



**UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO**



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**ESTUDIO MORFOLÓGICO DE PARÁSITOS SANGUÍNEOS DE AVES
ACUÁTICAS (ANATIDAE: ANATINAE) EN LAS CIÉNEGAS DE LERMA,
ESTADO DE MÉXICO**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

PRESENTA

JULIO CÉSAR SEGURA TINOCO

ASESORES:

Dra. Evangelina Romero Callejas

Dr. Heliot Zarza Villanueva

M. en C. Patricia Padilla Aguilar



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

Dedico mi trabajo a mis padres Ignacio y Lulú por todo el esfuerzo realizado en solventar mis estudios, a mi hermano Roberto por ser un ejemplo que seguir, a mis tíos José, Armando y Carlos por siempre aconsejarme y por último a mis queridas mascotas que me inspiraron a cursar la licenciatura más bonita del mundo.

AGRADECIMIENTOS

Le doy gracias a Dios por mi vida y por mis estudios, a la UNAM por los conocimientos otorgados, a la Dr. Evangelina Romero Callejas por guiarme, aconsejarme y permitirme ser parte del laboratorio de diagnóstico parasitológico, al Dr. Heliot Zarza Villanueva por integrarme en el proyecto “Rescatando las Ciénegas de Lerma”, patrocinado por Anima Efferus, a la M. en C. Patricia Padilla Aguilar por capacitarme, apoyarme y creer en mí, por mostrarme el increíble mundo de la parasitología, siempre estaré agradecido.

A todos mis amigos que siempre me apoyaron y estuvieron a mi lado Ángel, Daniel, Jorge, Tontarely, Lorena, Xime, Carlos, Abi, Naye, César y Fernando, a mis profesores que siempre me guiaron en mi camino, en especial a la profesora “Chayo” que me enseñó lo maravillosa que es la ciencia.

A todos los que me apoyaron en la elaboración de mi tesis, la Dr. María Guadalupe Sánchez por apoyarme en el análisis estadístico, a la Dr. Araceli Lima por la capacitación en la diferenciación celular, al Dr. David Osorio por el material bibliográfico proporcionado y Ángel Castillo, Alfonso Toledo y Lorena Ortiz por ayudarme a conseguir las muestras.

A cada uno de los miembros de mi jurado por su tiempo y sus contribuciones a mi tesis.

CONTENIDO

	Página
I. RESUMEN.....	1
II. INTRODUCCIÓN.....	2
III. ANTECEDENTES.....	5
3.1 Generalidades de la Familia Anatidae.....	5
3.2 Hábitat de la Familia Anatidae.....	7
3.3 Migración de la Familia Anatidae	8
3.4 Especies hospedadoras de la Familia Anatidae en las Ciénegas de Lerma	11
3.5 Generalidades de los parásitos sanguíneos en aves.....	12
3.6 Parásitos sanguíneos en aves del orden Anseriformes.....	17
3.7 Caracterización de la infección parasitaria.....	28
IV. HIPÓTESIS.....	30
V. OBJETIVO.....	31
5.1 Objetivos específicos.....	31

VI. MATERIAL Y MÉTODOS.....	32
6.1 Descripción del lugar del muestreo.....	32
6.2 Obtención y procesamiento de los hemoparásitos.....	31
6.3 Determinación taxonómica.....	34
VII. RESULTADOS.....	35
7.1 Recolecta.....	35
7.2 Caracterización de la infección parasitaria.....	38
7.3 Determinación taxonómica.....	41
VIII. DISCUSIÓN.....	49
IX. CONCLUSIÓN.....	56
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	57
XI. ANEXOS	68

CUADROS

Cuadro 1. Especies de anátidos catalogados en riesgo dentro de la NOM-059-SEMARNAT-2010.....	5
Cuadro 2. Tipos de humedales.....	7
Cuadro 3. Especies registradas en las Ciénegas de Lerma	11
Cuadro 4. Parásitos sanguíneos registrados en frotis de aves.....	12
Cuadro 5. Especies de parásitos sanguíneos en aves Anseriformes	17
Cuadro 6. Terminología utilizada en la caracterización de la infección parasitaria.....	34
Cuadro 7. Caracterización de la infección parasitaria de <i>Haemoproteus nettionis</i> por especie de hospedero.....	39
Cuadro 8. Caracterización de la infección parasitaria de <i>Leucocytozoon simondi</i> por especie de hospedero	40
Cuadro 9. Caracterización de la infección parasitaria de <i>Splendidofilaria fallisensis</i> por especie de hospedero	41

FIGURAS

Figura 1. Rutas migratorias de aves acuáticas en México.....	9
Figura 2. Ciclo biológico de <i>Plasmodium</i> spp.	21
Figura 3. Ciclo biológico de <i>Haemoproteus</i> spp.....	22
Figura 4. Ciclo biológico de <i>Leucocytozoon</i> spp.....	23
Figura 5. Ciclo biológico de <i>Trypanosoma</i> spp.....	25
Figura 6. Ciclo biológico de <i>Splendidofilaria</i> spp.....	27
Figura 7. Ubicación del área de estudio	32
Figura 8. Proporción de las especies obtenidas durante las tres temporadas de caza de la Ciénega de Atarasquillo, en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.....	35
Figura 9. Número de hospederos del género <i>Anas</i> positivos a hemoparásitos por temporada de caza.....	36
Figura 10. Número de hospederos de los géneros <i>Mareca</i> y <i>Oxyura</i> positivos a hemoparásitos por temporada de caza.....	37

Figura 11. Número de hospederos del género <i>Spatula</i> positivos a hemoparásitos por temporada de caza.....	37
Figura 12. Muestras positivas de <i>Haemoproteus nettionis</i> por especie de hospedero.....	38
Figura 13. Muestras positivas de <i>Leucocytozoon simondi</i> por especie de hospedero.....	39
Figura 14. Muestras positivas de <i>Splendidofilaria fallisensis</i> por especie de hospedero.....	40
Figura 15. Esquema de los gametocitos de <i>Haemoproteus nettionis</i>	42
Figura 16. Macrogametocito de <i>Haemoproteus nettionis</i> en frotis.....	43
Figura 17. Esquema de los gametocitos de <i>Leucocytozoon simondi</i>	45
Figura 18. Microgametocito de <i>Leucocytozoon simondi</i>	46
Figura 19. Esquema de la microfilaria de <i>Splendidofilaria fallisensis</i>	47
Figura 20. Microfilaria de <i>Splendidofilaria fallisensis</i>	48

ANEXOS

Anexo 1. Descripción de las especies de anátidos registrados en las Ciénegas de Lerma.....	68
---	----

I. RESUMEN

SEGURA TINOCO JULIO CÉSAR. Estudio morfológico de parásitos sanguíneos de aves acuáticas (Anatidae: Anatinae) en las Ciénagas de Lerma, Estado de México (bajo la dirección de: Dra. Evangelina Romero Callejas, Dr. Heliot Zarza Villanueva y M en C. Patricia Padilla Aguilar).

Durante las últimas décadas se ha documentado la presencia de parásitos sanguíneos en anátidos silvestres de todo el mundo, sin embargo, muchos aspectos de su ecología, distribución geográfica y diversidad de hospederos permanecen desconocidos. El objetivo general de este estudio fue determinar taxonómicamente los hemoparásitos presentes en frotis sanguíneos de aves acuáticas migratorias y residentes de la subfamilia Anatinae en la Ciénega de Atarasquillo, Estado de México. Se muestreo una especie residente (*Anas platyrhynchos diazi*) y ocho especies migratorias (*Anas acuta*, *Anas crecca*, *Mareca americana*, *Mareca strepera*, *Oxyura jamaicensis*, *Spatula clypeata*, *Spatula cyanoptera* y *Spatula discors*). Los ejemplares fueron obtenidos por donaciones de los cazadores con permiso federal, se realizaron frotis sanguíneos *post-mortem*, se realizó la tinción de Diff-Quik. El 43.24% de las muestras fueron positivas al menos a una especie de hemoparásito. Se identificaron taxonómicamente a tres especies: *Leucocytozoon simondi*, *Haemoproteus nettionis* y *Splendidofilaria fallisensis*, los cuales son reportados por primera vez en aves acuáticas del centro de México.

II. INTRODUCCIÓN

Entre las aves acuáticas los anátidos son considerados uno de los grupos más diversos, se caracterizan por tener un ciclo de vida y una ecología relacionada con los humedales (Carboneras, 1992; Bastida, Sigüenza y Peterson, 2008). En Norteamérica, las aves de la Familia Anatidae realizan movimientos estacionales y cíclicos, se localizan durante la primavera y el verano en Estados Unidos y Canadá, posteriormente migran durante el otoño e invierno a México y Centroamérica (Medellín *et al.*, 2009).

Durante la temporada invernal, llegan a México aproximadamente 100 millones de aves (Medellín *et al.*, 2009). En el centro del país, las Ciénegas de Lerma es uno de los principales sitios de arribo, albergan una población estimada de 30,000 a 100,000 aves acuáticas migratorias (RSIS, 2008). Este sitio es uno de los últimos humedales del Eje Neovolcánico Transversal y debido a su importancia biológica forman parte de la Iniciativa para la Conservación de las Aves de América del Norte (Conabio, 2018). Además, la Convención Ramsar lo considera como sitio de importancia mundial para la conservación de aves acuáticas (Berlanga, 2001; RSIS, 2008).

Los hemoparásitos son comunes en las aves acuáticas (Valkiunas, 2005). La mayoría de las especies de hemoparásitos no son patógenos para los hospederos debido a la baja virulencia del parásito, esto se debe probablemente a las asociaciones evolutivas entre el hospedero y el parásito a lo largo del tiempo (Reeves *et al.*, 2015; Meixell *et al.*, 2016).

Sin embargo, estudios ecológicos en aves silvestres han demostrado que las infecciones por hemoparásitos afectan notablemente la reproducción y la viabilidad de las poblaciones silvestres (Merino *et al.*, 2000). Por ejemplo, la introducción de *Plasmodium relictum* y el mosquito *Culex quinquefasciatus* en las islas hawaianas, tuvo efectos devastadores sobre la población de los mieleros hawaianos, su introducción causó la extinción de varias especies y subespecies. Además, la disminución de las poblaciones ha limitado su distribución altitudinal, poniendo en riesgo la conservación de varias especies endémicas de las islas hawaianas (Atkinson y Samuel, 2010; Atkinson *et al.*, 2014; Liao *et al.*, 2017).

Se han documentado casos clínicos de infecciones con hemoparásitos en diferentes especies de aves domésticas y silvestres en cautiverio, por ejemplo; en aves de corral (*Gallus gallus*) se reportó un brote de *Leucocytozoon caulleryi* que exterminó a varias parvadas en Corea del Sur (Lee *et al.*, 2014). En búhos nevados (*Nyctea scandiaca*) se reportó el fallecimiento de varios ejemplares por la coinfección de *Haemoproteus noctuae* y *Leucocytozoon ziemann* (Evans y Otter, 1998). En el Acuario Mundo Marino en San Clemente del Tuyú, Argentina, pingüinos de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) murieron debido a la parasitemia causada por diferentes especies de *Plasmodium* (Vanstreels *et al.*, 2016).

Se han reportado en anátidos silvestres casos clínicos por la infección de *Plasmodium*, *Leucocytozoon*, *Haemoproteus* y microfilarias (Cordero, 1999; Valkiunas, 2004; Bowman, 2011). La plasmodiosis aviar es una enfermedad estacional, los animales afectados se caracterizan por presentar elevación de la temperatura de forma cíclica y mortalidad elevada (Vanstreels *et al.*, 2016). La leucocitozoonosis afecta principalmente animales jóvenes, se caracteriza por daño hepático, anemia y aumento de temperatura, se observan cuadros clínicos agudos y fatales (Valkiunas, 2005). La hemoproteosis no se considera una enfermedad grave en aves, aunque se ha descrito signología de anemia, diarrea y disnea. (Cordero, 1999). La infección con microfilarias no suele presentar signología clínica, sin embargo, se ha observado que los parásitos adultos llegan a obstruir las arterias pulmonares (Bartlett, 2008).

Se ha comprobado que las aves migratorias participan en la dispersión de patógenos a través de las rutas migratorias (Inumaru, Murata y Sato, 2017). Incluso se ha documentado la dispersión de hemoparásitos intercontinentalmente, con el pato golondrino (*Anas acuta*) entre Norteamérica, Europa y Asia (Ramey *et al.*, 2015; Smith y Ramey, 2015; Meixell *et al.*, 2016). Sin embargo, los reportes epidemiológicos en anátidos silvestres son escasos (Meixell *et al.*, 2016).

Se han identificado 17 especies de hemoparásitos que afectan al Orden Anseriformes, nueve pertenecen al género *Plasmodium*, tres a *Haemoproteus*, uno a *Leucocytozoon*, uno a *Trypanosoma* y tres microfilarias. De los cuales se han descrito previamente, al menos 11 especies en Norteamérica (Valkiunas, 2005; Matta *et al.*, 2014).

Las especies de hemoparásitos más comunes en Canadá y Estados Unidos son *Leucocytozoon simondi*, *Haemoproteus nettionis* y *Plasmodium circumfiexum* (Clark, 1980; Thul, Forrester y Greiner, 1980; Ramey *et al.*, 2013; Garvon *et al.*, 2016). En México y Centroamérica los estudios sobre las especies de hemoparásitos que afectan al orden Anseriforme son escasos, y prácticamente se desconocen las especies de hemoparásitos presentes en Anseriformes mexicanos y su impacto en las poblaciones silvestres y domésticas.

III. ANTECEDENTES

3.1 Generalidades de la Familia Anatidae

Las aves Anseriformes son uno de los Órdenes más importantes de aves y más ampliamente distribuidos en el mundo (Livezey, 1986). El Orden está integrado por tres Familias: Familia Anhimidae presente en Sudamérica, Familia Anseranatidae en Oceanía y Familia Anatidae (patos, gansos y cisnes) distribuida en todo el mundo (AOS, 2018), con 147 especies (Carboneras, 1992).

Los anátidos son considerados uno de los principales grupos de aves acuáticas migratorias de México (López, Rodríguez y Chávez, 2014). En nuestro país habitan 41 especies, 39 especies son migratorias y nueve son especies residentes (Berlanga *et al.*, 2017). De acuerdo con NOM 059-SEMARNAT 2010 seis especies están catalogadas en alguna categoría de riesgo y una se considera extinta dentro del territorio nacional (Cuadro 1; SEMARNAT, 2010).

Cuadro 1. Especies de anátidos catalogados en riesgo dentro de la NOM 059-SEMARNAT-2010. (SEMARNAT, 2010)		
ESPECIE	NOMBRE COMUN	CATEGORIA DE RIESGO
<i>Anas fulvigola</i>	Pato tejano	Amenazada (A)
<i>Anas platyrhynchos diazi</i>	Pato mexicano	Amenazada (A)
<i>Branta bermicla nigricans</i>	Ganso de collar	Amenazada (A)
<i>Cairina moschata</i>	Pato real	En peligro de extinción (P)
<i>Cygnus buccinator</i>	Cisne trompetero	Extinta (E)
<i>Cygnus columbianus</i>	Cisne de tundra	En peligro de extinción (P)
<i>Nomonyx dominicus</i>	Pato enmascarado	Amenazada (A)

La Familia Anatidae se encuentra distribuida en zonas costeras, lagos, pantanos, arroyos y estanques (Muñoz y Merino, 2014). Se consideran aves acuáticas por que se alimentan, se refugian o se reproducen en los ecosistemas acuáticos (López, Rodríguez y Chavez, 2014; Lehikoinen *et al.*, 2017). La mayoría de anátidos se caracterizan por realizar trayectos migratorios a lo largo del año, en bandadas de unos cuantos individuos a cientos de miles en diferentes humedales a lo largo del año (Medellín *et al.*, 2009).

Los miembros de la Familia Anatidae están adaptados para pasar largo tiempo en el agua por lo que las diferentes especies son muy semejantes. Generalmente son aves de tamaño mediano a grande, corpulentas, de cabeza pequeña y cuello largo, su pico es ancho y aplanado con presencia de lamelas, las alas son cortas, pero se encuentran bien desarrolladas, tienen piernas cortas, los dedos están unidos por una membrana interdigital, la cola es corta y cuadrada, el color del plumaje es variado y presentan dimorfismo sexual en especial la subfamilia Anatinae (Carboneras, 1992; DUMAC, 2004).

Se alimentan de plantas acuáticas, granos, peces, crustáceos e insectos (Carboneras, 1992; Marcela *et al.*, 2012; Cárdenas *et al.*, 2013). El nicho ecológico, la obtención de alimento y las adaptaciones morfológicas para ello determinan las diferentes agrupaciones de la Familia Anatidae (Olson y Feduccia, 1980; Lehikoinen *et al.*, 2017).

La subfamilia Anatinae se distribuye en todo el mundo excepto en la Antártida, es formada por las diferentes especies de patos (Carboneras, 1992). Los patos se clasifican como patos de superficie (*Anas*, *Spatula* y *Mareca*) y patos buceadores (*Aythya*, *Bucephala* y *Oxyura*) debido a los hábitos de alimentación y morfología (Berlanga *et al.*, 2017; AOS, 2018).

Los patos de superficie se alimentan filtrando su alimento en la superficie del agua y los patos buceadores se alimentan sumergiéndose completamente dentro del agua (Marcela *et al.*, 2012). Los patos de superficie anatómicamente tienen las patas localizadas en la parte media del cuerpo mientras que en los patos buceadores las patas se encuentran en la parte posterior del cuerpo además el dedo posterior en los patos buceadores presenta una membrana en forma de paleta (Carboneras, 1992; DUMAC, 2004). Estas adaptaciones les permiten explotar los recursos disponibles en su hábitat, los humedales (Carboneras, 1992; Medellín *et al.*, 2009).

3.2 Hábitat de la Familia Anatidae

Las aves acuáticas (Anatidae) están directamente relacionadas con los humedales (Carboneras, 1992). En el tratado internacional de la Convención sobre los Humedales o Convención de Ramsar definen a los humedales como “las extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de aguas, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros” y “podrán comprender sus zonas ribereñas o costeras adyacentes, así como las islas o extensiones de agua marina de una profundidad superior a los seis metros en marea baja, cuando se encuentren dentro del humedal” (Ramsar, 2016). Las aves acuáticas habitan en los cinco tipos de humedales Cuadro 2; (Ramsar, 2016).

Cuadro 2. Tipos de humedales (Ramsar, 2016).	
Clasificación	Humedal
Marinos	Se consideran a zonas costeras, lagunas costeras, costas rocosas, praderas de pastos marinos y arrecifes de coral.
Estuarinos	Se incluyen a marismas de marea, deltas y manglares.
Lacustres	Se consideran zonas asociadas a lagos.
Ribereños	Son las zonas adyacentes a ríos y arroyos.
Palustres	Son las marismas, los pantanos y las ciénagas.

La superficie de humedales en México es de 8,657,057 hectáreas y tiene 142 humedales de importancia internacional o sitios Ramsar dentro del país. La SEMARNAT identifica 28 humedales prioritarios para la conservación y distribución de aves acuáticas por ser el hábitat de las poblaciones migratorias y residentes más importantes en el país (SEMARNAT, 2009).

La estacionalidad, las concentraciones y los movimientos migratorios de las especies de anátidos está determinada por el medio ambiente (Muñoz y Merino, 2014). La temporada del año afectará los niveles de profundidad del agua, la disponibilidad de alimento y la vegetación de cobertura (Brown, Monfils y Fredrickson, 2009; González, Sepúlveda y Schlatter, 2017; Lehikoinen *et al.*, 2017).

3.3 Migración de la Familia Anatidae

La migración es un movimiento estacional y cíclico inducido por cambios climáticos, disponibilidad del alimento y época de reproducción (Medellín *et al.*, 2009; Cabrera, Mabee y Villegas, 2017). Se desencadenan procesos fisiológicos endocrinos en los que interviene el fotoperiodo, preparando a las aves para el viaje migratorio (Medellín *et al.*, 2009; Cardenas *et al.*, 2013). Se estima que las especies de aves acuáticas migratorias pueden recorrer más de 20 000 km en un año y pueden alcanzar más de 6,000 m de altura sobre el nivel del mar (Medellín *et al.*, 2009).

Las especies de aves acuáticas residentes del país como el pato mexicano (*Anas platyrhynchos diazi*) o el pato real (*Cairina moschata*) realizan movimientos latitudinales o altitudinales estacionales, pero son indefinidos y no se consideran migraciones (Gonzales, 1995; Perez, Gaston y Kershaw, 2002). En cambio, las especies migratorias realizan movimientos estacionales definidos (Navarro-Sigüenza *et al.*, 2014). En la temporada de reproducción (marzo a septiembre) las poblaciones se distribuyen en el norte, en humedales localizados en latitudes altas del continente americano, al finalizar la temporada de reproducción las poblaciones migran a humedales al sur, en latitudes bajas donde se refugian durante la temporada invernal (Medellín *et al.*, 2009; Baar *et al.*, 2018).

Los anátidos detienen su viaje migratorio al encontrar las condiciones medioambientales y de paisaje adecuados según su nicho ecológico (Miller *et al.*, 2010; González, Sepúlveda y Schlatter, 2017). Los patos buceadores se establecen en grandes cuerpos de agua, con profundidades elevadas, aguas con poca turbidez y baja vegetación sumergida, en ecosistemas altamente conservados (Carboneras, 1992; Chacón *et al.*, 2017). Los patos de superficie prefieren los grandes cuerpos de agua con poca profundidad y elevada vegetación emergente, en ecosistemas perturbados y conservados (Pearse *et al.*, 2011; Chacón *et al.*, 2017).

