, Norte de Santander, en el cañón del Chicamocha, Santander, en el sector de los llanos, en la parte alta del valle del Magdalena y en los cañones de los ríos Patía, Dagua y Cauca. Sus temperaturas son altas y las lluvias escasas.</p>
-----------------------------	---	---

### 3.2 Aves

#### 3.2.1 Generalidades

El origen evolutivo de las aves ha tenido diversas hipótesis, pero hasta la fecha, dos de ellas son las que más peso tienen; la primera de ellas sugiere que estos animales fueron un grupo de reptiles bípedos los cuales tomaron el hábito de “aletear” los miembros anteriores al momento que empezaban a correr, este tipo de movimiento les permitió levantarse un poco más del suelo, lo cual de por sí ya representaba una ventaja, de esta manera y con el paso del tiempo lograron establecer el vuelo como una habilidad. Por otro lado, la última hipótesis logra tener evidencias para demostrar que las aves fueron reptiles arborícolas, los cuales fueron desarrollando miembros anteriores especializados, debido a los saltos que daban de una rama a otra<sup>27</sup>.

Las aves son un grupo de animales vertebrados de sangre caliente cuyas principales características es la oviposición<sup>28</sup> y la capacidad de regular su temperatura gracias a que poseen una cobertura corporal de plumas, cabe destacar que este grupo de animales son tetrápodos (poseen cuatro extremidades: dos alas y dos patas). Algunos consideran de vital importancia que son el único

grupo que posee la capacidad de volar, exceptuando el pingüino, el avestruz y agregando al murciélago, como el único mamífero que posee de igual manera esta habilidad<sup>29</sup>.

La Clase aves contiene a nivel mundial alrededor de 9000 especies, las cuales se distribuyen en diferentes familias según características de morfofisiología, estas pueden llegar a ser externas e internas<sup>30</sup>.

### 3.2.2 Hematología

La sangre de todas las aves contiene diferentes tipos de células sanguíneas como los eritrocitos, leucocitos y trombocitos (plaquetas en mamíferos), una de las cosas más curiosas, es que, a diferencia de los mamíferos, pero al igual que los reptiles, todas las células de la sangre conservan su núcleo durante todo su tiempo de vida<sup>30</sup>, cuyo periodo es de 28 a 45 días<sup>31</sup>.

**Eritrocitos** (Figura 1A): Los eritrocitos de las aves, una vez coloreados con tinción de Giemsa y observados en microscopio de luz, se observan con una morfología ovoide, citoplasma eosinofílico y un núcleo ovoide central basófilo. La forma ovoide del eritrocito puede llegar a variar entre especies, ya que algunas de estas pueden poseer un eritrocito redondeado<sup>30,31</sup>.

**Heterófilos** (Figura 1B): En muchas especies de aves, este tipo de leucocitos granulares son comunes encontrarlos en el FSP. Con la coloración de Giemsa se pueden observar heterófilos con morfología redonda irregular y con un núcleo lobulado, basófilo y gránulos citoplasmáticos acidófilos prominentes. Los gránulos suelen poseer una forma fusiforme<sup>30,31</sup>.

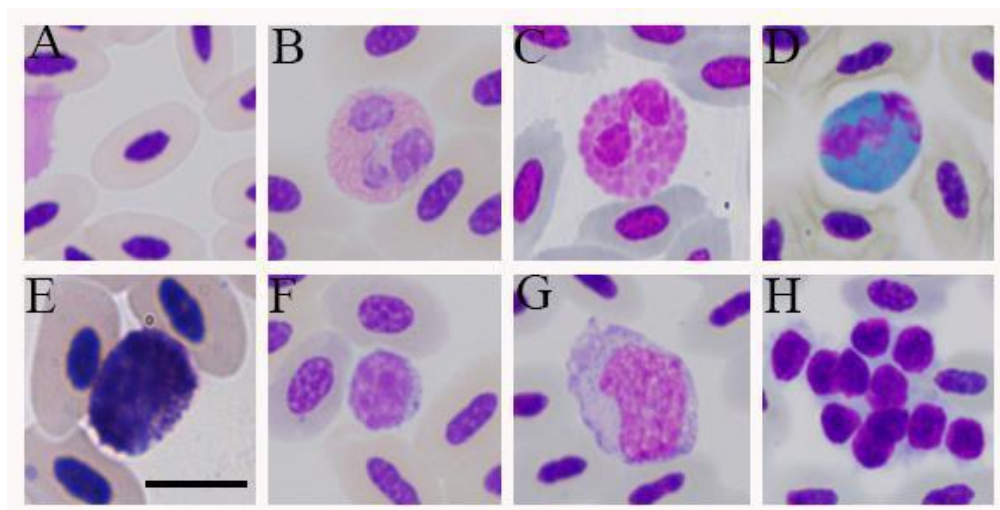
**Eosinófilos** (Figura 1C-D): Este tipo de célula granular es la segunda más encontrada en el FSP de las aves. Posee una morfología irregular redondeada con un núcleo lobulado bastante basófilo, es normal encontrar que el núcleo se encuentre bilobulado. Típicamente, el citoplasma es pálido a moderadamente basófilo y contiene gránulos "eosinofílicos"<sup>30,31</sup>.

**Basófilos** (Figura 1E): Los basófilos suelen ser la célula que menos se observa en el FSP de las aves. Esta célula es típicamente redonda irregular, el núcleo por lo general presenta un único lóbulo, aunque suele estar oculto debido a la intensidad de color de los gránulos y el número de estos. El citoplasma contiene gránulos basófilos<sup>30,31</sup>.

**Linfocitos** (Figura 1F): Los linfocitos son los leucocitos mononucleares más comúnmente encontrados en el FSP de las aves. Aunque en algunas especies de aves este suele ser en general el leucocito más común. Morfológicamente, los linfocitos suelen variar, aunque la forma más común suele ser pequeña, redonda y con un núcleo redondo, con cromatina condensada, un escaso citoplasma de color basófilo moderado a profundo<sup>30,31</sup>.

**Monocitos** (Figura 1G): Los monocitos suelen ser leucocitos pleomórficos grandes. Poseen un núcleo ovoide, en forma de “herradura” o irregular, cromatina fina, con una cantidad moderada o abundante de citoplasma gris o basófilo. Los gránulos no suelen ser evidentes en el citoplasma, aunque en algunos casos se pueden evidenciar de color eosinófilo. El citoplasma puede llegar a presentar una o varias vacuolas<sup>30,31</sup>.

**Trombocitos** (Figura 1H): Los trombocitos son células nucleadas encargadas de la hemostasia. Este tipo de células suele ser más pequeño que los eritrocitos y leucocitos. El núcleo es bastante basófilo y el citoplasma gris pálido o basófilo pálido<sup>30,31</sup>.



**Figura 1.** Células sanguíneas de las aves. (A) Eritrocito de *Cinclus leucocephalus*, (B) Heterófilo de *Anas andium*, (C) Eosinófilo de *Calidris melanotos*, (D) Eosinófilo de *Chloroceryle aenea*, (E) Basófilo de *Egretta tricolor*, (F) Linfocito de *Anas georgica*, (G) Monocito de *Arundinicola leucocephala*, (H) Trombocitos de *Fulica ardesiaca*.

Bar. 10  $\mu$ m.

### 3.2.3 Aves acuáticas

El término de ave acuática puede llegar a variar de una manera muy amplia, y es que esto depende en gran parte del idioma y de las organizaciones. Sin embargo, el término que más se utiliza en la actualidad es el otorgado en la Convención de RAMSAR por la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO), en el cual se debatía la importancia de los humedales para la biodiversidad y especialmente para el hábitat de aves que requieren estrictamente de estos, como es el caso de la polla azul (*Porphyrio martinica*)<sup>32</sup>, en este se establece como ave acuática a toda aquella ave que ecológicamente dependa de los humedales. Sin embargo,

a pesar del establecimiento de este término, surgió la siguiente pregunta ¿qué ocurre con aquellas aves que son exclusivamente marinas o aquellas que poseen hábitos pelágicos?

En consecuencia, en el año 2010 se creó una definición mucho más amplia para este tipo de aves, en la cual se establece como ave acuática “aquellas especies de aves que utilizan ecosistemas dominados por cuerpos de agua, durante buena parte de su ciclo biológico”<sup>33</sup>. Sin embargo, existe un tercer grupo de aves las cuales no tienen ninguna relación con el agua, pero las cuales por su taxonomía son consideradas acuáticas, este es el caso de los Charadriiformes, los cuales la mayoría de las especies que lo conforman son acuáticas, aunque existe una excepción como es el caso de los *Burhinus* que habitan en pastizales.

Las aves acuáticas se pueden clasificar en aves acuáticas estrictas (AE) y no estrictas (ANE). Las aves acuáticas estrictas son aquellas que poseen adaptaciones fisiológicas y anatómicas generales, como por ejemplo, un plumaje impermeable por la acción de glándulas especiales y grasas, o la poca irrigación sanguínea en la patas, la cual es menor a la del resto del cuerpo, para de esta manera evitar la pérdida de temperatura al momento de tener cualquier tipo de contacto con el agua<sup>34</sup>.

Por último, encontramos las aves acuáticas no estrictas, las cuales no evidencian ningún tipo de adaptación para los ambientes acuáticos, sino que se asocian con ambientes cercanos como pantanos y ríos.

A continuación, se presenta de manera textual las diferentes divisiones en las que se pueden dividir las aves acuáticas de acuerdo con su grupo funcional<sup>34</sup>:

- **Anátidos y zambullidores:** Otra línea adaptativa de las aves acuáticas es el grupo funcional de los patos y zambullidores especializada en el nado de superficie y buceo. El gremio trófico al que pertenecen estas aves es el de herbívoros y omnívoros de buceo.
- **Marinas:** Son un grupo de aves que basa su dieta en los recursos encontrados en el mar y la costa. Sus adaptaciones morfológicas les permiten nadar, zambullirse y bucear en busca de su alimento. Es un grupo variado que incluye diferentes biotipos, desde aves grandes con bolsas gulares como Suliformes hasta especies medianas y pequeñas con picos cortos pero fuertes como las gaviotas.
- **Vadeadoras:** Los términos zancudas o vadeadoras son tipológicos y no sistemáticos, pero excluye a especies del orden Charadriiformes con biotipo similar al de las aves vadeadoras, es decir, patas, cuello y pico largos. En general, las aves vadeadoras están adaptadas al ambiente acuático pero lo que la diferencia de otras aves acuáticas es su capacidad de caminar dentro del

agua, lo cual se conoce como vadeo, mecanismo que es usado para la captura de peces, uno de los principales componentes de la dieta de estas aves.

- **Limícolas:** Son aves adaptadas a diferentes ambientes acuáticos que van desde las playas arenosas o rocosas, pasando por los manglares hasta llegar a áreas inundables en los humedales altoandinos. Pertenecientes al orden Charadriiformes, las limícolas incluyen especies con un biotipo en común, es decir aves de patas largas en su mayoría con picos gruesos y cortos en la familia Charadriidae y largos y delgados en la familia Scolopacidae y Recurvirostridae. Así mismo, este grupo puede ser considerado dentro del gremio trófico de omnívoros de orillas y espejo.
- **Rapaces Acuáticas y Martinetes:** Estos dos grupos funcionales no obedecen a ninguna clase de biotipo en común o alguna afinidad filogenética, básicamente está conformado por especies que, a través de diferentes técnicas de captura, utilizan la depredación aérea y poseen como principal componente de su dieta a los peces, invertebrados y vertebrados pequeños. El gremio trófico de este grupo es el de especies carnívoras que se alimentan desde una percha o vuelo.
- **Paludícolas y Pollas de agua:** Estos dos grupos funcionales de aves acuáticas utilizan los hábitats dulceacuícolas principalmente. La mayoría de estas especies prefieren utilizar humedales donde la vegetación de orilla, flotante y emergente brinda protección y alimento. Por lo tanto, los humedales que combinan espejo y abundante vegetación acuática son los preferidos por aves como las pollas de agua adaptadas tanto para nadar como para caminar por encima de la vegetación. Los gremios tróficos a los que pertenecen este grupo, es el de los herbívoros e insectívoros. Los miembros de la familia Rallidae se caracterizan por tener cuerpos estrechos lateralmente comprimidos y picos relativamente largos o cortos, colas cortas, fuertes patas y gracias a la forma de su cuerpo pueden moverse fácilmente a través de la densa vegetación. Sus largos y delgados dedos les permiten distribuir su peso y caminar sobre la vegetación flotante. La mayoría de las especies están asociadas a hábitats con agua dulce o salobre, manglares o campos inundados. La mayoría de las especies pueden nadar, algunas pueden sumergirse y bucear.
- **Pájaros acuáticos:** Aunque no presentan adaptaciones aparentes para la vida en ambientes acuáticos como el resto de los grupos que los preceden, estas aves se asocian principalmente a la vegetación que rodea pantanos y ríos, y en su mayoría el principal componente de la dieta son los insectos. El mirlo acuático (Cinclidae) es el único representante del orden Passeriformes

que es estrictamente acuático, ya que tiene una glándula uropigial excepcionalmente grande, opérculo móvil en las narinas y membrana nictitante muy desarrollada. Usando sus alas, el mirlo acuático puede sumergirse completamente y maniobrar cerca del fondo del arroyo y permanecer por varios segundos bajo el agua. Además, posee un plumaje denso e impermeable.

### 3.2.3.1 Características de las aves de la investigación

Los características y aspectos biológicos (distribución, hábitat, alimentación, reproducción, entre otros) de cada una de las especies de aves analizadas se encuentra descrito en el anexo 1. Las aves analizadas en esta investigación pertenecen a los siguientes ordenes:

✓ **Anseriformes:** Patos, ocas, gansos, cisnes, dendrocigninos y afines.

Todas las especies que pertenecen a este orden se encuentran muy bien adaptadas a la vida acuática, con la gran capacidad de nado eficaz. Los Anseriformes poseen un pico ancho y aplanado, pies palmeados, cuello largo y una estructura corporal mediana, cabe resaltar que existen unas pocas excepciones<sup>35</sup>.

✓ **Caprimulgiformes:** Podargos, chotacabras y afines.

Al igual que las aves nocturnas, las aves pertenecientes a este orden poseen ojos y pupilas relativamente grandes, la mayoría tienen picos pequeños y bastante grandes al momento de la apertura. Se alimentan generalmente en horas de la tarde y al amanecer, descansan en el día y en las noches oscuras, solamente vuelan en el día en caso de que su “hogar” se encuentre perturbado<sup>36</sup>.

✓ **Charadriiformes:** Gaviotas, chorlos, chorlitos, alcaravanes y afines.

Son aves con una gran cantidad de costumbres acuáticas, aunque existen especies que únicamente son limícolas. Poseen una buena capacidad para volar y correr, patas largas y en su mayoría pico largo y fino. Son aves migratorias y sus hábitats preferidos son las áreas costeras<sup>37</sup>.

✓ **Coraciiformes:** Martines pescadores o abejarucos.

Este orden comprende aves pequeñas a medianas, con cabezas grandes y patas pequeñas. Se alimentan de invertebrados y pequeños vertebrados, terrestres y acuáticos. Poseen un patrón de coloración brillante muy variado, difieren dentro del grupo grandemente en la forma del pico, que van desde muy delgados en los abejarucos y fuertes en el martín pescador<sup>38</sup>.

✓ **Cuculiformes:** Cucos, correcaminos y afines.

Son consideradas las aves terrestres más antiguas, viven en el Neotrópico, África, Madagascar y Asia del Sur, aunque se concentran en mayor cantidad en el Neotrópico. Los Cuculiformes suelen ser de tamaño mediano, sus extremidades suelen ser zigodáctilos (dos pares de dedos enfrentados).

Algunas aves del orden son denominados “cucos explotadores” (subfamilia Cuculidae), ya que ponen sus huevos en los nidos de otras aves para que estas se encarguen de criar a los pichones<sup>39</sup>.

✓ **Galbuliformes:** Bucos y jacamares.

Las aves de este orden son nativas de América, su distribución va desde México hasta el norte de Argentina. Son principalmente insectívoras. Poseen un pico largo, delgado y fuerte<sup>40</sup>.

✓ **Gruiformes:** Grullas, rascones, gallinetas, pollas y afines.

Suelen caracterizarse por tener una gran cantidad de especies muy sigilosas y difíciles de observar, la mayoría posee cuerpos angostos los cuales les permiten movilizarse entre la vegetación sin llegar a ser detectados. Las aves de este orden habitan en zonas acuáticas y semiacuáticas, debido a esto, poseen unas patas largas con dedos largos y finos, los cuales les permiten caminar sobre la vegetación flotante<sup>41</sup>.

✓ **Passeriformes:** Pájaros o pájaros cantores.

Este orden abarca más de la mitad de las aves del mundo, con aproximadamente 83 familias, 1170 géneros y unas 5875 especies. La gran mayoría de passeriformes son moradores del suelo, ya que se alimentan de insectos, frutas, semillas y néctar. Las aves más grandes del orden son las aves del género *Menura* y el cuervo (*Corvus corax*), mientras que los más pequeños son los sastrecillos (género *Psaltriparus*). Los Passeriformes son morfológicamente similares, variando principalmente en siringe, pico y patas. Su éxito evolutivo se debe a diversas adaptaciones al medio muy variadas y complejas, que comprenden desde su capacidad para posarse en los árboles, los usos de sus cantos, su inteligencia o la complejidad y diversidad de sus nidos<sup>42</sup>.

✓ **Pelecaniformes:** Pelicanos, alcatraces, cormoranes, fragatas, ibis, rabijuncos y afines.

Las aves del orden se caracterizan por poseer pies totipalmeados, solamente varían por su morfología externa en la forma de su cabeza, cuello y cola. Durante el cortejo, las fragatas machos se inflan y muestran sus sacos gulares con forma de globo, a excepción Phaethontidae. Se alimentan principalmente de peces, calamares y especies marinas en general. Anidan en colonias, son aves monógamas, los polluelos son nidícolas generalmente<sup>43</sup>.

✓ **Podicipediformes:** Zambullidores, somormujos o zampullines.

Presentan crestas o moñas, su cuerpo es elegante, en algunas especies con coloraciones muy vistosas, sobre todo en épocas reproductivas. Pasan la mayor parte de su vida en el agua, llegando a tal punto de anidar en la misma. Son muy parecidos a los patos, pero su pico es más puntiagudo



y sus patas se encuentran adaptadas para el buceo, debido a que se localizan en la parte trasera de su cuerpo, se les dificulta caminar<sup>38</sup>.

✓ **Trogoniformes:** Trogones.

Las aves de este orden suelen distribuirse por Centroamérica, Sudamérica, Sudáfrica y Asia. Son aves esbeltas, con colores bastante llamativos, especialmente en los machos, su cola es larga y sus plumas suaves. Se alimentan de insectos, aunque ciertas especies también consumen frutas e incluso pequeños reptiles<sup>38</sup>.

### 3.3 Vectores


Los vectores suelen ser una de las partes más importantes para que un parásito pueda cumplir con su objetivo, pues éstos logran establecer y asegurar el ciclo de vida continuo de este tipo de agente infeccioso. Si bien sabemos, la triada de la parasitología (parásito-hospedero-vector) se suele condicionar por diversos factores como la fisiología del vector, el medio ambiente, las etapas del año, entre otros. Es crucial resaltar la participación de estos, ya que de allí dependerá el tipo de hospedero que se pueda llegar a ver afectado y la zona en la que pueda llegar a darse la infección por un parásito<sup>44</sup>.

Sin embargo, los estudios enfocados en vectores de hemoparásitos para aves son limitados, se han logrado identificar algunos de estos, en su mayoría pertenecientes al orden de los díptera, entre ellos culícidos, hipoboscidos, ceratopogónidos y simúlidos.

#### 3.3.1 Características de los vectores

**Tabla 2. Características y taxonomía de los principales vectores implicados en la transmisión de hemoparásitos en aves a nivel mundial.**

Familia	Generalidades	Taxonomía	Imagen
<b>Culicidae</b> <sup>45,46</sup>	Tamaño: 3-9 mm de longitud.  Alimentación: Los machos son nectarípagos, las hembras son hematófagas, por lo cual son	Reino: Animalia  Filo: Arthropoda  Clase: Insecta  Orden: Díptera	

	<p>las encargadas de transmitir el parásito.</p> <p>Cuerpo y alas: Cubierto de fina pilosidad, escamas y setas. Alas largas y delgadas.</p> <p>Periodo de vida: Los machos suelen vivir una semana aproximadamente, mientras que las hembras pueden vivir hasta un mes.</p> <p>Distribución: Amplia distribución, tanto latitudinal como altitudinalmente, en zonas tropicales y subtropicales.</p> <p>Actividad: Nocturna.</p>	<p>Familia: Culicidae</p>	 <p><b>Figura 2.</b> Individuo macho de la especie <i>Culex quinquefasciatus</i>. Fotografía: Jhon Macías-Zacipa.</p>
--	---	---------------------------	---

## Hippoboscidae<sup>47</sup>

,<sup>48</sup>

Tamaño: Varía según la especie.

Alimentación:

El macho y la hembra son hematófagos.

Cuerpo y alas: Cubierto de pilosidades, sus patas poseen dos grandes ganchos

para poder agarrarse de una manera eficaz al hospedero. Alas largas, cuya terminación varía dependiendo la especie.

Periodo de vida:

Viven aproximadamente dos días sin alimentarse y un máximo de 86 días.

Distribución: Se distribuyen a nivel mundial.

Reino:

Animalia

Filo:

Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Díptera

Superfamilia:


Hippoboscoidea

Familia:

Hippoboscidae



**Figura 3.** Mosca piojo (Hipoboscido) de la especie *Pseudolynchia canariensis*. Fotografía: Jhon Macías-Zacipa.

	Actividad: Constante, sin necesidad de ser diurna o nocturna.		
<b>Ceratopogonida</b>  e <sup>49</sup>	Tamaño: 1-6 mm de longitud. Alimentación: Ambos sexos son nectarípagos, sin embargo, la hembra puede ser también hematófaga, dependiendo de la especie.  Cuerpo y alas: El abdomen posee 10 segmentos al final de los cuales la hembra posee dos prolongaciones redondeadas, nombradas cercos; en el macho los segmentos finales 9 y 10 se transforman	Reino: Animalia Filo: Arthropoda Clase: Insecta Orden: Díptera Suborden: Nematóceras Infraorden: Culicomorpha Superfamilia: Chironomoidea Familia: Ceratopogonida	  <b>Figura 4.</b> Individuo de la familia Ceratopogonidae. Tomado de: <a href="https://www.flickr.com/photos/mgg310/59298237">https://www.flickr.com/photos/mgg310/59298237</a> 16


	<p>para dar lugar al aparato genital.</p> <p>Las alas son más estrechas en los machos que en las hembras, algunas especies poseen pelos o machas sobre la membrana de sus alas.</p> <p>Periodo de vida: Los machos suelen vivir una semana, mientras que la hembra vive entre 3 a 4 semanas.</p> <p>Distribución: Mundial.</p> <p>Actividad: La mayoría de las especies son crepusculares, aunque algunas pocas como <i>Leptoconops skuse</i> vuelan de día.</p>		
--	--	--	--

**Simuliidae**<sup>50,51</sup>

Tamaño: 3-6 mm de longitud.	Reino: Animalia
Alimentación: Los machos son nectarípagos, las hembras son hematófagas, por lo cual son las encargadas de transmitir el parásito.	Filo: Arthropoda
Cuerpo y alas: Su cuerpo es de color oscuro (negro-gris), lleno de pelos cortos, las antenas y las patas cortas y las alas más grandes.	Clase: Insecta
Periodo de vida: Desconocido.	Subclase: Pterygota
Distribución: Mundial, a excepción de la Antártida y algunas islas oceánicas.	Infraclasse: Neoptera
Actividad: Diurna	Superorden: Endopterygota
	Orden: Diptera
	Suborden: Nematóceras
	Infraorden: Culicomorpha
	Superfamilia: Simulioidea
	Familia: Simuliidae



**Figura 5.** Individuo de la familia Simuliidae.  
Tomado de:  
<https://twitter.com/hashtag/simuliidae>

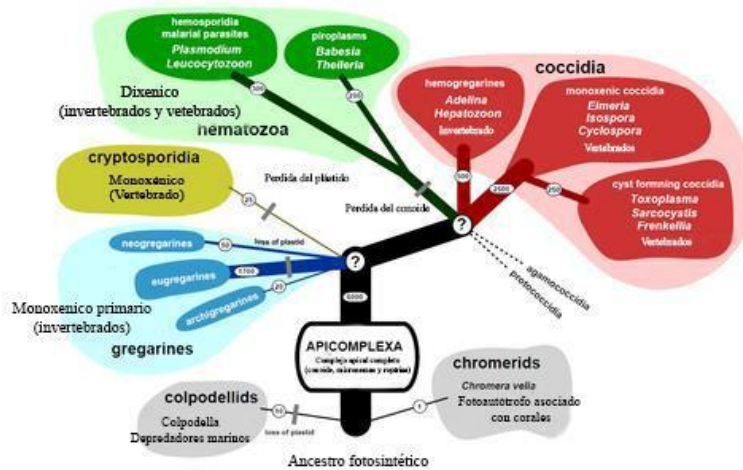
<b>Garrapatas</b> <sup>52,53</sup>	Tamaño: 5-10 mm de longitud.	Reino: Animal	
	Las hembras pueden aumentar su tamaño hasta 30 mm.	Filo: Arthropoda	
	Alimentación: Sangre y linfa de los hospederos.	Clase: Arachnida	
	Cuerpo: Pueden ser duras o blandas, son octópodos.	Subclase: Acari	
	Periodo de vida: Raramente viven dos años y regularmente menos de uno.	Orden: Ixodida	
	Distribución: Mundial.	Superfamilia: Ixodoidea	
	Actividad: Diurna		

**Figura 6.** Individuo de la superfamilia Ixodoidea alimentándose de un ave passeriforme. Tomado de: El Mundo, La garrapata 'alién' que vino de África. 2016

### 3.4 Hemoparásitos

Los hemoparásitos que se encuentran en las aves son muy diversos tanto en género como especie, suelen presentar una gran variedad de formas y a pesar de que han pasado muchos años desde que empezaron a estudiarse este tipo de microorganismos en vida silvestre, principalmente en Norteamérica, Europa y recientemente en el Neotrópico, siguen reportándose nuevas especies de *Plasmodium* spp, *Haemoproteus* spp, *Leucocytozoon* spp, *Hepatozoon* spp, entre otros<sup>54-57</sup>.

La gran variabilidad morfológica que presentan estos microorganismos se puede explicar por el simple hecho de pertenecer al reino protista, debido a que esta es una de las características principales que posee el reino. Sin embargo, la mayoría de las especies que están descritas hasta la fecha han sido clasificadas por su visibilidad a través del microscopio óptico (técnica Gold estándar para el diagnóstico de hemoparásitos)<sup>58</sup>, pero gracias a la aparición de técnicas moleculares se han logrado diagnosticar diferentes especies, analizar su evolución y establecer la relación que existe entre estos y sus hospederos.



**Figura 7.** Árbol filogenético hipotético de los Apicomplexa. Jan Šlapeta, 2010. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa. 2020.

### 3.4.1 *Plasmodium* spp.

Los parásitos del género *Plasmodium* han sido de los más estudiados en cuanto a parásitos sanguíneos de aves, todas estas investigaciones se desarrollaron ya que en un principio se llegó a pensar que la malaria aviar, en especial la causada por *Plasmodium gallinaceum*, era la causante de la malaria humana, posteriormente se demostró que esta afirmación era errónea<sup>59</sup>, pero sin embargo se pensó en desarrollar una vacuna antimalárica llevando a cabo experimentos con la malaria de estos animales. Sin embargo, el desarrollo de los fármacos a partir de estos experimentos no fue exitoso, ya que se necesitaba un adecuado ensayo clínico porque el *Plasmodium* de las aves era completamente diferente a los causantes de la humana<sup>60</sup>.

Este género de parásito se encuentra a nivel mundial (exceptuando La Antártida) y puede afectar no solo aves, también se encuentra afectando reptiles y mamíferos<sup>61</sup>. En la actualidad existen más



de 100 especies de *Plasmodium*, donde al menos 55 especies corresponden a géneros aviáres, donde 21 especies se distribuyen a lo largo del neotrópico. Las ordenes de aves con mayor diversidad de géneros de *Plasmodium* corresponden a los Passeriformes, Galliformes y Columbiformes<sup>54</sup>.

### 3.4.1.1 Aspectos morfológicos<sup>10,54</sup>

Las características morfológicas de cada género de parásito son muy importantes para poder ser clasificados de manera adecuada, pero para poder visualizar de manera idónea la morfología del parásito es necesario emplear coloraciones derivadas de Romanowsky, bien sea Giemsa o Wright, ya que nos permitirán diferenciar claramente las estructuras de la célula hospedera, y los caracteres del parásito como lo puede ser el núcleo, vacuola, citoplasma y gránulos (hemozoína o volutina).

En el caso de *Plasmodium* spp, podemos observar diferentes estadios en el FSP que estemos analizando, cabe destacar que los estadios que observemos en este serán los asexuales, debido a que la muestra proviene del hospedero vertebrado en el cual ocurre la reproducción asexual del parásito.

**Trofozoíto:** Los trofozoítos se encuentran principalmente constituidos por una masa de cromatina, la cual con el desarrollo del parásito empieza a diferenciar algunas estructuras como lo son el gránulo de hemozoína, vacuola (opcional), citoplasma basófilo y núcleo pequeño. Este tipo de estadio puede llegar a presentar una gran variedad de formas, estas pueden ser: ovoides, puntiformes, elípticas, piriformes y redondeadas o anilladas.

**Merontes (=esquizontes):** En este tipo de estadio se empieza a desarrollar la división nuclear, por lo cual empiezan a generarse los merozoitos, asegurando que la infección se pueda mantener. La cantidad y disposición de los merozoitos puede llegar a variar según la especie de *Plasmodium*.

**Macrogametocito:** Presenta un citoplasma basófilo (azulado) y un núcleo bastante definido en forma circular u oval. Este estadio representa lo que llamamos coloquialmente como hembra.

**Microgametocito:** Presentan un citoplasma rosado y un núcleo bastante difuso, el cual puede llegar a ser bastante complicado a la hora de ver. Este estadio representa coloquialmente el macho.

El género *Plasmodium* en aves puede llegar a ser clasificado en diferentes subgéneros los cuales varían según los estadios eritrocitarios que infecta, el desarrollo de los trofozoítos, merontes y los gametocitos. Estos subgéneros son:

**Tabla 3. Características de los subgéneros de *Plasmodium* en aves.**

<b>Subgéneros de <i>Plasmodium</i> en aves y sus características<sup>62</sup></b>	
<b><i>Huffia</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- La merogonia exoeritrocítica tiene lugar en las células del sistema hematopoyético. Los merontes eritrocíticos se desarrollan en varios glóbulos rojos inmaduros.</li> </ul>
<b><i>Haemamoeba</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- La merogonia exoeritrocítica no tiene lugar en células del sistema hematopoyético. Los merontes eritrocíticos no se desarrollan en estadios inmaduros de los glóbulos rojos. Los estadios maduros y casi maduros son las principales células hospederas.</li> <li>- Gametocitos redondos completamente desarrollados están presentes.</li> <li>- El tamaño de los gametocitos completamente desarrollados y los merontes eritrocíticos exceden notablemente el de los núcleos de los eritrocitos infectados.</li> </ul>
<b><i>Bennettinia</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- La merogonia exoeritrocítica no tiene lugar en células del sistema hematopoyético. Los merontes eritrocíticos no se desarrollan en estadios inmaduros de los glóbulos rojos. Los estadios maduros y casi maduros son las principales células hospederas.</li> <li>- Gametocitos redondos completamente desarrollados están presentes.</li> <li>- El tamaño de los gametocitos completamente desarrollados y los merontes eritrocíticos no excede el de los núcleos de los eritrocitos infectados.</li> </ul>
<b><i>Giovannolaia</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- La merogonia exoeritrocítica no tiene lugar en células del sistema hematopoyético. Los merontes eritrocíticos no se desarrollan en estadios inmaduros de los glóbulos rojos. Los estadios maduros y casi maduros son las principales células hospederas.</li> <li>- Los gametocitos redondos completamente desarrollados están ausentes. Predominan los gametocitos alargados.</li> <li>- Los trofozoítos eritrocíticos y los merontes en crecimiento contienen abundante citoplasma. El tamaño de los merontes eritrocíticos</li> </ul>

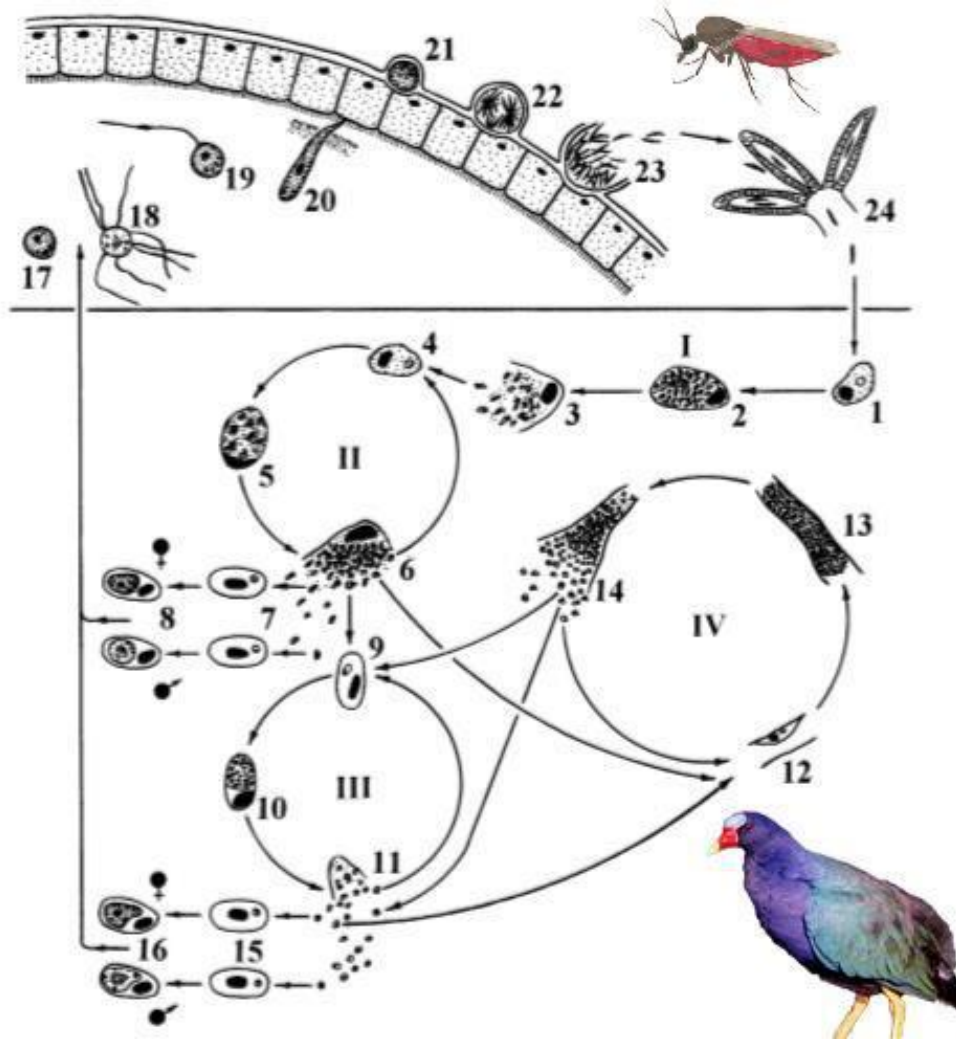
	completamente crecidos excede notablemente el de los núcleos de eritrocitos infectados.
<i>Novyella</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- La merogonia exoeritrocítica no tiene lugar en células del sistema hematopoyético. Los merontes eritrocíticos no se desarrollan en estadios inmaduros de los glóbulos rojos. Los estadios maduros y casi maduros son las principales células hospederas.</li> <li>- Los gametocitos redondos completamente desarrollados están ausentes. Predominan los gametocitos alargados.</li> <li>- Los trofozoítos eritrocíticos y los merontes en crecimiento contienen citoplasma escaso. El tamaño de los merontes eritrocíticos completamente crecidos no excede o excede ligeramente el de los núcleos de eritrocitos infectados.</li> </ul>

### 3.4.1.2 Ciclo de vida

**Esporogonia:** Este proceso inicia con la ingestión de sangre de un hospedero infectado por parte del vector, el cual da paso a la etapa esporogónica del parásito, en el vector, se liberan los macrogametocitos y microgametocitos, los cuales se transforman en macrogameto y microgameto; los microgametos sufren un proceso denominado exflagelación, en el cual se van a originar 8 microgametos que irán en busca de los macrogametos para dar lugar a la fecundación, formando el cigoto, posteriormente este se transformara en ooquineto (forma parasitaria móvil), el cual se dirigirá a las células del intestino delgado del vector donde se enquistara, originando el ooquiste. La etapa esporogónica asexual que se lleva a cabo en el ooquiste genera un gran número de esporozoítos alargados, que serán liberados y se dirigirán a la hemocele, penetrando finalmente las glándulas del vector, en espera de poder encontrar su próximo hospedero vertebrado ya que cuando el vector se alimenta, se liberarán los esporozoítos al torrente sanguíneo<sup>54,63</sup>.

**Merogonia:** Una vez el mosquito se encuentra alimentándose del hospedero vertebrado, se inicia la inoculación de esporozoítos a través de la saliva del vector; los esporozoítos se dirigirán a las células parenquimatosas del hígado, en las cuales entraran en un estado de “sueño” o inactivación, por lo cual se les denominan hipnozoítos, mientras que por otro lado, algunos pocos iniciaran un proceso merogónico en donde se transforman en criptozoítos. Unos cuantos poseerán la capacidad de infectar las células defensoras del hospedero denominadas macrófagos, generando los

metacriptozoítos, además se generan los fanerozoítos. Luego de un mínimo de tres generaciones de desarrollo pre-eritrocítico, los merozoitos de la siguiente merogonia se desplazaran al endotelio capilar y los tejidos conectivos de varios órganos o células eritrocitarias para llevarse a cabo el desarrollo de las formas asexuales, en otras palabras, la transformación de pequeños trofozoítos a merontes, debido a la división celular intraeritrocítica o el macrogametocito y microgametocito (formas sexuales), siendo estos el resultado final de la infección en el vector<sup>54,63,64</sup>.



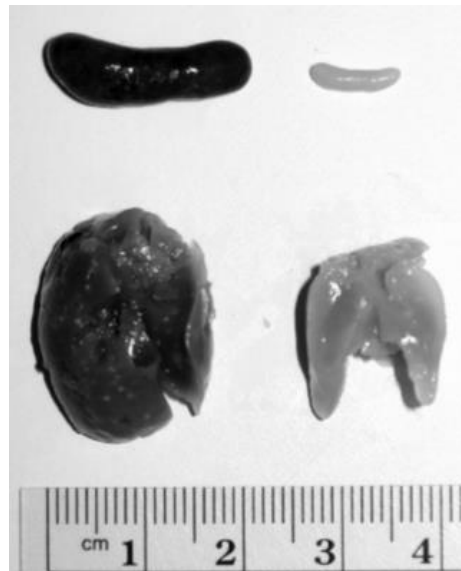
**Figura 8.** Representación del ciclo de vida de la malaria aviar (*Plasmodium* spp.). I, II - merogonia exoeritrocítica primaria; III - merogonia eritrocítica; IV - merogonia exoeritrocítica secundaria; 1 - esporozoíto en la célula reticuloendotelial; 2, 3 - criptozoítos; 4 - merozoito en macrófagos; 5, 6 - metacriptozoítos; 7 - merozoitos en los eritrocitos; 8 - gametocitos; 9 - merozoito en eritrocitos; 10, 11 - merontes eritrocíticos; 12 - merozoito en la célula endotelial de los capilares; 13, 14 - fanerozoítos; 15 - merozoitos en eritrocitos; 16 - gametocitos; 17 - macrogameto; 18 - exflagelación del microgameto; 19 - fertilización de macrogameto; 20 - ooquineto que penetra

en la membrana peritrófica; 21 - ooquiste joven; 22, 23 - esporogonia; 24 - esporozoítos en las glándulas salivales del vector. Avian malaria parasites and other haemosporidia. Valkiūnas, 2005. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### 3.4.1.3 Efectos en el hospedero

Según varios estudios, se ha vinculado la infección con efectos a nivel celular en cuanto a cambios en la morfología de los eritrocitos según el estadio del parásito, ya que causa desplazamiento y deformación del núcleo, distrofia eritrocitaria y disfuncionalidad del eritrocito.

De los efectos fisiopatológicos, la malaria aviar suele estar relacionada con la alteración de parámetros hematológicos como disminución del hematocrito y la hemoglobina. De igual manera, se ha demostrado que algunas especies de *Plasmodium* suelen ser más patogénicas que otras, por ejemplo, *P. relictum* (canarios, Mielero de Laysan y pingüinos), *P. juxtannucleare* (aves domésticas), *P. gallinaceum* (aves domésticas) y *P. elongatum* (pingüinos) son más agresivos que otros en la fase aguda de la infección, ya que puede ocasionar letargia, anemia, anorexia, hepatoesplenomegalia y los hematocritos pueden caer más de un 50%<sup>64</sup>.



**Figura 9.** Hígados y bazos de un control canario no infectado (derecha) y un canario con una infección aguda experimental con *Plasmodium relictum* (izquierda). El hígado infectado (abajo a la izquierda) está agrandado, tiene bordes redondeados, está descolorido por el depósito de pigmento de la malaria en los macrófagos de los tejidos y tiene áreas multifocales de necrosis. El bazo infectado (arriba a la izquierda) se agranda y decolora de manera similar por la deposición de pigmento de la malaria en los macrófagos de los tejidos. El tejido fue fijado en formalina tamponada al 10%. Parasitic diseases of wild birds. T. Atkinson, Nancy J. Thomas, D. Bruce Hunter, 2008.

### 3.4.2 *Haemoproteus* spp.

Los parásitos de género *Haemoproteus* suelen producir la “pseudomalaria”, es denominada así ya que cuando hablamos de la malaria aviar real, nos referimos a las originadas por parásitos del género *Plasmodium*, el *Haemoproteus* es considerado un pariente cercano de los “verdaderos” parásitos maláricos, pero a diferencia de ellos, este género lleva a cabo su reproducción merogónica o sexual en los tejidos y no en los eritrocitos que podemos observar en el FSP.

El *Haemoproteus* suele ser el género más frecuente y generalizado encontrado en aves silvestres, pero su potencial significado como agentes patógenos en las poblaciones de aves silvestres es en gran medida desconocida<sup>65</sup>. A nivel mundial se estima que existen alrededor de 150 especies, de las cuales 34 se han reportado en el Neotrópico y los órdenes más frecuentemente infectados corresponden a los coraciiformes, piciformes, galliformes y passeriformes<sup>54,64</sup>.

En caso de que la infección sea transmitida a algún ave no perteneciente al orden columbiforme por un ceratopogónido se considera que el subgénero es *Parahaemoproteus*, mientras que si el vector es un hipoboscido y la enfermedad ocurre en aves del orden columbiformes el subgénero será *Haemoproteus*<sup>19,54,66</sup>.

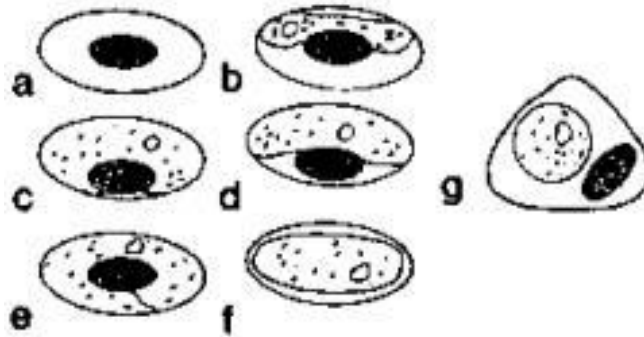
#### 3.4.2.1 Aspectos morfológicos<sup>54</sup>

Como se mencionó anteriormente, en el caso de *Haemoproteus* spp, solo podremos observar las formas asexuales que serán el macrogametocito y el microgametocito. Debido a que el proceso merogónico ocurre en los tejidos y la reproducción sexual solo ocurrirá en el vector.

**Macrogametocito:** Presenta un citoplasma bastante basófilo y un núcleo bien definido en forma circular u oval, los gránulos de volutina, si se tiñen con diferentes modificaciones del método Romanowsky, generalmente desarrollan varios tonos de violeta y a veces tienen tintes azurófilos. Son conocidos coloquialmente como hembra.

**Microgametocito:** Presentan un citoplasma rosado y un núcleo bastante difuso, el cual puede llegar a ser bastante complicado a la hora de ver. Los gránulos de volutina, si se tiñen con diferentes modificaciones del método Romanowsky, generalmente desarrollan varios tonos de violeta y a veces tienen tintes azurófilos. Este estadio representa coloquialmente el macho.

Para la descripción de los gametocitos de *Haemoproteus* spp. se debe tener en cuenta la disposición que esta toma al momento de invadir un eritrocito, las clasificaciones son las siguientes<sup>10,19</sup>:



**Figura 10.** Tipos morfológicos de *Haemoproteus* spp. a) eritrocito normal; b) microhalteridial; c, d) halteridial; e) circumnuclear; f) rabdosomal y g) discosomal. Bennet y Price, 1988.

### 3.4.2.2 Ciclo de vida<sup>67</sup>

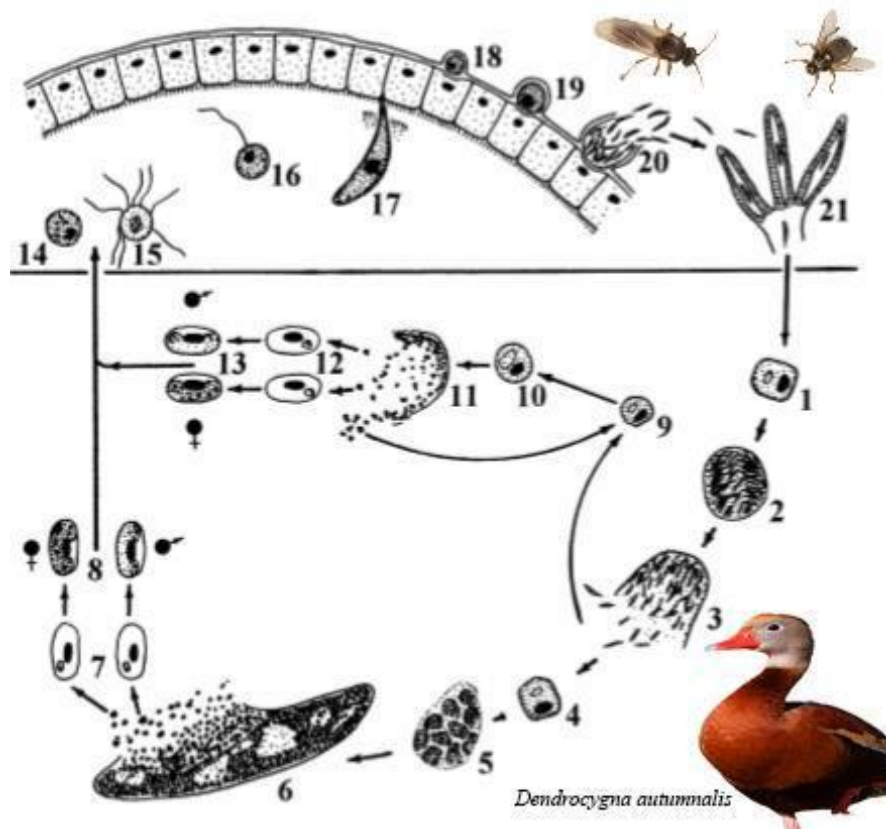
El ciclo de vida de *Haemoproteus* spp. no se ha estudiado en más del 10% de las especies que se han reportado hasta la fecha, sin embargo, se considera que el ciclo de vida suele ser el mismo para todos ellos.

**Esporogonia:** El ciclo inicia con la picadura de alguno de los vectores, bien sea los mosquitos picadores (díptera: Ceratopogonidae) o las moscas piojo (Hippoboscidae) a un ave infectada, el cual da paso a la etapa esporogónica del parásito. En el vector, se liberan los macrogametocitos y microgametocitos, los cuales se transforman en macrogameto y microgameto, los microgametos sufren un proceso denominado exflagelación, en el cual llegarán a originarse 8 microgametos que irán en busca de los macrogametos para dar lugar a la fecundación, formando de esta manera el cigoto, posteriormente este se transformara en ooquineto, el cual se dirigirá a las células del intestino delgado del vector donde se enquistara, originando el ooquiste. La etapa esporogónica asexual que se lleva a cabo en el ooquiste genera un gran número de esporozoítos alargados, que serán liberados y se dirigirán a la hemocele, penetrando finalmente las glándulas del vector, en espera de poder encontrar su próximo hospedero vertebrado ya que cuando el vector se alimente, se liberaran los esporozoítos al torrente sanguíneo<sup>54</sup>.

**Merogonía:** Al momento de alimentarse un vector infectado de un ave, este inoculara los esporozoítos en el torrente sanguíneo del animal, iniciando el desarrollo de los merontes

exoeritrocíticos<sup>68-70</sup>. Con una mayor frecuencia se suele encontrar este tipo de estadio en los órganos del sistema retículo endotelial. Posteriormente los megalomerontes se desarrollan en las células endoteliales de los capilares y en los miofibroblastos del músculo esquelético y cardíaco<sup>70</sup>.

Allí se generarán al menos tres generaciones de merontes y luego saldrán al torrente sanguíneo para penetrar los eritrocitos y de esta manera formar los gametocitos. La infección de huéspedes vertebrados por subinoculación de sangre infectada es imposible debido a la ausencia de merogonia en la sangre, excepto en el caso de que existan merozoitos exoeritrocíticos en la circulación sanguínea. Una vez completado el desarrollo de los gametocitos maduros, estarán listos para ser nuevamente inoculados por un nuevo vector para continuar con su ciclo en este<sup>54</sup>.



