



Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Instituto de Ciencias Biomédicas

Departamento de Ciencias Veterinarias

Maestría en Ciencia Animal

“Prevalencias y cargas parasitarias en heces de *Canis latrans*, del APFF Médanos de Samalayuca”

Tesis para obtener el grado de

Maestro en Ciencia Animal

José Gaspar Petters Cabrera

“Becado por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología”

Bajo la Dirección de la

Ph.D. Cuauhciuatl Vital García

Y la Codirección de la

Dra. Lilian Cristina de Sousa Oliveira Batista Cirne

Cd. Juárez, Chih., México Junio de 2020

Prevalencias y cargas parasitarias en heces de *Canis latrans*, del APFF Médanos de Samalayuca, reporte de investigación preparado por José Gaspar Petters Cabrera como requisito parcial para obtener el grado de

MASTER EN CIENCIA ANIMAL

Ha sido aprobado y aceptado por:

**Ph.D. Cuauhcihuatl Vital García.
DIRECTORA DE TESIS**



**Dra. Lilian Cristina de Sousa Oliveira Batista Cirne
CODIRECTOR**

**Dra. Ana Bertha Gatica Colima
ASESOR**

**Ph.D. Jesús Manuel Martínez Calderas
ASESOR**

**Dra. Angélica María Escárcega Ávila
ASESOR**

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

PREVALENCIAS Y CARGAS PARASITARIAS EN HECES DE *CANIS LATRANS*, DEL APFF MÉDANOS DE SAMALAYUCA

Se permite el uso académico de información contenida en esta tesis, siempre y cuando se otorgue el crédito correspondiente al autor. Para la reproducción parcial o total de este documento con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de las autoridades que avalan esta tesis.

Dr. José María Carrera Chávez

COORDINADOR DE LA MAESTRÍA EN CIENCIA ANIMAL

Dr. Ramón Rivera Barreno

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE CIENCIAS VETERINARIAS

C.D. Salvador Nava Martínez

DIRECTOR DEL INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS

DEDICATORIA

Esta tesis se la dedico a la Pachamama y a Dios quienes supieron guiarme por el buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no decaer en los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento.

A mi familia, por quienes hoy soy lo que soy.

Para mi Madre por su apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles. Me ha dado todo lo que soy como persona, mis valores, mis principios, mi carácter, mi empeño, mi perseverancia, mi coraje para conseguir mis objetivos.

A mis hermanas por estar siempre presentes, acompañándome para poderme realizar como persona, por apoyarse y confiar plenamente en mí siempre ante cualquier adversidad.

A mis amigos, compañeros, profesores, colegas y todas las personas que siempre han confiado en mí en la realización de esta maestría.

“La dicha de la vida consiste en tener siempre algo que hacer, alguien a quien amar y alguna cosa que esperar”.

Thomas Chalmers

AGRADECIMIENTOS

A mis tutores, la Dra. Cuauhcihuatl Vital, Dra. Lilian Batista, Dra. Ana Gatica, el Dr. Jesús Martínez y la Dra. Angélica Escárcega por su gran ayuda y colaboración en cada momento de consulta y soporte en este trabajo de investigación.

A los Estados Unidos Mexicanos por acogerme como un integrante más de este increíble país y brindarme soporte en todo momento.

A mi directora de tesis la Dra. Cuauhcihuatl Vital por confiar en mí y en mi capacidad, desde el primer momento de comunicación, por acompañarme en todo el proceso y por la paciencia.

A los Dres. Ana Bertha Gatica Colima y Jesús Manuel Martínez Calderas por acompañarme en cada uno de los análisis realizados para la culminación de esa tesis y por ser más que maestros y guías de trabajo, amigos y compañeros de investigación.

A los Dres. Andrés Quezada y Guillermo Bojórquez por estar involucradas en la guía durante el desarrollo de este proceso de tesis y permitir realizar ciertas actividades y consultas durante esta investigación.

A la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez y al programa de la Maestría en Ciencia Animal por confiar en mí y en mi capacidad desde el primer momento de la comunicación con ellos y ofrecerme esta única oportunidad.

A la República Federal Brasil a través del Centro Universitario de Valença (UNIFAA) y la Dra. Lilian Cristina de Sousa Oliveira Batista Cirne por sus maravillosos consejos y guía, donde me ofreció su apoyo en cada clase magistral con la que pudo asesorarme en la capacitación que he recibido de parte suya y por apoyarme no solo como orientadora sino como una verdadera amiga en todo este proceso.

A mi país La República Del Paraguay y mi institución Servicio Nacional de Calidad y Salud Animal (SENACSA), por permitirme llegar a realizar esta increíble capacitación sin perder vínculo institucional.

