



**IPICYT**

**INSTITUTO POTOSINO DE INVESTIGACIÓN  
CIENTÍFICA Y TECNOLÓGICA, A.C.**

**POSGRADO EN CIENCIAS AMBIENTALES**

**“Prevalencia y Parasitemia por Parásitos  
Haemosporidios (Apicomplexa) en Aves en una Zona  
con Presencia de Actividad Agrícola”**

**Tesis que presenta**

Ma. Guadalupe Ruiz García

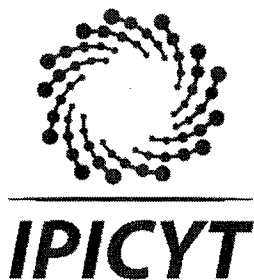
**Para obtener el grado de**

Maestra en Ciencias Ambientales

**Director**

Dr. Leonardo Chapa Vargas

San Luis Potosí, S.L.P., Diciembre 2017



## Constancia de aprobación de la tesis

La tesis ***“Prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios (Apicomplexa) en aves en una zona con presencia de actividad agrícola”*** presentada para obtener el Grado de Maestra en Ciencias Ambientales fue elaborada por **Ma. Guadalupe Ruiz García** y aprobada el veinte de diciembre del dos mil diecisiete por los suscritos, designados por el Colegio de Profesores de la División de Ciencias Ambientales del Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C.

**Dr. Leonardo Chapa Vargas**  
Director de la tesis

**Dr. David Douterlungne Rotsaert**  
Miembro del Comité Tutorial

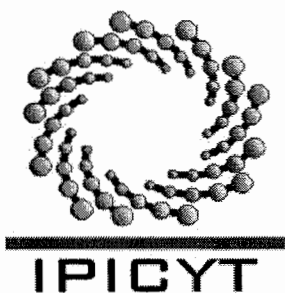
**Dr. José Romeo Tinajero Hernández**  
Miembro del Comité Tutorial



## **Créditos Institucionales**

Esta tesis fue elaborada en el Laboratorio de Ecología Experimental de la División de Ciencias Ambientales del Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C., y en el Laboratorio de Contaminantes Orgánicos Persistentes del Instituto de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México perteneciente al campus 6 de Investigación de la Universidad Autónoma de Campeche, bajo la dirección del Dr. Leonardo Chapa Vargas.

Durante la realización del trabajo el autor recibió una beca académica del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología con número de registro 591425 y del Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A. C.



# Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C.

## Acta de Examen de Grado

El Secretario Académico del Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C., certifica que en el Acta 051 del Libro Primero de Actas de Exámenes de Grado del Programa de Maestría en Ciencias Ambientales está asentado lo siguiente:

En la ciudad de San Luis Potosí a los 20 días del mes de diciembre del año 2017, se reunió a las 13:00 horas en las instalaciones del Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, A.C., el Jurado integrado por:

<b>Dr. José Romeo Tinajero Hernández</b>	<b>Presidente</b>	<b>IPICYT</b>
<b>Dr. David Douterlungne Rotsaert</b>	<b>Secretario</b>	<b>IPICYT</b>
<b>Dr. Leonardo Chapa Vargas</b>	<b>Sinodal</b>	<b>IPICYT</b>

a fin de efectuar el examen, que para obtener el Grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS AMBIENTALES**

sustentó la C.

**Ma. Guadalupe Ruiz García**

sobre la Tesis intitulada:

*Prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios (Apicomplexa) en aves en una zona con presencia de actividad agrícola*

que se desarrolló bajo la dirección de

**Dr. Leonardo Chapa Vargas**

El Jurado, después de deliberar, determinó

**APROBARLA**

Dándose por terminado el acto a las 14:40 horas, procediendo a la firma del Acta los integrantes del Jurado. Dando fe el Secretario Académico del Instituto.

A petición de la interesada y para los fines que a la misma convengan, se extiende el presente documento en la ciudad de San Luis Potosí, S.L.P., México, a los 20 días del mes de diciembre de 2017.

  
**Mtra. Ivonne Lizette Cuevas Vález**  
Jefa del Departamento del Posgrado

  
**Dr. Horacio Flores Zuñiga**  
Secretario Académico



Dedico este trabajo de tesis primeramente a Dios, a mis papás Eduardo Efraín Ruiz Gloria y Ma. Esther García Meza, y todas aquellas personas que siempre me desearon el bien, a todos los que me desearon el mal y a mi país México, por ser motivo para crecer mi coraje de superarme a mí misma y contribuir a ser un mundo mejor de personas de bien.

## Agradecimientos

A mi asesor de tesis: Leonardo Chapa Vargas por su confianza, ayuda, paciencia, comprensión y dirección, y su apoyo cuando se presentaron diversos problemas durante la investigación y mi avance como estudiante de posgrado. Siempre valoró cada uno de mis esfuerzos, me dio mucha libertad para desarrollar y trabajar con mi investigación, siempre escuchó y atendió todas mis dudas, además me hizo creer en mi misma cuando yo creía que fracasaba o no tenía un buen futuro. Muchas gracias profe, es un gran ser humano.

A todos los profesores-investigadores del IPICYT que al inicio de mi maestría me enseñaron muchas cosas, entre ellas a estudiar y esforzarme con esmero para tener los conocimientos necesarios y saber buscar la información que necesitaba, a esforzarme para pensar y solucionar problemas y gracias por preocuparse por mi avance.

A Alejandra Colunga Álvarez, Elizabeth Cortez Cedillo, Juan Pablo Rodaz Ortiz, en el IPICYT, así como en el Epomex en Campeche, a Martín Memije Canepa y el Dr. Jaime Rendón Von Osten por su gran apoyo y paciencia y amabilidad en ayudarme con materiales de laboratorio y enseñarme lo necesario para llevar a cabo mis partes experimentales de la tesis.

A José Gerardo Ham Dueñas, por su ayuda y paciencia en enseñarme varias cosas amablemente que no sabía hacer en laboratorio y sus consejos, puesto que no era su obligación.

A José Romeo Tinajero Hernández, Miroslava Jiménez Martínez, Misael Morales, Antonio Ortiz Martínez, Larissa Ortega Guzmán y Patricia Zaldívar Ortega por su valiosa ayuda en las labores de campo de mi investigación, que sin duda fue una experiencia muy buena en su compañía y apoyo, muchísimas gracias.

Al Instituto que me formó como una maestra en ciencias: el Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica, por brindarme muchas facilidades y apoyos desde mi postulación a ingreso, así como un personal muy capacitado y preparado en todos los ámbitos, desde profesores-investigadores hasta personal administrativo, de seguridad, de transporte y técnicos de laboratorios. Son todos muy profesionales y amables. También por brindarme diferentes servicios como equipos de alta tecnología, instalaciones bien equipadas, enfermería, grupos de primeros auxilios, cubículos equipados para el trabajo individual, papelería etc. Y por integrar muchas cosas para el crecimiento en experiencias y conocimiento,

como congresos, estancias, foros, seminarios interdisciplinarios, etc. Fue una gran experiencia y muchísimo aprendizaje, muchas gracias.

A CONACYT por la beca académica otorgada para mis estudios de posgrado y que también me motivó a esforzarme más por ser una alumna destacada, estudiando mucho.

A Dios, por escucharme una vez más y permitirme alcanzar otra meta que alguna vez en el pasado creí totalmente imposible para mí, pero solo él sabe para qué me hizo capaz. Gracias por llenarme de confianza y valor en mí misma, y por rodearme de personas tan buenas y comprensivas empezando por mis padres, mi familia, amigos y entorno en el que vivo.

A mi papá Eduardo Efraín Ruiz Gloria: por apoyarme como siempre más allá de tu obligación, por todas esas veces que me ayudaste con el idioma inglés, pagos de trámites, tu ayuda y paciencia en el trabajo de campo, por no decepcionarte de mí cuando fracasaba y ayudarme en arreglar todos mis problemas de salud, y regañarme cuando era necesario.

A mi mamá Ma. Esther García Meza: por su incondicional amor y apoyo en todo lo que emprendo en mi vida, por todas esas veces que pediste por mí, las veces que me ayudaste a despertarme para seguir estudiando, y las incontables veces que me apoyaste en todo lo que necesitaba durante esta travesía.

A mis hermanos Eduardo Ruiz García y Rocío Araceli Ruiz García: por su ayuda desde que estaba en el curso propedéutico para entrar al posgrado, para estudiar y distraerme cuando estaba estresada, gracias hermano por su paciencia y ayuda en el trabajo de campo.

A mis amigos y compañeros de maestría: Ricardo Méndez, Hugo Serrato, Ángel Estrada, Augusto Rodarte, Andrea Echeverría, Javier Labastida, Mónica Ibarra, Karen Galindo, Beatriz Gómez, Francisco Guerra, Antonio Gamboa, Betsabé Flores y Alejandra Acosta, por su valiosísima ayuda en explicarme amablemente muchas cosas que yo no entendía desde el curso propedéutico para entrar al posgrado, durante las clases en la maestría, y durante mi investigación de tesis. Pero sobretodo por su amistad y apoyo como un grupo muy unido desde el principio, fue una experiencia muy gratificante todos los momentos que viví con ustedes, son los mejores compañeros de aventura que pude tener, muchas gracias.

# Contenido

	Página
<b>Constancia de Aprobación de la Tesis</b>	ii
<b>Créditos Institucionales</b>	iii
<b>Acta de Examen</b>	iv
<b>Dedicatorias</b>	v
<b>Agradecimientos</b>	vi
<b>Contenido</b>	viii
<b>Lista de Tablas</b>	x
<b>Lista de Figuras</b>	xiii
<b>Lista de Gráficas</b>	xiv
<b>Resumen</b>	xvi
<b>Abstract</b>	xvii



	Página
<b>Introducción</b>	1
<b>Objetivo General</b>	11
<b>Hipótesis</b>	12
<b>Materiales y Métodos</b>	13
<b>Resultados</b>	22
<b>Discusión</b>	46
<b>Conclusiones</b>	53
<b>Referencias Bibliográficas</b>	54

## Lista de Tablas

	Página
<b>Tabla 1.</b> Individuos capturados de las 3 familias más representativas capturados por sitio.	22
<b>Tabla 2.</b> Total de compuestos organoclorados buscados y detectados en las plumas de las ochenta y ocho aves analizadas. HCH: Hexaclorociclohexano, DDD: Dicloro difenil dicloroetano, DDE: Dicloro difenil dicloroetileno, DDT: Dicloro difenil tricloroetano.	23
<b>Tabla 3.</b> Porcentaje de contaminación con organoclorados en individuos muestreados, así como cantidad de OCs diferentes en cada familia.	24
<b>Tabla 4.</b> Rango de concentración en partes por millón (ppm) de cada uno de los organoclorados detectados en las plumas de las aves capturadas de cada una de las familias (Fringillidae, Cardinalidae y Columbidae). HCH: Hexaclorociclohexano, DDD: Dicloro difenil dicloroetano, DDE: Dicloro difenil dicloroetileno, DDT: Dicloro difenil tricloroetano.	24
<b>Tabla 5.</b> Porcentaje de aves de cada familia del total de la muestra con infección por haemosporidios. Los porcentajes fueron calculados con el programa Quantitative Parasitology QPweb software, con un nivel de confianza del 95%.	26
<b>Tabla 6.</b> Selección de modelos para prevalencia en la familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike para los mejores modelos, w <sub>i</sub> : peso de Akaike de cada modelo.	27
<b>Tabla 7.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Cardinalidae.	27
<b>Tabla 8.</b> Selección de modelos que explican la variación en prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	28
<b>Tabla 9.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae.	29

<b>Tabla 10.</b> Intensidad media y mediana de la parasitemia que presentaron las aves infectadas de cada familia, calculado con un nivel de confianza del 95%. EE: error estándar.	31
<b>Tabla 11.</b> Parámetros (estimado), errores estándar (EE) y valores de significancia (P) correspondientes a la inferencia para parasitemia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Cardinalidae.	31
<b>Tabla 12.</b> Parámetros (estimado), errores estándar (EE), y valores de significancia (P) correspondientes a la inferencia para parasitemia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae.	32
<b>Tabla 13.</b> Relación Heterófilos/Linfocitos calculados para el total de muestras de frotis sanguíneos analizadas y error estándar con un intervalo de confianza del 95%, por familia analizada y sitio de muestreo.	34
<b>Tabla 14.</b> Selección de modelos H/L en familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	35
<b>Tabla 15.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporción H/L en aves de la familia Cardinalidae.	35
<b>Tabla 16.</b> Selección de modelos H/L para la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	37
<b>Tabla 17.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporciones H/L en aves de la familia Columbidae.	37
<b>Tabla 18.</b> Selección de modelos H/L para la familia Fringillidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	39
<b>Tabla 19.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporciones H/L en aves de la familia Fringillidae.	39
<b>Tabla 20.</b> Índice de masa corporal escalado medio calculado de cada familia analizada, así como el error estándar.	41
<b>Tabla 21.</b> Selección de modelos SMI en familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	41

<b>Tabla 22.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Cardinalidae.	41
<b>Tabla 23.</b> Selección de modelos SMI en la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	43
<b>Tabla 24.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Columbidae.	43
<b>Tabla 25.</b> Selección de modelos SMI en la familia Fringillidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC <sub>c</sub> : criterio de información Akaike, $\Delta$ AIC <sub>c</sub> : diferencias de Akaike, w <sub>i</sub> : pesos de Akaike.	45
<b>Tabla 26.</b> Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Fringillidae.	45

## Lista de Figuras

	Página
<b>Figura 1.</b> Ciclo de vida de los parásitos haemosporidios que ocurre dentro del vector (arriba de la línea) y dentro del hospedero (debajo de la línea). 1: Esporozoito, 2: Meronte con merozoites, 3: Liberación de merozoites, 9: Merozoite intracelular, 7 y 13: Gametocitos masculino y femenino, 14 y 15: Gametos, 16: Fertilización de macrogameto, 17: Ookinete móvil, 18 y 19: Ooquiste, 20: Esporogonia, 21: Glándulas salivales. Fuente: Valkiunas, 2005.	8
<b>Figura 2.</b> Sitios de estudio, donde se aprecia que se ubican dentro de una matriz agrícola y que cuentan con cuerpos de agua, también una vista desde suelo de cada sitio. Fuente: Google Maps.	14
<b>Figura 3.</b> Sitios de estudio, ubicados en la zona media de San Luis Potosí, en el Centro de México, con una distancia entre ellos mayor a dos kilómetros. Fuente: Google Maps.	14
<b>Figura 4.</b> Procedimiento de obtención de frotis sanguíneos de cada ave capturada y posterior tinción con Giemsa para la observación al microscopio de estructuras endoparasitarias intracelulares, así como conteo de anticuerpos heterófilos y linfocitos.	16
<b>Figura 5.</b> Proceso de colecta de plumas. En cada ave capturada, se colectaron plumas de ala, cola, pecho y espalda.	17

## Lista de Graficas

	Página
<b>Gráfica 1.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> II (b) en las plumas de las aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia <i>Cardinalidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	28
<b>Gráfica 2.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> I (a) en las plumas de las aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia <i>Columbidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	29
<b>Gráfica 3.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> II (b) en plumas de aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia <i>Columbidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	30
<b>Gráfica 4.</b> Efecto de la concentración del Heptacloro en plumas de aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia <i>Columbidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	30
<b>Gráfica 5.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> II (b) en plumas sobre la parasitemia en las aves de la familia <i>Cardinalidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	32
<b>Gráfica 6.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> II (b) en las plumas de las aves sobre la parasitemia en las aves de la familia <i>Columbidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	33
<b>Gráfica 7.</b> Efecto de la concentración del $\Delta$ HCH en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia <i>Cardinalidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	36
<b>Gráfica 8.</b> Efecto de la concentración del pp DDE en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia <i>Cardinalidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	36
<b>Gráfica 9.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> II (b) en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia <i>Cardinalidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	37
<b>Gráfica 10.</b> Efecto de la concentración del <i>Endosulfán</i> I (a) en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia <i>Columbidae</i> . Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	38

<b>Gráfica 11.</b> Efecto de la concentración del $\Delta$ HCH en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	38
<b>Gráfica 12.</b> Efecto de la concentración del $\Delta$ HCH en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Fringillidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	40
<b>Gráfica 13.</b> Efecto de la concentración del Endrín Aldehído en plumas sobre el SMI en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	42
<b>Gráfica 14.</b> Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre el SMI en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	42
<b>Gráfica 15.</b> Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre el SMI en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	44
<b>Gráfica 16.</b> Efecto de la concentración del $\Delta$ HCH en plumas sobre el SMI en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.	44

## Resumen

“Prevalencia y Parasitemia por Parásitos Haemosporidios (Apicomplexa) en Aves en una Zona con Presencia de Actividad Agrícola”

Hoy en día no se comprenden muy bien los factores y relaciones que afectan la prevalencia y parasitemia por haemosporidios en las aves, tales como estrés crónico, condición corporal y condiciones desfavorables en su hábitat como sucede en sitios agrícolas donde existen cambios en el hábitat y exposición a contaminación química. Mediante el presente estudio, se evaluó la prevalencia, parasitemia, estrés crónico y condición corporal en tres familias de aves que habitan un sitio natural en una matriz agrícola, y la relación de estas variables con las concentraciones de compuestos organoclorados en plumas de las aves. La prevalencia varió entre 7.4% y 33.3% entre familias y se asoció a diferencias extrínsecas que parecen afectar de diferente manera a diferentes especies. Por otro lado, la parasitemia fluctuó entre 13 y 53.13 parásitos por cada 10,000 eritrocitos y parece estar relacionada con factores intrínsecos a las especies o etapas de infección. La condición corporal disminuyó en todos los casos con el incremento en las concentraciones de los compuestos organoclorados. El estrés fue en algunos casos elevado y en otros bajo, y su relación con las concentraciones de compuestos organoclorados no fue muy evidente. Se necesitan más estudios para comprender los mecanismos que influyen las relaciones entre prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios, estrés crónico y condición corporal de las aves con la contaminación química agrícola.

**PALABRAS CLAVE:** Organoclorados, Haemosporidios, Estrés Crónico, SMI, Aves, Cardinalidae, Columbidae, Fringillidae.



## **Abstract**

"Prevalence and Parasitemia by Haemosporidian Parasites (Apicomplexa) in Birds in an Area with Presence of Agricultural Activity"

Today, factors and relationships that affect haemosporidian prevalence and parasitemia in birds, such as chronic stress, body condition and unfavorable conditions in their habitat including the presence of agricultural sites which modify vegetation structure and expose organisms to chemical contamination, are not well understood. Through the current study, prevalence, parasitaemia, potential chronic stress and body condition of three families of birds that inhabit natural areas embedded in an otherwise agricultural matrix, and the association of these factors with concentrations of organochlorine compounds in their feathers were studied. Prevalence ranged from 7.4% to 33.3% depending on bird family and was associated to extrinsic factors that seem to affect different species differently. On the other hand, parasitaemia ranged from 13 to 53.13 parasites in 10,000 erythrocytes and seemed to be related to factors intrinsic to the species or stages of infection. Body condition was negatively affected in all cases by the increase in organochlorine compounds. Trends in chronic stress were inconsistent among bird families as in some cases it was high, whereas in others it was low, owing to unknown causes, and their relationship with organochlorine compounds was unclear. More study is needed in order to understand the mechanisms that relate haemosporidian prevalence and parasitaemia, chronic stress, and body condition of birds inhabiting agricultural areas exposed to organochlorine compounds.

**KEY WORDS:** Organochlorines, Haemosporidia, Chronic Stress, Birds SMI, Cardinalidae, Columbidae, Fringillidae.

# **“Prevalencia y Parasitemia por Parásitos Haemosporidios (Apicomplexa) en Aves en una Zona con Presencia de Actividad Agrícola”**

## **Introducción**

### ***Agricultura y su Importancia***

La agricultura es una de las actividades humanas más antiguas, se originó en la prehistoria que abarca desde la aparición del hombre. Actualmente representa un sector económico fundamental, además de ser indispensable para la alimentación de la población mundial ya que después de la última glaciación, la población humana aumentó masivamente y el hombre se vio obligado a dejar su vida nómada para iniciar una vida sedentaria ocupándose de actividades agrícolas como: esfuerzos para preparar la tierra para cultivos, sembrar, controlar las plagas y cosechar el alimento. En la actualidad alrededor de la mitad de la población mundial se dedica a esta actividad, lo que comprueba el alto valor económico de la agricultura (del Monserrate, 2015). La agricultura moderna para incrementar la producción de cultivos hace uso de algunos agroquímicos, que suelen ocasionar daños al ambiente dependiendo de sus características como: estructura química molecular, solubilidad, persistencia, etc. (Pereira et al., 2016).