**Figura 11.** Representación del ciclo de vida de *Haemoproteus* spp. Parte superior: En el vector; parte inferior: En el ave: 1 - esporozoito en célula endotelial; 2, 3 - merontes exoeritrocíticos de la primera generación con merozoitos alargados; 4 - merozoito en la célula endotelial; 5, 6 - megalomerontes en crecimiento y maduros en los músculos esqueléticos, respectivamente; 7 - merozoitos en los eritrocitos; 8 - gametocitos maduros; 9 - merozoito en células reticuloendoteliales en bazo; 10, 11 - merontes en crecimiento y maduros en el bazo, respectivamente; 12 - merozoitos en eritrocitos; 13 - gametocitos maduros; 14 - macrogameto; 15 - exflagelación del microgameto; 16 - fertilización del macrogameto; 17- ooquinto penetrando la membrana peritrofica; 18 - ooquiste joven; 19, 20 -



esporogonia; 21– esporozoítos en las glándulas salivales del vector. Avian malaria parasites and other haemosporidia. Valkiūnas, 2005. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### 3.4.2.3 Efectos en el hospedero

Hasta la fecha no se conoce con exactitud los efectos que puede llegar a causar la pseudomalaria en las aves que infecta, debido a que se sabe muy poco sobre esta infección tanto en condiciones naturales como experimentales<sup>69</sup>. Sin embargo, algunos estudios experimentales han mostrado que se observa necrosis de células individuales periportales y aleatorias en infiltrados hepáticos y linfocíticos e hiperplasia epitelial alrededor de bronquios terciarios en tejido pulmonar a los 57 días postinfección. Añadiendo a esto, los cambios histológicos observados en el tejido esplénico, los cuales incluyen hiperplasia del endotelio arteriolar de la pulpa blanca, necrosis aleatoria de linfocitos y aumentos en el número de macrófagos, células plasmáticas y células Mott<sup>71</sup>.

### 3.4.3 *Leucocytozoon* spp.

Los parásitos del género *Leucocytozoon* producen la enfermedad conocida como leucocitosis. A nivel mundial existen aproximadamente 43 especies de *Leucocytozoon*, aunque solo algunas suelen ser bastante patógenas para sus hospederos, se ha demostrado que los grupos de aves más afectados suelen ser las aves acuáticas, palomas, aves domésticas, aves rapaces y los avestruces<sup>20,54</sup>. Varias especies causan mortalidad significativa en aves acuáticas domésticas y aves de corral, y una especie (*Leucocytozoon simondi*) causa epizootias localizadas en patos y gansos salvajes<sup>64</sup>.

Este género de parásitos suele ser específico del hospedero a nivel de orden aviar y, en algunos casos, a nivel familiar, por ejemplo, *L. simondi* suele encontrarse asociado únicamente con aves del orden anseriformes, y algunos incluso a nivel de especie, por ejemplo, *L. caulleryi* en pollos y *L. smithi* en pavos. Este género está estrechamente relacionado con las especies del género *Plasmodium* y *Haemoproteus* con ciclos de vida similares, pero se transmiten por moscas negras de la familia Simuliidae, a excepción de *L. caulleryi*, que se transmite por picaduras de la familia Ceratopogonidae<sup>54,72</sup>.

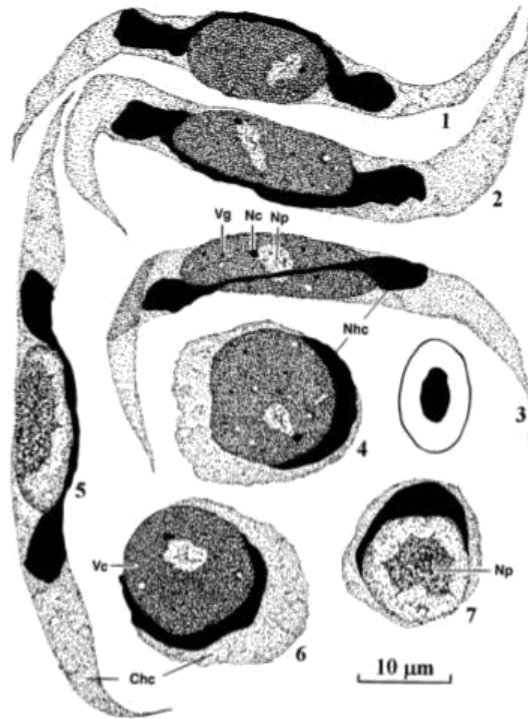
Por muchos años se pensó que *Leucocytozoon* spp. se encontraba en tierras altas como las de Europa y Norteamérica, sin embargo, esta afirmación se rechazó gracias a un estudio realizado por el Grupo de Estudio Relación Parásito Hospedero, ya que se determinó la presencia de este género en aves de Colombia, más específicamente en el Parque Nacional Natural Chingaza<sup>55</sup>.

### 3.4.3.1 Aspectos morfológicos<sup>54</sup>

Al igual que *Haemoproteus* spp, solo podremos observar los estadios asexuales que vienen siendo los macrogametos y microgametos, esto se debe a que el proceso merogónico ocurre en los tejidos y la reproducción asexual se lleva a cabo en el vector. La forma de los gametocitos de *Leucocytozoon* spp. puede ser variada, ya que podemos encontrar formas redondeadas, ovaladas u ovaladas alargadas. Hay dos tipos de gametocitos en las células huésped, los redondeados y los fusiformes. En el último caso, las células infectadas obtienen procesos citoplasmáticos en forma de huso más o menos expresados, que es característico solo de los leucocitoides. Hay especies con gametocitos solo en las células huésped redondas (por ejemplo, *L. dubreuilii*, *L. fringillinarum*, *L. majoris*) y otras con gametocitos solo en las células huésped fusiformes (*L. neavei*, *L. sousadiasi*), así como aquellas con gametocitos encontrados en ambos tipos de células huésped (*L. danilewskyi*, *L. lovati*, *L. simondi*). Es de destacar que las células hospederas se vuelven fusiformes durante el crecimiento de los gametocitos jóvenes, pero no cuando ganan el tamaño máximo. Una de las características del impacto de los gametocitos en las células hospederas es la fuerte deformación e hipertrofia de su núcleo. Esto indica que las células infectadas están participando intensamente en el crecimiento de los gametocitos. El núcleo generalmente se reubica en la periferia y se ubica cerca del gametocito. Las inclusiones azurófilas en forma de polvo se encuentran en los gametocitos de muchas especies. Generalmente se les llama volutina o "pseudopigmento"<sup>54</sup>.

**Macrogametocito:** Presenta un citoplasma bastante basófilo y un núcleo bien definido en forma circular u oval, los gránulos de volutina, si se tiñen con diferentes modificaciones del método Romanowsky, generalmente desarrollan varios tonos violeta y a veces tienen tintes azurófilos. Pueden llegar a observar proyecciones citoplasmáticas y el núcleo de la célula hospedera. Son conocidos coloquialmente como hembra.

**Microgametocito:** Presentan un citoplasma rosado y un núcleo bastante difuso. Los gránulos de volutina, si se tiñen con diferentes modificaciones del método Romanowsky, generalmente desarrollan varios tonos violeta y a veces tienen tintes azurófilos. Pueden llegar a observar proyecciones citoplasmáticas y el núcleo de la célula hospedera. Este estadio representa coloquialmente el macho.



**Figura 12.** Tipos morfológicos de *Leucocytozoon* spp. (1-4,6) Macrogametos, (5,7) microgametocitos, Chc – Citoplasma de la célula hospedera, Nc – Nucléolo, Nhc – Núcleo de la célula hospedera, Np – Núcleo del parásito, Vc – Vacuola, Vg – Gránulo de volutina. Un eritrocito sano se muestra en el centro para comparar los tamaños.

Avian malaria parasites and other haemosporidia. Valkiūnas, 2005.

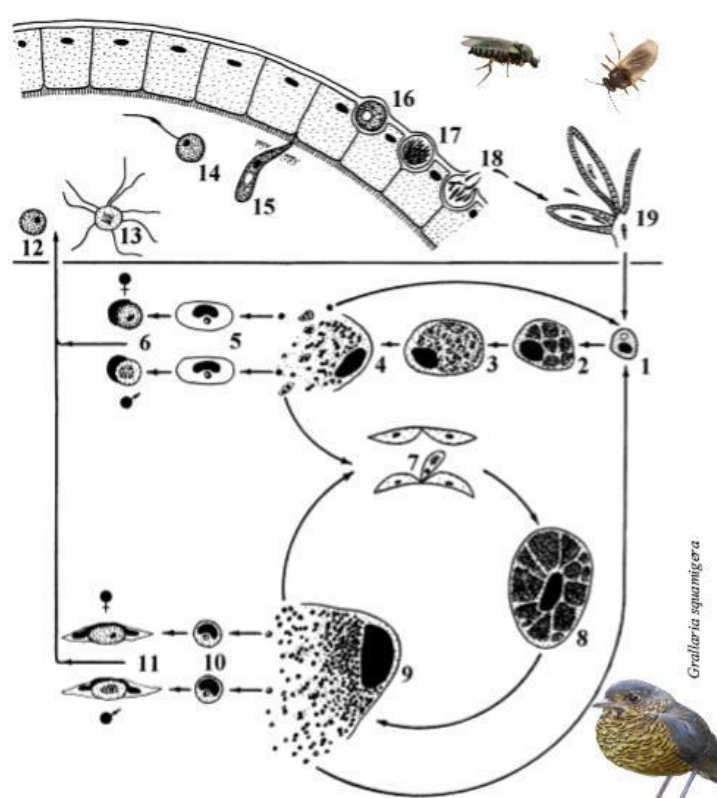
### 3.4.3.2 Ciclo de vida<sup>54</sup>

El ciclo de vida de *Leucocytozoon* spp. se ha estudiado en solo 1/3 de las especies que se han descrito hasta el momento, se estipula que este suele ser generalmente el mismo para las otras especies.

**Esporogonia:** El ciclo inicia con la picadura del vector (ceratopogónido o simúlido) a un ave infectada, el cual da paso a la etapa esporogónica del parásito. En el vector, se liberan los macrogametocitos y microgametocitos, los cuales se transforman en macrogameto y microgameto, los microgametos sufren un proceso denominado exflagelación, en el cual llegarán a originarse 8 microgametos que irán en busca de los macrogametos para dar lugar a la fecundación, formando de esta manera el cigoto, posteriormente este se transformara en ooquinetto, el cual se dirigirá a las células del intestino delgado del vector donde se enquistara, originando el ooquiste. La etapa esporogónica asexual que se lleva a cabo en el ooquiste genera un gran número de esporozoítos alargados, que serán liberados y se dirigirán al hemocele, penetrando finalmente las glándulas del

vector, en espera de poder encontrar su próximo hospedero vertebrado ya que cuando el vector se alimenta, se liberarán los esporozoítos al torrente sanguíneo.

**Merogonia:** Una vez que el vector infectado ha picado a un ave sana, este inoculará esporozoítos al torrente sanguíneo, este estadio solo podrá desarrollarse en las células parenquimatosas del hígado. Allí los esporozoítos darán lugar a los merontes hepáticos de primera generación. El desarrollo de los merontes hepáticos se lleva a cabo aproximadamente en unos 4 o 5 días. Posteriormente, los merozoitos liberados en sangre penetrarán los eritrocitos inmaduros y maduros dando lugar a los gametocitos. Una vez se encuentran dentro de los glóbulos rojos, estos se desarrollarán en aproximadamente cinco días, serán fagocitados por los macrófagos y otras células del sistema reticuloendotelial, dando lugar a la segunda generación de los merontes, que pasarán a denominarse “megalomerontes” o “megaloesquizontes”, estos se pueden ubicar en cualquier parte del organismo de las aves, pero principalmente en bazo. Los megalomerontes maduran en 4 o 5 días, para liberar nuevamente merozoitos que penetraran los linfocitos y otros leucocitos de tipo mononuclear dando lugar al desarrollo de los gametocitos que son observados en el FSP.



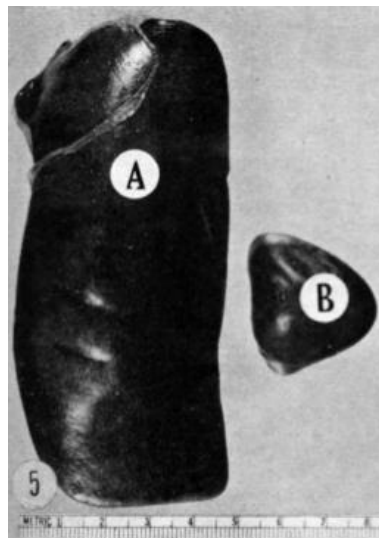
**Figura 13.** Representación del ciclo de vida de la leucocitozoonosis en aves. Parte superior: En el vector; parte inferior: en el ave: 1 - esporozoíto o merozoíto en la célula del parénquima hepático (hepatocito); 2-4 - merontes

hepáticos; 5 - merozoitos en eritrocitos; 6 - gametocitos en células huésped redondeadas; 7 - sincitio (= un fragmento de meronte hepático con dos o más núcleos) o merozoito en células reticuloendoteliales; 8, 9 - megalomerontes; 10 - merozoitos en leucocitos mononucleares; 11 - gametocitos en células huésped fusiformes; 12 - macrogameto; 13 - exflagelación del microgameto; 14 - fertilización del macrogameto; 15 - ooquineto que penetra en la membrana peritrófica; 16 - oocisto joven; 17, 18 - esporogonia; 19 - esporozoítos en las glándulas salivales del vector. Avian malaria parasites and other haemosporidia. Valkiūnas, 2005. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### 3.4.3.3 Efectos en el hospedero

El principal problema que ocasiona este género de parásito en el hospedero es la anemia<sup>73</sup>. Otros signos son el letargo, la anorexia, disnea y diarrea<sup>74</sup>. De igual manera, algunas aves que presentaban alta parasitemia llegaron a presentar convulsiones<sup>75</sup>. Los signos clínicos en aves rapaces infectadas con *L. toddi* pueden variar desde vuelo errático, velocidades de vuelo reducidas, falta de coordinación, depresión, ceguera, vocalización errática espontánea y convulsiones hasta anorexia, pérdida de peso, vómitos, debilidad, respiración dificultosa y plumas arrugadas<sup>76</sup>.

Las lesiones macroscópicas en las aves acuáticas con leucocitoozoonosis fatal, incluyen agrandamiento del bazo y el hígado, palidez de los tejidos y sangre fina y acuosa<sup>75</sup>.



**Figura 14.** Vista general de un bazo de un pato infectado con *Leucocytozoon simondi* (A) en comparación con uno de un control no infectado (B). De Newberne (1957), con permiso del American Journal of Veterinary Research. Parasitic diseases of wild birds. T. Atkinson, Nancy J. Thomas, D. Bruce Hunter, 2008.

#### **3.4.4 *Trypanosoma* spp.**

Los parásitos del género *Trypanosoma* spp. (Kinetoplastea, Trypanosomatidae) fueron descritos por Gruby en 1843<sup>77</sup>, estos parásitos pertenecen al grupo de hemoparásitos flagelados extracelulares transmitido por vectores hematófagos como los simúlidos, hipoboscidos y culícidos<sup>78</sup>. Este género presenta un fuerte pleomorfismo, que dificulta en gran medida el diagnóstico, en la actualidad se recurren a técnicas de cultivo, e inmunológicas para una identificación más confiable<sup>79</sup>.

En las aves se han descrito más de 100 especies de tripanosomas. La distribución de este protozooario es cosmopolita debido que varias especies de este género han sido reportadas a lo largo de toda América, África, Europa, Asia y Oceanía, sin embargo, aproximadamente el 93% de las especies se han descrito en regiones tropicales y subtropicales<sup>80</sup>.

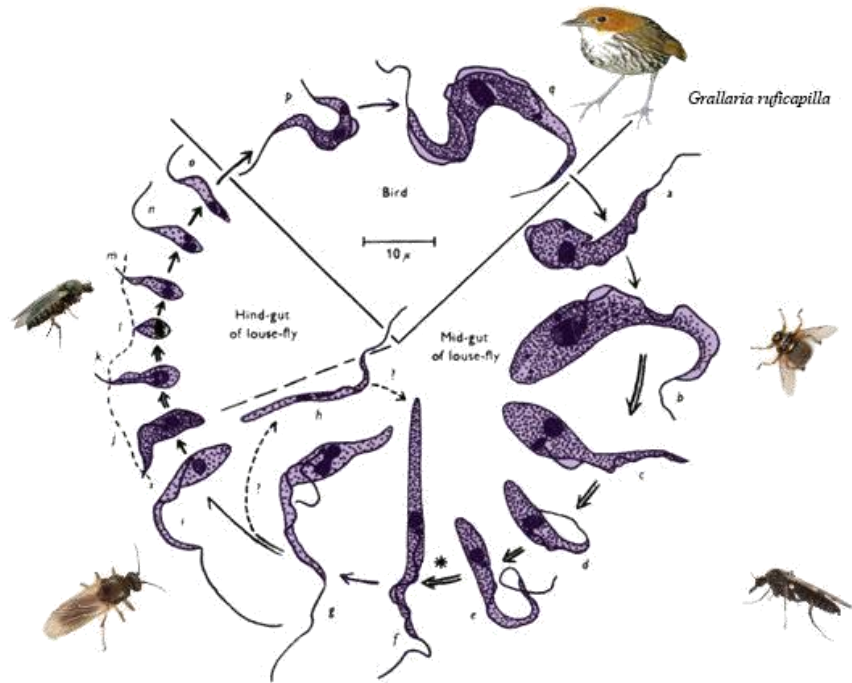
##### **3.4.4.1 Aspectos morfológicos**

La forma presente en la sangre periférica es el tripomastigote, morfológicamente los tripanosomas son muy difíciles de clasificar, debido a que presentar una gran variedad de morfologías, sin embargo, es importante conocer que a los tripanosomas que observamos es necesario identificar su núcleo, kinetoplasto, membrana ondulante, flagelo y citoplasma.

##### **3.4.4.2 Ciclo de vida**

Luego de la ingestión de sangre por parte del insecto vector, los tripanosomas cambian a la forma epimastigote (forma intermedia de maduración del parásito) en el intestino medio, se multiplican por fisión binaria y así pasan al intestino posterior. Una vez en el recto, continúan con su reproducción y finalmente se transforman en tripomastigote metacíclico<sup>10</sup>.

El ave adquiere el *Trypanosoma* ya sea por contaminación de laceraciones de la piel con materia fecal, o por ingestión del insecto vector. Cuando el insecto infectado es ingerido, las formas de tripomastigotes metacíclicos penetran las membranas de boca y/o esófago y probablemente invaden el sistema linfático, desarrollándose formas más grandes, que luego aparecen en sangre<sup>10</sup>. En el ave, es posible encontrar tripomastigotes en sangre periférica y médula ósea<sup>81</sup>.



**Figura 15.** Representación del ciclo de vida de la tripanosomiasis aviar. Baker, J. R. (1956). Esquema de desarrollo de *T. avium* en aves y piojos. Cámara de dibujos de luoida a la misma escala. Las flechas dobles indican división. En el punto marcado con un asterisco (\*), la división probablemente ocurre más de una vez. La línea punteada a la izquierda de la figura representa la membrana peritrófica, a-o, preparaciones teñidas con Giemsa fijadas en húmedo de moscas; a-j, desde el intestino medio (los tiempos se refieren al intervalo (a 30 ° C) entre la infección y la disección de moscas de piojo); a, tripanosoma, 30 min .; b, dividiendo crithidia, 1 hora; c, producto de primera división, 1J hr .; d, producto de 2da división, 2J hr .; e, producto de 3ra división, 4 h .; f-i, diversas formas crithidiales de nectomonad, 24 h .; j, haptomonad crithidia, 24 h. k o, del intestino posterior (l-o, infecciones naturales); k, dividiendo haptomonad crithidia (2da generación); i, m, crithidios de haptomonad (piriforme); n, nectomonad crithidia (forma premetacíclica); o, tripanosoma metacíclico. p, q, de películas secas teñidas con Giemsa de médula ósea y sangre periférica, respectivamente, de canarios; p, tripanosoma parcialmente crecido, 16 h. después de la inoculación; q, tripanosoma completamente desarrollado, 3 días después de la inoculación. Studies on *Trypanosoma avium* Danilewsky 1885 III. Life Cycle in vertebrate and invertebrate hosts. J. R Baker, 1885<sup>82</sup>. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### 3.4.4.3 Efectos en el hospedero

Debido a la baja parasitemia y ausencia aparente de signos clínicos, se ha llegado a pensar que este tipo de hemoparásitos no son patogénicos<sup>10</sup>. Sin embargo, bajo condiciones experimentales se ha demostrado patologías consistentes en esplenomegalia, miocarditis focal e hiperplasia linfoide<sup>81</sup>.

### **3.4.5 Microfilarias**

Entre los nematodos (gusanos redondos) se pueden encontrar organismos de vida libre y parasitaria, los cuales difieren en su morfología, hospedero infectado y estadios de desarrollo<sup>10</sup>. Las formas adultas o filarias se alojan extraintestinalmente entre los órganos, mientras que sus larvas (microfilarias) se ubican preferencialmente en el plasma sanguíneo. Los vectores conocidos para estos parásitos incluyen dípteros ceratopogónidos, simúlidos, culícidos y en casos menos frecuentes a Mallophaga y garrapatas<sup>83,84</sup>.

#### **3.4.5.1 Aspectos morfológicos**

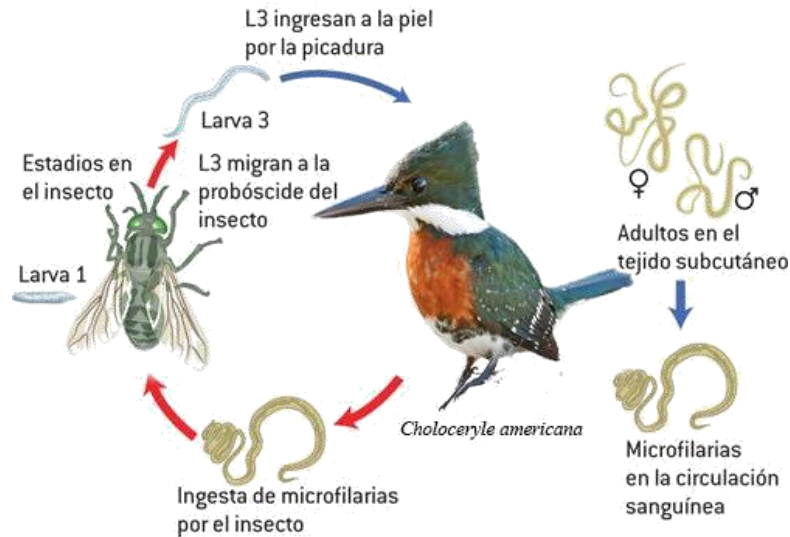
En el FSP solo podemos observar las larvas, por lo cual se necesitará obligatoriamente las formas adultas y las larvas para poder llegar a la especie del parásito, esta suele ser una tarea casi imposible de realizar cuando no se sacrifica el ave infectada. Algunas ocasiones se pueden llegar a apreciar partes de las microfilarias que sirven para lograr caracterizar un poco más este estadio, estos son: el extremo cefálico, poro excretor, cuerpo intermedio, poro anal y extremo caudal.

#### **3.4.5.2 Ciclo de vida**

El ciclo de vida del parásito comprende dos etapas bien diferenciadas, una en el insecto vector y otra en el hospedero vertebrado. Cuando las microfilarias son ingeridas por el insecto, sufren una transformación a larva de primer y segundo estadio denominadas L1 y L2, allí ocurre una migración y maduración de las larvas produciendo la transformación en el estadio infectivo L3. Este estadio larval, migra a las glándulas salivales del insecto. En este momento, los parásitos (L3) están capacitados para penetrar la piel lacerada del hospedero vertebrado, como resultado de la picadura del vector<sup>83</sup>.

No se conocen con exactitud los fenómenos que ocurren luego de la penetración de la L3 en la piel del ave. Pero por estudios en animales de laboratorio, se conoce que las larvas infectivas se transforman a L4 en pocos días y posteriormente a L5<sup>10</sup>. En este último estadio, los parásitos crecen y alcanzan la madurez sexual. Sin embargo, estas formas adultas sólo se encuentran entre los órganos.





**Figura 16.** Representación del ciclo de vida de las microfilarias aviarias. El ciclo inicia con la inoculación de la larva L3 la cual ingresa a la piel del ave por medio de la picadura del vector, una vez allí, los adultos que se encuentran en el tejido subcutáneo liberarán las microfilarias en el torrente sanguíneo para que estas sean ingeridas por el vector y así llevar a cabo su ciclo en otro hospedero. Ya ingeridas las microfilarias por el vector, estas migrarán al intestino, donde penetran el intestino medio y migran a los músculos torácicos donde se desarrollará la L1 y posteriormente la L3, la cual migrará a la cabeza y la probóscide del vector. Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### 3.4.5.3 Efectos en el hospedero

Debido a la falta de estudios de este tipo de microorganismo en aves, se sabe muy poco sobre los efectos que pueden llegar a presentar al momento de desarrollarse la infección, de todos modos, se han reportado inflamaciones crónicas en las áreas del cuerpo ocupadas por los adultos, especialmente en aves en estado de cautiverio<sup>84</sup>.

### 3.4.6 Hepatozoon spp.

Este género pertenece al grupo Apicomplexa, intraeritrocitarios e intraleucocitarios que pueden llegar a encontrarse en una amplia variedad de animales, entre estos mamíferos, aves, tortugas, serpientes, lagartos, entre otros. Presentan una distribución mundial, reportándose en el Neotrópico, Norteamérica, África, entre otros<sup>85,86</sup>.

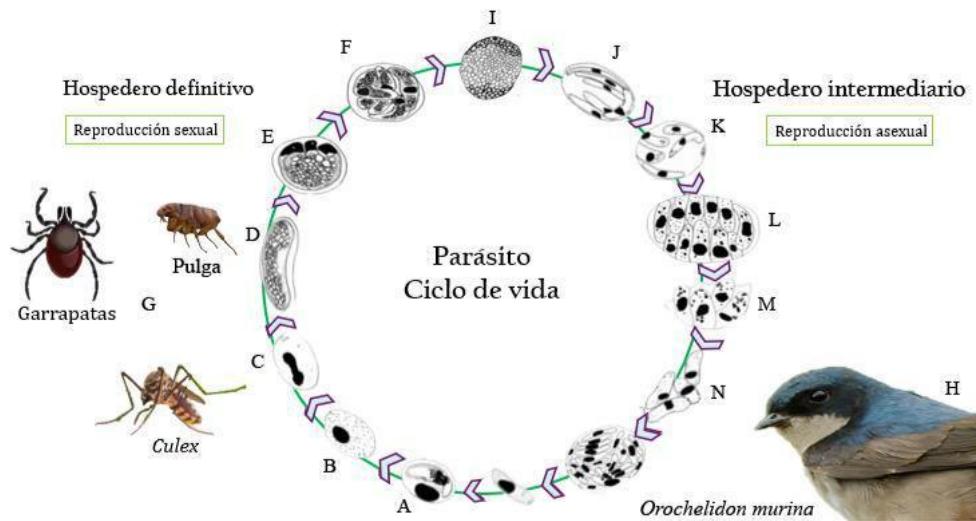
#### 3.4.6.1 Aspectos morfológicos

En el FSP podemos observar únicamente los gamontes maduros e inmaduros, donde la presencia de capsula, núcleo condensado, citoplasma basófilo y en algunas especies gránulos dispersos en el citoplasma nos puede indicar que es un gamonte maduro, por otro lado, si observamos un núcleo

en forma de banda, sin capsula y en un tamaño pequeño podemos indicar la presencia de un gamonte inmaduro.

### 3.4.6.2 Ciclo de vida

Una vez el vector se alimenta de un animal infectado por este tipo de hemoparásito, ingerirá gamontes que se dirigirán al intestino delgado donde se desarrollarán los ooquistes mononucleares que se transformarán a binucleares unos pocos días postinfección. El ooquiste pasará al estadio de esporoquiste, el cual contiene esporozoítos (la cantidad puede variar según la especie). Posteriormente, a la maduración de los esporozoítos, se liberarán a las glándulas del vector que pica a un individuo no infectado, una vez que han ingresado los esporozoítos al torrente sanguíneo del hospedero se dará inicio a las etapas de desarrollo en tejido hepático de los merontes jóvenes, allí se desarrollarán los macromerontes y micromerontes, que liberan al macro y micromerozoito, estos se romperán y liberarán macro y micromerozoitos que pueden re infectar el tejido hepático y de esta manera continuar con el ciclo merogónico indefinidamente o dirigirse al torrente sanguíneo para transformarse en gamontes y esperar a que el vector se alimente para repetir el ciclo<sup>87,88</sup>.



**Figura 17.** Representación del ciclo de vida de *Hepatozoon* spp. (A) Ingesta por parte del vector de los gamontes presentes en sangre periférica del hospedero vertebrado. (B, C) Desarrollo de ooquistes uninucleados en el intestino delgado donde se transformarán en binucleados días post alimentación (D, E) Desarrollo de ooquiste en esporoquistes, que contienen esporozoítos (la cantidad varía entre especies) (I, L) Liberación de esporozoítos en las glándulas del vector que pica un individuo vertebrado no infectado, dando paso a las etapas de desarrollo en tejido hepático donde los merontes jóvenes, por medio del desarrollo de macromerontes y micromerontes, que liberan

macro y micromerozoitos (N, O) Liberación de macro y micromerozoitos que pueden re infectar el tejido hepático.

Leydy González, 2019. Modificado por: Jhon Macías-Zacipa, 2020.

### **3.4.6.3 Efectos en el hospedero**

En aves no se conoce con exactitud qué tipo de efectos trae consigo la infección causada por *Hepatozoon* spp, sin embargo, en serpientes se ha demostrado que disminuye la grasa corporal lo cual afecta directamente la ovoposición de las hembras, disminuyendo en algunas ocasiones el número de individuos por especie<sup>89,90</sup>.

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1 Objetivo general**

Caracterizar hemoparásitos presentes en aves asociadas a cuerpos de agua y determinar su prevalencia en 12 departamentos del territorio colombiano.

### **4.2 Objetivos específicos**

- Identificar las características morfométricas de los hemoparásitos encontrados en aves asociadas a cuerpos de agua.
- Determinar los linajes moleculares del citocromo b (cytb) para Haemosporida encontrados en las muestras positivas.
- Comparar el comportamiento en cuanto a prevalencia de parásitos sanguíneos encontrados en aves migratorias vs. aves residentes.

## **5. METODOLOGÍA**

### **5.1 Universo, población y muestra**

**5.1.1 Universo:** Parásitos sanguíneos de aves.

**5.1.2 Población:** Parásitos sanguíneos en aves asociadas a cuerpos de agua.

**5.1.3 Muestra:** Parásitos sanguíneos encontrados en 565 aves asociadas a cuerpos de agua en doce departamentos de Colombia. De ellos los identificados con © son registros previamente reportados, ya sea en tesis o en publicaciones científicas.

### **5.2 Tipo de estudio, hipótesis, variables e indicadores**

**5.2.1 Tipo de estudio:** El presente estudio es de tipo cuantitativo, descriptivo de corte transversal, ya que permite identificar las características morfológicas y morfométricas de los parásitos sanguíneos encontrados para su análisis e identificación.

**5.2.2 Hipótesis:** La prevalencia de parásitos sanguíneos en aves que se encuentran la mayor parte de su vida en el agua (ríos, mares, océanos, entre otros) no suele ser muy alta, esto se debe a que no tienen contacto con los potenciales vectores de este tipo de hemoparásitos en gran parte de su vida, también se podría explicar según sus aspectos biológicos y ciclo de vida (crecimiento, reproducción, entre otros).

### **5.2.3 Variables morfología**

**5.2.3.4 Variables dependientes:** Género de los parásitos sanguíneos y parasitemia.

**5.2.3.5 Variables independientes:** Especie del ave muestreada.

### **5.4 Indicadores**

**5.4.1 Parasitemia:** Presencia de parásitos sanguíneos en 10.000 glóbulos rojos.

**5.4.2 Morfología:** Características diferenciales específicas para cada género.

### **5.5 Comité de ética y permisos de colecta**

Las muestras analizadas hacen parte de la colección Biológica GERPH (Grupo de Estudio Relación Parásito Hospedero) del departamento de Biología de la Universidad Nacional de Colombia. Los permisos de captura para la obtención de las muestras se relacionan a continuación; los individuos fueron manipulados y examinados bajo el siguiente marco legal:

- Recolección de especímenes de especies silvestres de la Diversidad Biológica con fines de investigación científica no comercial, otorgado por la Autoridad Nacional de Licencias Ambientales ANLA a la Universidad Nacional de Colombia mediante resolución No. 0255 del 14 de marzo de 2014.
- Aplicación del artículo 252 ley 1753 de 2015.
- Autorización PARQUES radicado 20152300001743 en el marco del permiso marco 255 de 2014. autorización por 36 meses desde el 31 de marzo de 2015.
- Permiso de Ministerio OFI19-3738-DCP-2500 de febrero de 2019.
- Convenio asociación 027 de 29 jun 2012- 21 dic 2012 MADS-WCS.
- Convenio asociación 62 del 1 dic 2010, 1 hasta 31 mayo 2011 MADS-WCS.
- Convenio de cooperación 9 de 2009 UAESPNN-UNAL, ratificado SUT 010781 del 30 de nov 2010 a 30 abril 2013.
- Convenio N°102 del 2017 entre WCS y CVC.
- Resolución 0688 de 21 de agosto de 2012 por la cual se modifica el permiso marco 8 de 2010.
- Resolución 0787 del 8 de agosto de 2013 modifica Resolución 0688 de 21 de agosto de 2012 por la cual se modifica el permiso marco 8 de 2010.
- Resolución 203 de 6 junio de 2000 del Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible.

## **5.6 Técnicas y procedimientos**

### **5.6.1 Área de estudio:**

Para la presente investigación, se usaron muestras depositadas en la colección biológica del grupo GERPH, del Departamento de Biología de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá, colectadas durante los últimos 20 años, depositados por diversos investigadores y muestreadas en diversos ecosistemas (Tabla 4). Las muestras provienen de 12 departamentos de Colombia, estos son: Bolívar, Casanare, Caquetá, Cundinamarca, Guajira, Magdalena, Meta, Nariño, Putumayo, Risaralda, Santander y Valle del Cauca. En estos departamentos se capturaron y obtuvieron muestras de diferentes especies de aves con asociación a cuerpos de agua.

**Tabla 4. Localidades de estudio incluidas, donde se identifican las coordenadas geográficas de cada una de ellas y el número de individuos muestreados en cada lugar.**

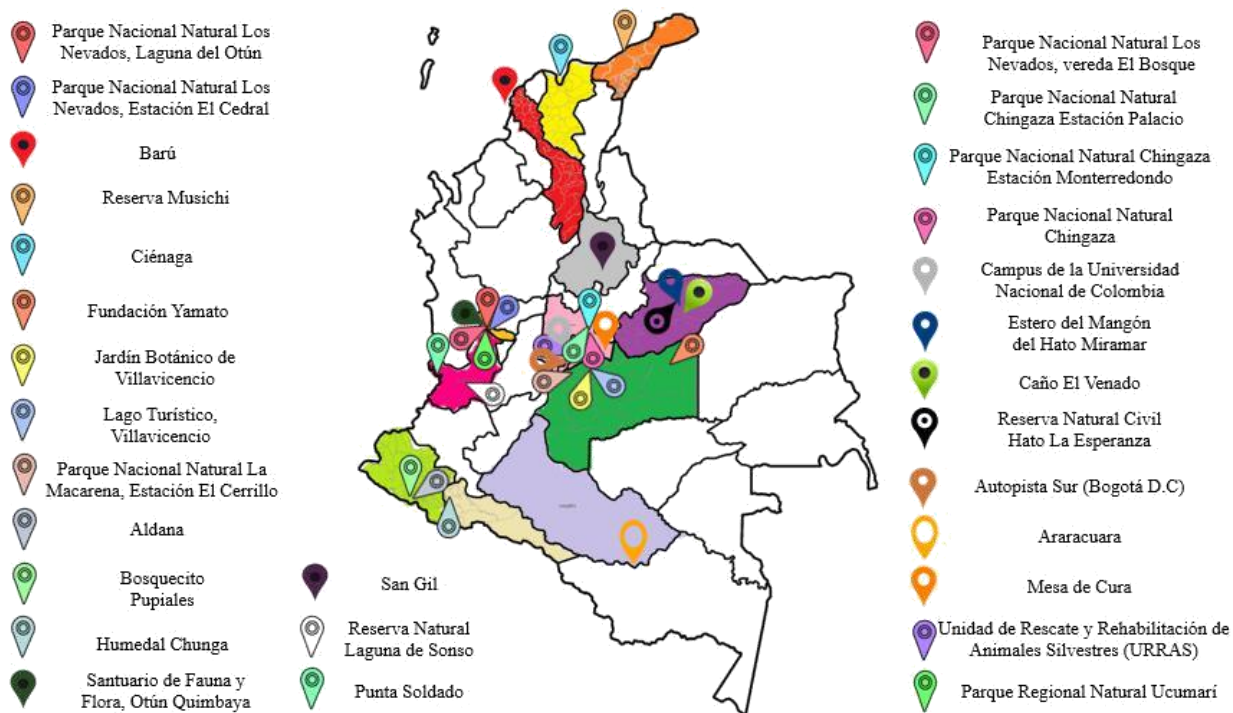


Departamento	Localidad	Coordenadas	# individuos muestreados	Altura (msnm)
Bolívar	Barú	(10°21'09.0"N 75°34'32.9"W)	40	0
Caquetá	Araracuara	(0°32'49.2"S 72°19'49.8"W)	3	117-119
Casanare	Estero del Mangón del Hato Miramar	(5°36'37.7"N 71°09'38.5"W)	33	135
	Caño El Venado	(5°29'51.6"N 71°05'29.0"W)	4	135
	Reserva Natural Civil Hato La Esperanza	(5°42'19.0"N 71°14'47.5"W)	21	135
Cundinamarca	Autopista sur	(4°34'46.6"N 74°07'36.7"W)	1	2600
	Campus de la Universidad Nacional de Colombia sede Bogotá	(4°38'23.0"N 74°05'00.0"W)	47	2555
	Mesa de Cura	(4°32'16.1"N 73°21'40.7"W)	3	576
	Parque Nacional Natural Chingaza	(4°37'36.0"N 73°43'36.4"W)	17	3032-3175
	Parque Nacional Natural Chingaza, Estación Monterredondo	(4°37'35.8"N 73°43'36.7"W)	11	3016-3062
	Parque Nacional Natural Chingaza, Estación Palacio	(4°41'47.1"N 73°50'53.8"W)	19	2894-2943
	Unidad de Rehabilitación y	(4°38'06.8"N 74°05'09.2"W)	1	2555



	Rescate de Animales Silvestres (URRAS)			
Guajira	Reserva Musichi	(11°43'31.2"N 72°32'32.0"W)	40	5
Magdalena	Ciénaga	(10°58'18.4"N 74°21'33.8"W)	31	2
Meta	Fundación Yamato	(4°31'00.0"N 71°31'00.0"W)	17	130
	Jardín Botánico Villavicencio	(4°09'04.4"N 73°39'24.7"W)	6	640
	Lago Turístico, Villavicencio	(4°11'02.2"N 73°36'37.5"W)	2	640
	Parque Nacional Natural La Macarena, Estación El Cerrillo	(4°11'02.2"N 73°36'37.5"W)	4	523-599
Nariño	Aldana	(0°55'32.2"N 77°41'00.6"W)	1	3262
	Bosquecito Pupiales	(0°55'31.7"N 77°40'39.0"W)	1	3201
Putumayo	Humedal Chunga	(1°07'58.2"N 76°56'34.8"W)	13	5
	Parque Nacional Natural Los Nevados, Estación El Cedral	(4°42'33.1"N 75°32'59.8"W)	29	2042-2122
	Parque Nacional Natural Los Nevados, Laguna del Otún	(4°46'21.3"N 75°25'03.4"W)	9	3911-3950
		(4°45'39.0"N 75°24'46.8"W)	3	
(4°46'34.7"N 75°24'43.8"W)	16			

Risaralda		(4°46'36.9"N 75°24'45.4"W)	18		
		(4°46'41.4"N 75°24'45.9"W)	27		
		(4°46'53.5"N 75°24'00.0"W)	2		
	Parque Nacional Natural Los Nevados, vereda El Bosque		(4°43'57.6"N 75°27'20.6"W)	6	3152-3417
			(4°43'58.7"N 75°27'21.2"W)	6	
			(4°44'02.0"N 75°27'16.6"W)	3	
			(4°44'15.4"N 75°26'39.8"W)	10	
	Parque Regional Natural Ucumari		(4°42'34.0"N 75°29'27.7"W)	10	2461
	Santuario de Fauna y Flora, Otún Quimbaya		(4°43'55.9"N 75°34'49.9"W)	14	1870
	Santander	San Gil	(6°33'46.7"N 73°08'01.8"W)	22	1114
Valle del Cauca	Reserva Natural Laguna de Sonso	(3°51'46.2"N 76°21'34.4"W)	3	934	
		(3°51'49.1"N 76°21'25.4"W)	27		
		(3°51'51.1"N 76°21'33.5"W)	11		
		(3°51'52.4"N 76°21'38.2"W)	25		
		(3°52'11.7"N 76°21'09.8"W)	6		
		(3°52'14.4"N 76°21'10.3"W)	1		
		(3°52'42.4"N 76°21'10.1"W)	3		
		(3°53'12.3"N 76°20'40.7"W)	3		
	Punta Soldado		(3°45'48.1"N 77°10'08.0"W)	7	8
<b>Número total de individuos muestreados</b>			<b>576</b>		



**Figura 18.** Localidades muestreadas en los doce departamentos de Colombia. Jhon Macías Zacipa, 2020.

### 5.6.2 Captura de los individuos

La captura de los individuos analizados se realizó por medio de dos tipos de técnicas, la primera mediante el uso de redes de niebla y la otra se realizó segunda a través de “vaqueros” con redes para atrapar a las aves que no fueran posibles de atrapar en el tipo de red anteriormente mencionada, debido a su tamaño o a la falta de vuelo.

### 5.6.3 Muestreo

Posterior a la captura del ave, se procedió a la toma de la muestra de sangre. Este procedimiento se llevó a cabo por medio de punción con aguja heparinizada de la vena braquial, registrando tamaño, edad, estado, dificultad de acceso al sitio de punción, entre otros; con el fin de obtener una muestra óptima y datos importantes para el presente estudio.

### 5.6.4 Frotis de sangre periférica (FSP)

A partir del tubo capilar con la sangre obtenida de cada ave, se realizaron 2 o 3 extendidos de sangre. Para la realización del frotis se realizó de la misma manera que se realiza con mamíferos, asegurándonos de tener una superficie de trabajo adecuada. Una vez realizados los extendidos se secaron con ayuda de un ventilador de campo, para que una vez secos se pudieran fijar con metanol absoluto por un periodo de 5 minutos, posteriormente teñidos con Giemsa al 4% con un pH de 7.2,

durante 45 minutos. Así mismo se almacenaron los 50 µl de sangre cada ave en EDTA para posteriores estudios moleculares. Las muestras se almacenaron a temperatura ambiente en campo y luego se mantuvieron en refrigeración de -20°C en el laboratorio, ubicado en la Universidad Nacional de Colombia sede Bogotá.

### 5.6.5 Prevalencia

La prevalencia (en el presente escrito se representa como P), se conoce como el índice de morbilidad que expresa la frecuencia de los casos de una enfermedad en un momento determinado (punto de prevalencia) o en un cierto espacio de tiempo (periodo de prevalencia) presentando sus valores en porcentaje.

Para determinarla se utilizó la siguiente fórmula:

$$P = \frac{\text{Número de ocurrencias de parásitos} \times 100}{\text{\#Aves muestreadas}}$$

Para diferenciar entre los grupos de parásitos, se utilizó un subíndice con su inicial así: G, General; H, *Haemoproteus*; P, *Plasmodium*; L, *Leucocytozoon*; M, *Microfilaria*; T, *Trypanosoma* y Hp, *Hepatozoon*; Im: Infección múltiple.

### 5.6.6 Porcentaje de ocurrencias

Se obtuvieron porcentajes de ocurrencias, con el fin de realizar una comparación accesoria a la obtenida con prevalencia, por medio del cual se reforzaron las posibles tendencias de distribución observadas en este y los diferentes estudios.

El porcentaje de ocurrencias se obtuvo mediante la siguiente formula:

$$\%Oc = \frac{\text{Número de ocurrencias del parásito} \times 100}{\text{Total de ocurrencias}}$$

### 5.6.7 Parasitemia

La parasitemia se obtuvo a partir de la relación que existe entre el número de glóbulos rojos infectados sobre un total de 10.000 eritrocitos observados, lo cual se puede traducir a la observación aproximada de 100 campos ópticos microscópicos en el objetivo de 100x.

$$\text{Parasitemia: } \frac{\text{Número de parásitos observados} \times 100}{10.000 \text{ glóbulos rojos}}$$

### 5.6.8 Análisis microscópico de los frotis

Los FSP, fueron examinados por completo para la captura de fotografías digitales, obtenidas a través de la cámara digital del microscopio Olympus BX43 DP 27 y procesadas con el software CellSens. El análisis morfométrico se llevó a cabo por medio del software ImageJ (Schneider CA, Rasband WS, and Eliceiri KW 2012), a través del cual se tomaron diversas medidas para la identificación, dependiendo el género del parásito.

**Tabla 5. Parámetros morfométricos para la determinación de hemoparásitos según su género**

Medidas a tomar para la identificación de hemoparásitos según su género			
Género	Medidas		Relación con la célula
	Parásito	Núcleo	
<i>Plasmodium spp.</i>	Longitud	Longitud	Longitud
	Ancho	Ancho	Ancho
	Área	Área	NDR
	Número de gránulos y tamaño		Célula infectada y no infectada
<i>Haemoproteus spp.</i>	Longitud	Longitud	Longitud
	Ancho	Ancho	Ancho
	Área	Área	NDR
	Número de gránulos y tamaño		Célula infectada y no infectada
<i>Leucocytozoon spp.</i>	Longitud	Longitud	Área: complejo célula parásito
	Ancho	Ancho	Longitud del núcleo en contacto con el parásito
	Área	Área	Largo de las proyecciones (si las hay)
	Perímetro		
	Largo del cuerpo con flagelo	Largo	
	Largo del cuerpo sin el flagelo	Ancho	

<i>Trypanosoma spp.</i>	Ancho del cuerpo	Distancia desde la parte posterior al centro del núcleo	No aplica
	Distancia desde la parte posterior del kinetoplasto		
	Distancia desde la parte anterior del kinetoplasto	Distancia desde la parte anterior al centro del núcleo	
	Flagelo libre		
<i>Microfilaria</i>	Longitud total	No aplica	No aplica
	Longitud con vaina		
	Ancho máximo		
	Ancho con vaina		
	Longitud cefálica		
	Longitud al anillo nervioso		
	Longitud al poro excretor		
	Longitud al cuerpo medio		
Longitud al poro anal			
<i>Hepatozoon spp.</i>	Longitud	Longitud	Longitud
	Ancho	Ancho	Ancho
	Área	Área	Área

**NDR:** Nuclear Displacement Ratio (Relación de desplazamiento nuclear).

**NDR:**  $2x/(x+y)$ .

Para aquellos hemoparásitos que se encontraron con parasitemias muy bajas, las cuales no permiten una adecuada clasificación taxonómica hasta especie se denominaron en la investigación “morfortipos”; entendiéndose a este término como aquellas especies que no presentan una identificación taxonómica clara, por lo que se le otorga un nombre temporal para que logre ser diferenciada de otras especies similares.

### **5.6.9 Análisis molecular**

Se realizó la extracción de ADN con el protocolo estándar de Fenol Cloroformo de Sambrook (1989), posteriormente se cuantificaron las muestras a través de gel y NanoDrop (Thermo Scientific NanoDrop Lite Spectrophotomer) para confirmar la calidad y concentración de ADN, a partir de éste se realizó una PCR anidada con los primers y protocolos sugeridos Bensch *et al* (2000) y Hellgren *et al* (2004).

Se realizaron amplificaciones solo de las muestras positivas por microscopia. Una vez obtenidos los amplicones visualizados en gel de agarosa de 1.5%, se realizó la purificación del ADN con acetato de amonio según Bensch *et al* (2000) y las muestras fueron enviadas para ser secuenciadas en dos sentidos (forward y reverse). Terminada la secuenciación de las muestras se procedió a realizar la edición manual de estas y el alineamiento.

Las secuencias para realizar análisis de relaciones filogenéticas fueron obtenidas de GenBank y/o Malawi (Bensch *et al*, 2009) a partir de linajes que fueron encontrados en aves asociadas a cuerpos de agua que poseían una identificación a especie preferiblemente.

## 6. RESULTADOS

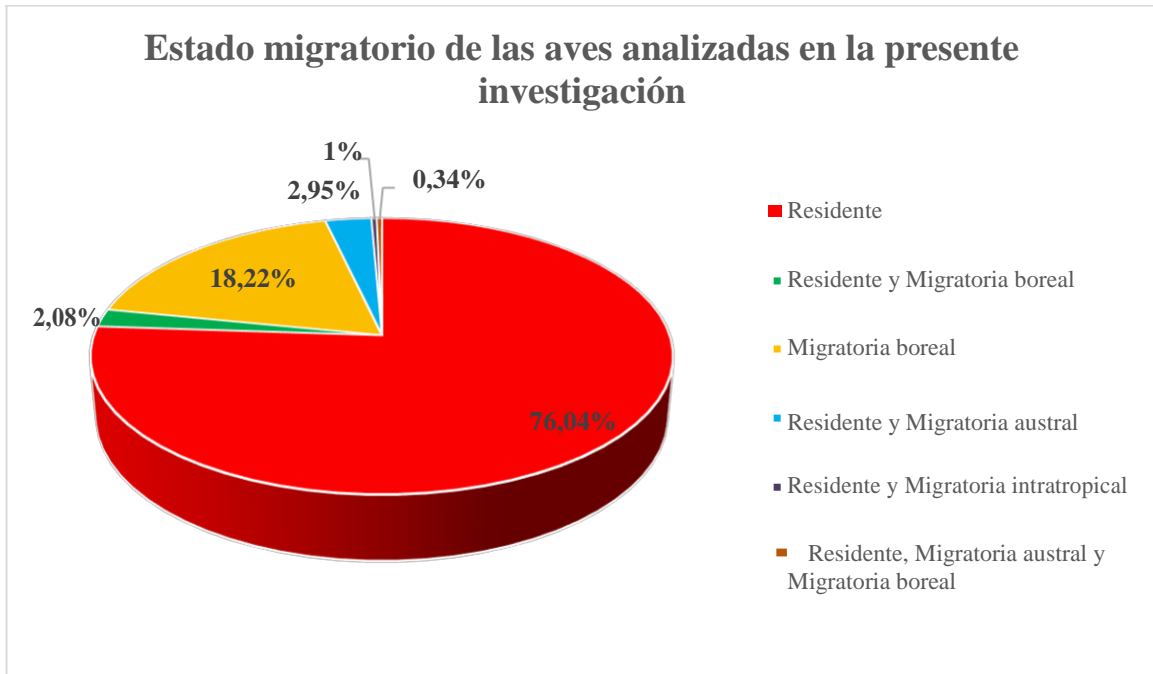
### 6.1 Resultados generales

El grupo GERPH, poseía resultados parciales de algunas especies de aves analizadas para otros propósitos como descripción de nuevas especies (*H. macrovacuolatus*; *L. pterotenuis* y *L. grillariae*)<sup>56,91,92</sup> y análisis de patrones ecológicos<sup>93</sup>. Sin embargo este trabajo tiene como novedad agrupar y analizar por hábito asociado a cuerpos de agua.