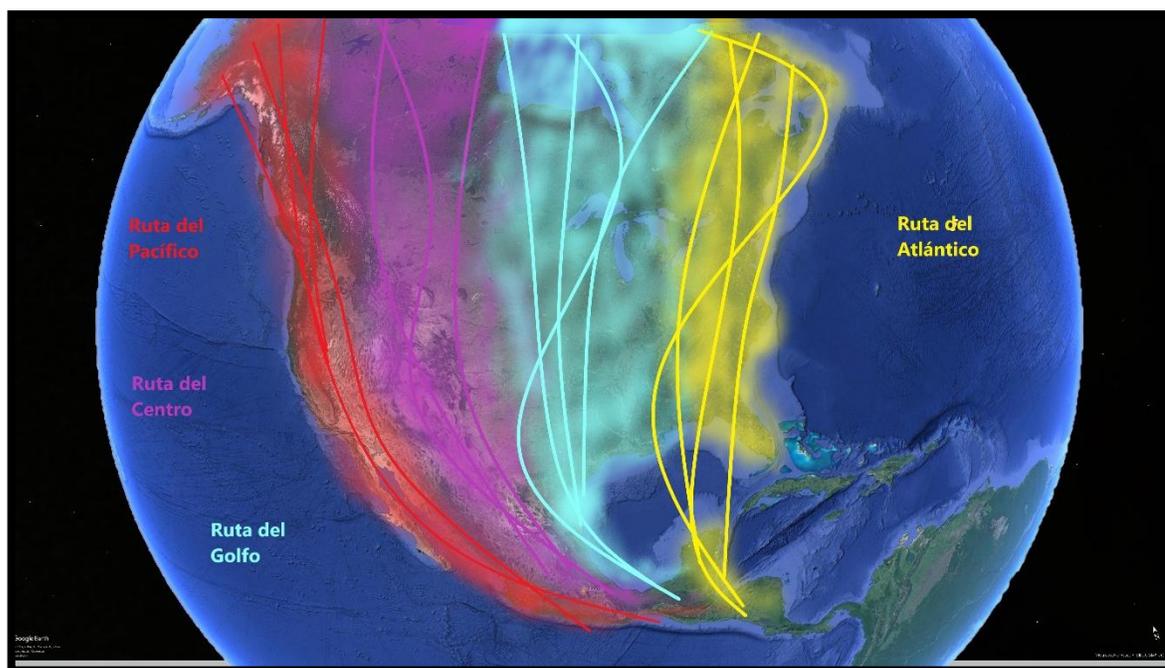


Figura 1. Rutas migratorias de aves acuáticas en México (SEMARNAT, 2009; Google, 2019)

La migración representa presiones energéticas muy fuertes sobre las aves, las poblaciones necesitan una gran cantidad de alimento disponible durante su trayecto migratorio (Wilson *et al.*, 2017). La existencia de humedales para alimentarse a lo largo de las rutas migratorias es fundamental para su supervivencia (Figura 1; SEMARNAT, 2009; DUMAC, 2018).

La migración es una de las actividades fisiológicas más exigentes, las aves migratorias sufren largos periodos de estrés fisiológico (Medellín *et al.*, 2009). Al concluir el viaje, los anátidos pierden cerca del 30% de peso corporal por factores fisiológicos y ecológicos como el suministro de alimentos, depredadores, lesiones y gasto energético (Cardenas *et al.*, 2013; Wilson *et al.*, 2017).

Debido al elevado costo que representa la migración, el sistema inmunológico se encuentra inmunodeprimido siendo susceptible a infecciones (Wilson *et al.*, 2017). Por lo tanto, el sistema inmune de las aves migratorias funciona en un contexto fisiológico y ecológico complejo durante la migración, que permite la participación de las aves migratorias en la dispersión de microorganismos (Weber y Stilianakis, 2014). Además, en los humedales, el hábitat de los anátidos, el parasitismo se considera la forma de vida más abundante, lo que expone a las aves migratorias a un mayor número de organismos infecciosos (Brown, Monfils y Fredrickson, 2009; Thomas *et al.*, 2017).

Sin embargo, las interacciones ecológicas hospedero-parásito durante la migración no son bien comprendidas (Inumaru, Murata y Sato, 2017). Los sitios de cría y las escalas migratorias exponen a las aves migratorias a un mayor número de organismos parásitos (Figuerola y Green, 2001). Además, la migración reúne grandes poblaciones y contribuye a aumentar el número de individuos infectados (Garvon *et al.*, 2016). Por lo tanto, es común el parasitismo en los anátidos silvestres (Marcela *et al.*, 2012; Weber y Stilianakis, 2014).

Se desconoce si el parasitismo ejerce una suficiente presión selectiva para desencadenar la migración de sus anfitriones. Las aves migratorias muestran cambios en el comportamiento migratorio a lo largo de escalas de tiempo ecológicas en respuesta al cambio climático, lo que sugiere que es posible un cambio adaptativo en el comportamiento migratorio en respuesta al parasitismo (Hall, Altizer y Bartel, 2014).

Se han sugerido dos modelos en respuesta al parasitismo en especies migratorias, por medio de los cuales la prevalencia de infección en la población se reduce, el primer modelo sugiere que los individuos infectados mueren durante el trayecto, en un proceso denominado “sacrificio migratorio”. El segundo modelo establece que la migración permite que las aves escapen de hábitats altamente contaminados a través de un proceso denominado “escape migratorio” disminuyendo la prevalencia de infección (Hall, Altizer y Bartel, 2014).

3.4 Especies hospedadoras de la Familia Anatidae en las Ciénegas de Lerma

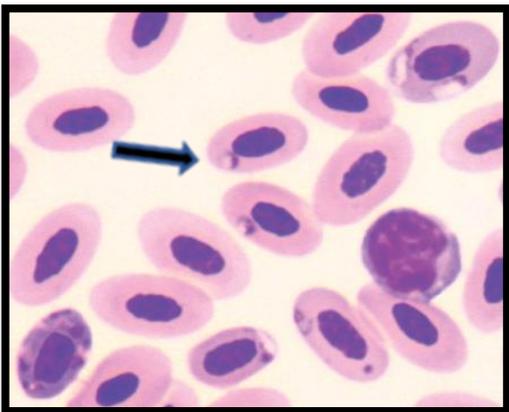
Las especies de anátidos registradas en las Ciénegas de Lerma se enlistan en el Cuadro 3. Se han identificado 15 especies, una especie de pato residente y 14 migratorias (RSIS, 2008). Las Ciénegas de Lerma albergan a los géneros *Aix*, *Anas*, *Spatula* y *Mareca* considerando patos de superficie y a los géneros *Aythya*, *Bucephala* y *Oxyura* considerados patos buceadores (Conabio, 2018). Las especies se describen a detalle en el anexo 1.

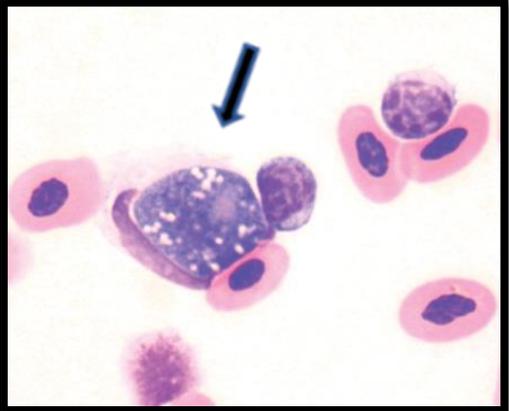
Cuadro 3. Especies registradas en las Ciénegas de Lerma (RSIS, 2008).		
Espece	Nombre común	Estatus migratorio
<i>Aix sponsa</i>	Pato arcoíris	Migratorio invernal
<i>Anas acuta</i>	Pato golondrino	Migratorio invernal
<i>Anas crecca</i>	Cerceta alas verdes	Migratorio invernal
<i>Anas platyrhynchos diazi</i>	Pato mexicano	Residente
<i>Aythya affinis</i>	Pato boludo menor	Migratorio invernal
<i>Aythya americana</i>	Pato cabeza roja	Migratorio invernal
<i>Aythya collaris</i>	Pato pico anillado	Migratorio invernal
<i>Aythya valisineria</i>	Pato coacoxtle	Migratorio invernal
<i>Bucephala albeola</i>	Pato monja	Migratorio invernal
<i>Mareca americana</i>	Pato chalcuán	Migratorio invernal
<i>Mareca strepera</i>	Pato friso	Migratorio invernal
<i>Oxyura jamaicensis</i>	Pato tepalcate	Migratorio invernal
<i>Spatula clypeata</i>	Pato cucharón nortño	Migratorio invernal
<i>Spatula cyanoptera</i>	Cerceta canela	Migratorio invernal
<i>Spatula discors</i>	Cerceta alas azules	Migratorio invernal

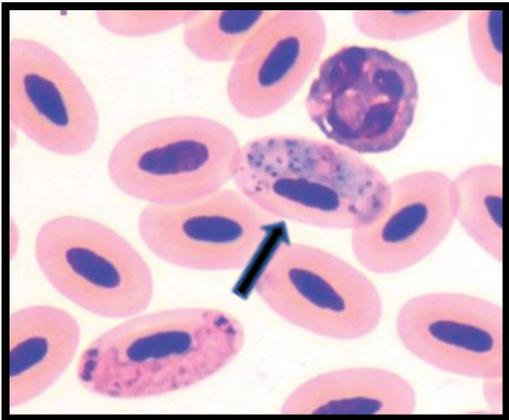
3.5 Generalidades de los parásitos sanguíneos en aves

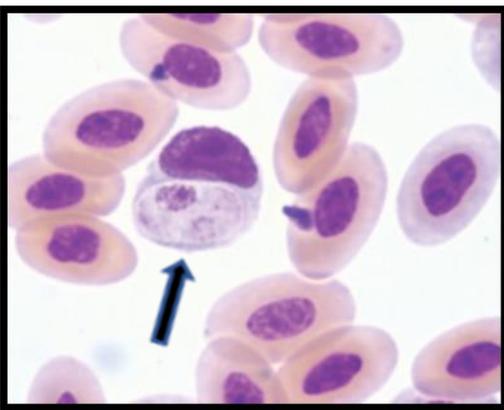
El parasitismo es una asociación interespecífica entre parásito y hospedador (Bowman, 2011). El organismo parásito es de menor tamaño, presenta adaptaciones para vivir en, o sobre, el hospedador y depende metabólicamente del organismo que parasita (Cordero, 1999; Puentes, 2010). Los parásitos sanguíneos son organismos que necesitan habitar las células sanguíneas y el torrente sanguíneo en algún momento de su ciclo biológico (Valkiunas, 2004; Clark, Boardman y Raidal, 2009).

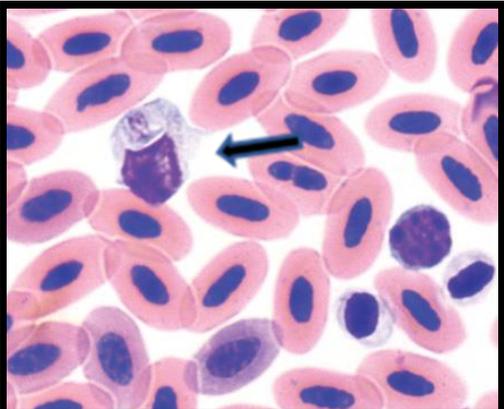
Los parásitos sanguíneos infectan a invertebrados y vertebrados (Bowman, 2011), por ejemplo, en las aves se han documentado al menos ocho grupos taxonómicos de hemoparásitos en frotis sanguíneos (Mayr, 2017). La descripción de cada parásito sanguíneo reportado en frotis de aves se presenta en el Cuadro 4. (Clark, Boardman y Raidal, 2009).

Cuadro 4. Parásitos sanguíneos registrados en frotis de aves (Clark, Boardman y Raidal, 2009).	
<i>Plasmodium</i> spp.	
Es un parásito Apicomplexa del Orden de los hemosporidios, causante de la malaria. Se transmite por mosquitos (Culicoidae).	
Es un parásito intracelular, los gametocitos se observan dentro de los eritrocitos.	
Los gametocitos de las especies de <i>Plasmodium</i> spp son redondos irregulares, de forma alargada de "U" O "V", el núcleo es redondo central anfófilo y el citoplasma se tiñe ligeramente basófilo contiene varios gránulos con pigmento negro y marrón (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).	
	
	<i>Plasmodium</i> spp. en frotis sanguíneo de verdugo pío (<i>Strepera graculina</i>), teñido con la técnica de Wright (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).

<p><i>Leucocytozoon</i> spp.</p>	
<p>Es un parásito Apicomplexa del Orden de los hemosporidios, causante de la Leucocitoozoonosis, se transmite por las moscas negras (Simuliidae) y chinches chupadoras (Ceratopogonidae), dependiendo la especie de <i>Leucocytozoon</i>.</p>	
<p>Es un parásito intracelular, en los frotis sanguíneos se observan los gametocitos dentro de los eritrocitos y los leucocitos.</p>	
<p>Son pleomórficos algunas especies exhiben formas fusiformes como formas redondas, el núcleo es basófilo y puede contener pequeñas vacuolas, generalmente desplazan el núcleo celular (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).</p>	<p><i>Leucocytozoon</i> spp. en frotis sanguíneo de Urraca australiana (<i>Gymnorhina tibicen</i>), teñido con la técnica de Wright (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).</p>

<p><i>Haemoproteus</i> spp.</p>	
<p>Es un parásito Apicomplexa del Orden de los hemosporidios, causante de la haemoproteosis. Se transmite por mosquitos (Culicoidae), tabanos (Tabanidae) y moscas (Hippoboscidae).</p>	
<p>Es un parásito intracelular, en los frotis sanguíneos se observan los gametocitos dentro de los eritrocitos.</p>	
<p>El gametocito es de forma alargada, curva y rodea el núcleo del eritrocito. El citoplasma es de un color amarillo a negro-marrón, tiene gránulos púrpuras punteados, y el núcleo se localiza al centro. (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).</p>	<p><i>Haemoproteus</i> spp. en frotis sanguíneo de halcón berigora (<i>Falco berigora</i>), teñido con la técnica de Wright (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).</p>

<p><i>Hepatozoon</i> spp.</p>	
<p>Es un parásito Apicomplexa del Orden de los Eucoccidiorida, causante de la hepatozoonosis, se transmite por garrapatas (Argasidae).</p>	
<p>Es un parásito intracelular, en los frotis sanguíneos se observan los gametocitos dentro del citoplasma de los leucocitos.</p>	
<p>Son típicamente ovoides o alargados con los extremos redondeados, el núcleo se localiza en el centro o puede localizarse de manera excéntrica, es redondo de color basófilo, el citoplasma es basófilo pálido con gránulos azurófilos punteados ocasionales. El parásito puede desplazar el núcleo del leucocito (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).</p>	 <p><i>Hepatozoon</i> spp. en frotis sanguíneo de kiwi marrón (<i>Apteryx australis</i>), teñido con la técnica de Giemsa (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).</p>

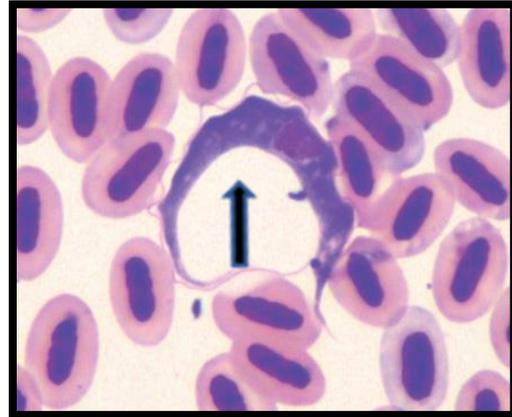
<p><i>Atoxoplasma</i> spp.</p>	
<p>Es un parásito Apicomplexa del Orden de los Eucoccidiorida, causa la atoxoplasmosis, se transmite al ingerir los ooquistes de las heces.</p>	
<p>Es un parásito intracelular, en los frotis sanguíneos se observan los merozoítos dentro de los leucocitos.</p>	
<p>Los merozoítos de <i>Atoxoplasma</i> son pequeños, redondos u ovoides, el citoplasma es basófilo pálido contiene estructuras granuladas, el núcleo es central. El gametocito se desarrolla dentro del intestino de los leucocitos mononucleares. (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).</p>	 <p><i>Atoxoplasma</i> spp. en frotis sanguíneo de estornino de bali (<i>Leucopsar rothschildi</i>), teñido con la técnica de Wright (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).</p>

Trypanosoma spp.

Es un parásito Kinetoplastea del Orden de los Trypanosomatida, causan la trypanosomiosis, se transmite por mosquitos (Culicoidae), moscas negras (Simuliidae), chinches chupadoras (Ceratopogonidae) y moscas (Hippoboscidae).

Es un parásito extracelular, en los frotis sanguíneos se observa comúnmente el tripomastigote.

El tripomastigote, es una célula alargada, en forma de huso, con un solo núcleo en posición central y un único flagelo, Una membrana ondulante se extiende a lo largo de gran parte de la longitud del organismo, el kinetoplasto es focal basófilo oscuro, el citoplasma es de un color basófilo pálido (Clark, Boardman y Raidal, 2009).



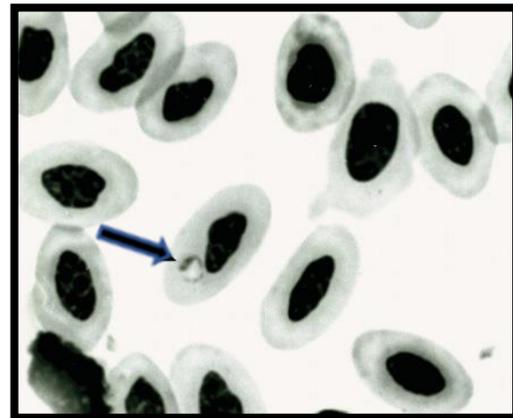
Trypanosoma spp. en frotis sanguíneo de lori cuellirrojo (*Trichoglossus rubritorquis*), teñido con la técnica de Diff Quik (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).

Babesia spp.

Es un parásito Apicomplexa del Orden de los Piropasmida, causante de la piroplasmosis o babesiosis se transmite por garrapatas (Argasidae e Ixodidae).

Es un parásito intracelular, en los frotis sanguíneos se observan los gametocitos dentro de los eritrocitos.

Típicamente tiene “forma de anillo” además se puede observar de forma ovoide, alargado y piriforme. La cromatina es excéntrica se tiñe basófila oscura y el citoplasma es basófilo pálido (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).



Babesia spp. en frotis sanguíneo de kiwi marrón (*Apteryx australis*), teñido con la técnica de May Grünwald y Giemsa (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).

<p>Nematodos filaroides (microfilarias)</p>		
<p>Son parásitos nematodos del Orden Spirurida, de la superfamilia de los filaroides, causantes de la filariosis se transmite por mosquitos (Culicoidae) y moscas negras (Simuliidae).</p>		
<p>Es un parásito extracelular, en los frotis sanguíneos se observan las larvas infectantes de tercer estadio en la sangre del hospedador.</p>		
<p>Tienen un aspecto de serpentina y un color basófilo, varían en la longitud y en lo ancho según la especie.</p>		
<p>Los nematodos adultos pueden encontrarse en sacos aéreos, la cavidad torácica, la cavidad abdominal y en el tejido subcutáneo (Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011; NZER, 2018).</p>		<p>Microfilaria en frotis sanguíneo de halcón berigora (<i>Falco berigora</i>), teñido con la técnica de Diff Quik (Modificado de Clark, Boardman y Raidal, 2009).</p>

Todos los parásitos sanguíneos se transmiten por vectores artrópodos con excepción de *Atoxoplasma* spp. que es el único parásito sanguíneo que se transmite al ingerir los ooquistes presentes en las heces (Valkiunas, 2005; Clark, Boardman y Raidal, 2009). Por lo tanto, la ecología vectorial y los ciclos de vida de los hemoparásitos se encuentran mutuamente relacionados (Kimura, Darbro y Harrington, 2010). Se ha comprobado la relación existente entre la abundancia de los vectores y la distribución de hemoparásitos (Tripet, Aboagye-Antwi y Hurd, 2008; Puente, 2010).

En las zonas tropicales generalmente los vectores están presentes todo el año, cerca de cuerpos de agua (Atkinson *et al.*, 2014; Caminade *et al.*, 2014). En cambio, en las zonas templadas hay presencia de los vectores únicamente en cierta temporada del año, generalmente durante el deshielo de los cuerpos de agua o durante la temporada de lluvias favoreciendo la cría de numerosas especies de artrópodos principalmente insectos dípteros. (Willott y Ramberg, 2007; Puente, 2010).

Los vectores dípteros se crían en cursos de agua corriente, torrentes de montaña, arroyos temporales y ríos caudalosos. Los huevos se depositan en la superficie del agua o sobre piedras parcialmente sumergidas, pequeñas ramas o vegetación cercana a ríos (Bowman, 2011). Durante la primavera y el verano, los vectores mudan de la fase de pupa a adulto y se reproducen exponencialmente (Puente, 2010). La prevalencia de los parásitos sanguíneos aumenta durante la primavera y el verano, por el aumento en las poblaciones de vectores (Atkinson *et al.*, 2014; Eric *et al.*, 2014).

3.6 Parásitos sanguíneos en aves del orden Anseriformes

Se han identificado tres grupos taxonómicos (Haemosporida, Trypanosomatida y Spirurida) en frotis sanguíneos de aves del orden Anseriforme en el mundo. Las especies identificadas se enlistan en el cuadro 5. (Bennett *et al.*, 1982; Valkiunas, 2005; Ioannou *et al.*, 2009; Ramey *et al.*, 2013; Reeves *et al.*, 2015; Garvon *et al.*, 2016; Meixell *et al.*, 2016).

Cuadro 5. Especies registradas de parásitos sanguíneos en aves Anseriformes	
Hemosporidios	<i>Haemoproteus macrovacuolatus</i>
	<i>Haemoproteus nettionis</i>
	<i>Haemoproteus greineri</i>
	<i>Plasmodium relictum</i>
	<i>Plasmodium circumflexum</i>
	<i>Plasmodium polare</i>
	<i>Plasmodium anasum</i>
	<i>Plasmodium hegneri</i>
	<i>Plasmodium gabaldoni</i>
	<i>Plasmodium vaughani</i>
	<i>Plasmodium nucleophilum</i>
	<i>Plasmodium elongatum</i>
	<i>Leucocytozoon simondi</i>

Trypanosomatidos	<i>Trypanosoma avium</i>
Espiruridos (Microfilarias)	<i>Pelecitus</i> Spp. <i>Splendidofilaria</i> Spp. <i>Sarconema</i> Spp.

En Norteamérica se han reportado las especies; *Hamoproteus nettionis*, *Hamoproteus greineri*, *Leucocytozoon simondi*, *Plasmodium relictum*, *Plasmodium circumflexum*, *Plasmodium polare*, *Plasmodium vaughani*, *Plasmodium nucleophilum*, *Plasmodium elongatum*, *Splendidofilaria fallisensis* y *Trypanosoma avium* (Ramey *et al.*, 2013; Garvon *et al.*, 2016; Meixell *et al.*, 2016).

Parásitos Hemosporidios

Los parásitos Hemosporidios son protozoarios heteroxenos, cambian de hospederos y formas de reproducción, tienen diferentes fases a lo largo del ciclo biológico (Cordero, 1999). Los parásitos se desarrollan en los vertebrados (aves) y en los vectores (insectos dípteros). La reproducción sexual tiene lugar en los vectores que son los hospederos definitivos y en las aves se produce la reproducción asexual, siendo los hospederos intermedios (Valkiunas, 2005).