La exposición a los componentes tóxicos de los agroquímicos de todos los seres vivos es muy alta, y muchos de estos compuestos son cada vez más persistentes en matrices del ambiente como el aire, el agua y el suelo, causando contaminación difícil de erradicar (Parween et al., 2015). Los daños que la exposición a agroquímicos causa a la salud de los humanos incluyen: enfermedades agudas y crónicas en algunos órganos vitales y sistemas del cuerpo, así como daños en el sistema nervioso durante la gestación (Vázquez et al., 2015). Por otra parte, si hablamos de animales, los residuos de los agroquímicos pueden provocarles cuatro tipos de efectos: 1) ser directamente tóxicos en el organismo, 2) causar resistencia, 3) ser transmitidos a otros organismos, y 4) tener efectos subletales sobre el comportamiento o la reproducción. Los agroquímicos tóxicos pueden entrar en diferentes cuerpos de agua con relativa facilidad, por medio de escorrentía, infiltración, precipitación, partículas de suelo erosionado, etc. lo que ocasiona una importante reducción de la calidad del hábitat para diversos animales, lo que puede ocasionar la muerte de peces y otros tipos de vida que se alimentan de ellos. También se magnifica la transmisión de los agroquímicos a otros organismos que habitan, se alimentan y beben en el lugar, por lo que el caso más grave de contaminación por agroquímicos es a través del agua (Campbell y López, 2014).

Un grupo animal que es especialmente susceptible a la contaminación por agroquímicos son las aves, pues tienen dietas muy amplias y variadas que incluyen los frutos en los cultivos, artrópodos, semillas, peces, anfibios, néctar, mamíferos, carroña, invertebrados y aves más pequeñas y reptiles. Siendo así, las aves de mayor tamaño (aves de presa) las que resultan más afectadas, pues reciben la mayor concentración de residuos al acumular los de todos los organismos que consume, estando por debajo de ellos en la cadena alimenticia, este fenómeno es conocido como “biomagnificación”. Las aves resultan ser bioindicadores ideales de residuos tóxicos de una forma cualitativa y cuantitativa; cualitativamente arrojan información al tener problemas reproductivos, adelgazamiento de la cascara de sus huevos, muerte, etc. y cuantitativamente exponiendo el grado de daño generado al hábitat o ecosistema, o a la comunidad y población de las mismas. Un caso que resultó en el borde de la extinción fue el del Gavilán Euroasiático (*Accipiter nisus L.*), ya que sufrió intoxicación aguda por agroquímicos por medio de sus presas aunado a un fenómeno en el que las cáscaras de sus huevos se adelgazaron debido a estos pesticidas y este proceso redujo su población, pues los adultos rompían accidentalmente sus huevos al incubarlos. (Campbell y López, 2014; Estrada y Soler, 2014; Becker, 2003).

Otro efecto negativo y muy común que suelen causar los agroquímicos a los organismos es la disrupción endocrina, que es la alteración del equilibrio hormonal que provoca diversos efectos adversos sobre la salud. Muchos de los productos químicos que han sido identificados como disruptores endocrinos son los agroquímicos, principalmente plaguicidas. Los disruptores endocrinos actúan interfiriendo con las hormonas naturales, bloquean receptores inhibiendo su acción y terminan interrumpiendo la producción de ciertas hormonas y otras acciones naturales del sistema endócrino. En el ambiente, la fauna es muy vulnerable a estos efectos, destacando las aves, que aunque los efectos varían de acuerdo a especies y del sistema hormonal al que afecten, en anteriores estudios se han reportado niveles anormalmente altos o bajos de ciertas hormonas en la sangre, reducción de la fertilidad, alteraciones óseas, malformaciones y alteraciones de la conducta sexual y del sistema inmunológico. Esto a su vez, trae como consecuencia una mayor susceptibilidad a contraer enfermedades y a ser depredado o parasitado, lo que aumenta la mortalidad y puede reducir el tamaño de su población (Mnif et al., 2011; Schaaf, 2015; Moreno y Núñez 2012).

### ***Contaminantes agrícolas que afectan a la biota***

Con el desarrollo de la agricultura, el hombre se ha dado cuenta de la magnitud de los daños que causan las plagas a sus cultivos, por lo que se ha preocupado desde la antigüedad en controlarlas desde pocas décadas d.C., se comenzaron a utilizar productos químicos para controlarlas como el arsénico zinc, azufre, entre

otros. Sin embargo, la era de los plaguicidas orgánicos sintéticos comenzó hacia la década de 1940, y tuvieron tanto éxito que rápidamente se generalizó su uso y se empezaron a desarrollar nuevos. Actualmente existen unos mil pesticidas químicos de uso común en todo el mundo y de los cuales 250 son utilizados para fines agrícolas. También con el tiempo, se comenzaron a observar algunos efectos negativos por el uso de plaguicidas y empezaron a investigar y registrar los daños que causaban a largo plazo en el ambiente y en los seres vivos, como fitotoxicidad, residuos en tejidos vegetales y animales, aves muertas cerca de campos fumigados, peces muertos en la superficie del agua, y también se concentraban en los niveles tróficos superiores de la cadena alimenticia, los residuos se han encontrado también en los huevos de aves, el aire, el agua y la lluvia (Edwards, 2013).

Algunos de los agroquímicos más utilizados y que aún se comercializan en México son los insecticidas, dentro de los cuales los más vendidos son organofosforados, piretroides, carbamatos y organoclorados. Entre los organoclorados que más se venden se encuentra el Endosulfán, Endrín, Dieldrín y DDT a pesar de su toxicidad, motivo por el cual se ha prohibido su venta en otros países (González et al., 2010, Pérez et al., 2016).

### ***Pesticidas organoclorados***

Los pesticidas organoclorados fueron los primeros insecticidas comercializados. Estos pueden ingresar a los organismos vivos por la piel, y los aparatos digestivo y respiratorio. Presentan la característica de tener una gran solubilidad en las grasas y por lo tanto llegan a tener una alta bioacumulación en los tejidos de los organismos vivos (Karam et al., 2004). Además, tienen un alto potencial de biomagnificación (Narváez et al., 2011). Los organoclorados son compuestos químicos que se destacan por poseer una alta persistencia e hidrofobicidad, lo que los pone en el mismo nivel de toxicidad que los hidrocarburos y metales pesados por su gran capacidad de bioacumulación y biomagnificación en las cadenas tróficas. Son un grupo químicamente muy diverso el cual los seres vivos son incapaces de metabolizar, además, pueden adherirse a algún sólido disponible aumentando su poder contaminante (Mancera-Rodríguez y Álvarez-León, 2005).

### ***El estrés ecológico crónico en las aves***

Uno de los daños a largo plazo que el uso de agroquímicos puede causar a las aves, es un estrés ecológico crónico. El estrés ecológico se refiere a que un individuo se ve afectado en su estabilidad por un agente estresante que desencadena una serie de reacciones fisiológicas y de comportamiento para tratar

de adaptarse a una nueva situación o sobrevivir a algún peligro. El estrés ecológico puede ser momentáneo y beneficioso para escapar de algún peligro o adaptarse a una situación momentánea (como tiempo desfavorable) pero también se puede convertir en crónico si la nueva situación que el individuo enfrenta es persistente, como por ejemplo en presencia de contaminantes en su entorno, falta de alimento, parasitismo, etc. afectando así negativamente su salud y sus actividades normales: de esta manera, disminuye su éxito reproductivo, y por ende el tamaño de su población. Los glucocorticoides (hormonas de respuesta de alerta) liberados en situaciones de estrés cumplen varias funciones en respuesta: (1) cambios en el comportamiento para ayudar al individuo a hacer frente a la tensión (el aumento de la glucogénesis promueve el estado de alerta y de escape, mientras que suprime la reproducción, ayuda a regular el sistema inmunológico, y a movilizar energía), (2) la regulación permisiva de otros sistemas del cuerpo no implicados en la respuesta de estrés agudo (mantener una mayor función cardiovascular), (3) el cese de la respuesta al estrés a través de la retroalimentación negativa de inhibición, recuperación, y preparación para futuros agentes estresantes, esa etapa ayuda al individuo a sobrevivir a la perturbación y luego volver a sus actividades normales una vez que el agente estresante ha desaparecido. Sin embargo, los factores de estrés pueden causar crónicamente sobreestimulación de estas actividades y dar lugar al "estrés crónico" (Ellis et al., 2012). La presencia de residuos agroquímicos en el entorno y en los individuos resulta entonces una fuente de estrés ecológico crónico, lo que podría mermar la condición corporal y buen funcionamiento del sistema inmunológico y como consecuencia disminuir la resistencia a infecciones.

La exposición prolongada a factores de estrés en el ambiente (por ejemplo, fragmentación del hábitat, falta de alimento, perturbaciones antropogénicas como daños físicos al ambiente o contaminación química, presencia de nuevos depredadores, entre otros) conduce a niveles crónicamente elevados de hormonas y anticuerpos de estrés, en particular glucocorticoides que pueden tener efectos perjudiciales sobre el individuo como una respuesta inmune deprimida, reducción de éxito reproductivo, reducción de masa muscular, crecimiento suprimido, movilización de energía (niveles de glucosa en plasma) a partir de las reservas de masa y musculo, lo que es muy útil para soportar o escapar al estrés momentáneo pero que en forma crónica provoca un agotamiento de las reservas de grasa y proteínas reduciendo su condición corporal y pudiendo llevarle a la muerte (Ellis et al., 2012).

Para medir el estrés ecológico, se utilizan indicadores que permiten verificar la integridad de un ecosistema. Se suele considerar que un ecosistema sano perderá especies conforme se someta a condiciones estresantes, sin embargo esto no

siempre resulta cierto, pues en ocasiones especies oportunistas se ven beneficiadas (Gutiérrez, 2015). Para medir o estimar el estrés ecológico crónico en aves, anteriormente se ha estudiado su condición corporal mediante medidas como el peso, presencia de parásitos, enfermedades, etc., puesto que un estrés de tipo crónico suele manifestarse en una disminución del crecimiento, menor energía, menor masa corporal y tasas metabólicas deprimidas, aunado a esto algunas aves han mostrado aumento de corticosterona en el plasma. La corticosterona y otros glucocorticoides son hormonas esteroides adrenocorticales que se elevan en situaciones estresantes, por lo que son indicadores de un estrés tanto eventual como crónico en las aves (Eeva et al., 2003). Otro método de medir el estrés ecológico es a través del conteo de proporciones de diferentes tipos de células blancas (heterófilos y linfocitos) en la sangre, conocido como índice H/L. Este método tiene una ventaja sobre la medición directa de hormonas, ya que la respuesta hormonal es inmediata a la exposición a un factor estresante como puede ser la captura del organismo, mientras que la respuesta en la composición de células blancas se registra hasta una hora después de que el factor estresante apareció. Por lo tanto, este método permite separar el estrés debido a la captura del estrés crónico (Ruiz et al., 2002, Vleck et al., 2000 y Davies, 2008).

### ***Características de los Anticuerpos Aviares***

Una parte de la defensa innata del sistema inmune de los vertebrados, es la proporción de diferentes tipos de células blancas (Heterófilos, Linfocitos, Eosinófilos, Basófilos, Monocitos) cambiando su concentración en respuesta a inflamación y enfermedades, así como por la exposición a estresores ambientales externos. Esto ocurre cuando aumenta la concentración de glucocorticoides en la sangre de las aves, los cuales son liberados por la activación del eje del Hipotálamo-hipófisis-adrenal (HPA) que es un sistema que da respuesta a los eventos estresantes en la vida diaria de los vertebrados. El HPA libera los glucocorticoides como respuesta a diversos estresantes ambientales, sociales e internos para hacer frente y superar las situaciones amenazantes, los glucocorticoides movilizan la energía del individuo para proteger la supervivencia inmediata, y suprimir otras actividades como reproducción, crecimiento, entre otros. La elevación de la relación Heterófilos/Linfocitos (H/L) indica la presencia de elevadas concentraciones de glucocorticoides o su liberación en el flujo sanguíneo (Müller et al., 2010). Los heterófilos y linfocitos son dos de los leucocitos del sistema inmunológico de las aves, los primeros son parecidos a los neutrófilos de los mamíferos en su función, son móviles y pueden salir a vasos sanguíneos para atacar materiales extraños, su aparición por estrés puede ocurrir en procesos inflamatorios e infecciosos agudos, es decir, un estrés crónico, son liberados al flujo sanguíneo unas horas después de que el individuo se ha expuesto a algún

agente estresante. En el caso de los linfocitos, éstos se encuentran en más alta frecuencia que los otros leucocitos, excepto los heterófilos, siendo la proporción normal del 20 al 50%, actúan atacando células infectadas o anormales y produciendo anticuerpos (Gálvez et al., 2009).

Se ha encontrado que en las aves se produce una respuesta difásica al enfrentarse a situaciones de tensión, que involucra cambios en los componentes celulares de la sangre: en la fase moderada se observan heterofilia (incremento de heterófilos) y linfopenia (baja cantidad de linfocitos), en la fase extrema o prolongada se ve una heteropenia (disminución de heterófilos) y una linfocitosis (aumento anormal de linfocitos), se sabe que los organismos responden ante condiciones de estrés sufriendo un retraso en el desarrollo e incrementando sus defensas contra las infecciones bacterianas y parasitarias. La relación heterófilos/linfocitos es un parámetro de estrés en las aves, la relación H/L será mayor a medida que se eleve la intensidad del estrés. Se han observado los cambios de la relación H/L en algunas situaciones de estrés en aves, tales como calor, aislamiento o cambio de parvada donde el H/L incrementa a valores de 0.62 respecto de los valores considerados como “normales” que suelen ser inferiores a 0.45, también se ha descrito que la edad del ave influye mucho en la medida de su H/L, siendo siempre mayor entre más joven sea el organismo (Tejeda et al., 1997).

El valor de la relación H/L en la concentración de la sangre de las aves es importante ya que es una medida de su estrés, debido a que al ocurrir el incremento de los glucocorticoides causa cambios característicos en los leucocitos que pueden ser cuantificados, y esto puede ocurrir horas o días después y esta respuesta en las aves puede ser reconocida por el aumento del número de heterófilos y la disminución del número de linfocitos en la sangre, inmunodepresión, y reducción del peso del cuerpo (Cirule et al., 2012).

### ***Los residuos tóxicos en las aves***

Desde que se comenzó a estudiar la acumulación de agroquímicos tóxicos en las aves, se buscaron métodos no destructivos para determinar la presencia de estos elementos químicos dañinos en aves, cuya toma de muestra no requería sacrificar al organismo, tales como sangre, plumas y aceite de acicalarse obtenido de la glándula uropigéal. El método que se ha utilizado más frecuentemente en estudios de aves es el de plumas, ya que es menos invasivo, de fácil obtención y almacenable y proporciona información referente a la carga interna del organismo de los contaminantes orgánicos persistentes (Jaspers et al., 2007). Estudios recientes recomiendan evaluar diferentes tipos de plumas, como de cola, pecho, primarias y secundarias, para representar mejor los niveles internos de los compuestos agroquímicos (García Fernández et al., 2013; Akhtar et al., 2016). Las

muestras colectadas luego son limpiadas de residuos exógenos, y por medio de procedimientos en laboratorio se extraen los residuos internos acumulados, para finalmente cuantificar las concentraciones de los mismos (Akhtar et al., 2016; Espín et al., 2012).

### **Condición corporal y Parasitemia**

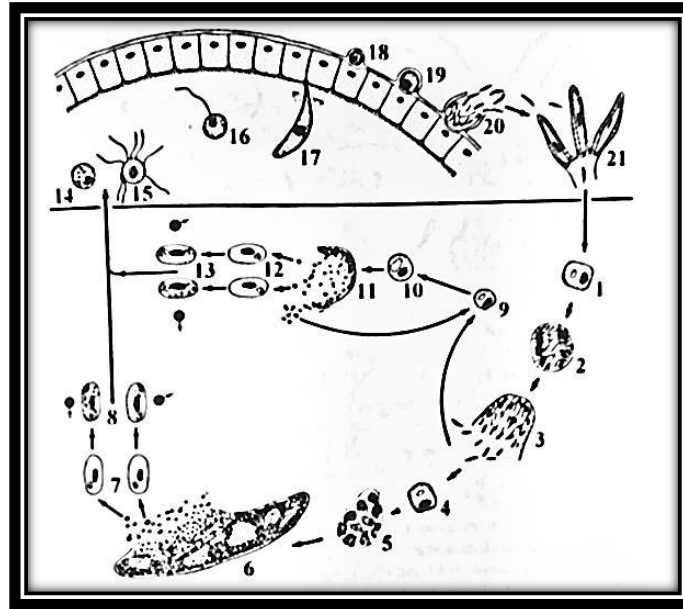
El parasitismo se ha definido como una relación de dos individuos donde el parásito daña a su hospedero y vive a expensas de él (Schmidt & Janovy 2009). Los parásitos son clasificados en dos categorías: ectoparásitos y endoparásitos, los primeros son parásitos que viven fuera del hospedero y los endoparásitos viven dentro de los organismos de los hospederos. Ambos pueden tener impactos significativos sobre la salud de las aves llegando a ser letales, la condición corporal y el sistema inmunológico se ven afectados negativamente. Las aves parasitadas pueden sufrir anemia, reducción de la masa corporal y efectos negativos en la sobrevivencia (Morgan, 2014; Graham et al 2005; Davidar y Morton 2006). Los haemosporidos (Subclase: Haemosporidia, Phylum: Apicomplexa), son endoparásitos intracelulares que pueden afectar negativamente la salud y supervivencia de sus hospederos y por lo tanto pueden tener efectos negativos a nivel de las poblaciones (Valkiunas, 2005).

### **Ciclos de Vida de los Parásitos Haemosporidios**

Los parásitos Haemosporidios que infectan a las aves se dividen en cuatro géneros: *Plasmodium*, *Haemoproteus*, *Fallisia* y *Leucocytozoon* (Valkiunas, 2005). El ciclo de vida de estos hemoparásitos involucra a un vertebrado hospedero que es el ave y un invertebrado vector que es un díptero. El vector es el transmisor del parásito a la sangre del ave, y suelen ser dípteros hematófagos. Durante su ciclo de vida, estos parásitos cambian su forma de reproducción, su hospedero y morfología. Los ciclos varían dependiendo de la especie y género, pero generalmente la reproducción sexual se lleva a cabo dentro del vector y la reproducción asexual en el ave. Inicialmente, cuando un díptero vector se alimenta de la sangre de un ave que está infectada, los gametocitos ingeridos inician una gametogénesis en el intestino medio del vector (oogamia), se forma un cigoto que después se transforma en un ookinete móvil alargado, se convierte en un ooquiste dentro del cual se forman numerosos esporozoitos. Cuando se madura el ooquiste, los esporozoitos se mueven en el hemocele y penetran en las glándulas salivales del vector, de esta manera el vector infecta a otras aves sanas al alimentarse de su sangre pues al hacerlo también secreta de sus glándulas salivales los esporozoitos. La reproducción asexual de estos parásitos da inicio al formarse merontes fuera de los eritrocitos que más tarde maduran en diferentes partes del ave y liberan numerosos merozoites, los merozoites liberados se



introducen en los eritrocitos y con el tiempo se desarrollan en gametocitos maduros (macrogametocitos y microgametocitos), estos gametocitos producirán gametos para la gametogénesis, ya fuera del ave y dentro del vector que se alimenta de ésta (Matta y Rodríguez, 2001; Valkiunas, 2005).



**Figura 1.** Ciclo de vida de los parásitos haemosporidios que ocurre dentro del vector (arriba de la línea) y dentro del hospedero (debajo de la línea). 1: Esporozoito, 2: Meronte con merozoites, 3: Liberación de merozoites, 9: Merozoite intracelular, 7 y 13: Gametocitos masculino y femenino, 14 y 15: Gametos, 16: Fertilización de macrogameto, 17: Ookinete móvil, 18 y 19: Ooquiste, 20: Esporangia, 21: Glándulas salivales. Fuente: Valkiunas, 2005.

### ***Aves-Poblaciones y Enfermedades***

Las aves y el parasitismo en su sangre por haemosporidios son objeto de muchas investigaciones en la actualidad, ya que representan un modelo de estudio de enfermedades que se transmiten por vectores a las aves, situación similar que ocurre con la malaria en humanos, la cual es una enfermedad que causa una situación grave de salud y puede ser mortal. También pueden indicar de manera indirecta la presencia o dispersión de residuos tóxicos derivados de agroquímicos u otras fuentes antrópicas a ciertos hábitat y ecosistemas, ya que un sistema inmunológico alterado por disruptores endócrinos y deprimido puede ser fácilmente parasitado (Matta y Rodríguez, 2001; Estrada y Soler, 2014; Pérez et al., 2014). Sin embargo no se han llevado a cabo estudios que evalúen la relación entre presencia de compuestos tóxicos en el ambiente y susceptibilidad a

parásitos a pesar de que los parásitos Haemosporidios representan una potencial importante causa de la reducción de poblaciones de aves en diferentes ecosistemas debido a que inducen un bajo éxito reproductivo y un aumento de coste de energía de las actividades vitales de las aves, entre otros efectos (Reinoso et al., 2016).