A los compañeros y co-trabajadores de tesis en las áreas adyacentes del estudio, por la ayuda prestada durante el desenvolvimiento de este trabajo en la etapa de campo: Nadia, Isaac, Rodolfo, Denisse, Charlie, Cesar, Bruno y Cinthya.

A la nogalera Arantxa, los propietarios del rancho El Lobo, los ranchos aledaños al Ojo de la punta y sus funcionarios por ingresar en sus predios para la colecta de las muestras utilizadas en esta tesis

A mis amigos que colaboraron conmigo en diferentes oportunidades: Álvaro, Valeria, Naomi, Danna, Pamela y a todos los compañeros que pasaron por el Laboratorio de Ecología y Biodiversidad Animal de la UACJ.

A los Estados Unidos Mexicanos a través de la CONACYT por el apoyo financiero del proyecto y la beca para la realización de tan importante postgrado para mi formación.

A mi familia por el apoyo incondicional y por confiar en mí por sobre todas las cosas.

RESUMEN

“PREVALENCIAS Y CARGAS PARASITARIAS EN HECES DE *CANIS LATRANS*, DEL APFF MÉDANOS DE SAMALAYUCA”

por:

José Gaspar Petters Cabrera

El conocimiento de los parásitos presentes en animales silvestres de un área determinada nos puede dar un panorama del estado general y conservación de éstos como también del grado de alteración del sitio donde se encuentran. La carga parasitaria nos ayuda a evaluar el grado de infección por algunos parásitos en heces, sangre y orina. Este trabajo tuvo como objetivo determinar la prevalencias y las cargas parasitarias en heces de coyotes de dos zonas distintas del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México, evaluar la temporada de mayor riesgo de presencia de formas parasitarias en las heces y comparar las distintas técnicas para el diagnóstico coproparasitológicos utilizadas. La colecta de heces se realizó en dos áreas del APFFMS, el área 1 con intervención humana y el área 2 menos perturbada. Se colectaron 180 heces a lo largo de septiembre 2018 a octubre del 2019, 110 provenientes del área 1 y 70 del área 2, las mismas fueron analizadas por las técnicas de Centrifugo-Flotación en NaCl, Formalina, la técnica de sedimentación de Hoffman y recuento de huevos por gramo en cámaras de McMaster, para determinar la intensidad parasitaria media y la prevalencia de parásitos. La prevalencia para el área 1 fue de 52% y para el área 2 fue 57%, heces colectadas en el área 1 presentaron mayor carga parasitaria en tres géneros parasitarios que se encontraban en los rangos considerados altos, sin embargo no presentaron diferencias significativas ($p=0,009$). En cuanto a la temporada de mayor riesgo, la temporada fría demostró tener 2,17 más probabilidades de encontrar heces con formas parasitarias en ellas, con un intervalo de confianza de 95%. En cuanto al uso de las técnicas la de Hoffman demostró ser la más efectiva a la hora de diagnosticar positivos, sin embargo al comparar las tres técnicas cada una de ellas resultó ser efectiva a la hora de diagnosticar formas parasitarias distintas (oocistos, huevos livianos y huevos pesados). Concluyendo, se demostró que las heces de coyote, puede contener un gran número de agentes parasitarios de

importancia tanto para la salud pública como animal y que la utilización de diferentes técnicas permite una mejor evaluación parasitológica. El monitoreo rutinario y más diversificado sería oportuno para mejorar las políticas de manejo de la APFFMS y así poder implementar acciones de prevención y control de estos agentes, principalmente en las áreas de mayor concurrencia de personas. En un estudio de prevalencia parasitaria se hace importante considerar la temporada en la que la colecta fue realizada, teniendo en cuenta que esta puede influenciar en la eliminación de formas parasitarias.

Palabras clave: cánido, cestodos, fauna silvestre, nematodos, protozoarios.

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	IX
ÍNDICE DE FIGURAS.....	X
ABREVIATURAS	XI
GLOSARIO.....	XII
INTRODUCCIÓN.....	1
MARCO TEORICO.....	3
EL COYOTE CANIS LATRANS	3
<i>Distribución</i>	3
<i>Ecología</i>	3
Rol ecológico del coyote y otros cánidos	4
<i>Estructura social</i>	5
ANIMALES SILVESTRES COMO INDICADORES DE SALUD AMBIENTAL.....	5
<i>Estudios sobre animales silvestres como bioindicadores</i>	6
CANIDOS SILVESTRES COMO CENTINELAS BIOINDICADORES E INDICADORES DE PATÓGENOS EN EL AMBIENTE	7
<i>Estudios sobre cánidos silvestres como bioindicadores</i>	7
EL COYOTE, BIOINDICADOR DE SALUD DE ECOSISTEMAS	7
<i>Estudios del coyote como bioindicador</i>	8
PRINCIPALES ENDOPARÁSITOS EN COYOTES Y DEMÁS CARNÍVOROS SILVESTRES.....	9
<i>Nematodos</i>	9
Ascáridos	10
Ancylostomidos.....	11
Rabdítidos.....	12
<i>Cestodos</i>	13
<i>Dipylidium caninum</i>	14
<i>Echinococcus</i>	14
<i>Taenia</i>	15
<i>Hymenolepis</i>	15
<i>Trematodos</i>	16
<i>Protozoos</i>	19
<i>Consecuencias de los parásitos en la salud animal</i>	21
<i>Factores ambientales en la transmisión y desenvolvimiento de las parasitosis</i>	22
<i>Factores antropogénicos en la transmisión y desarrollo de parasitosis</i>	23
<i>Importancia de los parásitos en el ecosistema</i>	24
ESTUDIO DE COMUNIDADES DE PARÁSITOS.....	25
ESTUDIO DE COMUNIDADES DE HELMINTOS.....	26
<i>Principales técnicas de estudio cualitativo, cuantitativo e identificación de parásitos</i>	26
Técnicas directas. Técnica de la formalina.....	26