La infección por Haemosporidios incluye cinco períodos: Prepatente, cuando los parásitos se desarrollan por primera vez; Agudo, caracterizado por la aparición de un gran número de parásitos en la sangre; Crítico cuando el parasitemia alcanza su pico más alto; Crónico, cuando se establece la infección indefinidamente; Latente, cuando la parasitemia bruscamente disminuye, o bien se elimina por la respuesta inmune del hospedero. (Cordero, 1999; Valkiunas, 2004; Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011).

Ciclo biológico:

Los esporozoítos se inoculan al hospedador cuando un vector díptero se alimenta, penetran las células endoteliales y parenquimatosas, se transforman en trofozoítos y sucede la primera multiplicación denominada esquizogonia preeritrocítica. Los merozoítos se liberan al romperse las células infectadas, invaden los eritrocitos y reticulocitos, pasan por una fase de trofozoítos y después sucede la esquizogonia eritrocítica. Los merozoítos se liberan cuando los eritrocitos infectados se rompen y reinfectan a otros eritrocitos donde se realiza otra esquizogonia. Finalmente, algunos merozoítos se convierten en microgametocitos o macrogametocitos, que son las fases infectantes para los vectores (Cordero, 1999 Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011).

Cuando el vector se alimenta, los microgametocitos y macrogametocitos maduran debido al cambio en la concentración de oxígeno y dióxido de carbono en la sangre ingerida por el vector, al iniciar la gametogénesis los microgametos fecundan a los macrogametos formando un cigoto. Un macrogametocito produce un macrogameto, mientras que el microgametocito sufre la exflagelación, como resultado de los cuales se forman microgametos móviles (Valkiunas, 2005).

Los cigotos se transforman en ooquinetos móviles, que migran al hemocele del intestino medio del mosquito donde se forma un ooquiste. Los ooquistes forman miles de esporozoítos, que son liberados al hemocele al romperse el ooquiste. Los esporozoítos migran a las glándulas salivales donde infectan a otro hospedador cuando el vector se alimenta, completando el ciclo biológico (Valkiunas, 2005; Bowman, 2011).

Género *Plasmodium*

Las especies del género *Plasmodium* son los parásitos sanguíneos más virulentos en todas las familias de aves, son los causantes de la malaria aviar. Se transmiten por vectores pertenecientes a la Familia Culicoidae (Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012; Meixell *et al.*, 2016).

El ciclo biológico de *Plasmodium* se representa en la figura 2.

En las aves ocurren cuatro merogonías (reproducción asexual por fisión múltiple conocida como esquizogonía), la merogonía primaria exoerótica (I) (II); merogonía eritrocítica (III); merogonía secundaria exoerótica (IV)(Valkiunas, 2005).

Los esporozoítos infectan las células endoteliales (1), se desarrollan los cryptozoítos (es la etapa de desarrollo en tejidos de *Plasmodium*) (2) (3). Los merozoítos infectan a los macrófagos (4), se desarrollan los metacryptozoítos (desarrollo de merozoítos de *Plasmodium* en macrófagos) (5) (6), los merozoítos liberados infectan a los eritrocitos (7), se desarrollan los gametocitos en los eritrocitos (8). Los merozoítos vuelven a infectar a los eritrocitos (9), ocurre la merogonía en los eritrocitos (10) (11), los merozoítos invaden las células mesodérmicas (probablemente los endotelios) (12), se desarrollan los phanerozoítos (etapa de merozoítos en células mesodérmicas en *Plasmodium*) (13) (14), los merozoítos infectan los eritrocitos (15), se desarrollan los gametocitos en los eritrocitos (16) (Valkiunas, 2004; Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011).

Los macrogametos (17) y los microgametos maduran (18), se fertilizan los macrogametos (reproducción sexual conocida como gamogonía) (19), los ookinetos penetran la membrana peritrófica del intestino del vector (20), se desarrolla el oocisto joven (21), ocurre la esporogonía (reproducción asexual después de la fusión de gametos.) (22) (23), los esporozoítos migran a las glándulas salivales del vector (24) (Valkiunas, 2004; Clark, Boardman y Raidal, 2009; Bowman, 2011).

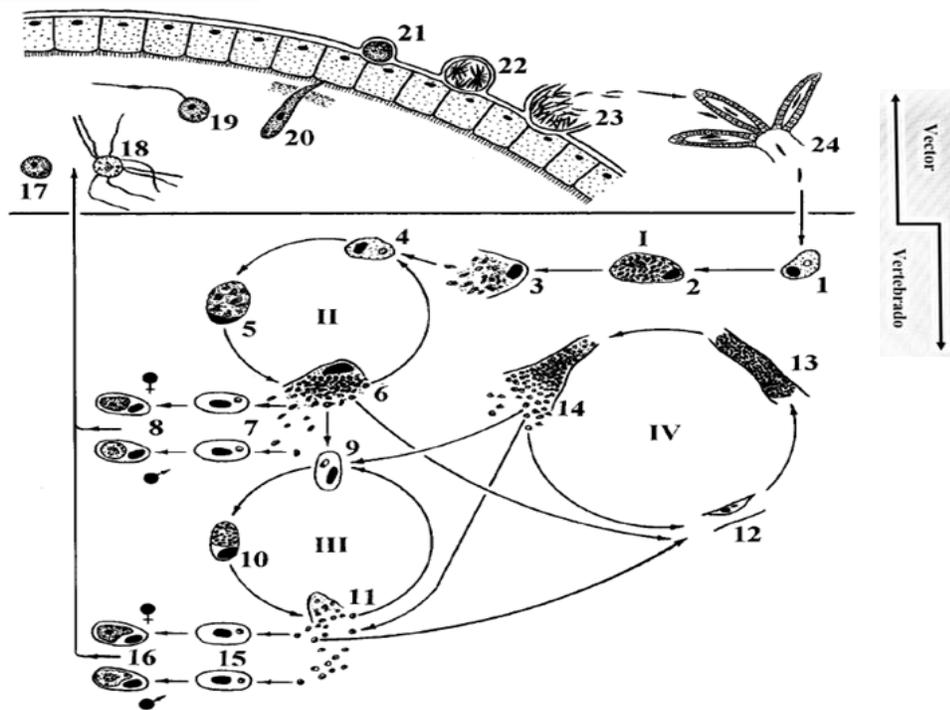


Figura 2. Ciclo biológico de *Plasmodium* spp. (Tomado de Valkiunas, 2005).

Género *Haemoproteus*

Las especies del género *Haemoproteus* son parásitos comunes en todas las especies de aves se transmiten por vectores Culicoidae, Hippoboscidae y Tabanidae (Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012; Meixell *et al.*, 2016).

El ciclo biológico de *Haemoproteus* se representa en la figura 3.

El esporozoíto entra en la célula endotelial (1), se liberan los merozoítos de la primera generación (2), ocurre la merogonía (3), los merozoítos vuelven a infectar la célula endotelial (4), se desarrollan megalomerontes (acumulación de merozoítos) en los músculos esqueléticos (5)(6), los merozoítos infectan los eritrocitos (7), se desarrollan los gametocitos maduros en los eritrocitos (8). Los merozoítos infectan las células reticuloendoteliales en el bazo (9), los merozoítos maduran en el bazo (10), ocurre la segunda merogonía (11), los merozoítos de segunda generación infectan los eritrocitos (12), se desarrollan los gametocitos maduros en los eritrocitos (13) (Valkiunas, 2005; Matta *et al.*, 2014).

Los macrogametos (14) y los microgametos maduran (15), se fertilizan los macrogametos (16), los ookinetos penetran la membrana peritrófica del intestino del vector (17), se desarrolla el oocisto juvenil (18), ocurre la esporogonía (19) (20), los esporozoítos migran a las glándulas salivales del vector (21) (Valkiunas, 2005; Matta *et al.*, 2014).

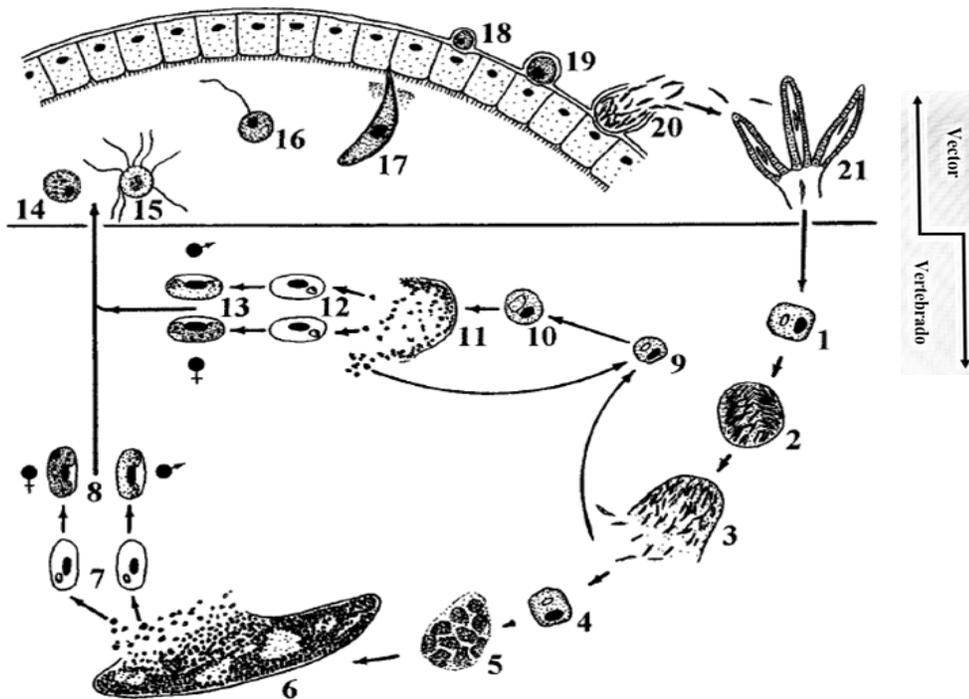


Figura 3. Ciclo biológico de *Haemoproteus* spp. (Tomado de Valkiunas, 2005).

Género *Leucocytozoon*

Las especies del género *Leucocytozoon* infectan a varias familias de aves, se han registrado infecciones muy virulentas en diferentes especies de aves principalmente domésticas, las aves silvestres suelen ser más resistentes. Se transmiten por vectores Simuliidae y Ceratopogonidae (Atkinson y Samuel, 2010; Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012; Meixell *et al.*, 2016).

El ciclo biológico de *Leucocytozoon* se representa en la figura 4.

Los esporozoítos o merozoítos invaden los hepatocitos (1), se desarrollan los merontes hepáticos (replicación asexual) (2) (3) (4), los merozoítos se liberan e invaden los eritrocitos (5), se forman los gametocitos redondos (6), se forman sincitios (fusión de merontes) (7), se desarrollan megalomerontes en diversos órganos (8) (9), se liberan los merozoítos e invaden a los leucocitos mononucleares (10), se desarrollan los gametocitos fusiformes (11), los macrogametos (12) y los microgametos maduran (13). Se da la fertilización de los macrogametos (14), los ookinetos penetran la membrana peritrófica del intestino del vector (15), se desarrolla el oocisto juvenil (16), ocurre la esporogonia (17) (18), los esporozoítos migran a las glándulas salivales del vector.

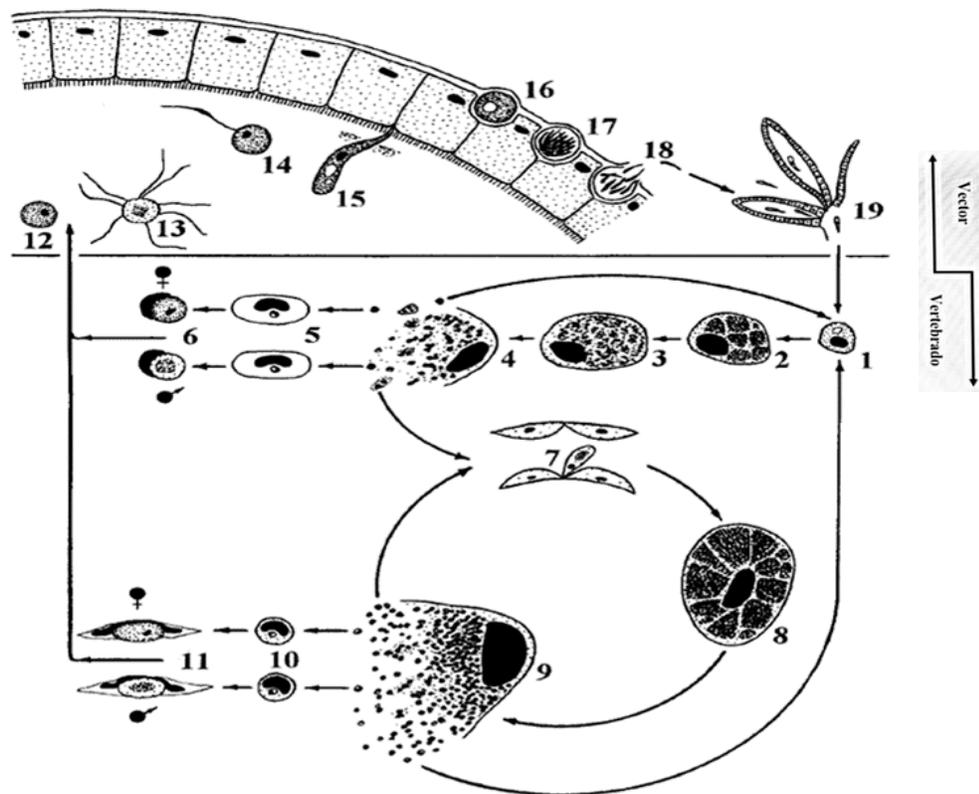


Figura 4. Ciclo biológico de *Leucocytozoon* spp. (Tomado de Valkiunas, 2005).

Parásitos Trypanosomatida

Género *Trypanosoma*

Son parásitos protozoarios flagelados heteroxenos, se multiplican asexualmente por fisión binaria, y algunas especies forman quistes de resistencia. Las especies de *Trypanosoma* spp. son conocidos como parásitos hemoflagelados (Bowman, 2011). Las aves son el hospedero definitivo, en ellas el parásito se multiplica por fisión binaria en diversos tejidos mientras que el organismo vector es el hospedero intermediario, en ellos sufren la metamorfosis en el intestino medio (Svobodová, Volf y Votýpka, 2015). Se estima que existen alrededor de 100 especies de Tripanosomas aviares en el mundo, la mayoría se consideran de poca patogenicidad para las aves (Votýpka y Svobodová, 2004; Zídková *et al.*, 2012).

La especie *Trypanosoma avium* es un parásito sanguíneo frecuente en todos los Órdenes de aves del mundo, existen varias subespecies pertenecientes a diferentes linajes. Son especies adaptadas para la transmisión en varios ecosistemas, incluyendo islas oceánicas y países con climas fríos donde los vectores son comunes (Deviche, P., *et al.*, 2010). Se transmiten por vectores Simuliidae, Ceratopogonidae, Culicidae, Hippoboscidae, y Dermanyssidae (Votýpka y Svobodová, 2004; Valkiūnas *et al.*, 2011; Svobodová, Volf y Votýpka, 2015; Svobodová *et al.*, 2017).

La infección natural ocurre cuando el hospedero ingiere al vector infectado, o las mucosas del hospedero entran en contacto con materia fecal contaminada, recientemente se han descubierto etapas maduras de Tripanosomas en la válvula stomodeal de mosquitos *Culex*, sugiriendo transmisión inoculativa (Svobodová, Volf y Votýpka, 2015; Svobodová *et al.*, 2017).

El ciclo biológico de *Trypanosoma* spp. se representa en la figura 5.

El parásito infecta diversos órganos principalmente los riñones, el hígado, el bazo, la médula ósea, el cerebro y el corazón (1), es estos órganos los amastigotes se multiplican dentro de los vasos sanguíneos. Se transforma en tripomastigotes, en esta fase la multiplicación se suspende (2) (Votýpka y Svobodová, 2004; Valkiūnas *et al.*, 2011).

El vector se parasita al ingerir los tripomastigotes en la sangre del hospedador, el desarrollo en el vector comienza en el intestino medio, los tripomastigotes se transforman rápidamente en epimastigotes y migran al intestino medio, se adhieren a la membrana peritropica, y continúan dividiéndose en epimastigotes (3). El ciclo se completa cuando el hospedador ingiere al vector con el epimastigote transformado en tripomastigote metacíclico (4) (Votýpka y Svobodová, 2004; Valkiūnas *et al.*, 2011).

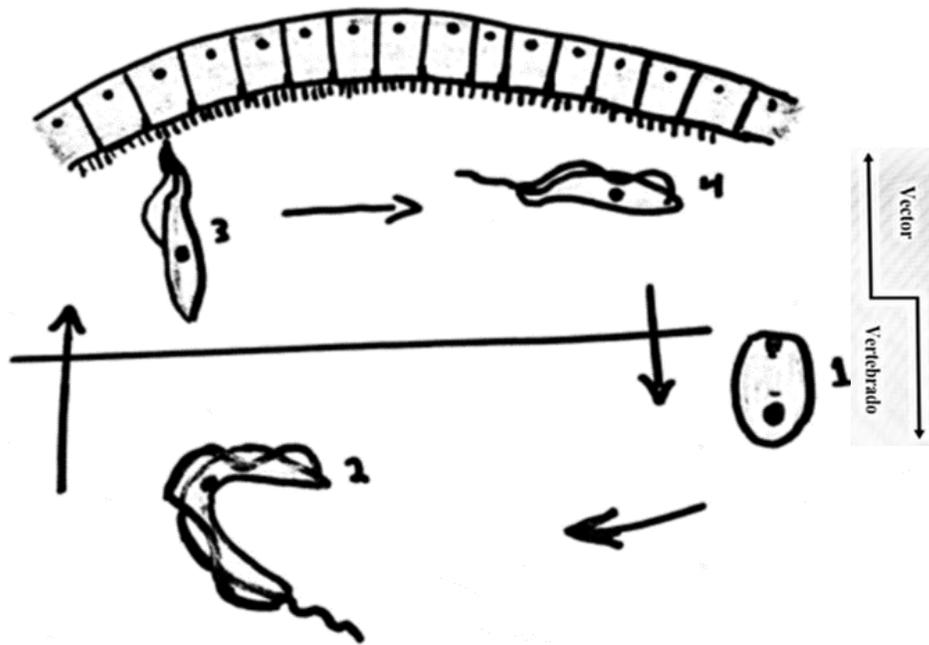


Figura 5. Ciclo biológico de *Trypanosoma* spp.

Parásitos Espirurida (Microfilarias)

Géneros *Pelecitus*, *Sarconema* y *Splendidofilaria*

Las filarias son nematodos que se transmiten mediante vectores hematófagos en los que el embrión vermiforme se denomina microfilaria, dentro del hospedero definitivo se desarrolla larva infectante de tercer estadio. (Bartlett y Anderson, 1985; Olsen, 1986; Cordero, 1999; Díaz *et al.*, 2011).

Se conocen cerca de 160 especies de filarias distribuidas en 16 géneros, tres géneros afectan a los Anseriformes *Pelecitus*, *Splendidofilaria* y *Sarconema*. En Norteamérica las aves Anseriformes son parasitadas por filarias del género *Splendidofilaria*. (Bartlett y Anderson, 1985). Las microfilarias se encuentran en la sangre circulante del hospedador definitivo, los adultos generalmente migran al tejido subcutáneo y sacos aéreos de las aves. La microfilaria *Splendidofilaria fallisensis* (anteriormente clasificada como *Ornithofilaria fallisensis*) infecta a la familia Anatidae por la preferencia de los vectores Simuliidos por las especies de anátidos en Norteamérica (Anderson, 1956; Anderson *et al.*, 1974; Bennett *et al.*, 1982; Bartlett y Anderson, 1985; Anderson y Freeman, 2006).

El ciclo biológico de *Splendidofilaria* spp. se representa en la figura 6.

Los vectores al alimentarse de la sangre ingieren las larvas 1, en ellos la larva tras permanecer un tiempo en el intestino medio del mosquito, migra a los túbulos de Malpighi donde penetran en el citoplasma de las células primarias (1). Posteriormente, las larvas son reintroducidas en la luz de los túbulos de Malpighi y mudan a larva de segundo estadio, para posteriormente transformarse a larva de tercer estadio (2). La larva infectante de tercer estadio migra por el cuerpo del mosquito a los espacios cefálicos en la cabeza y probóscide, donde permanecen hasta entrar en un nuevo hospedador (3) (Bartlett y Anderson, 1985; Olsen, 1986; Cordero, 1999).

Cuando el mosquito se alimenta de sangre de nuevo, la larva de tercer estadio abandona al vector e ingresa a través de la herida producida por la picadura depositándose en la piel, la larva de tercer estadio que entra tras la picadura muda a larva de cuarto estadio (4). Se localiza en la fascia de las piernas, sacos aéreos y tejido subcutáneo. Los vermes mudan para convertirse en adultos jóvenes y migran a las arterias pulmonares, sitio donde se depositan las microfilarias para su distribución en el sistema vascular (5). Los mosquitos se infectan cuando se alimenta un hospedador infectado completando el ciclo biológico (Bartlett y Anderson, 1985; Olsen, 1986; Mehlhorn, 2008).

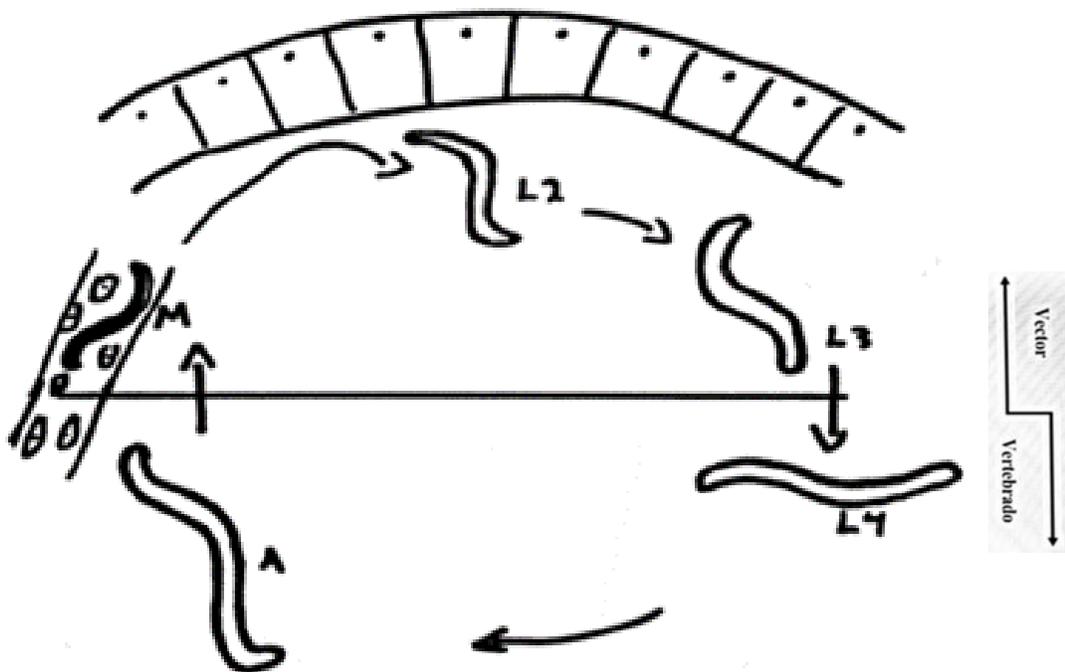


Figura 6. Ciclo biológico de *Splendidofilaria* spp.