Se analizaron un total de 576 aves (1502 láminas de frotis de sangre periférica) de aves asociadas a cuerpos de agua pertenecientes a 82 especies (26 familias, de 11 órdenes), con una mayor proporción de capturas correspondiente al orden Passeriformes (250), seguido por Charadriiformes (163) y Anseriformes (81). Las familias capturadas con mayor frecuencia fueron Hirundinidae, Anatidae y Scolopacidae con 138, 81 y 73 ejemplares respectivamente, algunas de las muestras de la familia Hirundinidae se encontraban diagnosticadas por otros investigadores del grupo GERPH para análisis de localidades. En el caso de las familias Bucconidae y Caprimulgidae solo fue posible 1 captura (Tabla 6, Anexo 2).

Del total de ejemplares, 438 (76.04%) correspondieron a aves residentes, 12 (2.08%) aves residentes y migratorias boreales, 105 (18.22%) aves migratorias boreales, 17 (2.95%) aves migratorias residentes y migratorias australes, 2 (0.34%) residentes y migratorias intratropicales y 2 (0.34%) residentes, migratorias boreales y migratorias australes. La taxonomía, número de aves muestreadas y número de aves infectadas se encuentra en la tabla 6 y el anexo 2.





**Figura 19.** Porcentaje de aves encontradas según su estado de migración en Colombia.

**Tabla 6.** Taxonomía de las aves analizadas para la presencia de parásitos sanguíneos de la presente investigación se muestra la relación de individuos muestreados e infectados.

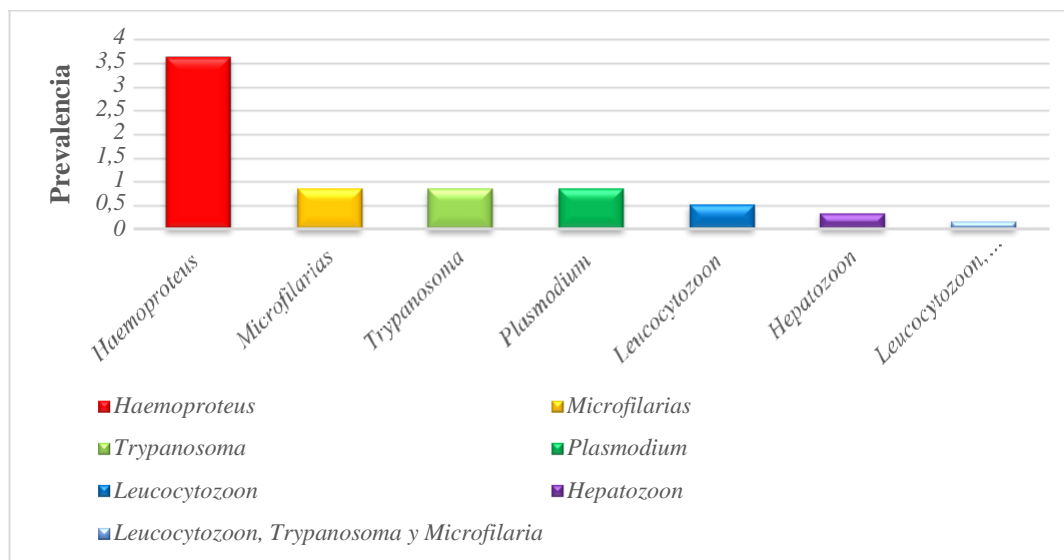
Orden	Familia	Ave	Número de individuos muestreados	Número de individuos infectados
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas andium</i>	2	0
		<i>Anas discors</i>	11	2
		<i>Anas georgica</i>	7	0
		<i>Anas platyrhynchos domesticus</i>	5	0
		<i>Anser anser</i>	1	0
		<i>Cairina moschata</i>	19	2
		<i>Dendrocygna autumnalis</i>	33	14
		<i>Dendrocygna bicolor</i>	1	0
		<i>Oressochen jubatus</i>	2	0

Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctipolus nigrescens</i>	1	1
Charadriiformes	Burhinidae	<i>Burhinus bistriatus</i>	2	0
	Charadriidae	<i>Charadrius semipalmatus</i>	6	0
		<i>Pluvialis squatarola</i>	3	0
		<i>Vanellus chilensis</i>	45	1
	Jacanidae	<i>Jacana jacana</i>	9	0
	Laridae	<i>Gelochelidon nilotica</i>	4	0
		<i>Leucophaeus atricilla</i>	3	0
		<i>Sterna hirundo</i>	2	0
		<i>Thalasseus sandvicensis</i>	3	0
	Recurvirostridae	<i>Himantopus mexicanus</i>	13	0
	Scolopacidae	<i>Actitis macularius</i>	3	0
		<i>Calidris mauri</i>	6	0
		<i>Calidris melanotos</i>	2	0
		<i>Calidris minutilla</i>	24	1
		<i>Calidris pusilla</i>	2	0
		<i>Gallinago delicata</i>	1	0
		<i>Gallinago nobilis</i>	1	0
		<i>Limnodromus griseus</i>	5	0
		<i>Numenius phaeopus</i>	13	1
		<i>Tringa flavipes</i>	11	0
<i>Tringa melanoleuca</i>		3	0	
<i>Tringa solitaria</i>		2	0	
		<i>Chloroceryle aenea</i>	2	1
		<i>Chloroceryle amazona</i>	2	0

Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle americana</i>	6	2
		<i>Chloroceryle inda</i>	6	1
		<i>Megaceryle torquata</i>	2	0
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyua minuta</i>	1	0
		<i>Coccyzus americanus</i>	10	3
		<i>Coccyzus melacoryphus</i>	1	0
		<i>Crotophaga major</i>	2	0
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Bucco macrodactylus</i>	1	0
	Galbulidae	<i>Galbula tombacea</i>	3	0
Gruiformes	Rallidae	<i>Fulica ardesiaca</i>	3	0
		<i>Gallinula galeata</i>	2	0
		<i>Porphyrio martinica</i>	4	2
	Cinclidae	<i>Cinclus leucocephalus</i>	3	0
	Furnariidae	<i>Cinclodes excelsior</i>	27	0
	Grallariidae	<i>Grallaria quitensis</i>	2	2
		<i>Grallaria ruficapilla</i>	1	1
		<i>Grallaria squamigera</i>	1	1
	Hirundinidae	<i>Hirundo rustica</i>	1	0
		<i>Orochelidon murina</i>	117	4
		<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	17	1
		<i>Stelgidopteryx ruficollis</i>	3	0
	Icteridae	<i>Quiscalus mexicanus</i>	5	1
	Parulidae	<i>Parkesia noveboracensis</i>	3	0
		<i>Conirostrum bicolor</i>	3	1

Passeriformes	Thraupidae	<i>Paroaria nigrogenis</i>	10	1
	Troglodytidae	<i>Cistothorus platensis</i>	2	0
		<i>Pheugopedius genibarbis</i>	4	0
	Tyrannidae	<i>Anairetes parulus</i>	1	0
		<i>Arundinicola leucocephala</i>	2	0
		<i>Inezia subflava</i>	2	0
		<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>	17	0
		<i>Pitangus lictor</i>	4	0
		<i>Pitangus sulphuratus</i>	7	0
		<i>Sayornis nigricans</i>	11	0
<i>Serpophaga cinerea</i>		4	0	
<i>Tyrannus dominicensis</i>		1	0	
<i>Tyrannus savana</i>	2	0		
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Bubulcus ibis</i>	1	0
		<i>Butorides striata</i>	4	0
		<i>Egretta rufescens</i>	2	0
		<i>Egretta thula</i>	4	0
		<i>Egretta tricolor</i>	3	0
		<i>Nyctanassa violacea</i>	1	0
	<i>Nycticorax nycticorax</i>	7	0	
	Threskiornithidae	<i>Phimosus infuscatus</i>	5	0
		<i>Platalea ajaja</i>	5	0
<i>Plegadis falcinellus</i>		1	0	
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Podilymbus podiceps</i>	2	0
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon collaris</i>	1	0
<b>Total</b>			576	42

## 6.2 Prevalencia general



**Figura 20.** Prevalencia de los diferentes taxa de hemoparásitos en algunas aves asociadas a cuerpos de agua de doce departamentos de Colombia.

De los 576 individuos, 42 (de 20 especies) presentaron infección por uno o más hemoparásitos, otorgando una prevalencia general (PG) del 7.29%. De igual manera es importante resaltar que de ese total, un único individuo 1/576 (0,17%) correspondiente a *Grallaria ruficapilla* el cual presentó una coinfección por tres géneros de hemoparásitos (*Microfilaria-Leucocytozoon-Trypanosoma*). En esta investigación, al igual que en otras realizadas para el Neotrópico, se muestra la baja prevalencia que tiene esta región con respecto al Neártico o Europa occidental (Tabla 40).

### 6.2.1 Prevalencia por género de hemoparásito

Por medio del examen microscópico, se lograron diagnosticar seis tipos de hemoparásitos así: (1) *Haemoproteus*; (2) *Microfilaria*; (3) *Trypanosoma*; (4) *Plasmodium*; (5) *Leucocytozoon* y (6) *Hepatozoon*, cada uno de estos en por lo menos un individuo.

Los hemoparásitos más frecuentemente encontrados corresponden a *Haemoproteus*, los cuales se hallaron en 21 individuos de las 42 aves positivas (de 4/11 familias positivas) (Tabla 6, Anexo 2). La prevalencia presente para este género fue del PH: 3.64% (Figura 20).

Los parásitos más frecuentemente encontrados fueron las *Microfilarias* (larvas de nemátodos) y *Trypanosoma*, con un total de 5 ocurrencias, presentes en 4 especies (3 familias) y 5 ocurrencias,

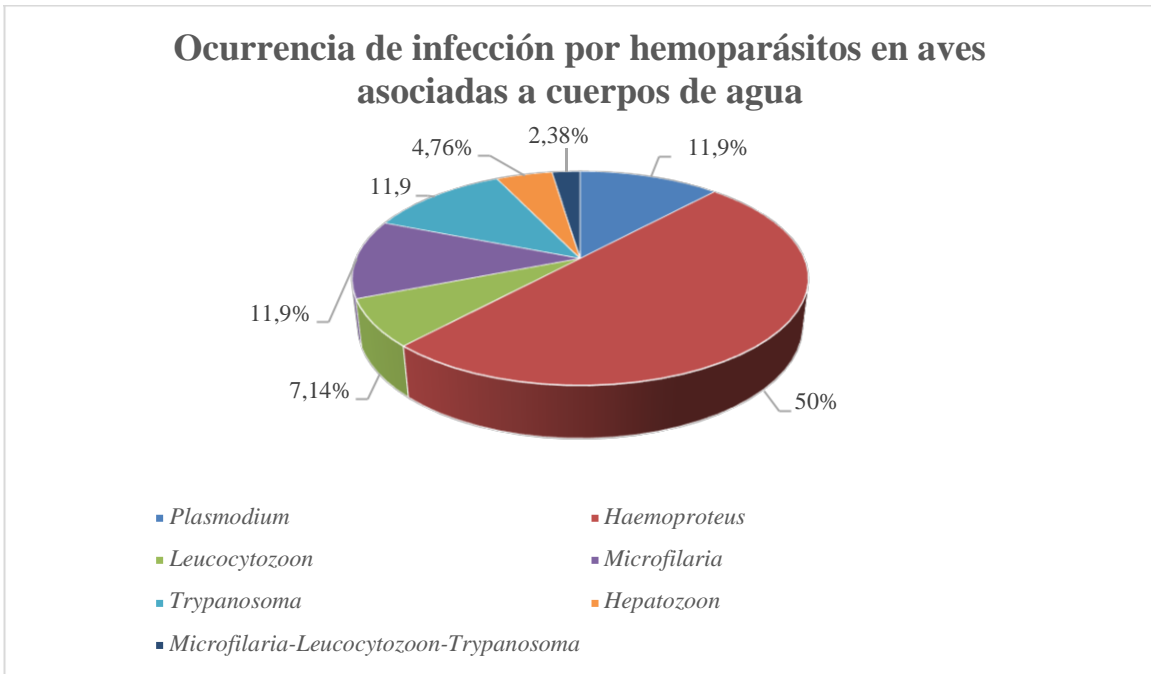
presentes en 3 especies (3 familias) respectivamente, principalmente ubicadas en las familias Alcenidae y Cuculidae (3 y 3 ocurrencias respectivamente) (Tabla 6). La prevalencia de estos parásitos fue de  $P_M$  y  $P_T$ : 0.86% (Figura 20).

El género *Plasmodium* se encuentra en el siguiente puesto con un total de 5 ocurrencias, hallado en 5 especies (5 familias) (Tabla 6, Anexo 2). Para *Leucocytozoon* se observaron 3 ocurrencias, en 2 especies (1 familia), la prevalencia de estos géneros fue de  $P_P$ : 0.86% y  $P_L$ : 0.52% respectivamente.

Por último, el parásito que se encontró con menor frecuencia fue el género *Hepatozoon*. La prevalencia presente en esta investigación fue del  $P_{Hp}$ : 0.34%. De igual manera ocurrió con la prevalencia de infecciones múltiples ya que un único individuo presentó infección por *Leucocytozoon*, *Trypanosoma* y *Microfilaria*  $P_{IM}$ : 0.17%.

### **6.3 Proporción de las ocurrencias**

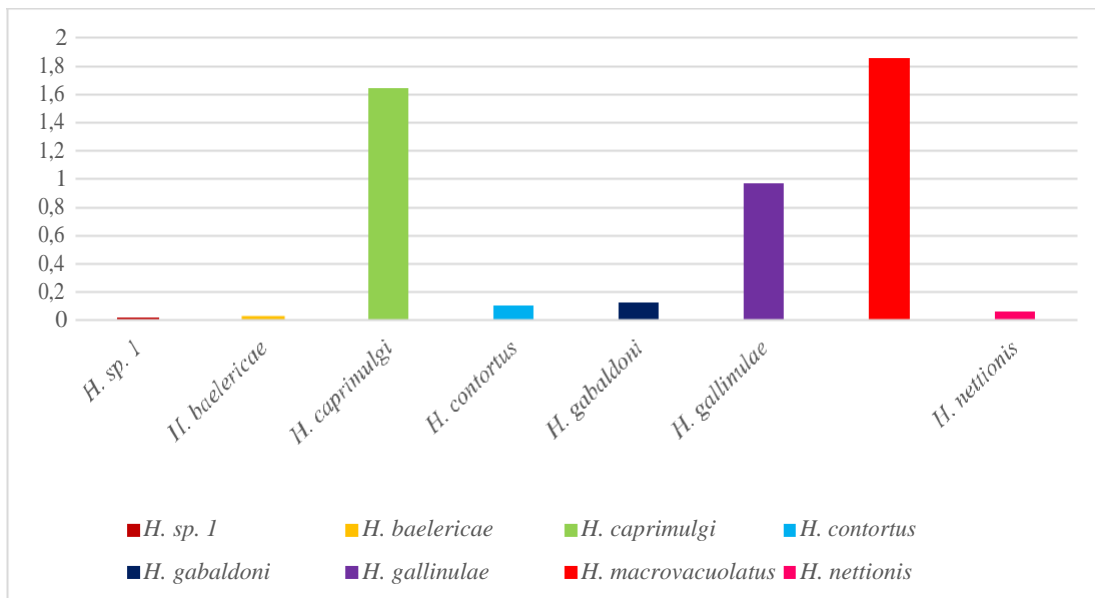
Los géneros *Haemoproteus*, *Microfilarias* y *Trypanosoma*, aportaron la mayor cantidad de parásitos, del mismo modo los mayores porcentajes de ocurrencias. El 50% del total de ocurrencias corresponde a *Haemoproteus*, mientras que *Plasmodium*, *Leucocytozoon* y *Trypanosoma* comparten el 11.9%, dando un total de 85.7%. El 14.3% restante compuesto por *Leucocytozoon* (7.14%), *Hepatozoon* (4.76%) y una infección múltiple de *Leucocytozoon*, *Trypanosoma* y *Microfilaria* (2.38%) (Figura 21).



**Figura 21.** Porcentajes de ocurrencia de infección por hemoparásitos encontrados en 42 aves asociadas a cuerpos de agua capturadas en doce departamentos de Colombia.

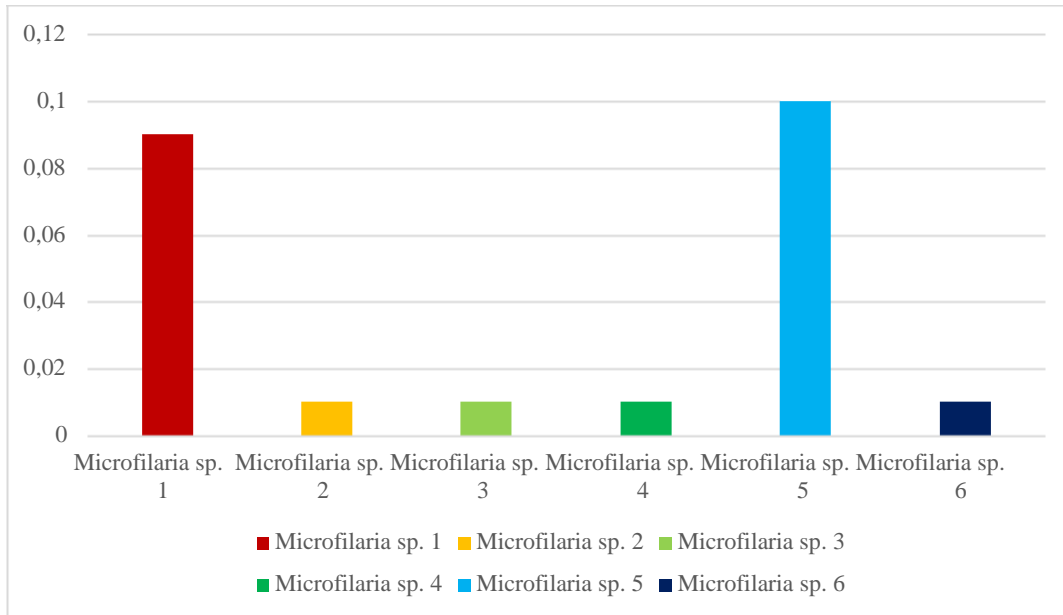
## 6.4 Parasitemias

### 6.4.1 Parasitemia según morfoespecies de *Haemoproteus*



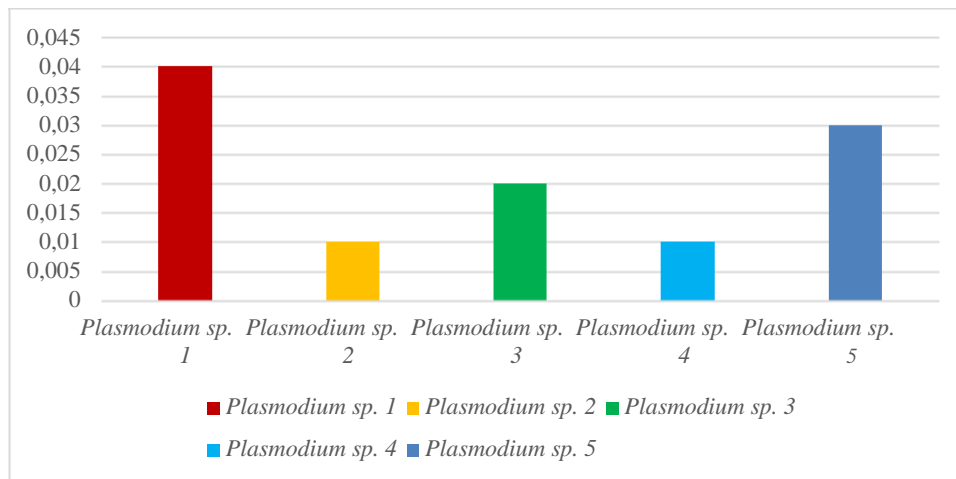
**Figura 22.** Parasitemias correspondientes a las especies de *Haemoproteus*.

### 6.4.2 Parasitemia según especies de *Microfilarias*



**Figura 23.** Parasitemias correspondientes a las especies de *Microfilaria*.

### 6.4.3 Parasitemia según especies de *Plasmodium*



**Figura 24.** Parasitemias correspondientes a las especies de *Plasmodium*.



#### 6.4.4 Parasitemia según especies de *Trypanosoma*

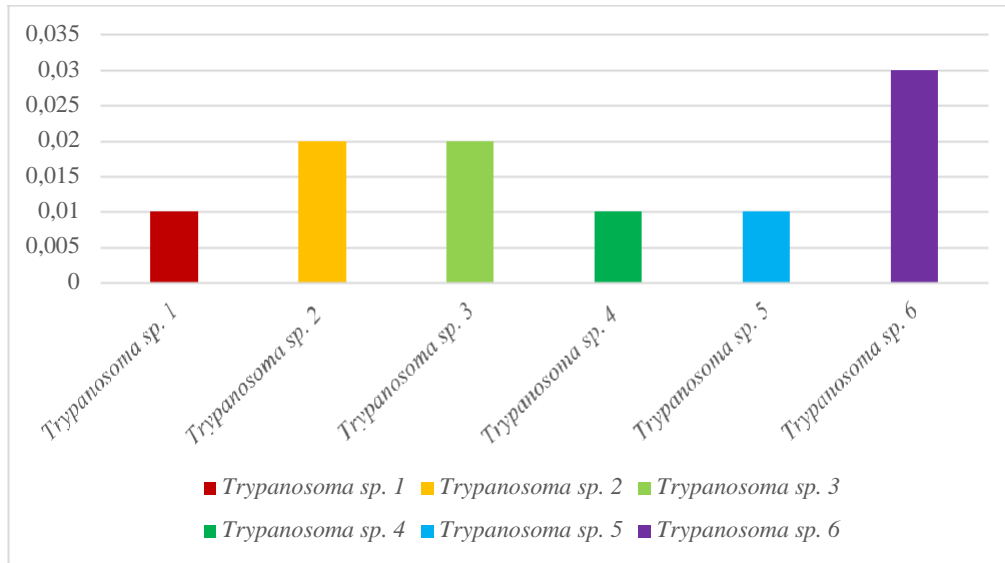


Figura 25. Parasitemias correspondientes a las especies de *Trypanosoma*.

#### 6.4.5 Parasitemia según especies de *Leucocytozoon*

A pesar de que como se mencionó con anticipación *L. pterotenuis* y *L. grallariae* ya se encontraban reportados por otros investigadores del grupo GERPH las parasitemias fueron calculadas nuevamente obteniendo datos un poco variables.

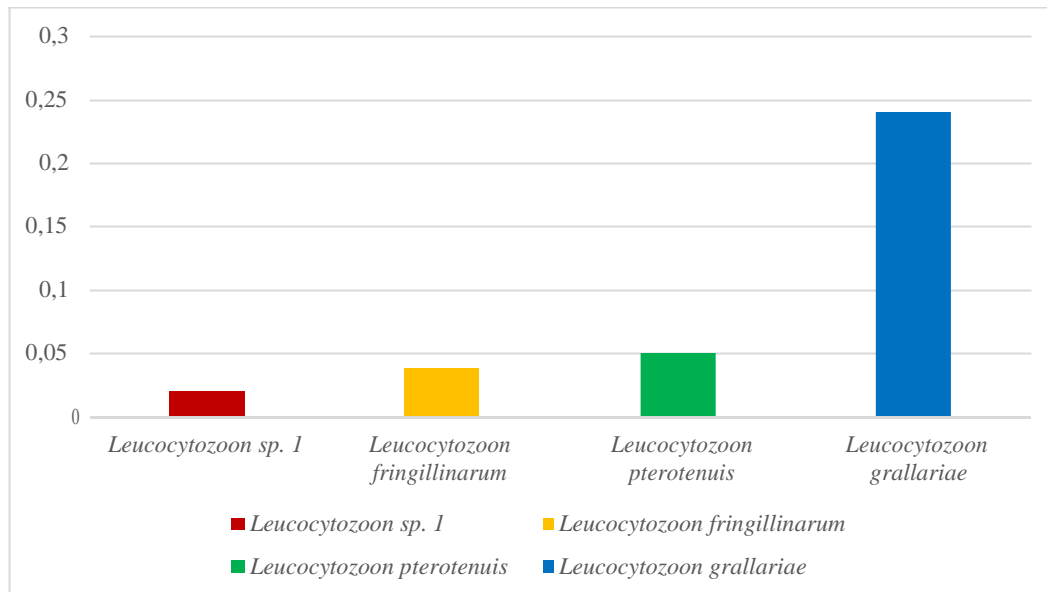
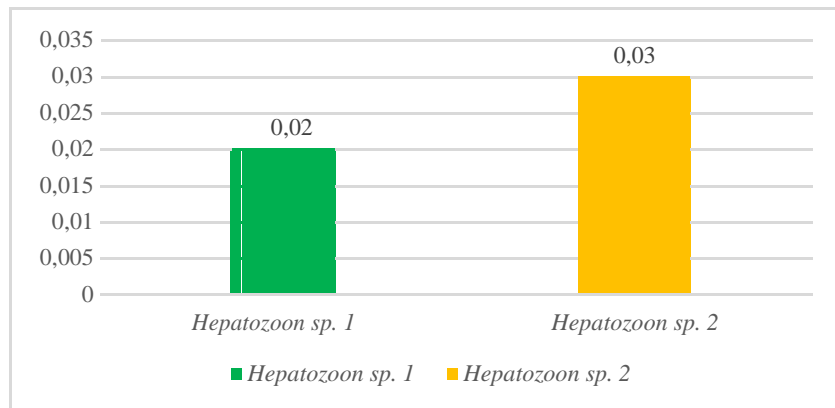


Figura 26. Parasitemias correspondientes a las especies de *Leucocytozoon*.

#### 6.4.6 Parasitemia según especies de *Hepatozoon*



**Figura 27.** Parasitemias correspondientes a las especies de *Hepatozoon*.

De las infecciones encontradas por hemoparásitos se presentaron las siguientes parasitemias de por género del hemoparásito:

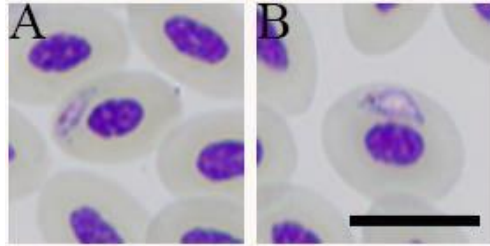
- ***Plasmodium***: Se encontró una parasitemia global de 0.11% (*P. sp. 1*: 0.04%, *P. sp. 2* y *P. sp. 4*: 0.01%, *P. sp. 3*: 0.02% y *P. sp. 5*: 0.03%) (Figura 24).
- ***Haemoproteus***: Parasitemia global de 4.79% (*H. sp. 1*: 0.02%, *H. balearicae*: 0.03%, *H. caprimulgi*: 1.64%, *H. contortus*: 0.1%, *H. gabaldoni*: 0.12%, *H. gallinulae*: 0.97%, *H. macrovacuolatus*: 1.85% y *H. nettionis*: 0.06%) (Figura 22).
- ***Leucocytozoon***: La parasitemia global fue de 0.35% (*L. sp. 1*: 0.02%, *L. fringillinarum*: 0.04%, *L. pterotenuis*: 0.05% y *L. grillariae*: 0.24%) (Figura 26).
- ***Microfilaria***: Parasitemia global de 0.23% (*Microfilaria sp. 1*: 0,09%, *M. sp. 2*, *M. sp. 3*, *M. sp. 4* y *M. sp. 6*: 0.01%, *M. sp. 5*: 0.1%) (Figura 23).
- ***Trypanosoma***: La parasitemia global fue de 0.1% (*T. sp. 1*, *T. sp. 4* y *T. sp. 5*: 0.01%, *T. sp. 2* y *T. sp. 3*: 0.02% y *T. sp. 6*: 0.03%) (Figura 25).
- ***Hepatozoon***: La parasitemia global correspondió a 0.05% (*Hepatozoon sp. 1*: 0.02% y *Hepatozoon sp. 2*: 0.03%) (Figura 27).

## 6.5 Descripciones morfológicas

### 6.5.1 *Plasmodium*

#### *Plasmodium* morfotipo 1

Morfotipo hallado en un individuo *Anas discors*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.04%, debido a la parasitemia tan baja no se pudo llegar a la especie del hemoparásito.



**Figura 28.** *Plasmodium* morfotipo 1 de la sangre de *Anas discors*. (A-B) Gametocitos inmaduros. Bar. 10  $\mu$ m.

#### Estado taxonómico

**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a Reserva Natural Laguna de Sonso, ubicada en el departamento de Valle del Cauca, Colombia (3°51'49.1"N 76°21'25.4"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH LS1423.

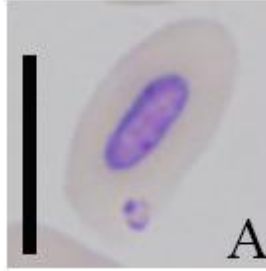
**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

#### *Plasmodium* morfotipo 2

Morfotipo hallado en un individuo *Calidris minutilla*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.01%, debido a la parasitemia tan baja no se pudo llegar a la especie del hemoparásito.

#### Descripción morfológica

**Trofozoíto:** Se observa un trofozoíto maduro en forma de anillo, con un gránulo de pigmento ubicado en la periferia del citoplasma (Figura 29A).



**Figura 29.** *Plasmodium* morfortipo 2 de la sangre de *C. minutilla*. (A) Trofozoíto. Bar. 10  $\mu$ m.

### **Estado taxonómico**

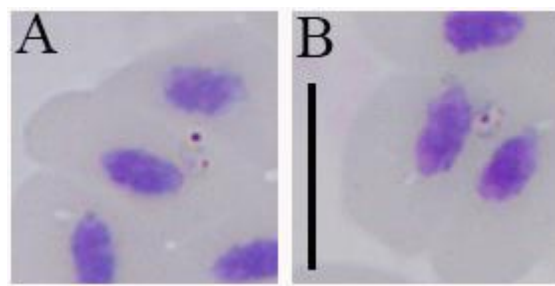
**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a Barú, ubicada en el departamento de Bolívar, Colombia (10°21'09.0"N 75°34'32.9"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH BA740.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### ***Plasmodium* morfortipo 3**

Morfotipo hallado en un individuo *Conirostrum bicolor*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.02%, debido a la parasitemia tan baja no se pudo llegar a la especie del hemoparásito.



**Figura 30.** *Plasmodium* morfortipo 3 de la sangre de *C. bicolor*. (A-B) Trofozoíto. Bar. 10  $\mu$ m.

### **Estado taxonómico**

**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a Barú, ubicada en el departamento de Bolívar, Colombia (10°21'09.0"N 75°34'32.9"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH BA738.

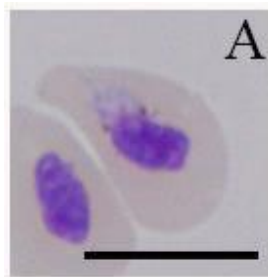
**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

#### ***Plasmodium* morfotipo 4**

Morfotipo hallado en un individuo *Quiscalus mexicanus*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.01%, debido a la parasitemia tan baja no se pudo llegar a la especie del hemoparásito.

#### **Descripción morfológica**

**Trofozoíto:** Se observa un trofozoíto maduro con forma amebode, con un gránulo de pigmento, ubicado en la periferia del citoplasma (Figura 31A).



**Figura 31.** *Plasmodium* morfotipo 4 de la sangre de *Q. mexicanus*. (A) Trofozoíto. Bar. 10  $\mu$ m.

#### **Estado taxonómico**

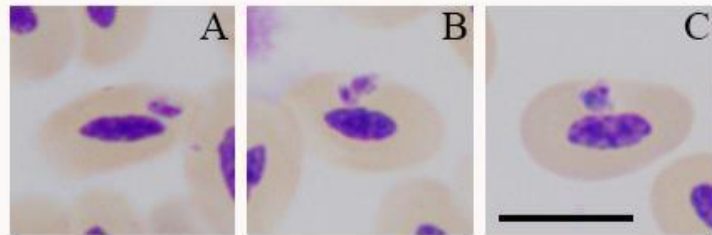
**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a Barú, ubicada en el departamento de Bolívar, Colombia (10°21'09.0"N 75°34'32.9"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH BA738.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### ***Plasmodium* morfotipo 5**

Morfotipo hallado en un individuo *Cairina moschata*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.03%, debido a la parasitemia tan baja no se pudo llegar a la especie del hemoparásito.



**Figura 32.** *Plasmodium* morfotipo 5 de la sangre de *C. moschata*. (A, C) Trofozoíto, (B) Merozoitos. Bar. 10  $\mu$ m.

### **Estado taxonómico**

**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a San Gil, ubicada en el departamento de Santander, Colombia (6°33'46.7"N 73°08'01.8"W).

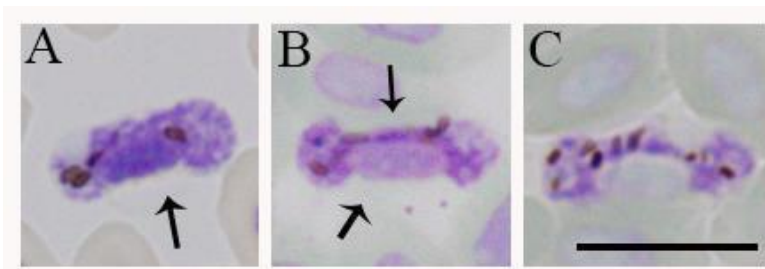
**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH SG08.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### **6.5.2 *Haemoproteus***

#### ***Haemoproteus* morfotipo 1:**

Morfotipo hallado en un individuo *Orochelidon murina*, donde se evidenció la infección solamente en eritrocitos maduros, no se observaron cambios visibles en la célula hospedera, la parasitemia fue de 0.02%, la gametocitemia fue en su totalidad macrogametos, la parasitemia es sugestiva de una infección en fase crónica.



**Figura 33.** *Haemoproteus* morfotipo 1 de la sangre de *O. murina*. (A-C) Macrogametocitos. Bar 10  $\mu$ m.

**Tabla 7.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus)* morfotipo 1 de la sangre de *Orochelidon murina*.

Característica	<i>H. (Parahaemoproteus) sp. 1</i> (Macías, 2020)
<b>Eritrocito sin infección</b>	N=7
Longitud	10.9-12.8 (11.9 $\pm$ 0.7)
Ancho	5.8-6.1 (6.0 $\pm$ 0.1)
Área	51.9-60.4 (57.1 $\pm$ 3.0)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>	N=7
Largo	4.8-5.6 (5.2 $\pm$ 0.3)
Ancho	2.1-2.5 (2.3 $\pm$ 0.1)
Área	9.5-12.4 (10.9 $\pm$ 1.1)
<b>Macrogametocitos</b>	N=3
Eritrocito infectado	
Largo	11.3-12.2 (11.8 $\pm$ 0.4)
Ancho	4.2-5.9 (4.8 $\pm$ 0.9)
Área	44.1-55.6 (48.2 $\pm$ 6.4)
<b>Núcleo del eritrocito infectado</b>	N=3
Largo	4.2-5.7 (5.1 $\pm$ 0.8)
Ancho	1.1-2.6 (1.9 $\pm$ 0.7)
Área	3.6-10.8 (8.4 $\pm$ 4.1)
<b>Gametocito</b>	N=3
Largo	12.5-13.4 (12.9 $\pm$ 0.4)
Ancho	0.6-1.7 (1.3 $\pm$ 0.6)
Área	22.8-32.3 (28.2 $\pm$ 4.8)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=3
Largo	1.8-2.3 (2.0 $\pm$ 0.2)
Ancho	1.3-1.6 (1.5 $\pm$ 0.1)
Área	2.5-3.6 (3.1 $\pm$ 0.5)
No. De gránulos de	5-8 (6 $\pm$ 1.7)

pigmento

NDR 0.3-0.7 (0.6 ± 0.2)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Distribución del parásito:** La localidad en la que se encontró esta infección corresponde a Parque Nacional Natural Chingaza, ubicado en el departamento de Cundinamarca, Colombia (4°37'36.0"N 73°43'36.4"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH CHII066.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### *Haemoproteus (Parahaemoproteus) balearicae* Price, 1973

Especie hallada en un individuo *Porphyrio martinica*, donde se evidenció la infección solamente en eritrocitos maduros, no se observaron cambios visibles en la célula hospedera, la parasitemia correspondió a 0.03% de macrogametocitos.

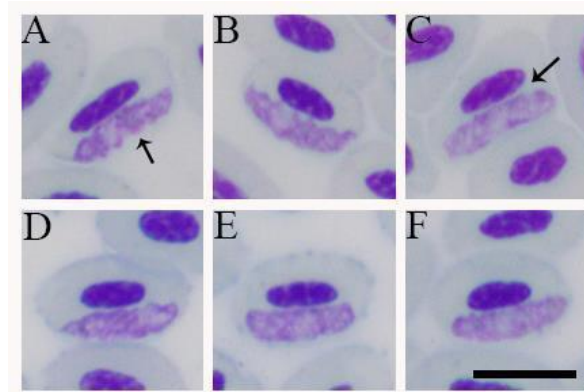
### Descripción morfológica<sup>54,94,95</sup>

**Gametocitos inmaduros:** Las formas más tempranas se pueden ver en cualquier parte de los eritrocitos infectados, pero con mayor frecuencia toman una posición polar o subpolar en las células hospederas; los gametocitos, que son de posición polar, son con frecuencia similares a las comas con un crecimiento prominente de ameboides; Los gametocitos en forma de U, que toman una posición polar en los eritrocitos, son comunes; A medida que se desarrolla el parásito, la mayoría de los gametocitos se extienden longitudinalmente a lo largo del núcleo de los eritrocitos y toman una posición lateral al núcleo de los eritrocitos.

**Macrogametocitos** (Figura 34A-F): El citoplasma es de apariencia heterogénea, a veces contiene algunas pequeñas vacuolas claras; los gametocitos crecen a lo largo del núcleo de los eritrocitos; solo encierran insignificadamente (si es que lo hacen) el núcleo con sus extremos y no lo desplazan lateralmente; los gametocitos completamente desarrollados generalmente están estrechamente comprimidos tanto en el núcleo como en la envoltura de los eritrocitos, pero las formas de



crecimiento pueden ubicarse libres en el citoplasma, no tocan el núcleo y la envoltura de los eritrocitos (Figura 34C); entre los gametocitos en crecimiento, las formas que tocan la envoltura de los eritrocitos pero no tocan el núcleo de los eritrocitos, son dominantes; el contorno suele ser altamente ameboide u ondulado (Figura 34A), pero algunos gametocitos completamente desarrollados pierden su contorno ameboide y se vuelve uniforme; el núcleo del parásito es compacto, relativamente pequeño para los hemosporidios de las aves, variable tanto en forma como en posición, pero se observa con mayor frecuencia en una posición mediana o submedia; Los gránulos de pigmento son redondeados u ovalados, de tamaño medio (0.5 a 1.0  $\mu\text{m}$ ), generalmente dispersos aleatoriamente por todo el citoplasma.



**Figura 34.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) balearicae* de la sangre de *Porphyrio martinica*. (A-F) Macrogametocitos. Bar. 10  $\mu\text{m}$ .

**Tabla 8.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) balearicae* de la sangre de *Porphyrio martinica*. Comparación entre la especie descrita por Price, 1973 y Macías, 2020.

Característica	<i>H. balearicae</i> (Price, 1973, <i>H. balearicae</i> (Macías, Bennett <i>et al</i> , 1975) <sup>95</sup> 2020)	
	N=40	N=10
<b>Eritrocito sin infección</b>		
Longitud	(15.3 $\pm$ 1.0)	12.4-14.7 (13.3 $\pm$ 0.7)
Ancho	(7.0 $\pm$ 0.5)	7.1-8.4 (7.8 $\pm$ 0.4)
Área	-----	68.7-93.7 (84.4 $\pm$ 7.4)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>		N=10
Largo	(7.5 $\pm$ 0.6)	5.2-6.5 (5.9 $\pm$ 0.4)
Ancho	(2.8 $\pm$ 0.3)	2.2-2.9 (2.5 $\pm$ 0.2)
Área	-----	10.7-13.9 (12.4 $\pm$ 1.0)

<b>Macrogametocitos</b>	N=40	N=5
Eritrocito infectado		
Largo	(15.4 ± 1.0)	12.1-13.9 (13.3 ± 0.7)
Ancho	(7.0 ± 0.7)	7.1-7.7 (7.5 ± 0.2)
Área	-----	71.1-84.7 (80.0 ± 5.4)
Núcleo del eritrocito infectado	N=40	N=5
Largo	(7.3 ± 0.6)	5.6-7.3 (6.3 ± 0.7)
Ancho	(2.5 ± 0.2)	1.7-2.2 (2.0 ± 0.2)
Área	-----	10.2-11.9 (11.1 ± 0.7)
<b>Gametocito</b>		N=6
Largo	(12.0 ± 1.3)	10.2-11.8 (10.9 ± 0.6)
Ancho	2.0-4.0	2.2-2.6 (2.4 ± 0.1)
Área	-----	20.4-24.5 (22.5 ± 1.3)
Núcleo del gametocito	N=40	N=6
Largo	2.0-3.0	1.5-2.5 (2.0 ± 0.4)
Ancho	1.0-2.0	1.9-2.8 (2.3 ± 0.3)
Área	-----	3.5-6.1 (4.3 ± 0.9)
NDR	0.9	0.77-0.87 (0.82 ± 0.03)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Balearica pavonina* (L.) Gruiformes. (Peirce, 1973)

**Distribución del parásito:** Registrado en *B. regulorum* y *B. carunculatus* las cuales eran aves importadas de África, cabe resaltar que hasta la fecha su investigación ha sido insuficiente. Este parásito se ha registrado principalmente en aves importadas en Europa y América del Norte hasta ahora. La transmisión se lleva a cabo en la región zoogeográfica etíope. La nueva localidad es Campus de la Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, ubicada en el departamento de Cundinamarca, Colombia (4°38'23.0"N 74°05'00.0"W).

**Hospederos adicionales:** *Balearica regulorum*, *Buggeranus carunculatus* (Gruiformes). *Porphyrio martinica* (Gruiformes), (Macías, 2020).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH UN413.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

***Haemoproteus (Parahaemoproteus) contortus*** Bennett, 1979.

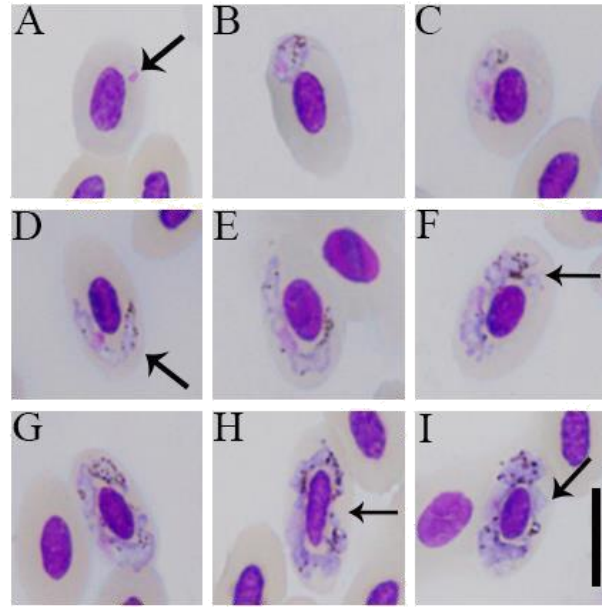
Especie hallada infectado un individuo *Numenius phaeopus*. La parasitemia fue de 0.1%, distribuido de la siguiente manera; Microgametocitos: 0.01% y gametocitos inmaduros: 0.09%. En los campos donde se realizó la parasitemia no se observaron macrogametocitos.

**Descripción morfológica**<sup>54,96</sup>

**Gametocitos inmaduros:** Los parásitos más pequeños observados generalmente inician el desarrollo lateral al núcleo de la célula hospedera (Figura 35A-F). A medida que los parásitos maduran, rodean el núcleo de la célula hospedera.

**Macrogametocitos** (Figura 35H-I): El parásito rodea el núcleo de la célula huésped, generalmente de forma muy retorcida o moderadamente retorcida, el margen del parásito generalmente puede ser ameboide; su citoplasma es finamente granular, se tiñe de azul profundo con Giemsa; los gránulos de pigmento son pequeños, dispersos al azar en todo el citoplasma, entre 24 a 32 gránulos por parásito; el núcleo del parásito es mediano, ovoide y abarca con frecuencia todo el ancho del parásito; el núcleo de eritrocitos no logra ser notablemente desplazado, NDR = 0.9.

**Microgametocito** (Figura 35G): Su citoplasma es finamente granular, teñido de azul muy pálido con Giemsa; núcleo grande; sus otros parámetros morfométricos similares a los del macrogametocito.



**Figura 35.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) contortus* de la sangre de *N. phaeopus*. (A) Gametocito inmaduro temprano, (B-F) Gametocitos inmaduros, (G) Microgametocito (H-I) Macrogametocitos. Bar 10  $\mu$ m.

**Tabla 9.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) contortus* de la sangre de *Numenius phaeopus*. Comparación entre la especie descrita por Bennett, 1979 y Macías, 2020.

Característica	<i>H. contortus</i> (Bennett, 1979)	<i>H. contortus</i> (Macías, 2020)
<b>Eritrocito sin infección</b>	N=10	N=27
Longitud	(13.0 $\pm$ 0.5)	11.1-14.3 (13.2 $\pm$ 0.8)
Ancho	(7.3 $\pm$ 0.7)	6.7-9.3 (7.3 $\pm$ 0.5)
Área	(66.7 $\pm$ 5.7)	60.3-100.7 (79.8 $\pm$ 8.2)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>	N=10	N=27
Largo	(6.1 $\pm$ 0.6)	5.2-6.8 (6.0 $\pm$ 0.4)
Ancho	(2.1 $\pm$ 0.2)	2.5-3.9 (2.9 $\pm$ 0.2)
Área	(10.2 $\pm$ 1.0)	12.6-18.4 (14.9 $\pm$ 1.6)
<b>Macrogametocitos</b>	N=30	N=8
Eritrocito infectado		
Largo	(14.5 $\pm$ 1.0)	13.0-17.2 (14.9 $\pm$ 1.2)
Ancho	(7.6 $\pm$ 0.5)	6.8-9.5 (7.7 $\pm$ 0.8)
Área	(73.8 $\pm$ 7.4)	79.6-106.3 (94.5 $\pm$ 8.9)

Núcleo del eritrocito infectado	N=30	N=8
Largo	(5.7 ± 0.6)	4.8-7.5 (5.9 ± 0.8)
Ancho	(2 ± 0.2)	1.9-3.3 (2.8 ± 0.3)
Área	(8.4 ± 1.4)	11.2-15.8 (13.2 ± 1.5)
<b>Gametocito</b>	N=30	N=8
Largo	(25.2 ± 4.3)	17.0-26.0 (23.0 ± 2.6)
Ancho	(2.3 ± 0.4)	1.5-2.5 (1.8 ± 0.2)
Área	(45.3 ± 5.2)	33.8-46.5 (41.5 ± 4.0)
Núcleo del gametocito	N=30	N=8
Largo	(3.6 ± 0.5)	1.4-4.3 (3.2 ± 1.1)
Ancho	(2.0 ± 0.4)	0.8-3.5 (1.7 ± 0.8)
Área	(4.9 ± 1.1)	1.5-8.6 (5.5 ± 2.4)
No. De gránulos de pigmento	(24.1 ± 2.9)	24-40 (32 ± 5.2)
NDR	0.9	0.8-1.0 (0.9 ± 0.06)
<b>Microgametocitos</b>		
Eritrocito infectado	N=10	N=5
Largo	(13.9 ± 1.3)	13.9-15.2 (14.7 ± 0.6)
Ancho	(7.7 ± 0.8)	7.0-8.7 (7.7 ± 0.7)
Área	(72.8 ± 10.8)	88.0-106.2 (96.0 ± 7.1)
Núcleo del eritrocito infectado	N=10	N=8
Largo	(5.9 ± 0.5)	5.6-6.5 (6.0 ± 0.3)
Ancho	(2.0 ± 0.3)	2.7-3.9 (3.3 ± 0.6)
Área	(0.05 ± 1.6)	12.3-20.5 (15.6 ± 3.5)
<b>Gametocito</b>	N=10	N=8
Largo	(24.3 ± 2.2)	19.2-24.0 (21.4 ± 2.1)
Ancho	(2.4 ± 0.4)	1.8-1.9 (1.8 ± 0.05)
Área	(49.8 ± 9.4)	30.8-44.4 (36.8 ± 5.4)
Núcleo del gametocito	N=10	N=8
Largo	(6.5 ± 1.0)	4.4-7.5 (6.3 ± 1.1)
Ancho	(2.2 ± 0.2)	0.8-2.1 (1.6 ± 0.4)

Área	(10.3 ± 1.9)	6.7-13.5 (10.1 ± 2.4)
No. De gránulos de pigmento	(25 ± 4)	25-36 (30.6 ± 5.2)
NDR	0.98	0.8-0.9 (0.8 ± 0.06)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Numenius phaeopus* (L.) Charadriiformes. (Bennett, 1979).