Centrifugo-flotación.....	27
Método de Sedimentación.....	27
Método cuantitativo (McMaster).....	28
Coprocultivo.....	28
<i>Comparación de técnicas cualitativas para el diagnóstico coproparasitoscópico ...</i>	<i>28</i>
ESTUDIOS DE COMUNIDADES PARASITARIAS EN MÉXICO	30
ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN EN PARASITOLOGÍA DE COYOTES.	31
HIPÓTESIS.....	34
OBJETIVO GENERAL	35
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	35
MATERIALES Y MÉTODOS	36
AREA DE ESTUDIO.....	36
POBLACION DE MUESTREO Y TIPO DE MUESTREO	37
PROCEDIMIENTO DE LABORATORIO	38
ANALISIS DE RESULTADOS	40
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	43
CONCLUSIONES	54
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
ANEXO 1	81
ANEXO 2	86
ANEXO 3	86
ANEXO 4	87
ANEXO 5	88
ANEXO 6	88

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Prevalencias e intensidad parasitaria media en heces de coyote del APFF Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México, áreas 1 y 2.....	44
Tabla 2.	Prevalencias e intensidad parasitaria media en heces de coyote del APFF Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México.....	46
Tabla 3.	Prevalencias en heces de coyotes del APFF Médanos de Samalayuca, calculadas por temporadas.....	49
Tabla 4.	Variables evaluadas en el estudio y su asociación con la presencia de parásitos en heces	50
Tabla 5.	Comparación de prevalencias a partir de las técnicas empleadas.. ..	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de distribución de los puntos de colecta de heces de <i>Canis latrans</i> en el APFF Médanos de Samalayuca.	35
---	----

ABREVIATURAS

ANP	Área Natural Protegida.
ANPMS	Área Natural Protegida Médanos de Samalayuca.
APFF	Área de Protección de Flora y Fauna.
APFFMS	Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca.
CDC	Centers for Disease Control and Prevention.
cm	Centímetros.
Hpg	Huevos por gramo.
ha	Hectáreas
hs	Horas.
IPM	Intensidad parasitaria media
Km	Kilómetros.
LEBA	Laboratorio de Ecología de Biodiversidad Animal.
m	Metros.
MIF	Mertiolate-iodo-formaldehído.
ml	Milímetros.
msnm	Metros sobre el nivel del mar.
NaCl	Cloruro de Sodio.
rpm	Revoluciones por minuto.
SAF	Sodio-ácido acético-formol-agua destilada.
sp.	Sin determinar especie.
spp.	Varias especies del mismo Género.
TCF	Técnica de centrífugo flotación.
TF	Técnica de la Formalina.
TH	Técnica de Hoffman

GLOSARIO

- ALOGÉNICOS:** Los parásitos requieren más de un hábitat para completar su ciclo de vida, que puede incluir etapas de vida libre, así como otros hospederos (Cruz Reyes y Camargo Camargo, 2001).
- AUTOGÉNICOS:** Los aquellos que utilizan a un hospedero, para todo su desarrollo de ciclo vital, es decir, crecer y reproducirse, se transmiten de manera directa entre los hospederos, por contacto (Cruz Reyes y Camargo Camargo, 2001).
- CARGA PARASITARIA:** Término usual en medicina humana y veterinaria, para evaluar la intensidad de infección de algunos helmintos y algunos protozoarios en materia fecal, sangre y orina. La cuenta de huevos por gramo de heces ofrece datos aproximados de la carga parasitaria pero no debe considerarse como el total de parásitos “hospedados” presentes (Cruz Reyes y Camargo Camargo, 2001).
- CISTICERCO:** Forma quística de algunas tenias, principalmente en tejidos del hospedero (Fisher & Macgarry, 2007).
- CISTICERCOIDES:** Estado larvario de algunos cestodos que se caracteriza por la presencia del escólice, careciendo de la vesícula que está presente en el cisticerco (Fisher & Macgarry, 2007).
- CYSTO:** Forma quística de un protozoario (OMS, 2000).
- ECTOPARÁSITO:** Son aquellos parásitos que se ubican por lo general en las zonas o tejidos externos del hospedero, ya sea piel, pelos, plumas musculatura esquelética etc, ejemplo garrapatas, mosquitos, pulgas, piojos, etc.