3.7 Caracterización de la infección parasitaria

La ecología del parasitismo es el estudio de las relaciones entre organismo y su medio ambiente, es decir la naturaleza de la relación parásito-hospedero (Bowman, 2011). En términos ecológicos se considera a un hospedero o una población de hospederos como el medio ambiente de un parásito y el sitio geográfico donde se desarrollan los hospederos intermediarios, paraténicos y reservorios se define como ecosistema (Balashov, 2011).

Se pueden estudiar a los parásitos desde diferentes enfoques; una misma especie de parásito dentro de un hospedero; o dentro de una población de hospederos, o la comunidad de los parásitos dentro de un hospedero, población de hospederos, gremio de hospederos y/o ecosistema (Bautista-Hernández *et al.*, 2015).

La terminología usada en parasitología en el estudio de la caracterización de la infección parasitaria se estableció por primera vez por la Sociedad Americana de Parasitología en 1982. Esta terminología se ha ido adecuando con el tiempo, actualmente los términos más usados se describen en el cuadro 6 (Margolis *et al.*, 1982; Bush, 1997; Zander, 2001; Bautista-Hernández *et al.*, 2015).

Cuadro 6. Terminología utilizada en la caracterización de la infección parasitaria	
Conceptos a nivel población	Infrapoblación: Incluye a todos los individuos de una especie de parásito que habitan en un individuo de hospedero, en un tiempo determinado.
	Componente de población: Incluye a los parásitos de una población de la misma especie, en una población de hospederos.
	Gremio de población: Incluye a los parásitos de una población de la misma especie, en una comunidad de hospederos.
	Suprapoblación: Todos los individuos de una especie de parásitos, en todas las etapas de desarrollo dentro de todos los hospederos en su medio ambiente.

Conceptos a nivel comunidad	Infracomunidad: Todas las especies de parásitos infectando a un solo hospedero.
	Componente de comunidad: Todas las especies de parásitos explotando, una población de hospederos, en un tiempo determinado.
	Gremio de comunidad: Incluye a toda una comunidad de parásitos, en un ensamble o gremio de hospederos determinados.
	Supracomunidad: Incluye a toda una comunidad de parásitos, en un ecosistema.
Medidas descriptivas a nivel de población	Frecuencia: Es el número de hospederos infectados con uno o más individuos de una especie particular de parásito (o grupo taxonómico) dividido entre el número total de hospederos revisados.
	Incidencia: El número de nuevos hospederos que llegan a ser infectados con un parásito en particular durante un intervalo de tiempo específico, dividido entre el número de hospederos no infectados presentes desde el comienzo de un intervalo de tiempo.
	Densidad: Número de individuos de una especie en particular de parásitos por unidad de área, volumen, o peso de hospedero infectado, sea tejido u órgano.
	Abundancia promedio: número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos, dividida entre el número de hospederos revisados.
	Intensidad promedio: número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos, dividida entre el número de hospederos infectados con ese parásito.
	Intervalo de intensidad: número mínimo y máximo de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos.

IV. Hipótesis

La especie de pato residente *Anas platyrhynchos diazi* y las especies de patos migratorios compartirán las mismas especies de parásitos sanguíneos dentro de la ciénaga de Atarasquillo en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

V. Objetivos

Identificar y determinar taxonómicamente los parásitos sanguíneos presentes en frotis sanguíneos procedentes de patos migratorios y residentes dentro de la ciénaga de Atarasquillo en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

5.1 Objetivos específicos

1.- Realizar el muestreo de diferentes especies de hospederos de parásitos sanguíneos dentro de la ciénaga de Atarasquillo en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

2.- Analizar la frecuencia de las especies de parásitos sanguíneos en los hospederos y su comportamiento en los tres años de muestreo dentro de la ciénaga de Atarasquillo en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

3.- Estimar la frecuencia, abundancia promedio, intensidad promedio e intervalo de intensidad para caracterizar la infección parasitaria de cada especie de parásito sanguíneo identificado dentro de la ciénaga de Atarasquillo en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

VI. Material y métodos

6.1 Descripción del lugar:

La colecta de las muestras se realizó en la Unidad de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre de Atarasquillo, ubicada en la Ciénega de Atarasquillo ($19^{\circ} 21' 22.42''$ N; $99^{\circ} 30' 59.98''$ O), perteneciente a las Ciénegas de Lerma, Estado de México (Figura 7). Las ciénegas de Lerma presentan una extensión de 346 ha, 70% tulares y 30% claros y otras plantas acuáticas. La ciénega de Atarasquillo forma parte del complejo de humedales conocidos como ciénegas del Lerma, decretadas como hábitat prioritario para aves acuáticas residentes y migratorias y Áreas de Importancia para la Conservación de las Aves (RSIS, 2008).



Figura 7. Ubicación del área de estudio. Se observa la ubicación de la Ciénega de Atarasquillo (círculo), en la derecha la imagen satelital (Google Maps, 2019; Google earth, 2019).

Existen diferentes hábitats dentro la Ciénega de Atarasquillo como son zonas de aguas profundas, zonas con vegetación emergida, zonas de vegetación inundada y zonas de vegetación riparia (vegetación típica de las riberas de ríos y arroyos). Es un sitio de alta diversidad de fauna y flora acuáticas debido a la capacidad para amortiguar las oscilaciones bruscas de temperatura, brindando un microclima favorable (clima templado subhúmedo, semifrío y frío) para las comunidades animales y vegetales del lago. Habitan decenas de especies endémicas y en riesgo de extinción, algunas exclusivas de las Ciénegas (CCA, 1999; Conabio, 2018).

Es un sitio importante para el mantenimiento de aves migratorias, las ciénegas de Lerma se encuentran dentro de la ruta migratoria del Centro. Se estima que alberga una población de 30,000 a 100,000 aves acuáticas, principalmente anátidos dependiendo la época del año (RSIS, 2008).

6.2 Obtención y procesamiento de los hemoparásitos

Los ejemplares muestreados fueron donados por cazadores con permiso federal, se recolectaron durante las temporadas de caza de noviembre a febrero de los años 2015-2016, 2016-2017 y 2017-2018. La identificación de las especies de patos muestreados se realizó con la guía de identificación de anátidos de DUMAC (2004). Las muestras se tomaron dentro de la Unidad de Manejo de Vida Silvestre de Atarasquillo, Estado de México. Debido a que las muestras fueron proporcionas por los cazadores, el muestreo fue no probabilístico.

Se realizaron los frotis sanguíneos *post mortem*, durante los 10 minutos posteriores a la muerte del ejemplar. La sangre se obtuvo del corazón (aproximadamente 0.1 ml). Se realizaron dos frotis sanguíneos delgados en un portaobjetos cada uno. Fueron secados al aire y fijado en metanol al 95% durante 1 min. Los frotis sanguíneos se tiñeron con la tinción Diff-Quik de acuerdo con el método descrito por Clark, (2009).

El material de referencia de los protozoarios fue depositado en el Departamento de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y las microfilarias en la Colección Nacional de Helminthos (CNHE).

6.3 Determinación taxonómica

Se identificó taxonómicamente las especies de parásitos sanguíneos utilizando las claves taxonómicas de Anderson, (1956), Valkiunas (2005) y Bartlett, (2008). Para determinar la prevalencia por especie de parásito, se observó cada frotis durante 15 min (30 min por ejemplar) con un microscopio a 1000X aumentos. Cada frotis sanguíneo fue examinado durante 5 minutos adicionales con una ampliación de 400X. (Garvon; 2016).

La caracterización de la infección parasitaria fue determinada con los parámetros establecidos por la Sociedad Americana de Parasitología (Bautista-hernández *et al.*, 2015):

Frecuencia:	$\frac{\text{Número de hospederos infectados}}{\text{Número total de hospederos revisados}} \times 100$
Abundancia promedio:	$\frac{\text{Número total de individuos del parásito}}{\text{Número total de hospederos revisados}}$
Intensidad promedio:	$\frac{\text{Número total de individuos del parásito}}{\text{Número total de huéspedes infectados}}$
Intervalo de intensidad:	Número mínimo - número máximo de parásitos por total de hospederos

Se realizó la prueba estadística de Ji-cuadrada de homogeneidad de proporciones en el software estadístico IBM SPSS Statistics 26.0 para observar si existen diferencias significativas en la proporción de animales positivos a hemoparásitos en los tres años del muestreo.

Se realizó la prueba estadística de Kruskal–Wallis en el software estadístico IBM SPSS Statistics 26.0 para observar si la distribución de frecuencias difiere en las tres especies de hemoparásitos *H. nettionis*, *L. simondi* y *S. fallisensis* en alguno de los cuatro géneros (*Anas*, *Mareca*, *Oxyura* y *Spatula*).

VII. Resultados

7.1 Recolecta

Se obtuvieron un total de 111 muestras; en la temporada de caza 2015-2016 se muestrearon 9 ejemplares, en la temporada de caza 2016-2017 se muestrearon 60 ejemplares y en la temporada de caza 2017-2018 se muestrearon 42 ejemplares.

Los patos muestreados en este estudio pertenecen a cuatro géneros *Anas*, *Mareca*, *Oxyura* y *Spatula*. Se obtuvieron muestras de la especie residente *Anas platyrhynchos diazi* (n=11) y de ocho especies migratorias; *Anas acuta* (n=10), *Anas crecca* (n=25), *Mareca americana* (n=9), *Mareca strepera* (n=10), *Oxyura jamaicensis* (n=6), *Spatula clypeata* (n=13), *Spatula cyanoptera* (n=4) y *Spatula discors* (n=23). La proporción de las especies muestreadas por temporada de caza se observa en la figura 8.

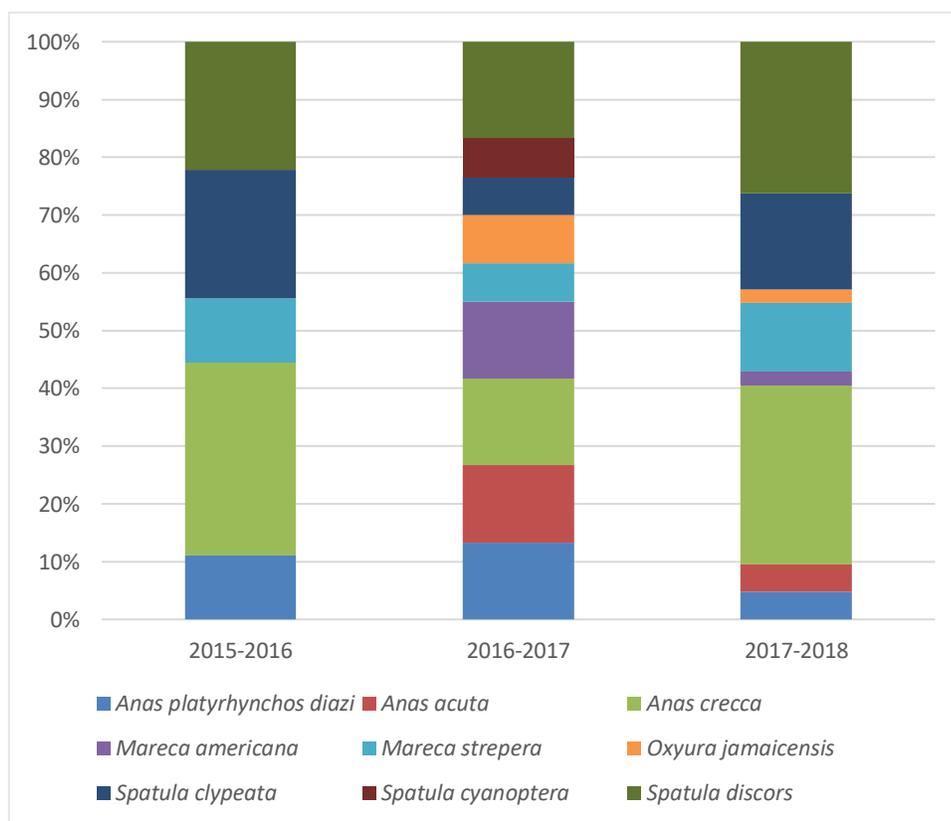


Figura 8. Proporción de las especies obtenidas durante las tres temporadas de caza en la Ciénega de Atarasquillo, en las Ciénegas de Lerma, Estado de México

Se identificaron un total de 48 ejemplares parasitados durante las tres temporadas de caza; los ejemplares parasitados pertenecen a las especies *Anas platyrhynchos diazi* (3), *Anas acuta* (3), *Anas crecca* (11), *Mareca americana* (2), *Mareca strepera* (6), *Oxyura jamaicensis* (4), *Spatula clypeata* (7), *Spatula cyanoptera* (3) y *Spatula discors* (9).

Se observa la distribución de hospederos positivos a hemoparásitos del género *Anas*, en la figura 9, de los géneros *Mareca* y *Oxyura* en la figura 10 y al género *Spatula* en la figura 11, durante las temporadas de caza 2015-2016, 2016-2017 y 2017-2018.

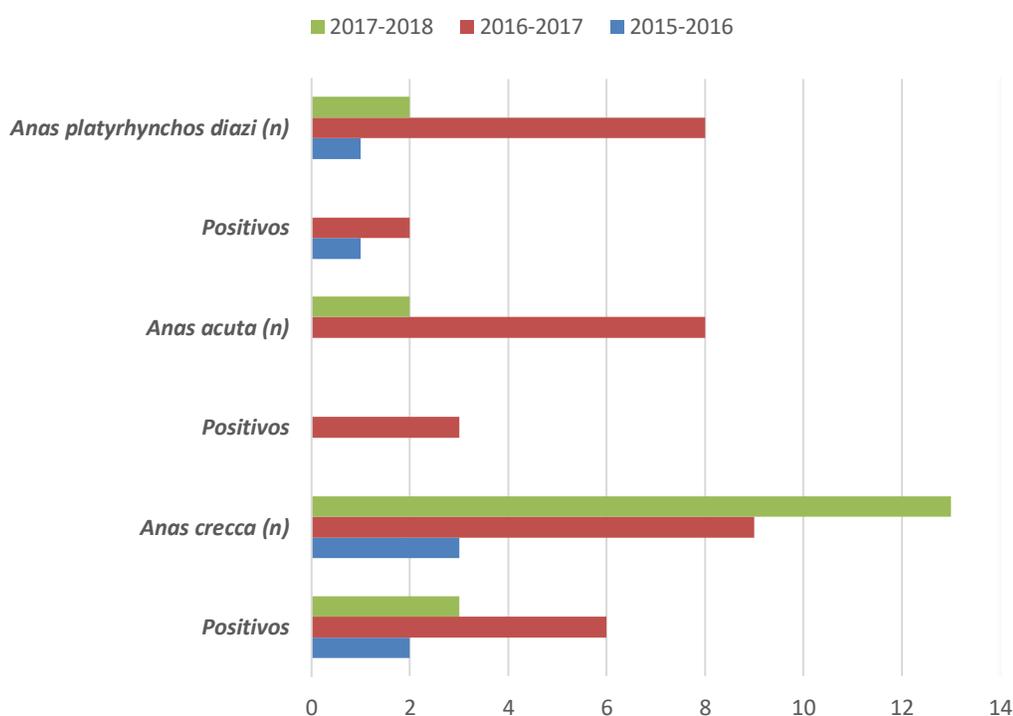


Figura 9. Número de hospederos del género *Anas* positivos a hemoparásitos por temporada de caza.

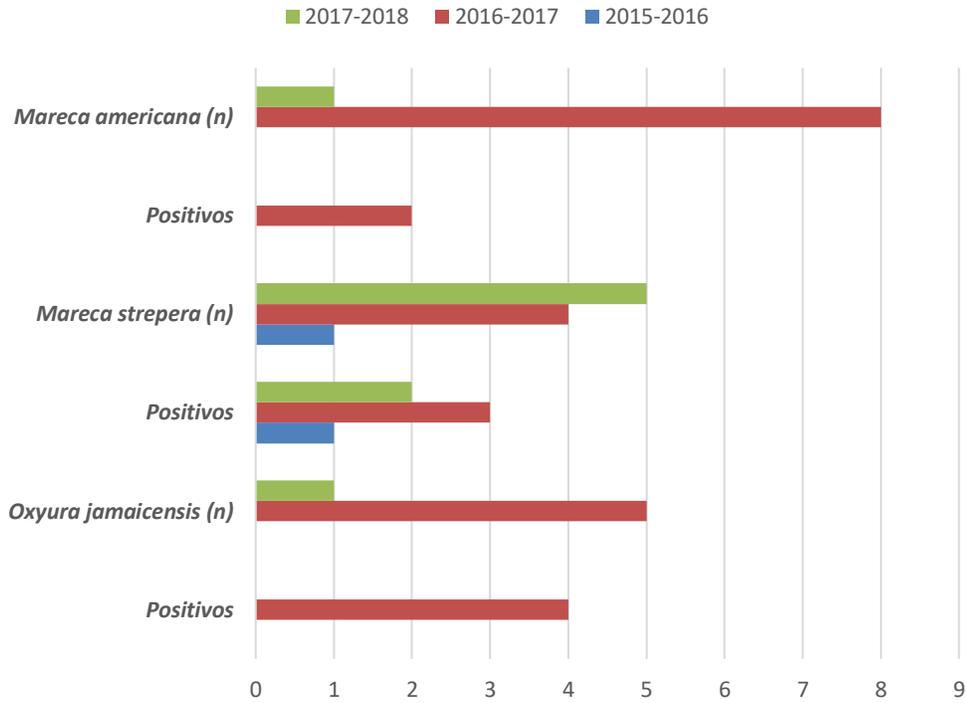


Figura 10. Número de hospederos de los géneros *Mareca* y *Oxyura* positivos a hemoparásitos por temporada de caza.

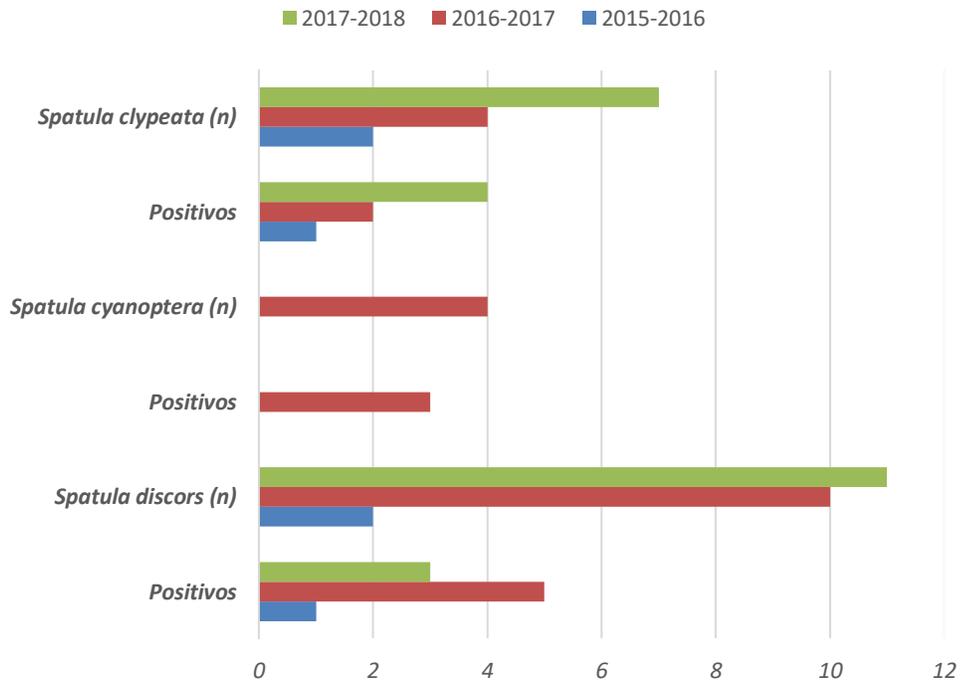


Figura 11. Número de hospederos del género *Spatula* positivos a hemoparásitos por temporada de caza.

El 43.2% del total de las muestras fueron positivas al menos a una especie de parásito sanguíneo. Se identificaron tres especies de hemoparásitos: *Haemoproteus nettionis*, *Leucocytozoon simondi* y *Splendidofilaria fallisensis*.

No se encontró diferencias significativas en la proporción de animales positivos a *H. nettionis* (P=0.155), *L. simondi* (P=0.279) y *S. fallisensis* (P=0.541) entre las temporadas de caza 2015 - 2016, 2016 - 2017 y 2017 - 2018.

7.2 Caracterización de la infección parasitaria

La especie *H. nettionis* se identificó en las nueve especies muestreadas (Figura 12). Tuvo una frecuencia en el estudio de 17.1%. La abundancia promedio total fue de 1.44 parásitos en 3000 eritrocitos, la intensidad promedio total fue de 8.42 parásitos en 3000 eritrocitos y el intervalo de intensidad total fue de 3 a 17 parásitos en 3000 eritrocitos. La caracterización de la infección parasitaria de *H. nettionis* por especie de hospedero se observan en el cuadro 7.

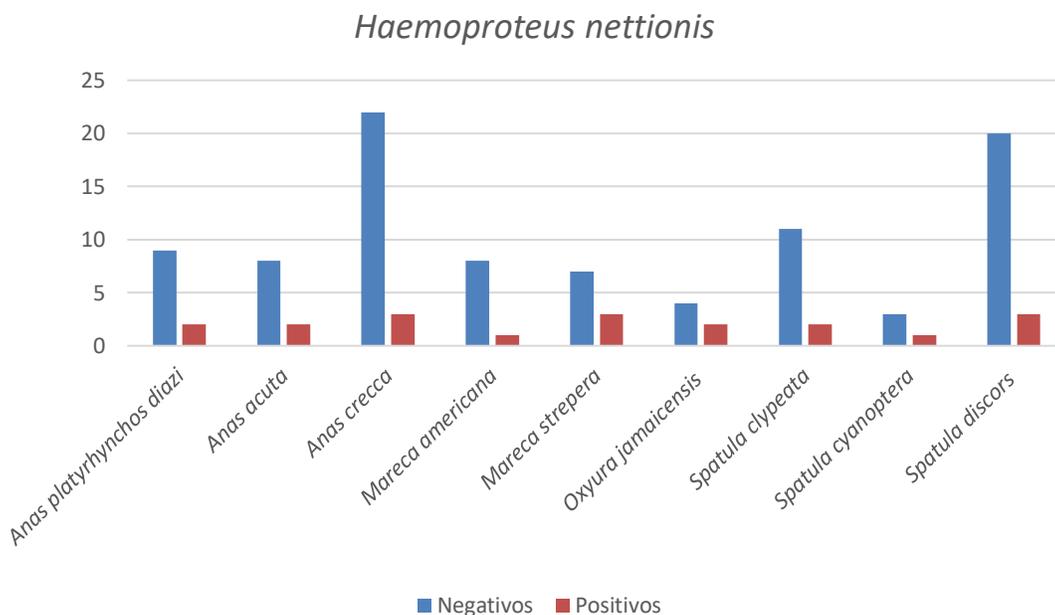


Figura 12. Muestras positivas de *Haemoproteus nettionis* por especie de hospedero.