### ***Prevalencia y Parasitemia Reportados en Anteriores Estudios***

Se han realizado estudios previos de la prevalencia (porcentaje de aves del total de una muestra que están parasitados) y parasitemia (número de parásitos presentes en aproximadamente 10,000 eritrocitos de sangre aviar) de los cuatro géneros de parásitos haemosporidios en varias especies de aves en diferentes países del mundo, reportando resultados ampliamente variados, así como la salud o condición corporal que estas aves presentan. Un reciente estudio hecho en fragmentos de bosque en diferentes biomas en Brasil, analizó un total de 124 aves de 12 especies en las que se detectó un 18% de prevalencia positiva (24 muestras) en cuatro de las especies, con los géneros de haemoparásitos *Haemoproteus* y *Plasmodium*, y la familia de aves que destacó en mayor porcentaje de prevalencia positiva (100%) y parasitemia (12) fue Columbidae, sin embargo el autor menciona que estas especies tiene un estatus de conservación de preocupación menor y es una especie invasora en este sitio (Chagas et al., 2015). Tanigawa et al., (2012) investigaron la prevalencia de *Plasmodium*, *Haemoproteus* y *Leucocytozoon* en 55 aves pertenecientes a 33 especies diferentes, en una isla de Japón, y reportaron un 29.1% de prevalencia en aves de los órdenes Passeriformes, Columbiformes, Anseriformes, Ciconiiformes, Falconiformes y Gruiformes. Por otra parte, en Norteamérica un reciente estudio incluyó a 786 aves de 53 especies en el cual la prevalencia de *Haemoproteus* fue significativamente más alta en las aves de la familia Cardinalidae. Además, de entre las especies infectadas con *Plasmodium*, la prevalencia fue significativamente mayor en las especies de carbonero cresta negra (*Baeolophus bicolor*) y cardenal rojo (*Cardinalis cardinalis*), en el caso de *Leucocytozoon* la prevalencia fue mayor en el gorrión de garganta blanca (*Zonotrichia albicollis*). Cabe destacar que este estudio también buscó la relación entre la condición corporal, la parasitemia y prevalencia, así como otros factores del ambiente encontrando que la correlación entre altura de nido e infección de haemoparásitos tiende a ser más alta que la relación entre prevalencia y brillo del plumaje, aunque en general, encontraron pocos efectos del parasitismo en los marcadores de salud medidos en dicho estudio (Astudillo et al., 2013). Scheuerlein y Ricklefs (2004) obtuvieron en su estudio una prevalencia del 26% en aves Paseriformes, y además encontraron una relación positiva de la prevalencia con el brillo del plumaje de los machos y la masa corporal de las aves. Una prevalencia similar,

del 15.8%, obtuvieron Sebaio et al. (2012), siendo la familia Muscipidae en la que mayor número de individuos presentó prevalencia positiva, además, en su estudio encontraron que la infección aumenta significativamente en las aves en temporadas de lluvia, a diferencia de las estaciones secas.

## **Objetivo General**

- Determinar la relación entre las concentraciones de agroquímicos plaguicidas organoclorados encontrados en plumas de las aves y los patrones de prevalencia y parasitemia de parásitos haemosporidios, así como la condición corporal y estrés ecológico evaluado mediante la proporción de heterófilos:linfocitos en aves en una región agrícola con presencia de compuestos organoclorados.

## **Objetivos Particulares**

- Determinar la presencia y concentración de residuos de agroquímicos organoclorados en plumas de aves.
  - Detectar y determinar la prevalencia y parasitemia de parásitos haemosporidios en aves de las familias Fringillidae, Cardinalidae y Columbidae que habitan una zona con actividad agrícola con presencia de compuestos organoclorados.
  - Medir la condición corporal de las aves.
  - Medir la relación Heterófilos/Linfocitos (estrés ecológico) en las aves.
  - Determinar el efecto de la concentración de agroquímicos organoclorados en plumas sobre la prevalencia y parasitemia de aves en una zona con actividad agrícola.
  - Determinar el efecto de la concentración de agroquímicos organoclorados en plumas sobre la condición corporal en aves en una zona con actividad agrícola.
- Determinar el efecto de la concentración de agroquímicos organoclorados en plumas sobre la relación Heterófilos/Linfocitos.

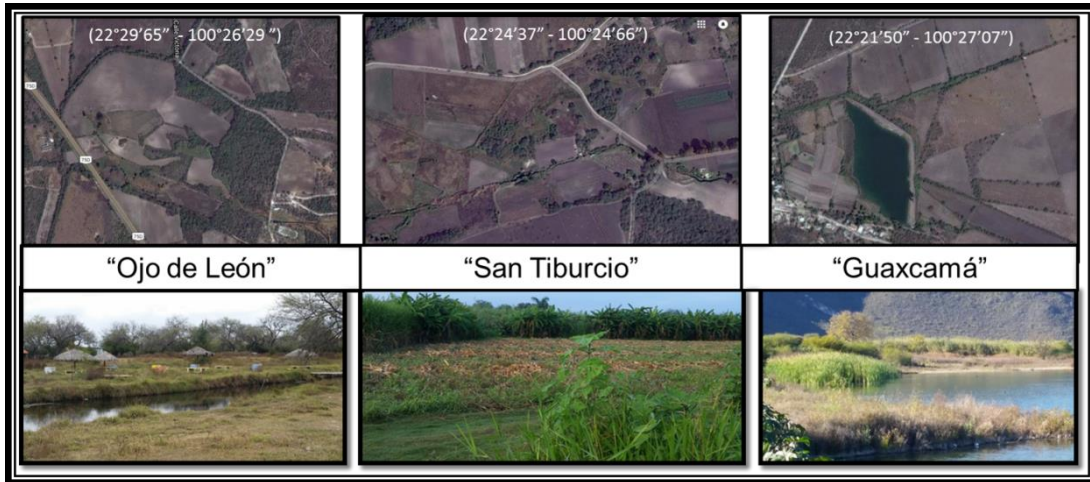
## **Hipótesis**

Con el aumento en la concentración de plaguicidas organoclorados en plumas de aves, la prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios aumentan, la condición corporal disminuye y el estrés ecológico, estimado mediante la proporción de heterófilos:linfocitos incrementa. Finalmente, existirá una diferencia entre especies en las respuestas observadas.

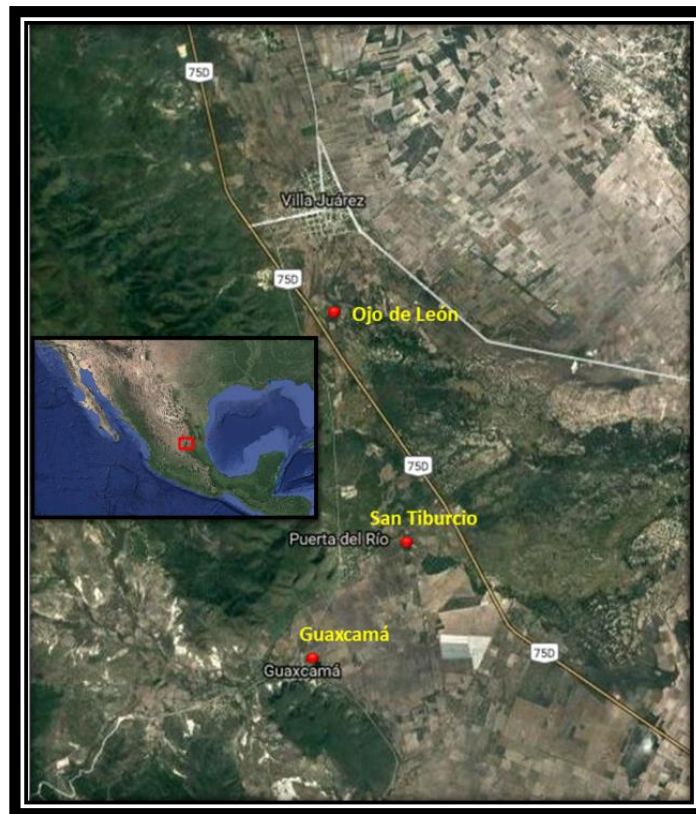
## **Materiales y Métodos**

### **Sitio de Estudio**

El sitio de estudio se ubica en la zona media del estado de San Luis Potosí, en el municipio de Villa Juárez. El clima es templado semi-cálido con una temperatura media anual de 21°C, y una precipitación anual promedio de 549 mm, siendo el máximo periodo de lluvia del mes de Mayo a Septiembre. La fauna que predomina en la zona incluye vertebrados terrestres como la Víbora de Cascabel (*Crotalus spp.*), Coyote (*Canis latrans*), Tejón (*Taxidea taxus*), Mapache (*Procyon lotor*), Liebre (*Lepus californicus*), Armadillo (*Dasypus novemcinctus*), y una alta diversidad de aves silvestres, entre otros. La flora se compone principalmente de matorral desértico micrófilo y rosetofolio en el que predominan especies vegetales como Mezquite (*Prosopis spp.*), Huizache (*Acacia farnesiana*), Hojasen (*Cassia fistula*), Granjeno (*Celtis pallida*), Maguey (*Agave salmiana*, *Aloe vera*, *Agave lechuguilla*, *Agave angustifolia*, *Agave americana*), *Yucca*, gramíneas, Nopal (*Opuntia spp.*), entre otras. Se realizó un muestreo de aves en 3 sitios con presencia de actividad agrícola y cuerpos de agua. La distancia entre sitios de estudio es mayor a 2 km, lo cual garantiza la independencia entre sitios al rebasar la distancia que recorren las especies bajo estudio. El primer sitio está ubicado en el ejido “Ojo de León” en las coordenadas (22°29’65”N, -100°26’29”W), donde existe un manantial de agua natural con varios nacimientos y en el que predominan especies de fauna acuática como sardinas, mojarras, culebras, tortugas, sapos y ranas entre otros. El segundo sitio de estudio fue en el ejido “San Tiburcio” en las coordenadas geográficas (22°24’37”N, -100°24’66”W), cuenta con un río de agua corriente que se origina de manantiales ubicados a más de dos kilómetros de distancia de este lugar y presenta vegetación ribereña alrededor como son Ahuehetes (*Taxodium mucronatum*), Sauces (*Salix babylonica*), Tule (*Schoenoplectus spp.*), Carrizo (*Arundo donax*), entre otras. El tercer sitio, en el ejido “Guaxcamá” ubicado en las coordenadas (22°21’50”N, -100°27’07”W) cuenta con una presa de agua estática, y se tienen un par de acequias con agua corriente proveniente de manantiales que desembocan en la presa. En la que predominan especies de peces introducidos, ranas, sapos y patos (Figuras 2 y 3) (INAFED, 2010). El muestreo se realizó en una temporada que comprende los meses de Junio a Septiembre, meses en los que los cultivos se encuentran en desarrollo y se aplican agroquímicos en la zona.



**Figura 2.** Sitios de estudio, donde se aprecia que se ubican dentro de una matriz agrícola y que cuentan con cuerpos de agua, también una vista desde suelo de cada sitio. Fuente: Google Maps.



**Figura 3.** Sitios de estudio, ubicados en la zona media de San Luis Potosí, en el Centro de México, con una distancia entre ellos mayor a dos kilómetros. Fuente: Google Maps.

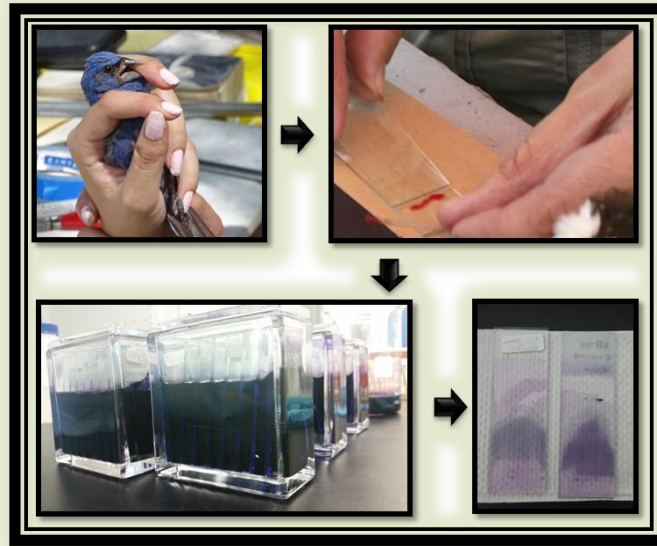
## ***Captura de Aves***

Para capturar a las aves y obtener muestras de sangre y las medidas para conocer su condición corporal, y plumas para cuantificar residuos de agroquímicos, se siguió un método recomendado por Bloom et al. (2007) y Ralph et al., (1996). En cada sitio de muestreo se colocaron doce redes de niebla las cuales se operaron desde las siete de la mañana hasta las siete de la tarde, estas redes se revisaron cada veinte minutos y se liberaron de las redes a las aves capturadas en esos lapsos de tiempo para inmediatamente registrar sus medidas corporales como: longitud de ala, longitud de cola, longitud total, longitud de tarso, culmen y registrar su peso. También se determinó la especie, osificación, edad, sexo, mudas en plumas, y marcaje (colocando un anillo de aluminio con un número de identificación en su pata, el cual será de utilidad en futuros estudios de aves en la región). Una vez realizado esto, se liberaron a las aves en el mismo sitio (Dunn et al., 2004; Benítez et al., 2016; Chapa et al., 2010; Labocha et al., 2012). Todas las capturas se realizaron utilizando un permiso de colecta científica expedido por la SEMARNAT (Permiso FAUT- 0157, SEMARNAT, México)

## ***Muestras de Sangre***

Para tomar muestras de sangre de las aves, se siguieron los métodos descritos por Alarcón et al. (2015). Cada ave capturada se inmovilizó y con un algodón bañado en alcohol se limpió el área aledaña a la vena braquial del ala del ave, en la cual se realizó una punción con una aguja y con un tubo capilar se colectó sangre para posteriormente colocarla en tres portaobjetos y realizar tres frotis sanguíneos. Cada frotis fue etiquetado con el nombre de la especie de cada ave, número de anillo y fecha de captura. Después, los frotis etiquetados se fijaron introduciéndolos durante cinco minutos en un recipiente con metanol al 100%, se secaron y se guardaron para su posterior tinción. En laboratorio, algunos días después, se preparó un buffer salino con un litro de agua destilada ( $\text{dH}_2\text{O}$ ), un gramo de fosfato de sodio di-básico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ) y 0,7 gramos de fosfato de potasio monobásico ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ), el pH del buffer se ajustó a 7.0, posteriormente se mezcló este buffer salino con solución de Giemsa en una proporción de una parte de Giemsa por 10 partes de Buffer, esta mezcla se vació en cajas Coplin y ahí se introdujeron los frotis sanguíneos por un tiempo de 50 minutos, se sacaron, se enjuagaron y secaron, de esta manera quedaron listos para su observación al microscopio (Figura 4).





**Figura 4.** Procedimiento de obtención de frotis sanguíneos de cada ave capturada y posterior tinción con Giemsa para la observación al microscopio de estructuras endoparasitarias intracelulares, así como conteo de anticuerpos heterófilos y linfocitos.

### ***Muestras de Plumas***

De cada ave capturada, se colectaron dos plumas de la cola, dos de las alas y varias del cuerpo (abdomen, pecho y espalda). Las plumas colectadas fueron almacenadas en una bolsa de papel por cada individuo, se etiquetaron con el nombre de la especie, sitio de muestreo, fecha de captura y número de anillo del ave y se almacenaron para su posterior análisis en laboratorio (Figura 5).



**Figura 5.** Proceso de colecta de plumas. En cada ave capturada, se colectaron plumas de ala, cola, pecho y espalda.

### **Análisis de Plumas**

En el laboratorio se llevó a cabo el análisis de residuos de plaguicidas organoclorados siguiendo los métodos de Covaci *et al.* (2002) y Dauwe *et al.* (2005), como se describe a continuación:

1. Las plumas se colocaron en cajas de Petri y se lavaron con tritón al 1% y posteriormente se enjuagaron con agua destilada para eliminar la contaminación de las muestras.
2. Una vez lavadas, las plumas fueron cortadas en pequeños pedazos y se dejaron secar a temperatura ambiente durante 12 horas.
3. Posteriormente, cada muestra de plumas trituradas fue pesada en una balanza analítica y se incubó durante toda la noche a una temperatura de 40°C en 4ml de HCl (4M) con una mezcla de 3ml de hexano: diclorometano en una proporción de 4 a 1 (4:1, v/v). Se realizó una extracción del hexano: diclorometano con los compuestos liberados por las plumas durante la noche, después se aplicó nuevamente hexano: diclorometano y las muestras fueron colocadas en baño ultrasónico durante 30 minutos para digerir completamente el tejido, se realizó una segunda extracción del hexano: diclorometano con los compuestos liberados por las plumas durante el baño ultrasónico, nuevamente se le agregó a cada muestra hexano: diclorometano y se colocaron en el baño ultrasónico durante 30

minutos, para hacer una última extracción del hexano: diclorometano con los compuestos liberados por las plumas en el baño ultrasónico.

4. Posterior a la digestión, se realizó la extracción de los compuestos en dos etapas por medio del procedimiento líquido-líquido con una mezcla de 2 x 4 ml de hexano: diclorometano (4:1, v/v). Para esto, primero se purificaron los compuestos utilizando columnas cromatográficas empacadas con 1 g de gel de sílice y cubiertas con 0.5 g de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> anhidro, y se acondicionaron con una mezcla de 2 ml de hexano: diclorometano (1:1, v/v) y 2 ml de hexano. En seguida se combinaron las dos fracciones y se purificaron en las columnas cromatográficas, eluyéndolas con una mezcla de 4 mL de hexano: diclorometano (1:1, v/v). A los eluatos finales se les agregaron dos gotas de tolueno y se dejaron secar en una campana de extracción durante toda la noche. Al día siguiente, las muestras fueron reconstituidas con hexano y se colocaron en viales para su posterior inyección en un cromatógrafo de gases con detector de micro captura de electrones marca Agilent. En el cromatógrafo de gases utilizado para detectar OCs en las muestras de plumas, se buscó un total de veintidós diferentes compuestos.
5. Para cuantificar los pesticidas organoclorados de las plumas obtenidas en el cromatógrafo, éstas fueron convertidas en unidades µg/g de acuerdo a la ecuación:

$$\mu\text{g g}^{-1} = (A_m/A_e) \times (C_{Est}) \times (V_v/W_m)$$

Donde: W<sub>m</sub> = peso de la muestra (g)

A<sub>m</sub> = Área de la muestra

A<sub>e</sub> = Área estándar

C<sub>Est</sub> = Concentración estándar (µg g<sup>-1</sup>)

V<sub>v</sub> = Volumen del vial (mL).

Se realizó la sumatoria de las concentraciones detectadas de los plaguicidas organoclorados por familia o grupo químico.

### ***Prevalencia y Parasitemia de Parásitos Haemosporidios***

Para registrar la prevalencia y parasitemia de haemosporidios en cada frotis sanguíneo de las aves capturadas de las familias Fringillidae, Cardinalidae y Columbidae, se procedió a utilizar un microscopio óptico marca Leica modelo DM 1000 con un objetivo de 100x, a cada frotis sanguíneo se le aplicó una gota de aceite de inmersión antes de colocarlo en el microscopio, una vez enfocado se observaron detenidamente 20 campos (área de visualización del frotis en el microscopio inmóvil) de cada frotis y la prevalencia se marcó como positiva (con valores binarios: 1 para prevalencia positiva y 0 para prevalencia negativa) al observarse por lo menos un parásito dentro de los eritrocitos en todo el frotis. La

parasitemia en cada una de las tres familias incluidas en el estudio fue descrita al observar en los veinte campos (aproximadamente 10,000 eritrocitos) de las tres repeticiones de frotis sanguíneos y determinar la densidad de parásitos en dichos campos (número de parásitos en 10,000 eritrocitos), así como estadios de desarrollo con ayuda de la guía morfo-fisiológica (Valkiūnas, 2005).

### **Relación Heterófilos/Linfocitos**

Para estimar la relación heterófilos/linfocitos, todos los frotis sanguíneos fueron analizados en el microscopio óptico con un objetivo de 100x, se observaron detenidamente 20 campos de cada uno considerando aproximadamente 10,000 células rojas y se tomó información referente a la cantidad de anticuerpos heterófilos y la cantidad de linfocitos presentes en esos campos (Cadena, 2015). La proporción de heterófilos/linfocitos fue utilizada como una medida de estrés ecológico.