	(Bush, 1997).
ENDOPARÁSITO:	Son aquellos agentes que se encuentran dentro del hospedero, por lo general presentes en órganos tubulares o huecos o directamente incluidos en las células del cuerpo, ejemplo helmintos y protozoos (Bush, 1997).
ESPECIFICIDAD (DE UNA TÉCNICA COPROPARASITOSCÓPICA):	Capacidad que tiene una técnica coproparasitoscópica de diagnosticar una especie de parásito en particular o un género en particular (Enríquez, 2000).
ESPECIALISTA:	Parásitos que viven exclusivamente en una especie de hospedero o en un órgano o tejido específico del hospedero. (Bush, 1997).
GENERALISTA:	Parásitos que pueden habitar un amplio rango de hospederos, son también denominados parásitos no específicos, géneros o familias (Bush, 1997).
HETEROXENO:	Un parásito que para poder cumplir partes de su ciclo de vida necesita pasar por más de un hospedero hasta llegar a su hospedero final, en su fase infectiva (OMS, 2020).
HOSPEDERO FINAL:	Hospedero en el cual el parásito alcanza la madurez sexual y se reproduce (Mehlhorn, 2008).
HOSPEDADOR INTERMEDIARIO:	Hospedero en el cual el parásito experimenta algún tipo de desarrollo pero no alcanza la madurez sexual (Mehlhorn, 2008).
HOSPEDADOR PARATÉNICO:	Hospedero en el cual el parásito no realiza ningún tipo de cambio perteneciente a su ciclo de vida, pero que puede ser vehiculizado para poder llegar a su hospedero intermediario o definitivo (Enríquez, 2000).
INFECCIÓN PARASITARIA:	Momento de introducción/invasión/transmisión de un parásito el cual se reproduce dentro del hospedero (Mehlhorn, 2008).
INTENSIDAD MEDIA:	Suma total de los parásitos de una misma especie dividido entre el número de hospederos parasitados

(Bush, 1997).

INTENSIDAD:	Número de parásitos de una especie en particular en un hospedero (Bush, 1997).
MACROPARÁSITOS:	Los macroparásitos pluricelulares que en estadios específicos de su vida pueden ser observados con el ojo humano, (helmintos en general y artrópodos), con un tiempo de reproducción comparativamente más largo que los microparásitos. (Mehlhorn, 2008).
METACERCARIAS:	Fase del proceso de maduración de un trematodo, caracterizada por presentar una forma encapsulada quística dentro del hospedador intermedario (Gibson, 2002).
MICROPARÁSITOS:	Los microparásitos Son microorganismos en su mayoría unicelulares imperceptibles al ojo humano pero si a través de instrumentos de microscopia (virus, bacterias, protozoarios y hongos), se reproducen rápidamente en el hospedero. (Mehlhorn, 2008).
MIRACIDIOS:	Fase del proceso de maduración de un trematodo, caracterizado por la presencia de cilias que le permiten nadar libremente (Gibson <i>et al.</i> , 2002).
MONOXENO:	Parásito que llega a su hospedero final sin necesidad de ser vehiculizado por un intermediario, o que no necesita de un intermediario para completar su ciclo evolutivo (OMS, 2020).
OOCYSTO:	Zigoto encapsulado de un protozoo esporozoo (OMS, 2000)
PARÁSITO:	Es un animal que vive completamente a expensas de plantas, animales o humanos (Mehlhorn, 2008).
PARASITISMO:	Es un tipo de relación ecológica en la que el parasito utiliza al hospedero como fuente de nutrición, desarrollo de vida o sitio de reproducción, dependiendo del tiempo que el parasito se encuentre en relación con el hospedero se conocen dos tipos de parasitismo, el temporal y el permanente. (Bush, 1997).

PATOGENIA:	Estudia las causas que dan origen a una enfermedad, y los cambios que produce en el organismo al que están afectando (OMS, 2020).
PATOGENICIDAD:	Capacidad que tiene un organismo de producir una enfermedad en un huésped susceptible (Niehaus, 2011).
PATÓGENO:	Un agente capaz de causar cambios perjudiciales en el organismo que afectan (Mehlhorn, 2008).
PREVALENCIA:	Es el número de hospederos infectados con uno o más individuos de una especie de parásitos dividido entre el número de hospederos examinados (Bush, 1997).
REDIAS:	Fase larval enquistada del proceso de evolución de un trematodo (Gibson, 2002).
SENSIBILIDAD (DE UNA TÉCNICA COPROPARASITOSCÓPICA):	Capacidad que tiene una técnica coproparasitoscópica de diagnosticar un grupo de parásitos sin ser específicos para una especie o género particular (Enríquez, 2000).
VECTOR:	Un vector es un organismo capaz de vehicular o transportar y transmitir un agente infeccioso (OMS, 2020).
ZOONÓISIS:	Infecciones e infestaciones que se transmiten de forma natural entre humanos y animales domésticos o silvestres (Cruz-Reyes & Camargo, 2001).