Cuadro 7. Caracterización de la infección parasitaria de <i>H. nettionis</i> por especie de hospedero				
Especie	Frecuencia (%)	Abundancia promedio (en 3000 eritrocitos)	Intensidad promedio (en 3000 eritrocitos)	Intervalo de intensidad (en 3000 eritrocitos)
<i>Anas acuta</i>	20	2	10	6 - 14
<i>Anas crecca</i>	12	0.96	8	6 - 10
<i>Anas platyrhynchos diazi</i>	18.18	1.3	7.5	5 - 10
<i>Mareca americana</i>	11.11	1.8	17	17 - 17
<i>Mareca strepera</i>	30	2.2	7.3	7 - 8
<i>Oxyura jamaicensis</i>	33.33	3.8	11.5	9 - 14
<i>Spatula clypeata</i>	15.38	0.53	1.75	3 - 4
<i>Spatula cyanoptera</i>	25	2	8	8 - 8
<i>Spatula discors</i>	13.04	1.04	8	5 - 13

La especie *L. simondi* se identificó en las ocho especies migratorias (Figura 13). Tuvo una frecuencia en el estudio de 13.5 %. La abundancia promedio total fue de 0.18 parásitos en 3000 eritrocitos, la intensidad promedio total fue de 1.4 parásitos en 3000 eritrocitos y el intervalo de intensidad total fue de 1 a 2 en 3000 eritrocitos. La caracterización de la infección parasitaria de *L. simondi* por especie de hospedero se observan en el cuadro 8.

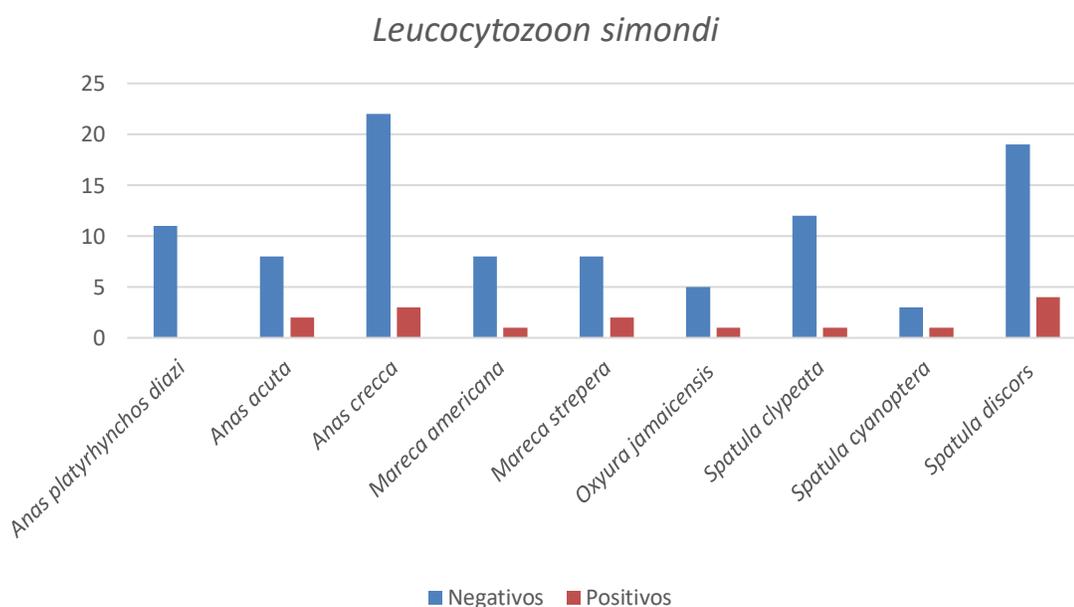


Figura 13. Muestras positivas de *Leucocytozoon simondi* por especie de hospedero.

Cuadro 8. Caracterización de la infección parasitaria de <i>L. simondi</i> por especie de hospedero				
Especie	Frecuencia (%)	Abundancia promedio (en 3000 eritrocitos)	Intensidad promedio (en 3000 eritrocitos)	Intervalo de intensidad (en 3000 eritrocitos)
<i>Anas acuta</i>	20	0.2	1	1 - 1
<i>Anas crecca</i>	12	0.16	1.3	1 - 3
<i>Anas platyrhynchos diazi</i>	0	0	0	0
<i>Mareca americana</i>	11.11	0.22	2	2 - 2
<i>Mareca strepera</i>	20	0.3	1.5	1 - 2
<i>Oxyura jamaicensis</i>	16.6	0.33	2	2 - 2
<i>Spatula clypeata</i>	7.6	0.07	1	1 - 1
<i>Spatula cyanoptera</i>	25	0.5	2	2 - 2
<i>Spatula discors</i>	17.39	0.21	1.25	1 - 2

La especie *S. fallisensis* se identificó en las nueve especies muestreadas (Figura 14). Tuvo una frecuencia en el estudio de 18.01%. La abundancia promedio total fue de 0.35 parásitos en 3000 eritrocitos, la intensidad promedio total fue de 1.95 parásitos en 3000 eritrocitos y el intervalo de intensidad total fue de 1 a 5 en 3000 eritrocitos. La caracterización de la infección parasitaria de *S. fallisensis* por especie de hospedero se observan en el cuadro 9.

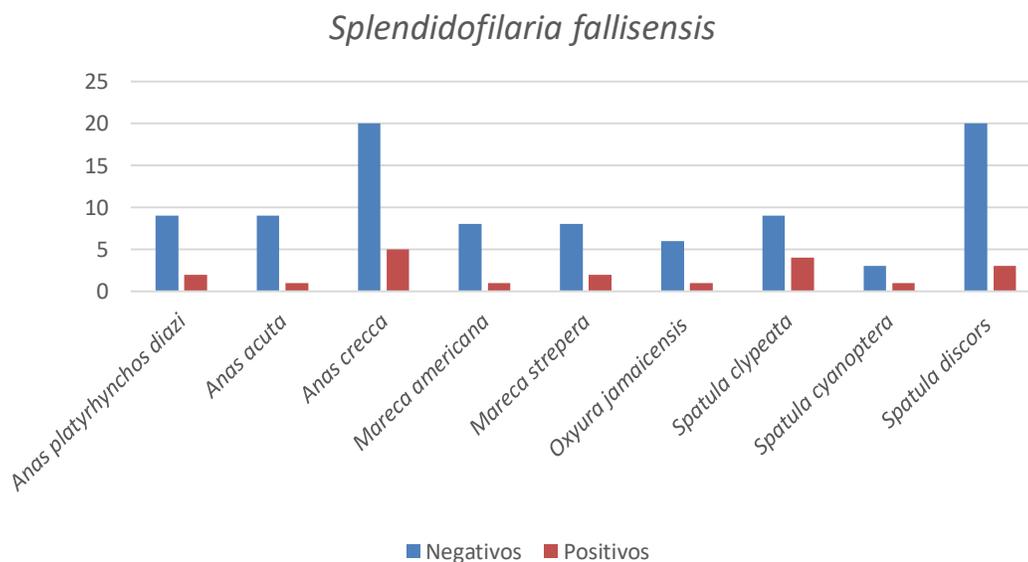


Figura 14. Muestras positivas de *Splendidofilaria fallisensis* por especie de hospedero.

Cuadro 9. Caracterización de la infección parasitaria ecológicos de <i>S. fallisensis</i> por especie de hospedero				
Especie	Frecuencia (%)	Abundancia promedio (en 3000 eritrocitos)	Intensidad promedio (en 3000 eritrocitos)	Intervalo de intensidad (en 3000 eritrocitos)
<i>Anas acuta</i>	10	0.1	1	1 - 1
<i>Anas crecca</i>	20	0.36	1.8	1 - 3
<i>Anas platyrhynchos diazi</i>	18.18	0.27	1.5	1 - 2
<i>Mareca americana</i>	11.11	0.5	5	5 - 5
<i>Mareca strepera</i>	20	0.4	2	2 - 2
<i>Oxyura jamaicensis</i>	16.6	0.66	4	4 - 4
<i>Spatula clypeata</i>	30.76	0.46	1.5	1 - 5
<i>Spatula cyanoptera</i>	25	0.5	2	2 - 2
<i>Spatula discors</i>	13.04	0.17	1.3	1 - 2

No se encontró diferencias significativas en la distribución de frecuencia entre animales infectados y no infectados por los hemoparásitos *H. nettionis* (P=0.534), *L. simondi* (P=0.890) y *S. fallisensis* (P=0.989) en alguno de los cuatro géneros (*Anas*, *Mareca*, *Oxyura* y *Spatula*).

7.3 Determinación taxonómica.

A continuación, se realiza la descripción morfológica de cada especie de parásito sanguíneo identificado taxonómicamente.

Descripción morfológica de *Haemoproteus nettionis*:

Los gametocitos se encontraron dentro de los eritrocitos. Los gametocitos juveniles se observaron con frecuencia en una posición polar en los eritrocitos infectados, generalmente de forma redondeada u oval, el contorno era uniforme u ondulado, los gametocitos se extendían longitudinalmente a lo largo del núcleo del eritrocito, sin tocar el núcleo, de manera que se formaron una “hendidura” entre el parásito y el núcleo del eritrocito (Figura 15 y 16). Los gametos maduros desplazaron lateralmente el núcleo de los eritrocitos infectados, El dimorfismo sexual no es evidente.

El núcleo del parásito era compacto, en la parte mediana o submediana del parásito, los gránulos del pigmento fueron ovales. El citoplasma fue homogéneo con vacuolas pequeñas, presentan numerosos gránulos de valutin, el citoplasma del microgameto fue más pálido (Figura 15 y 16). Los eritrocitos infectados estaban hipertrofiados en longitud y anchura, midieron aproximadamente 11.3 por 15.0 μm .

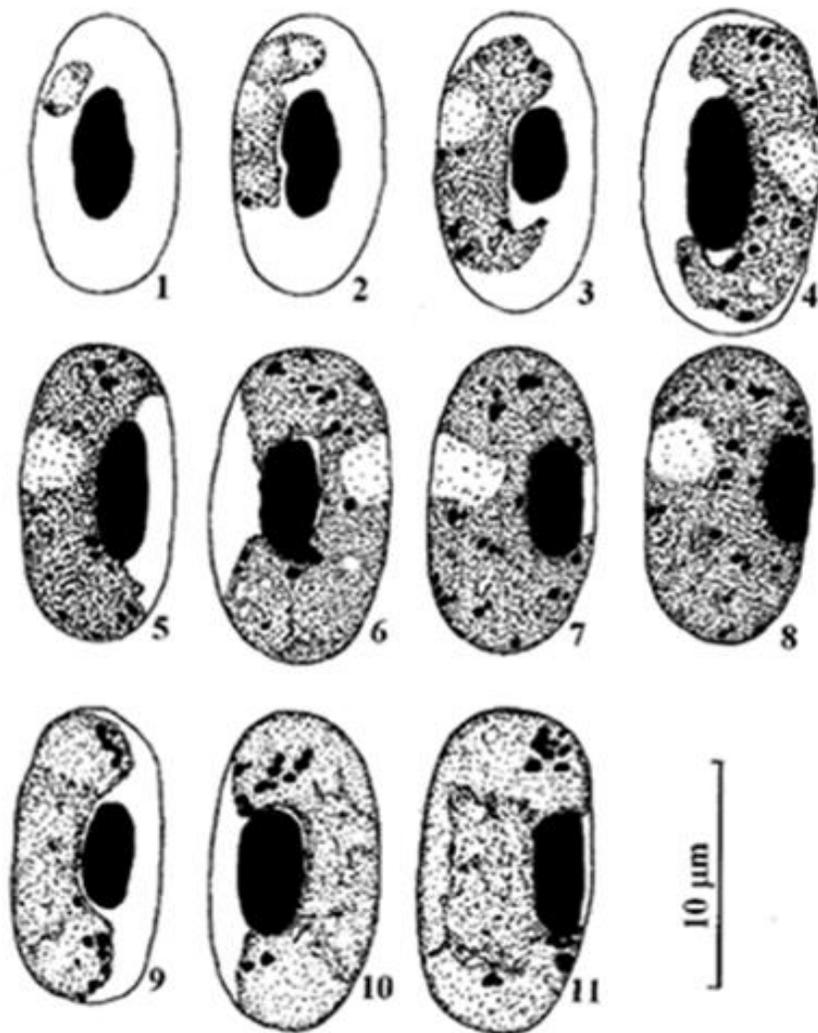


Figura 15. Esquema de los gametocitos de *Haemoproteus nettionis*; gametocitos juveniles (1 y 2); Macrogametocitos (3 - 8); Microgametos (9 - 11) (modificado de Valkiunas, 2005).

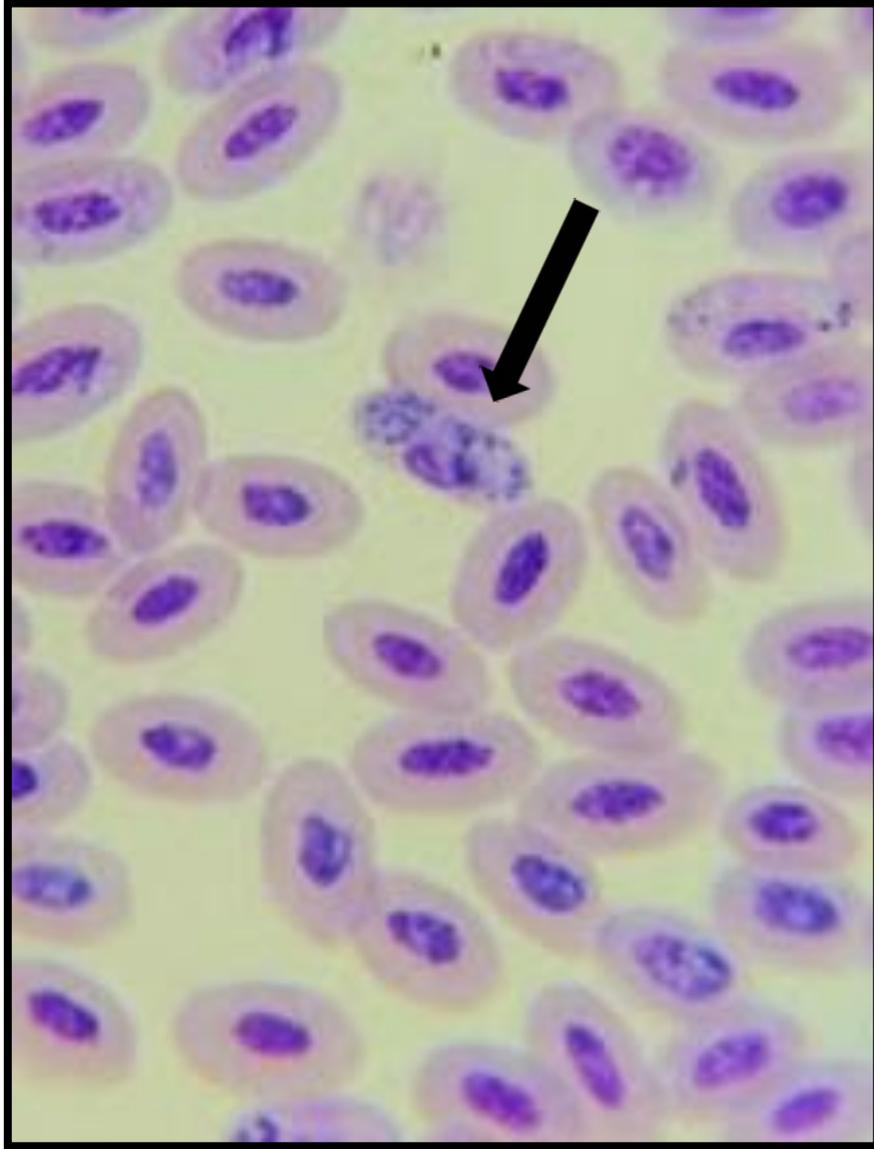


Figura 16. Macrogametocito de *Haemoproteus nettionis* (flecha) en frotis sanguíneo de *Spatula discolor*. Teñido con la técnica de Diff-Quick observado en 100x

Descripción morfológica de *Leucocytozoon. simondi*:

Los gametos se observaron pleomórficos con formas fusiformes. La presencia del parásito agrando la célula infectada (forma redonda en eritrocitos y fusiforme en leucocitos). El núcleo de la célula infectada se distorsionó de manera típica formando una larga media luna homogénea y oscura a lo largo de un borde del parásito, se extendió por lo general, menos de 1/2 de la circunferencia de gameto.

Los macrogametos de gran tamaño, con un núcleo basófilo y los microgametos a menudo pleomórficos, más pequeños (se visualiza la célula parasitada), el núcleo de apariencia basófila.

La célula infectada se sustituyó en gran parte por el gameto; el citoplasma de las células hospederas formó dos procesos evidentes en los extremos de los gametos, la longitud de los procesos citoplásmicos en forma de huso superaba visiblemente su anchura. El núcleo del parásito fue de forma y posición variables, prominente y bien visto. El citoplasma con frecuencia contuvo pequeñas vacuolas y gránulos de valutin (Figuras 17 y 18).

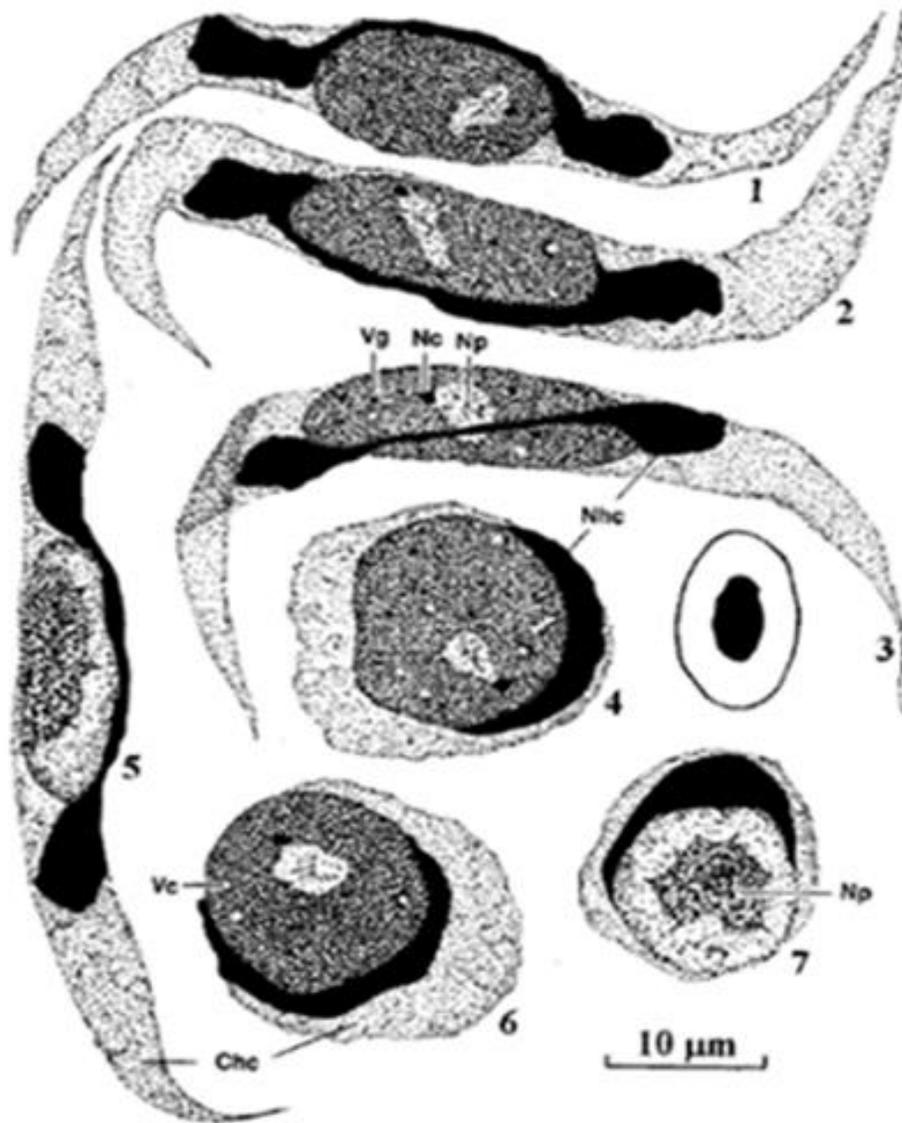


Figura 17. Esquema de los gametocitos de *Leucocytozoon simondi*. Macrogametocitos (1- 4 y 6); Microgametocitos (5 y 7); citoplasma de la célula huésped (Chc); nucléolo (Nc); núcleo de la célula huésped (Nhc); núcleo del parásito (Np); vacuola (Vc); Gránulo del valutin (Vg) (modificado de Valkiunas, 2005).