### **Condición Corporal**

La condición corporal fue determinada para cada individuo de las tres familias de ave estudiadas, mediante el método “Índice de masa escalada” (SMI, por sus siglas en inglés) descrito por Peig y Green (2009), el cual está basado en la relación entre el peso corporal y la medida lineal de la longitud de ala de cada individuo. Entonces, se utilizaron las medidas de longitud de ala en milímetros y peso en gramos de cada ave que fue registrada al momento de su captura, siguiendo la fórmula:

$$\hat{M}_i = M_i \frac{L_0}{L_i}^{b_{SMA}}$$

Donde:  $M_i$ = masa corporal

$L_i$ = medida lineal del cuerpo del individuo

$b_{SMA}$ = exponente de escala estimado por la regresión SMA de M en L

$L_0$ = valor arbitrario de L (valor de la media aritmética para la población del estudio).

### **Análisis Estadístico**

Las medias de porcentajes de prevalencia e intensidad de parasitismo (parasitemia) y sus intervalos de confianza de 95 % fueron calculados para toda la muestra de cada una de las tres familias de aves incluidas en el estudio por medio

del programa Quantitative Parasitology QPweb software. Los intervalos de confianza para la prevalencia se calcularon con el método de Sterne y para la parasitemia con el método de Accelerated Bootstrap Confidence (BCa), con 2000 repeticiones Bootstrap (Efron 1987; Reiczig et al., 2013).

Adicionalmente, se utilizaron modelos lineales generalizados para evaluar el efecto de las concentraciones de los compuestos organoclorados sobre el SMI, HL, prevalencia y parasitemia. Se empleó un modelo con una distribución normal para el índice HL y para el SMI, distribución exponencial negativa para el caso de la parasitemia, y distribución binomial con función de enlace “logit” para prevalencia. Para el análisis de parasitemia, solamente se utilizaron los datos correspondientes a aquellas muestras que tuvieron prevalencia positiva.

Posteriormente se llevó a cabo el proceso de selección de modelos e inferencia multimodelos. Se generó un modelo global para cada una de las cuatro variables de respuesta incluyendo todas las variables explicativas de concentración de cada tipo de contaminante. La selección de modelos y la inferencia a partir de modelos múltiples para los GMLs se hicieron de acuerdo a Grueber et al., (2011) y Burnham y Anderson (2002). Se utilizó el criterio de información Akaike para tamaños de muestra pequeños ( $AIC_c$ ) y pesos de Akaike ( $w_i$ ) para comparar simultáneamente el poder explicativo y parsimonia entre varios modelos lineales generalizados originados de un modelo global, y considerando la hipótesis de las relaciones de los efectos de las variables explicativas que influyen en la prevalencia, parasitemia, HL y SMI. Los pesos de Akaike ( $w_i$ ) son una medida estandarizada de cada modelo con respecto a los demás, tal que la suma de los pesos es igual a 1, y el modelo con mayor soporte por parte de los datos tendrá el valor más grande de peso de Akaike. Para evaluar el ajuste del modelo global de prevalencia se empleó la prueba de bondad de ajuste Hosmer-Lemeshow. Se utilizó el software “R” y la biblioteca “arm” para estandarizar las variables explicativas de acuerdo con Gelman et al. (2008), a continuación se generaron sub-modelos utilizando la biblioteca “MuMin”. Las diferencias en criterios de Akaike ( $\Delta AIC_c$ ) y  $w_i$  se utilizaron para clasificar los modelos de mejor a menor apoyados por los datos. Las diferencias de Akaike ( $\Delta AIC_c$ ) se calculan mediante la diferencia del peso de Akaike para el modelo de mayor soporte y cada uno de los modelos, de manera que el modelo de mayor soporte tiene una diferencia de Akaike de cero. Debido a que generalmente existe una alta incertidumbre en términos de cual modelo es el más cercano a la realidad, es riesgoso realizar la inferencia con base en el modelo mejor soportado por los datos y por lo tanto se recomienda realizar la inferencia con base en múltiples modelos (Burnham y Anderson (2002)). De hecho, se ha sugerido que los modelos con un valor de  $\Delta AIC_c \leq 2$  son modelos equivalentes al modelo mejor soportado por los datos (Burnham y Anderson (2002)). Los modelos superiores se seleccionaron utilizando un corte diferente de  $\Delta AIC_c$  para cada

análisis para obtener al menos tres modelos para estimar los parámetros promediados entre modelos. Después, se realizó la inferencia a partir de múltiples modelos obteniendo las estimaciones de los parámetros promediados a través de los modelos basados en parámetros de los conjuntos de modelos mejor soportados por los datos, adquiridos en el paso anterior, utilizando el promedio natural como lo sugieren Grueber et al. (2011). Para cada parámetro se calcularon los intervalos de confianza y se obtuvo su respectivo valor de importancia relativa y su valor de P. Finalmente, se usaron estimaciones de parámetros promediados y sus errores estándar para trazar las predicciones de variables de respuesta para diferentes valores de cada uno de los predictores que tienen un valor de importancia relativa alto. Los modelos lineales generalizados, selección de modelos, promediación de parámetros y las predicciones se llevaron a cabo utilizando el programa R (R Development Core Team R, 2011).

## Resultados:

### Captura

En los tres sitios de muestreo se capturaron un total de 205 aves de 36 especies. Sin embargo, para los propósitos de este estudio únicamente se consideraron las tres familias más abundantes de los tres sitios: Cardinalidae, Columbidae y Fringillidae que en conjunto suman un total de 88 capturas. A nivel de familia, los tamaños de muestra fueron: Cardinalidae 27 individuos de las especies *Passerina caerulea* y *Passerina versicolor*, Columbidae con 21 capturas de las especies *Columbina passerina* y *Zenaida asiática* y Fringillidae con 40 capturas de la especie *Spinus psaltria* (Tabla 1), La mayoría de los ejemplares fueron capturados en zonas de cultivo de maíz (*Zea mays*), maleza alta del género *Helianthus*, y árboles de Mezquite (*Prosopis glandulosa*), Huizache (*Acacia farnesiana*) y Ahuehuete (*Taxodium mucronatum*), siendo muy similares el tipo de vegetación y fauna en los tres sitios.

**Tabla 1.** Individuos capturados de las 3 familias más representativas capturados por sitio.

Sitio de muestreo	No. Aves capturadas	Familia
Ojo de León	7	Fringillidae
San Tiburcio	20	Fringillidae
Guaxcamá	13	Fringillidae
Ojo de León	4	Cardinalidae
San Tiburcio	22	Cardinalidae
Guaxcamá	1	Cardinalidae
Ojo de León	13	Columbidae
San Tiburcio	4	Columbidae
Guaxcamá	4	Columbidae
Total	88	

### Detección de Agroquímicos Organoclorados en Plumas

En las plumas de las aves de las tres familias estudiadas, se detectaron un total de dieciocho compuestos organoclorados (Tabla 2), las aves presentaron en promedio 5 organoclorados (OCs) distintos y un 96.5% de todas las aves presentaron al menos un tipo de organoclorado (Tabla 3). En total se encontraron dieciocho compuestos organoclorados en el conjunto de todas las plumas analizadas.

En la familia Fringillidae, el organoclorado que se presentó en mayor concentración fue Endosulfán I (a); en la familia Cardinalidae Heptacloro y en la familia Columbidae pp DDT (Tabla 4).

**Tabla 2.** Total de compuestos organoclorados buscados y detectados en las plumas de las ochenta y ocho aves analizadas. HCH: Hexaclorociclohexano, DDD: Dicloro difenil dicloroetano, DDE: Dicloro difenil dicloroetileno, DDT: Dicloro difenil tricloroetano.

<b>Compuestos organoclorados buscados</b>	<b>Compuestos organoclorados detectados</b>
Aldrín	✓
Alfa HCH	✓
Beta HCH	x
Cis Clordano	✓
Delta HCH	✓
Dieldrín	✓
Endosulfán I (a)	✓
Endosulfán II (b)	✓
Endosulfán Sulfato	✓
Endrín	✓
Endrín Aldehído	✓
Epóxido Heptacloro	✓
Gama HCH	✓
Heptacloro	✓
Metoxicloro	✓
op DDD	x
op DDE	x
op DDT	x
pp DDD	✓
pp DDE	✓
pp DDT	✓
Trans Gama Clordano	✓



**Tabla 3.** Porcentaje de contaminación con organoclorados en individuos muestreados, así como cantidad de OCs diferentes en cada familia.

<b>Familia</b>	<b>No. De muestras analizadas</b>	<b>Porcentaje de Aves contaminadas con OCs</b>	<b>Cantidad de OCs diferentes detectados en las plumas</b>	<b>Promedio de OCs presentes por ave</b>
Fringillidae	40	92.5%	17	4.17
Cardinalidae	27	100%	18	5.51
Columbidae	21	100%	17	5.80
Todas las familias	88	96.5%	18	5.0

**Tabla 4.** Rango de concentración en partes por millón (ppm) de cada uno de los organoclorados detectados en las plumas de las aves capturadas de cada una de las familias (Fringillidae, Cardinalidae y Columbidae). HCH: Hexaclorociclohexano, DDD: Dicloro difenil dicloroetano, DDE: Dicloro difenil dicloroetileno, DDT: Dicloro difenil tricloroetano.

<b>Organoclorado</b>	<b>Concentración más alta (ppm)</b>	<b>Concentración más baja (ppm)</b>	<b>Familia</b>
Aldrín	0.021498	0.021498	Cardinalidae
Aldrín	0.012474	0.012474	Columbidae
Alfa HCH	0.101267	0.101267	Cardinalidae
Cis Clordano	0.38796136	0.04341002	Fringillidae
Cis Clordano	0.263903	0.025051	Cardinalidae
Cis Clordano	0.183601	0.010086	Columbidae
Delta HCH	0.43387727	0.03535836	Fringillidae
Delta HCH	0.405379	0.030473	Cardinalidae
Delta HCH	0.234293	0.020318	Columbidae
Dieldrín	0.34286537	0.04353157	Fringillidae
Dieldrín	0.070485	0.01791	Cardinalidae
Dieldrín	0.030161	0.007021	Columbidae
Endosulfán I (a)	1.33654604	0.04634026	Fringillidae
Endosulfán I (a)	0.404636	0.026172	Cardinalidae
Endosulfán I (a)	0.119254	0.013537	Columbidae
Endosulfán II (b)	0.52351899	0.0736297	Fringillidae
Endosulfán II (b)	0.521377	0.030592	Cardinalidae
Endosulfán II (b)	0.163304	0.007229	Columbidae
Endosulfán Sulfato	0.22065696	0.08454614	Fringillidae
Endosulfán Sulfato	0.094498	0.023915	Cardinalidae

Endosulfán Sulfato	0.059613	0.024465	Columbidae
Endrín	0.16545225	0.16126631	Fringillidae
Endrín	0.430818	0.066018	Cardinalidae
Endrín	0.15027	0.017101	Columbidae
Endrín Aldehído	0.29544666	0.03084277	Fringillidae
Endrín Aldehído	0.55806	0.030843	Cardinalidae
Endrín Aldehído	0.115402	0.017574	Columbidae
Epóxido	0.1243279	0.1243279	Fringillidae
Heptacloro			
Epóxido	0.047053	0.021899	Cardinalidae
Heptacloro			
Gama HCH	0.03003664	0.03003664	Fringillidae
Gama HCH	0.15593	0.030037	Cardinalidae
Gama HCH	0.018878	0.018878	Columbidae
Heptacloro	0.40252529	0.11477458	Fringillidae
Heptacloro	0.562724	0.03481	Cardinalidae
Heptacloro	0.323145	0.017703	Columbidae
Metoxicloro	0.22151867	0.18931185	Fringillidae
Metoxicloro	0.182608	0.141125	Cardinalidae
Metoxicloro	0.221519	0.057168	Columbidae
pp DDD	0.082486	0.07403791	Fringillidae
pp DDD	0.547647	0.042573	Cardinalidae
pp DDD	0.095073	0.052584	Columbidae
pp DDE	0.95380073	0.04570425	Fringillidae
pp DDE	0.348368	0.032826	Cardinalidae
pp DDE	0.102977	0.007706	Columbidae
pp DDT	0.63121228	0.03117942	Fringillidae
pp DDT	0.539125	0.030342	Cardinalidae
pp DDT	1.429884	0.050565	Columbidae
Trans Gama	0.42116495	0.06030462	Fringillidae
Clordano			
Trans Gama	0.035141	0.035141	Cardinalidae
Clordano			
Trans Gama	0.082486	0.082486	Columbidae
Clordano			

### ***Prevalencia de parásitos haemosporidios***

La prevalencia de haemosporidios fue mayor en la familia Columbidae que en las familias Cardinalidae y Fringillidae (Tabla 5).

Para el análisis estadístico de la familia Cardinalidae, el modelo que recibió mayor soporte por parte de los datos fue el que contiene Endosulfán II (b) como única variable explicativa, esta variable, de hecho estuvo presente en todos los modelos seleccionados por el algoritmo. Ningún otro modelo recibió soporte por parte de

los datos equivalente al mejor modelo ( $\Delta AIC > 2$ , Tabla 6). Con base en los parámetros promediados (Tabla 7), la prevalencia disminuyó conforme se incrementó la concentración de Endosulfán II (b) (Gráfica 1). Ninguna otra variable tuvo un valor de importancia elevado o con un efecto sustancial sobre la prevalencia en la familia Cardinalidae. En el caso de la familia Columbidae, el modelo global se ajustó a los datos de manera acercada ( $X^2=3.98$ ,  $P=0.78$ ). El modelo con las variables Endosulfán I (a) + Endosulfán II (b) + Heptacloro fue el que recibió mayor soporte de los datos (Tabla 8), pero dos modelos adicionales que en conjunto incluyen a las variables Endosulfán I (a), Endosulfán II (b),  $\Delta HCH$  y Heptacloro recibieron soporte por parte de los datos equivalente al mejor modelo ( $\Delta AICc \leq 2$ ). Con base en los parámetros promediados y sus errores estándar (Tabla 9), la prevalencia disminuyó conforme se incrementó la concentración de Endosulfán I (a) y Endosulfán II (b) (Gráficas 2 y 3, respectivamente), conforme se incrementó la concentración de Heptacloro, aumentó la prevalencia (Gráfica 4). Ninguna otra variable explicativa tuvo un valor de importancia o efecto significativo sobre la prevalencia en esta familia de aves. Para el caso de la familia Fringillidae, la prevalencia registrada fue muy baja, registrándose muy poca variación en esta variable en la base de datos, esto provocó que el algoritmo no generara resultados robustos y por lo tanto no fue posible llevar a cabo el análisis.

**Tabla 5.** Porcentaje de aves de cada familia del total de la muestra con infección por haemosporidios. Los porcentajes fueron calculados con el programa Quantitative Parasitology QPweb software, con un nivel de confianza del 95%.

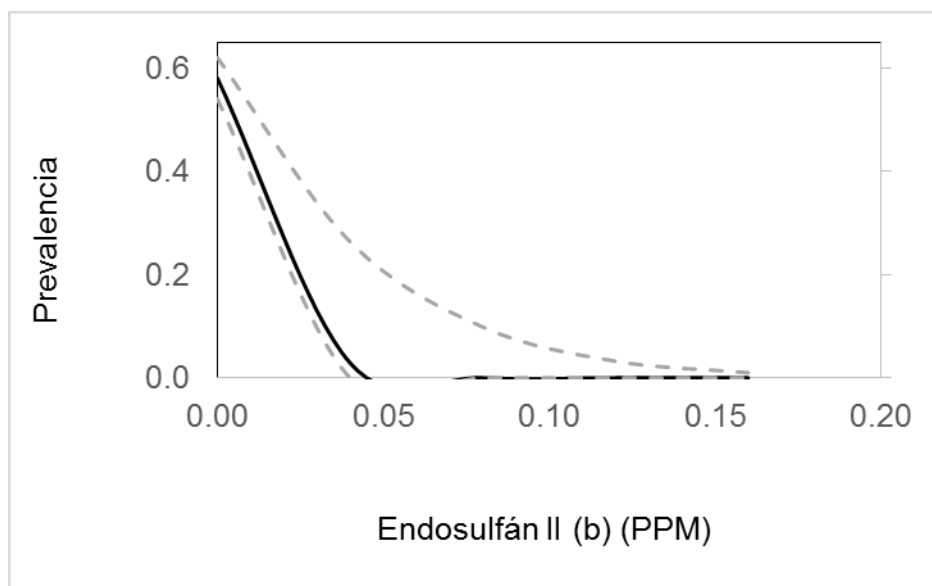
<b>Porcentaje Prevalencia media Positiva</b>	<b>Intervalo de Confianza inferior (95%)</b>	<b>Intervalo de Confianza superior (95%)</b>	<b>Familia</b>
20%	0.094	0.349	Fringillidae
7.4%	0.013	0.237	Cardinalidae
33.3%	0.159	0.551	Columbidae

**Tabla 6.** Selección de modelos para prevalencia en la familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike para los mejores modelos, w<sub>i</sub>: peso de Akaike de cada modelo.

<b>Modelo</b>	<b>K</b>	<b>logLik</b>	<b>AIC<sub>c</sub></b>	<b>ΔAIC<sub>c</sub></b>	<b>w<sub>i</sub></b>
Endosulfán II (b)	2	-9.315	23.33	0	0.483
Endosulfán II (b) + ΔHCH	3	-9.13	25.74	2.38	0.147
Endosulfán II (b) + Heptacloro	3	-9.298	26.011	2.71	0.125
Endosulfán II (b) + Endrín Aldehído	3	-9.313	26.07	2.74	0.123
Endosulfán II (b) + pp DDE	3	-9.315	26.019	2.75	0.122

**Tabla 7.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Cardinalidae.

<b>Parámetro</b>	<b>Estimado</b>	<b>EE</b>	<b>P</b>	<b>Importancia</b>
Intercepto	-3.03	2.15	0.0525	
Endosulfán II (b)	-10.3	7.14	0.0803	1
ΔHCH	-1.26	2.11	0.1435	0.15
Heptacloro	0.296	1.61	0.3974	0.12
Endrín Aldehído	0.132	1.92	0.3269	0.12
pp DDE	4.14E <sup>-04</sup>	1.37	0.1583	0.12



**Gráfica 1.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en las plumas de las aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

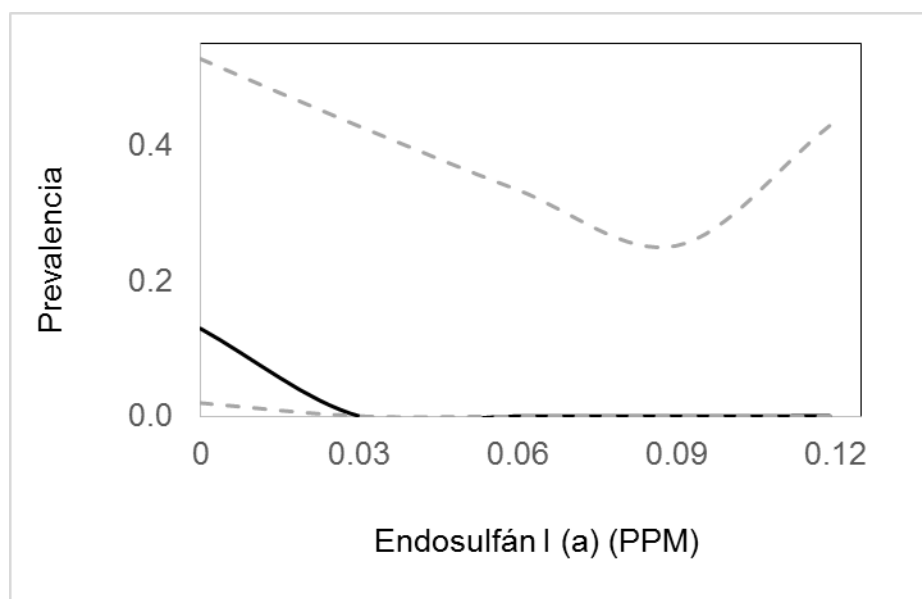
**Tabla 8.** Selección de modelos que explican la variación en prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

Modelo	K	logLik	AIC <sub>c</sub>	ΔAIC <sub>c</sub>	w <sub>i</sub>
Endosulfán I (a) + Endosulfán II (b) + Heptacloro	4	-5.959	22.4	0	0.382
Endosulfán I (a) + Endosulfán II (b) + ΔHCH + Heptacloro	5	-4.622	23.2	0.83	0.253
Endosulfán II (b) + Heptacloro	2	-9.315	23.3	0.88	0.247