**Distribución:** Registrado en Batangas, Islas Filipinas (13°50'00"N 121°00'00"E). Por primera vez se registra fuera del continente asiático, la nueva localidad es Punta Soldado ubicada en el departamento de Valle del Cauca, Colombia (3°45'48.1"N 77°10'08.0"W).

**Hospederos adicionales:** *Actitis hypoleucos*, *Gallinago megala*, *Tringa glareola*, *Xenus cinereus* (Charadriiformes).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH LS1509.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

***Haemoproteus (Parahaemoproteus) gabaldoni*** Bennett, 1993.

Especie hallada infectado un individuo *Cairina moschata*, se logró observar que algunos estadios maduros lograban desplazar ligeramente el núcleo de la célula hospedera de manera lateral. La parasitemia fue del 0.12%, distribuidos de la siguiente manera; Macrogametocitos: 0.05%, microgametocitos: 0.05% y gametocitos inmaduros: 0.02%.

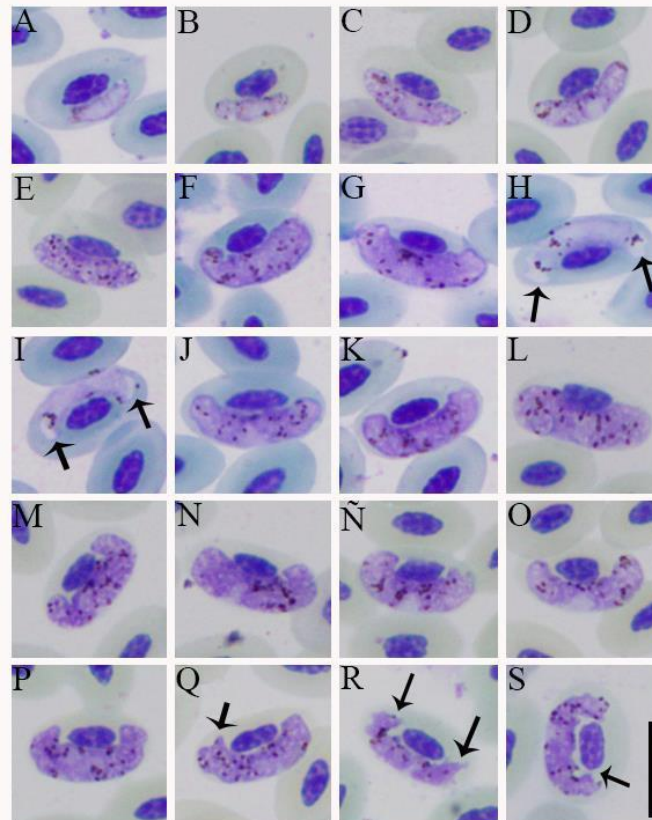
## Descripción morfológica<sup>97</sup>:

**Gametocitos inmaduros:** Se observa que las formas más jóvenes inician el desarrollo en posición lateral (Figura 36A-D) o polar en el eritrocito del huésped y crecen alrededor de ambos polos para formar parásitos halteridiales; contorno extremadamente ameboide (Figura 36C-D).

**Macrogametocitos:** (Figura 36F, G, J-S). Parásitos halteridiales, que ocupan el 65% del complejo eritrocito-parásito del huésped, a veces causando hipertrofia del 5 al 10% en el área y desplazando

lateralmente el núcleo de los eritrocitos hacia los márgenes (NDR = 0.5); citoplasma granular, a menudo vacuolado, que se tiñe de azul a azul profundo con tinción de Giemsa; contornos altamente ameboides (Figura 36Ñ-S); gránulos de pigmento grandes, con un promedio de 17 por parásito, dispuestos al azar en todo el sitio, o más raramente, agrupados en los polos; numerosos gránulos de volutina, presentes en cada parásito con 20-50 por parásito, dispersados aleatoriamente en todo el citoplasma o, más frecuentemente, agrupados en cada polo; núcleo del parásito redondo a ovoide, en posición medial, ocupando el 10% del área del parásito.

**Microgametocitos:** Muy similar al macrogametocito en todas las dimensiones (cada dimensión se encuentra dentro de  $\pm 1$  desviación estándar), con la excepción de las dimensiones del núcleo del parásito que (como es la regla en los parásitos del grupo apicomplexa) es mucho más grande. Los gránulos de volutina en microgametocitos normalmente se agrupan en cada polo (Figura 36H-I).



**Figura 36.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) gabaldoni* de la sangre de *Cairina moschata*. (A-E) Gametocitos inmaduros, (F, G, J-S) Macrogametocitos, (H-I) Microgametocitos. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 10. Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) gabaldoni* de la sangre de *Cairina moschata*. Comparación con *H. greineri*, *H. nettionis* y la descripción original de *H. gabaldoni*.**

Característica	<i>H. greineri</i> (Bennett et al, 1984)	<i>H. nettionis</i> (Bennett et al, 1984)	<i>H. gabaldoni</i> (Bennett, 1993)	<i>H. gabaldoni</i> (Macías, 2020)
<b>Eritrocito sin infección</b>	N=85	N=60	N=30	N=30
Longitud	12.8 (1.0)	12.3 (0.8)	13.1 (1.3)	12.4-13.9 (13.1 ± 0.4)
Ancho	7.0 (0.5)	6.5 (0.9)	7.4 (0.4)	7.0-8.4 (7.7 ± 0.3)
Área	71.9 (8.6)	77.1 (7.9) <sup>1</sup>	77.0 (7.4)	76.3-94.6 (83.2 ± 4.3)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>	N=85	N=60	N=30	N=30
Largo	5.5 (0.5)	6.0 (0.6)	5.8 (0.6)	4.3-6.6 (5.6 ± 0.4)
Ancho	2.2 (0.3)	2.4 (0.3)	2.1 (0.2)	2.1-2.9 (2.5 ± 0.2)
Área	10.0 (1.9)	10.7 (1.8) <sup>1</sup>	9.9 (1.6)	9.6-15.0 (11.9 ± 1.2)
<b>Macrogametocitos</b>	N=85	N=60	N=30	N=25
<b>Eritrocito infectado</b>				
Largo	14.1 (1.8)	13.2 (0.8)	14.1 (1.8)	12.8-15.9 (14.4 ± 0.7)
Ancho	7.6 (0.5)	7.4 (0.7)	7.6 (0.5)	3.3-9.1 (7.9 ± 1.1)
Área	86.4 (10.2)	94.9 (9.5) <sup>1</sup>	84.9 (10.1)	49.9-111.3 (92.9 ± 11.8)
<b>Núcleo del eritrocito infectado</b>	N=85	N=60	N=30	N=25
Largo	5.2 (0.6)	4.9 (0.7)	5.5 (0.7)	4.4-6.7 (5.1 ± 0.5)
Ancho	2.2 (0.3)	2.2 (0.3)	2.2 (0.2)	2.0-2.8 (2.4 ± 0.2)
Área	8.5 (0.9)	10.7 (1.9) <sup>1</sup>	9.9 (1.2)	8.1-12.5 (10.2 ± 0.9)
<b>Gametocito</b>	N=85	N=60	N=30	N=25
Largo	24.3 (2.2)	16.8 (1.5)	16.4 (1.6)	13.0-17.6 (15.7 ± 1.0)
Ancho	3.6 (0.9)	3.8 (0.9)	3.8 (0.5)	2.8-4.5 (3.6 ± 0.3)
Área	77.9 (9.8)	73.4 (8.7) <sup>1</sup>	55.2 (7.2)	35.0-68.1 (53.6 ± 7.4)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=85	N=60	N=30	N=25
Largo	3.7 (0.6)	2.0 (0.3)	3.3 (0.5)	1.2-4.0 (2.4 ± 0.6)
Ancho	22.4 (0.4)	1.8 (0.3)	2.3 (0.3)	1.1-3.3 (2.4 ± 0.6)
Área	7.1 (1.6)	9.5 (2.9) <sup>1</sup>	5.7 (1.4)	2.2-11.5 (5.9 ± 2.5)
No. De gránulos de pigmento	37.5 (3.1)	23.2 (5.3)	17.7 (1.9)	12-17 (13.6 ± 1.1)
NDR	0.74 (0.2)	0.46	0.5 (0.2)	0.6-0.8 (0.7 ± 0.1)



<b>Microgametocitos</b>	---	---	---	N=3
Eritrocito infectado	---	---	---	
Largo	---	---	---	14.4-15.6 (15.0 ± 0.5)
Ancho	---	---	---	7.9-8.8 (8.2 ± 0.4)
Área	---	---	---	96.5-105.6 (101.5 ± 4.5)
Núcleo del eritrocito infectado	---	---	---	N= 3
Largo	---	---	---	5.3-6.0 (5.6 ± 0.3)
Ancho	---	---	---	1.9-2.5 (2.2 ± 0.3)
Área	---	---	---	9.7-11.3 (10.6 ± 0.8)
<b>Gametocito</b>	---	---	---	N=3
Largo	---	---	---	14.3-16.6 (15.4 ± 1.1)
Ancho	---	---	---	2.7-3.8 (3.2 ± 0.5)
Área	---	---	---	34.7-52.6 (45.6 ± 9.5)
Núcleo del gametocito	---	---	---	N=3
Largo	---	---	---	8.9-10.1 (9.4 ± 0.6)
Ancho	---	---	---	1.8-2.8 (2.1 ± 0.5)
Área	---	---	---	18.8-30.9 (23.2 ± 6.6)
No. De gránulos de pigmento	---	---	---	13-15 (14 ± 1)
NDR	---	---	---	0.5-0.9 (0.7 ± 0.2)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

<sup>1</sup>Los valores para el área presentados por Williams y Bennett (1980) fueron inadvertidamente, en un error de conversión, citados como aproximadamente la mitad de los valores verdaderos. Las cifras anteriores (N = 40) se derivan de nuevas mediciones en tres de los FSP utilizados en la descripción original (incluido el tipo de host de la localidad de tipo).

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Cairina moschata* (L.) Anseriformes (Bennett, 1993)

**Distribución del parásito:** Registrado en Mantecal, Apure, Venezuela (7°34'05"N 69°08'45"O).

La nueva localidad es Mesa de Cura, Medina, ubicada en el departamento de Cundinamarca, Colombia (4°32'16.1"N 73°21'40.7"W).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH ME060.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

***Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae*** Bennett, 1979.

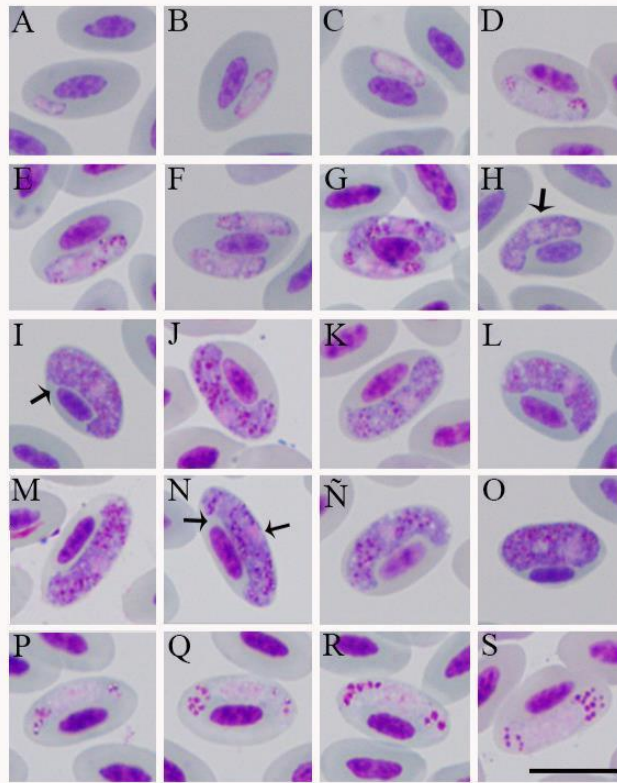
Especie hallada infectando un individuo *Porphyrio martinica*, donde se evidenció el desplazamiento del núcleo de la célula hospedera por parte de aproximadamente el 75% de los gametocitos maduros. La parasitemia fue del 0.97%, distribuida en macrogametocitos: 0.45%, microgametocitos: 0.37% y gametocitos inmaduros: 0.15%.

**Descripción morfológica**<sup>54,98</sup>

**Gametocitos inmaduros** (Figura 37A-H): Las formas más tempranas se pueden ver en cualquier parte de los eritrocitos infectados; A medida que se desarrolla el parásito, los gametocitos se extienden a lo largo del núcleo de la célula hospedera; con frecuencia se ubican asimétricamente al núcleo; el contorno es generalmente parejo.

**Macrogametocitos** (Figura 37I-O): El citoplasma es de apariencia granular; los gametocitos crecen alrededor del núcleo de los eritrocitos infectados, encierran ligeramente el núcleo con sus extremos, desplazan el núcleo lateralmente pero no lo rodean por completo; los gametocitos en crecimiento con frecuencia toman una posición asimétrica en el núcleo de los eritrocitos (Figura 37H) y con frecuencia no tocan el núcleo, formando un espacio vacío más o menos evidente (forma de "hendidura") entre el gametocito y el núcleo de los eritrocitos (Figura 37I,N); sin embargo, también están presentes los gametocitos en crecimiento, que tocan tanto el núcleo como la envoltura de los eritrocitos (Figura 37N); están presentes gametocitos de crecimiento medio, que no tocan el núcleo de los eritrocitos; los gametocitos completamente crecidos están estrechamente comprimidos tanto en el núcleo como en la envoltura de los eritrocitos (Figura 37N), y llenan los eritrocitos hasta sus polos; el contorno suele ser uniforme; el núcleo del parásito es compacto, generalmente redondeado u ovalado, mediano o submedio en posición; Los gránulos de pigmento son redondeados u ovalados, de tamaño medio (0.5 a 1.0  $\mu\text{m}$ ), dispersos aleatoriamente por todo el citoplasma.

**Microgametocitos** (Figura 37P-S): La configuración general y otras características son las de macrogametocitos con los caracteres dimórficos sexuales habituales.



**Figura 37.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae* de la sangre de *Porphyrrio martinica*. (A-H) Gametocitos inmaduros, (I-O) Macrogametocitos, (P-S) Microgametocito. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 11.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae* de la sangre de *Porphyrrio martinica*. Comparación con *H. antigonis* y la descripción original de *H. gallinulae*.

Característica	<i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) antigonis</i> (Mello, 1935)	<i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae</i> (Mello, 1935)	<i>Haemoproteus (Parahaemoproteus) gallinulae</i> (Macías, 2020)
<b>Eritrocito sin infección</b>	N=50	N=40	N=30
Longitud	(13.7 $\pm$ 1.0)	(12.5 $\pm$ 0.8)	11.0-13.6 (12.3 $\pm$ 0.4)
Ancho	(7.5 $\pm$ 0.5)	(7.7 $\pm$ 0.6)	6.1-7.1 (6.5 $\pm$ 0.2)
Área	---	---	59.8-73.5 (65.0 $\pm$ 3.36)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>			
Largo	(6.1 $\pm$ 0.6)	(5.6 $\pm$ 0.6)	4.9-6.3 (5.6 $\pm$ 0.3)
Ancho	(2.8 $\pm$ 0.3)	(2.4 $\pm$ 0.3)	1.8-2.5 (2.2 $\pm$ 0.1)

Área	---	---	8.5-12.7 (10.4 ± 1.0)
<b>Macrogametocitos</b>	N=50	N=41	N=30
Eritrocito infectado			
Largo	(13.6 ± 1.2)	(13.0 ± 0.8)	9.7-15.5 (13.0 ± 1.4)
Ancho	(8.5 ± 1.1)	(8.1 ± 0.5)	6.4-8.9 (7.5 ± 0.6)
Área	---	---	63.3-87.8 (78.8 ± 6.8)
Núcleo del eritrocito infectado			
Largo	(5.9 ± 0.8)	(5.0 ± 0.8)	4.8-6.7 (5.8 ± 0.4)
Ancho	(2.4 ± 0.4)	(2.4 ± 0.3)	1.6-2.5 (2.2 ± 0.2)
Área	---	---	7.5-13.2 (11.0 ± 1.2)
<b>Gametocito</b>			
Largo	(13.0 ± 1.2)	---	11.3-15.5 (13.7 ± 1.2)
Ancho	(4.8 ± 1.1)	---	3.0-5.4 (3.6 ± 0.5)
Área	---	---	32.4-54.3 (42.9 ± 5.7)
Núcleo del gametocito			
Largo	(3.6 ± 0.9)	(3.1 ± 0.5)	1.2-3.8 (2.3 ± 0.6)
Ancho	(3.4 ± 1.1)	(2.2 ± 0.4)	1.7-3.2 (2.4 ± 0.4)
Área	---	---	2.8-9.1 (4.8 ± 1.7)
No. De gránulos de pigmento	(19.3 ± 4.0)	(32.3 ± 3.5)	20-39 (28.1 ± 4.4)
NDR	(0.4)	(0.7)	0.1-1.5 (0.5 ± 0.3)
<b>Microgametocitos</b>	---	N=18	N=25
Eritrocito infectado			
Largo	---	(12.5 ± 0.8)	10.8-15.1 (13.2 ± 1.0)
Ancho	---	(8.5 ± 0.5)	6.0-8.8 (7.2 ± 0.6)
Área	---	---	60.7-91.2 (76.6 ± 8.6)
Núcleo del eritrocito infectado			
Largo	---	(5.2 ± 0.5)	5.2-8.0 (6.0 ± 0.6)
Ancho	---	(2.3 ± 0.6)	1.9-2.7 (2.2 ± 0.1)
Área	---	---	9.4-15.2 (11.5 ± 1.5)
<b>Gametocito</b>			

Largo	---	(19.7 ± 2.3)	11.4-14.8 (13.0 ± 0.8)
Ancho	---	(3.7 ± 0.5)	2.4-3.6 (3.0 ± 0.2)
Área	---	---	26.0-46.2 (37.3 ± 5.1)
Núcleo del gametocito	---		
Largo	---	(4.7 ± 1.0)	4.8-13.2 (7.8 ± 1.8)
Ancho	---	(2.5 ± 0.4)	1.6-3.1 (2.3 ± 0.3)
Área	---	---	7.6-26.3 (16.8 ± 4.6)
No. De gránulos de pigmento	---	(32.3 ± 3.2)	8-20 (12.6 ± 3.35)
NDR	---	(0.7)	0.3-1.7 (0.6 ± 0.4)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Gallinula chloropus* (L.) Gruiformes. (Mello, 1935)

**Distribución:** Las regiones zoogeográficas del holártico, etíope y el oriente. Registrado por primera vez para América en el Campus de la Universidad Nacional de Colombia, ubicada en el departamento de Cundinamarca, Colombia (4°38'23.0"N 74°05'00.0"W).

**Hospederos adicionales:** *Amaurornis flavirostris*, *Porphyrio porphyrio*, *Rallina fasciata*, *Amaurornis phoenicurus*, *Porzana fusca*, *Rallus aquaticus*, *Fulica americana*, *Rallina eurizonoides*.

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código UN599.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### *Haemoproteus (Parahaemoproteus) macrovacuolatus* n. sp. ©

Especie hallada infectado 14 individuos *Dendrocygna autumnalis*, se logró observar que algunos estadios maduros lograban desplazar ligeramente el núcleo de la célula hospedera de manera lateral. La parasitemia mínima fue de 0.02% y la máxima de 0.22%.

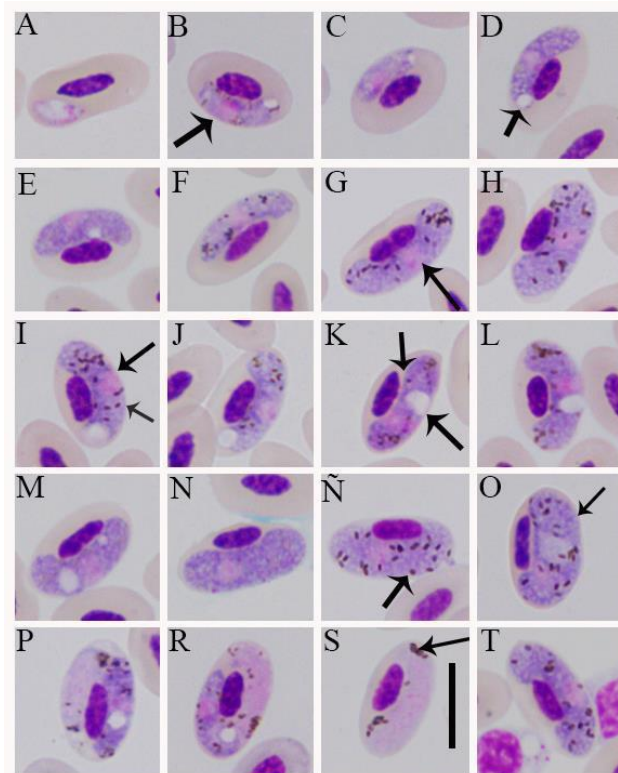
### Descripción morfológica<sup>91</sup>

**Gametocitos inmaduros** (Figura 38A-F): Las formas más tempranas se ven con frecuencia en una posición polar o subpolar en los eritrocitos infectados; a menudo asumen una forma de coma (Figura 38A-F). A medida que se desarrolla el parásito, el gametocito se extiende longitudinalmente a lo largo del núcleo de los eritrocitos, a menudo sin tocar el núcleo y, a veces, también la envoltura, por lo que generalmente hay un espacio vacío más o menos evidente entre el parásito y el núcleo o envoltura de los eritrocitos, o a veces entre ambas estructuras (Figura 38B). El contorno es uniforme (Figura 38B) o ligeramente ondulado (Figura 38D). El citoplasma está vacuolado y contiene gránulos de volutina (Figura 38D). Una o varias vacuolas prominentes presentes en muchos gametocitos en crecimiento, un rasgo característico del desarrollo de esta especie (Figura 38B-D). Tales vacuolas grandes eran visibles aproximadamente en el 57% de todos los gametocitos jóvenes. El tamaño de las vacuolas aumenta notablemente a medida que crecen los gametocitos (Figura 38D, K). Los gametocitos avanzados desplazan ligeramente los núcleos de los eritrocitos infectados lateralmente (Figura 38F).

**Macrogametocitos** (Figura 38G-O, T): El citoplasma de apariencia heterogénea contiene vacuolas de un tamaño marcadamente diferente. Una o varias vacuolas enormes (a menudo  $>2.5 \mu\text{m}$  de diámetro mayor) están presentes en muchos gametocitos, un rasgo característico del desarrollo de esta especie. Tales vacuolas enormes eran visibles aproximadamente en el 42% de todos los gametocitos maduros. En algunos gametocitos, solo se observaron numerosas pequeñas vacuolas (Figura 38O). Los gránulos de volutina son numerosos, generalmente de forma ovalada o redondeada, y de color azul oscuro (Figura 38Ñ). Debido a la presencia de volutina prominente, los parásitos se tiñen de azul oscuro. Los gametocitos crecen alrededor de los núcleos de los eritrocitos, pero no los rodean por completo; encierran los núcleos con sus extremos, llenando los eritrocitos hasta sus polos. Numerosos gametocitos en crecimiento no tocan el núcleo de los eritrocitos (Figura 38K), y algunos parásitos no tocan la envoltura de los eritrocitos (Figura 38O), pero las formas completamente desarrolladas están estrechamente comprimidas tanto en los núcleos como en la envoltura de los eritrocitos (Figura 38Ñ). El contorno es uniforme (Figura 38O, S) o ligeramente ondulado (Figura 38G, J, M). El núcleo del parásito es compacto, de forma variable, generalmente de posición mediana (Figura 38G, I). Los gránulos de pigmento son de color marrón oscuro, redondeados u ovalados, de tamaño mediano ( $0.5\text{--}1.0 \mu\text{m}$ ), dispersos aleatoriamente por todo el citoplasma (Figura 38I, Ñ) y pueden agruparse (Figura 38S). Los gametocitos completamente desarrollados ocupan casi todo el espacio citoplasmático disponible

en los eritrocitos infectados y desplazan notablemente los núcleos de la célula huésped lateralmente, a veces hasta la envoltura de los eritrocitos (Figura 38Ñ-O). Los eritrocitos infectados en comparación con los no infectados se hipertrofian en longitud y anchura (Tabla 12).

**Microgametocitos** (Figura 38S): La configuración general es la de los macrogametocitos con los caracteres habitualmente dimorfos sexualmente hemosporídicos. El núcleo del parásito es extremadamente difuso, con límites poco claros. Los gránulos de pigmento a menudo se agrupan y pueden agregarse en masas sólidas en gametocitos completamente desarrollados. El citoplasma está menos vacuolado y posee menos gránulos de volutina que en los macrogametocitos. Se observaron vacuolas grandes en algunos microgametocitos y no fueron tan evidentes como en macrogametocitos.



**Figura 38.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) macrovacuolatus* de la sangre de *Dendrocygna autumnalis*. (A-F) Gametocitos inmaduros, (G-O, T) Macrogametocitos, (P-R) Macrogametocito y microgametocito invadiendo un eritrocito, (S) Microgametocito. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 12.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) macrovacuolatus* n. sp. de la sangre de *Dendrocygna autumnalis*.

Característica	Medidas (Macías, 2020)
----------------	------------------------

**Eritrocito sin infección**

N=30

Longitud	11.9-13.9 (12.6 ± 0.5)
Ancho	6.6-7.9 (7.2 ± 0.3)
Área	64.1-88.4 (74.75 ± 5.3)

**Núcleo del eritrocito sin infección**

N=30

Largo	5.2-6.9 (6.0 ± 0.3)
Ancho	1.8-2.8 (2.1 ± 0.2)
Área	9.1-13.0 (11.0 ± 0.9)

**Macrogametocitos****Microgametocitos**

Eritrocito infectado	N=30	Eritrocito infectado	N=8
Largo	12.3-16.6 (14.3 ± 0.9)	Largo	14.0-14.9 (14.4 ± 0.3)
Ancho	6.1-8.6 (7.9 ± 0.5)	Ancho	7.1-7.9 (7.5 ± 0.2)
Área	67.7-107.9 (91.0 ± 8.3)	Área	84.5-94.4 (89.6 ± 3.7)
Núcleo del eritrocito infectado	N=30	Núcleo del eritrocito infectado	N= 8
Largo	4.6-7.0 (5.7 ± 0.6)	Largo	4.7-6.6 (5.9 ± 0.5)
Ancho	1.5-2.6 (2.2 ± 0.2)	Ancho	1.7-2.4 (2.1 ± 0.2)
Área	8.2-15.3 (10.8 ± 1.7)	Área	9.3-12.9 (10.6 ± 1.3)
Gametocito	N=27	Gametocito	N=8
Largo	12.2-17.7 (15.0 ± 1.27)	Largo	13.5-15.4 (14.4 ± 0.7)
Ancho	2.7-5.2 (3.6 ± 0.4)	Ancho	3.1-4.0 (3.5 ± 0.3)
Área	34.5-88.4 (54.2 ± 9.8)	Área	30.8-60.5 (47.5 ± 8.7)
Núcleo del gametocito	N=30	Núcleo del gametocito	N=8
Largo	1.3-4.0 (2.6 ± 0.5)	Largo	6.0-13.3 (10.1 ± 2.6)
Ancho	1.6-4.6 (2.8 ± 0.6)	Ancho	2.5-3.8 (3.3 ± 0.3)
Área	4.21-11.7 (7.14 ± 1.7)	Área	19.0-46.0 (30.2 ± 7.67)
No. De gránulos de pigmento	18-25 (21.2 ± 1.8)	No. De gránulos de pigmento	15-22 (19.1 ± 2.5)
NDR	0.06-0.8 (0.5 ± 0.3)	NDR	0.2-0.7 (0.4 ± 0.1)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

**Estado taxonómico**



**Tipo hospedero vertebrado:** *Dendrocygna autumnalis* (L.) Anseriformes. (Matta *et al*, 2014).

**Distribución:** Registrado por primera vez a nivel mundial en Estero del Mangón del Hato Miramar ubicado en el departamento de Casanare, Colombia (5°36'37.7"N 71°09'38.5"W).

**Hospederos adicionales:** Ninguno conocido.

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo los códigos GERPH CA1013, CA1014, CA1016, CA1017, CA1019, CA1022, CA1026, CA1028, CA1030, CA1031, CA1036, CA1038, CA1039 y CA1045.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

*Haemoproteus (Parahaemoproteus) nettionis* Johnston & Cleland, 1909.

Especie hallada en un individuo *Anas discors*, donde se evidenció infección en un eritrocito maduro, la parasitemia fue de 0.06%, se observó el desplazamiento marcado del núcleo del eritrocito.

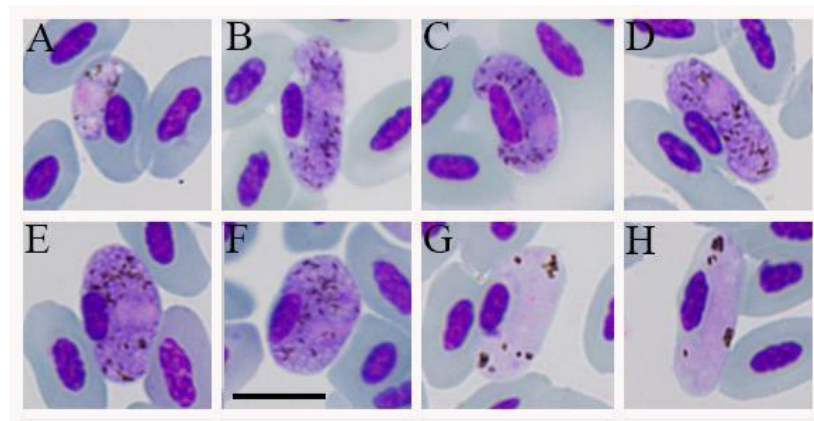
### **Descripción morfológica**

**Gametocitos inmaduros** (Figura 39A): Las primeras formas se ven con frecuencia en una posición polar en los eritrocitos infectados, generalmente de forma redondeada u ovalada; el contorno es uniforme u ondulado; A medida que se desarrolla el parásito, los gametocitos se adhieren a la envoltura de los eritrocitos y se extienden longitudinalmente a lo largo del núcleo de los eritrocitos, sin tocar el núcleo, por lo que generalmente hay un espacio vacío más o menos evidente (una "hendidura") entre el parásito y el núcleo de los eritrocitos.

**Macrogametocitos** (Figura 39B-F): El citoplasma es de apariencia homogénea, a veces contiene varias vacuolas pequeñas; numerosos gránulos de volutina están presentes en el FSP; los gametocitos crecen alrededor del núcleo de los eritrocitos pero no lo rodean por completo, encierran el núcleo con sus extremos, llenan los eritrocitos hasta sus polos y desplazan notablemente el núcleo de los eritrocitos lateralmente, con frecuencia hacia la periferia de las células huésped (Figura 39E-F); algunos parásitos de crecimiento medio no tocan el núcleo de los eritrocitos (Figura 39B-D), pero las formas completamente desarrolladas están estrechamente adheridas tanto al núcleo como a la envoltura de los eritrocitos (Figura 39E-F)); el contorno es

uniforme (Figura 39B-C, E-F) o ligeramente ondulado (Figura 39D); el núcleo del parásito es compacto, de forma variable, mediana o submedia en posición; los gránulos de pigmento son redondeados u ovalados, de tamaño mediano (0.5 a 1.0  $\mu\text{m}$ ), dispersos aleatoriamente por todo el citoplasma; Los eritrocitos infectados se hipertrofian en longitud y anchura en comparación con los no infectados.

**Microgametocitos** (Figura 39G-H): La configuración general y otras características son las de macrogametocitos con los caracteres dimórficos sexuales habituales.



**Figura 39.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) nettionis* de la sangre de *Anas discors*. Bar. 10  $\mu\text{m}$ .

**Tabla 13.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) nettionis* de la sangre de *Anas discors*. Comparación entre la especie descrita por Bennett, 1984 y Macías, 2020.

Característica	<i>H. nettionis</i> (Bennett <i>et al</i> , <i>H. nettionis</i> (Macías, 2020) 1984)	
	N=60	N=30
<b>Eritrocito sin infección</b>		
Longitud	12.3 (0.8)	13.2-15.6 (14.2 $\pm$ 0.8)
Ancho	6.5 (0.9)	6.8-7.5 (7.3 $\pm$ 0.2)
Área	77.1 (7.9) <sup>1</sup>	72.3-93.2 (83.8 $\pm$ 7.6)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>		
Largo	6.0 (0.6)	5.7-7.2 (6.3 $\pm$ 0.5)
Ancho	2.4 (0.3)	2.2-2.6 (2.3 $\pm$ 0.1)
Área	10.7 (1.8) <sup>1</sup>	10.7-13.9 (12.2 $\pm$ 1.2)
<b>Macrogametocitos</b>	N=60	N=5
Eritrocito infectado		

Largo	13.2 (0.8)	12.8-16.0 (14.7 ± 1.4)
Ancho	7.4 (0.7)	6.9-8.2 (7.4 ± 0.4)
Área	94.9 (9.5) <sup>1</sup>	84.6-93.4 (88.8 ± 3.2)
Núcleo del eritrocito infectado		
Largo	4.9 (0.7)	5.1-6.1 (5.6 ± 0.3)
Ancho	2.2 (0.3)	2.0-2.4 (2.2 ± 0.1)
Área	10.7 (1.9) <sup>1</sup>	10.0-14.4 (11.3 ± 1.7)
<b>Gametocito</b>		
Largo	16.8 (1.5)	14.8-20.4 (18.1 ± 2.7)
Ancho	3.8 (0.9)	3.7-5.0 (4.1 ± 0.5)
Área	73.4 (8.7) <sup>1</sup>	56.8-67.9 (64.9 ± 4.6)
Núcleo del gametocito		
Largo	2.0 (0.3)	1.7-3.6 (2.8 ± 0.7)
Ancho	1.8 (0.3)	3.2-4.2 (3.6 ± 0.4)
Área	9.5 (2.9) <sup>1</sup>	6.6-9.0 (7.7 ± 0.8)
No. De gránulos de pigmento	23.2 (5.3)	18-26 (22.4 ± 4.0)
NDR	0.46	0.17-0.36 (0.26 ± 0.07)
<b>Microgametocitos</b>	---	N=5
Eritrocito infectado		
Largo	---	15.4-15.7 (15.6 ± 0.2)
Ancho	---	7.7-8.0 (7.8 ± 0.2)
Área	---	96.1-100.0 (98.1 ± 2.7)
Núcleo del eritrocito infectado		
Largo	---	5.0-5.6 (5.3 ± 0.4)
Ancho	---	2.0-2.3 (2.2 ± 0.2)
Área	---	9.6-10.3 (9.9 ± 0.4)
<b>Gametocito</b>		
Largo	---	15.4-16.0 (15.7 ± 0.3)
Ancho	---	3.5-4.3 (3.9 ± 0.5)
Área	---	55.8-68.6 (62.2 ± 9.0)

Núcleo del gametocito	---	
Largo	---	10.8-11.1 (11.0 ± 0.2)
Ancho	---	2.8-3.1 (3.0 ± 0.2)
Área	---	37.0-40.7 (38.8 ± 2.6)
No. De gránulos de pigmento	---	15-16 (15.5 ± 0.7)
NDR	---	0.3-0.5 (0.4 ± 0.1)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Anas castanea* (Anseriformes). (Williams Bennett & Mahrt, 1975).

**Distribución:** Registrado en Nueva Gales del Sur, Australia. Este parásito se ha registrado en todas las regiones zoogeográficas, excepto en la Antártida. No hay registros más allá del círculo polar norte. La prevalencia de infección es especialmente alta en la región templada del holártico. La nueva localidad es Reserva Natural Laguna de Sonso, ubicada en el departamento del Valle del Cauca, Colombia (3°51'49.1"N 76°21'25.4"W).

**Hospederos adicionales:** Numerosas especies de los Anseriformes (más de 50 especies). *Anas discors* (Macías, 2020)

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH LS1325.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

***Haemoproteus (Parahaemoproteus) caprimulgi*** Williams, 1975

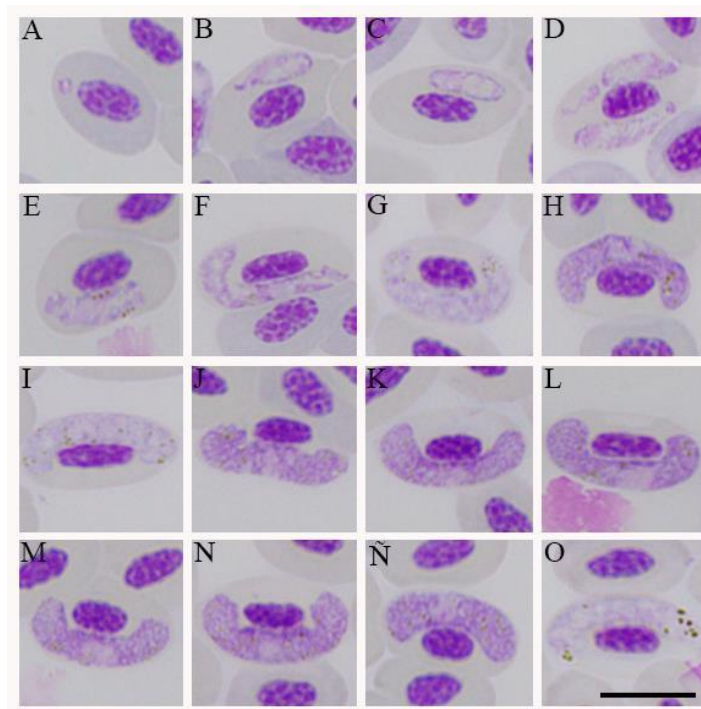
Especie hallada en un individuo *Nyctipolus nigrescens*, donde se evidenció la infección solamente en eritrocitos maduros, se observó que la mayoría de los gametocitos maduros desplazan el núcleo de manera lateral, la parasitemia correspondió a 1.64%, distribuidos de la siguiente manera: Macrogametocitos: 0.36%, microgametocitos: 0.34% y gametocitos inmaduros: 0.93%.

## Descripción morfológica<sup>99</sup>

**Gametocito inmaduro** (Figura 40A-F): El estadio más joven visto se desarrolla lateralmente al núcleo de la célula hospedera, nunca polar; pues el parásito se extiende alrededor de la periferia del núcleo eritrocitario, desplazándolo con poca frecuencia y aumentando de ancho a medida que madura; el parásito solo se encuentra en eritrocitos maduros.

**Macrogametocito** (Figura 40H, J-Ñ): Se encuentra rodeando parcialmente el núcleo eritrocitario con poca frecuencia, generalmente desplazándolo; relación de desplazamiento nuclear (NDR) = 0.51; contorno del parásito entero; citoplasma del parásito fino, manchado de azul profundo coloreado con Giemsa; gránulos de pigmento distribuidos al azar, discretos, con un promedio de 23 por parásito; núcleo del parásito grande, mediano, manchado ligeramente rosado, ovoide.

**Microgametocito** (Figura 40G, I, O): Citoplasma finamente granular, manchado de rosa pálido con Giemsa; Otras características en cuanto a macrogametocitos.



**Figura 40.** *Haemoproteus (Parahaemoproteus) caprimulgi* de la sangre de *Nyctipolus nigrescens*. (A-F) Gametocitos inmaduros, (G, I, O) Microgametocitos, (H, J-Ñ) Macrogametocitos. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 14.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Haemoproteus (Parahaemoproteus) caprimulgi* de la sangre de *Nyctipolus nigrescens*. Comparación entre las medidas de Valkiūnas, 2005 y Macías, 2020.

Característica	<i>H. caprimulgi</i> (Valkiūnas, 2005)	<i>H. caprimulgi</i> (Macías, 2020)
----------------	--	-------------------------------------

<b>Eritrocito sin infección</b>	N=40	N=30
Longitud	11.4-16.8 (13.6 ± 0.8)	12.1-13.9 (13.3 ± 0.7)
Ancho	5.6-7.6 (7.1 ± 0.9)	7.5-9.0 (8.2 ± 0.5)
Área	---	80.5-93.3 (86.9 ± 5.8)
<b>Núcleo del eritrocito sin infección</b>		
Largo	5.0-7.7 (6.3 ± 0.3)	6-6.6 (6.2 ± 0.2)
Ancho	2.0-2.8 (2.1 ± 0.1)	2.3-2.8 (2.6 ± 0.1)
Área	---	13.3-16.1 (15.0 ± 1.3)
<b>Macrogametocitos</b>	N=17	N=30
Eritrocito infectado		
Largo	11.8-16.4 (14.7 ± 0.8)	14.0-14.8 (14.4 ± 0.3)
Ancho	5.9-8.6 (6.8 ± 0.4)	7.6-8.0 (7.9 ± 0.2)
Área	---	92.0-96.7 (93.9 ± 2.4)
Núcleo del eritrocito infectado		
Largo	5.4-7.0 (5.9 ± 0.4)	5.2-6.3 (5.9 ± 0.5)
Ancho	1.8-2.7 (2.0 ± 0.1)	2.2-2.3 (2.3 ± 0.06)
Área	---	10.4-14.5 (12.1 ± 2.0)
<b>Gametocito</b>		
Largo	13.0-17.7 (15.0 ± 1.5)	17.3-20.5 (18.7 ± 1.6)
Ancho	2.7-5.0 (3.8 ± 0.4)	2.9-3.1 (3.0 ± 0.1)
Área	---	51.3-55.4 (53.4 ± 2.0)
Núcleo del gametocito		
Largo	2.2-4.5 (3.4 ± 0.4)	3.3-10.2 (6.6 ± 3.4)
Ancho	1.8-2.7 (2.2 ± 0.1)	2.0-2.6 (2.3 ± 0.3)
Área	---	8.4-16.6 (11.6 ± 4.3)
No. De gránulos de pigmento	16-32 (21.4 ± 2.4)	17-21 (18.6 ± 2.0)
NDR	0.0-0.7 (0.4 ± 0.1)	0.7-0.8 (0.7 ± 0.01)
<b>Microgametocitos</b>		N=30
Eritrocito infectado		
Largo	---	14.4-14.9 (14.7 ± 0.3)

Ancho	---	8.05-8.09 (8.07 ± 0.03)
Área	---	95.9-96.9 (96.4 ± 0.7)
Núcleo del eritrocito infectado		
Largo	---	6.1-6.8 (6.4 ± 0.5)
Ancho	---	2.3-2.8 (2.5 ± 0.3)
Área	---	15.0-15.1 (15.1 ± 0.1)
<b>Gametocito</b>		
Largo	---	17.0-19.9 (18.4 ± 2.0)
Ancho	---	2.9-3.3 (3.1 ± 0.2)
Área	---	45.1-54.0 (49.5 ± 6.3)
Núcleo del gametocito		
Largo	---	6.5-12.1 (9.3 ± 3.9)
Ancho	---	2.0-2.4 (2.2 ± 0.3)
Área	---	18.0-20.5 (19.2 ± 1.7)
No. De gránulos de pigmento	---	16-19 (17.5 ± 2.1)
NDR	---	0.71-0.78 (0.74 ± 0.05)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Chordeiles minor*. Caprimulgiformes. (Williams Bennett & Mahrt, 1975).

**Distribución:** Registrado en Comox Burn, 18 km al oeste de Courtenay, Vancouver Island, Columbia Británica, Canadá. (49°40'57.5"N 124°55'53.4"W). Se distribuye también en USA, Panamá, Argentina, Alemania, Argelia, Tanzania, Filipinas y Malasia. La nueva localidad es Parque Nacional Natural La Macarena, Estación El Cerrillo, ubicada en el departamento del Meta, Colombia (4°11'02.2"N 73°36'37.5"W).

**Hospederos adicionales:** *Caprimulgus europaeus*, *Eurostopodus macrotis*, *Eurostopodus temminckii* (Caprimulgiformes). *Nyctipolus nigrescens* (Macías, 2020).

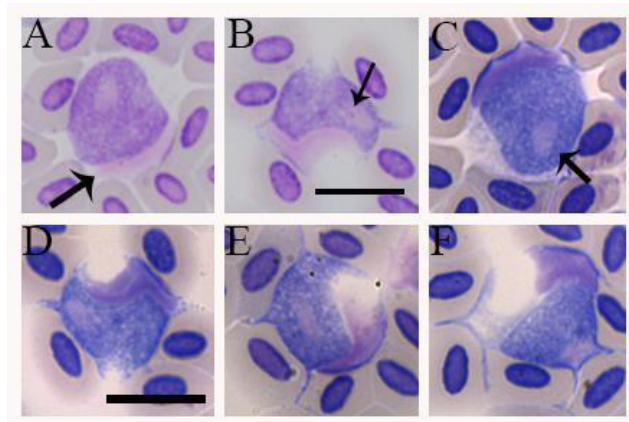
**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH MC233.

**Sitio de infección:** Eritrocitos maduros.

### 6.5.3 *Leucocytozoon*

#### *Leucocytozoon* morfotipo 1

Morfotipo hallado en un individuo *Grallaria quitensis*, donde la parasitemia correspondió a 0.02%.



**Figura 41.** Morfotipo 1 de *Leucocytozoon* de la sangre de *Grallaria quitensis*. (A-F) Macrogametocitos. Bar. 10  $\mu\text{m}$ .

**Tabla 15.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Leucocytozoon* morfotipo 1 de la sangre de *Grallaria quitensis*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Macrogametocitos</b>	N=1
Largo	3.8
Ancho	3.6
Área	11.2
Perímetro	13.1
Núcleo del gametocito	
Largo	1.2
Ancho	0.8
Área	0.8
Complejo parásito-célula hospedera	



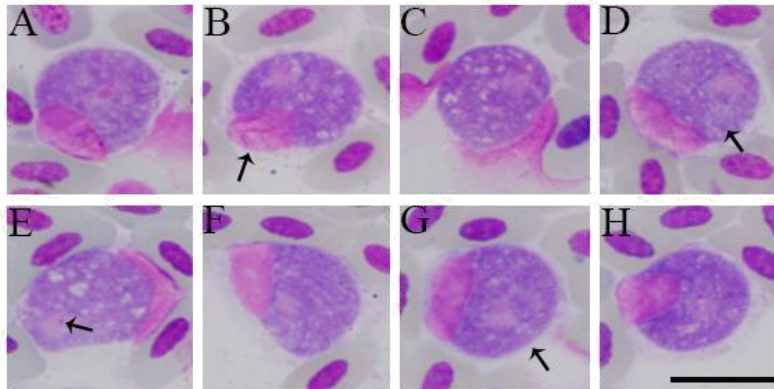
Largo	4.9
Ancho	5.2
Área	19.7
Núcleo de la célula infectada	
Largo	4.3
Ancho	0.6
Área	9.1
Proceso citoplasmático	
Largo	5.1
Ancho	1.3
Área	3.5

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

***Leucocytozoon fringillinarum*** Woodcock, 1910.

Especie hallada en un individuo *Grallaria quitensis*, la parasitemia fue de 0.04%, correspondientes en su totalidad a macrogametocitos.

**Macrogametocitos** (Figura 42, A-H): se desarrollan en células hospederas redondeadas; el citoplasma frecuentemente contiene pequeñas vacuolas; los gránulos de volutina generalmente están presentes; los gametocitos son redondeados o de forma ligeramente ovalada; el núcleo del parásito es de forma y posición variable; el nucleolo es prominente y bien visto; el núcleo de la célula hospedera se hace a un lado, se deforma y yace periféricamente como una tapa más o menos evidente (Figura 42, A-B, D, F-H), a veces en forma de banda (Figura 42, C, E), generalmente se extiende menos de 1 / 2 de la circunferencia del gametocito, pero a veces puede extenderse hasta la mitad de la circunferencia; el citoplasma de las células hospederas se reemplaza en gran medida por gametocitos, y a veces es incluso invisible (Figura 42, C), pero con mayor frecuencia está presente alrededor de los gametocitos como un margen más o menos evidente y pálido de forma variable (Figura 42, A-B, D-H).



**Figura 42.** *Leucocytozoon fringillinarum* de la sangre de *Grallaria quitensis*. (A-H) Macrogametocitos. Bar. 10  $\mu\text{m}$ .

**Tabla 16.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Leucocytozoon fringillinarum* de la sangre de *Grallaria quitensis*.

Característica	<i>L. fringillinarum</i> (Valkiūnas, 2005)	<i>L. fringillinarum</i> (Macías, 2020)
<b>Macrogametocitos en células hospederas redondas</b>	N=44	N=6
Largo	7.5-17.8	10.8-13.3 (11.9 $\pm$ 0.8)
Ancho	8.1-16.1	10.9-13.0 (11.9 $\pm$ 0.7)
Área	---	104.8-119.0 (111.8 $\pm$ 6.4)
Perímetro	---	37.2-40.2 (38.7 $\pm$ 1.2)
<b>Núcleo del gametocito</b>		
Largo	2.3-4.6	2.4-3.8 (2.9 $\pm$ 0.5)
Ancho	1.4-3.7	1.8-4.3 (3.0 $\pm$ 0.8)
Área	---	4.5-9.0 (7.0 $\pm$ 1.5)
<b>Complejo parásito-célula hospedera</b>	---	
Largo	---	13.4-17.0 (14.6 $\pm$ 1.3)
Ancho	---	11.9-14.7 (13.4 $\pm$ 1.1)
Área	---	136.3-178.8 (156.4 $\pm$ 15.7)
<b>Núcleo de la célula infectada</b>	N=44	
Largo	6.2-18.1	3.3-6.2 (4.6 $\pm$ 1.2)
Ancho	---	5.5-13.5 (8.7 $\pm$ 2.8)
Área	---	28.0-36.0 (30.5 $\pm$ 2.8)

Proceso citoplasmático	---	
Largo	---	18.3-38.6 (28.8 ± 7.3)
Ancho	---	0.4-1.7 (1.0 ± 0.4)
Área	---	17.0-43.1 (29.3 ± 9.1)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Fringilla coelebs* (L.) Passeriformes. (Woodcock, 1910)

**Distribución del parásito:** Este parásito se ha registrado en todas las regiones zoogeográficas, excepto en la Antártida. Es especialmente común en las regiones zoogeográficas como el Holártico, Etiopía y Oriental. Se conocen algunos registros de las regiones zoogeográficas neotropicales y australianas. La nueva localidad es Parque Nacional Natural Los Nevados, Laguna del Otún, Pereira, ubicada en el departamento de Risaralda, Colombia (4°46'41.4"N 75°24'45.9"W).