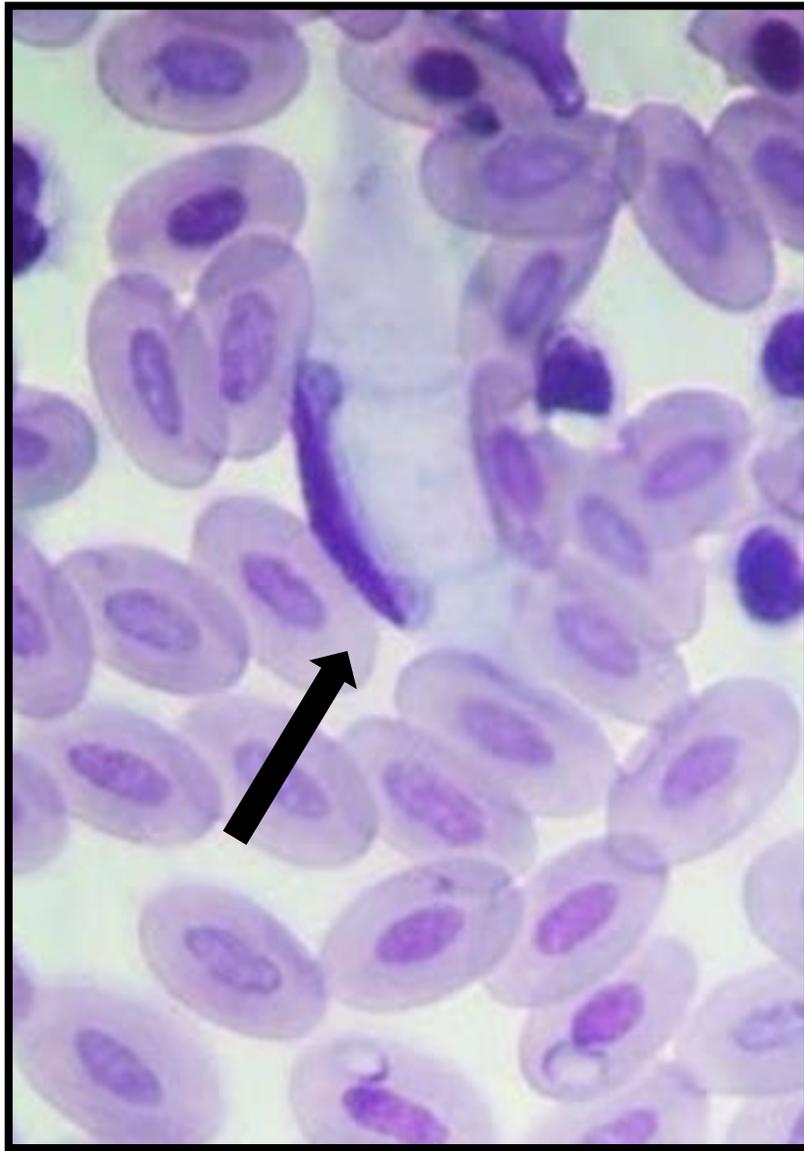


Figura 18. Microgametocito de *Leucocytozoon simondi* (flecha) en frotis sanguíneo de *Anas acuta*. Teñido con la técnica de Diff-Quick observado en 100x

Descripción morfológica de *Splendidofilaria fallisensis*:

Las microfilarias miden 90-121 μm de largo, el extremo anterior se redondea. El espacio cefálico es corto y generalmente hay dos núcleos ovalados dirigidos a lo largo del eje del cuerpo. La columna nuclear está formada por tres a cuatro hileras de núcleos redondos. Se presenta por un espacio claro bruscamente demarcados de los núcleos circundantes.

Los núcleos de la cola gradualmente disminuyen alrededor de tres filas inmediatamente detrás del poro anal. La cola termina en punta, se presentan cuatro células. La primera célula rectal es grande, casi la anchura del cuerpo; la segunda, tercera y cuarta células rectales son mucho más pequeñas. Estas últimas células están íntimamente conectadas entre sí y se extienden incluso un poco más allá del poro anal. Las primeras y segundas células rectales están conectadas por una o dos hebras delicadas de citoplasma (Figuras 19 y 20).

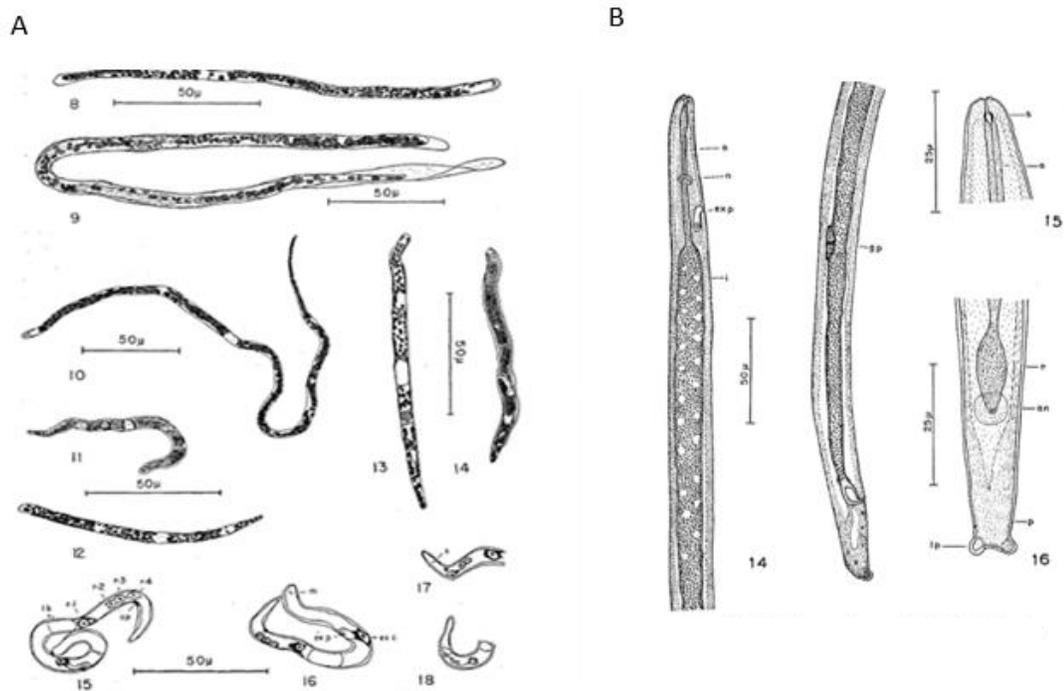


Figura 19. Esquema de la microfilaria de *Splendidofilaria fallisensis*. A.- Longitud de las cinco fases de desarrollo (Anderson, 1953). B.- Larva de tercer estadio

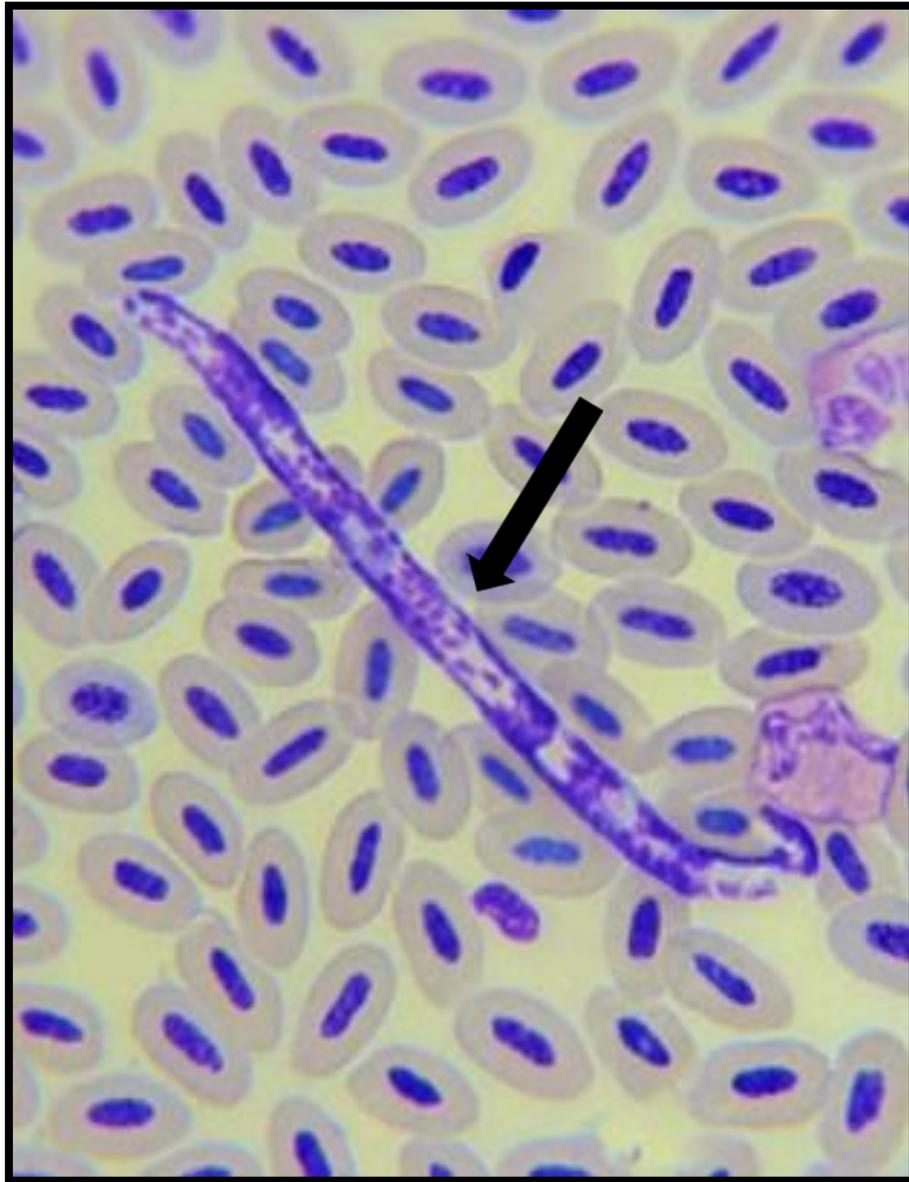


Figura 20. Microfilaria de *Splendidofilaria fallisensis* (flecha) en frotis sanguíneo de *Mareca strepera*. Teñido con la técnica de Diff-Quick observado en 100x

VIII. Discusión

Numerosos estudios describen la prevalencia de las especies de parásitos sanguíneos que afectan a las aves. Por ejemplo, en Norteamérica, Greiner *et al.*, (1975), describe las prevalencias de los hemoparásitos encontrados en frotis sanguíneos de 388 hospederos pertenecientes a 55 Familias diferentes de aves. Si bien estos estudios han sido fundamentales para identificar taxonómicamente las especies que parasitan a los anátidos en Norteamérica, los reportes de presencia y ausencia de parásitos no permiten evaluar la dinámica de la infección parasitaria, en una población o comunidad de hospederos (Bautista-hernández *et al.*, 2015).

En el estudio realizado por Greiner *et al.*, (1975) se analiza la frecuencia reportada de especies de parásitos sanguíneos en los sitios de reproducción de anátidos migratorios en Norteamérica. Se obtuvo la frecuencia de cuatro géneros de hemoparásitos; *Haemoproteus* (19.5%), *Leucocytozoon* (15.5%), *Plasmodium* (2.9%) y *Trypanosoma* (0.04%); del grupo de las microfilarias (3.5%); y otros hemoparásitos no identificados (0.06). En total se han identificado 11 especies diferentes de parásitos sanguíneos en anátidos de Norteamérica (Ramey *et al.*, 2013; Garvon *et al.*, 2016; Meixell *et al.*, 2016). Estos datos contrastan con las tres especies identificadas (*H. nettionis*, *L. simondi* y *S. fallisensis*) del presente estudio.

La temporada del año es probablemente, el factor que influye en la diversidad de hemoparásitos. En estudios realizados durante la temporada invernal la diversidad de especies de parásitos sanguíneos es más baja, por ejemplo, en el estudio realizado por Garvon *et al.*, (2016) durante la temporada invernal, en dos corredores migratorios en Estados Unidos; la ruta migratoria del Atlántico y la ruta migratoria del Golfo se reportan las mismas dos especies de parásitos sanguíneos; *H. nettionis* y *L. simondi*, además de una especie de microfilaria no identificada. Si se comparan las frecuencias del presente estudio realizado en la ruta migratoria del Centro (*H. nettionis* 17.1%; *L. simondi* 13.5%; microfilarias 18.0%) y las dos rutas migratorias estudiadas por Garvon *et al.*, (2016), las frecuencias obtenidas en la ruta migratoria del Atlántico (*H. nettionis* 17%; *L. simondi* 8%; microfilarias 9%) y en la ruta migratoria del Golfo (de *H. nettionis* 8%; *L. simondi* 10%; microfilarias 23%) son muy similares.

Las rutas migratorias de aves acuáticas en México son trayectos que los anátidos utilizan para desplazarse durante la migración, en ellas utilizan los humedales presentes como lugares de descanso y alimentación, es importante destacar que el desplazamiento siempre es longitudinal por lo que las diferentes poblaciones biogeográficas no convergen en los mismos sitios migratorios (CCA, 1999; Berlanga, 2001; SEMARNAT, 2009). Por lo tanto, parece no haber diferencia en la diversidad y frecuencia de especies de parásitos sanguíneos entre las rutas migratorias, pero sí existe una diferencia en la diversidad y frecuencia de especies de parásitos sanguíneos entre la temporada invernal y de reproducción. No obstante, la realización de estudios científicos que comparen la frecuencia y diversidad de especies de parásitos sanguíneos entre rutas migratorias y entre temporadas del año son necesarias para comprobar esta aseveración.

Las aves migratorias son especies que participan en la distribución de enfermedades, algunas de gran importancia en salud pública como la Influenza aviar de alta patogenicidad o el Virus del Oeste del Nilo (Mishra *et al.*, 2012; Lei *et al.*, 2018). Inclusive, se ha documentado la dispersión de hemoparásitos entre Norteamérica, Europa y Asia por especies migratorias (Ramey *et al.*, 2015). Los parásitos sanguíneos identificados en el presente estudio no se consideran especies zoonóticas, ni se encuentran enlistadas en el acuerdo mediante el cual se dan a conocer en los Estados Unidos Mexicanos, las enfermedades y plagas exóticas y endémicas de notificación obligatoria de los animales terrestres y acuáticos (SAGARPA, 2007). Modelos de estudio epidemiológicos y ecológicos enfocados en las aves migratorias como dispersores de enfermedades son imperativos para monitorear la salud pública del país.

En este estudio se identificó por primera vez en México la especie de microfilaria *S. fallisensis*. La frecuencia de la microfilaria en las muestras estudiadas fue la mayor del estudio (18.01%), es, por lo tanto, el parásito que se transmite de mejor manera, incluso se presentó en la especie *Anas platyrhynchos diazi*, especie cuya distribución se limita al centro de México. La identificación del parásito en los patos residentes indica la existencia de transmisión en el país. No obstante, es necesario identificar las especies de vectores que participan en la transmisión de *S. fallisensis* en México, e identificar la distribución del vector *S. venustum*, principal transmisor de la microfilaria de *S. fallisensis* (Bennett *et al.*, 1982).

La diversidad de especies de microfilarias de anátidos es desconocida, la mayoría de los estudios no identifica taxonómicamente a las especies de filarias. La única especie de microfilaria identificada en Norteamérica ha sido *S. fallisensis* (Anderson *et al.*, 1974; Anderson y Freeman, 2006). Sin embargo, existen estudios donde se reportan otras especies no identificadas, por ejemplo, en el estudio de Nelson y Gashwiler, (1941) se encontraron tres morfologías de microfilarias diferentes. Por otra parte, Levine y Hanson, (1953) describen morfológicamente una especie de microfilaria, que no coincide con las características de *S. fallisensis*. La identificación taxonómica es un limitante en diferentes campos de estudios, trabajos como este aportan las bases para establecer un marco teórico y metodológico en investigaciones de interés biológico, económico y de salud pública.

En el presente estudio no se identificó a *Tripanosoma avium*, se debe probablemente al escaso consumo de los vectores dípteros en la dieta de los anátidos (Carboneras, 1992; Audubon, 2014). La prevalencia de *T. avium* en anátidos norteamericanos tan solo es de 0.04%, mientras en aves con dietas basadas en Cuculídeos (vectores de *T. avium*) alcanzan una prevalencia de 19.4% notablemente mayor, en Norteamérica (Greiner *et al.*, 1975; Carboneras, 1992; Valkiūna, 2011). La ausencia de *T. avium* coincide con en otros estudios realizados en anátidos silvestres (Zídková *et al.*, 2012; Garvon *et al.*, 2016).

La identificación de *H. nettionis* en este estudio es el primer reporte del parásito en anátidos de México. Se observó solamente macrogametocitos y microgametocitos maduros, debido a que los ejemplares cursaban “la etapa de observación” periodo en el solo se encuentran gametocitos maduros en baja cantidad (Valkiunas, 2005).

Se han reportado tres especies del género *Haemoproteus* que afectan a los anátidos; la especie *H. macrovacuolatus* que se distribuye en Sudamérica y la especie *H. greineri* que se distribuye en el círculo polar Norte (Valkiunas, 2005; Matta *et al.*, 2014). La especie *H. nettionis*, es la única especie que se ha identificado en las zonas de descanso invernal (Garvon *et al.*, 2016).

Se transmite por la mosca *Culicoides downesi* y probablemente otros *Culicoides*, la prevalencia de la infección es especialmente alta en regiones templadas donde la presencia del vector es común (Valkiunas, 2005). El vector *C. downesi* se distribuye solamente en la región Neártica, es abundante durante la temporada de lluvias debido a las condiciones

climáticas que favorecen su reproducción (Carpenter y Lacasse, 1993; Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012). El parásito sanguíneo *H. nettionis* se ha identificado exclusivamente en aves del Orden Anseriforme (Valkiunas, 2005), la afinidad de alimentación del vector por las aves acuáticas probablemente sea la razón de que la distribución del parásito se limite únicamente al Orden Anseriforme (Bukauskaitė *et al.*, 2019).

El parásito *H. nettionis* fue la especie con mayor abundancia promedio (1.44 parásitos por cada 3000 eritrocitos), con mayor intensidad promedio (8.42 parásitos por cada 3000 eritrocitos) y con el intervalo de intensidad más largo (3 a 17 parásitos por cada 3000 eritrocitos). La infección por las especies de *Haemoproteus* es poco virulenta para el hospedero y genera una respuesta inmune menor en comparación a otros hemosporidios, la tolerancia del hospedero es mayor lo que probablemente permita un número mayor de parásitos en sangre (Reeves *et al.*, 2015; Schoenle *et al.*, 2017).

Un hallazgo importante del estudio es la identificación de *H. nettionis* en la especie de pato residente *Anas platyrhynchos diazi*, debido a que es el primer reporte en esta especie. La distribución del vector *C. downesi* se desconoce en México, no obstante, debido a que la especie no tiene hábitos migratorios la transmisión de *H. nettionis* ocurre en el país. Sin embargo, es necesario identificar la distribución de *C. downesi* en México y determinar si otras especies de vectores participan en la transmisión del parásito.

Se identificó por primera vez la especie *L. simondi* en aves silvestres del centro de México, este parásito es endémico de la región norte del neártico (Valkiunas, 2005). Es un parásito común de aves acuáticas como los anátidos, sin embargo, puede infectar a varias familias de aves (Bowman, 2011). La transmisión del parásito ocurre en la época de reproducción de los anátidos. Los vectores identificados son nueve especies de moscas negras; *Simulium anatinum*, *Simulium fallisi*, *Simulium innocens*, *Simulium parnassum*, *Simulium rendalense*, *Simulium rugglesi*, *Simulium venustum*, *Simulium vittatum* y *Cnephia ornithophilia* (Valkiunas, 2005; Smith y Ramey, 2015). Estas especies de vectores son endémicas de la región neártica, las poblaciones son comunes en las altas montañas y en los grandes cuerpos de agua durante el verano (Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012; Meixell *et al.*, 2016).

La transmisión se lleva a cabo solo en el neártico, durante el verano, por la presencia de las poblaciones de vectores y disminuye notablemente de las latitudes septentrionales a meridionales (Valkiunas, 2005). Se ha registrado el hemosporidio en aves migratorias durante el invierno fuera del Neártico, pero no completa su ciclo de desarrollo (Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012). Sin embargo, modificaciones de temperatura y humedad ocasionados por el cambio climático han permitido que los vectores de diversas enfermedades amplíen sus zonas de distribución (Loiseau, *et al.*, 2012; Caminade *et al.*, 2014). Se desconoce si las moscas negras (*Simulium*) transmisoras de *Leucocytozoon* se han visto beneficiadas por el cambio climático, no obstante, es un importante considerar este nuevo factor en la transmisión de la enfermedad.

El norte de México representa el límite más meridional donde se ha registrado la transmisión de *L. simondi* (Valkiunas, 2005). En el país no hay registros de la enfermedad, pero se ha identificado esporádicamente el agente (*Leucocytozoon* spp.) en aves migratorias y silvestres en cautiverio (Bennett, Aguirre y Cook, 1991; Sehgal *et al.*, 2006; Oliveira *et al.*, 2011). El último reporte de la especie *L. simondi* en el país, se realizó en los estados de Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas en el año de 1991, en dos ejemplares de pato mexicano (Bennett, Aguirre y Cook, 1991). Se desconoce la distribución de las especies de vectores de *L. simondi* en México. Sin embargo, la presencia de los vectores en determinadas zonas del país son las responsables de la transmisión del parásito en México.

En este estudio el parásito *L. simondi* obtuvo la menor prevalencia (13.5%), la menor abundancia promedio (0.18 parásitos por cada 3000 eritrocitos), la menor intensidad promedio (1.4 parásitos por cada 3000 eritrocitos) y el intervalo de intensidad más corto (1 a 2 parásitos por cada 3000 eritrocitos). Debido a la elevada patogenicidad del parásito la tolerancia del hospedero es baja, se desarrolla una respuesta inmune rápida que limita la circulación del parásito en sangre (Merino *et al.*, 2000; Lee *et al.*, 2014). Además, la maduración de los megalomerontes suele ser baja en invierno (Valkiunas, 2005).

Al parecer no existe una interacción entre los patos residentes de las Ciénegas de Lerma y los vectores del género *Simulium*. No hay evidencia de la transmisión natural por parte de los patos migratorios a aves residentes durante la migración invernal en el centro y sur de México o Centroamérica, aunque los hospederos sean portadores de gametocitos infecciosos (Valkiunas, 2005; Santiago, Palinauskas y Schaefer, 2012). Se ha demostrado que una sola especie de vector se puede alimentar de diferentes especies de anfitrión, pero no todos los vectores son capaces de transmitir los esporozoítos a un nuevo hospedero (Valkiunas, 2005; Willott y Ramberg, 2007).

Es importante resaltar la ausencia del parásito *L. simondi*, en la especie *Anas platyrhynchos diazi*, única especie residente en la Ciénega de Lerma, Estado de México. (Gonzales, 1995; Pérez-Arteaga, Gaston y Kershaw, 2002). El pato *Anas platyrhynchos diazi* no se desplaza grandes distancias, probablemente este sea el factor que influye en la ausencia del parásito. No obstante, el bajo número de patos mexicanos muestreados en este estudio pudo haber afectado los resultados.

La ausencia del género *Plasmodium* en las especies muestreadas es un hallazgo muy importante. Este género es el más diverso, las especies reportadas de *Plasmodium* son responsables de la malaria aviar, enfermedad con una tasa de mortalidad de hasta el 50 % (Valkiunas, 2005; Atkinson y Samuel, 2010).