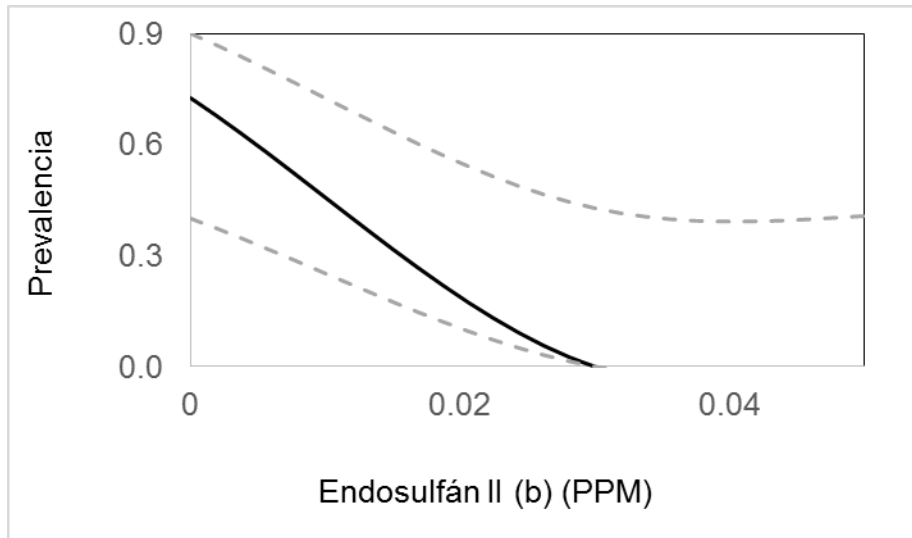
Endosulfán II (b)	3	-8.681	24.8	2.36	0.118
----------------------	---	--------	------	------	-------

**Tabla 9.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae.

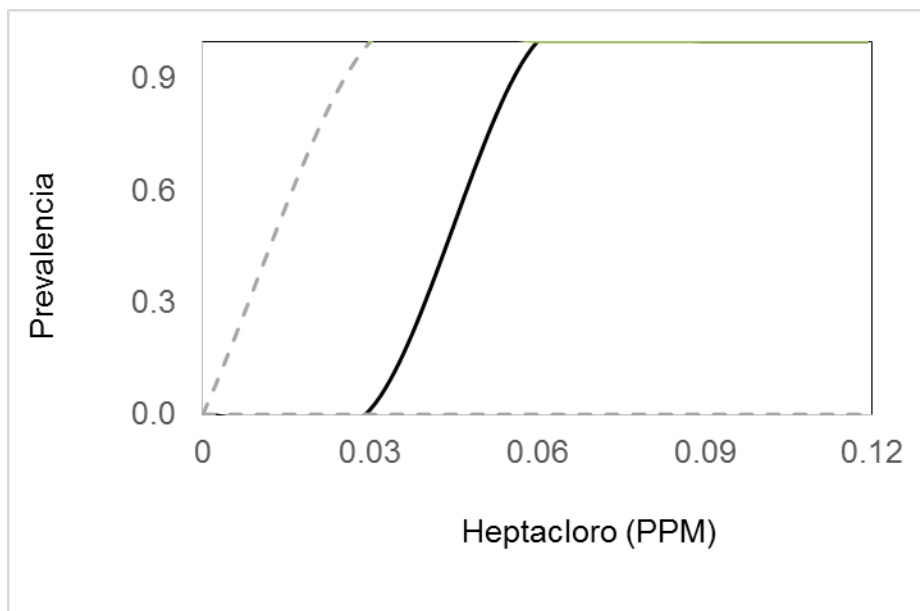
Parámetro	Estimado	EE	P	Importancia
Intercepto	-8.3	8.014	0.154	
Endosulfán I (a)	-17.812	16.709	0.193	1
Endosulfán II (b)	-28.524	28.459	0.188	0.75
Heptacloro	27.678	22.948	0.147	0.64
$\Delta$ HCH	-11.046	11.808	0.35	0.25



**Gráfica 2.** Efecto de la concentración del Endosulfán I (a) en las plumas de las aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



**Gráfica 3.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas de aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



**Gráfica 4.** Efecto de la concentración del Heptacloro en plumas de aves sobre la prevalencia de parásitos haemosporidios en las aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

## **Parasitemia**

La mayor parasitemia por haemosporidios correspondió a la familia Columbidae seguida por Fringillidae, y después por Cardinalidae (Tabla 10).

En el análisis estadístico para la familia Cardinalidae solo se pudo utilizar un modelo apoyado por los datos debido al tamaño de muestra muy reducido, se utilizó el modelo con Endosulfán II (b) (Tabla 11). La parasitemia disminuyó a medida que se incrementó la concentración de Endosulfán II (b) (Gráfica 5). Ninguna otra variable tuvo un valor de importancia elevado o con un efecto significativo sobre la parasitemia en la familia Cardinalidae. En el análisis estadístico para la familia Columbidae, se presentó el mismo caso que en la familia Cardinalidae, solo se pudo utilizar un modelo debido a que el tamaño de muestra era muy reducido, se utilizó el modelo con Endosulfán II (b) (Tabla 12). La parasitemia disminuyó conforme se incrementó la concentración en las plumas de Endosulfán II (b) (Gráfica 6). Ninguna otra variable explicativa tuvo un valor de importancia elevado o efecto significativo sobre la parasitemia en esta familia. En el análisis de la familia Fringillidae, la parasitemia registrada fue muy baja causando muy poca variación, esto provocó que el algoritmo no generara resultados robustos.

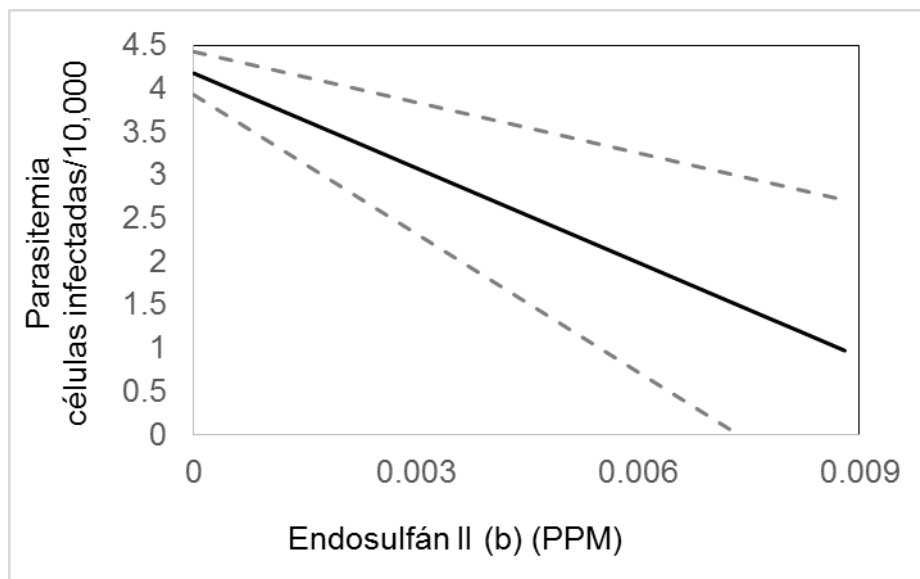
**Tabla 10.** Intensidad media y mediana de la parasitemia que presentaron las aves infectadas de cada familia, calculado con un nivel de confianza del 95%. EE: error estándar.

<b>Parasitemia intensidad media</b>	<b>Parasitemia intensidad mediana</b>	<b>Parasitemia (EE)</b>	<b>Familia</b>
16.12	10.5	1.469	Fringillidae
13	13	0.854	Cardinalidae
53.57	18	13.66	Columbidae

**Tabla 11.** Parámetros (estimado), errores estándar (EE) y valores de significancia (P) correspondientes a la inferencia para parasitemia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Cardinalidae.

<b>Parámetro</b>	<b>Estimado</b>	<b>EE</b>	<b>P</b>	<b>Importancia</b>
Intercepto	3.448	0.5876	0.00395	NA
Endosulfán II (b)	-2.8807	1.3393	0.00241	NA

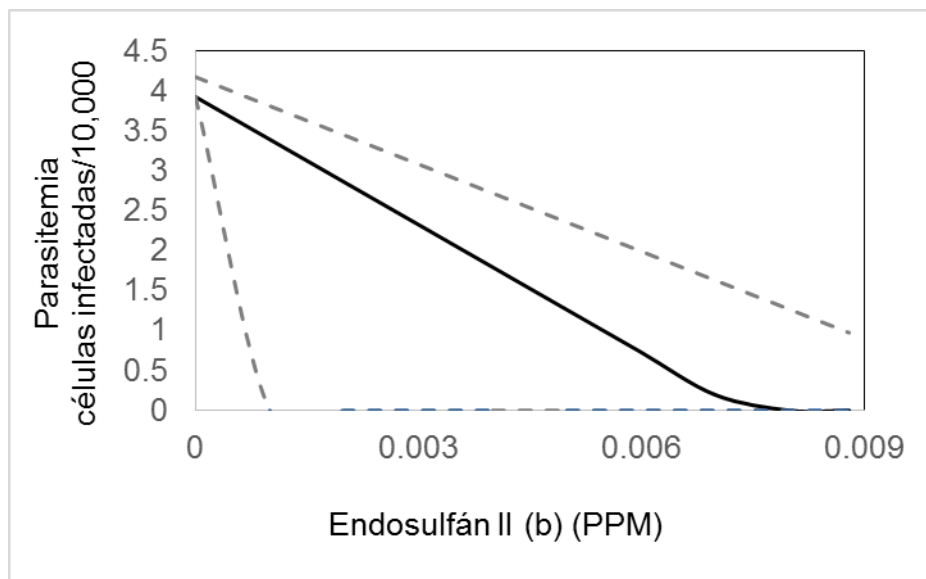




**Gráfica 5.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre la parasitemia en las aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

**Tabla 12.** Parámetros (estimado), errores estándar (EE), y valores de significancia (P) correspondientes a la inferencia para parasitemia de parásitos haemosporidios en aves de la familia Columbidae.

<b>Parámetro</b>	<b>Estimado</b>	<b>EE</b>	<b>P</b>	<b>Importancia</b>
Intercepto	3.448	0.5876	0.00204	NA
Endosulfán II (b)	-2.8807	1.3393	0.08416	NA



**Gráfica 6.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en las plumas de las aves sobre la parasitemia en las aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

### **Relación Heterófilos/Linfocitos**

En referencia a la relación H/L para los ochenta y ocho individuos de las familias Columbidae, Cardinalidae y Fringillidae. Los valores obtenidos fluctuaron entre 0.62 y 1.12 para Fringillidae en los tres sitios de muestreo, para Cardinalidae entre 0.16 y 1.08 y para Columbidae entre 0.56 y 2.70, representando a la familia que registró los niveles más elevados de H/L (Tabla 13).

En el análisis estadístico de la familia Cardinalidae el modelo con mayor soporte por parte de los datos fue el que contiene  $\Delta HCH$  como única variable explicativa, pero cinco modelos adicionales tuvieron soporte por parte de los datos equivalente al modelo de mayor soporte ( $\Delta AICc \leq 2$ ). Estos modelos incluyeron variables como pp DDE,  $\Delta HCH$  y Endosulfán II (b) (Tabla 14). Con base en los parámetros promediados (Tabla 15), el índice H/L disminuyó conforme incrementaron las concentraciones de  $\Delta HCH$ , pp DDE y Endosulfán II (b) (Gráficas 7, 8 y 9 respectivamente). Ninguna otra variable tuvo un valor de importancia elevado, o un efecto significativo sobre la relación H/L para la familia Cardinalidae. Para el caso de la familia Columbidae, el modelo con Endosulfán I (a) fue el que recibió mayor soporte por parte de los datos. Adicionalmente, un modelo con  $\Delta HCH$  y el modelo nulo, recibieron soporte por parte de los datos equivalente al modelo de mayor soporte ( $\Delta AICc = 0.22$  y  $0.44$ , respectivamente, Tabla 16). Con base en los

parámetros promediados y sus errores estándar (Tabla 17), la relación H/L para esta familia de aves disminuyó a medida que las concentraciones de Endosulfán I (a) y  $\Delta$ HCH incrementaron, (Graficas 10, y 11 respectivamente). Ninguna otra variable explicativa tuvo un valor de importancia elevado o un efecto significativo sobre la relación H/L para esta familia de aves. En el análisis correspondiente a la familia Fringillidae, el modelo con  $\Delta$ HCH, Endrín Aldehído y pp DDT fue el que recibió mayor soporte por parte de los datos (Tabla 18) y con base en los parámetros promediados y sus errores estándar (Tabla 19), la relación H/L aumentó conforme se incrementó la concentración de  $\Delta$ HCH (Gráfica 12). Ninguna otra variable explicativa tuvo valor de importancia con efecto significativo sobre la relación H/L en esta familia.

**Tabla 13.** Relación Heterófilos/Linfocitos calculados para el total de muestras de frotis sanguíneos analizadas y error estándar con un intervalo de confianza del 95%, por familia analizada y sitio de muestreo.

Promedio de relación H/L de las aves con valor mayor a 0	Promedio de relación H/L del total de aves por sitio	H/L (EE)	Sitio	Familia
1.12	0.64	0.3529504 4	Ojo de León	Fringillidae
0.98	0.29	0.1563092	San Tiburcio	Fringillidae
0.62	0.24	0.1527864 4	Guaxcamá	Fringillidae
0.90	0.33	0.0054115 7	Todos los Sitios	Fringillidae
0.46	0.34	0.174351	Ojo de León	Cardinalidae
1.08	0.54	0.322926	San Tiburcio	Cardinalidae
0.16	0.16	0	Guaxcamá	Cardinalidae
0.89	0.49	0.263616	Todos los Sitios	Cardinalidae
2.70	2.51	1.013365	Ojo de León	Columbidae

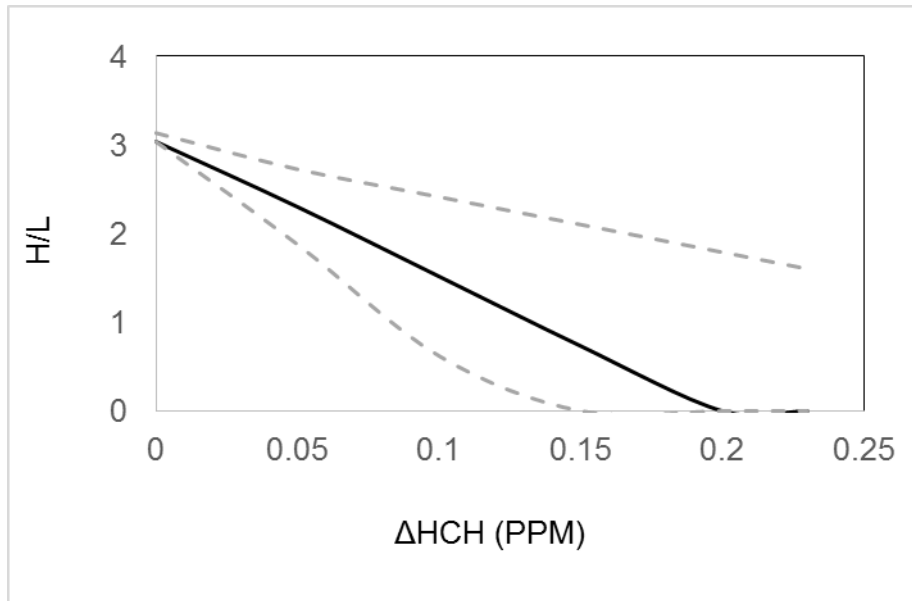
0.56	0.42	0.328625	San Tiburcio	Columbidae
2.05	2.05	0.57525	Guaxcamá	Columbidae
2.22	2.01	0.605604	Todos los Sitios	Columbidae

**Tabla 14.** Selección de modelos H/L en familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

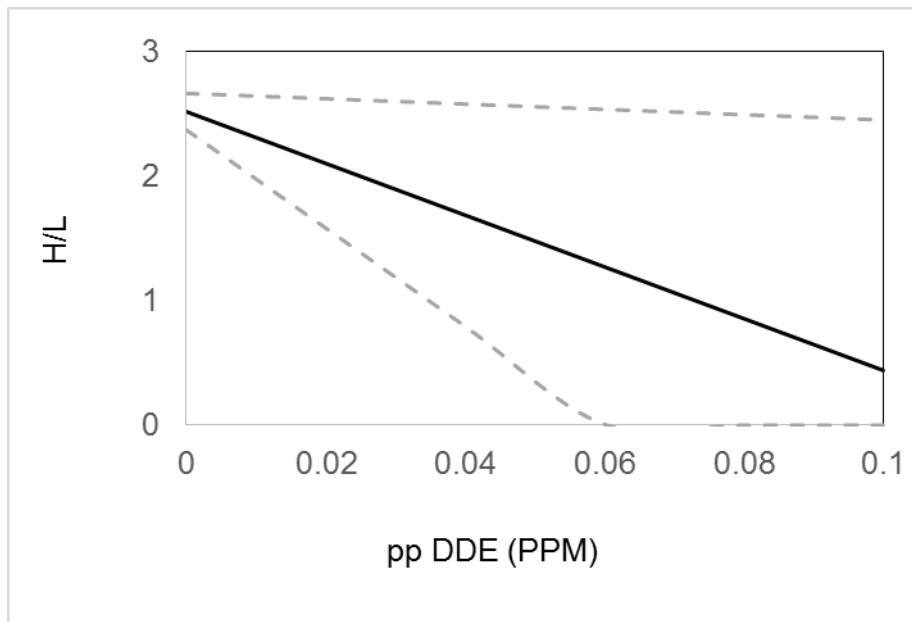
Modelo	K	logLik	AIC <sub>c</sub>	ΔAIC <sub>c</sub>	w <sub>i</sub>
ΔHCH	3	-49.236	105.9	0	0.301
Nulo	2	-50.721	106.1	0.23	0.269
pp DDE	3	-50.056	107.5	1.64	0.132
ΔHCH + Endosulfán II (b)	4	-48.742	108	2.1	0.105
Endrín	3	-50.328	108.1	2.18	0.101
Aldehído					
Heptacloro	3	-50.43	108.3	2.39	0.091

**Tabla 15.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporción H/L en aves de la familia Cardinalidae.

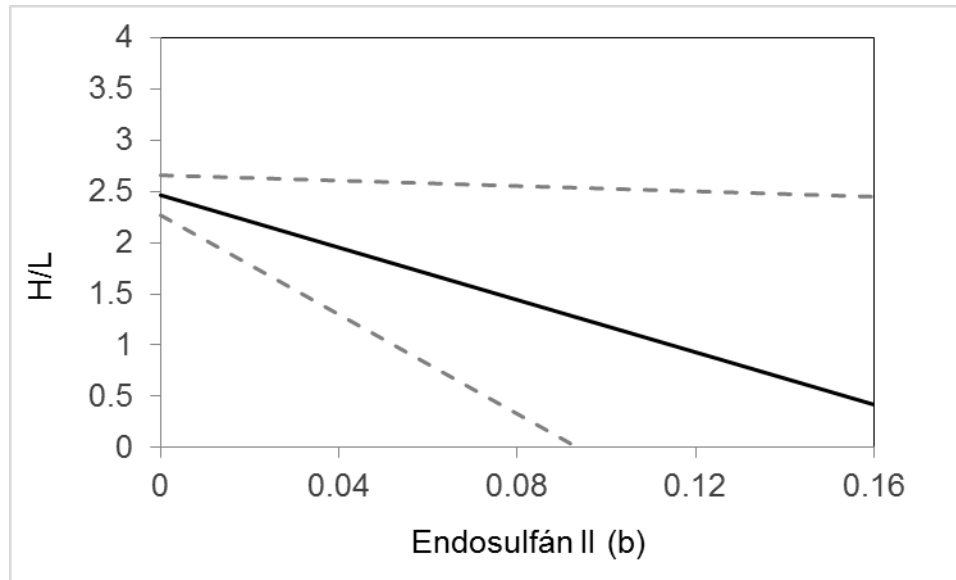
Parámetro	Estimado	EE	P	Importancia
Intercepto	2.0168	0.5957	0.00151	
ΔHCH	-2.2638	1.3637	0.11838	0.41
DDE	-1.3746	1.2337	0.29677	0.13
Endosulfán II (b)	1.4645	1.5726	0.38499	0.11
Endrín	-1.0641	1.2497	0.42525	0.1
Aldehído				
Heptacloro	-0.9182	1.2558	0.49355	0.9



**Gráfica 7.** Efecto de la concentración del  $\Delta\text{HCH}$  en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