**Hospederos adicionales:** Numerosas especies de los Passeriformes (más de 200 especies). *Grallaria quitensis* (Passeriformes), (Lotta *et al*, 2019).

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH OT205.

**Sitio de infección:** Células sanguíneas, cuyo origen no está claro.

### *Leucocytozoon pterotenuis* n. sp. ©<sup>56</sup>

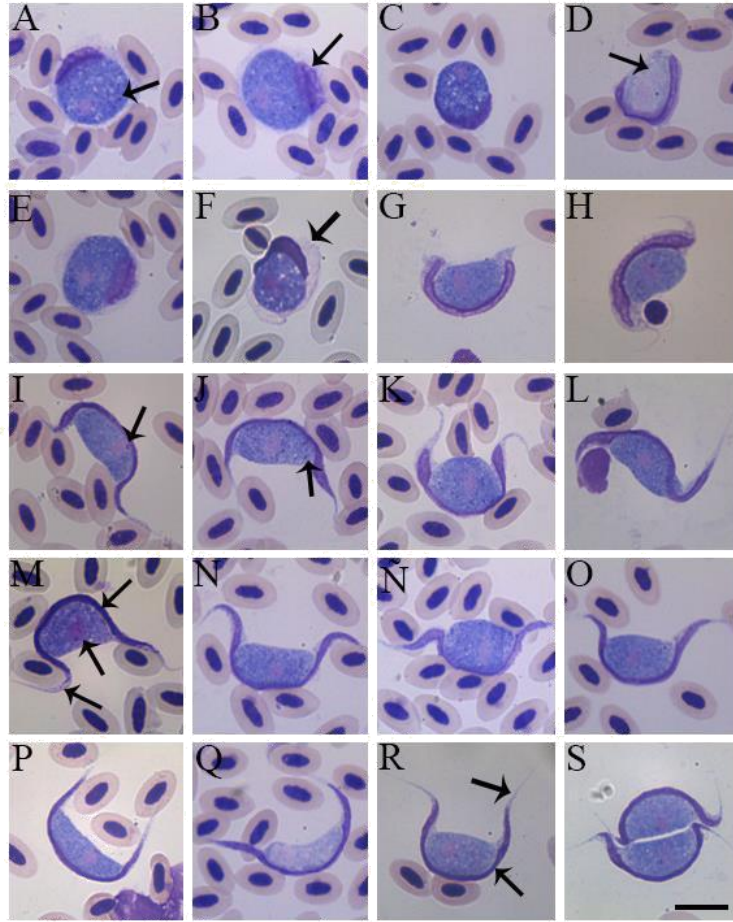
Especie hallada en un individuo *Grallaria ruficapilla*, donde la parasitemia correspondió a 0.05%, distribuida en macrogametocitos: 0.036% y microgametocitos: 0.013%. Este tipo de parásito se logró encontrar en dos tipos de morfologías, la primera en células hospederas redondas y la segunda en células hospederas fusiformes. El hospedero presentaba una infección múltiple con *Trypanosoma* sp. y *Microfilaria* sp.

### Descripción morfológica<sup>56</sup>:

**Macrogametocitos** (Figura 43A-C, E-P, R-S): Se desarrollan en células huésped fusiformes (Figura 43G-P, R-S) y redondeadas (Figura 43A-C, E-F). Los gametocitos en las células huésped

redondeadas tienen forma redondeada (Figura 43G-P, R-S). Los gametocitos en las células huésped fusiformes varían de formas ovales a elipsoides. El núcleo del parásito varía de redondeado (Figura 43G) o alargado (Figura 43M); su posición es marcadamente variable en gametocitos. El nucleolo fue visible en el 57% de los gametocitos en las células huésped fusiformes. El citoplasma del parásito contiene una gran cantidad de pequeñas vacuolas (Figura 43F, J); Se observaron gránulos de volutina en el 43% de los gametocitos (Figura 43A, J). El núcleo de la célula huésped fusiforme se desplaza, se deforma y yace periféricamente como una banda homogénea con extremos que se extienden notablemente más allá de la circunferencia de los gametocitos y no tocan los gametocitos (Figura 43F-K). El citoplasma de las células huésped forma dos procesos largos y estrechos en forma de huso, que tienen forma de aguja, y su longitud es notablemente mayor que los anchos (Figura 43F-K). El núcleo de la célula huésped se extiende notablemente hacia los procesos citoplasmáticos, un carácter distintivo de esta especie (Figura 43G-P, R-S). Los gametocitos en las células huésped redondeadas poseen un núcleo redondeado de posición variable; Se observó nucleolo en el 28% de los gametocitos. Se observaron pequeñas vacuolas (Figura 43D, E) y gránulos de volutina en 43 y 85% de los gametocitos que se desarrollan en células huésped fusiformes y redondeadas, respectivamente. El núcleo de la célula huésped redondeada se hace a un lado, se deforma y parece una gorra; se extendía menos de la mitad de la circunferencia del gametocito (Figura 43A-C, E-F). Los restos del citoplasma de la célula huésped generalmente se ven alrededor de los gametocitos como una envoltura de forma variable (Figura 43F).

**Microgametocitos** (Figura 43Q): Configuración general y otras características como para macrogametocitos con los caracteres dimorfos sexuales habituales hemosporidianos. La proporción de microgametocitos y macrogametocitos en el material tipo es 1: 4. Se tomaron medidas en una célula parasitada debido a la marcada fragilidad de los gametocitos durante la preparación de FSP, lo que resultó en una morfología distorsionada de los parásitos observados en su mayoría.



**Figura 43.** *Leucocytozoon pterotenuis* de la sangre de *Grallaria ruficapilla*. (A-C, E-P, R-S) Macrogametocitos, (D, Q) Microgametocitos. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 17.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Leucocytozoon fringillarum* de la sangre de *Grallaria quitensis*.

Característica	<i>L. pterotenuis</i> (Macías, 2020)	
	Gametocitos en células hospederas redondas	Gametocitos en células fusiformes
<b>Macrogametocitos</b>	N=10	N=60
Largo	10.3-14.8 (12.7 $\pm$ 1.9)	12.7-17.3 (14.6 $\pm$ 1.2)
Ancho	10.0-13.9 (11.8 $\pm$ 1.3)	5.4-10.0 (8 $\pm$ 0.9)
Área	83.5-145.6 (120.0 $\pm$ 25.1)	76.5-116.0 (94.2 $\pm$ 9.7)
Perímetro	32.4-44.4 (39.3 $\pm$ 4.5)	34.2-43 (38.2 $\pm$ 2.4)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=10	
Largo	2.9-5.1 (3.5 $\pm$ 0.7)	2.7-5.2 (3.7 $\pm$ 0.6)
Ancho	2.2-3.4 (2.7 $\pm$ 0.4)	1.8-3.3 (2.5 $\pm$ 0.4)

Área	6.5-13.6 (8.4 ± 2.4)	4.2-9.9 (7.3 ± 1.4)
Complejo parásito-célula hospedera	N=10	
Largo	13.3-20.1 (17.0 ± 2.0)	36.3-54 (45.6 ± 4.8)
Ancho	12.2-17.2 (14.8 ± 2.0)	6.6-11.3 (9.3 ± 1)
Área	130.0-240.4 (200.3 ± 38.1)	135.0-196.6 (165.6 ± 13.1)
Núcleo de la célula infectada	N=10	
Largo	8.6-16.2 (12.0 ± 2.8)	29.8-46.3 (37.2 ± 3.7)
Ancho	2.2-3.3 (2.8 ± 0.4)	1.0-2.7 (1.6 ± 0.4)
Área	14.3-29.2 (24.8 ± 5.2)	40.6-59.1 (50.3 ± 5.1)
Perímetro del parásito cubierto	9.9-15.3 (12.0 ± 2.1)	20.0-27.5 (23.4 ± 1.8)
Longitud del núcleo de la célula hospedera, localizada dentro de los procesos citoplasmáticos.	---	3.5-11.2 (6.8 ± 1.9)
Proceso citoplasmático		
Largo	---	10.3-21.3 (14.9 ± 3.0)
Ancho	---	1.4-3.4 (2.6 ± 0.6)
Área	---	9.8-35.3 (21.4 ± 6.9)
<b>Microgametocitos</b>	N=1	N=1
Largo	12.4	17.9
Ancho	9.5	4.7
Área	86.8	72.8
Perímetro	36.8	39.8
Núcleo del gametocito	N=1	N=1
Largo	7.4	13.8
Ancho	5.0	4.4
Área	34.6	31.1
Complejo parásito-célula hospedera	N=1	N=1
Largo	14.1	47.1
Ancho	13.0	5.4
Área	134.2	131.8

Núcleo de la célula infectada	N=1	N=1
Largo	26.0	40.9
Ancho	1.3	1.3
Área	37.7	54.8
Perímetro del parásito cubierto	---	22.6
Longitud del núcleo de la célula hospedera, localizada dentro de los procesos citoplasmáticos.	---	9.1
Proceso citoplasmático		N=1
Largo	---	16.0
Ancho	---	2.2
Área	---	21.1

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Grallaria ruficapilla*, Passeriformes. (Lotta *et al*, 2014).

**Distribución del parásito:** Primer registro a nivel mundial, en Palacio Bosque en el Parque Nacional Natural Chingaza, Estación Palacio, La Calera, ubicada en el departamento de Cundinamarca (4°41'47.1"N 73°50'53.8"W).

**Hospederos adicionales:** Desconocidos.

**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH PA262.

**Sitio de infección:** Células sanguíneas, cuyo origen no está claro.

### *Leucocytozoon grallariae* n. sp. ©

Especie hallada en un individuo *Grallaria squamigera*, donde la parasitemia correspondió a 0.24%, distribuida en macrogametocitos: 0.11% y microgametocitos: 0.13%.

### Descripción morfológica<sup>92</sup>:

**Gametocitos inmaduros** (Figura 44A-F): influyen notablemente en la forma de las células huésped desde las primeras etapas de su desarrollo. Los parásitos en crecimiento son de forma ovalada o elipsoide; se adhirieron estrechamente a los núcleos de la célula hospedera, que estaban marcadamente agrandados, deformados y asumían formas de media luna (Figura 44A-E). El citoplasma de la célula hospedera estaba presente alrededor de los gametocitos en crecimiento, y era muy evidente. Los gametocitos jóvenes avanzados a menudo poseían invaginaciones en sus lados, que eran opuestos a los núcleos de las células hospederas, y eso les daba a los gametocitos en crecimiento las formas de frijoles gigantes con extremos aproximadamente igualmente redondeados (Figura 44D-E). Las células hospederas asumieron formas elipsoides desde las primeras etapas del desarrollo de los gametocitos (Figura 44A).

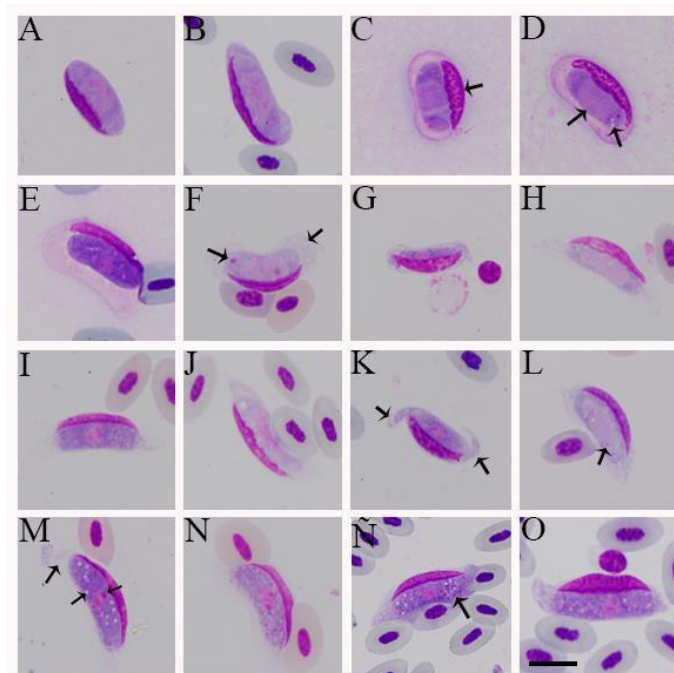
**Macrogametocitos** (Figura 44G, I, K, M-O): Desarrollados en células huésped fusiformes. En las especies de *Leucocytozoon*, a medida que se desarrollan los gametocitos, causan una distorsión considerable de las células hospederas, produciendo dos formas distintas de complejo de parásitos de células hospederas: redondeadas y fusiformes. En esta especie de *Leucocytozoon*, se observaron los gametocitos solo en las células huésped fusiformes. Los gametocitos inducen una marcada hipertrofia y deformación de las células huésped y el desplazamiento de sus núcleos, que se encuentran en la periferia de los gametocitos. Los núcleos de la célula huésped adquirieron formas delgadas de luna menguante; usualmente se extienden hasta  $\frac{1}{2}$  de la circunferencia de los gametocitos, y pueden llegar a los procesadores fusiformes, pero nunca se extienden a los procesos (Figura 44F-L). En ambos tipos de células hospederas, los núcleos parecían homogéneos. El citoplasma de la célula hospedera forma dos procesos citoplasmáticos cortos ubicados cerca de los extremos de los gametocitos. Los procesos fusiformes eran de forma variable (Figura 44G, I-K), sin embargo, esos procesos, cuya longitud era similar a su ancho más grande, eran comunes, y esa era una característica del desarrollo de esta especie. Vale la pena mencionar que los procesos citoplasmáticos ocasionalmente se observaron como desigualmente largos en ambos lados del mismo parásito (Figura 44F, M), probablemente como consecuencia de la deformación de la célula huésped durante la preparación del FSP. Se observaron algunos restos de citoplasma de la célula hospedera que cubren alrededor de la mitad del perímetro del complejo de células gametocito-hospedero como un borde delgado (Figura 44G, L-N), lo cual es poco común en los leucocitozoos aviares. Además, las células hospederas con gametocitos completamente desarrollados podrían



poseer formas irregulares y procesos romos, mientras que a menudo se apuntaban en células hospederas con gametocitos inmaduros en crecimiento (Figura 44F, L-M).

El citoplasma de los gametocitos era de apariencia granular; a menudo poseía pequeñas vacuolas y pequeños gránulos de volutina (Figura 44M, Ñ). Las vacuolas eran de diferentes tamaños, pero no mayores de 3.0  $\mu\text{m}$  en su diámetro máximo; fueron observados en 84 gametocitos. Se observaron vacuolas en gametocitos inmaduros (Figura 44D). Los núcleos parásitos eran compactos; se observaron principalmente en la posición central (67% de los casos reportados) en gametocitos y eran de formas redondeadas (Figura 44E, G, I, K, Ñ) u varias formas ovales (Figura 44M, O). Los nucléolos eran visibles en el 45% de los gametocitos.

**Microgametocitos** (Figura 44F, H, J, L): La morfología general y otras características (Figura 44H, J, L) fueron las de los macrogametocitos con los caracteres dimórficos sexuales hemosporidianos habituales que fueron el citoplasma teñido pálido y los grandes núcleos difusos. La proporción de microgametocitos y macrogametocitos en el material tipo fue de aproximadamente 3: 5. Se observó un granulado azurófilo prominente solo en el citoplasma del 87% de los microgametocitos (Figura 44F, L) ubicados cerca de los núcleos del parásito.



**Figura 44.** *L. grallariae* de la sangre de *Grallaria squamigera*. (A-E) Gametocitos inmaduros, (G, I, K, M-O) Macrogametocitos, (F, H, J, L) Microgametocitos. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 18.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gametocitos maduros de *Leucocytozoon grallariae* de la sangre de *Grallaria squamigera*.

Característica	<i>L. grallariae</i> (Macías, 2020)		
<b>Macrogametocitos</b>	N=35	<b>Microgametocitos</b>	N=25
Largo	14.7-23.6 (20.2 $\pm$ 2.5)	Largo	15.8-21.3 (18.5 $\pm$ 2.1)
Ancho	4.5-5.5 (5.4 $\pm$ 0.5)	Ancho	4.1-6.1 (5.1 $\pm$ 0.6)
Área	79.7-109.0 (97.4 $\pm$ 9.6)	Área	71.3-93.4 (81.7 $\pm$ 6.0)
Perímetro	39.9-54.4 (47.1 $\pm$ 4.3)	Perímetro	39.6-49.3 (43.5 $\pm$ 3.4)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=35	<b>Núcleo del gametocito</b>	N=25
Largo	2.7-4.9 (3.6 $\pm$ 0.6)	Largo	7.2-12.9 (10.0 $\pm$ 1.9)
Ancho	3.1-5.4 (4.4 $\pm$ 0.6)	Ancho	3.0-4.5 (3.7 $\pm$ 0.4)
Área	9.9-18.0 (13.1 $\pm$ 2.2)	Área	23.4-49.4 (32.8 $\pm$ 9.0)
<b>Complejo parásito-célula hospedera</b>	N=2	<b>Complejo parásito-célula hospedera</b>	N=2
Largo	24.8-32.1 (29.6 $\pm$ 2.5)	Largo	24.7-33.9 (29.4 $\pm$ 2.7)
Ancho	7.3-10.3 (8.5 $\pm$ 1.0)	Ancho	7.0-10.3 (8.4 $\pm$ 0.9)
Área	162.6-196.4 (185.1 $\pm$ 12.8)	Área	152.2-188.1 (168.8 $\pm$ 11.0)
<b>Núcleo de la célula infectada</b>	N=35	<b>Núcleo de la célula infectada</b>	N=25
Largo	15.8-22.9 (21.1 $\pm$ 1.8)	Largo	17.5-21.6 (18.9 $\pm$ 1.2)
Ancho	1.5-3.6 (2.2 $\pm$ 0.5)	Ancho	2.0-2.6 (2.3 $\pm$ 0.2)
Área	27.0-49.1 (32.6 $\pm$ 5.5)	Área	25.7-34.8 (31.3 $\pm$ 2.3)
<b>Perímetro del parásito cubierto</b>	15.3-22.1 (21.1 $\pm$ 1.8)	<b>Perímetro del parásito cubierto</b>	17.2-20.5 (18.2 $\pm$ 1.1)
<b>Proceso citoplasmático</b>	N=35	<b>Proceso citoplasmático</b>	N=25
Largo	3.3-7.6 (5.0 $\pm$ 1.0)	Largo	3.8-7.8 (5.5 $\pm$ 1.3)
Ancho	3.7-8.0 (5.7 $\pm$ 1.0)	Ancho	4.4-8.0 (5.8 $\pm$ 1.1)
Área	15.4-35.5 (24.1 $\pm$ 3.7)	Área	20.0-35.3 (26.4 $\pm$ 4.5)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## Estado taxonómico

**Tipo hospedero vertebrado:** *Grallaria squamigera*, Passeriformes. (Lotta *et al*, 2019).

**Distribución del parásito:** Registrado por primera vez a nivel mundial en Palacio Bosque en el Parque Nacional Natural Chingaza, Estación Palacio, La Calera, ubicada en el departamento de Cundinamarca (4°41'47.1"N 73°50'53.8"W).

**Hospederos adicionales:** Desconocidos.

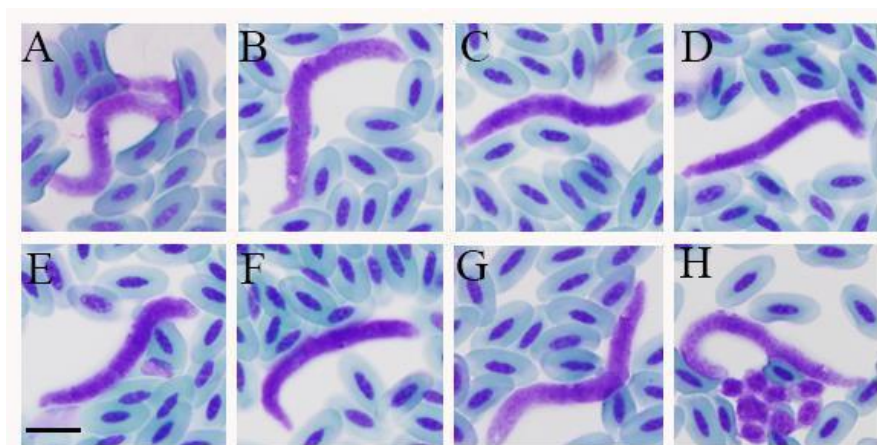
**Material:** Los extendidos de sangre preparados para el presente estudio se encuentran depositados en la colección biológica GERPH de la Universidad Nacional de Colombia bajo el código GERPH PA340.

**Sitio de infección:** Células sanguíneas, cuyo origen no está claro.

### 6.5.4 Microfilaria

#### Microfilaria morfotipo 1

Morfotipo hallado en un individuo *Chloroceryle americana*, donde la parasitemia correspondió a 0.09%.



**Figura 45.** Morfotipo 1 de microfilaria de la sangre de *Chloroceryle americana*. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 19.** Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 1 de la sangre de *Chloroceryle americana*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Microfilarias</b>	N=16
Longitud total	37.8-69.4 (50.8 $\pm$ 9.3)
Ancho máximo	3.5-6.1 (4.4 $\pm$ 0.6)
Longitud cefálica	1.4-4.2 (2.6 $\pm$ 0.7)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Microfilaria morfotipo 2

Morfotipo hallado en un individuo *Chloroceryle americana*, donde la parasitemia correspondió a 0.1%.

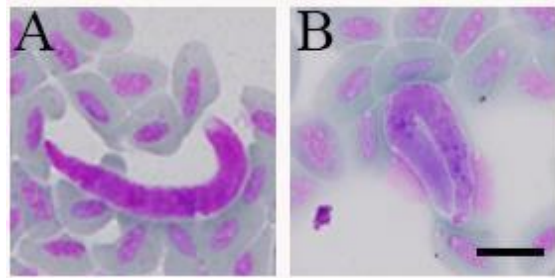


Figura 46. Morfotipo 2 de microfilaria de la sangre de *Chloroceryle americana*. Bar. 10  $\mu$ m.

Tabla 20. Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 2 de la sangre de *Chloroceryle americana*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
Microfilarias	N=2
Longitud total	39.2-40.9 (40.0 $\pm$ 1.17)
Ancho máximo	3.9-4.7 (4.3 $\pm$ 0.5)
Longitud cefálica	1.7-1.8 (1.7 $\pm$ 0.05)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Microfilaria morfotipo 3

Morfotipo hallado en un individuo *Chloroceryle inda*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%.

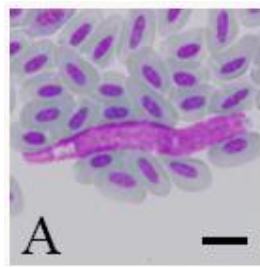


Figura 47. Morfotipo 3 de microfilaria de la sangre de *Chloroceryle inda*. Bar. 10  $\mu$ m.

Tabla 21. Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 3 de la sangre de *Chloroceryle inda*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
Microfilaria	N=1

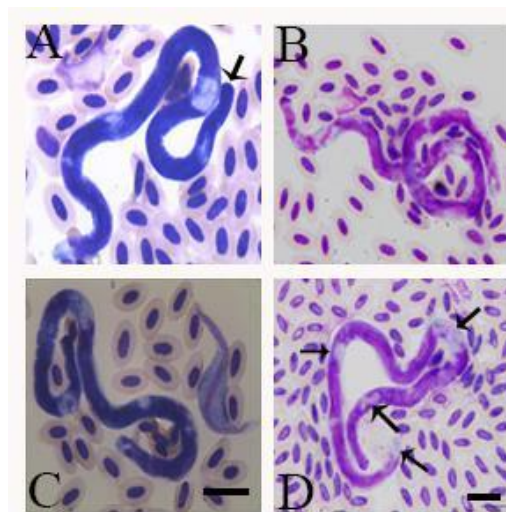
Longitud total 52.7

Ancho máximo 5.51

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Microfilaria morfotipo 4

Morfotipo hallado en un individuo *Grallaria ruficapilla*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%. Además, el individuo presentaba una infección múltiple con *Leucocytozoon pterotenuis* y *Trypanosoma* sp.



**Figura 48.** Morfotipo 4 de microfilaria de la sangre de *Grallaria ruficapilla*, (C) Coinfección microfilaria y *Leucocytozoon*. (A, C) Bar. 10  $\mu$ m. (B, D) Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 22.** Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 4 de la sangre de *Grallaria ruficapilla*.

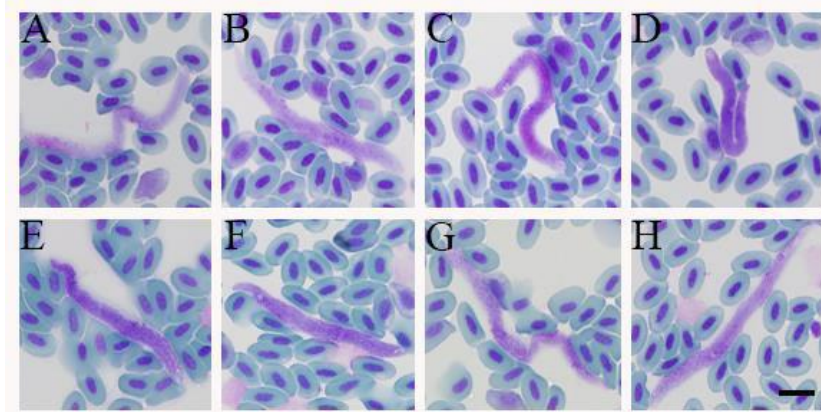
Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Microfilaria</b>	N=5
Longitud total	117.1-166.5 (144.1 $\pm$ 21.9)
Ancho máximo	4.8-6.2 (5.4 $\pm$ 0.5)
Longitud cefálica	4.5-5.4 (5.0 $\pm$ 0.4)
Longitud al anillo nervioso	14.8-35.6 (27.2 $\pm$ 8.0)
Longitud al poro excretor	35.7-50.5 (43.4 $\pm$ 6.7)
Longitud al cuerpo medio	70.5-98.4 (86.0 $\pm$ 12.2)

Longitud al poro anal 101.6-136.5 (122.1 ± 16.9)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Microfilaria morfotipo 5

Morfotipo hallado en un individuo *Paroaria nigrogenis*, donde la parasitemia correspondió a 0.1%.



**Figura 49.** (A-H) Morfotipo 5 de microfilaria de la sangre de *Paroaria nigrogenis*. Bar. 10 µm.

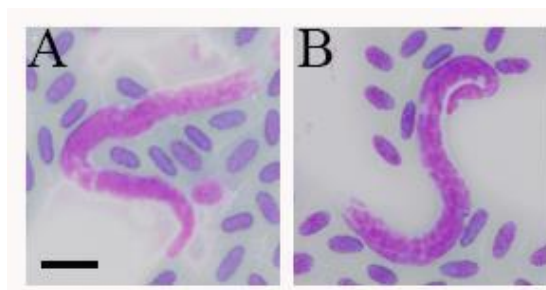
**Tabla 23.** Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 5 de la sangre de *Paroaria nigrogenis*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
Microfilarias	N=21
Longitud total	44.2-78.9 (62.1 ± 9.0)
Ancho máximo	3.4-5.4 (4.7 ± 0.5)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### Microfilaria morfotipo 6

Morfotipo hallado en un individuo *Vanellus chilensis*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%.



**Figura 50.** (A-B) Morfotipo 6 de microfilaria de la sangre de *Vanellus chilensis*. Bar. 10 µm.

**Tabla 24.** Parámetros morfométricos de microfilaria morfotipo 6 de la sangre de *Vanellus chilensis*.

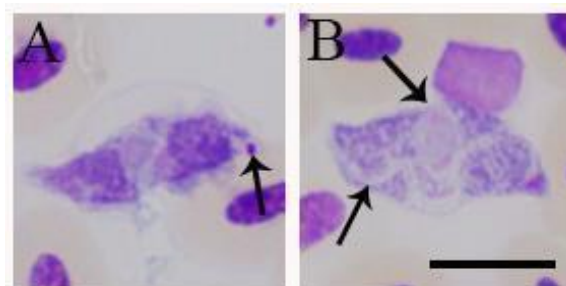
Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Microfilarias</b>	N=2
Longitud total	67.9-70.0 (69.0 ± 1.4)
Ancho máximo	4.2-4.7 (4.4 ± 0.3)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### 6.5.5 *Trypanosoma*

#### *Trypanosoma* morfotipo 1

Morfotipo hallado en un individuo *Chloroceryle aenea*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%. Caracterizados por poseer un cuerpo alargado y ancho, con los extremos anterior y posterior en punta con una adaptación en forma de media luna. Poseen citoplasma de color azul, el núcleo es redondo, de color rosa pálido ubicado en el centro del parásito. El kinetoplasto es de tamaño pequeño de color morado y se ubica en el extremo posterior, a partir de este surge la membrana ondulante que se extiende a lo largo del parásito (A-B). No se observó flagelo libre.



**Figura 51.** *Trypanosoma* morfotipo 1 de la sangre de *Chloroceryle aenea* (A-B) Tripomastigotes. Bar. 10 µm.

**Tabla 25.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* sp. 1 de la sangre de *Chloroceryle aenea*.

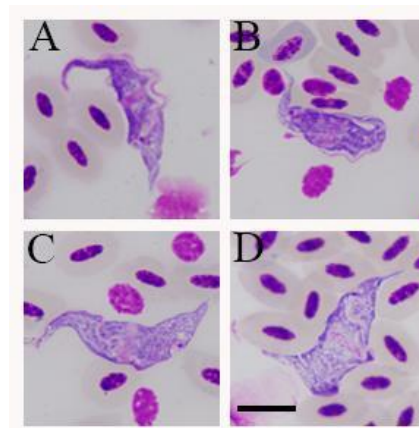
Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigotes</b>	N=2
Largo sin flagelo	16.9-18.5 (17.7 ± 1.0)
Ancho	4.8-8.2 (6.5 ± 2.4)
Largo del núcleo	3.5-3.6 (3.6 ± 0.1)
Ancho del núcleo	4.7-6.5 (5.6 ± 1.2)
PK	0.5-1.1 (0.8 ± 0.4)
KA	15.3-17.2 (16.2 ± 1.3)
KN	7.3-7.6 (7.4 ± 0.2)

PN	8.2-9.7 (9.0 ± 1.0)
NA	8.1-9.3 (8.7 ± 0.8)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### ***Trypanosoma* morfotipo 2**

Morfotipo hallado en un individuo *Coccyzus americanus*, donde la parasitemia correspondió a 0.02%. Los tripanosomas de este morfotipo se caracterizan por poseer un cuerpo alargado y ancho, con los extremos anterior y posterior en punta. Poseen citoplasma de color azul, el núcleo es ovalado, de color rosa intenso y se encuentra ubicado en el centro del parásito. El kinetoplasto es de tamaño pequeño de color morado y se ubica en el extremo posterior, a partir de este surge la membrana ondulante que se extiende a lo largo del parásito. El flagelo libre es de un tamaño largo y fino.



**Figura 52.** *Trypanosoma* morfotipo 2 de la sangre de *Coccyzus americanus* (A-D) Tripomastigotes. Bar. 10 µm.

**Tabla 26.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* morfotipo 2 de la sangre de *Coccyzus americanus*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigotes</b>	N=3
Largo sin flagelo	37.9-40.6 (39.6 ± 1.4)
Largo total	47.7-68.2 (59.9 ± 10.7)
Ancho	5.7-8.1 (6.8 ± 1.2)
Largo del núcleo	4.9-8.1 (6.3 ± 1.5)
Ancho del núcleo	1.4-2.5 (1.9 ± 0.5)
PK	10.3-10.7 (10.5 ± 0.2)
KA	27.3-30.6 (29.0 ± 1.6)

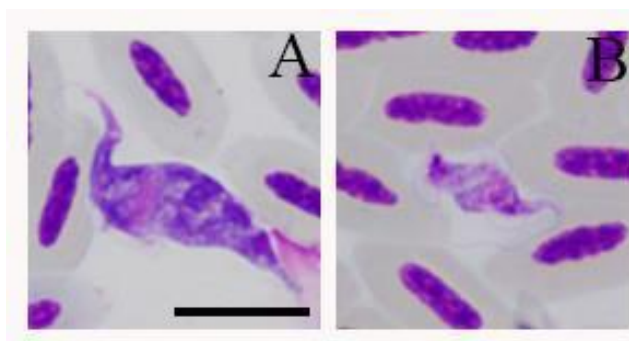


KN	7.6-8.6 (8.0 ± 0.4)
PN	18.7-19.9 (19.3 ± 0.6)
NA	20.5-21.8 (21.2 ± 0.6)
FL	17.6-25.5 (22.7 ± 4.4)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### ***Trypanosoma* morfotipo 3**

Morfotipo hallado en un individuo *Coccyzus americanus*, donde la parasitemia correspondió a 0.02%. Los tripanosomas de este morfotipo se caracterizan por poseer un cuerpo alargado y ancho, con los extremos anterior y posterior en punta con una apariencia de media luna. Poseen citoplasma de color azul intenso, el núcleo es ovalado, de color rosa y se encuentra ubicado más hacia el extremo anterior. El kinetoplasto es de tamaño pequeño de color fucsia y se ubica en el extremo posterior, a partir de este surge la membrana ondulante que se extiende a lo largo del parásito. El flagelo libre es de un tamaño bastante largo y fino.



**Figura 53.** *Trypanosoma* morfotipo 3 de la sangre de *Coccyzus americanus* (A-B) Tripomastigotes. Bar. 10 µm.

**Tabla 27.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* morfotipo 3 de la sangre de *Coccyzus americanus*.

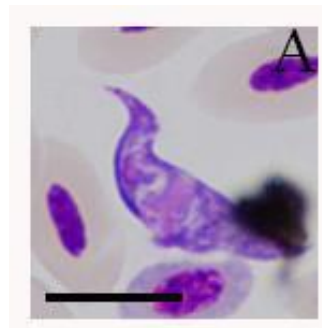
Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigotes</b>	N=2
Largo sin flagelo	12.2-26.5 (19.4 ± 10.1)
Largo total	23.7-48.3 (36.0 ± 17.3)
Ancho	4.2-5.7 (5.0 ± 1.0)
Largo del núcleo	2.7-5.0 (3.8 ± 1.6)
Ancho del núcleo	1.4-1.6 (1.5 ± 0.1)
PK	1.2-4.6 (2.9 ± 2.3)

KA	11.3-20.0 (15.6 ± 6.1)
KN	4.5-9.1 (6.8 ± 3.2)
PN	6.9-14.5 (10.7 ± 5.4)
NA	6.1-9.7 (7.9 ± 2.5)
FL	10.5-22.8 (16.7 ± 8.6)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### ***Trypanosoma* morfotipo 4**

Morfotipo hallado en un individuo *Coccyzus americanus*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%. El único tripanosoma de este morfotipo se caracteriza por poseer un cuerpo alargado y ancho, con los extremos anterior en punta con una apariencia de media luna. Posee un citoplasma morado, el núcleo es ovalado y alargado, de color rosa pálido y se encuentra ubicado en el centro del parásito. No fue posible observar el kinetoplasto debido a que se interpuso un artefacto de la tinción. El flagelo libre es de un tamaño bastante largo y fino.



**Figura 54.** *Trypanosoma* morfotipo 4 de la sangre de *Coccyzus americanus* (A) Tripomastigotes Bar. 10 µm.

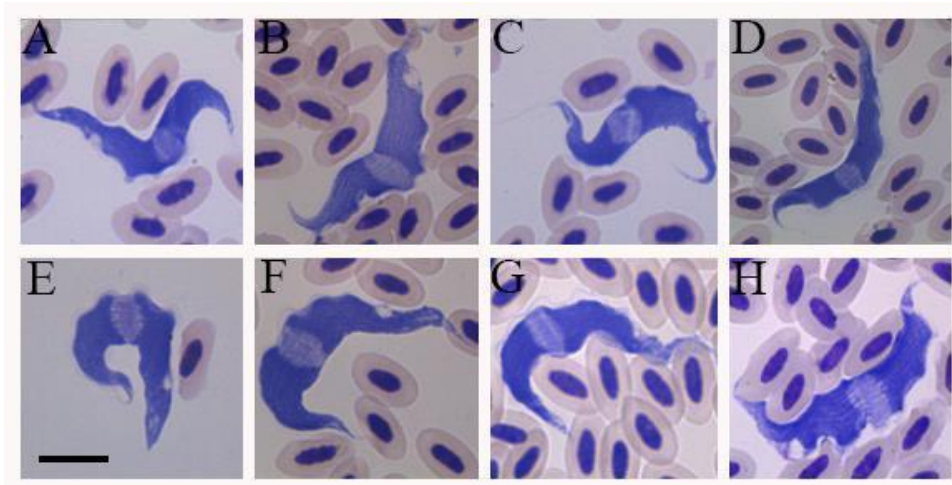
**Tabla 28.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* morfotipo 4 de la sangre de *Coccyzus americanus*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigote</b>	N=1
Largo sin flagelo	23.9
Largo total	38.1
Ancho	5.8
Largo del núcleo	4.4
Ancho del núcleo	2.1
PN	11.7
NA	12.4

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### ***Trypanosoma* morfotipo 5**

Morfotipo hallado en un individuo *Grallaria ruficapilla*, donde la parasitemia correspondió a 0.01%. Los tripomastigotes de este morfotipo se caracterizan por poseer un cuerpo bastante alargado y ancho, con los extremos anterior y posterior en punta con una apariencia de media luna. Posee un citoplasma azul estriado, el núcleo es ovalado y alargado, de color rosa pálido y se encuentra ubicado en el centro del parásito. El kinetoplasto es un tamaño pequeño y color morado claro. El flagelo libre es de un tamaño bastante corto y delgado. El individuo presento coinfección con *Leucocytozoon pterotenuis* y *Microfilaria*.



**Figura 55.** *Trypanosoma* morfotipo 5 de la sangre de *Grallaria ruficapilla* (A-H) Tripomastigotes Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 29.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* morfotipo 5 de la sangre de *Grallaria ruficapilla*.

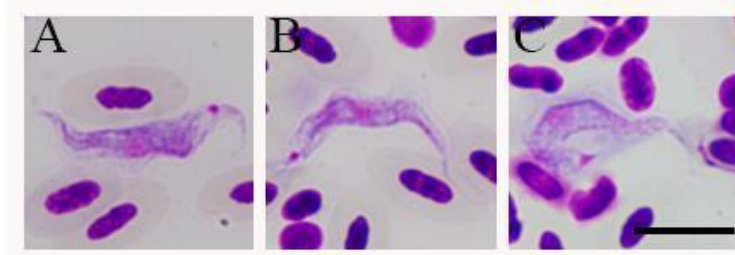
Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigote</b>	N=7
Largo sin flagelo	38.9-51.9 (46.3 $\pm$ 4.7)
Largo total	45.2-61.6 (54.4 $\pm$ 5.8)
Ancho	4.7-8.8 (7.0 $\pm$ 1.4)
Largo del núcleo	4.5-7.8 (6.2 $\pm$ 1.2)
Ancho del núcleo	3.4-5.1 (4.2 $\pm$ 0.5)
PK	8.3-17.2 (13.2 $\pm$ 2.9)
KA	29.5-37.2 (32.8 $\pm$ 3.1)

KN	12.1-17.2 (14.3 ± 1.7)
PN	20.2-29.6 (25.5 ± 3.5)
NA	16.6-24.5 (19.8 ± 2.5)
FL	6.6-11.9 (8.8 ± 1.8)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### ***Trypanosoma* morfotipo 6 ©**

Especie hallada en un individuo *Orochelidon murina*, donde la parasitemia correspondió a 0.03%. Los tripomastigotes de este morfotipo se caracterizan por poseer un cuerpo alargado y delgado, con los extremos anterior y posterior agudos. Posee un citoplasma morado, el núcleo es circular, de color rosa intenso y se encuentra ubicado en el centro del parásito. El kinetoplasto es un tamaño grande y color morado oscuro. El flagelo libre es de un tamaño bastante corto y delgado.



**Figura 56.** *Trypanosoma* morfotipo 6 de la sangre de *Orochelidon murina* (A-C) Tripomastigotes Bar. 10 µm.

**Tabla 30.** Parámetros morfométricos de *Trypanosoma* morfotipo 6 de la sangre de *Orochelidon murina*.

Característica	Medida (Macías, 2020)
<b>Tripomastigote</b>	N=3
Largo sin flagelo	21.6-27.3 (24.7 ± 2.8)
Largo total	27.4-35.3 (30.6 ± 4.2)
Ancho	2.8-3.2 (3.0 ± 0.1)
Largo del núcleo	2.4-2.5 (2.5 ± 0.06)
Ancho del núcleo	2.3-2.5 (2.4 ± 0.1)
PK	2.3-6.8 (5.0 ± 2.3)
KA	18.7-20.0 (19.3 ± 0.6)
KN	4.3-8.6 (7.1 ± 2.4)
PN	9.1-16.3 (12.2 ± 3.6)
NA	11.1-14.6 (12.4 ± 1.9)

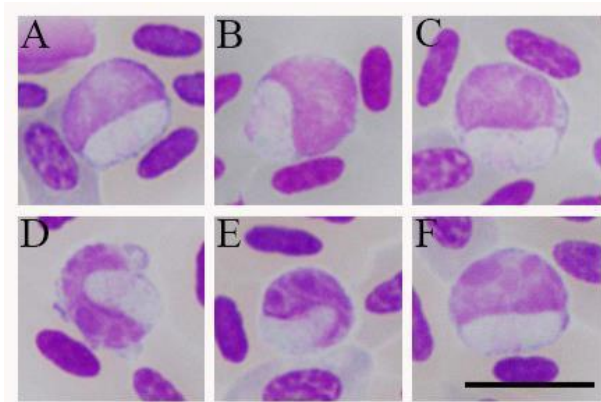
FL 4.1-8.7 (6.7 ± 2.3)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

### 6.5.6 Hepatozoon

#### *Hepatozoon* morfotipo 1

Morfotipo hallado en un individuo *Orochelidon murina*, donde se evidenció la infección en leucocitos, específicamente en linfocitos, se observaron cambios visibles en la célula hospedera ya que se observó en algunas células hendiduras en su núcleo, la parasitemia correspondió a 0.02%.



**Figura 57.** *Hepatozoon* morfotipo 1 de la sangre de *Orochelidon murina*. (A-F) Gamontes. Bar. 10  $\mu$ m.

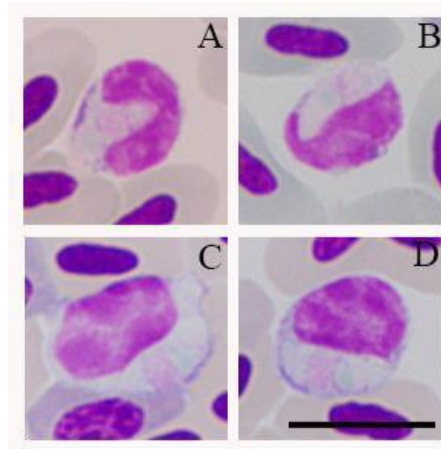
**Tabla 31.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gamontes de *Hepatozoon* morfotipo 1 de la sangre de *Orochelidon murina*.

Característica	Medidas (Macías, 2020)
<b>Leucocito infectado</b>	N=7
Área	36.6-68.4 (55.2 ± 9.7)
Área núcleo	23.0-36.6 (31.1 ± 4.6)
<b>Gamonte</b>	N=7
Largo	6.0-7.5 (7.0 ± 0.5)
Ancho	2.4-3.6 (3.0 ± 0.3)
Área	13.8-20.6 (18.6 ± 2.3)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=7
Largo	1.5-3.6 (2.3 ± 0.8)
Ancho	1.5-3.2 (2.5 ± 0.6)
Área	4.5-6.7 (5.3 ± 0.7)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

## ***Hepatozoon* morfotipo 2**

Morfotipo hallado en un individuo *Pygochelidon cyanoleuca*, donde se evidenció la infección en leucocitos, específicamente en linfocitos, se observaron cambios visibles en la célula hospedera ya que se observó en algunas células hendiduras en su núcleo, la parasitemia correspondió a 0.03%.



**Figura 58.** *Hepatozoon* morfotipo 2 de la sangre de *Pygochelidon cyanoleuca*. (A-D) Gamontes. Bar. 10  $\mu$ m.

**Tabla 32.** Parámetros morfométricos de células hospederas y gamontes de *Hepatozoon* morfotipo 2 de la sangre de *Pygochelidon cyanoleuca*.

Característica	Medidas (Macías, 2020)
<b>Leucocito infectado</b>	N=4
Área	48.5-78.4 (59.2 $\pm$ 14.0)
Área núcleo	27.0-40.0 (32.2 $\pm$ 5.8)
<b>Gamonte</b>	N=4
Largo	7.1-8.0 (7.6 $\pm$ 0.3)
Ancho	2.3-3.4 (2.8 $\pm$ 0.4)
Área	15.8-20.0 (17.6 $\pm$ 1.9)
<b>Núcleo del gametocito</b>	N=4
Largo	2.2-3.0 (2.6 $\pm$ 0.4)
Ancho	1.2-2.0 (1.7 $\pm$ 0.3)
Área	2.4-6.3 (5.0 $\pm$ 1.7)

Todas las medidas están dadas en micrómetros. Se proporcionan valores mínimos y máximos, seguidos entre paréntesis por la media aritmética y la desviación estándar.

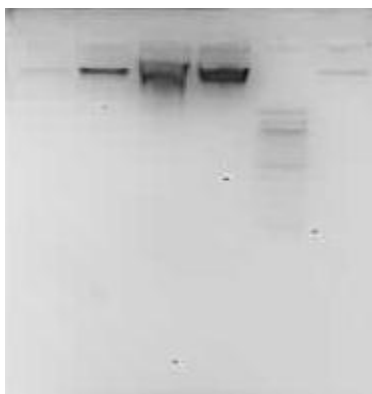
## 6.6 Extracción de ADN, amplificación por PCR y secuenciación del gen del citocromo b

Las muestras de sangre fueron tomadas por punción de la vena braquial (Valkiūnas 2005) y anticoaguladas con EDTA. Posteriormente se realizó la extracción de DNA genómico por el Método de Fenol Cloroformo (Sambrook *et al*, 1989). Brevemente, se descongeló la sangre a una temperatura de 37 °C, del tubo se tomaron 300 µl de muestra, que fue transferida a un vial con el mismo volumen de PBS estéril. Se centrifugó a 5400 rpm por 15 minutos, se descartó el sobrenadante y se agregó 1 ml de buffer de lisis (Tris- HCl pH 8.0, EDTA 0.5M, SDS 10 %). Se aplicó Proteinasa K [20 mg/ml] y se llevó a incubar durante 18 horas en un baño maría a 56 °C. Posteriormente se dejaron enfriar los viales a temperatura ambiente, y se adicionó a cada uno 3 µl de RNasa A [20 mg/ml], por 30 minutos a temperatura ambiente. Se centrifugó a 12000 rpm por 5 minutos a 4 °C, se dividió el contenido de cada uno en dos partes iguales para ser transferidas a tubos limpios donde se les aplicó una cantidad de Fenol: Cloroformo: Alcohol Isoamílico (25:24:1). Se centrifugó a 12000 rpm por 10 minutos a 4°C, se extrajo el sobrenadante transfiriéndolo a un tubo limpio, donde se aplicó 1 ml de Cloroformo: Alcohol Isoamílico (24:1). Esta mezcla se centrifugó a 12000 por 10 minutos a 4 °C, el sobrenadante fue transferido a un tubo limpio donde se le aplicó 1 ml etanol absoluto: acetato de amonio (9:2), para ser incubado durante toda la noche a -20°C, al cabo de este tiempo se centrifugó a 12000 rpm por 10 minutos a 4 °C. Finalmente se descartó el sobrenadante y al precipitado se le realizaron dos lavados con 1 ml de etanol 70 % y se dejó secar el precipitado a temperatura ambiente, para ser resuspendido en Buffer TE estéril.

**Tabla 33. Absorbancias y concentraciones de cada una de las muestras positivas para hemoparásitos amplificadas en la presente investigación:**

Pozo	Muestra	Absorbancia (A260/280)	Concentración (ng/µl)
1	ME60	1.86	18.5
2	CA1022	1.6	15.0
3	CA1026	1.81	258.3
4	CA1031	1.8	5.9

5	Marcador de PM		
6	CA1036	1.8	23.8



**Figura 59.** Visualización en gel de agarosa al 1.5% del ADN genómico obtenido a través del método fenol-cloroformo.

**Tabla 34. Ubicación de las muestras obtenidas por fenol-cloroformo ubicadas en gel de agarosa 1.5%.**

Pozo	Muestra
1	ME60
2	CA1022
3	CA1026
4	CA1031
5	Marcador de Peso Molecular
6	CA1036

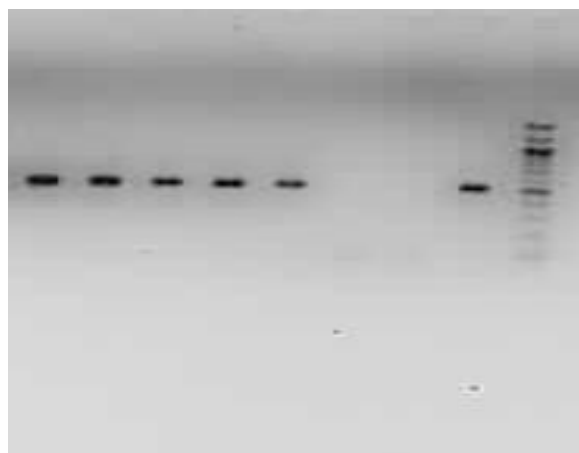
Para confirmar la infección, solo las muestras de ADN que amplificaron exitosamente el ADN del parásito fueron usadas en una reacción de PCR anidada, utilizando los primers y el protocolo descrito por Bensch *et al* (2000) y Hellgren *et al* (2004). La primera PCR se llevó a cabo en un volumen final de 25  $\mu$ l, así: 1  $\mu$ l de ADN genómico, 1.25 mM de cada uno de los dNTP's



(Invitrogen), 0.6  $\mu\text{M}$  de cada primer, 3.0 mM de  $\text{MgCl}_2$ , Buffer PCE 1X y 0.125U/ $\mu\text{l}$  de Taq Polimerasa (GoTaq® DNA Polymerase- Promega). Los primers utilizados fueron los sugeridos por Bensch *et al.* (2000) HaemNFI (5'CATATATTAAGAGAATTATGGAG-3') HaemR3 (5'ATAGAAAGATAAGAAATACCATTC-3') y Hellgren *et al* 2004.