Las cinco especies de *Plasmodium* que infectan a los anátidos en Norteamérica son transmitidas por los géneros de mosquitos *Culex*, *Aedes*, *Culiseta* y *Anopheles* (Valkiunas, 2005). Estos vectores se distribuyen principalmente en la región Neártica, su ciclo de vida es estacional, durante el otoño e invierno únicamente se encuentran poblaciones de huevos del género *Aedes*, larvas del género *Culiseta* y hembras preñadas en estivación de los géneros *Anopheles* y *Culex* (Crans, 2004; Willott y Ramberg, 2007; Eckhoff, 2011).

Debido a la ausencia de los vectores que permitan la diseminación del parásito en las zonas migratorias durante el invierno, no hay transmisión de *Plasmodium*, sin embargo, se pueden encontrar merozoítos en las células mesodérmicas de anátidos portadores (Atkinson y Samuel, 2010; Meixell *et al.*, 2016). En la temporada de reproducción la replicación del parásito ocasiona recaídas de la enfermedad, en esta temporada la parasitemia es elevada y se sincroniza con la abundancia de los vectores (Crans, 2004; Valkiunas, 2005).

Los resultados negativos para *Plasmodium* en frotis sanguíneos u otras pruebas que intentan demostrar la presencia del parásito en sangre se debe a que no existe parasitemia, dificultando el diagnóstico (Clark, Boardman y Raidal, 2009). En el presente estudio los muestreos fueron durante la temporada invernal, época donde llegan las poblaciones migratorias al país, coincidiendo con la fase de merozoitos dentro de las células mesodérmicas, fase del parásito que no es detectable en muestras sanguíneas.

Las dos especies de parásitos hemosporidios (*H. nettionis*, *L. simondi*) del presente estudio, durante el otoño y el invierno no se multiplican probablemente como estrategia evolutiva (Valkiunas, 2005; Eric *et al.*, 2014). Esta característica es importante debido a que en esta temporada los vectores son escasos y no permiten la distribución de los parásitos sanguíneos. La caracterización de la infección parasitaria por hemosporidios se modifica durante el invierno, si bien la frecuencia del parásito al solo identificar la presencia-ausencia de este, no se ve afectada por el ciclo de vida de los parásitos (a excepción de *Plasmodium* que no presenta parasitemia durante la migración invernal). La abundancia promedio, la intensidad promedio y el intervalo de intensidad, se ven alteradas entre temporadas por el ciclo de vida estacional de los parásitos hemosporidios (Balashov, 2011; Bautista-hernández *et al.*, 2015). Estas medidas descriptivas son necesarias de estudiar para comprender la relación del parásito y el organismo hospedador en diferentes temporadas del año.

IX. Conclusión

Se presenta el primer inventario de parásitos sanguíneos de aves acuáticas de la Familia Anatidae en el centro del México.

Se identificó taxonómicamente por primera vez las especies *Leucocytozoon simondi*, *Haemoproteus nettionis* y *Splendidofilaria fallisensis* en aves acuáticas de la Familia Anatidae para el centro del país, y para las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

La única especie residente; *Anas platyrhynchos diazi* y las ocho especies migratorias; *A. acuta*, *A. crecca*, *M. americana*, *M. strepera*, *O. jamaicensis*, *S. clypeata*, *S. cyanoptera* y *S. discors* muestreadas en las ciénegas de Lerma, Estado de México fueron positivas en al menos un ejemplar a los parásitos sanguíneos *Haemoproteus nettionis* y *Splendidofilaria fallisensis*

Las ocho especies migratorias; *A. acuta*, *A. crecca*, *M. americana*, *M. strepera*, *O. jamaicensis*, *S. clypeata*, *S. cyanoptera* y *S. discors* muestreadas en la Ciénega de Atarasquillo, Estado de México fueron positivas en al menos un ejemplar al parásito sanguíneo *Leucocytozoon simondi*. Sin embargo, la única especie residente *Anas platyrhynchos diazi* fue negativa al parásito en todos sus ejemplares muestreados.

Se obtuvo la prevalencia, la abundancia promedio, la intensidad promedio y el intervalo de intensidad para las especies *Leucocytozoon simondi*, *Haemoproteus nettionis* y *Splendidofilaria fallisensis* en aves acuáticas de la Familia Anatidae para el centro del país, procedentes de la ciénega de Atarasquillo, en las Ciénegas de Lerma, Estado de México.

X. Referencias

- Allan, R.A. y Mahrt, J.L. (1989) "Influence of transmission period on primary and relapse patterns of infection of *Leucocytozoon* spp. and *Haemoproteus mansonii*". *American Midland Naturalist*, pp. 341–349
- Anderson, R. O. (1954) "*Ornithofilaria fallisensis* n. sp.(Nematoda: Filarioidea) from the domestic duck with descriptions of microfilariae in waterfowl." *Canadian Journal of Zoology*, pp. 125-137.
- Anderson, R. O. (1974) "*Splendidofilaria fallisensis* (Nematoda) in the common loon , *Gavia immer* (Briinnich)", *Canadian Journal Zoology*, pp. 564–547.
- Anderson, R.C. y Freeman, R.S (1956) "*Cardiofilaria inornata* from woodcock with a review of *Cardiofilaria* and related genera (Nematoda: Filarioidea)." *Transactions of the American Microscopical Society*, pp. 68-79.
- Atkinson, C. T. *et al.* (2014) "Changing climate and the altitudinal range of avian malaria in the Hawaiian Islands - An ongoing conservation crisis on the island of Kaua'i", *Global Change Biology*, 20(8), pp. 2426–2436.
- Atkinson, C. T. y Samuel, M. D. (2010) "Avian malaria *Plasmodium relictum* in native Hawaiian forest birds: epizootiology and demographic impacts on *àapapane* *Himatione sanguinea*", *Journal of Avian Biology*, 41(4), pp. 357–366.
- Audubon (2014) "Guía de aves de américa del norte" EUA. En *National Audubon Society*. Disponible en: <https://www.audubon.org/es> (Consultado: el 21 de agosto de 2018).
- Audubon (2014) "Rutas migratorias de América" EUA. En *National Audubon Society*. Disponible en: <https://www.audubon.org/es> (Consultado: el 29 de mayo de 2019).
- Baar, L. *et al.* (2018) "Migration chronology of waterfowl in the southern high plains of Texas", *Waterbirds: The International Journal of Waterbird Biology*, 31(3), pp. 394–401.
- Bartlett, C. M. (2008). "Filarioid nematodes. Parasitic diseases of wild birds", Canadá. Wiley online library, pp. 439-462.

- Bartlett, C. y Anderson, R. C. (1985) “On the filarioid nematodes (*Splendidofilaria spp.*) from the pulmonary arteries of birds”, *Canadian Journal of Zoology*, 63(10), pp. 2373–2377.
- Bastida, P. R., Sigüenza, A. G. N. y Peterson, A. T. (2008) “Aquatic bird distributions in Mexico: Designing conservation approaches quantitatively”, *Biodiversity and Conservation*, 17(10), pp. 2525–2558.
- Bautista-Hernández, C. E., Monks, S., Pulido-Flores, G., y Rodríguez-Ibarra, A. E. (2015). “Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso”. *Estudios en biodiversidad*, pp.11-19.
- Bennett, G. F. *et al.* (1982) “Blood parasites of prairie anatids and their implication in waterfowl management in alberta and saskatchewan”, *Journal of Wildlife Diseases*, 18(3), pp. 287–296.
- Bennett, G. F., Aguirre, A. A., y Cook, R. S. (1991). “Blood parasites of some birds from northeastern Mexico”. *The Journal of parasitology*, pp. 38-41.
- Bennett, G. F., Peirce, M. A., y Ashford, R. W. (1993). “Avian haematozoa: mortality and pathogenicity”. *Journal of Natural History*, pp. 993-1001.
- Berlanga, H. (2001) “La iniciativa para la conservación de las aves de América del Norte (ICAAN_NABCI)”. *Biodiversitas*, 38, pp. 2-8.
- Berlanga, H. *et al.* (2017) “Aves de México: lista actualizada de especies y nombres comunes 2017”, México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.
- Brown, P. W., Monfils, M. J. y Fredrickson, L. H. (2009) “Wetland Ecology and Management for Birds and Mammals”, en *Encyclopedia of Inland Waters*, pp. 563–581.
- Bukauskaitė, D. *et al.* (2019) “High susceptibility of the laboratory-reared biting midges *Culicoides nubeculosus* to *Haemoproteus* infections, with review on *Culicoides* species that transmit avian haemoproteids”, *Parasitology*, 146(3), pp. 333–341
- Bowman, D. D. (2011) “Parasitología para veterinarios”. New York, ELSEVIER.

- Brown, P. W., Monfils, M. J., y Fredrickson, L. H. (2009). “Wetland ecology and Management for Birds and Mammals”. en *Encyclopedia of Inland Waters*. Elsevier, pp. 563–581.
- Bush, A. O. *et al.* (1997) “Parasitology Meets Ecology on Its Own Terms: Margolis et al. Revisited”, *The Journal of Parasitology*, 83(4), p. 575
- Cabrera, S. A., Mabee, T. J. y Villegas, R. (2017) “Patrones De Migración Nocturna De Aves En El Sur De México”, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88(4), pp. 867–879.
- Caminade, C. *et al.* (2014) “Impact of climate change on global malaria distribution”, *PNAS*.
- Carboneras, C. (1992) “Family Anatidae”, en *Handbook of the birds of the world, Vol 1: Ostrich to Ducks*. Barcelona: Lynx Edicions, pp. 536–628.
- Cárdenas, N. S. *et al.* (2013). “Condición corporal de la cerceta ala azul (*Anas discors*) obtenida por actividad cinegética en el Estado de México”. *Universidad y ciencia*, 29(1), pp. 63-74.
- Carpenter, S. J., y La Casse, W. J. (1955). “*Mosquitoes of norh America*”. University of California Press.
- CCA (2016) “Áreas Importantes para la Conservación de las Aves de América del Norte”. En *Comisión para la Cooperación Ambiental*, Montréal. Disponible en: <http://www3.cec.org/islandora/es/item/1664-north-american-important-bird-areas-directory-150-key-conservation-sites-es.pdf> (Consultado: el 22 de julio de 2018).
- Chacón, J. E. *et al.* (2017) “La Abundancia De Aves Acuáticas (Anseriformes) En Relación Con La Complejidad Del Paisaje En Un Sitio Ramsar Del Norte De México ”, *Acta Zoológica Mexicana*, 1737(2), pp. 199–211.
- Clark, G. W. (1980). “Hematozoa of mallard ducks (*Anas platyrhynchos*) of the Pacific Flyway”. *Journal of wildlife diseases*, 16(4), pp. 529-531.
- Clark, P., Boardman, W. S. J. y Raidal, S. R. (2009) “*Atlas of clinical avian hematology*”. Reino Unido: Wiley-Blackwell.

Conabio (2015) “Aves mx”. En *Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad*, México. Disponible en: http://avesmx.conabio.gob.mx/FichaRegion.html#AICA_9 (Consultado: el 16 de agosto de 2018).

Cordero D. M. (1999) “Parasitología Veterinaria”, Madrid España, Mac-Graw-Hill Interamericana.

Crans, W. J. (2004) “A classification system for mosquito life cycles: life cycle types for mosquitoes of the northeastern United States”, *Journal of vector virology*, pp. 1–10.

Deviche, P., *et al.* (2010) “Blood parasitemia in a high latitude flexible breeder, the white-winged crossbill, *Loxia leucoptera*: Contribution of seasonal relapse versus new inoculations”. *Parasitology reserch* (137) pp. 261–273.

DUMAC (2004) “Conozca los patos y gansos, una guía para la identificación de anátidos en México”. Edición por Carrera. E. Monterrey, N.L.

DUMAC (2018) “Aves acuaticas”, En *Ducks Unlimited de México*. México. Disponible en: <http://www.dumac.org/dumac/habitat/esp/nentorno01a.htm> (Consultado: el 15 de agosto de 2018).

Eckhoff, P. A. (2011) “A malaria transmission-directed model of mosquito life cycle and ecology”, *Malaria Journal*, pp. 1–17

Evans, M. y Otter, A. (1998) "Fatal combined infection with *Haemoproteus noctuae* and *Leucocytozoon ziemanni* in juvenile snowy owls (*Nyctea scandiaca*)." *The Veterinary Record* 143(3), pp. 71-73.

Fallis, A. M. y Desser, S. S. (1977) “On Species of Leucocytozoon, Haemopruteus, And Hepatagstis”, en *Memorial University of Newfoundland, St. John’s, Canada I.*, p. 239

Garvon, J. M. *et al.* (2016) “Blood Parasites of Blue-winged Teal (*Anas discors*) from Two Migratory Corridors, in the Southern USA”, *Journal of Wildlife Diseases*, 52(3), pp. 725–729.

- Greiner, E. C. *et al.* (1975) "Distribution of the avian hematozoa of North America." *Canadian Journal of Zoology* 53(12), pp. 1762-1787.
- Google. (2019). "Mapa de América del norte en Google Earth Pro"., de: <https://www.google.com/maps/@19.29134,-99.52447,58516m/data=!3m1!1e3> Recuperado el de 1 de agosto, 2019.
- Gonzales, L. A. (1995) "Algunos aspectos sobre la biología y ecología de la reproducción del pato mexicano (*Anas platyrhynchos diazi*) en el lago de Texcoco". Ciudad universitaria. UNAM.
- González, A., Sepúlveda, P. V. y Schlatter, R. (2017) "Waterbird assemblages and habitat characteristics in wetlands: influence of temporal variability on species-habitat relationships". *Waterbirds*, pp. 225-233.
- Hall, R. J., Altizer, S. y Bartel, R. A. (2014) "Greater migratory propensity in hosts lowers pathogen transmission and impacts", *Journal of Animal Ecology*, 83(5), pp. 1068–1077.
- Hellgren, O., Bensch, S., Malmqvist, B. (2008) "Bird hosts, blood parasites and their vectors-associations uncovered by molecular analyses of blackfly blood meals", *Molecular Ecology*, 6(17), pp. 605–1613.
- Inumaru, M., Murata, K. y Sato, Y. (2017) "Prevalence of avian haemosporidia among injured wild birds in Tokyo and environs, Japan", *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 6(3), pp. 299–309.
- Ioannou, I. *et al.* (2009) "Carriage of *Rickettsia* spp., *Coxiella burnetii* and *Anaplasma* spp. by endemic and migratory wild birds and their ectoparasites in Cyprus", *Clinical Microbiology and Infection*, 15, pp. 158–160.
- Jaramillo, C. J. y Martínez, J. (2010) "Epidemiología veterinaria". Mexico D.F: El manual moderno.
- Jenkins, E. J. *et al.* (2015) "Wildlife parasites in a One Health world", *Trends in Parasitology*. 31(5), pp. 174–180.

Kimura, M., Darbro, J. M. y Harrington, L. C. (2010) “Avian Malaria Parasites Share Congeneric Mosquito Vectors”, *Journal of Parasitology*, 96(1), pp. 144–151.

Lee, D. H. *et al.* (2014) "Diagnosis of *Leucocytozoon caulleryi* infection in commercial broiler breeders in South Korea". *Avian diseases*. 58, pp. 183-186.

Lehikoinen, P. *et al.* (2017) "Counteracting wetland overgrowth increases breeding and staging bird abundances". *Scientific reports*, pp. 41391.

Lei, F. *et al.* (2018) “Characterization of H5N1 Influenza Viruses Isolated from Migratory Birds in Qinghai Province of China in Tianxian Li”, *American Association of Avian Pathologists*, 7, pp. 1–6.

Levine, N. D. y Hanson, H. C. (1953) “Blood Parasites of the Canada Goose, *Branta canadensis interior*”, *The Journal of Wildlife Management*, 17(2), p. 185

Livezey, B. C. (1986) “A phylogenetic Analysis of Recent Anseriform Genera using Morphological Characters”, *Museum of Natural History and Department of Systematics and Ecology*, pp. 737–754.

Liao, W. *et al.* (2017) “Mitigating future avian malaria threats to Hawaiian forest birds from climate change”, *PLoS ONE*, 12(1), pp. 1–26.

López, E. G., Rodríguez, R. y Chavez, F. (2014) “¿Son las grullas indicadoras de la riqueza de especies de aves acuáticas en humedales en el altiplano Mexicano?”, *Acta Zoológica Mexicana*, 30(2), pp. 268–287.

Marcela, M. H. *et al.* (2012) “Helmintos gastrointestinales en aves acuáticas de la subcuenca alta del río Lerma, México”, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(1), pp. 36–41.

Margolis, L., G. W. Esch, J. C. Holmes, A. M. Kuris, y G. A. Schad. 1982. “The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American Society of Parasitologists)”. *Journal of Parasitology* pp.131-133.

- Matta, N. E. *et al.* (2014) "Description and molecular characterization of *Haemoproteus macrovacuolatus* (Haemosporida, Haemoproteidae), a morphologically unique blood parasite of black-bellied whistling duck (*Dendrocygna autumnalis*) from South America", *Parasitology Research*, 113(8), pp. 2991–3000.
- Mayr, G. (2017) "An Introduction to Birds, the Geological Settings of Their Evolution , and the", en *Avian Evolution: The Fossil Record of Birds and its Paleobiological Significanc*, Berlin: John Wiley y Sons, pp. 1–17.
- Medellín, R. A. *et al.* (2009) "Conservación de especies migratorias y poblaciones transfronterizas, en "Capital natural de México, vol. II", CONABIO, 2, pp. 485-490
- Mehlhorn, H. (2008). "Encyclopedia of parasitology", Alemania. Springer Science & Business Media.
- Meixell, B. W. *et al.* (2016) "Detection, prevalence, and transmission of avian hematozoa in waterfowl at the Arctic/sub-Arctic interface: Co-infections, viral interactions, and sources of variation", *Parasites and Vectors*, 9(1), pp. 1–18.
- Merino, S. *et al.* (2000) "Are avian blood parasites pathogenic in the wild? A medication experiment in blue tits (*Parus caeruleus*)", *Biological Sciences*, 267(1461), pp. 2507–2510.
- Méthot, P. O. y Mason, D. R. (2016) "Ecology and Infection: Studying Host-Parasite Interactions at the Interface of Biology and Medicine", *Journal of the History of Biology*, 49(2), pp. 231–240.
- Miller, M. R. *et al.* (2010) "Spring migration and summer destinations of northern pintails from the coast of southern California." *The Southwestern Naturalist* 55(4), pp. 501-509.
- Mishra, N. *et al.* (2012) "Serological evidence of West Nile virus infection in wild migratory and resident water birds in Eastern and Northern India", *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*. 35(6), pp. 591–598.
- Muñoz, A. y Merino, C. (2014) "Diversity of aquatic bird species in a wetland complex in southern Chile", *Journal of Natural History*, 48(23–24), pp. 1453–1465.

Navarro-Sigüenza, Adolfo G., *et al.* “Biodiversidad de aves en México”. *Revista mexicana de biodiversidad*, 2014, vol. 85, p. 476-495.

NZER (2018) "The data harvested by NZOR". Nueva Zelanda, En *New Zealand Organisms Register* Disponible en: <http://www.nzor.org.nz/> (Consultado: el 12 de septiembre de 2018).

Nelson, E. C. y Gashwiler, J. S. (1941) “Blood Parasites of Some Maine Waterfowl”, *The Journal of Wildlife Management*, 5(2), pp. 199–205.

Oliveira, J. B. *et al.* (2011) “External parasites of raptors (Falconiformes and Strigiformes): Identification in an ex situ population from Mexico”, *Revista de Biología Tropical*, 59(3), pp. 1257–1264.

Olsen, O. W. (1986). “Animal parasites: their life cycles and ecology”, New York, Courier Corporation.

Olson, S. L. y Feduccia, A. (1980) “Presbyornis and the Origin of the Anseriformes (Aves: Charadriomorphae)”, *Smithsonian Contributions to Zoology*, (323), pp. 1–24.

Pearse, A. T. *et al.* (2011) “Spring-Migration Ecology of Northern Pintails in South- Central Nebraska”, *Waterbirds*, pp. 10–18.

Perez-Arteaga, A., Gaston, K. J. y Kershaw, M. (2002) “Population trends and priority conservation sites for Mexican Duck *Anas diazi*”, *Bird Conservation International*, 12(1), pp. 35–52.

Puente, J. M. de la (2010) "Interrelaciones entre hospedadores, vectores y parásitos sanguíneos en poblaciones de aves silvestres". Madrid. Universidad complutense de madrid.

Ramey, A. M. *et al.* (2013) “Evaluation of blood and muscle tissues for molecular detection and characterization of hematozoa infections in northern pintails (*Anas acuta*) wintering in California”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 2(1), pp. 102–109.

Ramey, A. M. *et al.* (2015) “Evidence for intercontinental parasite exchange through molecular detection and characterization of haematozoa in northern pintails (*Anas acuta*) sampled throughout the North Pacific Basin”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), pp. 11–21.

Ramsar (2016) “Introducción a La Convención Sobre Los Humedales”. En Ramsar. Disponible en: https://www.ramsar.org/sites/default/files/documents/library/handbook1_5ed_introductiontoconvention_s_final.pdf. (Consultado: el 22 de agosto de 2018).

Reeves, A. B. *et al.* (2015) “Genetic diversity and host specificity varies across three genera of blood parasites in ducks of the Pacific Americas Flyway”, *PLoS ONE*, 10(2), pp. 1–15.

Ridgely, R. S. *et al.* (2005) “METADATA: Digital Distribution Maps of the Birds of the Western Hemisphere”, *Grey Lit.* Virginia, USA.

RSIS (2008) “Ficha Informativa de los Humedales de Ramsar”. En Ramsar Sites Information Service. Disponible en: <https://rsis.ramsar.org/RISapp/files/RISrep/MX1335RIS.pdf?language=es>(Consultado: el 22 de julio de 2018).

SAGARPA (2007) “Acuerdo mediante el cual se dan a conocer en los Estados Unidos Mexicanos, las enfermedades y plagas exóticas y endémicas de notificación obligatoria de los animales terrestres y acuáticos”, Diario Oficial de la Federación. Marzo 2019.

Santiago, D., Palinauskas, V. y Schaefer, H. M. (2012) “Diptera vectors of avian Haemosporidian parasites: Untangling parasite life cycles and their taxonomy”, *Biological Reviews*, 87(4), pp. 928–964.

Schoenle, L. A. *et al.* (2017) “General and Comparative Endocrinology Higher plasma corticosterone is associated with reduced costs of infection in red-winged blackbirds”, *General and Comparative Endocrinology*. Elsevier Inc.

Sehgal, R. N. M. *et al.* (2006) “Evidence for Cryptic Speciation of *Leucocytozoon* Spp. (Haemosporida, Leucocytozoidae) in Diurnal Raptors”, *Journal of Parasitology*, 92(2), pp. 375–379.