1. INTRODUCCIÓN

El coyote *Canis latrans*, es uno de los mamíferos carnívoros de mayor distribución de Norteamérica, es un cánido de talla mediana (Arrellano, 2014). Se encuentra ampliamente distribuido desde el sur de Canadá, Estados Unidos, México y parte del Centroamérica hasta Panamá (Aranda, 2000); está registrada en los desiertos de Chihuahua, por ejemplo el Área Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca (CONAPFF, 2013).

Al ser el coyote un animal altamente adaptable, es fácil encontrarlo en zonas agrícolas, suburbanas e incluso en zonas urbanas (Riley *et al.*, 2003). Esto favorece su contacto con animales domésticos e incluso el hombre (Trout *et al.*, 2006), aumentando así la probabilidad de transmisión de enfermedades (Aguirre, 2009). Pudiendo ser causadas por virus, bacterias, hongos y parásitos (Acha & Szyfres, 2003).

Los coyotes presentan cualidades que lo califican como un buen bioindicador de salud de ecosistemas. Una de las características fundamentales es su elevada sensibilidad a los estresores y agentes patógenos, su amplio rango de distribución que permiten hacer estudios comparativos, su longevidad, su abundancia que permite el fácil acceso a los individuos e incluso a otras muestras biológicas del mismo (Capó, 2002).

Un parásito obtiene sus nutrientes y vive a expensas de otro organismo, causándoles daño en el proceso o incluso la muerte (Neghme & Silva, 1971). Estos no generan grandes estragos cuando se encuentran en equilibrio con el organismo parasitado. La enfermedad en éste caso “la parasitosis”, ocurre cuando se agrupan ciertos factores favorables, tanto biológicos como ecológicos, los cuales favorecen la ruptura de ese estrecho equilibrio existente entre el parásito y el hospedero (Neghme & Silva, 1971).

Para la transmisión y desarrollo de las parasitosis existen muchos factores desencadenantes, los efectos ambientales en la transmisión de muchas enfermedades parasitarias son bien reconocidos, pero el papel de factores específicos como el clima y las prácticas agrícolas en la transmisión de modulación rara vez se caracteriza cuantitativamente (Michael *et al.*, 1996).

En el diagnóstico de parasitosis en animales existen varias técnicas empleadas en veterinaria convencional ya sea en animales vivos (Enríquez, 2000), muertos (Álvarez-Córdoba, 2019) o eutanasidos (Foreyt, 2005). La identificación de parásitos y o formas parasitarias nos ayudan a tener una estimación del estado de salud de los animales (Fiel *et al.*, 2011).

Los animales silvestres al igual que los domésticos pueden albergar a numerosos agentes patógenos (Arjo *et al.*, 2003; Sangster *et al.*, 2007), el conocimiento de los mismos es indispensable para tomar medidas de prevención y/o control en la población animal (Rozsa *et al.*, 2000), considerando principalmente el hecho de que muchos agentes pueden ser transmitidos al hombre.

Algunos trabajos realizados como los de Saláis (1982), Domínguez (2002) y Niehaus (2012) sobre la composición entero-parasitaria de los coyotes en vida libre han arrojado datos interesantes en materia de parasitología. Han encontrado en la mayoría de los casos prevalencias que superan el 50% de las muestras analizadas, con predominancia de helmintos, principalmente nematodos como aquellos del orden Strongylida y Ascaridida. En cuanto a los cestodos se han reportado más comúnmente aquellos del orden Cyclophyllidea.

Este trabajo tiene como principal objetivo determinar las prevalencias y cargas parasitarias presentes en heces de coyote del APFF Médanos de Samalayuca. No se conocen trabajos realizados sobre la fauna enterogastroparasitaria de los coyotes del APFF Médanos de Samalayuca. Los resultados del presente trabajo generan información sobre los parásitos que albergan estos animales que podrían ayudar a tomar medidas de prevención y/o control principalmente ante aquellos agentes que ponen en riesgo la salud de la población.

1. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El coyote *Canis latrans*

El coyote es un mesodepredador, mide aproximadamente 1.509 m de longitud total y pesan entre 8 y 16 kg. Los machos son más grandes que las hembras. Los ejemplares de las regiones del norte del continente norteamericano son de mayor tamaño, pelo más largo y oscuro y grisáceo que los del sur de norteamérica. Los de zonas áridas son de color rojizo y de pelo corto (Bekoff, 1982; Arrellano, 2014; Aranda, 2000).