En la segunda, se usaron 2  $\mu\text{l}$  del producto de la primera PCR como ADN plantilla, y las mismas concentraciones de la mezcla ya mencionada; usando los primers HaemF y HaemR2, que permiten la identificación de *Plasmodium* y/o *Haemoproteus*. Para la primera reacción se utiliza una temperatura de denaturación de 94°C por 3 min, seguido de 20 ciclos de 94°C por 30 segundos, 50°C por 30 segundos y 72°C por 45 segundos; para finalizar con una temperatura de extensión de 72°C por 10 min. Hellgren *et al* 2004. Para la segunda reacción el perfil utilizado consiste en una temperatura de denaturación de 94°C por 3 min, seguido de 35 ciclos de 94°C por 30 segundos, 52.1 °C por 30 segundos y 72°C por 10 min. Como control negativo se empleó agua libre de nucleasas y para el control positivo se utilizó ADN de *Haemoproteus columbae*.

Se observaron los productos obtenidos de la PCR anidada en gel de agarosa al 1.5% teñidos con Gel Red. Los productos de PCR obtenidos en la reacción anidada fueron usados como molde para obtener secuencias que permitieron la identificación de los hemoparásitos presentes en las muestras estudiadas, dichos productos se purificaron por el método de acetato de amonio. A cada una de las amplificaciones se le añadieron 11  $\mu\text{l}$  de acetato de amonio ( $\text{NH}_4\text{Ac}$ , 8M) y 37.5  $\mu\text{l}$  de etanol al 95% a temperatura ambiente, posteriormente se mezcló suavemente con el vórtex. Una vez realizado este paso, se dejó reposar la mezcla durante 15 minutos. Seguido a esto, se centrifugaron a 13.000 rpm durante 30 minutos, ya retirados los tubos de la centrifuga, se descartó el sobrenadante y se dejó el tubo boca abajo en una toalla de papel para eliminar el resto de sobrenadante, luego se añadieron 50  $\mu\text{l}$  de etanol frío al 70%, nuevamente se descartó el sobrenadante y se dejó el tubo boca abajo en una toalla de papel para eliminar el resto de sobrenadante, centrifugamos a 13.000 rpm durante 15 minutos y posteriormente se añadió 30  $\mu\text{l}$  de TE, se mezclaron en vórtex y se dejaron reposar durante 5 minutos.

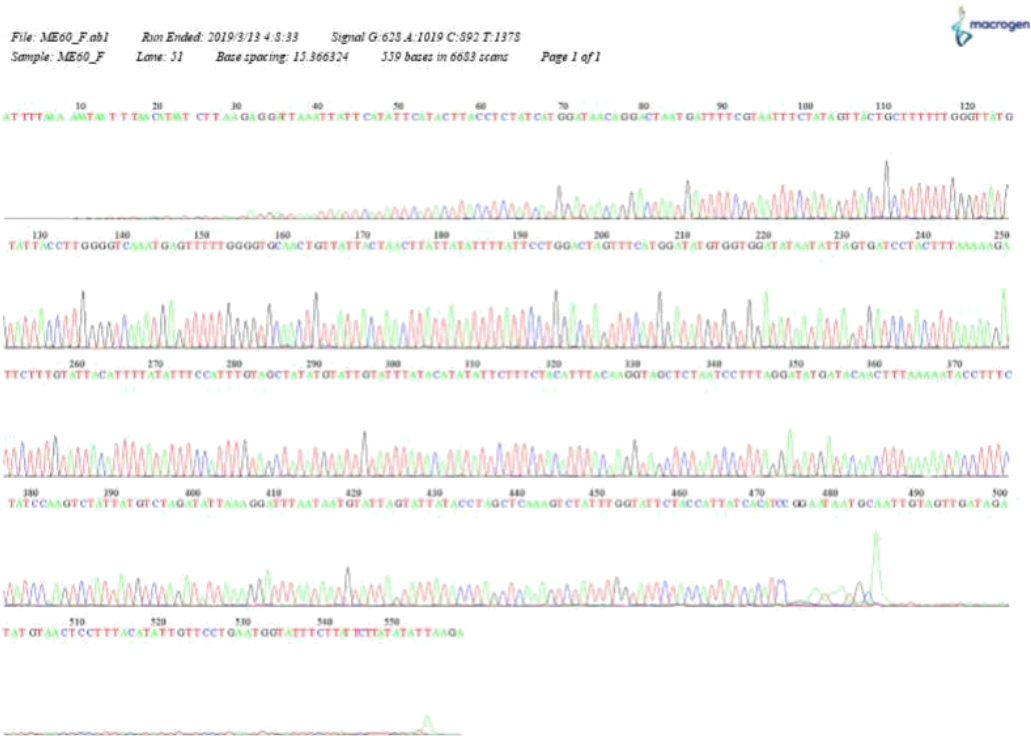


**Figura 60.** Electroforesis en gel de agarosa al 1.5% de los productos de purificación con etanol y acetato de amonio.

**Tabla 35. Ubicación de las muestras obtenidas de la purificación con acetato de amonio ubicadas en gel de agarosa 1.5%.**

Pozo	Muestra
1	LS1425
2	ME60
3	CA1022
4	CA1026
5	CA1031
6	Control negativo
7	Control positivo
8	Marcador de peso molecular

Todos aquellos productos purificados obtenidos a través de la PCR se secuenciaron posteriormente en ambos sentidos utilizando analizador de ADN 3730xl (Applied Biosystems, Seúl, Corea del Sur) (Figura 61).



**Figura 61.** Electroesferograma obtenido de la secuenciación de ME60 por Macrogen.

Una vez obtenidas las secuenciaciones del forward y reverse de cada una de las muestras se procedió a limpiarlas a través del software Sequencher DNA Sequence Analysis 4.1.4, luego se realizaba el consenso de ambos sentidos para obtener un producto de aproximadamente 480 pb del *cyt b*, con el consenso de cada una de las purificaciones se procedió a correr un Blast para cada una de ellas, esto con el fin de obtener información sobre reportes o algún tipo de proximidad con hemoparásitos ya reportados por otros investigadores. Aquellas secuencias obtenidas en el presente estudio aparecen en la columna de identidad porcentual con N.A (No aplica), estas secuencias se encuentran en proceso para ser reportados en las bases de datos de GenBank y Malavi.

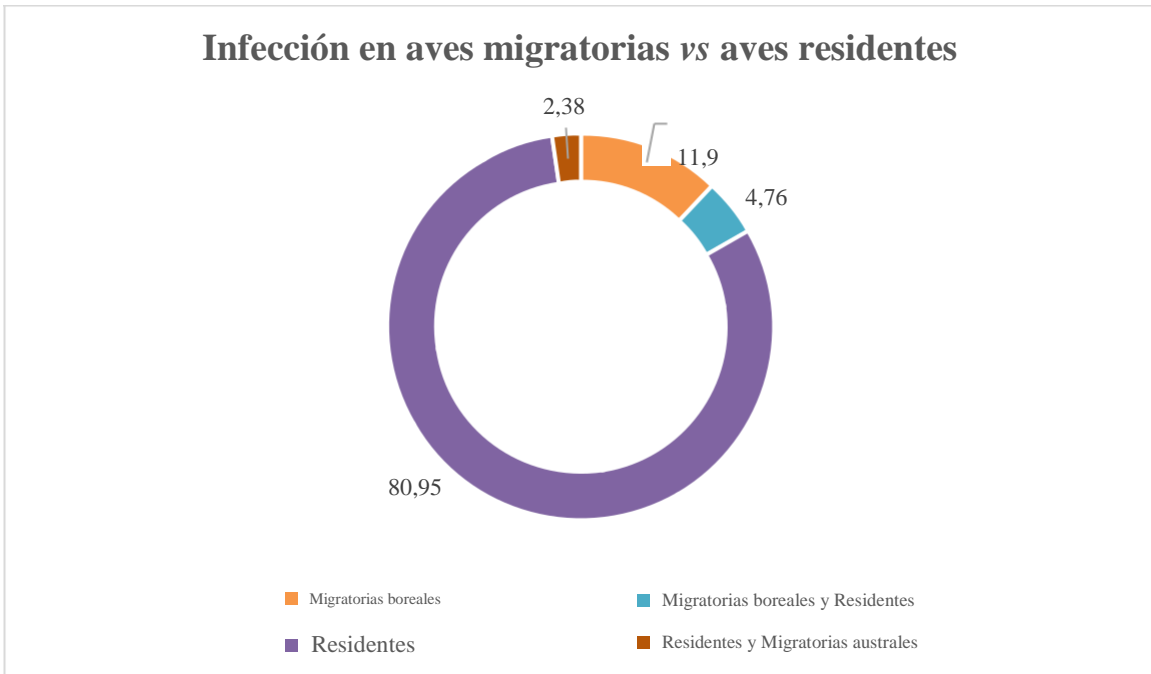
**Tabla 36. Linajes de hemosporidios encontrados. Se listaron los linajes y el porcentaje de identidad con respecto al linaje obtenido en el estudio; las especies hospederas donde fueron encontrados estos linajes y la localidad involucrada, así como los linajes reportados anteriormente en GenBank.**

Género	Linaje	Evaluación	Identidad porcentual	Código al GenBank	Especie hospedera	Localidad	Referencia
<i>Plasmodium</i>	ANADISO1	-	N. A	P. A	<i>Anas discors</i>	Laguna de Sonso, Valle del Cauca	Este estudio
	RVTC27	0	99.79%	KX159489	<i>Ramphastos vitellinus</i>	Brasil	Tostes R, Días R.J.P. (Sin publicar)
	DENPETO3	0	99.79%	MF817774.1	<i>Turdus migratorius</i>	Michigan, USA.	Smith, J.D, Vonhof, M.J. (2017)
	ANAGEO03	0	99.58%	KU569720	<i>Anas georgica</i>	Chile	Bell J.A, Gonzales D. (Sin publicar)
<i>Parahaemoproteus</i>	DENAUT16		N. A	P. A	<i>Dendrocygna autumnalis</i>	Tapa del Venado, Casanare	Este estudio
	DENAUT17						
	DENAUT22						
	DENAUT26						

	DENAUT 31						
	DENAUT 01	0	100%	KJ175078	<i>Dendrocygna autumnalis</i>	Tapa del Venado, Casanare	Matta N.E, Pacheco M.A. (2014)
	CAIMOSO 1	0	N. A	P. A	<i>Cairina moschata</i>	Medina, Cundinamarca	Este estudio
	G20	0	99.79%	MF06200 4	<i>Oressochen jubata</i>	Brasil	Werther, K., Luzzi M.C (Sin publicar)

### 6.7 Infección en aves migratorias vs aves residentes

De las 42 aves infectadas con alguna especie de parásito sanguíneo, 5 (11.90%) correspondieron a aves cuyo estado es migratorio boreal, 2 (4.76%) migratorias boreales y residentes, 1 (2.38%) migratorio austral y residente; por último, la población con mayor número de infecciones correspondió a la residente con un total de 34 (80.95%) individuos.



**Figura 62.** Comparación en porcentajes de la infección por hemoparásitos presentes en 42 aves asociadas a cuerpos de agua de acuerdo con su estado migratorio (Anexo 1).

## 7. DISCUSIÓN

Esta es la primera investigación que analiza la prevalencia, distribución de parásitos sanguíneos en las aves asociadas a cuerpos de agua. Así mismo, pocos estudios sobre este tema se han adelantado a nivel mundial. Dentro de los aspectos novedosos que presenta esta investigación están 1. los primeros reportes para América de los parásitos *Haemoproteus contortus* y *Haemoproteus gallinulae*; 2. la revalidación de *Haemoproteus gabaldoni* como especie (que había sido sinonimizado por el Dr. Valkiūnas<sup>54</sup>), pues se encontraron importantes caracteres que permiten diferenciarlo de *H. nettionis* y *H. greineri*; 3. La generación de secuencias del citocromo b (BarCode) para *H. gabaldoni*, encontrado infectando un pato de la localidad de Medina-Cundinamarca; y 4. el reporte de parásitos de los géneros *Trypanosoma*, *Leucocytozoon* y Microfilarias en aves cuyo registro de hemoparásitos era muy bajo o no se había realizado (*Chloroceryle aenea*, *Chloroceryle inda*, *Paroaria nigrogenis*, *Orochelidon murina*, *Coccyzus americanus*, *Vanellus chilensis*, entre otros).

De las familias estudiadas para la presente investigación, la que tuvo mayor prevalencia de parásitos sanguíneos corresponde a Anatidae, lo cual concuerda con los estudios realizados para el neotrópico y América del Norte (Tabla 37)<sup>13,16</sup>. Cabe destacar que, a pesar de poseer un buen número de golondrinas muestreadas con un total de 138 individuos muestreados, únicamente cinco de ellas presentaban algún tipo de infección por hemoparásitos (Anexo 2).

**Tabla 37. Comparación entre los resultados de infección en aves de la familia Anatidae de Greiner (1975), White (1977) y la presente investigación.**

<b>Familia de aves (Anatidae)</b>	<b>Greiner et al (1975) *</b>	<b>White et al (1977) *</b>	<b>Macías (2020)</b>
<b>Número de aves analizadas</b>	13114	449	81
<b>Aves infectadas (Prevalencia)</b>	4180 (31.87%)	10 (2.22%)	18 (22.22%)
<b>Género de hemoparásito con mayor prevalencia</b>	<i>Haemoproteus</i> spp.	<i>Plasmodium</i> spp.	<i>Haemoproteus</i> spp.

<b>Área analizada</b>	Grandes lagos y el noreste de los Apalaches-Laurencianos	Orinoco colombiano, Venezuela, Guayanas, Sur de Bolivia, Norte de Argentina, Paraguay y Uruguay.	Colombia en los departamentos de Risaralda, Cundinamarca, Magdalena, Valle del Cauca, Putumayo, Casanare y Santander.
-----------------------	--	--	---

\*Prevalencia de hematozoarios basados en revisión de literatura y en los archivos del Centro de Referencia Internacional de Hematozoarios aviáres.

Antecedentes de este tipo de estudios en aves acuáticas o asociadas a cuerpos de agua están en Argentina<sup>22</sup> con pingüinos, Chile con *Phalacrocorax brasilianus* y Brasil con pingüinos, *Platalea ajaja*, *Ardea alba* y *Mycteria americana*<sup>24,25</sup>.

Los reportes de hemoparásitos relacionados con aves asociadas a cuerpos de agua en el mundo, se han basado principalmente en los caracteres morfológicos de los estadios observados en sangre, la gran mayoría de especies reportadas se encuentran copiladas en el libro de Valkiūnas<sup>54,62</sup>.

Considerando la gran diversidad de ambientes y organismos que ocurren en la región neotropical, es difícil comparar los resultados obtenidos en diferentes estaciones y de diferentes localidades. A pesar de eso, al evaluar los resultados de la investigación de la región neotropical, podemos encontrar características comunes. Uno de ellos es la baja prevalencia de hemoparásitos que van desde el 5.1% al 23.9%<sup>10,14,16,100-105</sup> (Tabla 38). Los resultados de nuestro estudio (prevalencia: 7.29%) corresponde con estos valores, los cuales se comparan en la tabla 38.

**Tabla 38. Comparación de resultados de prevalencia en estudios en aves obtenidos por estudios previos en Latinoamérica y este estudio.**

Reportes	Número de aves analizadas	Aves infectadas (Prevalencia)	Género con mayor prevalencia	Área analizada
Basto <i>et al</i> (2006)	342	82 (23.9%)	Microfilarias	Colombia - Parque Nacional



				Natural La Macarena
<b>Londoño <i>et al</i> (2007)</b>	302	28 (9.3%)	<i>Plasmodium</i> spp.	Colombia - Golfo de Urabá y Bajo Cauca
<b>Bennett <i>et al</i> (1980)</b>	1791	132 (7.4%)	<i>Haemoproteus</i> spp.	Jamaica – Malvern, Greenhill’s, Mandeville, Treasure Beach,
<b>Sousa &amp; Herman (1982)</b>	3715	668 (18%)	<i>Haemoproteus</i> spp.	Panamá – La Fortuna, Cuesta de Piedra, Juan Mina, Bayano.
<b>Bennett <i>et al</i> (1991)</b>	641	33 (5.1%)	Microfilarias	Bolivia – Los Fierros, Arroyo del Encanto, Río Paucerna
<b>Macías (2020)</b>	576	42 (7.29%)	<i>Haemoproteus</i> spp.	Doce departamentos de Colombia (Figura 18)

En esta investigación, nuestra prevalencia de hemoparásitos fue inferior con respecto a otros estudios realizados en otros países de la región neotropical, esto puede deberse a varios factores:

(1) La totalidad de muestras analizadas en nuestro estudio corresponden a aves asociadas a cuerpos de agua de manera estricta o dependiente, este tipo de aves hasta la fecha no poseían un estudio base en Colombia; mientras que los demás estudios incluyen otros taxones más frecuentemente infectados como son las aves Passeriformes. Previamente se ha reportado que las aves acuáticas tienen bajas prevalencias<sup>23–25,54</sup>. Definitivamente, una mayor exploración de cuáles son los

vectores, cuál es la preferencia alimenticia de dichos vectores, mecanismos de respuesta inmune del ave deben ser investigados, para poder explicar los datos consistentemente encontrados en este tipo de aves.

En la clase Aves se han identificado aproximadamente 140 especies de *Haemoproteus*, el cual es considerado un parásito considerado cosmopolita y se encuentra ampliamente distribuido a nivel mundial, además de que gracias a la gran cantidad de especies que alberga, alcanza a duplicar el número de especies que conforman el género *Plasmodium* en aves<sup>54</sup>, en la presente investigación se encontraron 7 especies de *Haemoproteus* como lo son: *H. balearicae*, *H. caprimulgi*, *H. contortus*, *H. gallinulae*, *H. gabaldoni*, *H. macrovacuolatus* y *H. nettionis*. Dentro de los hospederos se encontraron estas infecciones en siete especies de aves (pertenecientes a 5 familias), los cuales son resultados similares a los reportados en estudios previos para el territorio analizado<sup>12</sup> (Tabla 39).

**Tabla 39. Comparación del número de especies y familias reportadas como parasitadas por *Haemoproteus* spp. en Colombia:**

	<b>Renjifo <i>et al.</i> (1952)</b>	<b>Bennett &amp; Borrero (1976)</b>	<b>Rodríguez <i>et al.</i> (2001)</b>	<b>Este estudio</b>
<b># Especies hospederas</b>	11	12	9	7
<b># Familias hospederas</b>	5	9	4	5
<b>Prevalencia</b>	10.38%	3.1%	6.67%	3.64%

A pesar de que las especies analizadas en cada uno de los estudios fueron muy diferentes debido a los métodos de captura empleados y a las áreas de investigación<sup>10,12,14</sup>, la familia Anatidae fue la que mayor prevalencia presentó, debido a que un total de 16 individuos presentaron infección con este género.

De especial relevancia es la propuesta de revalidación de la especie *H. gabaldoni* basado en:

Durante muchos años se han reportado tres especies de *Haemoproteus* infectando patos; *H. greineri*<sup>106</sup> el cual lo caracteriza la presencia de gametocitos circumnucleares, sin embargo algunos investigadores mencionan que esta especie podría llegar a ser sinónimo de *H. nettionis* debido a que en procesos de infección experimental con *H. nettionis* se observaron los gametocitos circumnucleares en el frotis de sangre periférica<sup>107</sup>; *H. gabaldoni*<sup>97</sup> el cual es bastante parecido a *H. nettionis*, pero se caracteriza por poseer un contorno completamente ameboide, un número reducido de gránulos de hemozoína y la presencia de gránulos de volutina en su citoplasma, pese a ello, este género fue sinonimizado por el Dr. Valkiūnas a *H. nettionis*<sup>54</sup>. Esta última especie mencionada, se caracteriza por la presencia de gametocitos halteridiales que logran desplazar de manera evidente el núcleo de la célula hospedera y es el hemoparásito más común en patos. Las diferencias morfológicas entre *H. gabaldoni* y *H. nettionis* son importantes, por lo que para la presente investigación se decide tomar a *H. gabaldoni* nuevamente como especie, diferenciándola de *H. nettionis* (Tabla 13).

*H. macrovacuolatus* es la nueva especie de *Haemoproteus* de patos, descrita por el grupo de investigación GERPH de la Universidad Nacional de Colombia<sup>91</sup>, la cual se caracteriza por la presencia de unas vacuolas enormes en los gametocitos; sin embargo, esta característica también la poseen algunas otras especies de *Haemoproteus*<sup>54</sup> como lo son las vacuolas distintivas de los macrogametocitos de *H. trogonis*, *H. vacuolatus* y *H. ortalidum*<sup>108</sup>. Estos parasitan Trogoniformes, Passeriformes y Galliformes respectivamente. *H. macrovacuolatus* se distingue de los anteriormente mencionados por las vacuolas notablemente grandes (Figura 38). El origen de las vacuolas no es del todo claro, ya que en estudios de caracterización del ciclo de vida de algunos *Haemoproteus*, estas se han observado desde el desarrollo de los cigotos y los ooquistes<sup>54,67</sup>. Valkiūnas en el año 2005 comenta en su libro que en estas etapas de desarrollo las vacuolas se encargan de contener materiales energéticos como proteínas y lípidos, los cuales serán lavados durante la fijación de los frotis con metanol y aparecerán vacíos al momento de observar en el microscopio<sup>54</sup>. También puede ser que estas vacuolas estén involucradas en la osmorregulación o actúen como reservorio de agua<sup>109</sup>.

Gabaldón y sus colaboradores reportaron a mediados de 1975 la presencia de un *Haemoproteus* sp. en un *Dendrocygna autumnalis* en Venezuela, ellos aseguraron que el parásito reportado era completamente diferente a todas aquellas reportadas previamente en el pato real (*Cairina*

*moschata*) sin embargo no realizaron la descripción de esta “nueva especie”, sino que solo reportaron la prevalencia de infección donde 14/33 (42%) de los individuos presento infección con *Haemoproteus*, este resultado fue mucho mayor que el reportado por el mismo Gabaldón en 1975 donde obtuvo un total de 1/124 (0.8%) de infectados<sup>110</sup>.

En cuanto al parásito encontrado en un individuo de la familia Scolopacidae, identificado como *H. contortus*, es el primer reporte de esta especie para Colombia, previamente en los estudios llevados a cabo en América del Norte, se encontró un único individuo de esta familia infectado con este género<sup>13,16</sup> (Tabla 40).

**Tabla 40. Resumen de la distribución de *Haemoproteus* spp. en la familia Scolopacidae según el estudio realizado por Clements en 1974<sup>96</sup>:**

	Norteamérica	Suramérica	Asia	África	Europa
# Especies de Scolopacidae (Clements, 1974) (Total: 78)	34	32	41	26	31
# Especies de Scolopacidae analizadas	25	13	36	7	5
# Individuos analizados	1159	78	2237	84	18
# Individuos con <i>Haemoproteus</i>	1	0	38	2	4

Las tres especies descritas de *Haemoproteus* para esta familia, se caracterizan por poseer una morfología única entre todo el género parasitario<sup>54,96</sup>. A pesar de que los individuos de esta familia se caracterizan por ser cosmopolitas, estos parásitos sanguíneos en la familia Scolopacidae solo se han reportado en el continente asiático<sup>13,16,111</sup>. Debido a esto, varios investigadores asociaron la

nula o baja prevalencia de hemoproteidos en los Scolopacidae con la falta de una interacción hospedero-vector en el continente americano, ya sea por la falta de vectores, rasgos conductuales de las aves o los factores ecológicos donde se encuentra el hospedero, lo cual hace que se aíslen de los potenciales vectores<sup>96</sup>.

Por otra parte, *H. caprimulgi* es la única especie de *Haemoproteus* que infecta aves de la familia Caprimulgidae, ya que como lo mencionó Williams en 1975: esta especie de hemoparásito se caracteriza únicamente por infectar esta familia aviar, sin embargo, existen otras especies que son similares morfológicamente hablando, pero logran ser diferenciadas según la familia del hospedero en el que se encontró la infección<sup>99</sup>. De acuerdo con esto sería de vital importancia lograr estudiar la especificidad que tiene el vector y la transmisión que puedan llegar a dar un peso más científico a esta teoría. En el presente estudio se encontró esta especie en *Nyctipolus nigrescens* en el Parque Nacional Natural La Macarena, departamento del Meta y de igual manera existe un reporte en Argentina, donde se llevó a cabo un estudio sobre la presencia de hemoparásitos pertenecientes a *Haemoproteus* y microfilarias en aves de Jujuy, allí la descripción realizada por Massa y Fiora en 1930 en un individuo *Caprimulgus rufus* es mucho menor que todas las medidas realizadas para *H. caprimulgi*, lo único con lo que concuerda es con el desplazamiento lateral del núcleo de la célula hospedera. Por tal motivo es de suponer que las medidas de todos los parásitos que llevaron a cabo Massa y Fiora fueron basadas en gametocitos inmaduros, cabe resaltar que estos investigadores no mencionaron en su investigación el estadio del parásito en el que se basaron para las mediciones<sup>112</sup>.

Finalmente tenemos las infecciones encontradas en los individuos de la familia Rallidae (*Porphyrio martinica*), la primer especie encontrada fue *H. balearicae*, la cual es una de las especies descritas por Bennet y colaboradores en 1975 junto a *H. antigonis* en aves de la familia Gruidae, donde sugirieron que todo el rango de transmisión se podía llevar a cabo en todo el rango que alcancen las aves pertenecientes a esta familia<sup>98</sup>. Durante muchos años se pensó que la transmisión de *H. balearicae* se encontraba limitada a África occidental<sup>95</sup>, sin embargo, Peirce a mediados de 1973 reportó la presencia de este parásito en aves de colecciones de Inglaterra<sup>113</sup>, de igual manera se encontró en grullas barbudas (*Bugeranus carunculatus*) de un zoológico ubicado en Oklahoma, USA<sup>114</sup>.

Nuestra identificación en aves de la familia Rallidae indicaría que esta especie de *Haemoproteus* no es específica de la familia Gruidae, sino que afecta al orden Gruiformes en general. Este hallazgo en Colombia, Inglaterra y USA permite señalar que esta infección se puede llegar a estar presentando en estas áreas debido a la introducción de especies, al tráfico ilegal o las migraciones no explicadas aún por algunas especies de aves, como la originada por *P. martinica*, donde hasta la fecha no se conoce con exactitud las rutas migratorias de ésta.

La segunda especie encontrada en *P. martinica* corresponde a *H. gallinulae*, el cual se logra separar de otras especies debido a que su presencia se da principalmente en aves de la familia Rallidae, sus numerosos gránulos de pigmento y el hecho de que no genera una hipertrofia marcada en la célula hospedera. Sin embargo, *H. gallinulae* comparte demasiadas características morfológicas con *H. antigonis* (Gruidae) y *H. tendeiroi* (Otidae), sería casi imposible diferenciarlos si al igual que *H. caprimulgi* no se lograra conocer el hospedero infectado. Sobre la base de su aparición en una familia hospedera diferente, aquí se considera una especie separada. Sin embargo, dado que los requisitos ecológicos de muchas aves de la familia Rallidae se superponen ampliamente con los de la familia Gruidae y Otidae, no sería sorprendente encontrar que los mismos vectores están involucrados para las tres especies de *Haemoproteus*. Además, no sería sorprendente descubrir que los tres hemoproteidos son, de hecho, iguales. Si se demuestra que este es el caso, entonces *H. antigonis* y *H. tendeiroi* caerán como sinónimos de *H. gallinulae*<sup>98</sup>.

La prevalencia de *Plasmodium* en este estudio fue baja (0.86%) con respecto a otro tipo de estudios, lo cual resulta bastante interesante ya que este género es considerado uno de más prevalentes infectando aves a nivel mundial. Un claro ejemplo de ello es que en las aves se ha logrado llegar a identificar aproximadamente 55 especies de *Plasmodium*, basándose ya sea en la caracterización morfológica o molecular.

**Tabla 41. Especies de *Plasmodium* encontradas en algunos ordenes de aves acuáticas para el mundo.**

Orden	Especie de <i>Plasmodium</i>
Sphenisciformes	<i>P. relictum</i>  <i>P. elongatum</i>

<b>Pelecaniformes</b>	<i>P. circumflexum</i>
<b>Ciconiiformes</b>	<i>P. circumflexum</i> <i>P. relictum</i> <i>P. vaughani</i> <i>P. nucleophilum</i> <i>P. elongatum</i>
<b>Anseriformes</b>	<i>P. relictum</i> <i>P. circumflexum</i> <i>P. polare</i> <i>P. anasum</i> <i>P. hegneri</i> <i>P. gabaldoni</i> <i>P. vaughani</i> <i>P. nucleophilum</i> <i>P. elongatum</i>
<b>Gruiformes</b>	<i>P. cathemerium</i> <i>P. lutzi</i> <i>P. formosanum</i> <i>P. vaughani</i> <i>P. rouxi</i> <i>P. bertii</i> <i>P. elongatum</i>
<b>Charadriiformes</b>	<i>P. circumflexum</i>

<b>Coraciiformes</b>	<i>P. relictum</i>
	<i>P. circumflexum</i>
	<i>P. garnhami</i>
	<i>P. vaughani</i>

Como se mencionó anteriormente, solo cinco especies resultaron infectadas con *Plasmodium*, las cuales pertenecen a la familia Anatidae (*Anas discors*, *Cairina moschata*), Scolopacidae (*Calidris minutilla*), Thraupidae (*Conirostrum bicolor*) e Icteridae (*Quiscalus mexicanus*) (Anexo 2).

Aunque para la especie *C. minutilla*, no se halló ningún reporte de parasitismo por parte de este hematozoario en la literatura consultada<sup>54</sup>, para las especies de la familia Scolopacidae se ha reportado una especie de *Plasmodium* (*P. relictum*)<sup>115</sup> la cual pertenece al subgénero *Haemamoeba*. Para *C. bicolor*, no se encontraron reportes de parasitismo con *Plasmodium* en la literatura consultadas, para las especies de la familia Thraupidae se ha reportado (*P. paranucleophilum*), la cual pertenece al subgénero *Novyella*. *Q. mexicanus* no presenta ningún tipo de reporte por hemoparásitos en la literatura, para la familia Icteridae se han reportado una cepa de *P. cathemerium* (*Haemamoeba*) inoculable en palomas, patos y pavos. Debido a la falta de un mayor número de parásitos en la muestra, no se logró una determinación a nivel específico de los *Plasmodium* hallados.

La clasificación morfológica de los parásitos sanguíneos de las aves tiene problemas asociados al nivel de parasitemia y la subjetividad de algunos investigadores para clasificar<sup>62</sup>. La parasitemia suele jugar uno de los papeles más importantes al momento de realizar este tipo de estudios, ya que si no se logran apreciar con exactitud todos los estadios parasitarios al momento de analizarlo, no se podrá llegar a especie, dejando consigo la clasificación de *Plasmodium* sp. únicamente.

La leucocitoozoonosis es una infección producida por hemoparásitos en aves que tiene variables de distribución según la zona geográfica. Se ha demostrado que la prevalencia de este género de parásito en tierras bajas es baja y/o nula en países del neotrópico como Colombia, Ecuador, entre otros<sup>10,54,104</sup>, con respecto a los registros realizados en el Neártico donde la prevalencia es alta, alcanzando un 17.7%<sup>13,16,54</sup> (Tabla 42). Sin embargo, con los estudios realizados por el grupo



GERPH en Colombia se logró determinar que la prevalencia cambia significativamente en áreas de alta montaña, pues en la mirra común (*Turdus fuscater*) se reportó el 91.3% de los individuos muestreados infectados<sup>116</sup>. Con ayuda de este tipo de muestreos realizados en tierra altas y con los datos presentados aquí, se comprueba que únicamente en este tipo de tierras de la región neotropical se logra encontrar el potencial vector ornitofílico que logra transmitir y cumplir con el ciclo de vida del parásito de manera exitosa, anulando la hipótesis planteada por Bennett de que las infecciones no se lograban llevar a cabo debido a la falta de vectores adecuados<sup>100</sup>.

**Tabla 42. Prevalencias de *Leucocytozoon* spp. en aves de diferentes masas continentales**<sup>54,102</sup>

Región	Número de aves		Prevalencia de <i>Leucocytozoon</i>
	Examinadas	Infectadas	
Neotropical	51.129	4983 (9.8%)	54 (0.1%)
Neártica	57.026	21.048 (36.9%)	10.093 (17.7%)
Europa Occidental	14.624	4239 (29.6%)	1731 (11.8%)
África Subsahariana	9.697	2562 (26.4%)	454 (4.3%)
Este y Sur asiático	55.289	9026 (16.3%)	1478 (2.7%)

Una de las posibles explicaciones del éxito que se tiene al momento de la transmisión se puede dar a partir de las necesidades que requieren los simúlidos en su ciclo de vida, pues se conoce que este tipo de insecto requiere de aguas correntosas ricas en oxígeno<sup>16</sup>, las cuales se suelen encontrar en paisajes montañosos y páramos, al momento de tomar su fase adulta estos deben alimentarse de manera casi inmediata, ya que de no ser así podrían morir rápidamente.

De todos los individuos muestreados, se evidenció la infección en únicamente aves de la familia Grallariidae 4/4 (100%), las cuales son aves que se caracterizan por ser territoriales terrestres, pero que tienen una preferencia por los nacimientos de agua al momento de poner sus nidos<sup>117,118</sup>, esta familia de aves son de amplia distribución altitudinal en Colombia, pues se han reportado entre los

300 a 4000 msnm, alcanzando una mayor diversidad en alturas superiores a los 800 msnm. En la actualidad son pocas las especies de Grallarias que se han encontrado infectadas con hemoparásitos<sup>16,119</sup>. Kattan y Beltrán explican que la prevalencia de infecciones por hemoparásitos en este tipo de aves suele ser bastante baja debido a que son muy difíciles de capturar con redes de niebla<sup>120</sup> al igual que la mayoría de aves acuáticas. Sin embargo, es importante resaltar que de las cuatro Grallarias muestreadas todas se encontraban infectadas con *Leucocytozoon* spp.

La prevalencia de infección por microfilarias en aves de la Región neotropical varía entre 0.6 a 10.5%<sup>10,14,16,100–105,121,122</sup>. En nuestro estudio se hallaron microfilarias en seis ejemplares de cinco especies, pertenecientes a cuatro familias (tres órdenes). Los resultados de nuestro estudio (prevalencia: 0.86%) está dentro de estos valores.

**Tabla 43. Comparación del número de especies y familias reportadas como parasitadas por Microfilarias en Colombia:**

	<b>Renjifo <i>et al.</i> (1952)</b>	<b>Bennett &amp; Borrero (1976)</b>	<b>Rodríguez <i>et al.</i> (2001)</b>	<b>Este estudio</b>
<b># Especies hospederas</b>	15	10	17	5
<b># Familias hospederas</b>	10	5	8	3
<b>Prevalencia</b>	7.41%	2.3%	8.25%	0.86%

La prevalencia y la intensidad de la infección pueden ser mucho más altas si las muestras se toman de la arteria pulmonar<sup>123</sup>. El ritmo circadiano también puede influir en la aparición de microfilarias en la sangre periférica y, posteriormente, también influir en los resultados de los estudios individuales<sup>124</sup>. Las características morfométricas de las especies de microfilarias neotropicales en aves no permiten llegar directamente hasta especie. A pesar de que faltan los registros de las filarias adultas necesarias para la determinación y clasificación de especies, al menos se podrían llegar a clasificar algunas microfilarias en función de su morfología y morfometría. En la Región neotropical, especialmente en tierras bajas, las microfilarias no solo son más abundantes, sino que también su morfología es mucho más variada en comparación con los registros de la Región

Paleártica<sup>125–127</sup>. La mayoría de los parásitos filariales pertenecen a las familias Aproctidae y Splendidofilariidae<sup>128</sup>. Dentro de la familia Aproctidae, las especies de nematodos en las regiones neárticas y neotropicales pertenecen a los géneros *Aproctella*, *Aproctiana*, *Cardiofilaria*, *Paronchocerca* y *Pelecitus*. En Splendidofilariidae, los géneros encontrados en el Neártico o las regiones neotropicales son *Splendidofilaria*, *Eufilariella*, *Ornithofilaria*, *Parornithofilaria* y *Vagrifilaria*.

La gran mayoría de descripciones de tripanosomas aviares se han realizado a través de la morfología y morfometría de los tripomastigotes encontrados en los FSP entre 1921 y 1990<sup>129</sup>. A pesar de ello, se ha demostrado que las medidas de cada uno de los morfotipos sanguíneos suelen ser muy variables y que por lo general cambian temprano en el desarrollo de la infección<sup>81</sup>. Añadiendo a esto, la baja parasitemia que se presentó en cada uno de los individuos analizados en este estudio, sin importar el género o la especie de ave infectada, lo cual es compatible con estudios realizados a nivel mundial<sup>82,130</sup>. Sin embargo, algunos investigadores como Valkiūnas y Sehgal todavía siguen utilizando esta herramienta como un criterio importante para la determinación de las especies de tripanosomas aviares.

De acuerdo a un estudio realizado en el 2012 enfocado en los tripanosomas, muestra un resultado bastante particular para la investigación de este tipo de hemoparásitos en aves, ya que los autores manifiestan encontrar una morfología más informativa en cultivos celulares con estos parásitos, que con la morfología obtenida directamente de la sangre del hospedero<sup>80</sup>, esto debido a que la morfología no suele cambiar en cultivos in vitro<sup>131</sup>. La presunta especificidad del hospedero también solía ser un criterio para la designación de especies, aunque las relaciones hospedero-parásito entre los tripanosomas aviares son poco conocidas. El espectro del huésped aviar en nuestro estudio se restringió únicamente a aves asociadas a cuerpos de agua. Por lo tanto, la identificación de especies de tripanosoma a partir del hospedero suele ser innecesaria<sup>80</sup>, ya que empiezan a aparecer especies bastante alejadas morfológicamente en los hospederos; a pesar de poseer la misma morfología en el vector<sup>132</sup>.

Por otro lado, aunque los reportes de este género para el Neotrópico son muy reducidos, años atrás en Bolivia<sup>102</sup> se desarrolló un estudio donde se halló la presencia del género *Hepatozoon* con las especies de aves *Dendrocincla merula* (Dendrocolaptidae) y *Thamnophilus aethiops* (Formicariidae). Sin embargo, aunque en la literatura consultada se hallaron reportes de

Atoxoplasma/Lankesterella (sinónimo Haemogregarina) no se encontró ningún reporte de *Hepatozoon* para la familia Hirundinidae en el Neotrópico. La prevalencia correspondió al 4.76%, por lo que este género ocupa el último puesto de prevalencia de hemoparásitos encontrados en aves relacionadas a cuerpos de agua; cabe mencionar que los estadios sanguíneos de los parásitos hepatozoides son muy raros, con infecciones extremadamente bajas que podrían llegar a pasarse por alto fácilmente<sup>62</sup>. Su prevalencia puede estar relacionada con la historia natural de las especies hospedadoras, especialmente para *Orochelidon murina* y *Pygochelidon cyanoleuca* que desarrolla un comportamiento colonial que probablemente permite la transmisión del parásito por pulgas o piojos como se sugirió anteriormente para otras especies de golondrinas<sup>20</sup>.

### **Aves migratorias vs aves residentes:**

Las aves migratorias podrían llegar a desempeñar uno de los papeles más importantes para la transmisión de hemoparásitos ya que permiten que estos se desplacen a áreas geográficamente distantes debido a que suelen estar expuestas cíclicamente a diferentes vectores y bandadas de aves de géneros diferentes durante sus viajes anuales<sup>54,133–135</sup>. Cabe resaltar que hasta la fecha la evidencia explícita de dispersión de este tipo de microorganismos a largas distancias es escasa<sup>136–138</sup>.

Una condición final y crítica para que las aves migratorias sean consideradas vehículos para la dispersión de parásitos es que deben llevar formas transmisibles durante la migración. De acuerdo a esto encontramos que algunas especies de aves migratorias como *N. phaeopus* en Punta Soldado el cual transportaba en su sangre los gametocitos de *H. contortus*, lo cual sugeriría que existe algún potencial de transmisión en los sitios de escala<sup>54</sup>. Sin embargo, ninguno de nuestros otros individuos muestreados en diferentes localidades presentaban infección por este o algún tipo de hemoparásito, esto se puede deber al potencial de transmisión el cual va a depender de las tasas de transmisión de los gametocitos, la cual es bastante desconocida en las aves<sup>139</sup>.

Los patrones estacionales de transmisión de parásitos locales o resistencia inmune podrían explicar la falta de infecciones de especies cruzadas en sitios de escala, al igual que las transmisiones que tienen lugar en aves migratorias pero no en aves residentes, a pesar de que ambas compartan un mismo área de hábitat, para investigadores colombianos como Pulgarín es más probable que se explique por estos factores que por la falta de vectores<sup>133</sup>.

Un aspecto crítico que se abordará en futuros estudios, es el papel de los vectores chupadores de sangre en la transmisión de parásitos en áreas donde las aves residentes y migratorias se superponen en diferentes períodos del año<sup>140</sup>. La información sobre la diversidad, distribución y especificidad del vector es crítica para comprender si las barreras aparentes para la dispersión de parásitos en las regiones y especies evidenciadas en nuestro estudio resultan de la incapacidad de los parásitos para infectar nuevos hospedadores debido a diferencias en factores como la inmunidad del hospedador o si existe la posibilidad de infección, no se realiza debido a restricciones impuestas por la disponibilidad e idoneidad del vector. El trabajo que involucra ensambles de vectores es, por lo tanto, un campo abierto para lograr importantes avances en la comprensión de la dispersión de parásitos en el sistema migratorio Neártico-neotropical, particularmente en los sitios de invernada y escala<sup>67,133</sup>.

Para finalizar; el patrón de transmisión para la mayoría de los hemoparásitos aviares y la susceptibilidad del hospedero aún se desconoce en la región neotropical, especialmente para aquellas especies aviares relacionadas con entornos acuáticos, como Alcenidae, Ardeidae, Scolopacidae o Threskiornithidae.

Sin lugar a duda, los resultados de esta investigación generarán conocimiento de la biodiversidad de los parásitos en ecosistemas acuáticos en países neotropicales y permitirán una mejor comprensión de la dinámica de la transmisión hospedero-parásito-vector, generando nuevas tendencias en la epizootiología de los hemoparásitos de las aves en Colombia y en los países andinos.

## 8. CONCLUSIONES

1. El estudio de diversidad y distribución de los géneros de hemoparásitos encontrados en diferentes hospederos en la presente investigación permite concluir que la familia Anatidae en especial los patos presentan una mayor predisposición para adquirir infecciones con *Haemoproteus*, una posible explicación de ello sea el hábitat semiacuático en el cual se encuentran, lo cual permite una mayor exposición a áreas con una mayor cantidad a los vectores de este género.
2. Actualmente se logra evidenciar la presencia de diferentes géneros de hemoparásitos como *Plasmodium*, *Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Trypanosoma*, Microfilarias y *Hepatozoon* infectando algunas de las especies de aves asociadas a cuerpos de agua; como consecuencia de ello es de vital importancia seguir desarrollando investigaciones para este tipo de aves, con el fin de explicar las posibles repercusiones que podrían llegar a tener este tipo de microorganismos en el hospedero, posibles vectores en Colombia y analizar la probabilidad de que dichos microorganismos puedan llegar a ser zoonóticos.
3. Se demostró la ampliación de rango geográfico para *Haemoproteus gabaldoni* y *H. contortus* y en cuanto a hospedero y geografía a *H. balearicae* y *H. gallinulae*, el primero de ellos desde Venezuela hasta “La puerta del llano” en Medina, Cundinamarca; el segundo de un *Numenius phaeopus* a otro de la misma especie desde las Islas Filipinas hasta Punta Soldado en el Valle del Cauca; el tercero de una *Balearica pavonina* a una *Porphyrio martinica* desde el continente africano hasta el Campus de la Universidad Nacional de Colombia y finalmente de un *Gallinula chloropus* a una *Porphyrio martinica* desde la India hasta el campus de la UN respectivamente. Sin embargo, cabe destacar la selección de especies de hospederos ya que cada una de las especies reportadas en esta investigación para *Haemoproteus* se encontró en hospederos pertenecientes a la misma familia u orden de los reportes originales.

## **9. RECOMENDACIONES**

Para posteriores estudios que se realicen con aves asociadas a cuerpos de agua, se recomienda:

1. Ampliar el muestreo para la búsqueda e identificación de linajes de hemosporidios, y por tanto la estimación de la prevalencia de parásitos sanguíneos en aves que coexistan en ecosistemas estrictamente acuáticos en Colombia.
2. Dado que el estudio de las variables ambientales es de gran importancia para el entendimiento de las relaciones vector-parásito-hospedero, se recomienda realizar estudios de la relación parasito-vector y parásito-hospedero en los cuales se incluyan variables como la temperatura, humedad relativa y precipitación, entre otras, las cuales pueden responder preguntas relacionadas con la influencia de la diversidad de linajes de parásitos así como la intensidad de infección en las aves.

## 10. REFERENCIAS

1. Liao W, Atkinson CT, LaPointe DA, Samuel MD. Mitigating Future Avian Malaria Threats to Hawaiian Forest Birds from Climate Change. Sullivan DJ, editor. PLoS One. 2017;12:1–25.
2. Cannell BL, Krasnec KV, Campbell K, Jones HI, Miller RD, Stephens N. The pathology and pathogenicity of a novel Haemoproteus spp. infection in wild Little Penguins (*Eudyptula minor*). Vet Parasitol. 2013;197:74–84.
3. Donovan TA, Schrenzel M, Tucker TA, Pessier AP, Stalis IH. Hepatic hemorrhage, hemocoelom, and sudden death due to Haemoproteus infection in passerine birds: Eleven cases. J Vet Diagnostic Investig. 2008;20:304–13.
4. Martinsen ES, Sidor IF, Flint S, Cooley J, Pokras MA. Documentation of Malaria Parasite (*Plasmodium* spp.) Infection and Associated Mortality in a Common Loon (*Gavia immer*). J Wildl Dis. 2017;53:859–63.
5. Olias P, Wegelin M, Zenker W, Freter S, Gruber AD, Klopfleisch R. Avian Malaria Deaths in Parrots, Europe. Emerg Infect Dis. 2011;17:950–2.
6. Ortiz-Catedral L, Brunton D, Stidworthy MF, Elsheikha HM, Pennycott T, Schulze C, et al. *Haemoproteus minutus* is highly virulent for Australasian and South American parrots. Parasit Vectors. 2019;12:1–10.
7. Galindo ABF, Cortes JCG. Geopolítica y pérdida del territorio colombiano. Rev Geotransfroteirica. 2017;1:1–6.
8. Avendaño JE, Bohórquez CI, Rosselli L, Arzuza-Buelvas D, Estela FA, Cuervo AM, et al. Lista de referencia de especies de aves de Colombia. 2018. p. 1–10.
9. Hamilton WJ, Poulin R. The Hamilton and Zuk hypothesis revisited: a meta-analytical approach. Behaviour. 1997;134:299–320.
10. Matta NE, Rodríguez ÓA. Hemoparásitos Aviares. Acta Biológica Colomb. 2001;6:27–33.
11. Hewitt R. Studies on blood protozoa obtained from mexican wild birds. J Parasitol.