SEMARNAT (2009) “Plan de manejo tipo para el manejo, conservación y aprovechamiento de aves acuáticas y playeras”. En SEMARNAT, México. Disponible en: <https://www.gob.mx/semarnat/prensa/mexico-fortalece-proteccion-de-aves-acuaticas-y-playeras-153664> (Consultado: el 13 de agosto de 2018).

SEMARNAT (2010) “Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo”. Diario Oficial de la Federación. Agosto 2018.

Smith, M. M. y Ramey, A. M. (2015) “Prevalence and genetic diversity of haematozoa in South American waterfowl and evidence for intercontinental redistribution of parasites”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4(1), pp. 22–28.

Svobodová, M. *et al.* (2017) “Biting midges (Ceratopogonidae) as vectors of avian trypanosomes”, *Parasites and Vectors*, 10(1), pp. 147-151.

Svobodová, M., Volf, P. y Votýpka, J. (2015) “Trypanosomatids in ornithophilic bloodsucking Diptera”, *Medical and Veterinary Entomology*, 29(4), pp. 444–447.

The American Ornithological Society (2018) *Check-list of North American Birds, 7th edition and its supplements, Ramsar*. Disponible en: <http://www.americanornithology.org/#anse> (Consultado: el 12 de agosto de 2018).

Thomas, F. *et al.* (2017) “Parasitism and Ecology of Wetlands : A Review”, *Coastal and Estuarine Research Federation*, 20(3), pp. 646–654.

Thul, J. E., Forrester, D. J. y Greiner, E. C. (1980) “Hematozoa in wood ducks (*Aix sponsa*) in the Atlantic Flyway”, *Journal of Wildlife Diseases*, 16(3), pp. 383–390.

Tripet, F., Aboagye-Antwi, F. y Hurd, H. (2008) “Ecological immunology of mosquito-malaria interactions”, *Trends in Parasitology*, 24(5), pp. 219–227.

Valkiunas, G. (2004). Avian malaria parasites and other haemosporidia. Lithuania. CRC press.

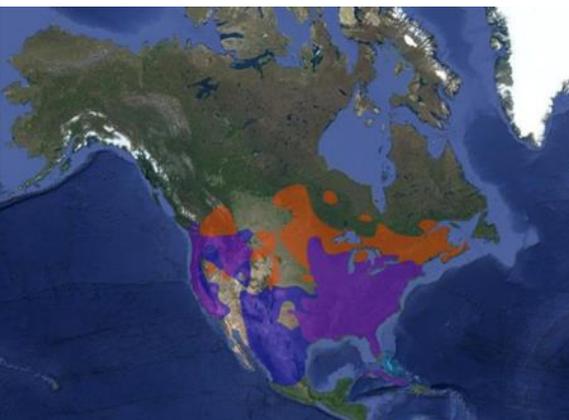
- Valkiūnas, G. *et al.* (2011) “Two New Trypanosoma Species from African Birds, with Notes on the Taxonomy of Avian Trypanosomes”, *Journal of Parasitology*, 97(5), pp. 924–930.
- Vanstreels, R. E. T. *et al.* (2016) “Avian Malaria (*Plasmodium spp.*) in Captive Magellanic Penguins (*Spheniscus magellanicus*) from Northern Argentina, 2010”, *Journal of Wildlife Diseases*, 52(3), pp. 734–737.
- Votýpka, J. y Svobodová, M. (2004) “Trypanosoma avium: Experimental transmission from black flies to canaries”, *Parasitology Research*, 92(2), pp. 147–151.
- Weber, T. P. y Stilianakis, N. I. (2014) “Ecologic Immunology of Avian Influenza (H5N1) in Migratory Birds”, *Emerging Infectious Diseases*.
- Willott, E. y Ramberg, F. (2007) “Identification and Geographical Distribution of the Mosquitoes of North America, North of Mexico”, *Journal of Wildlife Diseases*, 43(4), pp. 806–807
- Wilson, C. M. *et al.* (2017) “A Test Of The Migration-Modulation Hypothesis In a Non-Passerine Neotropical Migrant, The Blue-winged Teal *Anas discors*”, *Journal of Ornithology*, 158(1), pp. 91–100.
- Yang, Y. J., Desser, S. S. y Fallis, A. M. (1971) "Elongate and round gametocytes of *Leucocytozoon simondi* (Mathis & Leger) in ducks inoculated with megaloschizonts." *The Journal of protozoology*. pp. 553-556.
- Zander, C. D. 2001. “The guild as a concept and a means in ecological parasitology”. *Parasitology Research* (87), pp. 484-488
- Zídková, L. *et al.* (2012) “Biodiversity of avian trypanosomes”, *Infection, Genetics and Evolution*, 12(1), pp. 102–112.

XI. ANEXOS

Anexo 1. Descripción de las especies de anátidos registrados en las Ciénegas de Lerma:

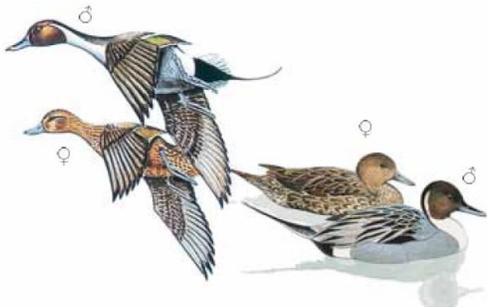
Pato arcoíris

- Género: *Aix*
- Estatus: Migratoria invernal
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos boscosos, ríos, estanques, lagos poco profundos, lagunas, ríos lentos rodeados de bosques caducifolios o mixtos. Los machos son migratorios; las hembras son residentes en humedales del sur. (Audubon, 2014).

Pato arcoíris (<i>Aix sponsa</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
	
<ul style="list-style-type: none"> Residente (durante todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida 	

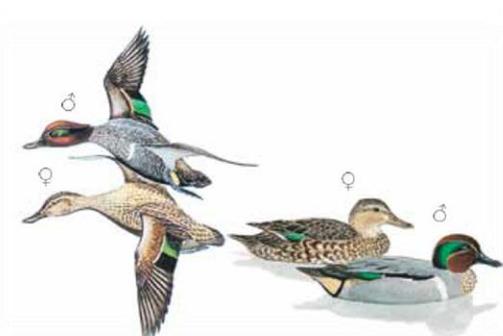
Pato golondrino

- Género: *Anas*
- Estatus: Migratoria invernada
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos, praderas, lagunas de agua dulce, lagos y bahías de agua salada. Son aves que migran a principios de cada temporada, La migración hacia el norte comienza a principios de la primavera y la migración hacia el sur ocurre durante el otoño (Audubon, 2014).

Pato golondrino (<i>Anas acuta</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p> ■ Residente (durante todo el año) ■ Migratorio de verano (en época de reproducción) ■ Migratorio de invierno (en época de no reproducción) ■ Transitorio (de paso en migración) ■ Introducida ■ Reintroducida </p>	

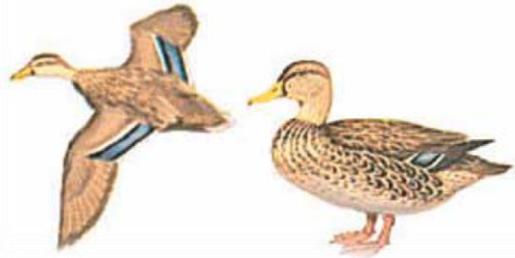
Cerceta alas verdes

- Género: *Anas*
- Estatus: Migratoria invernala
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos, ríos, bahías, lagos, estuarios costeros y marismas. La migración se da a finales de cada temporada. La migración principal de otoño ocurre mucho más tarde, generalmente desde octubre hasta principios de diciembre. Las hembras se trasladan más al sur que los machos (Audubon, 2014).

Cerceta alas verdes (<i>Anas crecca</i>)	
<p>Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).</p>	<p>Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i>, 2005; Conabio, 2018).</p>
	
<ul style="list-style-type: none"> Residente (durante todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida 	

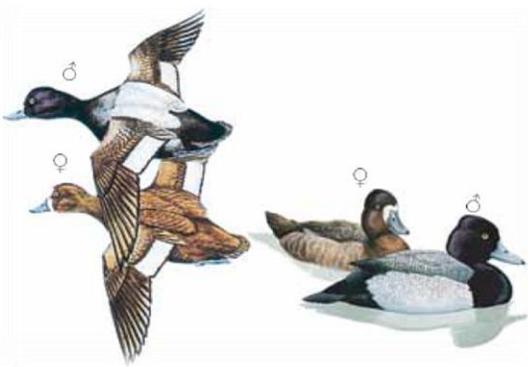
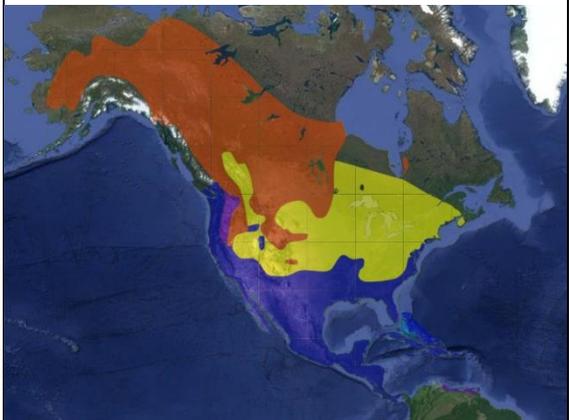
Pato mexicano

- Género: *Anas*
- Estatus: Residente
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Marismas, pantanos, lagunas, ríos, lagos, bahías y parques urbanos. Los machos persiguen a las hembras hacia las zonas de reproducción son poblaciones residentes permanentes (Audubon, 2014).

Pato mexicano (<i>Anas platyrhynchos diazi</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (Modificado de Gonzales, 1995; Conabio, 2018; Google, 2018).
	
<ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida	

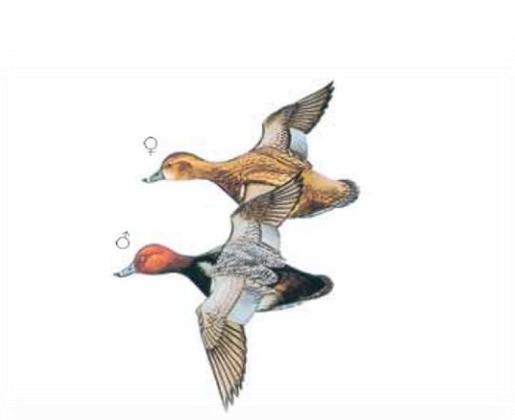
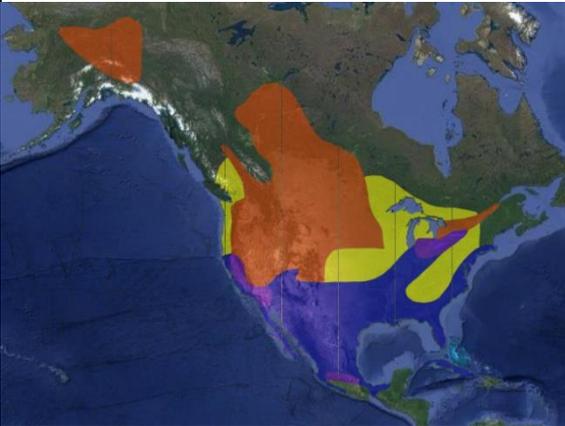
Pato boludo menor

- Género: *Aythya*
- Estatus: Migratoria invernada
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Estanques pantanosos, lagos, bahías y estuarios. La migración ocurre a principios del otoño y la migración de verano se da a comienzos de la primavera (Audubon, 2014).

Pato boludo menor (<i>Aythya affinis</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p>Legend:</p> <ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida	

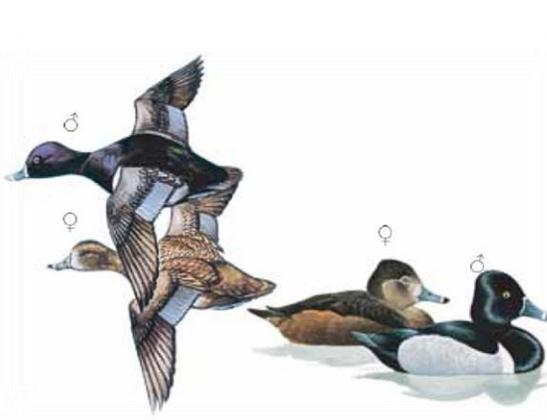
Pato cabeza roja

- Género: *Aythya*
- Estatus: Migratoria invernacional
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Lagos, bahías de agua salada, estuarios y pantanos de agua dulce. La migración invernacional se da a finales del otoño y la migración de verano comienza a principios de la primavera (Audubon, 2014).

Pato cabeza roja (<i>Aythya americana</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida	

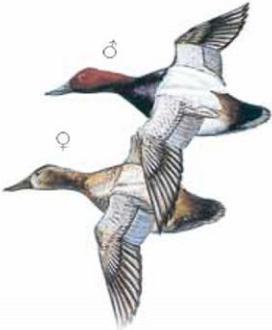
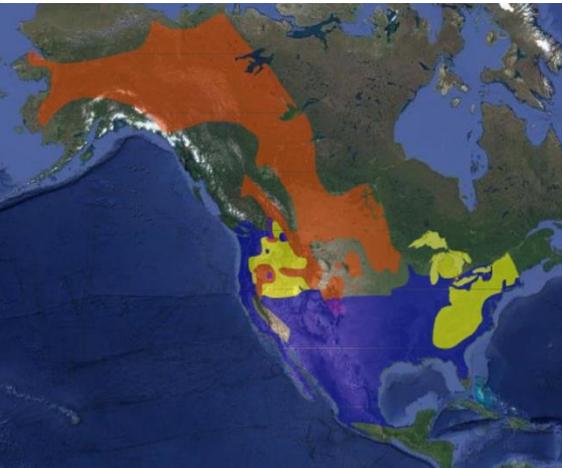
Pato pico anillado

- Género: *Aythya*
- Estatus: Migratoria invernada
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Pantanos boscosos, ríos, estanques, lagos poco profundos, lagunas rodeados de bosques. La migración ocurre relativamente tarde en el otoño y a principios de la primavera. (Audubon, 2014).

Pato pico anillado (<i>Aythya collaris</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p>♂ ♀ ♀ ♂</p>	 <p>Residente (durante todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida</p>

Pato coacoxtle

- Género: *Aythya*
- Estatus: Migratoria invernada
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Lagos, bahías, estuarios y pantanos de agua dulce. Son aves que migran a finales del otoño y a principios de la primavera. Las parvadas alcanzan gran altitud durante la migración (Audubon, 2014).

Pato coacoxtle (<i>Aythya valisineria</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
	 <ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida

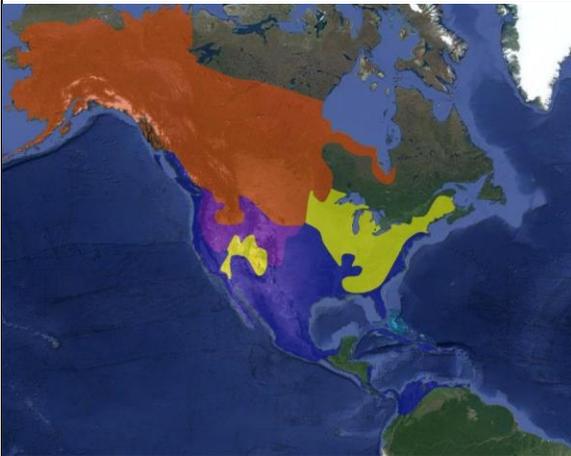
Pato monja

- Género: *Bucephala*
- Estatus: Migratoria invernada
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Lagos, lagunas, ríos y bahías de agua salada alrededor de bosques de coníferas y caducifolios Migra relativamente tarde en otoño; la migración se da a principios de la primavera se prolonga durante mucho tiempo (Audubon, 2014).

Pato monja (<i>Bucephala albeola</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p>Residente (durante todo el año)</p> <p>Migratorio de verano (en época de reproducción)</p> <p>Migratorio de invierno (en época de no reproducción)</p> <p>Transitorio (de paso en migración)</p> <p>Introducida</p> <p>Reintroducida</p>	

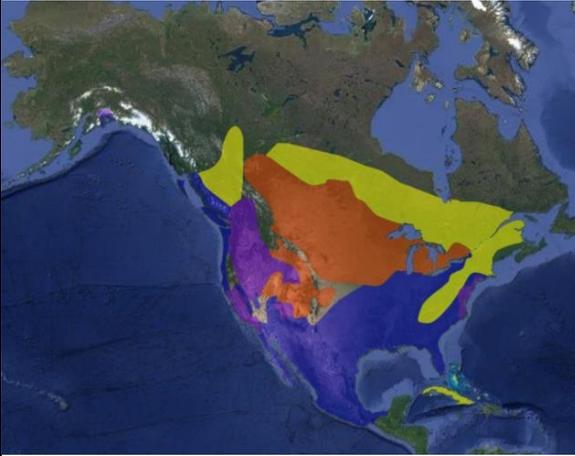
Pato chalcuán

- Género: *Mareca*
- Estatus: Migratoria invernial
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos, lagos y bahías. Prefieren los cuerpos de agua de gran tamaño como los lagos continentales. Migran en verano, los machos vuelan grandes distancias a las zonas de reproducción y la migración invernial se realiza gradualmente hacia el sur (Audubon, 2014).

Pato chalcuán (<i>Mareca americana</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
	
<ul style="list-style-type: none"> Residente (durate todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida 	

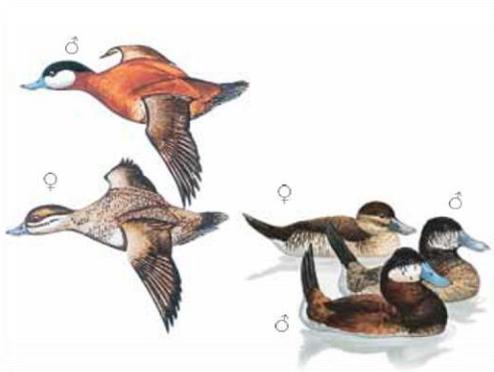
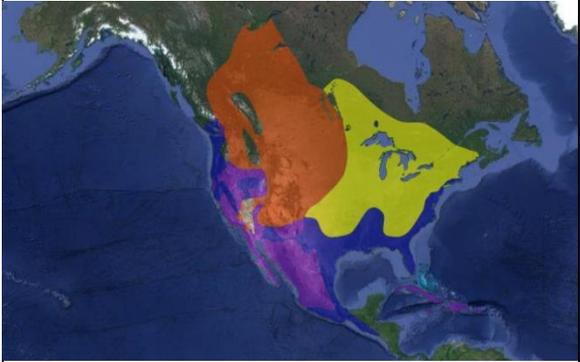
Pato friso

- Género: *Mareca*
- Estatus: Migratoria invernala
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Lagos, lagunas, pantanos en regiones de montañas o planicies. Migran cortas distancias, pasan el invierno al norte de los trópicos (Audubon, 2014).

Pato friso (<i>Mareca strepera</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p>Residente (durante todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida</p>	

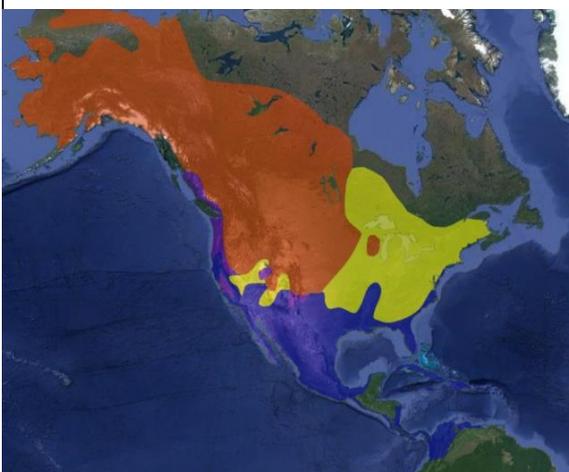
Pato tepalcate

- Género: *Oxyura*
- Estatus: Migratoria invernall
- Clasificación: pato buceador
- Hábitat: Pantanos, estanques, lagos y bahías. La migración se extiende durante un período considerable, tanto en primavera como en otoño. Las poblaciones en el Caribe y en América del Sur pueden ser residentes permanentes (Audubon, 2014).

Pato tepalcate (<i>Oxyura jamaicensis</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
	
<p> Residente (durate todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida </p>	

Pato cucharón norteño

- Género: *Spatula*
- Estatus: Migratoria invernal
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos, lagunas, estuarios, bahías de agua salada. Migran a finales de la primavera y a principios del otoño, el periodo de migración se prolonga toda la temporada, siempre migran en parvadas (Audubon, 2014).

Pato cucharón norteño (<i>Spatula clypeata</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida	

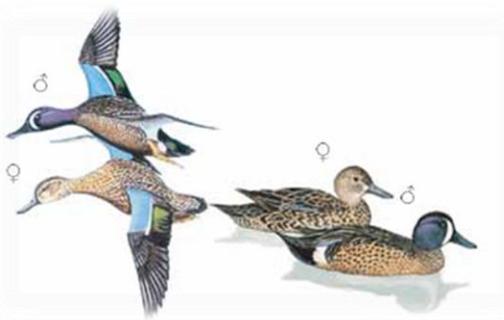
Cerceta canela

- Género: *Spatula*
- Estatus: Migratoria invernal
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Pantanos, lagunas de agua dulce con poca profundidad en la parte occidental de América, suelen unirse a parvadas de otras especies para migrar (Audubon, 2014).

Cerceta canela (<i>Spatula cyanoptera</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
 <p>Legend:</p> <ul style="list-style-type: none">Residente (durante todo el año)Migratorio de verano (en época de reproducción)Migratorio de invierno (en época de no reproducción)Transitorio (de paso en migración)IntroducidaReintroducida	

Cerceta alas azules

- Género: *Spatula*
- Estatus: Migratoria invernall
- Clasificación: pato de superficie
- Hábitat: Hábitat: Estanques, pantanos de agua dulce y pantanos salobres. Se observan sobre tierra continental o sobre el océano, a varios kilómetros de la costa. La migración es relativamente tarde en primavera y temprano en el otoño (Audubon, 2014).

Cerceta alas azules (<i>Spatula discors</i>)	
Ilustración macho y hembra (Modificado de DUMAC, 2004).	Distribución (modificado de Ridgely <i>et al.</i> , 2005; Conabio, 2018).
	
<ul style="list-style-type: none"> Residente (durate todo el año) Migratorio de verano (en época de reproducción) Migratorio de invierno (en época de no reproducción) Transitorio (de paso en migración) Introducida Reintroducida 	