2.1.1. Distribución

Son los mamíferos de mayor distribución en Norteamérica Se distribuyen desde la región sur de Canadá, Estados Unidos y México (excepto la península de Yucatán) y Centroamérica hasta Panamá (Ramírez-Albores & León-Paniagua, 2014).

Actualmente su distribución está incrementándose como resultado de las perturbaciones ambientales causadas por las actividades humanas, que junto con la versatilidad de la especie favorecen su dispersión (Gese & Bekoff, 2004).

Durante el siglo pasado, los coyotes han experimentado expansión del rango de distribución a través de gran parte de Norteamérica y Central. Anteriormente restringido a los dos tercios occidentales de América del Norte, ahora se encuentra en la mayor parte del continente, desde el Atlántico a la costa del Pacífico y desde Alaska a Panamá (Macdonald & Sillero-Zubiri, 2004). A pesar del manejo generalizado como especie de plaga (Andelt, 1987; Knowlton *et al.*, 1999), los coyotes, han ampliado su alcance geográfico en un estimado del 40% desde la década de 1950, al menos el doble que cualquier otro carnívoro de América del Norte durante el mismo período de tiempo (Laliberte & Ripple, 2004).

2.1.2. Ecología

Habitan todo tipo de ambientes, como bosques de coníferas, áreas pantanosas, pastizales, zonas de selva mediana y baja, así como áreas desérticas y zonas agrícolas mezcladas con bosques. En estos hábitats usan diferentes tipos de madrigueras como troncos huecos, agujeros al nivel del suelo rodeados de arbustos, socavones o grietas en zonas rocosas (Servín & Huxler, 1993a).

La habilidad de los coyotes para utilizar los recursos que proporcionan las poblaciones humanas les ha permitido vivir en zonas urbanas (Picado *et al.*, 2009). En zonas desérticas la disponibilidad de agua puede limitar su distribución (Bekoff, 1977).

Su dieta es omnívora e incluye carne en un 90% y un 10% de insectos y frutas. En áreas urbanas se alimentan de restos de comida humana o de mascotas que encuentran en los basureros (Bekoff, 1982).

El rol del coyote en el medio ambiente es de suma importancia debido a que regulan poblaciones de roedores y lagomorfos, son considerados buenos dispersores de semillas, en los desiertos son los principales reforestadores de flora como *Prosopis glandulosa* y ciertos frutos de *Opuntias* sp., (Servín & Huxley, 1993).

2.1.2.1. Rol ecológico del coyote

Los coyotes son considerados predadores tope de la cadena alimenticia desde la dismunición y o eliminación de los lobos (*Canis* spp.). Sin embargo su capacidad de cazar ungulados ha sido cuestionada por mucho tiempo, como así también, su capacidad de reemplazar a los lobos en cuanto a su nicho ecológico. Se los relaciona principalmente el control de ungulados como los venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) y alces (*Alces alces*). Esto se debe principalmente a los que los cánidos ancestros del coyote consumían una menor cantidad de ungulados salvajes, en relación a los alimentos antropogénicos, relacionándolos con los ancestros de lobo. Los coyotes son depredadores efectivos de los venados, pero su flexibilidad alimentaria y las bajas tasas de matanza de alces sugieren que no han reemplazado el papel ecológico de los lobos en el este de América del Norte (Benson *et al.*, 2017).

Los roles funcionales de los depredadores varían mucho, ya que pueden ser reguladores de población, limitadores de población, recolectores, presas de otros depredadores, facilitadores, agentes catastróficos o portadores de patógenos que afectan la dinámica de la población de ellos mismos y los ecosistemas. En algunos ecosistemas, el conjunto de depredadores es diverso, lo que lleva a redes alimenticias complejas y roles y dinámicas interespecíficas (Mann *et al.*, 2015). Algunos cánidos como los coyotes pueden tener más de un rol simultáneamente y pueden cambiar roles dependiendo del contexto (Estes *et al.*, 2011). Los cánidos representan una familia tan diversamente adaptada ocupando una variedad de roles en las redes alimenticias manipuladas por humanos y naturales (Macdonald & Sillero-Zubiri, 2004; Rosenblatt *et al.*, 2013).