**Gráfica 8.** Efecto de la concentración del pp DDE en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



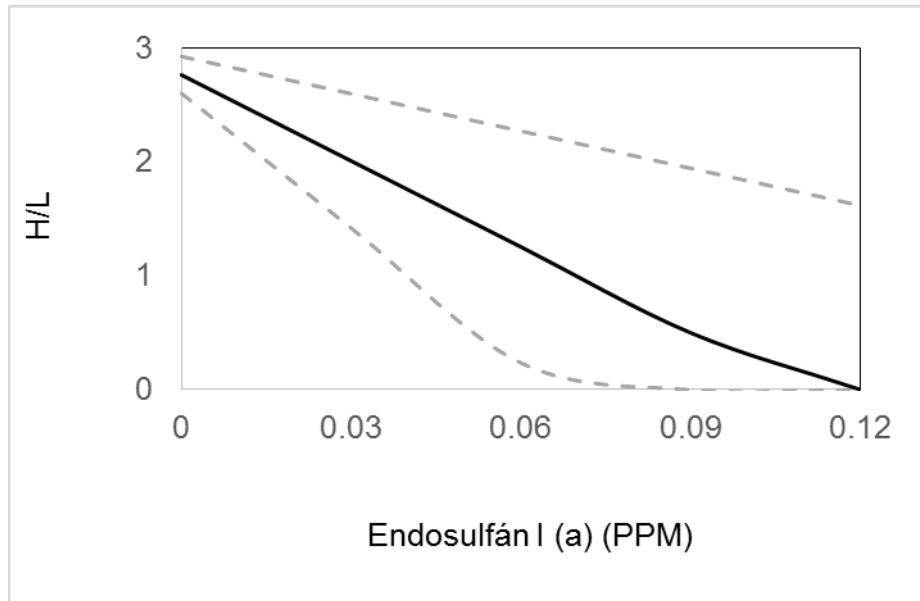
**Gráfica 9.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

**Tabla 16.** Selección de modelos H/L para la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

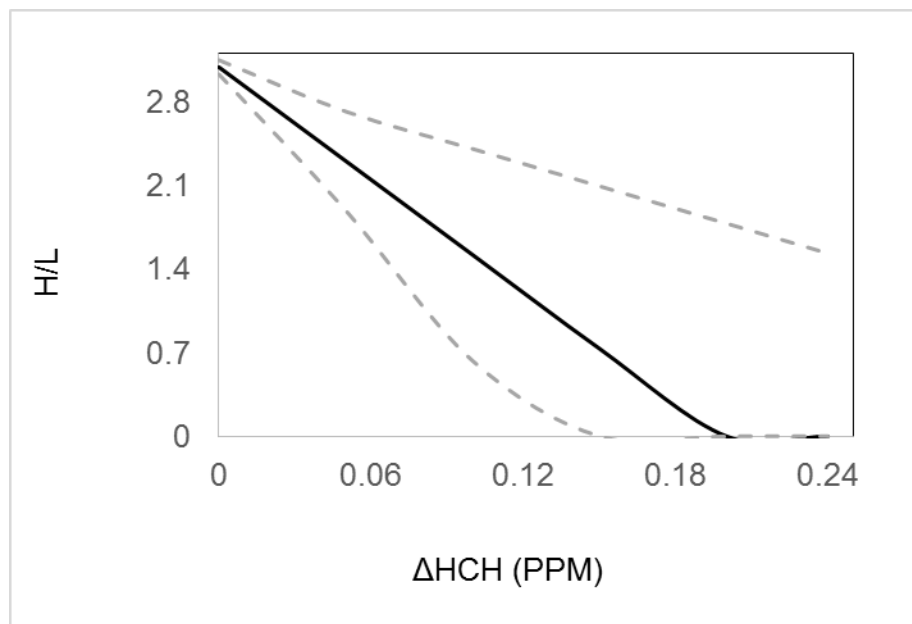
Modelo	K	logLik	AIC <sub>c</sub>	ΔAIC <sub>c</sub>	w <sub>i</sub>
Endosulfán I (a)	3	-49.127	105.7	0	0.332
ΔHCH	3	-49.236	105.9	0.22	0.298
Nulo	2	-50.721	106.1	0.44	0.266
Endosulfán II (b)	4	-48.742	108	2.32	0.104

**Tabla 17.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporciones H/L en aves de la familia Columbidae.

Parámetro	Estimado	EE	P	Importancia
Intercepto	2.0168	0.5854	0.00125	
Endosulfán I (a)	-2.0828	1.1803	0.09845	0.4
ΔHCH	-2.2638	1.3637	0.11838	0.33
Endosulfán II (b)	1.4645	1.5726	0.38499	0.1



**Gráfica 10.** Efecto de la concentración del Endosulfán I (a) en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



**Gráfica 11.** Efecto de la concentración del  $\Delta$ HCH en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

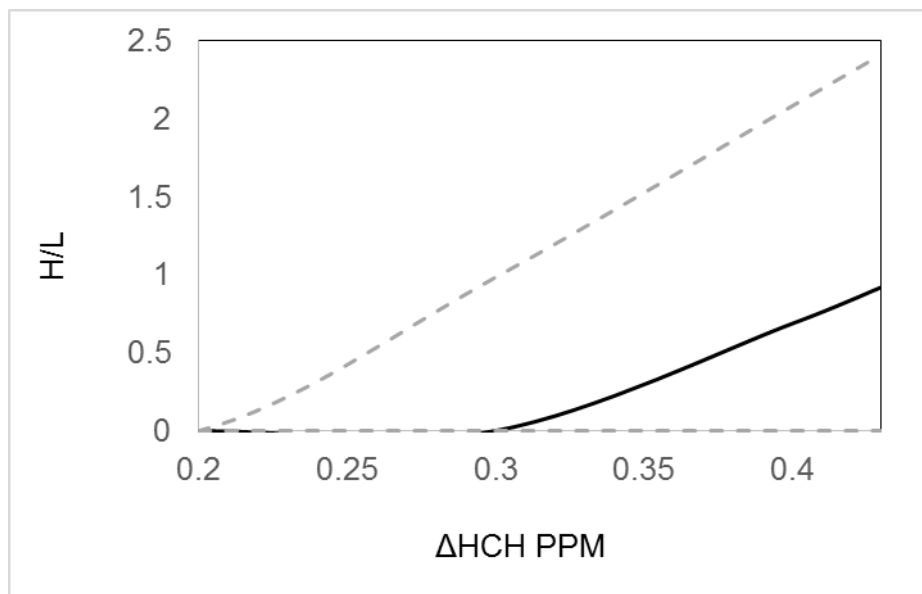
**Tabla 18.** Selección de modelos H/L para la familia Fringillidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

<b>Modelo</b>	<b>K</b>	<b>logLik</b>	<b>AIC<sub>c</sub></b>	<b>ΔAIC<sub>c</sub></b>	<b>w<sub>i</sub></b>
ΔHCH + Endrín Aldehído + pp DDT	4	-21.113	51.6	0	0.31
ΔHCH + Dieldrín	3	-22.592	52	0.4	0.254
ΔHCH	2	-23.839	52.1	0.49	0.242
ΔHCH + Endrín Aldehído	3	-22.858	52.5	0.93	0.194

**Tabla 19.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para proporciones H/L en aves de la familia Fringillidae.

<b>Parámetro</b>	<b>Estimado</b>	<b>EE</b>	<b>P</b>	<b>Importancia</b>
Intercepto	-1.6159	0.4387	0.000345	
ΔHCH	1.8331	0.7607	0.018348	1
Endrín	-1.593	0.7975	0.053106	0.5
Aldehído				
pp DDT	-2.5079	1.1709	0.039567	0.31
Dieldrín	0.7796	0.4607	0.103488	0.25





**Gráfica 12.** Efecto de la concentración del  $\Delta HCH$  en plumas sobre la relación H/L en aves de la familia Fringillidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

### ***Índice de Masa Corporal Escalado (SMI)***

Se calculó el índice de masa corporal escalado para cuarenta aves de la familia Fringillidae, de la familia Cardinalidae; veintisiete aves, y por último de la familia Columbidae; veintiuna (Tabla 20).

En la familia Cardinalidae, el modelo que recibió mayor soporte por parte de los datos fue el modelo nulo, otros modelos con soporte equivalente contenían variables explicativas como Endrín Aldehído y Endosulfán II (b),  $\Delta HCH$  y pp DDE ( $\Delta AICc \leq 2$  Tabla 21). Con base en los parámetros promediados y sus errores estándar (Tabla 22), se observa que el SMI disminuyó conforme incrementó la concentración de Endrín Aldehído y Endosulfán II (b) (Gráficas 13 y 14 respectivamente). Ninguna otra variable tuvo un valor de importancia elevado o con un efecto significativo sobre el SMI para la familia Cardinalidae. En el análisis estadístico de la familia Columbidae, el modelo nulo fue el que tuvo mayor soporte por parte de los datos, pero dos modelos, uno con Endosulfán II (b) y otro con  $\Delta HCH$  como variables explicativas tuvieron soporte equivalente al mejor modelo ( $\Delta AICc \leq 2$ , Tabla 23). Con base en los parámetros promediados y sus errores estándar (Tabla 24), se observa que en esta familia el SMI disminuye conforme se incrementa la concentración en las plumas de Endosulfán II (b) y  $\Delta HCH$  (Gráficas 15 y 16 respectivamente). Ninguna otra variable explicativa tuvo un valor de

importancia elevado o con un efecto significativo sobre el SMI en esta familia. En el análisis de la familia Fringillidae, el modelo nulo tuvo un mayor soporte por parte de los datos, aunque los modelos de Endrín Aldehído y Dieldrín como variables explicativas tuvieron soporte equivalente al mejor modelo ( $\Delta AIC_c \leq 2$ , Tabla 25), sin embargo, tuvieron una importancia muy moderada en cuanto a su efecto sobre el índice de masa escalado (Tabla 26).

**Tabla 20.** Índice de masa corporal escalado medio calculado para cada familia de aves analizada, así como el error estándar.

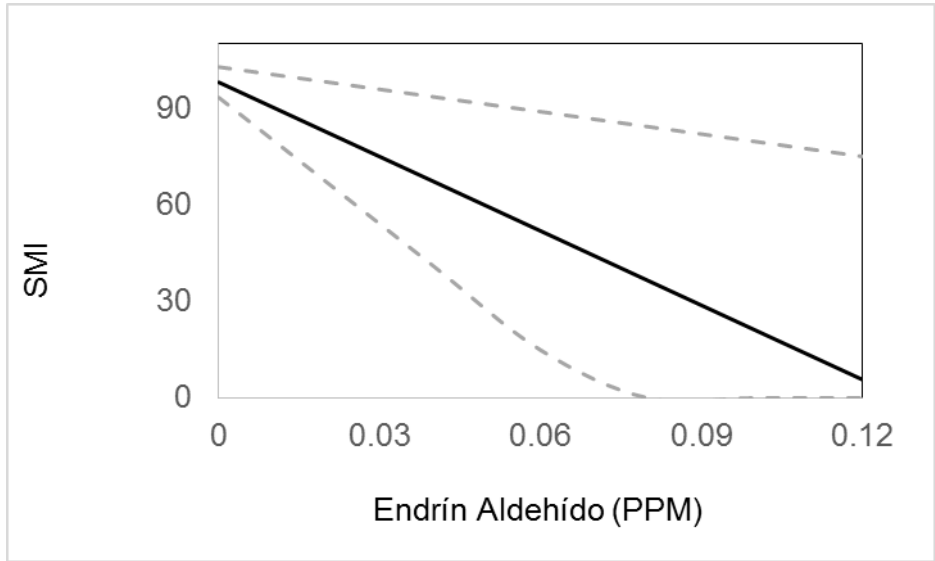
Promedio SMI	SMI (EE)	Familia
9.49476463	0.24871881	Fringillidae
21.1705199	4.433102	Cardinalidae
81.19531356	16.59598	Columbidae

**Tabla 21.** Selección de modelos SMI en familia Cardinalidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad),  $AIC_c$ : criterio de información Akaike,  $\Delta AIC_c$ : diferencias de Akaike,  $w_i$ : pesos de Akaike.

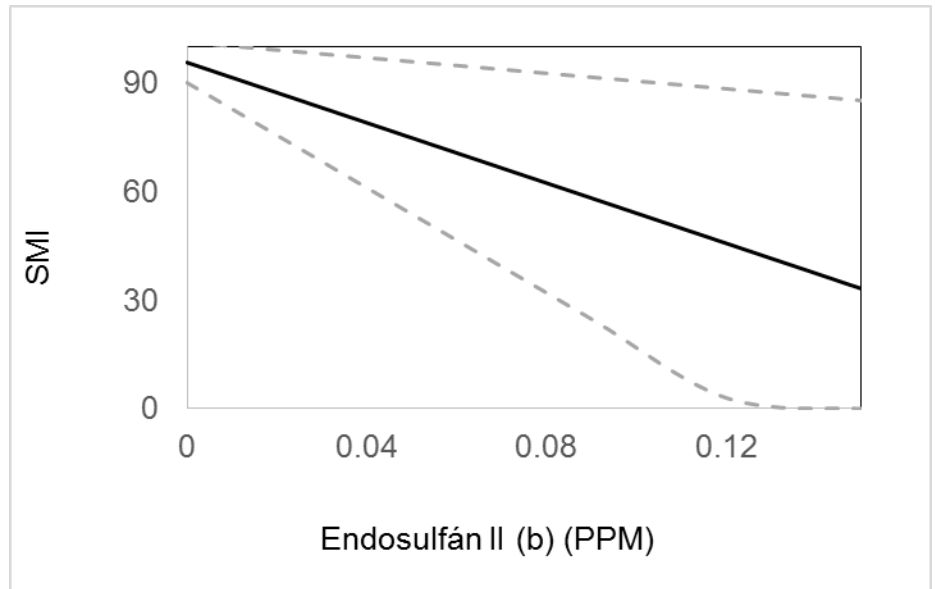
Modelo	K	logLik	$AIC_c$	$\Delta AIC_c$	$w_i$
Nulo	2	-120.245	245.2	0	0.301
Endrín	3	-119.171	245.8	0.6	0.223
Aldehído					
Endosulfán	3	-119.288	246	0.83	0.199
II (b)					
$\Delta HCH$	3	-119.524	246.5	1.3	0.157
pp DDE	3	-119.786	247	1.83	0.121

**Tabla 22.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Cardinalidae.

Parámetro	Estimado	EE	P	Importancia
Intercepto	81.2	16.42	3.60E-06	
Endrín	-47.43	33.16	0.18	0.22
Aldehído				
Endosulfán II	-44.9	33.34	0.207	0.2
(b)				
$\Delta HCH$	-39.18	33.72	0.276	0.16
pp DDE	-31.48	34.14	0.388	0.12



**Gráfica 13.** Efecto de la concentración del Endrín Aldehído en plumas sobre el SMI en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



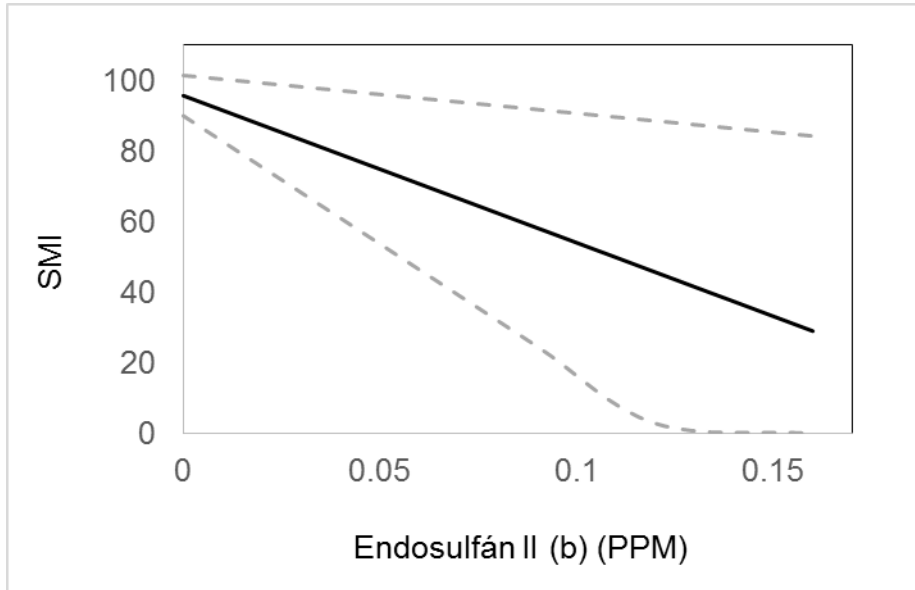
**Gráfica 14.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre el SMI en aves de la familia Cardinalidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

**Tabla 23.** Selección de modelos SMI en la familia Columbidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

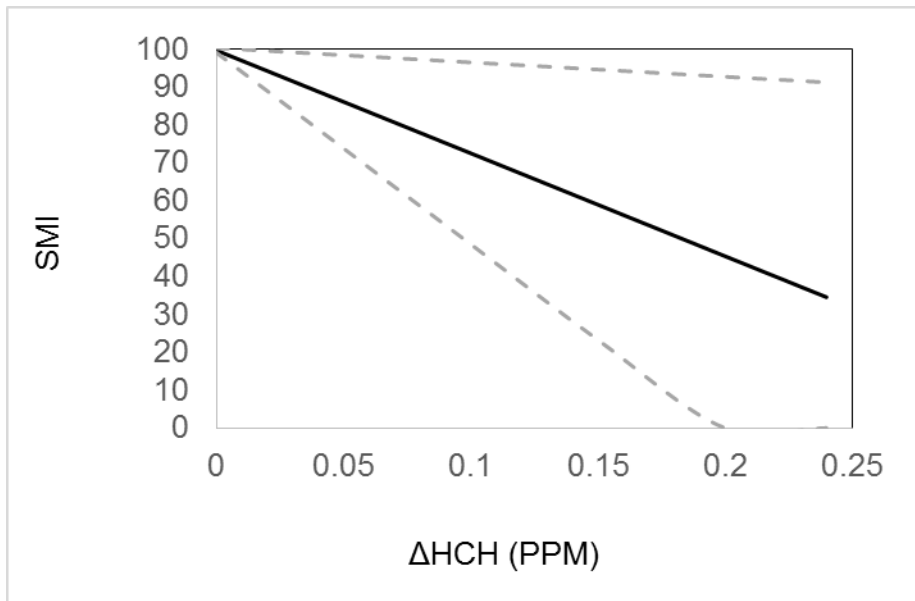
Modelo	K	logLik	AIC <sub>c</sub>	ΔAIC <sub>c</sub>	w <sub>i</sub>
Nulo	2	-120.245	245.2	0	0.352
Endosulfán	3	-119.288	246	0.83	0.233
II (b)					
ΔHCH	3	-119.524	246.5	1.3	0.184
Heptacloro	3	-119.911	247.2	2.08	0.125
Endosulfán	3	-120.065	247.5	2.38	0.107
I (a)					

**Tabla 24.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Columbidae.

Parámetro	Estimado	EE	P	Importancia
Intercepto	81.2	16.55	4.20E-06	
Endosulfán II	-44.9	33.34	0.207	0.23
(b)				
ΔHCH	-39.18	33.72	0.276	0.18
Heptacloro	-26.92	34.34	0.463	0.12
Endosulfán I	-19.85	34.6	0.591	0.11
(a)				



**Gráfica 15.** Efecto de la concentración del Endosulfán II (b) en plumas sobre el SMI en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.



**Gráfica 16.** Efecto de la concentración del  $\Delta$ HCH en plumas sobre el SMI en aves de la familia Columbidae. Las líneas punteadas representan el intervalo de confianza alrededor de la media condicional.

**Tabla 25.** Selección de modelos SMI en la familia Fringillidae. K: número total de parámetros, logLik: verosimilitud (logaritmo estadístico de probabilidad), AIC<sub>c</sub>: criterio de información Akaike, ΔAIC<sub>c</sub>: diferencias de Akaike, w<sub>i</sub>: pesos de Akaike.

<b>Modelo</b>	<b>K</b>	<b>logLik</b>	<b>AIC<sub>c</sub></b>	<b>ΔAIC<sub>c</sub></b>	<b>w<sub>i</sub></b>
Nulo	1	-115.182	232.5	0	0.599
Endrín Aldehído	2	-115.147	234.7	2.18	0.201
Dieldrín	2	-115.153	234.7	2.19	0.2

**Tabla 26.** Parámetros promediados (estimado), errores estándar (EE), valores de significancia (P) y valores de importancia correspondientes a la inferencia multimodelos para el índice SMI en aves de la familia Fringillidae.