- 1940;26:287–95.
12. Renjifo S, Sanmartin C, De Zuleta J. A survey of the blood parasites of vertebrates in Eastern Columbia. *Acta Trop.* 1952;9:151–69.
  13. Greiner EC, Bennett GF, White EM, Coombs RF. Distribution of the avian hematozoa of North America. *Can J Zool.* 1975;53:1762–87.
  14. Bennett GF, Borrero H JI. Blood Parasites of Some Birds From Colombia. *J Wildl Dis.* 1976;12:454–8.
  15. Anderson RM, May RM. Regulation and Stability of Host-Parasite Population Interactions: I. Regulatory Processes. *J Anim Ecol.* 1978;47:219–47.
  16. White EM, Greiner EC, Bennett GF, Herman CM. Distribution of the hematozoa of Neotropical birds. *Rev Biol Trop.* 1978;26:43–102.
  17. Ervin S. Banding and bird blood. *North Am Bird Bander.* 1980;5:140–2.
  18. Godfrey RD, Fedynich AM, Pence DB. Quantification of hematozoa in blood smears. *J Wildl Dis.* 1987;23:558–65.
  19. Bennett GF, Peirce MA. Morphological form in the avian haemoproteidae and an annotated checklist of the genus *Haemoproteus* Kruse, 1890. *J Nat Hist.* 1988;22:1683–96.
  20. Bennett GF, Peirce MA, Ashford RW. Avian Haematozoa: mortality and pathogenicity. *J Nat Hist.* 1993;27:993–1001.
  21. McCallum H, Dobson A. Detecting disease and parasite threats to endangered species and ecosystems. *Trends Ecol Evol.* 1995;10:190–4.
  22. Jovani R, Tella JL, Forero MG, Bertellotti M, Blanco G, Ceballos O, et al. Apparent absence of blood parasites in the Patagonian seabird community: Is it related to the marine environment? *Waterbirds Int J Waterbird Biol.* 2001;24:430.
  23. Quillfeldt P, Arriero E, Martínez J, Masello JF, Merino S. Prevalence of blood parasites in seabirds - a review. *Front Zool.* 2011;8:26.
  24. Grilo ML, Vanstreels RET, Wallace R, García-Párraga D, Braga ÉM, Chitty J, et al. Malaria

- in penguins – current perceptions. *Avian Pathol.* 2016;45:393–407.
25. Chahad-Ehlers S, Fushita AT, Lacorte GA, Assis PCP De, Del Lama SN. Effects of habitat suitability for vectors, environmental factors and host characteristics on the spatial distribution of the diversity and prevalence of haemosporidians in waterbirds from three Brazilian wetlands. *Parasites and Vectors.* 2018;11:1–12.
  26. Barrero JA. Geografía física de Colombia. 1st ed. Areandino F editorial, editor. Fundación Universitaria del Área Andina; 2017. 1–72 p.
  27. Sanz JL. Historia temprana del vuelo en las aves. *La base la Biol.* 2002;509–25.
  28. Olmo G del. Manual para principiantes en la observación de las aves. Vol. 1. 2009. 1–106 p.
  29. Grupo de Investigación en Zoología. Plan de ordenación y manejo de la cuenca hidrográfica mayor del río Totare - Biodiversidad Regional fase 3. 2002;503–772.
  30. Clark P, Boardman WSJ, Raidal SR. Atlas of clinical avian hematology. *Br J Psychiatry.* 2009;1:1–200.
  31. Gálvez Martínez CF, Ramírez Benavides GF, Osorio JH. El laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. *Biosalud.* 2009;8:178–88.
  32. UNESCO. Convención relativa a los humedales de importancia internacional especialmente como hábitat de aves acuáticas. 1971;1–7.
  33. Estela FA, López-Victoria M, Castillo LF, Naranjo LG. Estado del conocimiento sobre aves marinas en Colombia, después de 110 años de investigación. *Boletín SAO.* 2010;20:2–21.
  34. Ruiz Guerra C. Lista de aves acuáticas de Colombia. 2012.
  35. Ayerbe-Quiñones F. An Illustrated Field Guide to the Birds of Colombia. .Puntoaparte Bookvertising, editor. Vol. 1. 2019. 1–444 p.
  36. Rojas LM, Ramírez Y, Marín G, Mcneil R. Capacidad visual en Caprimulgiformes. *Ornitol Neotrop.* 2004;15:251–60.
  37. Villarreal Orias Johnny. Uso de hábitat diferencial de aves playeras migratorias

- (Charadriiformes) en la costa oeste de la península de Nicoya, Costa Rica. *Zeledonia*. 2010;14:13.
38. Giner SB. Guía de prácticas de ornitología. Vol. 1. 2015. p. 1–44.
  39. Posso SR, Donatelli RJ. Biogeography on the early distribution of cuckoos (Aves: Cuculiformes). *Zoologia*. 2012;29:187–94.
  40. Ernis FB, Uana EDEJ, Oyo JDELH, Ruz MFE, Errer XF, Áez RS, et al. Nombres en castellano de las aves del mundo (septima parte: Piciformes). *Ardeola*. 2002;1:121–5.
  41. Jesús García-Grajales, Alejandra Buenrostro-Silva JFMH. Registro notable de *Aramides axillaris* (Gruiformes, Rallidae) en los límites de la Sierra Sur de Oaxaca, México. *Acta Zool Mex*. 2016;32:126–37.
  42. Viña CA. Estudio en aves silvestres de canto (“Passeriformes”) de las moléculas MHC y reclasificación molecular de la familia “Carduelini.” 2016.
  43. Van Test GF. A Comparative Study of Some Social Communication Patterns in the Pelecaniformes. *Am Ornithol Union*. 2013;2:1–88.
  44. Lefèvre T, Vantaux A, Dabiré KR, Mouline K, Cohuet A. Non-Genetic Determinants of Mosquito Competence for Malaria Parasites. *PLoS Pathog*. 2013;9:1–11.
  45. González CR, Reyes C, Jercic MI, Rada V, Saldarriaga M, Pavletic C, et al. Manual De Culícidos (Diptera: Culicidae) De La Zona Norte Y Centro De Chile, Incluyendo Isla De Pascua. 2016. 1–95 p.
  46. Andrés M, Esmeralda RG, Rentería-Iledzma AMLQPL. Actividad de picadura de *Culex quinquefasciatus*. *Rev Fac Med*. 2013;61:261–6.
  47. Hutson AM. Keds, Flat-Flies and Bat-Flies. Vol. 10. 1984. 1–40 p.
  48. Arcoverde AR, Rodrigues AFSF, Daemon E. Feeding and breeding aspects of *Pseudolynchia canariensis* (Macquart, 1839) (Diptera, Hippoboscidae) under laboratory conditions. *Parasitol Res*. 2009;104:277–80.
  49. Trindade RL da, Gorayeb I de S. Maruins (Diptera: Ceratopogonidae: Culicoides), após a estação chuvosa, na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Itatupã-Baquiá, Gurupá,

- Pará, Brasil. Rev Pan-Amazônica Saúde. 2010;1:121–30.
50. Portillo Rubio M, Martínez Ruiz R. Estudio faunístico y ecológico de los Simúlidos (Díptera, Simuliidae) del río Cidacos a su paso por La Rioja. Zubía. 1999;11:61–80.
  51. Ruiz I. Biología y ecología de los simúlidos. Universidad De Zaragoza , Facultad De Veterinaria. 2012. p. 1–18.
  52. Polanco D, Rios L. Aspectos biológicos y ecológicos de las garrapatas duras. Corpoica Cienc y Tecnol Agropecu. 2016;17:81–95.
  53. Del Pilar Pulido-Villamarín A, Castañeda-Salazar R, Ávila HI, Gómez-Méndez LD, Barbosa-Buitrago AM. Microscopía y principales características morfológicas de algunos ectoparásitos de interés veterinario. Rev Investig Vet del Perú. 2016;27:91–113.
  54. Valkiūnas G. Avian Malaria and Other Hemosporidia. CRC PRESS; 2005. 947 p.
  55. Lotta IA, Matta NE, Torres RD, Sandino MM, Moncada LI. *Leucocytozoon fringillinarum* and *Leucocytozoon dubreuilii* in *Turdus fuscater* from a Colombian páramo Ecosystem. J Parasitol. 2013;99:359–62.
  56. Lotta IA, Gonzalez AD, Pacheco MA, Escalante AA, Valkiūnas G, Moncada LI, et al. *Leucocytozoon pterotenuis* sp. nov. (Haemosporida, Leucocytozoidae): description of the morphologically unique species from the Grallariidae birds, with remarks on the distribution of *Leucocytozoon* parasites in the Neotropics. Parasitol Res. 2015;114:1031–44.
  57. Matta NE, Lotta IA, Valkiūnas G, González AD, Pacheco MA, Escalante AA, et al. Description of *Leucocytozoon quynzae* sp. nov. (Haemosporida, Leucocytozoidae) from hummingbirds, with remarks on distribution and possible vectors of leucocytozoids in South America. Parasitol Res. 2014;113:457–68.
  58. Trigueros Venegas A. Hemoparasitosis de las aves domésticas en el trópico peruano. 2015. p. 1–99.
  59. Spencer LM, Mendoza E, Louro A. Mecanismos de invasión del esporozoíto de *Plasmodium* en el mosquito vector *Anopheles* Mechanisms of invasion from sporozoite of *Plasmodium* into the mosquito vector *Anopheles*. Bionatura •. 2016;1:146–53.

60. Ledermann D. W, Valle B. G. Ética e investigación en la historia de la malaria. *Rev Chil Infectol.* 2009;26:466–71.
61. Castro RI, Rodríguez GM del C. Análisis proteómico de *Plasmodium*, el agente causal de la Malaria. *Salud Publica Mex.* 2009;51:395–402.
62. Valkiūnas G, Iezhova TA. Keys to the avian malaria parasites. *Malar J.* 2018;17:1–19.
63. Ngotho P, Soares AB, Hentzschel F, Achcar F, Bertuccini L, Marti M. Revisiting gametocyte biology in malaria parasites. *FEMS Microbiol Rev.* 2019;43:401–14.
64. Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB. Parasitic Diseases of Wild Birds. *Parasitic Diseases of Wild Birds.* 2009. 1–595 p.
65. Gardiner CH, Jenkins HJ, Mahoney KS. Myositis and death in bobwhites, *Colinus virginianus* (L.), due to hemorrhagic cysts of a haemosporozoan of undetermined taxonomic status. *J Wildl Dis.* 1984;20:308–18.
66. Bennett GF, Garnham PC, Fallis AM. On the status of the genera *Leucocytozoon* Ziemann, 1893 and *Haemoproteus* Kruse, 1890 (Haemosporidiida: Leucocytozoidae and Haemoproteidae). *Can J Zool.* 1965;43:927–32.
67. Cepeda A, Lotta-Arevalo I, Pinto-Osorio D, Macías-Zacipa J, Valkiūnas G, Barato P, et al. The experimental characterization of complete life cycle of *Haemoproteus columbae*, with description of natural host-parasite system to study this infection. *J Parasitol.* 2019;49:975–84.
68. C. M. Wenyon. *Protozoology : a manual for medical men, veterinarians and zoologists.* Vol. 2. 1776. 455–500 p.
69. Ahmedt FE, Mohammed AH. Schizogony in *Haemoproteus columbae* Kruse. *J Protozool.* 1977;4:389–93.
70. Carter T A, Ellis C G, Donald J F. Pre-Erythrocytic Development and Associated Host Responses to *Haemoproteus meleagridis* (Haemosporina: Haemoproteidae) in Experimentally Infected Domestic Turkeys. *J Protozool.* 1986;33:375–81.
71. Garvin MC, Greiner EC. Ecology of Culicoides (Diptera: Ceratopogonidae) in southcentral

- Florida and experimental Culicoides vectors of the avian hematozoan *Haemoproteus danilewskyi* Kruse. *J Wildl Dis.* 2003;39:170–8.
72. Kazuo Akiba. Studies on the *leucytozoon* found in the chicken, in Japan. *Japanese J Vet Sci.* 1960;22:309–17.
73. Maley GJ, Desser SS. Anemia in *Leucocytozoon simondi* infections. I. Quantification of anemia, gametocytemia, and osmotic fragility of erythrocytes in naturally infected Pekin ducklings. *Can J Zool.* 1977;55:355–8.
74. DeJong RJ, Muzzall PM. Hematozoa of waterfowl from Michigan. *J Wildl Dis.* 2000;36:767–73.
75. Khan RA, Fallis AM. Comparison of infections with *Leucocytozoon simondi* in black ducks (*Anas rubripes*), mallards (*Anas platyrhynchos*) and white Pekins (*Anas boschas*). *Can J Zool.* 1968;46:773–80.
76. Raidal SR, Jaensch SM. Central nervous disease and blindness in Nankeen kestrels (*Falco cenchroides*) due to a novel *Leucocytozoon*-like infection. *Avian Pathol.* 2000;29:51–6.
77. Reilly BO, Woo PTK. The biology of *Trypanosoma andersoni* n. sp. and *Trypanosoma grylli* Nigrelli, 1944 (Kinetoplastida) from *Hyla versicolor* LeConte, 1825 (Anura). *Can J Zool.* 1982;60:116–23.
78. Votýpka J, Oborník M, Volf P, Svobodová M, Lukeš J. *Trypanosoma avium* of raptors (Falconiformes): Phylogeny and identification of vectors. *Parasitology.* 2002;125:253–63.
79. Nandi NC, Bennett GF. Re-description of *Trypanosoma corvi* Stephens and Christophers, 1908 Emend. Baker, 1976 and remarks on the Trypanosomes of the Avian Family Corvidae. Vol. 89, *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz.* 1994. p. 145–51.
80. Zídková L, Cepicka I, Szabová J, Svobodová M. Biodiversity of avian trypanosomes. *Infect Genet Evol.* 2012;12:102–12.
81. Molyneux DH. *Trypanosoma bouffardi* of West African Ploceidae (Aves). *Parasitology.* 1973;66:215–30.
82. Baker JR. Studies on *Trypanosoma Avium* Danilewsky 1885 III. Life Cycle in vertebrate

- and invertebrate hosts. *Parasitology*. 1956;46:335–52.
83. Anderson RC, Freeman RS. *Cardiofilaria inornata* (Anderson, 1956) from Woodcock with a review of *Cardiofilaria* and Related genera (Nematoda: Filarioidea). *Trans Am Microsc Soc*. 1969;88:68.
  84. Bartlett CM, Anderson RC. *Chandlerella bushi* n.sp. and *Splendidofilaria caperata* Hibler, 1964 (Nematoda: Filarioidea) from *Fulica americana* (Gruiformes: Rallidae) in Manitoba, Canadá. *Can J Zool*. 1987;65:2799–802.
  85. Ujvari B, Madsen T, Olsson M. High Prevalence of *Hepatozoon* Spp. (Apicomplexa, Hepatozoidae) Infection in Water Pythons (*Liasis fuscus*) From Tropical Australia. *J Parasitol*. 2004;90:670–2.
  86. Austin CC, Perkins SL. Parasites in a Biodiversity Hotspot: a Survey of Hematozoa and a Molecular Phylogenetic Analysis of *Plasmodium* in New Guinea Skinks. *J Parasitol*. 2006;92:770–7.
  87. Merino S, Martínez J, Masello JF, Bedolla Y, Quillfeldt P. First molecular characterization of a *Hepatozoon* species (Apicomplexa: Hepatozoidae) infecting birds and description of a new species infecting storm petrels (Aves: Hydrobatidae). *J Parasitol*. 2014;100:338–43.
  88. Ball GH, Chao J, Telford SR. Morphological Changes in Infected Erythrocytes from marked producing morphological *Boa constrictor* erythrocytes. *Society*. 2009;55:800–13.
  89. Brown GP, Shilton CM, Shine R. Do parasites matter? Assessing the fitness consequences of haemogregarine infection in snakes. *Can J Zool*. 2006;84:668–76.
  90. Zamudio Zuluaga N, Ramírez Monroy M. Presencia de *Hepatozoon* spp. en serpientes del Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre (CAV) del Área Metropolitana del Valle de Aburra, Barbosa - Antioquia. *Rev CES Med Vet y Zootec*. 2007;2:33–6.
  91. Matta NE, Pacheco MA, Escalante AA, Valkiūnas G, Ayerbe-Quiñones F, Acevedo-Cendales LD. Description and molecular characterization of *Haemoproteus macrovacuolatus* n. sp. (Haemosporida, Haemoproteidae), a morphologically unique blood parasite of black-bellied whistling duck (*Dendrocygna autumnalis*) from South America. *Parasitol Res*. 2014;113:2991–3000.

92. Lotta IA, Valkiūnas G, Pacheco MA, Escalante AA, Hernández SR, Matta NE. Disentangling *Leucocytozoon* parasite diversity in the neotropics: Descriptions of two new species and shortcomings of molecular diagnostics for leucocytozoids. *Int J Parasitol Parasites Wildl.* 2019;9:159–73.
93. González AD, Matta NE, Ellis VA, Miller ET, Ricklefs RE, Gutiérrez HR. Mixed species flock, nest height, and elevation partially explain avian haemoparasite prevalence in Colombia. *PLoS One.* 2014;9.
94. Peirce MA. A checklist of the valid avian species of *Babesia* (Apicomplexa: Piroplasmorida), *Haemoproteus*, *Leucocytozoon* (Apicomplexa: Haemosporida), and *Hepatozoon* (Apicomplexa: Haemogregarinidae). *J Nat Hist.* 2005;39:3621–32.
95. Bennett GF, Forrester DJ, Greiner EC, Campbell AG. Avian Haemoproteidae. 4. Description of *Haemoproteus telfordi* sp. nov., and a review of the haemoproteids of the families Gruidae and Otidae. *Can J Zool.* 1975;53:72–81.
96. Bennett GF. Avian haemoproteidae. 10. the haemoproteids of the avian family scolopacidae. *Can J Zool.* 1979;57:901–7.
97. Bennett GF. *Haemoproteus gabaldoni* n. sp. (Apicomplexa: Haemoproteidae) from the Muscovy duck *Cairina moschata* (Aves: Anatidae). *Syst Parasitol.* 1993;25:119–23.
98. Bennett GF. Avian Haemoproteidae. 14. The haemoproteids of the avian family Rallidae. *Can J Zool.* 1980;58:321–5.
99. Williams NA, Bennett GF, Mahrt JL. Avian haemoproteidae. 6. Description of *Haemoproteus caprimulgi* sp. nov., and a review of the haemoproteids of the family Caprimulgidae. *Can J Zool.* 1975;53:916–9.
100. Bennett GF, Witt H, White EM. Blood parasites of some Jamaican birds. *J Wildl Dis.* 1980;16:29–38.
101. Sousa OE, Herman CM. Blood parasites of birds from Chiriqui and Panama Provinces in the Republic of Panama. *J Wildl Dis.* 1982;18:205–21.
102. Bennett GF, Garvin M, Bates JM. Avian Hematozoa from West-Central Bolivia. *J Parasitol.*



- 1991;77:207.
103. Bennett GF, Peirce MA, Ashford RW. Avian haematozoa: Mortality and pathogenicity. *J Nat Hist.* 1993;27:993–1001.
  104. Basto N, Rodríguez OA, Marinkelle CJ, Gutiérrez R, Matta NE. Hematozoarios en aves del Parque Nacional Natural La Macarena (Colombia). *Caldasia.* 2006;28:371–7.
  105. Londoño A, Pulgarin-R PC, Blair S. Blood parasites in birds from the lowlands of Northern Colombia. *Caribb J Sci.* 2007;43:87–93.
  106. Bennett GF, Turner B, Whiteway M. Avian Haemoproteidae. 18. *Haemoproteus greineri*, a new species of haemoproteid from the waterfowl family Anatidae. *Can J Zool.* 1984;62:2290–2.
  107. Fallis AM, Wood D. M. Bitingmidges (diptera: ceratopogonidae) as intermediate hosts for *haemoproteus* of ducks. *Can J Zool.* 1957;35:425–35.
  108. Valkiūnas G, Iezhova TA, Loiseau C, Smith TB, Sehgal RNM. New malaria parasites of the subgenus *Novyella* in African rainforest birds, with remarks on their high prevalence, classification and diagnostics. *Parasitol Res.* 2009;104:1061–77.
  109. Scorza J V. Electron microscope study of the blood stages of *plasmodium tropiduri*, a lizard malaria parasite. *Parasitology.* 1971;63:1–20.
  110. Gabaldon A, Ulloa G, Gomez de Moncourt A. Encuesta sobre la malaria aviar en Venezuela: resultados del segundo año. 1975. p. 73–91.
  111. Ashford RW, Palmer TT, Ash JS, Bray RS. Blood parasites of Ethiopian birds. 1. General survey. *J Wildl Dis.* 1976;12:409–26.
  112. Lucena DTP de. Lista dos protozoários hemoparasitas de aves da região neotrópica. *Rev da Fac Med Veterinária, Univ São Paulo.* 1941;2:1–33.
  113. Dusek RJ, Spalding MG, Forrester DJ, Greiner EC. *Haemoproteus balearicae* and other blood parasites of free-ranging Florida sandhill crane chicks. *J Wildl Dis.* 2004;40:682–7.
  114. Halpern N, Bennett GF. *Haemoproteus* and *Leucocytozoon* infections in birds of the Oklahoma City Zoo. *J Wildl Dis.* 1983;19:330–2.

115. Amico LD, Baker AJ. A rare case of *Plasmodium (Haemamoeba) relictum* infection in a free-living Red Knot (*Calidris canutus rufa*, Scolopacidae). *J Ornithol.* 2010;151:951–4.
116. Rodríguez OA, Moya H, Matta NE. Avian blood parasites in the National Natural Park Chingaza: High andes of Colombia. *El Hornero.* 2009;24:1–6.
117. G. L, Saavedra C, D O, J M, G. L, Saavedra C, et al. Notas sobre la anidación del Tororoi bigotudo (*Grallaria alleni*) en la cordillera central de Colombia. *Ornitol Colomb.* 2004;2:19–24.
118. Stiles Hurd F, Alvarez López H. La situación del tororoi pechicanela (*grallaria haplonota*, formicariidae) en colombia. *Caldasia.* 1995;17:607–10.
119. Rivers W. Blood Parasites of Birds from Almirante, Panama with ecological notes on the hosts. *Rev Biol Trop.* 1966;14:27–46.
120. Kattan GH, Beltran JW. Altitudinal distribution, habitat use, and abundance of *Grallaria antpittas* in the Central Andes of Colombia. *Bird Conserv Int.* 1999;9:271–81.
121. Valkiūnas G, Iezhova TA, Brooks DR, Hanelt B, Brant S V., Sutherlin ME, et al. Additional observations on blood parasites of birds in Costa Rica. *J Wildl Dis.* 2004;40:555–61.
122. Valkiūnas G, Salaman P, Iezhova TA. Paucity of hematozoa in Colombian birds. *J Wildl Dis.* 2003;39:445–8.
123. Holmstad PR, Anwar A, Iezhova T, Skorpung A. Standard sampling techniques underestimate prevalence of avian hematozoa in willow ptarmigan (*Lagopus lagopus*). *J Wildl Dis.* 2003;39:354–8.
124. Sehgal RNM, Jones HI, Smith TB. Molecular evidence for host specificity of parasitic nematode microfilariae in some African rainforest birds. *Mol Ecol.* 2005;14:3977–88.
125. Supperer R. Zwei neue filarien (S. L.), *Eufilaria delicata* spec. nov. und *Ornithofilaria bohmi* spec. nov. aus der mesterldrossel, *Turdus viscivorus* l. *Z f Parasitenkd.* 1958;319:312–3.
126. Cano Martil S, Vallejo Ruiz D, Coy Otero A, Lopez Caballero EJ. Demostración de la actividad de fosfatasa acida en microfilarias hemáticas de *Turdus philomelos*Brehm (Aves:

- Turdidae). *Rev Iberoam Parasitol.* 1989;4:349–55.
127. Hauptmanová K, Baruš V, Literák I, Benedikt V. Haemoproteids and microfilariae in hawfinches in the Czech Republic. Vol. 41, *Helminthologia.* 2004. p. 125–33.
  128. Anderson RC. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. *J Phytopathol.* 2000;148:637–42.
  129. Podlipaev SA. Insect Trypanosomatids: The Need to Know More. *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 2000;95:517–22.
  130. Kirkpatrick CE, Lauer DM. Hematozoa of raptors from southern New Jersey and adjacent areas. *J Wildl Dis.* 1985;21:1–6.
  131. Novy F, MacNeal W. On the *Trypanosomes* of Birds. *J Infect Dis.* 1905;2:256–308.
  132. Apanius V. Avian trypanosomes as models of hemoflagellate evolution. *Parasitol Today.* 1991;7:87–90.
  133. Pulgarín-R PC, Gómez C, Bayly NJ, Bensch S, FitzGerald AM, Starkloff N, et al. Migratory birds as vehicles for parasite dispersal? Infection by avian haemosporidians over the year and throughout the range of a long-distance migrant. *J Biogeogr.* 2019;46:83–96.
  134. Méller AP, Erritzée J. Host immune defence and migration in birds. *Evol Ecol.* 1998;12:945–6.
  135. Viana DS, Santamaría L, Figuerola J. Migratory birds as global dispersal vectors. *Trends Ecol Evol.* 2016;1–13.
  136. Novembre J, Pe J, Fuller T, Bensch S, Mu I, Ricklefs RE, et al. The ecology of emerging infectious diseases in migratory birds : An assessment of the role of climate change and priorities for future research. *Ecohealth.* 2012;9:80–8.
  137. Kilpatrick AM, Daszak P, Goodman SJ, Rogg H, Kramer LD, No VC. Predicting pathogen introduction : West Nile Virus spread to Galápagos. 2006;20:1224–31.
  138. Smith RP, Rand PW, Lacombe EH, Morris SR, Holmes DW, Caporale DA. Role of Bird Migration in the Long-Distance Dispersal of *Ixodes dammini*, the Vector of Lyme Disease. *J Infect Dis.* 1996;174:221–4.

139. Mideo N, Day T. On the evolution of reproductive restraint in malaria. *Proc R Soc.* 2008;275:1217–24.
140. Santiago-Alarcon D, Palinauskas V, Schaefer HM. Diptera vectors of avian Haemosporidian parasites : untangling parasite life cycles and their taxonomy. *Biol Rev.* 2012;4:1–37.
141. Naranjo, G. Amaya, J. González, D. Cifuentes Y. Guía de las especies migratorias de la Biodiversidad en Colombia. Vol. 1. Ministerio de la Biodiversidad en Colombia. 2012. 708 p.
142. Avendaño JE, Bohórquez CI, Rosselli L, Arzuza-Buelvas D, Estela FA, Cuervo AM, et al. Lista de chequeo de las aves de Colombia: Una síntesis del estado del conocimiento desde Hilty & Brown (1986). *Ornitol Colomb.* 2017;2017:eA01-1-eA01-83.
143. Garrido M, Medrano F. Cachudito común (*Anairetes parulus*) Tufted Tit-Tyrant. In: Atlas de las aves nidificantes de Chile. 2018. p. 462–3.
144. Arzuza DE, Moreno MI, Salaman PGW. Conservación de las aves acuáticas en Colombia. Vol. 6, Conservación Colombiana. 2008. 1–72 p.
145. Herrera B Y, Almanza P M, Gómez M L. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en patos domésticos (*Anas platyrhynchos domesticus*) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Rev Electron Vet.* 2016;17:1–7.
146. Rodríguez Alonso M, Palacios Alberti J. Ánsar común – *Anser anser* (Linnaeus,1758). Encicl virtual los Vertebr españoles. 2018;1–24.
147. Mallard O. Observaciones sobre el nido, polluelos y cuidado parental de *Bucco macrodactylus* en el norte de Bolivia. *Kempffiana.* 2004;3:25–7.
148. Andrea Morales-Rozo, Zerda SD La. Caracterización y uso de hábitat del cucarachero de pantano *Cistothorus apolinari* (Troglodytidae) en humedales de la cordillera oriental de Colombia. *Ornitol Colomb.* 2004;2:4–18.
149. Peraza C, Moreno J. *Parkesia noveboracensis*. Guía las Especies Migr la Biodivers en Colomb Aves. 2012;1:708.

150. Ramírez Albores J., Chapa Vargas L, Jasso Gordo M. Luis mayor (*Pitangus sulphuratus*) en el altiplano mexicano. Vol. 32. 2016. p. 186–91.
151. Turner A. Southern Rough-winged Swallow (*Stelgidopteryx ruficollis*). Handbook of the Birds of the World Alive. 2019. p. 2–5.

## 11. ANEXOS

### Anexo 1. Generalidades de las especies de aves muestreadas para la presente investigación.

<b>Nombre científico</b>	<i>Actitis macularius</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Andarríos maculado
<b>Distribución</b>	Durante el periodo reproductivo se encuentra desde Alaska y a través de Canadá hasta la Isla de Terranova. También hacia el sur hasta el centro sur de California, norte de Texas y Carolina del Norte. Inverna desde el sur de Estados Unidos y a través de Centroamérica e Indias Occidentales hasta norte de Argentina, Chile y sur de Brasil. En Colombia se encuentra en todo el territorio nacional hasta 3300 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante la época reproductiva esta especie habita en áreas abiertas con <b>cuerpos de agua dulce</b> como <b>lagos, ríos, arroyos, pantanos, ciénagas y marismas</b> . En época invernal utiliza hábitats similares, pero también es encontrada en hábitats costeros como <b>playas arenosas, manglares y planos lodosos</b> . <sup>35,141</sup>
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá → Isla de Terranova, California, Texas, Estados Unidos, Centroamérica, Indias occidentales, Argentina, Chile, Brasil y Colombia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 01.** Individuo de *Actitis macularius*. Yoryi Morales, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anairetes parulus</i> <sup>143</sup>
<b>Nombre común</b>	Cachudito paramuno
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra desde el sur de Colombia hasta el suroccidente de Argentina, pasando por el occidente de Bolivia y Chile. En Colombia se encuentra entre 2100 y 3600 metros de altura sobre el nivel del mar, desde el extremo sur de la cordillera Central en el Parque Nacional Puracé y hacia el sur hasta Nariño.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>

<b>Hábitat</b>	Habita bosques bajos y abiertos, zonas arbustivas densas, estepas patagónicas y <b>quebradas</b> . También se lo puede ver en parques y asentamientos humanos. →
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 02.** Individuo de *Anairetes parulus*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anas andium</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Pato paramuno
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el Noroccidente de Venezuela por los Andes hasta Ecuador el Norte de Perú; en Colombia se encuentra en el Oriente de los Andes hasta Bogotá. Está entre los 2.600 y 4.300 m de altura.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Presente en una amplia variedad de <b>lagos, ríos y pantanos</b> de alta montaña.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 03.** Individuo de *Anas andium*. Diego Emerson, 2016.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anas discors</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Pato careto
<b>Distribución</b>	Es de amplia distribución, encontrándose desde Estados Unidos hasta Argentina; en Colombia habita hasta los 3.600 m y se localiza en el Oeste, Este de los Andes y en el Este del Meta. Se han observado individuos errantes en el litoral Atlántico de Europa occidental y noroeste de África, en las Islas Galápagos y otras islas del Pacífico.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal y residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Ave migratoria que se encuentra en Colombia entre septiembre y abril, se localiza principalmente en <b>pantanos, lagos de agua dulce, humedales, estanques y estuarios</b> costeros.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Argentina, Colombia, Europa occidental, África, Islas Galápagos, Pacífico.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC

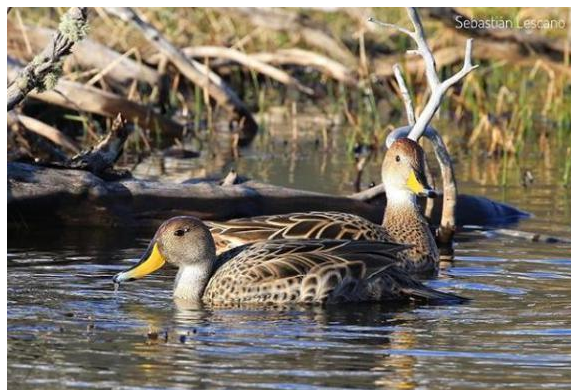


**Fotografía 04.** Individuo de *Anas discors*. Diannis López, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anas georgica</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Pato pico de oro
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra en las Islas Geórgicas del Sur y desde Colombia hasta Tierra del Fuego. En Colombia se distribuye desde 2200 hasta 3300 m de altura sobre el nivel del mar en la cordillera Oriental desde el sur de Boyacá hasta la Sabana de Bogotá y al sur en el departamento de Nariño y el occidente de Putumayo.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en lagos de tierras altas con abundante vegetación circundante, <b>ríos</b> de cauce lento y <b>lagos</b> de tierras bajas, sabanas inundables y costas.
<b>Cobertura geográfica</b>	Islas geórgicas, Colombia → Tierra de fuego (Argentina).



<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC
----------------------	-----------------------



**Fotografía 05.** Individuos de *Anas georgica*. Sebastián Lescano, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anas platyrhynchos domesticus</i> <sup>145</sup>
<b>Nombre común</b>	Pato domestico
<b>Distribución</b>	Los patos domésticos pueden ser encontrados casi en muchos lugares del mundo. Se ubican casi en la totalidad del hemisferio norte y son fácilmente encontrados en América, Asia y África, así como en muchas islas.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Estos patos son muy versátiles y están presentes en estanques y en patios traseros.
<b>Cobertura geográfica</b>	América, Europa, Asia y África.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 06.** Individuo de *Anas platyrhynchos domesticus*. Michele Fletcher, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Anser anser</i> <sup>146</sup>
--------------------------	-----------------------------------

<b>Nombre común</b>	Ganso común
<b>Estado</b>	Migratoria boreal y residente.
<b>Hábitat</b>	Acuático léntico, Terrestre. Utiliza una gran variedad de hábitats. Se encuentra en humedales, lagunas, pastizales, arrozales, estuarios y embalses.
<b>Cobertura geográfica</b>	América, Asia, Europa y África
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 07.** Individuo de *Anser anser*. Iván Uceda, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Arundinicola leucocephala</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Monjita pantanera
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el norte de Colombia hasta las Guayanas y el sureste de Brasil, también en Trinidad. En Colombia llega hasta 500m de altura sobre el nivel del mar, desde el Bajo Valle del Atrato (Río Sucio) hasta el área de Santa Marta, al sur en Valle del Magdalena hasta el norte del Huila; en el oriente de los Andes en Arauca, Meta, Vaupés (río Apaporis) y Amazonas (muchos registros visuales en Leticia).
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita alrededor de <b>pantanos de agua dulce, estanques y orillas de ríos.</b>
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Guayanas, Brasil y Trinidad.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 08.** Individuo macho de *Arundinicola leucocephala*. Hernán Hadad, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Bubulcus ibis</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Garcita del ganado
<b>Distribución</b>	Es una garza invasora de amplia distribución con origen en el Viejo mundo. Se distribuye desde el sur y el oriente de Estados Unidos y Canadá hasta el norte de Argentina y el suroriente de Brasil. En Colombia se encuentra en el oeste de los Andes y este hasta el oeste de Caquetá y Vaupés.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en zonas de cultivos y en donde hay actividad ganadera, algunas veces en zonas suburbanas y ciudades. También usa praderas, <b>pantanos</b> , arrozales y en menor medida bosques y <b>hábitats marinos</b> . Es la garza de menos hábitos acuáticos.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, Canadá → Argentina, Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 09.** Individuos de *Bubulcus ibis*, con plumaje reproductivo. Fotografía: Enrique Camusph, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Bucco macrodactylus</i> <sup>147</sup>
--------------------------	---

<b>Nombre común</b>	Bobo corbatín
<b>Distribución</b>	Se encuentra en el sur de Venezuela, oriente de Colombia, oriente de Ecuador y Perú, parte alta de la Amazonía Brasileira y norte de Bolivia. En Colombia se encuentra por debajo de 500 m de altura sobre el nivel del mar al oriente de los Andes desde el occidente del departamento del Meta y oriente de Vichada hacia el sur.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita <b>cerca de cuerpos de agua</b> en selvas húmedas de tierra firme y de várzea. Utiliza bosques en sucesión temprana y secundaria, se le encuentra en crecimientos de bambú a lo largo de <b>márgenes de ríos</b> y en bancos de arena sobre <b>cursos de ríos</b> al interior de bosques.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 10.** Individuo de *Bucco macrodactylus*. Fotografía: GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Burhinus bistriatus</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Alcaraván
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el sur de México hasta el noroccidente de Costa Rica y desde el norte de Colombia hasta el extremo norte de Brasil. En Colombia se encuentra por debajo de 500 m de altura sobre el nivel del mar en la Costa Caribe desde Cartagena hacia el oriente hasta la Guajira y al sur hasta el alto valle del Magdalena. También se encuentra al oriente de los Andes hasta el sur del Meta y el río Guaviare.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en sabanas arbustivas y pastizales abiertos en áreas áridas y semiáridas. También se le encuentra en áreas de cultivo y prefiere suelos planos con o sin arbustos dispersos, pero esencialmente de carácter abierto. Usualmente se encuentra cerca de los <b>ríos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	México → Costa Rica, Colombia → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 11. Individuo de *Burhinus bistriatus*. Zoobaq, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Butorides striata</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Garcita rayada
<b>Distribución</b>	En América se distribuye desde Estados Unidos y Canadá hasta el norte de Chile y Argentina pasando por Centroamérica y las islas de Caribe. También se encuentra en gran parte del continente africano, islas del Pacífico y Australia. Se distribuye en toda Colombia hasta 2600 m sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es un ave que se encuentra en <b>cuerpos de agua dulce y salada</b> generalmente en vegetación densa a lo largo de <b>ríos, lagos, manglares y estuarios</b> . Algunas veces en áreas más abiertas como, <b>marismas, arrecifes</b> de coral expuestos, arrozales, pastizales y <b>pantanos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, Canadá → Chile, Argentina, Centroamérica, Islas del Caribe, África, Islas del pacífico, Australia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 12.** Individuo de *Butorides striata*. Urugwild, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Cairina moschata</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Pato real
<b>Distribución</b>	Esta especie es propia de América tropical, se distribuye desde el sur de México hasta el oriente de Perú norte de Argentina y Uruguay. En Colombia se encuentra por debajo de 500 m sobre el nivel del mar, aunque también de manera errante hasta 2600 m en la cordillera Oriental desde el sur de Boyacá hasta la Sabana de Bogotá. En la Región Pacífica ha sido registrada únicamente en el norte del departamento del Choco y Nariño.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en áreas boscosas tropicales de tierras bajas en cuerpos de agua como: <b>arroyos, pantanos, lagunas de agua dulce y manglares.</b>
<b>Cobertura geográfica</b>	México → Perú, Argentina y Uruguay.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 13.** Individuo de *Cairina moschata*. Jhon Macías-Zacipa, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Calidris mauri</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Correlimos picudo
<b>Distribución</b>	Su hábitat reproductivo es la tundra de Siberia oriental y de Alaska. Los correlimos de Alaska migran hacia ambas costas atlánticas y pacíficas de América del Norte y del Sur. Es una especie errante muy rara en Europa.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En el periodo reproductivo cerca de <b>charcas, ríos, deltas de ríos y lagos</b> . En el periodo invernal se le encuentra principalmente en áreas <b>costeras</b> , playas arenosas, zonas intermareales y <b>marismas</b> . También utiliza <b>humedales</b> de interior, bordes de <b>lagos</b> y pastizales inundables.

<b>Cobertura geográfica</b>	Siberia, Alaska, Costa Atlántica, Costa pacífica, América del Norte, América del Sur, Europa.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 14.** Individuo de *Calidris mauri*. Néstor Herrera, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Calidris melanotos</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Correlimos pectoral
<b>Distribución</b>	Se reproduce en el ártico de Norte América y Noroeste de Siberia. Es un transeúnte en la mayor parte de Centro américa, las islas del Caribe y el norte de Suramérica. Inverna principalmente en el sur del continente americano.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Se encuentra principalmente en <b>humedales</b> interiores, como <b>lagos y estanques de agua dulce</b> y campos inundados; menos comunes en playas y planos lodosos costeros.
<b>Cobertura geográfica</b>	Norte América, Siberia, Centroamérica, Islas del Caribe, Norte de Sudamérica.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 15.** Individuo de *Calidris melanotos*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Calidris minutilla</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Correlimos diminuto
<b>Distribución</b>	Se reproduce desde Alaska y a través del noroccidente y centro-norte de Canadá hasta Quebec, Isla de Terranova y Nueva Escocia. Durante el periodo invernal se encuentra desde el sur de Estados Unidos y a través de Centroamérica e Indias Occidentales hasta el norte de Chile y el centro-oriente de Brasil. En Colombia ha sido registrada en todo el territorio nacional hasta 1000 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Se reproduce en la Tundra subártica hasta los bosques boreales del norte en donde utiliza zonas de vegetación cercanas a <b>cuerpos de agua</b> y áreas fangosas. Durante el periodo invernal habita en márgenes fangosos de lagos al interior del continente. También utiliza bancos de arena en las <b>márgenes de ríos, pantanos, ciénagas</b> , planos intermareales, playas de arena y pastizales.
<b>Cobertura geográfica</b>	Norteamérica → Chile.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 16.** Individuo de *Calidris minutilla*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Calidris pusilla</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Correlimos semipalmeado
<b>Distribución</b>	Esta especie se reproduce en el occidente y norte de Alaska y norte de Canadá. Durante el periodo invernal se encuentra en la costa Pacífica desde el sur de México hasta el sur de Perú y en la costa Atlántica desde Yucatán e Indias Occidentales hasta el centro de Argentina. En Colombia ha sido registrada en las costas Caribe y Pacífica y en áreas de interior en los departamentos de la Guajira, Atlántico, Bolívar, Cauca, Chocó, Magdalena y Valle del Cauca.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>



<b>Hábitat</b>	En el periodo reproductivo se le encuentra en juncuales húmedos de la tundra ártica cerca de <b>charcas, ríos, deltas de ríos y lagos</b> . En el periodo invernal se le encuentra principalmente en áreas costeras, playas arenosas, zonas intermareales y <b>marismas</b> . También utiliza <b>humedales</b> de interior, bordes de <b>lagos</b> y pastizales inundables.
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá, Costa pacífica, México → Perú, Costa atlántica, Indias occidentales → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Casi amenazada NT



**Fotografía 17.** Individuo de *Calidris pusilla*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Charadrius semipalmatus</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Chorlito semipalmeado
<b>Distribución</b>	Se reproduce en Alaska y norte de Canadá y hacia el sur hasta British Columbia y Nueva Escocia. Inverna en ambas costas de Norteamérica y Suramérica desde California hasta Chile y desde Carolina del Sur hasta la Patagonia. También en las Indias Occidentales y en las Galápagos. En Colombia se encuentra en la Costa Caribe y la Costa Pacífica. También se han registrados individuos solitarios en los valles de los ríos Cauca y Magdalena y en la ciudad de Popayán a 1700 m de altura.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>marisma</b> , playas arenosas y planos intermareales lodosos. También utiliza cultivos de arroz, pastizales, <b>orillas de lagos y ríos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá → British Columbia, Nueva Escocia, Estados Unidos → Argentina, Islas occidentales y las Galápagos.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 18. Individuo de *Charadrius semipalmatus*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Chloroceryle aenea</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Martín pescador enano
<b>Distribución</b>	El martín pescador enano tiene una amplia distribución que se extiende desde el sur de México, a través de América Central hasta el oeste de Ecuador, y en el este hasta el centro de Bolivia y el centro de Brasil. La especie ocupa toda la cuenca del Amazonas y la cuenca del río Tocantins en el estado brasileño de Pará. También se produce en Trinidad y Tobago.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Este diminuto martín pescador habita densos bosques y <b>manglares</b> , a lo largo de pequeños <b>arroyos</b> o <b>ríos</b> con los bancos de vegetación densa.
<b>Cobertura geográfica</b>	México → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 19. Individuo de *Chloroceryle aenea*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Chloroceryle amazona</i> <sup>144</sup>
--------------------------	--

<b>Nombre común</b>	Martín pescador matraquero
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde México y Belice hasta el sur de Suramérica al oriente de la cordillera de los Andes. En Colombia llega hasta 1200 m sobre el nivel del mar en todo el país. La guía de Hilty y Brown (2001) menciona que esta especie no se encuentra al Sur de la costa Pacífica, pero listados regionales recientes de Cauca y Nariño si reportan la especie.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita a lo largo de <b>ríos</b> con zonas de flujo de aguas lentas y rápidas y <b>piscinas</b> profundas. Prefiere <b>arroyos</b> y <b>ríos</b> anchos y despejados. También es común en bordes de <b>lagos</b> y <b>manglares</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	México, Belice → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 20.** Individuo de *Chloroceryle amazona*. Cristian Luque, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Chloroceryle americana</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Martín pescador chico
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde Texas hasta el sur de Suramérica en Argentina. En Colombia se encuentra hasta 1500 m de altura sobre el nivel del mar en todo el territorio nacional.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Al igual que otros martines habita en zonas con <b>cuerpos de agua</b> de varios tipos. Es común a lo largo de <b>arroyos</b> , <b>pantanos</b> , <b>ríos</b> , bosques inundados, <b>lagos</b> , <b>manglares</b> y <b>canales de agua</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 21.** Individuo de *Chloroceryle americana*. Jorge Chacón, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Chloroceryle inda</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Martín pescador verdirrufo
<b>Distribución</b>	Residente en las tierras bajas de los trópicos americanos desde el sureste de Nicaragua hacia el sur, hasta el sur de Brasil.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Vive preferentemente en zonas <b>pantanosas</b> y también a lo largo de los <b>arroyos</b> en los bosques plantaciones y en los <b>manglares</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Nicaragua → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 22.** Individuo de *Chloroceryle inda*. Dawn Richardson, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Cinclodes excelsior</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Cinclodes cavador
<b>Distribución</b>	Presenta una distribución bastante localizada y restringida a algunas zonas de Colombia y Ecuador. En Colombia se distribuye por encima de 3300 m de altura sobre el nivel del mar

	y se encuentra en el Nevado del Ruíz en el departamento del Tolima y en las montañas de Nariño en el suroeste del país.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en páramos rocosos desde el límite de la vegetación arbórea hasta la nieve, <b>comúnmente cerca de cuerpos de agua y zonas pantanosas</b> . Utiliza dehesas húmedas con vegetación baja y dispersa.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia y Ecuador.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 23.** Individuo de *Cinclodes excelsior*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Cinclus leucocephalus</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Mirlo acuático
<b>Distribución</b>	Esta especie se distribuye por los Andes desde el occidente de Venezuela hasta el noroccidente de Bolivia. En Colombia se encuentra entre 100 y 3900 m de altura sobre el nivel del mar en la Sierra Nevada de Santa Marta, la Serranía del Perijá y en las tres cordilleras.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Se encuentra por lo general a lo largo de <b>arroyos y cursos de agua rocosos</b> en zonas de montaña. Prefiere <b>aguas claras</b> , aunque también se le encuentra en donde las <b>aguas son estacionalmente turbias</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Perú y Bolivia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 24. Individuo de *Cinclus leucocephalus*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Cistothorus platensis</i> <sup>148</sup>
<b>Nombre común</b>	Cucarachero sabanero
<b>Distribución</b>	Su área de distribución se extiende desde Canadá al extremo sur del continente americano, incluyendo Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Chile, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Islas Malvinas, Guatemala, Guyana, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Islas Geórgicas del Sur e Islas Sandwich del Sur, Estados Unidos, Uruguay, Venezuela.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Su hábitat consiste en sabanas, pastizales y <b>húmedales (pantanos, ciénagas)</b> . Prefiere zonas templadas hasta una altitud de más de 3000 msnm.
<b>Cobertura geográfica</b>	Canadá, Estados Unidos, Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Chile, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Islas Malvinas, Guatemala, Guyana, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Islas Geórgicas del Sur e Islas Sandwich del Sur, Uruguay y Venezuela.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 25. Individuo de *Cistothorus platensis*. Pablo Serur, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Coccyzus minuta</i>
<b>Nombre común</b>	Cuco enano
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el oriente de Panamá y por Colombia, Venezuela, Guayanas, Trinidad, Ecuador y Perú hasta el norte de Bolivia. En Colombia se encuentra en regiones húmedas de todo el país por debajo de 1600 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Habita en el sotobosque y en el subdosel de bosques de tierras bajas, claros y bordes de bosque, <b>manglares</b> , matorrales densos, pastizales, usualmente <b>cerca de cuerpos de agua</b> o en <b>áreas pantanosas</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Panamá, Colombia, Venezuela, Guayanas, Trinidad, Ecuador y Perú → Bolivia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 26. Individuo de *Cistothorus platensis*. Jorge Puerta, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Coccyzus americanus</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Cuclillo migratorio
<b>Distribución</b>	Se reproduce desde el suroriente de Canadá y Estados Unidos hasta México y el norte de Indias Occidentales. Inverna en Suramérica hasta Brasil y Argentina. En Colombia se encuentra hasta 2600 m de altura sobre el nivel del mar en la costa Caribe al occidente del río Magdalena en los departamentos de Cesar, Antioquia y Chocó. También en la región Pacífica, incluyendo el Parque Natural Nacional Gorgona, en las tres cordilleras hasta el piedemonte de la cordillera Oriental y al oriente de los Andes en Casanare, Meta, Putumayo, Parque Nacional Natural Tinigua y Sierra de la Macarena.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante el periodo reproductivo utiliza bosques de tierras altas con sotobosque oscuro, pastizales con cobertura arbustiva, áreas abiertas y <b>bosques riparios</b> . En temporada invernal se le encuentra en <b>bosques de galería</b> , bosques deciduos tropicales, sabanas arbustivas, matorrales áridos y en <b>márgenes de lagunas</b> .