La posición de cada especie de cánido dentro de su red alimentaria depende de su tamaño absoluto y relativo, la presencia y naturaleza de las especies competidoras, la disponibilidad de alimentos y la estrategia de alimentación asociada requerida para adquirirlos. Las dietas de los cánidos varían ampliamente, ya que algunos son hipercarnívoros y especialistas (por ejemplo, ver lobos grises), mientras que otros, como perros domésticos, coyotes y zorros rojos, son generalistas más oportunistas pero predominantemente carnívoros. Otras especies, como el chacal de rayas laterales (*Canis adustus*) y el lobo de crin (*Chrysocyon brachyurus*), son principalmente generalistas omnívoros, con mayor consumo de material vegetal (MacArthur & Levins, 1964; Macdonald & Sillero-Zubiri, 2004). En general, las especies más grandes y de mayor orden trófico pueden restringir el tamaño de la

población y la distribución de especies subordinadas por depredación, desplazamiento competitivo o exclusión (Creel *et al.*, 2001).

2.1.3. Estructura Social

Los coyotes son animales considerados monógamos, es decir, forman una sola pareja con quien se encuentran durante toda su vida y no solo en época reproductiva. Los mismos comparten responsabilidades de cría y alimentación de los cachorros, hasta que estos se dispersan, siempre y cuando las parejas sobrevivan estos permanecerán unidos hasta la siguiente crianza, donde volverán a compartir responsabilidades (Beckoff, 1977). Se reproducen una vez al año entre enero y marzo dependiendo de la localidad. La gestación dura 63 días y las camadas promedio son de seis crías, las cuales nacen y permanecen en madrigueras hasta las tres semanas de vida. Estas son destetadas entre las 5 y 7 semanas de edad y alcanzan el tamaño adulto a los 9 meses de edad (Gese & Bekoff, 2004).

Durante la primera semana de vida de los cachorros la madre se encarga de cuidarlos muy de cerca, permaneciendo con ellos en la madriguera, en cuanto el macho es el encargado de conseguir comida para la hembra (Hidalgo-Mihart *et al.*, 2004). Un tiempo después tanto el macho como la hembra salen a buscar alimentos para el cachorro cuando este ya puede consumir alimentos sólidos. Los cachorros están listos para abandonar la madriguera a las tres semanas aproximadamente, tiempo en el cual empiezan sus primeros recorridos exploratorios con la supervisión de los padres (Posadas *et al.*, 2007). En esta época los miembros se mantienen conectados mediante vocalizaciones, mientras cazan en diferentes aéreas o cooperan viajes de casería (Gese *et al.*, 1989).

Los grupos sociales son estacionales, realizan cacería en grupos que continúan hasta que empiecen las primeras dispersiones de los juveniles, principalmente en otoño, esto hace que el grupo familiar se rompa a finales de año, los coyotes no forman grupos estables como lo hacen los lobos. Sin embargo existen registros de algunos grupos estables de coyotes, más cuando abunda el alimento (Bowen, 1981).

2.2. Animales silvestres como indicadores de salud ambiental

Los animales silvestres representan uno de los recursos naturales más emblemáticos en el medio que nos rodea. Las enfermedades infecciosas y parasitarias que estos presentan son de importancia sobre la población animal en general y el hombre (Artois, 1997). Los agentes patógenos, en los hospederos presentan prevalencias que pueden variar considerablemente dependiendo de la zona geográfica, las relaciones interespecíficas incluyendo a animales domésticos, principalmente con la producción ganadera a campo donde existe una estrecha relación con los animales silvestres (Sagarna, 2010).

Los casos de patógenos transmitidos por animales silvestres como brucelosis, leptospirosis, toxocariosis, ancylostomiasis, giardiasis, trichomoniasis, diptofimosis, dirofilariosis, fiebre maculosa, leishmaniosis, tuberculosis, lymne, tripanomosis, fiebre amarilla, fiebre del nilo occidental (Gortázar, 1999; Sobrino, 2008; OIE, 2001, 2003) han tomado mayor importancia en los últimos años.

La degradación de los ecosistemas y el aumento de las actividades antropogénicas en zonas naturales a potenciado la posibilidad de transmisión de patógenos de los animales silvestres hacia los domésticos e incluso al ser humano y viceversa, ya que algunas tienen carácter zoonótico, repercutiendo así sobre la conservación de éstas y su relación (Briones *et al.*, 2000).

En cuanto a los carnívoros existe especial interés, puesto que por sus hábitos alimenticios, incluyendo a algunos carroñeros, forman parte del ciclo epidemiológico de algunas patologías (Gortázar, 1999), especialmente las parasitarias de ciclo indirecto (Sobrino, 2008), es decir aquellas que precisan de un hospedador intermediario (presas) para llegar a su hospedador definitivo. Por ello, se vuelven candidatos ideales para el estudio epidemiológicos (Fernández de Mendiola & Bea, 1998; Palomo & Gisbert, 2002).

2.2.2. Estudios sobre animales silvestres como bioindicadores

La rabia es uno de las enfermedades infecto contagiosas más importantes del mundo, que afecta a animales de sangre caliente incluyendo el ser humano, por lo que la fauna silvestre no se encuentran exenta de esta patología y son los encargados de mantenerlo en el ambiente, actuando de reservorios del virus, principalmente los murciélagos hematófagos (OIE, 2001, 2003).