<b>Parámetro</b>	<b>Estimado</b>	<b>EE</b>	<b>P</b>	<b>Importancia</b>
Intercepto	2.23905	0.02895	<2e-16	
Endrín Aldehído	-0.09761	0.05722	0.1	0.2
Dieldrín	-0.08838	0.05846	0.145	0.2

## Discusión

La prevalencia por parásitos haemosporidios registrada en las familias Fringillidae, Cardinalidae y Columbidae en las aves estudiadas procedentes del municipio de Villa Juárez, es similar a la reportada en estudios previos realizados en la región del Altiplano Potosino, México, donde se han reportado valores entre 22.1% y 47.5% (Ham-Dueñas et al., 2017 y Reinoso-Pérez et al., 2016). Los sitios de estudio incluidos en el presente estudio se localizan dentro de una matriz agrícola a diferencia de los estudios realizados en la zona Altiplano. Por otra parte, se considera que la prevalencia por parásitos haemosporidios encontrada en el presente estudio, es baja en comparación con valores reportados en otros países como Ghana, donde Loiseau et al. (2010) reportaron una prevalencia media del 61%, Malawi donde Lutz et al. (2015) reportan un 79.1%, o en Ecuador, con un reporte de prevalencia del 79.63% por Cadena (2015). Sin embargo, son pocos los estudios que reportan un porcentaje de prevalencia media inferior a las encontradas en el presente estudio (Basto et al., 2006; Belo et al., 2012 y Valkiūnas et al., 2006). Las diferencias moderadas en prevalencia por haemosporidios pueden deberse a diferencias intrínsecas entre especies e individuos como variaciones en desempeños inmunológicos, edad y comportamiento (Deviche et al., 2005), o simplemente al error de muestreo. También pueden influir como factores, los componentes del hábitat de las especies de aves en estudio; la zona correspondiente al presente estudio corresponde a un ambiente agrícola en el que se presentan cuerpos de agua corriente y estancada, así como una precipitación anual considerable, mientras que en otras zonas áridas la humedad es significativamente menor (Reinoso-Pérez et al., 2016 y Ham-Dueñas et al., 2017). Por otro lado, la agricultura puede exponer tanto a las aves, vectores y parásitos a contaminantes como los organoclorados, lo cual a su vez también podría influir sobre las tasas e intensidades de infección.

La elevada parasitemia encontrada en la familia Columbidae puede ser debida a diferencias intrínsecas entre especies en cuanto a desempeño inmunológico, tasas de captura entre individuos con cargas similares de parásitos, etc., como se mencionó anteriormente para el caso de la prevalencia (Deviche et al., 2005), pero este resultado no es muy sorprendente puesto que un anterior estudio reporta valores altos en esta familia (Chagas et al., 2015) y entonces el resultado del presente estudio es consistente con lo previamente reportado. Las aves como grupo se caracterizan por tener una amplia diversidad en fuentes de alimentación dependiendo de la especie. Las dietas de las aves, dependiendo de la especie pueden incluir mamíferos pequeños, carroña, peces, granos agrícolas, frutas silvestres, insectos, etc. (De la Peña, 2001). El sitio de la búsqueda de alimento

puede ser un factor importante para determinar la intensidad de infección, así como la prevalencia, ya que un ave que frecuenta sitios con presencia de granos agrícolas con encharcamientos de agua donde abundan los vectores de los hemoparásitos podría estar más expuesta a la infección que un ave que sólo se alimenta de frutos silvestres en lo alto de los árboles o de pequeños mamíferos en sitios alejados a las fuentes de agua. Ham-Dueñas et al. (2017) y Reinoso-Pérez et al. (2016) reportaron una parasitemia de 77.8, 22.8 y 70.3 eritrocitos infectados por cada 10,000 en el gorrión garganta negra (*Amphispiza bilineata*) y las especies *Haemorhous mexicanus*, *Melospiza fusca* y *Campylorhynchus brunneicapillus*. Estos valores son muy elevados en comparación a los reportados en otros sitios del mundo, como 1.51 en Brasil (Tostes et al., 2015), o 0.77 en Estados Unidos por Coker et al. (2017), sin embargo, sí es sorprendente si comparamos la parasitemia que reportan con los resultados del presente estudio, ya que aunque no se aleja mucho del valor más alto aquí reportado, llama la atención que los estudios realizados por Ham-Dueñas et al. (2017) y Reinoso-Pérez et al. (2016) a diferencia del presente se ubican en zonas más áridas donde se esperaría que hubiera menos infección por parásitos que son transmitidos por vectores que se reproducen en agua. Además, la parasitemia sumamente baja reportada en Brasil también contradice las predicciones, pues se trata de un país que reúne factores favorables de supervivencia y reproducción para los vectores de todos los parásitos haemosporidios, por lo tanto, se sugiere que una vez que las aves han sido infectadas, la intensidad de infección o parasitemia puede deberse más que a factores extrínsecos como los anteriormente mencionados, a factores intrínsecos de las especies y familias de aves, o a una combinación de ellos, tales como el desempeño inmunológico de cada especie, o la edad de los individuos al momento de la captura, ya que se ha mencionado en anteriores estudios que la respuesta inmunológica y estrés que registran los organismos cambia entre polluelos de diferentes días de vida y adultos (Tejeda., 1997; Revidatti et al., 2016 ). Otra posible causa de la gran diferencia de parasitemia que se reporta en los diferentes estudios, además de factores extrínsecos o intrínsecos a las especies podría ser la etapa de la infección en la que se encontraban las aves al momento de la captura, pudiendo ser una etapa latente, aguda o crónica, ya que por los diferentes ciclos de vida de los parásitos haemosporidios, estos cambian su cantidad y morfología en las células sanguíneas del hospedero (Valkiunas, 2005; Marzal, 2006 ).

Los valores del promedio de H/L registrados en este estudio fluctuaron entre 0.62 y 1.12 para Fringillidae, entre 0.16 y 1.08 para Cardinalidae y entre 0.56 y 2.70 para Columbidae. Según Gálvez et al. (2009), la proporción normal de linfocitos que varía un poco entre las aves es del 20-50%, aunque algunas especies como el loro amazónico y algunas passeriformes son linfocíticas, es decir, presentan una



proporción de heterófilos baja y linfocitos alta, pero para el resto de las aves una proporción de linfocitos del 20 al 50% es igual a una proporción H/L igual a 1 o menor, mientras que una proporción H/L mayor a 1 nos habla sobre la existencia de un grado de estrés en el ave. Davis et al., (2008) mencionan que la proporción considerada normal en los leucocitos aviares es de un 43% de Linfocitos y un 53% de Heterófilos, sin que exista algún tipo de estrés en el organismo, también con un poco de variación entre especies mientras que Gross y Siegel (1983) mencionan que proporciones H/L de 0.20, 0.50 y 0.80 son características de un bajo, óptimo y alto grado de estrés en gallinas. Banbura et al. (2013) reportaron en su estudio de estrés en aves valores de H/L que fluctuaban entre 0.11 y 0.15, Hegemann et al. (2012) de 1.65 a 1.15, por otro lado Moe et al. (2010) reportaron valores de 0.2 a 0.35. Entonces se considera que al menos algunas aves de la familia Columbidae en el presente estudio tuvieron un nivel de estrés muy alto o severo, y algunas de la familia Fringillidae y Cardinalidae presentaron un nivel de estrés bajo. Son varios los factores que pueden influenciar este nivel de estrés ecológico crónico registrado en las tres familias, así como la diferencia de valores entre ellas; por un lado, es importante considerar el entorno que rodea a los organismos en estudio, en su hábitat pueden estar presentes de forma prolongada daños al paisaje, escasez de alimento, depredadores o vectores de enfermedades y parásitos (Ellis et al., 2012), donde en este caso, coincide la prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios con mayor intensidad en la familia Columbidae. Para el presente estudio se sabe que los sitios de muestreo corresponden a un paisaje alterado por la presencia de parcelas agrícolas, sin embargo, esto no necesariamente es algo negativo o causante de estrés crónicos en las aves, incluso puede resultar hasta benéfico para algunas especies que encuentran en estos parches agrícolas una fuente de alimentación y anidación. Marigliano et al., (2010) hicieron un estudio de asociación de aves a los bordes de parcelas cultivadas y también registraron las aves que se encontraron frecuentemente dentro de las parcelas que fueron hasta un 15%, destacándose algunas especies de la familia Columbidae, en el caso de algunas aves rapaces, éstas se benefician de alguna manera en los campos agrícolas al consumir mamíferos pequeños que son descubiertos y atropellados por los arados y otros implementos agrícolas que los tractores utilizan (Ramírez et al., 2017).

La condición corporal mostró valores promedio de 9.49 en la familia Fringillidae, 21.17 en la familia Cardinalidae y 81.19 en la familia Columbidae. Considerando algunos factores intrínsecos, la condición corporal podría ser un factor determinante en los valores de H/L que presentan las familias de aves en condiciones o no de estrés, puesto que se ha supuesto en anteriores estudios que una condición corporal muy baja se asocia a la respuesta inmunológica, sin embargo, a pesar de que se ha encontrado algún tipo de relación en estos

estudios, sus resultados no han quedado aún muy claros en cuanto la forma en que la condición corporal afecta a la respuesta inmune; en algunos casos la respuesta inmunológica se incrementa a través de algunos parámetros como relación H/L y en otros casos ocurre lo contrario (Biard et al., 2009; Ewenson et al., 2001; Reid et al., 2003). En conformidad con las hipótesis originalmente planteadas, el SMI disminuyó con el aumento en las concentraciones de compuestos organoclorados, sin embargo no se registró una relación clara con el índice H:L, ya que este último índice sugiere en general que el estrés ecológico disminuyó a medida que las concentraciones de organoclorados aumentaron, por lo que es posible que existan factores, tales como el parasitismo y la respuesta de este a las concentraciones de organoclorados, que indirectamente influyen al estrés, independientemente de los efectos de las concentraciones de organoclorados sobre la condición corporal.

De hecho, un factor que puede influir o tener un efecto en todo lo anteriormente discutido (prevalencia, parasitemia, estrés ecológico crónico y condición corporal), es la contaminación química crónica en el hábitat de las aves y en sus organismos, lo cual es un factor extrínseco, antropogénico y que en este estudio se analizó cuantificando los compuestos organoclorados únicamente en los organismos bajo estudio (las plumas de las aves) para determinar su relación mediante análisis estadísticos con los datos registrados.

Los compuestos organoclorados mostraron una elevada presencia en las plumas de las aves. La severidad de la contaminación en las aves, así como los daños que los contaminantes podrían causar a sus organismos, depende de cada tipo de compuesto organoclorado, puesto que cada uno actúa de forma distinta y tienen características toxicológicas diferentes, por ejemplo, el DDT es un organoclorado que tiene una muy alta persistencia y toxicidad en los organismos, mayor a otros organoclorados, por lo cual dosis muy pequeñas pueden tener efectos negativos mayores en comparación con otros compuestos (Badii y Landeros, 2015). A pesar de ser un compuesto organoclorado restringido solo a campañas sanitarias en nuestro país (CICOPLAFEST, 1993), en este estudio se encontró DDT y sus isómeros DDE y DDD en muchas aves del total de la muestra, probablemente debido a que su persistencia en el ambiente y los organismos es incluso de varios años. La concentración más alta de 1 en pp DDD y del isómero pp DDE parece estar dentro del rango promedio reportado en estudios previos (Cid et al., 2017; Rivera-Rodríguez y Rodríguez-Estrella, 2011; María-Mojica et al., 2000) de concentración en sitios con contaminación química. La cantidad de compuestos organoclorados encontrados en las plumas de las aves y sus concentraciones promedio son consistentes con lo que se esperaba al ser organismos que viven dentro de una matriz agrícola y sus bordes.

Algunos de estos valores de concentración en ppm de ciertos organoclorados son similares o mayores a concentraciones de los mismos que anteriormente han registrado algún tipo de daño en la salud de diversas aves, por ejemplo se han encontrado valores de 0.28 a 1.5 de Dieldrín en aves con daño cromosomal y deformidades físicas (Colleen and Van Hermet, 2015; Walker, 1990), valores de Endrín Aldehído de 0.038 a 1.581 en aves con disminución del éxito reproductivo y muerte (Rivera y Rodríguez, 2010), y valores inferiores a 3 de Heptacloro, pp DDE y pp DDT en aves con adelgazamiento de la cascara de sus huevos y menor capacidad de la función mixta oxidasa (MFO) de aves (Blus and Henny, 1997; Fossi et al., 1995; Colleen and Van Hermet, 2015; Blus, 1982).

Se determinó el efecto de la concentración de compuestos organoclorados sobre estas cuatro variables: prevalencia, parasitemia, relación H/L y SMI, encontrándose que conforme se incrementa la concentración de Endosulfán II (b) en las plumas de las aves, la prevalencia por parásitos haemosporidios disminuye en las aves de la familia Cardinalidae, mientras que en las aves de la familia Columbidae se encontró que conforme incrementa la concentración de Endosulfán I (a) y II (b) en las plumas de las aves, la prevalencia por parásitos haemosporidios también disminuye, pero conforme incrementa la concentración de Heptacloro aumenta la prevalencia. Estos resultados (a excepción de Heptacloro) contradicen la hipótesis planteada en este estudio, lo cual posiblemente podría deberse a que estos compuestos organoclorados causan la mortalidad de los vectores de parásitos haemosporidios, al ser estos pertenecientes al orden díptera, uno de los principales objetivos de los plaguicidas organoclorados (PISSQ, 1995). Malagón et al. (2014) mencionan que los plaguicidas organoclorados han sido utilizados para el control de la malaria (causada por parásitos haemosporidios) matando a sus principales vectores que son dípteros de la familia Culicidae desde mediados del siglo XX. Respecto a la relación de algunos organoclorados sobre la parasitemia en las aves se encontró que conforme aumenta la concentración de Endosulfán II (b) en las plumas de las aves de las familias Cardinalidae y Columbidae, la parasitemia disminuye. Este resultado también contradice la hipótesis planteada, Tomando en cuenta que una vez que el ave fue parasitada, la intensidad de parasitismo es independiente de los procesos relacionados con las poblaciones de vectores, entonces es posible suponer con base en los resultados del presente estudio que los contaminantes también podrían llegar a afectar negativamente a los mismos parásitos. Como resultados del efecto de los compuestos organoclorados sobre la condición corporal se tuvo que en la familia Cardinalidae, conforme se incrementa la concentración en las plumas de Endrín Aldehído y Endosulfán II (b), el SMI efectivamente disminuye, confirmando parte de la hipótesis planteada. Además, en la familia Columbidae ocurrió el mismo efecto con el Endosulfán II (b) y  $\Delta$ HCH en consistencia también con lo esperado.

Por otra parte, los resultados de los efectos de compuestos organoclorados sobre el estrés crónico también mostraron en la mayor parte de los casos, inconsistencias con la hipótesis de que el índice H/L incrementaría a medida de que las concentraciones de los compuestos organoclorados aumentaran. Esta tendencia es difícil de comprender. Sin embargo, podría ser que las aves tuvieron diferente cantidad de compuestos organoclorados distintos en sus organismos que simultáneamente podrían haber tenido un efecto distinto de interacción como sinergismo, y/o antagonismo, aditivo, y toxicidad sobre su respuesta inmunológica y de estrés ante tal contaminación química, tal como se reportó en el estudio de Iannacone et al., (2011), donde evaluaron el efecto combinado de dos insecticidas sobre alevines del pez *Oncorhynchus mykiss*, y los resultados exhibieron una toxicidad sinérgica y aditiva cuando ambos agroquímicos se presentaban en cantidades equitóxicas (proporciones iguales). Por otro lado, posiblemente estos mismos contaminantes podrían afectar negativamente a factores estresantes para las aves como a las poblaciones de depredadores, competidores, o parásitos y sus vectores, tal y como se vio en las respuestas en prevalencia y parasitemia y en este escenario, también podrían tener un efecto de beneficio para algunas aves en su respuesta de estrés crónico.

Como se mencionó anteriormente, algunas aves presentaron en sus plumas más de un compuesto organoclorado en diferentes concentraciones, un ave incluso presentó once diferentes compuestos en su organismo. Debido a esto, en esta investigación fue difícil evaluar los efectos de los compuestos organoclorados encontrados de manera individual sobre las variables, y es posible que varios compuestos organoclorados tengan un efecto diferente sobre estas variables que un solo compuesto y que existan interacciones, ya que cada agroquímico tiene características patológicas y de toxicidad diferentes (Iannacone et al., 2011). En el presente estudio, no se tuvo un tamaño de muestra adecuado de aves que presentaran un solo compuesto organoclorado para realizar un análisis de comparación de sus efectos contra los efectos de varios organoclorados. En base a esto, se sugiere realizar estudios que comparen los efectos de un compuesto organoclorado con el efecto acumulado de varios compuestos organoclorados en el mismo organismo sobre la condición corporal, relación H/L, y prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios. Posiblemente, estudios experimentales en el laboratorio y experimentos en el campo permitan comprender de manera más precisa los efectos que cada contaminante genera de manera individual y en sinergia con otros contaminantes sobre estas variables de respuesta.

Independientemente de las preguntas que aún quedan por resolver, el presente estudio provee una gran aportación ya que no existían estudios anteriores que evaluaran los efectos de la contaminación por organoclorados sobre relaciones

interespecíficas entre parásitos y sus hospederos. En este sentido, el presente estudio mostró que los efectos son bastante complejos, debido aparentemente, a que aunque los efectos de estos contaminantes en las aves son negativos, tal y como se vió en la respuesta en el índice de condición corporal, también existen efectos sobre los vectores y parásitos, los cuales dieron respuestas inversas a las esperadas en prevalencia, parasitemia y en el índice H/L, Lo cual es la primera evidencia hasta ahora de que estos compuestos afectan negativamente a los parásitos y posiblemente a los vectores, dando un efecto neto posiblemente positivo en las aves.

## **Conclusiones:**

La prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios en zonas templadas con presencia agrícola varía ampliamente entre familias y posiblemente entre especies de aves, tal y como sucede en otros tipos de ambientes, destacándose la familia Columbidae por tener los valores más altos en prevalencia, parasitemia, y también en la proporción H/L.

La condición corporal media por el SMI disminuye por el incremento de la concentración de tres diferentes organoclorados en las aves estudiadas, tal como se planteó al principio de este estudio. Por otra parte, la prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios disminuyen conforme incrementa la concentración de la mayoría de compuestos organoclorados (a excepción de uno solamente en la prevalencia). Esto parece indicar que la acumulación de éstos compuestos organoclorados en las familias Cardinalidae y Columbidae no predisponen a las aves a una mayor prevalencia y parasitemia por parásitos haemosporidios, sino que muy probablemente disminuyen esa predisposición al afectar negativamente a las poblaciones de vectores de estos hemoparásitos.

Aunque la mayoría de los contaminantes tienen un efecto negativo sobre la condición corporal en las aves, estos contaminantes también influyen sobre otros elementos clave en las relaciones interespecíficas complejas que caracterizan al ecosistema como un todo, ya que posiblemente estos contaminantes al tener efectos también negativos sobre parásitos, competidores, depredadores, etc., se generan respuestas muy complejas que son difíciles de entender. Sin embargo, el presente estudio presenta resultados que contribuyen a entender que los vectores y parásitos son afectados negativamente por los compuestos organoclorados y por lo tanto el efecto neto es la disminución en prevalencia, parasitemia y estrés ecológico a pesar de la disminución en la condición corporal de las aves. Este es el primer estudio en registrar este tipo de respuesta tan compleja en las relaciones interespecíficas.

## Referencias Bibliográficas:

- Akhtar N., Eulaers I., Jaspers V., Iqbal N. J., Frantz A., Lennart P., Covaci A. y Naseem R. 2016. Use of feathers to assess polychlorinated biphenyl and organochlorine pesticide exposure in top predatory bird species of Pakistan. *Science of the Total Environment Journal*. Vol. 569 y 570. Pp: 1408-1417.
- Alarcón D. y Carbó P. 2015. Parásitos Sanguíneos de Malaria y Géneros Relacionados (Orden: Haemosporidia) en Aves de México: Recomendaciones Metodológicas para Campo y Laboratorio. *Revista Ornitología Neotropical*. Vol. 26. Pp: 64-72.
- Anderson R. y Burnham K. 2002. Avoiding Pitfalls When Using Information-Theoretic Methods. *The Journal of Wildlife Management* Vol. 66, No. 3, pp: 912-913.
- Astudillo V. G., Hernández S. M., Kistler W. M., Boone S. L., Lipp E. K., Shrestha S. y Yabsley M. J. 2013. Spatial, temporal, molecular, and intraspecific differences of haemoparasite infection and relevant selected physiological parameters of wild birds in Georgia, USA. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, Vol. 2, Pp:178-189.
- Badii M. H., Landeros J. 2015. Plaguicidas que afectan a la salud humana y la sustentabilidad. *CULCyT*, Año 4 No 19, Pp: 21-33.
- Banbura J., Skwarska J., Banbura M., Gladalski M., Holysz M., Kalinski A. y Zielinski, P. 2013. Spatial and temporal variation in heterophil-to-lymphocyte ratios of nestling passerine birds: comparison of blue tits and great tits. *PLoS One*, Vol. 8 No. 9, Pp: 1-8.
- Basto N., Rodríguez O., Marinkelle C. y Gutiérrez R. 2006. Hematozoarios en Aves del Parque Nacional Natural la Macarena (Colombia). *Caldasia*. Vol. 28 No. 2, Pp: 371-377.
- Becker P.H. 2003. Chapter 19: Biomonitoring with birds. *Bioindicators and biomonitors*. Pp: 677-736.
- Belo N., Rodríguez A., Braga E. y E. Ricklefs . 2012. Diversity of Avian Haemosporidians in Arid Zones of Northern Venezuela. *Parasitol* . Vol. 139 No. 8, Pp: 1021-1028.