**Cobertura geográfica** Canadá, Estados Unidos → México, Indias occidentales, Colombia → Brasil, Argentina.  
**Riesgo (UICN)** Preocupación menor LC



**Fotografía 27.** Individuo de *Coccyzus americanus*. Fotografía: GERPH, 2012.

<b>Nombre científico</b>	<i>Coccyzus melacoryphus</i>
<b>Nombre común</b>	Cuclillo de antifaz
<b>Distribución</b>	Se encuentra en Colombia, Venezuela, Ecuador, Galápagos, Perú, Guayanas, Trinidad, Brasil, Uruguay y Centro de Argentina. En Colombia probablemente se encuentra en todo el territorio nacional hasta 2600 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Se le encuentra en bosques deciduos tropicales, <b>bosques de galería</b> , bordes de bosque húmedo de tierra firme y de Várzea, bordes de bosque en las <b>márgenes de ríos</b> , potreros secos con bordes de rastrojo, <b>manglares</b> y plantaciones de café con buena cobertura arbórea.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Ecuador, Galápagos, Perú, Guayanas, Trinidad, Brasil, Uruguay y Argentina
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC





Fotografía 28. Individuo de *Coccoz melacoryphus*. Marcelo Luiz, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Conirostrum bicolor</i>
<b>Nombre común</b>	Saí de Manglar
<b>Distribución</b>	Colombia, Venezuela y Trinidad y Tobago al sur y esta hasta las Guayanas, nordeste a Perú y Brasil.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Su hábitat es la costa de <b>manglares</b> y <b>bosques pantanosos</b> vecinos.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago → Guayanas, Perú y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Casi amenazado NT



Fotografía 29. Individuo de *Conirostrum bicolor*. Miguel Bellucci, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Crotophaga major</i>
<b>Nombre común</b>	Garrapatero mayor
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra desde el oriente de Panamá y a través de Suramérica hasta el norte de Argentina. En Colombia se encuentra principalmente por debajo de 500 m de altura sobre el nivel del mar desde límites con Panamá por la costa Pacífica hacia el sur

	hasta la cuenca media del río San Juan y hacia el oriente hasta la Guajira. También hasta el valle bajo del río Cauca, el valle alto del río Magdalena y en general al oriente de los Andes.
<b>Estado</b>	Residente y migratorio intratropical.
<b>Hábitat</b>	Se encuentra en matorrales y bosques a lo largo de <b>ríos y arroyos</b> de flujo lento. También utiliza <b>bosques de galería, manglares, márgenes de lagos, pantanos</b> , pastizales, bordes de bosques húmedos, bosques inundables y sabanas.
<b>Cobertura geográfica</b>	Panamá, Colombia → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 30.** Individuo de *Crotophaga major*. Clara Maragall, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Dendrocygna autumnalis</i> <sup>34,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Iguaza común
<b>Distribución</b>	Se distribuye desde el sur de Texas y México hasta el norte de Argentina, Paraguay y el suroriente de Brasil, aunque también se han reportado individuos errantes en las Islas Caimán, Chile, Bahamas y las Islas Vírgenes. En Colombia se encuentra en tierras bajas del norte hasta el Valle del Cauca y la costa Pacífica. En la cordillera Oriental hasta 2600 m de altura sobre el nivel del mar desde el sur de Boyacá hasta la Sabana de Bogotá y en el oriente de los Andes hasta el sur del departamento del Meta y el Vaupés.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>pantanos y lagunas de agua dulce</b> con cobertura arbórea en sus márgenes. También utiliza campos inundados, cultivos y <b>cuerpos de agua salobres</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, México → Argentina, Paraguay, Brasil, Islas Caimán, Chile, Bahamas e Islas Vírgenes.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 31. Individuo de *Dendrocygna autumnalis*. Frank Rivera, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Dendrocygna bicolor</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Iguaza María
<b>Distribución</b>	En América se encuentra desde el sur de Estados Unidos hasta centro de Argentina. También se encuentra en África en el sur del Sahara y desde Senegal hasta Etiopía y Sudáfrica, también en Madagascar. En Colombia principalmente en tierras bajas en la Costa Caribe desde el Sinú hasta la base occidental de la Sierra Nevada de Santa Marta. También en el bajo valle del río Magdalena y en el río Cauca hasta el Valle del Cauca. En La cordillera Oriental desde el sur de Boyacá hasta la Sabana de Bogotá y al oriente de los Andes desde Arauca hasta el occidente del Meta.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>zonas pantanosas, lagunas</b> , planicies inundables y en ocasiones en <b>aguas salobres</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Argentina, Sahara, Senegal → Etiopía, Sudáfrica y Madagascar.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 32. Individuos de *Dendrocygna bicolor*. Ron Meiger, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Egretta rufescens</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Garza rojiza
<b>Distribución</b>	Esta garza se distribuye desde el sur de Estados Unidos y a través de las Indias Occidentales, oriente y occidente de México hasta el norte de Colombia y Venezuela. En Colombia se encuentra en Barranquilla, y el oriente de la Guajira hasta la costa Pacífica en el Valle del Cauca.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>aguas costeras</b> poco profundas y en <b>manglares</b> . Rara vez se registra lejos de la costa
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, Indias Occidentales, México → Colombia y Venezuela.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 33.** Individuo de *Egretta rufescens*. Sergei Lukin, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Egretta thula</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Garza patiamarilla
<b>Distribución</b>	Esta especie se distribuye desde el nororiente y noroccidente de Estados Unidos hasta el sur de Chile y el nororiente de Argentina, a través de México, Centroamérica, el Caribe y el resto de los países de Suramérica. En Colombia generalmente se encuentra en toda el área nacional hasta 1000 metros sobre el nivel del mar y ocasionalmente llega hasta 2600m.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en ambientes acuáticos de agua dulce y salada como <b>estuarios, manglares, pantanos, lagunas</b> y playones lodosos, aunque ocasionalmente también utiliza pastizales.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Chile y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 34. Individuo de *Egretta thula*. La ruta de las aves, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Egretta tricolor</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Garza tricolor
<b>Distribución</b>	Esta ave se distribuye desde el sur y oriente de Estados Unidos hasta Brasil, pasando por Centroamérica, Indias Occidentales, Trinidad y Tobago, Colombia, Venezuela, Perú y Ecuador. En Colombia se encuentra hasta 1000 metros sobre el nivel del mar en la Costa Pacífica y Caribe.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Como la mayoría de las garzas vive en ambientes acuáticos. Generalmente en zonas costeras, en <b>marismas</b> , <b>manglares</b> y zonas intermareales, pero también en <b>pantanos de agua dulce</b> , márgenes de <b>ríos</b> y bordes de <b>lagos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 35. Individuo de *Egretta tricolor*. Ted Byrne, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Fulica ardesiaca</i> <sup>144</sup>
--------------------------	--

<b>Nombre común</b>	Focha andina
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra desde el sur de Colombia y por los Andes hasta el norte de Chile y el noroccidente de Argentina. En Colombia se encuentran desde 2200 m hasta 3600 m de altura sobre el nivel del mar en el oriente y occidente del departamento de Nariño y el occidente del departamento del Putumayo. En Nariño ha sido registrada en la laguna de la Cocha, la ciénaga de Sibundoy y el área de Cumbal.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>estanques, lagos, ríos, pantanos y marismas</b> , pero principalmente se le encuentra en <b>lagos</b> grandes rodeados de pastos altos y con bajíos extensos en los cuales hay buena cobertura vegetal sumergida y flotante.
<b>Cobertura geográfica</b>	Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 36.** Individuo de *Fulica ardesiaca*. Javier Chiavo, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Galbula tombacea</i>
<b>Nombre común</b>	Jacamar barbiblanco
<b>Distribución</b>	Se distribuye desde el este de los Andes de Colombia, por el noreste de Ecuador, noreste de Perú y noroeste y oeste de la Amazonia brasileña.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Sus hábitats naturales preferidos son los bosques de transición y los claros de las selvas húmedas, además de <b>bordes de las riberas</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Ecuador, Perú y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 37. Individuo de *Galbula tombacea*. Rafael Agudelo, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Gallinago delicata</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Caica común
<b>Distribución</b>	Durante el periodo reproductivo esta especie se encuentra en gran parte de Canadá y Estados Unidos. Durante el periodo invernal se encuentra desde el sur de Alaska hasta Colombia, Venezuela y Guayanas un incluyendo las Bermudas y Antillas Menores. En Colombia se encuentra desde el nivel del mar hasta 3900 m de altura aparentemente en todo el territorio nacional pero principalmente al occidente de los Andes.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En las áreas de reproducción habita en <b>cuerpos de agua dulce</b> o <b>marismas salobres</b> , bordes de <b>ríos</b> o <b>lagos</b> con buena cobertura de pastos y prados pantanosos. En las áreas invernales utiliza hábitats similares con un mayor uso de hábitats modificados por el hombre. En Colombia ha sido registrada en áreas abiertas cenagosas a lo largo de <b>arroyos</b> y <b>pantanos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Canadá, Estados Unidos, Alaska → Colombia, Venezuela, Guayanas, Bermudas y Antillas Menores.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 38. Individuo de *Gallinago delicata*. Steeve Baker, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Gallinago nobilis</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Caica paramuna
<b>Distribución</b>	Se encuentra en el norte de los Andes desde el noroccidente de Venezuela y por Colombia hasta Ecuador. En Colombia se encuentra principalmente desde 2500 hasta 3900 m de altura sobre el nivel del mar en las tres cordilleras. También ha sido registrada a 2000 m de altura cerca del Tambo, Cauca.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita principalmente en zonas de páramo en donde utiliza pastizales, <b>ciénagas</b> , sabanas cenagosas, áreas abiertas y encharcadas y carrizales en las <b>márgenes de lagos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela y Ecuador.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 39.** Individuo de *Gallinago nobilis*. David Monroy, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Gallinula galeata</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gallineta de agua
<b>Distribución</b>	Ontario, Quebec y la mitad oriental de los Estados Unidos, hacia el sur, a través de México, América Central, Bermudas y las Antillas, hasta el norte de Chile y Argentina en América del Sur.
<b>Estado</b>	Residente y ¿migratoria boreal? <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita <b>humedales</b> , vegetación en la ribera de los <b>ríos</b> y cañaverales en América
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, hacia el sur, a través de México, América Central, Bermudas y las Antillas, hasta el norte de Chile y Argentina
<b>Riesgo (UICN)</b>	No reconocido NE





Fotografía 40. Individuos de *Gallinula galeata*. David Monroy, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Gelochelidon nilotica</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gaviotín blanco
<b>Distribución</b>	Las poblaciones que llegan a Colombia se reproducen en la península de la Florida y en la costa este del golfo de California y el golfo de México. También hay poblaciones que se reproducen en las Bahamas y en el Pacífico Suramericano de Colombia y Ecuador. Las poblaciones invernantes viajan por la costa Caribe de Costa Rica y Colombia y alcanzan a llegar a Brasil y Perú. En Colombia se encuentra en ambas costas.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Utiliza islas de barrera, <b>dunas, marismas, ríos y lagos</b> . Durante el periodo reproductivo utiliza, <b>salinas, estuarios y lagos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, México, Bahamas, Costa Rica, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 41. Individuos de *Gelochelidon nilotica*. Pedro Genaro, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Grallaria quitensis</i>
--------------------------	----------------------------

<b>Nombre común</b>	Tororoi leonado
<b>Distribución</b>	Entre los 2200 a 4000m. Se encuentra en la Cordillera oriental desde el noreste de Santander hasta Cundinamarca, en la Cordillera Central desde Caldas hasta Nariño y cabecera del valle del Magdalena en Huila. También se encuentra en el norte de Perú.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Habita en bosque enano y páramos con arbustos y frailejones o en matorrales densos en bordes de selva húmeda templada. Se encuentra en periodos de reproducción <b>cerca de arroyos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Ecuador y Perú.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Precaución menor LC



**Fotografía 42.** Individuo de *Grallaria quitensis*. GERPH, 2015.

<b>Nombre científico</b>	<i>Grallaria ruficapilla</i>
<b>Nombre común</b>	Tororoi comprapán
<b>Distribución</b>	Hasta 2800m. Se encuentra en las tres cordilleras y en la Serranía del Perijá. También se encuentra en el norte de Venezuela y en el centro de Perú.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Viven en los suelos de selva húmeda, bordes y monte secundario. Se encuentra en periodos de reproducción <b>cerca de arroyos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela y Perú.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Precaución menor LC



**Fotografía 43.** Individuo de *Grallaria ruficapilla*. GERPH, 2014.

<b>Nombre científico</b>	<i>Grallaria squamigera</i>
<b>Nombre común</b>	Tororoi ondulado
<b>Distribución</b>	Se distribuye por los Andes desde el oeste de Venezuela y por Colombia, Ecuador, Perú hasta el centro de Bolivia. En Colombia se distribuye desde 2300 hasta 3800 m de altura sobre el nivel del mar y se encuentra en la cordillera Occidental en su extremo norte en el departamento de Antioquia en el páramo de Frontino y al sur en los departamentos del Valle del Cauca, Cauca y Nariño. En la cordillera Central en los departamentos de Tolima, Valle del Cauca y Cauca. En la cordillera Oriental en la región del páramo de Choachí en la latitud de Bogotá y en el departamento Santander al este de Bucaramanga. En el año 2015 fue registrada por primera vez en la Sierra Nevada de Santa Marta, en la reserva El Dorado, aproximadamente a 2000m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Su hábitat son los bosques montanos húmedos y muy húmedos en donde utiliza el sotobosque. También habita en bosques con buena cobertura de árboles y arbustos del género <i>Polylepis</i> y con frecuencia se le encuentra asociada a crecimientos de bambú <i>Chusquea</i> spp. Al parecer tolera cierto grado de perturbación por lo que también puede ser encontrada en bosques en sucesión secundaria. Se encuentra en periodos de reproducción <b>cerca de arroyos.</b>
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Ecuador, Bolivia y Perú.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Precaución menor LC



Fotografía 44. Individuo de *Grallaria squamigera*. GERPH, 2015.

<b>Nombre científico</b>	<i>Himantopus mexicanus</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Cigüeñuela
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra desde el sur de Estados Unidos, el Golfo de México, América Central y el Caribe hasta Suramérica. En Colombia se encuentra principalmente en la costa Caribe, en los Llanos Orientales y en los valles interandinos, principalmente el del río Cauca. También ha sido registrada localmente en el Pacífico en los Parques Nacionales Naturales Sanquianga y Gorgona. Una vez también fue registrada en la Sabana de Bogotá a 2600 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>humedales</b> de aguas poco profundas en la región tropical y templada como <b>pantanos, ciénagas, marismas</b> costeras, <b>lagos</b> , márgenes de <b>ríos, estanques</b> de aguas y campos inundados. En ocasiones ha sido observada en <b>lagos</b> de tierras altas.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, México, América Central → Suramérica.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 45. Individuos de *Himantopus mexicanus*. David Monroy, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Hirundo rustica</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Golondrina tijereta
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra en Norteamérica, Europa, Asia y norte de África. En Colombia se encuentra hasta 3000m de altura sobre el nivel del mar en todo el territorio nacional
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	El hábitat preferido de la golondrina común es campo abierto con vegetación baja, como pasturas, prados y terrenos agrícolas, <b>preferentemente con agua en las cercanías.</b>
<b>Cobertura geográfica</b>	Norteamérica, Suramérica, Europa, Asia y norte de África
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 46.** Individuo de *Hirundo rustica*. Julián Sanger, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Inezia subflava</i>
<b>Nombre común</b>	Tiranuelo pantanero
<b>Distribución</b>	Se distribuye en el sureste de Colombia, sur de Venezuela, noroeste y centro este de Brasil y extremo norte de Bolivia.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Esta especie es poco común y de alguna forma local en su hábitat natural, que son los <b>bosques en galería</b> y los crecimientos arbustivos a lo largo de <b>ríos y lagos</b> , hasta los 400 m de altitud.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Bolivia y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 47.** Individuo de *Inezia subflava*. Héctor Bottai, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Jacana jacana</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gallito de ciénaga
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde Panamá hasta el sur de Brasil y el norte de Argentina. En Colombia se encuentra hasta 1000 m de altura sobre el nivel del mar desde límites con Panamá hasta el extremo oriental de la Guajira y desde allí hacia el sur hasta el alto valle del río Magdalena. También en los valles medio y alto del río Cauca. Al oriente de los Andes se encuentra en el noroccidente de Arauca y desde Norte de Santander hasta Caquetá y Vaupés y al suroriente de Amazonas.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en <b>humedales</b> con buena cobertura de vegetación flotante y emergente. Se le encuentra en <b>ciénagas, lagunas</b> y <b>ríos</b> de cauce lento. También utiliza cuerpos de agua poco profundos y pastizales adyacentes a éstos.
<b>Cobertura geográfica</b>	→ Panamá Brasil y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 48.** Individuo de *Jacana jacana*. Nicolas Allal, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Leucophaeus atricilla</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gaviota reidora
<b>Distribución</b>	Las poblaciones de la subespecie atricilla se reproducen en Indias Occidentales, Trinidad e islas de Venezuela e inverna hasta el norte de Brasil. En Colombia ha sido registrada en ambas costas del país y en tierras de interior hasta 1000 m de altura sobre el nivel del mar en el Valle del Cauca y hasta 3100 m en la cordillera Oriental en la laguna de la Tota en Boyacá.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante el periodo de reproducción se le encuentra en playas e islas arenosas con buena cobertura vegetal, <b>marismas</b> , islas rocosas, <b>puertos</b> y parques. En Colombia ha sido registrada en playas arenosas, planos arenos fangosos, <b>manglares</b> , <b>puertos</b> y en ocasiones en <b>lagunas</b> y <b>ríos</b> de interior.
<b>Cobertura geográfica</b>	Indias occidentales, Trinidad → Venezuela → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 49. Individuo de *Leucophaeus atricilla*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Limnodromus griseus</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Becasina piquicorta
<b>Distribución</b>	Esta especie cría en Alaska y Canadá e inverna desde Estados Unidos hasta Perú, centro de Brasil y Guayanas. En Colombia Se encuentra en las Costas Pacífica y Caribe.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En las áreas invernales habita en <b>pantanos</b> con vegetación muerta frecuentemente cubiertos con capas de musgo. También en praderas de juncos y en pantanos costeros en la tundra. En Colombia utiliza planos lodosos intermareales, playas arenosas, pastizales y <b>cuerpos de agua salada o dulce poco profundos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá, Estados Unidos → Perú, Brasil y Guayanas.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 50. Individuo de *Limnodromus griseus*. Shayna Marchese, 2016.

<b>Nombre científico</b>	<i>Megaceryle torquata</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Martín pescador mayor
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde Texas hasta Tierra del Fuego. En Colombia se encuentra en tierras bajas de todo el territorio nacional, principalmente por debajo de 500 m. Con menor frecuencia hasta 2600 en la Sabana de Bogotá.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita a lo largo de <b>ríos, lagos, pantanos, estuarios, reservorios de agua, manglares</b> y cultivos de arroz. Puede ser observado en áreas boscosas cerca de la línea de costa.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 51. Individuo de *Megaceryle torquata*. Jean Paul De La Harpe, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Numenius phaeopus</i> <sup>141,144</sup>
--------------------------	---



<b>Nombre común</b>	Zarapito trinador
<b>Distribución</b>	Se reproduce en montes abiertos en el norte y en cenagales de la zona de bosques de coníferas en el norte y algunas regiones del centro de Finlandia. La población reproductora finlandesa se estima en 30.000 a 50.000 parejas.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	<b>Orillas, marismas, pantanos</b> y tundra. Durante la migración se lo puede encontrar en una amplia variedad de hábitats. Es más frecuente en <b>marismas</b> , aunque también se lo encuentra en costas rocosas, playas arenosas, <b>marismas de agua salada</b> , campos de cultivo inundados y campos cubiertos de hierba cerca de la costa. En verano, se reproduce en la tundra ártica.
<b>Cobertura geográfica</b>	Se trata del más expandido de los zarapitos, que nidifica en el Ártico en América del Norte y Eurasia y pasa el invierno en las costas de los seis continentes.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 52. Individuo de *Numenius phaeopus*. Patrick Donini, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Nyctanassa violacea</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Guaco manglero
<b>Distribución</b>	Hasta 500m. Costas Pacíficas y Caribe y extremo bajo del valle de Magdalena. Se ha encontrado ocasionalmente en el este de los Andes en Meta.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En nuestro país es un residente común en <b>manglares, lagunas y pantanos de agua dulce</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, México, Centroamérica, Colombia, Venezuela, Ecuador, Guayanas, Surinam, Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 53. Individuo de *Nyctanassa violacea*. Shayna Marchese, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Nycticorax nycticorax</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Guaco común
<b>Distribución</b>	En los países de Sur América se distribuye en Colombia, Venezuela, las Guayanas, sureste de Bolivia, norte de Argentina, Paraguay y Uruguay, Sur de Brasil. En Colombia se encuentra en el Valle bajo del río Magdalena, Llanos Orientales y Valle del Cauca.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es un residente común. Reside en <b>manglares, lagunas y pantanos de agua dulce</b> . Hasta 1000m y en menor cantidad hasta los 2600m (Sabana de Bogotá). Costa Caribe desde Sucre hasta Santa Marta, en el valle del Magdalena hasta Bolívar, valle del Cauca hasta Popayán. Presente en valles interandinos del Cauca y Magdalena y en <b>humedales</b> altoandinos a lo largo de las tres cordilleras. Desde el sur de Canadá hasta Tierra del Fuego.
<b>Cobertura geográfica</b>	África, Asia, México, Estados Unidos y en Centroamérica, Suramérica.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 54. Individuo de *Nycticorax nycticorax*. Patrick Donini, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Nyctipolus nigrescens</i>
--------------------------	------------------------------

<b>Nombre común</b>	Guardacaminos negruzco
<b>Distribución</b>	Se encuentra en Colombia, Guayanas, sur de Venezuela, oriente de Ecuador, norte de Brasil y nororiente de Bolivia. En Colombia se encuentra al oriente de los Andes desde el occidente del Meta hasta el oriente de Vichada y sur de Vaupés.
<b>Estado</b>	Residente.
<b>Hábitat</b>	Habita en claros de selva húmeda, claros de matorral y en ocasiones se le encuentra expuesto sobre rocas en <b>ríos</b> . También utiliza sabanas abiertas con árboles dispersos entremezcladas con cerros y afloramientos rocosos.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Guayanas, Venezuela, Ecuador, Bolivia y Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 55.** Individuo de *Nyctipolus nigrescens*. Wouter Knaepen, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>
<b>Nombre común</b>	Pitajo torrentero
<b>Distribución</b>	Entre los 1600 y los 3000m. (Una vez se registraron a 900m en la vertiente Pacífica). Se lo encuentra en las tres cordilleras, al noroccidente de Venezuela y hacia el sur por los Andes hasta el norte de Bolivia.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es relativamente común en o cerca de pequeños claros de selva, bordes o a un matorral denso o pendientes enmalezadas, y siempre cerca de <b>arroyos</b> rápidos de montañas. La clave para encontrarlos es en matorrales densos que se encuentren próximos a los <b>arroyos</b> , ocasionalmente a una corta distancia en el interior de la selva húmeda.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia y Venezuela.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 56.** Individuo de *Ochthoeca cinnamomeiventris*. GERPH, 2012.

<b>Nombre científico</b>	<i>Oressochen jubatus</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Ganso del Orinoco
<b>Distribución</b>	Endémica de América del Sur, que vive en la mayor parte de las cuencas del río Orinoco y en el río Amazonas.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Prefiere zonas boscosas y llanuras cercanas a cursos de agua como <b>ríos</b> y <b>riachos</b> , especialmente en sus orillas arenosas, además de <b>selvas en galerías</b> , registrándose generalmente a alturas superiores a los 500 m.s.n.m. aunque existen algunas observaciones excepcionales de ejemplares hasta cerca de los 2600 m.s.n.m.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Guayana, Guayana Francesa, Ecuador, Brasil, Perú, Bolivia, Paraguay y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Casi amenazado NT



**Fotografía 57.** Individuo de *Oressochen jubatus*. David Monroy, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Orochelidon murina</i>
--------------------------	---------------------------

<b>Nombre común</b>	Golondrina ahumada
<b>Distribución</b>	Es una especie estrictamente suramericana que se encuentra en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia. En Colombia se encuentra entre 2100 y 3500 m de altura sobre el nivel del mar en la Sierra Nevada de Santa Marta, Serranía del Perijá, en el sur de la cordillera Centran hasta Cundinamarca, en la cordillera Central y en el extremo norte de la Occidental.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en áreas abiertas de tierras altas hasta el límite de la vegetación arbórea generalmente <b>cerca de cuerpos de agua</b> . También en pastizales, cultivos y cerca de viviendas humanas.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 58.** Individuo de *Orochelidon murina*. Jhon Macías-Zacipa, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Parkesia noveboracensis</i> <sup>149</sup>
<b>Nombre común</b>	Reinita acuática
<b>Distribución</b>	Hasta 2000m. Presente en toda Colombia, pero en menor proporción al oriente de los Andes. En la época de cría, la reinita acuática se encuentra en una franja que va del centro-norte de Alaska, al este a través de todas las provincias canadienses. En la temporada de invierno, la especie se encuentra en los manglares y otros humedales tropicales de América Central y del Sur.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Tanto en migración como en época reproductiva, prefiere ambientes asociados al agua como: <b>pantanos arbolados, matorrales pantanosos, arroyos y márgenes de cuerpos de agua</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → América Central, Venezuela, Colombia y Ecuador. Es raro verla en otros países de América del Sur y en Europa Occidental.

Riesgo (UICN)	Preocupación menor LC
---------------	-----------------------



Fotografía 59. Individuo de *Parkesia noveboracensis*. Shayna Marchese, 2017.

Nombre científico	<i>Paroaria nigrogenis</i>
Nombre común	Cardenal enmascarado
Distribución	Esta especie se encuentra en el oriente de Colombia, norte de Venezuela, Trinidad y Brasil en la parte alta del río Negro. En Colombia se encuentra en el sur del departamento de Arauca, norte del departamento del Meta y oriente de Vichada por debajo de 500 m de altura sobre el nivel del mar.
Estado	Residente. <sup>142</sup>
Hábitat	Utiliza borde de bosque de galería <b>cerca de cuerpos de agua</b> y sabanas húmedas. En general utiliza áreas abiertas.
Cobertura geográfica	Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago y Brasil.
Riesgo (UICN)	Preocupación menor LC



Fotografía 60. Individuo de *Paroaria nigrogenis*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Pheugopedius genibarbis</i>
<b>Nombre común</b>	Cucarachero bigotudo brasileño
<b>Distribución</b>	Se encuentra en Colombia, Bolivia, Brasil y Perú.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es común en el sub-bosque de bosques, tanto en el interior como en los bordes, especialmente en enmarañados de vegetación en <b>márgenes de ríos y lagos</b> . Vive a los pares, siendo de difícil observación, por permanecer oculto en la vegetación.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Bolivia, Brasil y Perú.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 61.** Individuo de *Pheugopedius genibarbis*. GERPH, 2016.

<b>Nombre científico</b>	<i>Phimosus infuscatus</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Coquito
<b>Distribución</b>	En los países de Sur América se distribuye en Colombia, Venezuela, las Guayanas, sureste de Bolivia, norte de Argentina, Paraguay y Uruguay, Sur de Brasil. En Colombia se encuentra hasta 1000 m de altura sobre el nivel del mar desde el valle del río Sinú hacia el oriente hasta la base occidental de la Sierra Nevada de Santa Marta y el occidente de la Guajira. También hacia el sur hasta el alto valle del río Cauca y el valle del Magdalena hasta el noroccidente de Santander. Al oriente de los Andes desde Arauca hacia el occidente de Caquetá y Vaupés.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Como mucho de los Ibis habita en <b>pantanos</b> y arboles próximos al agua, principalmente en depósitos de <b>agua dulce, salobre y salada</b> . Normalmente suele encontrarse en los cultivos de arroz.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela → Argentina y Uruguay.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 62.** Individuos de *Phimosus infuscatus*. Matheus Penteadó, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Pitangus lictor</i>
<b>Nombre común</b>	Bichofué menor
<b>Distribución</b>	Se distribuye desde el oriente de Panamá hasta el oriente de Brasil. También en Venezuela, Guayanas, oriente de Ecuador, Perú y norte de Bolivia. En Colombia llega hasta 500m de altura sobre el nivel del mar en límites con Panamá y al oriente por las tierras bajas del Caribe hasta el occidente de la Guajira y al sur por el Valle del Magdalena hasta Remedios, Antioquia. En general al oriente de los Andes.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en matorrales, tocones y troncos muertos en <b>orillas de lagos, lagunas, arroyos lentos y manglares</b> . Es común en la Amazonía y menos numeroso en el norte de Colombia. Comparte su hábitat con el Bichofué Gritón, pero no se encuentra en las orillas abiertas de <b>ríos</b> más grandes y rápidos, donde el B. Gritón también se encuentra.
<b>Cobertura geográfica</b>	Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Guyana, Panamá, Perú, Surinam y Venezuela y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 63.** Individuo de *Pitangus lictor*. David Monroy, 2017.



<b>Nombre científico</b>	<i>Pitangus sulphuratus</i> <sup>150</sup>
<b>Nombre común</b>	Bichofué gritón
<b>Distribución</b>	Se distribuye desde el extremo sur de Estados Unidos hasta el extremo suroriental de Brasil y Uruguay. También en Centroamérica, norte de Suramérica, Paraguay y Argentina. En Colombia llega hasta 1500m de altura sobre el nivel del mar en todo el país excepto en la vertiente pacífica de la Cordillera Occidental. En la Costa del Caribe se encuentra desde el norte de Sucre (Serranía San Jacinto) hasta la Guajira (sp. <i>rufipennis</i> ), región del río Sinú, Valle del Cauca y Valle medio alto Magdalena ( <i>caucensis</i> ), oriente de los Andes hasta Meta y Vaupés ( <i>trinitatis</i> ), en el occidente de Caquetá hasta Amazonas ( <i>sulphuratus</i> ).
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Común alrededor de habitaciones humanas. También en claros y áreas cultivadas con árboles, <b>especialmente cerca del agua</b> . A veces poco común en zonas selváticas. Es una de las aves más comunes de las áreas residenciales y avenidas de Cali.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, México, Guatemala, Belice, Nicaragua, El Salvador, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá; Trinidad y Tobago, Colombia, Venezuela, Guyana, Guayana francesa, Surinam, Brasil, Ecuador, Perú, Bolivia, Paraguay, Uruguay Argentina. Es raro en Chile, Islas Malvinas, Islas Sandwich del Sur e Islas Geórgicas del Sur.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 64.** Individuo de *Pitangus sulphuratus*. Roberto Campello, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Platalea ajaja</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Espátula rosada
<b>Distribución</b>	Esta espátula se extiende desde el sur de los Estados Unidos hasta el centro de Chile y Argentina. En Colombia se ubica principalmente en la zona tropical, regiones como Magdalena-Caribe, Pachiaquiario, Peralonso (Meta) río Cravo Norte (Arauca), Guapi (Cauca).
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>

<b>Hábitat</b>	Habita principalmente en lugares que tienen poca agua de profundidad, se encuentra en las <b>orillas de lagos, estuarios y lugares pantanosos</b> . Elige su hábitat dependiendo del lugar donde la comida este fácilmente accesible, de resto las condiciones ambientales y factores externas son considerados para ella de segunda mano.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Chile y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 65.** Individuo de *Platalea ajaja*. Michael Fahey, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Plegadis falcinellus</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Ibis pico de hoz
<b>Distribución</b>	Esta especie presenta una distribución bastante discontinua. Cría desde el sur de Europa, África y Madagascar hasta el centro y sur de Asia, Filipinas, Sulawesi, Java, sur de Nueva Guinea y Australia. También se reproduce en la costa Atlántica de Norte América, Indias Occidentales y Venezuela. En Estados Unidos inverna a lo larga de la costa del Golfo de México y la Florida hasta el norte de Carolina del Sur. En Colombia ha sido registrada en los departamentos de Atlántico, Bolívar, Sucre, Cesar, Magdalena, Córdoba, Caldas, Cundinamarca, Arauca, Casanare, Valle del Cauca y San Andrés y Providencia.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Esta especie habita en <b>humedales</b> como planicies inundables, <b>lagos</b> de aguas poco profundas, <b>ríos</b> , cultivos de arroz y <b>estanques</b> de aguas residuales. En época reproductiva anida en juncuales y árboles bajos o arbustos en <b>humedales salobres o de agua dulce</b> . Con menor frecuencia se le encuentra en <b>estuarios</b> y <b>lagos</b> costeros.
<b>Cobertura geográfica</b>	Eurasia, África, Australasia, el Caribe y la costa atlántica norteamericana.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 66.** Individuo de *Phimosus infuscatus*. Juan Santiago, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Pluvialis squatarola</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Chorlo pechinegro
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra en el ártico ruso, en Alaska hacia el oriente desde la península de Melville y Baftin. Inverna en las costas de Norteamérica y Suramérica, occidente de Europa, África, sur de Asia, Indonesia y Australia. En Colombia se encuentra en la Costa Pacífica y Costa Caribe. También se les encuentra rezagados en las cordilleras Central y Oriental hasta 2600 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en planos lodosos intermareales, playas arenosas, <b>manglares</b> y <b>lagunas</b> costeras. En ocasión también se le observa en pastizales de interior.
<b>Cobertura geográfica</b>	Norteamérica, Europa, Asia, África, India y Suramérica.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 67.** Individuo de *Pluvialis squatarola*. Jordi Bartolomé Filella, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Podilymbus podiceps</i> <sup>144</sup>
--------------------------	---

<b>Nombre común</b>	Zambullidor común
<b>Distribución</b>	Esta especie se encuentra desde el centro y sur de Canadá hasta el sur de Chile y Argentina. En Colombia se encuentra hasta 3100 m de altura sobre el nivel del mar al occidente de los Andes.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante el periodo reproductivo utiliza <b>cuerpos de agua dulce</b> poco profundos como <b>lagos, charcas pantanosas y tramos de ríos de flujo lento</b> . Prefiere cuerpos de agua con abundante vegetación emergente, pequeñas porciones del espejo de agua expuesto y abundante vegetación en los márgenes. Durante el periodo no reproductivo se le encuentra en cuerpos de agua más expuestos.
<b>Cobertura geográfica</b>	Canadá → Chile y Argentina
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 68.** Individuo de *Podilymbus podiceps*. Jordi Bartolomé Filella, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Porphyrio martinica</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Polla azul
<b>Distribución</b>	Su hábitat de cría son los pantanos tropicales del sudeste de los Estados Unidos, Centroamérica, el Caribe y Sudamérica. Las poblaciones más norteñas son migratorias.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es muy común en <b>ciénagas de agua dulce, charcas, lagunas</b> y especialmente en arrozales. En el Meta es muy abundante durante los meses de marzo y octubre. Se cree que es localmente migratoria.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, Centroamérica, el Caribe y Sudamérica.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 69. Individuo de *Pygochelidon martinica*. Jeff and Wendy, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Pygochelidon cyanoleuca</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Golondrina azul y blanca
<b>Distribución</b>	Se encuentra entre 350 y 1350 m de altura sobre el nivel del mar en el oriente de los Andes. También desde el norte de Venezuela hasta el norte de Brasil, pasando por el suroccidente de Guyana, Perú y norte de Bolivia.
<b>Estado</b>	Residente y Migratoria austral. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en áreas abiertas y semiabiertas, claros de bosque y en las vecindades de cultivos y zonas transformadas por el hombre. Estepas arbustivas y roquedales altoandinos; frecuentemente cerca del agua.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia, Venezuela, Guyana, Perú y Bolivia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 70. Individuo de *Pygochelidon cyanoleuca*. GERPH, 2015.

<b>Nombre científico</b>	<i>Quiscalus mexicanus</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Chango común

<b>Distribución</b>	Se distribuyen en la costa Pacífica y Caribe sur hasta suroeste del Cauca (Guapi) y probablemente Nariño. También se encuentran en suroeste de Estados Unidos hasta noroeste de Perú.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es común en ambas costas en <b>manglares, estuarios</b> y áreas semiabiertas con árboles dispersos. Son especialmente numerosos en poblados, se congregan en parques, <b>muelles</b> y patios.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Perú
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 71.** Individuo de *Quiscalus mexicanus*. Nancy S. S, 2018.

<b>Nombre científico</b>	<i>Sayornis nigricans</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Atrapamoscas guardapuentes
<b>Distribución</b>	Esta especie se distribuye desde el oeste de Estados Unidos hasta el noroeste de Argentina. En Colombia se encuentra desde 100 a 2800m sobre el nivel del mar en las tres cordilleras, en la Sierra Nevada de Santa Marta y en las Serranías de Perijá y la Macarena.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Se encuentra en áreas semiabiertas cerca de cuerpos de agua ( <b>arroyos, ríos, lagos</b> ), principalmente en piedemontes y montañas. Generalmente no se lo encuentra en tierras bajas, donde los ríos no tienen una pendiente fuerte. También usa canales hechos por el hombre, parques, potreros, puentes y otras estructuras para forrajear y anidar.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 72.** Individuo de *Sayornis nigricans*. GERPH, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Serpophaga cinerea</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Tiranuelo saltarrojo
<b>Distribución</b>	Las dos subespecies se distribuyen respectivamente en Costa Rica y el oeste de Panamá; y en las laderas y estribaciones andinas desde Colombia (incluyendo la Sierra Nevada de Santa Marta y la Serranía del Perijá) y Venezuela (Mérida), por Ecuador, Perú, hacia el sur hasta Bolivia (La Paz, Cochabamba).
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es visible y común en torrentes rocosos y ríos andinos, ocurriendo tanto en ambientes boscosos como semiabiertos, entre los 700 y los 2800 msnm de altitud.
<b>Cobertura geográfica</b>	Costa Rica, Panamá; Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 73.** Individuo de *Serpophaga cinerea*. Franklin Marquina, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Stelgidopteryx ruficollis</i> <sup>151</sup>
<b>Nombre común</b>	Golondrina barranquera

<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el occidente de Costa Rica hasta Argentina y Uruguay pasando por Honduras, Trinidad, Panamá, Ecuador, Perú, Venezuela, Guayanas, Brasil y Bolivia. En Colombia llega hasta 2200 m de altura sobre el nivel del mar, aunque se cuenta con registros hasta 3600 m en el Parque Nacional Natural Puracé. Virtualmente en todo el país.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en áreas abiertas <b>cerca de cuerpos de agua</b> , también en claros de bosque y a lo largo de <b>ríos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Costa Rica → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 74.** Individuo de *Stelgidopteryx ruficollis*. GERPH, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Sterna hirundo</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gaviotín común
<b>Distribución</b>	Cría en las regiones templadas y subártica de Europa, Asia, oriente y centro de Norteamérica. Inverna en océanos tropicales y subtropicales. Las poblaciones de la subespecie hirundo se reproducen en Norteamérica, Antillas Holandesas e islas del norte de Venezuela. Inverna a lo largo de las costas de centro y Suramérica hasta Brasil, sur de Argentina y norte de Chile. En Colombia ha sido registrada en ambas costas en los departamentos de Guajira, Magdalena, Atlántico, Bolívar, Cauca, Chocó, Norte de Santander y Sucre.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante el periodo de reproducción se encuentra en zonas costeras y al interior del continente en donde utiliza una gran variedad de hábitats como playas arenosas, <b>lagos</b> , <b>ríos</b> e islas rocosas o con buena cobertura vegetal en zonas estuarinas. Durante el periodo invernal utiliza zonas <b>estuarinas</b> y se le encuentra al interior del continente en <b>ríos</b> grandes. También suele ser vista en <b>muelles</b> , playas y <b>puertos</b> .
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



©Sandra Tšarnetski, 2019



**Fotografía 75.** Individuo de *Sterna hirundo*. Sandra Tšarnetski, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Thalasseus sandvicensis</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Gaviotín patinegro
<b>Distribución</b>	Se encuentra en la costa Atlántica de Norteamérica desde Virginia hasta Carolina del Sur, islas del Caribe, costas del golfo de México. Costa Atlántica de Suramérica entre Venezuela y Argentina. Las poblaciones de Norteamérica migran al Caribe y costas de la península de la Florida. También en las costas del Pacífico tropical entre México y Perú. En Colombia se encuentra en la costa Caribe y la costa Pacífica.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es un ave estrictamente <b>costera de aguas cálidas</b> . Durante la época de reproducción se le encuentra en sitios de baja altitud sujetos a inundación, pero prefiere áreas abiertas y playas arenosas sin cobertura vegetal. También utiliza sustratos coralinos desnudos. Fuera de época reproductiva frecuenta playas arenosas o rocosas, <b>manglares, estuarios y puertos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos, Islas del Caribe, México, Colombia, Venezuela y Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



©Thomas Hinsche, 2019

**Fotografía 76.** Individuo de *Thalasseus sandvicensis*. Thomas Hinsche, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Tringa flavipes</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Andarríos patiamarillo
<b>Distribución</b>	Durante el periodo reproductivo se encuentra desde Alaska hasta en centro-sur de Canadá y hacia el oriente hasta la bahía James. En el periodo invernal migra hasta el sur de Estados Unidos y a través de México, Centroamérica, Indias Occidentales y Suramérica hasta Tierra del Fuego.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En temporada reproductiva habita en <b>bosques pantanosos</b> , bosques con sotobosque disperso y en ocasiones se le encuentra en <b>charcas pantanosas</b> . Durante el periodo no reproductivo habita en pastizales y campos de cultivo inundados, <b>lagos, manglares, charcas</b> intermareales, <b>marismas</b> y riberas de <b>ríos</b> grandes.
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá, Estados Unidos, México, Centroamérica → Colombia → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 77. Individuo de *Tringa flavipes*. Shayna Marchese, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Tringa melanoleuca</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Andarríos mayor
<b>Distribución</b>	Se distribuye desde el sur de Alaska y el oriente British Columbia hasta la península de Labrador. Durante el periodo invernal se encuentra desde British Columbia y las Carolinas, a través de México, Centroamérica e Indias Occidentales hasta Tierra del Fuego. En Colombia se encuentra en todo el territorio nacional en ambas costas y en el interior hasta 3000 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	En Norteamérica utiliza <b>bosques pantanosos</b> con sotobosque bajo y disperso. También se le encuentra en <b>pantanos</b> , áreas abiertas y en la tundra subártica. Durante el periodo invernal utiliza <b>cuerpos de agua dulce</b> y <b>humedales salobres</b> , especialmente aquellos con vegetación emergente. También se le encuentra en <b>manglares, charcos</b>

	<b>intermareales</b> , planos lodosos y al interior del continente en cultivos de arroz, pastizales, reservorios de agua hechos por el hombre y con menor frecuencia en <b>arroyos</b> y <b>ríos</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá, Estados Unidos, México, Centroamérica → Colombia → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 78.** Individuo de *Tringa melanoleuca*. Shayna Marchese, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Tringa solitaria</i> <sup>141,144</sup>
<b>Nombre común</b>	Andarríos solitario
<b>Distribución</b>	Durante el periodo reproductivo se encuentra desde el centro y sur de Alaska, norte de British Columbia, nororiente de Manitoba, a través del centro sur de Canadá hasta Quebec y la península de Labrador. Inverna desde el suroriente de Texas hasta Argentina, pasando por Centroamérica e Indias Occidentales. En Colombia se encuentra en todo el territorio nacional hasta 3000 m de altura sobre el nivel del mar.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Durante el periodo reproductivo habita en <b>bosques pantanosos</b> y en terrenos abiertos con árboles dispersos en la tundra y la taiga. Fuera de época reproductiva se le encuentra en sabanas y en <b>cuerpos de agua dulce</b> como <b>reservorios de agua</b> , pastizales, <b>arroyos</b> y <b>pantanos</b> . En Colombia también ha sido observada en terrenos cultivados y en orillas de <b>ríos</b> y <b>humedales</b> .
<b>Cobertura geográfica</b>	Alaska, Canadá, Estados Unidos, México, Centroamérica → Colombia → Argentina.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 79.** Individuo de *Tringa solitaria*. Carlos Restrepo, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Trogon collaris</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Trogon collarado
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde México hasta Brasil pasando por Centroamérica hasta Panamá, Colombia, Ecuador, Venezuela, Trinidad y Tobago y Bolivia. En Colombia se encuentra principalmente entre 400 y 2000 m sobre el nivel del mar en la serranía del Perijá, serranía del Baudó y la Macarena. También se encuentra en las tres cordilleras y al oriente de los Andes desde el extremo oriental de Cundinamarca hasta Meta, Putumayo y Amazonas.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Es un residente de los bosques tropicales y subtropicales de baja altitud y montanos. Selvas nubladas, pluviales y en <b>galería</b> ; várzea y crecimientos secundarios altos.
<b>Cobertura geográfica</b>	Belice; Bolivia; Brasil; Colombia; Costa Rica; Ecuador; El Salvador; Guayana francesa; Guatemala; Guyana; Honduras; México; Nicaragua; Panamá; Perú; Surinam; Trinidad y Tobago; Venezuela.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 80.** Individuo de *Trogon collaris*. Jorge Medina Madrid, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Tyrannus dominicensis</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Sirirí gris
<b>Distribución</b>	Cría desde la Costa Atlántica de Estados Unidos hasta las Antillas Menores. En Suramérica se ha reportado reproducción en Venezuela y Colombia, en Centroamérica en Panamá y Belice. Inverna desde La Española, Puerto Rico y otras Antillas Menores hasta el norte de Brasil. En Colombia es relativamente común como residente de invierno boreal y se encuentra desde el nivel del mar hasta 3000m de altura sobre el nivel del mar. Desde tierras bajas del Caribe desde el bajo valle del Sinú hasta la Guajira. También al sur por el valle del río Cauca, en Antioquia, Caldas, Risaralda, Valle del Cauca y Cauca. En el valle del río Magdalena en Boyacá, Cundinamarca, Tolima y Huila. En los Andes orientales en Norte de Santander, Santander, Meta y Vichada. También ha sido observado en menor frecuencia en el valle del río San Juan y en Buenaventura.
<b>Estado</b>	Migratoria boreal. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Habita en áreas abiertas o semiabiertas.
<b>Cobertura geográfica</b>	Estados Unidos → Brasil.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



**Fotografía 81.** Individuo de *Tyrannus dominicensis*. Kenny Diaz, 2017.

<b>Nombre científico</b>	<i>Tyrannus savana</i> <sup>141</sup>
<b>Nombre común</b>	Sirirí tijereta
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el sur de México hasta Argentina y Paraguay. En Colombia llega hasta 2600m sobre el nivel del mar en todo el país. Ver Diferencias regionales.
<b>Estado</b>	Residente, migratoria boreal y migratoria austral. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Regiones más secas, no selváticas y potreros al occidente de los Andes, al oriente de los Andes en terreno abierto y en claros o a lo largo de los ríos en zonas selváticas.
<b>Cobertura geográfica</b>	México → Argentina y Paraguay.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 82. Individuo de *Tyrannus savana*. Gabriel Mazuim da Silva, 2019.

<b>Nombre científico</b>	<i>Vanellus chilensis</i> <sup>144</sup>
<b>Nombre común</b>	Pellar común
<b>Distribución</b>	Se encuentra desde el norte de Suramérica hasta el sur de Argentina y Chile. En Colombia se encuentra por debajo de 3100 m de altura sobre el nivel del mar en todo el territorio nacional.
<b>Estado</b>	Residente. <sup>142</sup>
<b>Hábitat</b>	Aunque habita en descampados e incluso en ámbitos urbanos, su presencia es más usual en las cercanías de <b>cañadas</b> y <b>lagunas</b> . También suele vérselo como mascota en los jardines, por sus movimientos simpáticos, alimentación a base de insectos y carácter muy despierto que hace que algunos lo utilicen como señal de alerta.
<b>Cobertura geográfica</b>	Colombia → Argentina y Chile.
<b>Riesgo (UICN)</b>	Preocupación menor LC



Fotografía 83. Individuo de *Vanellus chilensis*. Laura Patzer, 2019.

**Anexo 2. Relación de las especies y familias de aves capturadas y su prevalencia en la presente investigación**

<b>Familia / especie de ave capturada</b>	<b>Total de aves</b>	<b>Aves infectadas</b>	<b>H</b>	<b>P</b>	<b>T</b>	<b>M</b>	<b>L</b>	<b>Hp</b>	<b>IM</b>
<b>Alcenidae</b>									
<i>Chloroceryle aenea</i>	2	1			1				
<i>Chloroceryle amazona</i>	2								
<i>Chloroceryle americana</i>	6	2				2			
<i>Chloroceryle inda</i>	6	1				1			
<i>Megaceryle torquata</i>	2								
Total	18	4							
<b>Anatidae</b>									
<i>Anas andium</i>	2								
<i>Anas discors</i>	11	2	1	1					
<i>Anas georgica</i>	7								
<i>Anas platyrhynchos domesticus</i>	5								
<i>Anser anser</i>	1								
<i>Cairina moschata</i>	19	2	1	1					
<i>Dendrocygna autumnalis</i>	33	14	14						
<i>Dendrocygna bicolor</i>	1								
<i>Oressochen jubatus</i>	2								
Total	81	18							
<b>Ardeidae</b>									
<i>Bubulcus ibis</i>	1								

<i>Butorides striata</i>	4								
<i>Egretta rufescens</i>	2								
<i>Egretta thula</i>	4								
<i>Egretta tricolor</i>	3								
<i>Nyctanassa violacea</i>	1								
<i>Nycticorax nycticorax</i>	8								
Total	22								
<b>Bucconidae</b>									
<i>Bucco macrodactylus</i>	1								
Total	1								
<b>Burhinidae</b>									
<i>Burhinus bistriatus</i>	2								
Total	2								
<b>Caprimulgidae</b>									
<i>Nyctipolus nigrescens</i>	1	1	1						
Total	1	1							
<b>Charadriidae</b>									
<i>Charadrius semipalmatus</i>	6								
<i>Pluvialis squatarola</i>	3								
<i>Vanellus chilensis</i>	45	1				1			
Total	54	1							
<b>Cinclidae</b>									
<i>Cinclus leucocephalus</i>	3								
Total	3								



<b>Cuculidae</b>									
<i>Coccyua minuta</i>	1								
<i>Coccyzus americanus</i>	10	3			3				
<i>Coccyzus melacoryphus</i>	1								
<i>Crotophaga major</i>	2								
Total	14	3							
<b>Furnariidae</b>									
<i>Cinclodes excelsior</i>	27								
Total	27								
<b>Galbulidae</b>									
<i>Galbula tombacea</i>	3								
Total	3								
<b>Grallariidae</b>									
<i>Grallaria quitensis</i>	2	2					2		
<i>Grallaria ruficapilla</i>	1	1							1
<i>Grallaria squamigera</i>	1	1					1		
Total	4	4							
<b>Hirundinidae</b>									
<i>Hirundo rustica</i>	1								
<i>Orochelidon murina</i>	117	3	1		1			1	
<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	17	1						1	
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i>	3								
Total	138	4							
<b>Icteridae</b>									

<i>Quiscalus mexicanus</i>	5	1		1					
Total	5	1							
<b>Jacanidae</b>									
<i>Jacana jacana</i>	9								
Total									
<b>Laridae</b>									
<i>Gelochelidon nilotica</i>	4								
<i>Leucophaeus atricilla</i>	3								
<i>Sterna hirundo</i>	2								
<i>Thalasseus sandvicensis</i>	3								
Total	12								
<b>Parulidae</b>									
<i>Parkesia noveboracensis</i>	3								
Total	3								
<b>Podicipedidae</b>									
<i>Podilymbus podiceps</i>	2								
Total	2								
<b>Rallidae</b>									
<i>Fulica ardesiaca</i>	3								
<i>Gallinula galeata</i>	2								
<i>Porphyrio martinica</i>	4	2	2						
Total	9	2							
<b>Recurvirostridae</b>									
<i>Himantopus mexicanus</i>	13								
Total	13								

<b>Scolopacidae</b>									
<i>Actitis macularius</i>	3								
<i>Calidris mauri</i>	6								
<i>Calidris melanotos</i>	2								
<i>Calidris minutilla</i>	24	1		1					
<i>Calidris pusilla</i>	2								
<i>Gallinago delicata</i>	1								
<i>Gallinago nobilis</i>	1								
<i>Limnodromus griseus</i>	5								
<i>Numenius phaeopus</i>	13	1	1						
<i>Tringa flavipes</i>	11								
<i>Tringa melanoleuca</i>	3								
<i>Tringa solitaria</i>	2								
Total	73	2							
<b>Thraupidae</b>									
<i>Conirostrum bicolor</i>	3	1		1					
<i>Paroaria nigrogenis</i>	10	1				1			
Total	13	1							
<b>Threskiornithidae</b>									
<i>Phimosus infuscatus</i>	5								
<i>Platalea ajaja</i>	5								
<i>Plegadis falcinellus</i>	1								
Total	11								
<b>Troglodytidae</b>									
<i>Cistothorus platensis</i>	2								

<i>Pheugopedius genibarbis</i>	4								
Total	6								
<b>Trogonidae</b>									
<i>Trogon collaris</i>	1								
Total	1								
<b>Tyrannidae</b>									
<i>Anairetes parulus</i>	1								
<i>Arundinicola leucocephala</i>	2								
<i>Inezia subflava</i>	2								
<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>	17								
<i>Pitangus lictor</i>	4								
<i>Pitangus sulphuratus</i>	7								
<i>Sayornis nigricans</i>	11								
<i>Serpophaga cinerea</i>	4								
<i>Tyrannus dominicensis</i>	1								
<i>Tyrannus savana</i>	2								
Total	51								
<b>TOTAL GENERAL</b>	<b>576</b>	<b>42</b>	<b>21</b>	<b>5</b>	<b>5</b>	<b>5</b>	<b>3</b>	<b>2</b>	<b>1</b>