- Benítez A., Ramírez A., Lavariega M. y Gómez R. 2016. Diversidad de Aves en Cultivares de Santa María Yahuique, Sierra Madre de Oaxaca, Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. Pp: 1241-1250.
- Biard C., Hardy C., Motreuil S. y Moreau J. 2009. Dynamics of PHA-induced immune response and plasma carotenoids in birds: should we have a closer look? *Journal of Experimental Biology*, Vol. 212 No. 9, Pp:1336-1343.
- Bloom P. M., Clark W. S. y Kidd J. W. 2007. Capture Techniques. Raptor Research and Management Techniques. Institute for Wildlife Research, National Wildlife Federation, Washington, D. C. EUA. Pp: 193-219.
- Blus L. y Henny, C. 1997. Field Studies on pesticides and birds: unexpected and unique relations. *Ecological Applications*, Vol. 7 No. 4, Pp: 1125-1132.
- Blus L. J. 1982. Further interpretation of the relation of organochlorine residues in brown pelican eggs to reproductive success. *Environmental Pollution*, No. 28, Pp :15-33.
- Burnham K. P. y Anderson D. R. 2002. Model Selection and Multimodel Inference: A Practical Information-Theoretic Approach (2nd ed). *Ecol. Modell.* 1-483.
- Cadena H. 2015. Malaria Aviar en los Chingolos (*Zonotrichia capensis*) del Parque Recreacional-Bosque Protector Jerusalem, Pichincha, Ecuador. Pontificia Universidad Católica Del Ecuador Facultad De Ciencias Exactas Y Naturales Escuela De Ciencias Biológicas. Pp: 12-13.
- Campbell W.B. y López S. 2014. Sustainable Food Production Includes Human and Environmental Health. *Issues in Agroecology*. Vol. 3, Pp: 7-17.
- Chagas C. R. F., de Oliveira Guimarães L., Monteiro E. F., Valkiūnas G., Katayama M. V., Santos S. V. y Kirchgatter K. 2016. Hemosporidian parasites of free-living birds in the São Paulo Zoo, Brazil. *Parasitology research*, Vol. 115 No. 4, Pp: 1443-1452.
- Chapa L., Mejía J., Monzalvo K. y Puebla F. 2010. Blood Lead Concentrations in Wild Birds From a Polluted Mining Region at Villa de la Paz, San Luis Potosi, Mexico. *Journal of Environmental Science and Health, Part A*. Vol. 45. No. 1. Pp: 90-96.



- CICOPLAFEST. 1993. Catálogo Oficial de Plaguicidas. Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas, México, D.F., Pp: 407.
- Cid F. D., Antón R. I. y Caviedes-Vidal E. 2007. Organochlorine pesticide contamination in three bird species of the Embalse La Florida water reservoir in the semiarid midwest of Argentina. *Science of the Total Environment*, Vol. 385, No 1, Pp: 86-96.
- Cirule D., Krama T., Vrublevska J., Rantala M. J. y Krams I. 2012. A rapid effect of handling on counts of white blood cells in a wintering passerine bird: a more practical measure of stress? *Journal of Ornithology*, Vol. 153 No. 1, Pp:161-166.
- Coker S. M., Hernandez S. M., Kistler W. M., Curry S. E., Welch C. N., Barron H. W. y Yabsley, M. J. 2017. Diversity and prevalence of hemoparasites of wading birds in southern Florida, USA. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, Vol. 6 No. 3, Pp: 220-225.
- Covaci, A., M. Tutudaki, A. M. Tsatsakis Y P. Schepens. 2002. Hair analysis: another approach for the assessment of human exposure to selected persistent organochlorine pollutants. *Chemosphere*. Vol 46. Pp: 413-418.
- Dauwe, T., V. Jaspers, A. Covaci, P. Schepens y M. Eens. 2005. Feathers as a nondestructive biomonitor for persistent organic pollutants. *Environmental Toxicology and Chemistry*. 24: 442-449.
- Davidar, P. and Morton, E.S. 2006. Are multiple infections more severe for Purple Martins (*Progne subis*) than single infections? *The Auk*. Vol. 123. Pp: 141–147.
- Davis A. K., Maney D. L. y Maerz J. C. 2008. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists. *Functional Ecology*, Vol. 22 No. 5, Pp: 760-772.
- De La Peña M. R. 2001. Observaciones de campo en la alimentación de las aves. *FAVE*, vol. 15, no 1, p. 99-107.
- Del Monserrate M. S. 2015. De la Agricultura Arcaica al Agronegocio y los Modelos Asociativos. Su Impacto Social. *Journal of Agriculture and Environmental Sciences*. Vol. 4, No. 2, Pp: 137-138.

- Deviche P., McGraw K. y Greiner E. C. 2005. Interspecific differences in hematozoan infection in Sonoran desert *Aimophila* sparrows. *J Wildl Dis.* Vol. 41 No. 3, Pp: 532–541.
- Dunn E. and Ralph J. 2004. Use of Mist Nets as a Tool for Bird Population Monitoring. *Studies in Avian Biology Journal.* No. 29. Pp: 1-5.
- Edwards C.A. 2013. *Environmental Pollution by Pesticides.* Springer Science and Bussines Media. Vol. 3. Pp: 1-9.
- Eeva T., Lehikoinen E. and Nikinmaa M. 2003. Pollution-induced Nutritional Stress in Birds: An Experimental Study of Direct and Indirect Effects. *Ecological Applications Journal.* Vol. 13 No. 5. Pp: 1242-1248.
- Efron B. 1987. Better bootstrap confidence intervals. *J Am Statistical Association.* Pp: 82-171.
- Ellis R. D., McWhorter T. J. and Maron M. 2012. Integrating Landscape Ecology and Conservation Physiology. *Landscape Ecology Journal.* Vol. 27, Pp: 1-9.
- Espín S., Martínez E., María P. y García A. J. 2012. Razorbill (*Alca Torda*) Feathers As An Alternative Tool For Evaluating Exposure To Organochlorine Pesticides. *Revista Ecotoxicología,* Vol. 21. Pp: 183.
- Estrada D. M. y Soler D. 2014. Las Aves como Bioindicadores de Contaminación por Metales Pesados en Humedales. *Revista Ornitología Colombiana.* Vol. 14. Pp: 146-149.
- Ewenson E. L., Zann R. A. y Flannery G. R. 2001. Body condition and immune response in wild zebra finches: effects of capture, confinement and captive-rearing. *Naturwissenschaften,* Vol. 88 No. 9, Pp: 391-394.
- Fossi M. C., Massi A., Lari L., Marsili L., Focardi S., Leonzio C. y Renzoni A. 1995. Interspecies differences in mixed function oxidase activity in birds: relationship between feeding habits, detoxication activities and organochlorine accumulation. *Environmental Pollution,* Vol. 90 No. 1, Pp: 15-24.
- Gálvez C. F., Ramírez G. F. y Osorio J. H. 2009. El laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. *Biosalud,* vol. 8, p. 178-188.

- García-Fernández A.J., Espín S. y Martínez-López E. 2013. Feathers as a biomonitoring tool of polyhalogenated compounds: a review. *Environmental Sci. Technol.*, Journal Vol. 47, Pp: 3028–3043.
- Gelman A. 2008. Scaling regression inputs by dividing by two standard deviations. *Stat. Med.* Vol. 27 pp: 2865-73.
- González-arias, C. A., Robledo-Marengo, M. D. L., Medina-Díaz, I. M., Velázquez-Fernández, J. B., Girón-Pérez, M. I., Quintanilla-Vega, B. y Rojas-García, A. E. 2010. Patrón de uso y venta de plaguicidas en Nayarit, México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, Vol. 26 No.3. Pp: 222-227.
- Graham A.L., Lamb T.J., Read A.F. and Allen, J.E. 2005. Malaria-Filaria Coinfection In Mice Makes Malarial Disease More Severe Unless Filarial Infection Achieves Patency. *The Journal of Infectious Diseases*. Vol. 191. Pp: 410–421.
- Gross W. B. y Siegel H. S. 1983. Evaluation of the heterophil/lymphocyte ratio as a measure of stress in chickens. *Avian Diseases*, Pp: 972–979.
- Grueber C. E., Nakagawa S., Laws R. J. y Jamieson I. G. 2011. Multimodel inference in ecology and evolution: Challenges and solutions. *J. Evol. Biol.* Vol. 24 Pp: 699-711.
- Gutiérrez C. 2015. Una historia con ciencia, sal y aventura: ¿Cómo responden los ecosistemas frente al estrés? *Revista Eubacteria*. Vol. 35. Pp: 24-27.
- Ham-Deñás J. G., Chapa-Vargas L., Stracey C. M., y Huber-Sannwald E. 2017. Haemosporidian prevalence and parasitaemia in the Black-throated sparrow (*Amphispiza bilineata*) in central-Mexican dryland habitats. *Parasitology Research*, Vol. 116 No.9, Pp: 2527-2537.
- Iannacone J., Alvarino L. y Mamani N. 2011. Estimación de la Toxicidad Combinada de Mezclas de Furadán 4F® y Monofos® sobre *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792). *J. Braz. Soc. Ecotoxicol.*, Vol. 6 No. 1, Pp: 23-29.
- Instituto para el Federalismo y el Desarrollo Municipal (INAFED). 2010. *Enciclopedia de los Municipios y Delegaciones de México*, Estado de San Luis Potosí, Villa Juárez. SEGOB secretaria de Gobernación.

- Jaspers VL, Voorspoels S, Covaci A, Lepoint G, Eens M. 2007. Evaluation of the usefulness of bird feathers as a non-destructive biomonitoring tool for organic pollutants: a comparative and meta-analytical approach. *Environ Int*; 33:328-37.
- Karam, M. Á., Ramírez, G., Montes, L. P. B. y Galván, J. M. 2004. Plaguicidas y salud de la población. *Ciencia Ergo-Sum*, Vol. 11 No. 3, Pp: 246-254.
- Labocha M. y Hayes J. 2012. Morphometric Indices of Body Condition in Birds: A Review. *Journal of Ornithology*. Vol. 153. Issue 1. Pp: 1-20.
- Loiseau C., Iezhova T., Valkiūnas G., Chasar A., Hutchinson A., Buermann W. y Sehgal R. N. 2010. Spatial variation of haemosporidian parasite infection in African rainforest bird species. *Journal of Parasitology*, Vol. 96 No. 1, Pp: 21-29.
- Lutz H. L., Hochachka W. M., Engel J. I., Bell J. A., Tkach V. V., Bates J. M. y Weckstein J. D. 2015. Parasite prevalence corresponds to host life history in a diverse assemblage of Afrotropical birds and haemosporidian parasites. *PLoS one*, Vol. 10 No. 4, Pp: 1-24.
- Malagón-Rojas J. N., Garrote-Wilches C. F. y Varona M. 2014. Una deuda del pasado: efectos de los organoclorados en trabajadores del programa de control de vectores-Colombia. *Revista de la Universidad Industrial de Santander. Salud*, Vol. 46, No 3. Pp: 227-235.
- Mancera-Rodríguez N. J. y Álvarez-León R. 2005. Estado del conocimiento de las concentraciones de hidrocarburos y residuos organoclorados en peces dulceacuícolas de Colombia. *Revista Asociación Colombiana Ictiólogos-Dahlia*, No. 8, Pp: 89-93.
- María-Mojica P., Jiménez P., Barba A., Navas I. y Fernández A. G. 2000. Residuos de insecticidas organoclorados en cernícalo común (*Falco tinnunculus*) de la región de Murcia. In *Anales de Veterinaria de Murcia* Vol. 16, Pp: 55-66.
- Marigliano N. L., Navarro C. I. y Brandán Z. J. 2010. Aves asociadas a los bordes de una parcela cultivada con trigo (Burruyacú, Tucumán, Argentina). *Acta Zoológica Lilloana*, Vol. 54 No. 1-2, Pp: 121-128.
- Marzal Reynolds A. 2006. Senescencia, parasitismo, inmunidad y éxito reproductor en el Avion común ("*Delichon urbica* Linneo 1758").

- Matta N. E y Rodríguez O. A. 2001. Hemoparásitos Aviares. Acta Biológica Colombiana. Vol. 6, Núm. 1. P: 28.
- Mnif W., Hadj A. I., Bouaziz A., Bartegi A., Thomas O. y Roig B. 2011. Effect of Endocrine Disruptor Pesticides: A Review. International Journal of Environmental Research and Public Health. Vol. 8, No. 6. Pp: 2265-2303.
- Moe R. O., Guemene D., Bakken M., Larsen H. J. S., Shini S., Lervik S. y Tauson R. 2010. Effects of housing conditions during the rearing and laying period on adrenal reactivity, immune response and heterophil to lymphocyte (H/L) ratios in laying hens. Animal, Vol. 4 No. 10, Pp: 1709-1715.
- Moreno E. M. y Núñez A. 2012. Disruptores Endocrinos, Un Posible Riesgo Toxico En Productos de Consumo Habitual. Unirevista, Ciencias Ambientales. Vol. 1. Pp: 35-43.
- Morgan H. 2014. Effects of Haemoparasite Infection and Food Supplementation in a High Elevation Passerine Bird. Doctoral dissertation, University of Zurich, Switzerland. Pp: 2-4.
- Müller C., Jenni-Eiermann S. y Jenni L. 2011. Heterophils/Lymphocytes-ratio and circulating corticosterone do not indicate the same stress imposed on Eurasian kestrel nestlings. Functional Ecology, Vol. 25 No. 3, Pp: 566-576.
- Narváez Valderrama J. F., Palacio Baena J. A. y Molina Pérez F. J. 2011. Persistencia de plaguicidas en el ambiente y su ecotoxicidad: Una revisión de los procesos de degradación natural. Gestión y ambiente, Vol.15, No. 3, Pp: 27-38.
- Parween T., Jan S., Mahmooduzzafar S., Fatma T. y Hameed Z. 2015. Selective Effect of Pesticides on Plant- A Review. Critical Reviews in Food Science and Nutrition. Vol. 56, No. 1. Pp: 160-161.
- Peig J. and Green A. 2009. New Perspectives for Estimating Body Condition from Mass/Length Data: The Scaled Mass Index as an Alternative Method. Oikos magazine. Vol. 118. No. 12. Pp: 1883-1891.
- Pereira V.J., Arantes J. P., Prado T., Ribeiro J. P. and Batista J. 2016. Physical-Chemical Properties Of Pesticides: Concepts, Applications, And Interactions With The Environment. Bioscience Journal. Vol. 32, No. 3. Pp: 627-638.

- Pérez J., Monsalve D., y Márquez C. 2014. Presencia de Parásitos y Enterobacterias en Palomas Ferales (*Columba Livia*) en Áreas Urbanas en Envigado, Colombia. Revista Facultad Nacional de Salud Pública. Vol. 33, No. 3. P: 375.
- Pérez, J. J., Ortiz, R., Ramírez, M. L., Olivares, J., Ruíz, D., and Montiel, D. 2016. Presence of organochlorine pesticides in xoconostle (*Opuntia joconostle*) in the central region of Mexico. International Journal of Food Contamination, Vol. 3 No.1, P: 21
- PISSQ. 1995. Guía para la Salud y la Seguridad. PISSQ Programa Internacional de Seguridad de las Sustancias Químicas. No. 17. Pp: 5-8.
- R Development Core Team R .2011. R: a language and environment for statistical computing. R Found Stat Comput 1:409.
- Ralph C. J., Geupel G. R., Pyle P., Martin T. E., DeSante D. F. y Milá B. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR- 159. Albany,CA: Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. Department of Agriculture, Pp: 8-24.
- Ramírez Albores J. E., Tinajero R., Chapa Vargas L. 2017. Cara a cara con el quebrantahuesos. CONABIO. Biodiversitas, No. 130: Pp: 12-16.
- Reiczige J., Rózsa L., Reiczigel A. y Fabian I. 2013. Quantitative Parasitology (QPweb)
- Reid J. M., Arcese P. y Keller, L. F. 2003. Inbreeding depresses immune response in song sparrows (*Melospiza melodia*): direct and inter-generational effects. Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences, Vol. 270 No. 1529, Pp: 2151-2157.
- Reinoso-Pérez M. T., Canales-Delgadillo J. C., Chapa-Vargas L., y Riego-Ruiz L. 2016. Haemosporidian parasite prevalence, parasitemia, and diversity in three resident bird species at a shrubland dominated landscape of the Mexican highland plateau. Parasites and vectors, Vol. 9 No.1, Pp: 2-12.
- Revidatti F. A., Fernández R. J., Terraes J. C., Sandoval G. L. y de Luchi, P. E. 2016. Modificaciones del peso corporal e indicadores de estrés en pollos parrilleros sometidos a inmovilización y volteo. Revista Veterinaria, 2016, vol. 12, no 1 y 2, p. 11-14.

- Rivera-Rodríguez L. B. y Rodríguez-Estrella R. 2011. Incidence of organochlorine pesticides and the health condition of nestling ospreys (*Pandion haliaetus*) at Laguna San Ignacio, a pristine area of Baja California Sur, México. *Ecotoxicology*, Vol. 20, No 1, Pp: 29-38.
- Ruiz, G., Rosenmann, M., Novoa, F.F. y Sabat, P. 2002. Hematological parameters and stress index in rufous-collared sparrows dwelling in urban environments. *The Condor* 104, Pp: 162-166.
- Schaaf A. A. 2015. Valoración de Impacto Ambiental por Pesticidas Agrícolas. *Revista Observatorio Medioambiental*. Vol. 18., P: 91.
- Scheuerlein A. y Ricklefs, R. E. 2004. Prevalence of blood parasites in European passeriform birds. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences* Vol. 271 No. 1546, Pp: 1363-1370.
- Schmidt G. D. y Janovy J. 2009. *Foundations of parasitology*, 8th ed. McGrawHill, New York, New York, USA.
- Sebaio F., Braga É. M., Branquinho F., Fecchio A. y Marini M. Â. 2012. Blood parasites in passerine birds from the Brazilian Atlantic Forest. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Vol. 21 No.1, Pp: 7-15.
- Tanigawa M., Sato Y., Ejiri H., Imura T., Chiba R., Yamamoto H. y Yukawa M. 2012. Molecular identification of avian haemosporidia in wild birds and mosquitoes on Tsushima Island, Japan. *Journal of Veterinary Medical Science*, Vol. 75 No. 3, Pp: 319-326.
- Tejeda Perea A., Téllez Isaías G. y Galindo Maldonado F. 1997. Técnicas de medición de estrés en aves. *Revista Veterinaria México*, Volumen 28, No.4, Pp: 345-351.
- Tostes R., Vashist U., Scopel K. K., Massard C. L., Daemon E. y D'Agosto M. 2015. *Plasmodium* spp. and *Haemoproteus* spp. infection in birds of the Brazilian Atlantic Forest detected by microscopy and polymerase chain reaction. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, Vol. 35 No. 1, Pp: 67-74.
- Valkiūnas G. 2005. *Avian malaria parasites and other haemosporidia*. CRC Press Book, Boca Ratón, Florida, USA.
- Valkiūnas G., Bensch S., Iezhova T. A., Križanauskienė A., Hellgren O. y Bolshakov C. V. 2006. Nested cytochrome b polymerase chain reaction

diagnostics underestimate mixed infections of avian blood haemosporidian parasites: microscopy is still essential. *Journal of Parasitology*, Vol. 92 No. 2, Pp: 418-422.

Vázquez C. E., León S. G. y González R. 2015. Agroquímicos y Afectaciones a la Salud de los Trabajadores Agrícolas: Una Revisión Sistemática. *Revista Colombiana de Salud Ocupacional*. Vol. 5, No. 1. Pp: 35-36.

Vleck, C.M.; Vertalini, N.; Vleck, D. & Bucher, T.L. 2000. Stress, corticosterone, and heterophil to lymphocyte ratios in free-living Adeline penguins. *The Condor* No.102, Pp: 392-400.

Walker C. H. 1990. "Persistent pollutants in fish-eating sea birds. Bioaccumulation, metabolism and effects", *Aquatic Toxicology*, Vol. 17 No. 4 Pp: 293-324.