Estudios han demostrado que los tejones pueden actuar como reservorios de la bacteria *Mycobacterium bovis*, tanto en Reino Unido como en Irlanda (Clifton-Hadley *et al.*, 1993).

En tortugas acuáticas lograron identificar bacterias del género *Salmonella* comparados con los terrestres, en la Península Ibérica (Hidalgo-Vila *et al.*, 2007).

En cuanto a otros animales silvestres, Jones & Twigg (1976) aislaron *Salmonella enterica* ser. Dublin y *S. typhimurium* en el ratón común (*Mus musculus*), mientras que Handeland *et al.* (2002) en Noruega, describieron como reservorio de *S.typhimurium* un erizo de la especie *Erinaceus europaeus*. En Europa además describieron diferentes serotipos de *Salmonella* en liebres (*Lepus europaeus*), jabalí (*Sus scrofa*), corzo (*Capreolus capreolus*) y ciervo (*Cervus elaphus*) (Morner, 2001).

Toxoplasma gondii es el parásito causante de toxoplasmosis, es una zoonosis de distribución mundial que afecta a animales de sangre caliente, incluido el ser humano (Dubey & Beattie, 1988), descrito por

Nicolle & Manceaux (1908) por primera vez en *Ctenodactylus gundi*, roedor que habita el norte de África.

2.3. Importancia de los cánidos silvestres como centinelas bioindicadores e indicadores de patógenos en el ambiente

Se llama especie centinela a aquellas capaces de acumular en sus tejidos altas concentraciones de agentes patógenos y o sustancias nocivas, principalmente aquellos que pueden resultar un riesgo para los seres humanos. Así sirven de indicadores anticipados ante la presencia de un agente injuriante. Por lo general los bioindicadores se caracterizan por ser más susceptibles o de manera más temprana a agentes peligrosos, incluso antes que las personas (Arencibia *et al.*, 2009).

Los cánidos silvestres debido a su gran variedad en dieta, desempeñan el papel de centinelas bioacumuladores sin ser necesariamente reservorio de agentes patógenos (Barnes, 1982).

Como no existe una relación trófica entre las especies centinelas y las de interés, éstos son considerados buenos indicadores de enfermedades, principalmente a nivel local, en cuanto a los animales estudiados (Sagarna, 2010).

Los cánidos en áreas periurbanas y urbanas posibilitan el diagnóstico temprano de agentes infecciosos zoonóticos principalmente agentes bacterianos, virales y parasitarias. De esta manera actúan como centinelas indicadores de la presencia temprana de estos agentes y su posible transmisión al humano (Arjo *et al.*, 2003).

2.3.1. Estudios de cánidos silvestres como bioindicadores

Los zorros enferman fácilmente de sarna sarcóptica, siendo el principal agente causal el ácaro *Sarcoptes scabiei*, el cual también ha sido descrito en varias especies de mustélidos (Bornstein *et al.*, 2001). El coyote y el lobo se hayan incluidos en el ciclo epidemiológico *Echinococcus granulosus*, agente causal de la equinococosis (Sobrino *et al.*, 2006).

Varias especies de tejones principalmente las del viejo mundo presentan diferentes serotipos *Salmonella*, mientras los serotipos considerados zoonóticos; *Typhimurium* y *Enteritidis* se encuentran en el zorro, garduña y comadreja, aunque otras bacterias como *Yersinia* son consideradas más frecuentes en estos animales, en especial *Y. enterocolitica* e *Y. pseudotuberculosis*, esta última también reportada en gato montés (Sabbatani, 2003; Gasper & Watson, 2001). En el caso de las bacterias del género *Leptospira* han sido reportadas en un gran número de carnívoros silvestres de España (Rodríguez, 2002).

2.4. El coyote, bioindicador de salud de ecosistemas

Las características que hacen del coyote un buen bioindicador son las siguientes: 1) la representatividad espacial, es decir, habitan una gran extensión geográfica que permite realizar comparaciones entre puntos de su distribución; 2) Disponibilidad, los especímenes y los materiales biológicos provenientes de ellos son de fácil acceso gracias a su abundancia en las zonas de estudio; 3) Sensibilidad, al ser un mamífero omnívoro es capaz de enfrentarse a varios agentes patógenos y contaminantes, por tanto pueden actuar como reservorios, indicadores o portadores de éstos; 4) Longevidad de la especie, estas especies permiten realizar estudios para evidenciar la presencia de patógenos o contaminantes de un área determinada a largo plazo; 5) Reproducibilidad de recogida de individuos, estos deben ser de fácil estandarización, para utilizar la misma especie en áreas diferentes y 6) Semejanza con el humano, el grado de semejanza fisiológica con los seres humanos ayuda a tener una mejor visión de éstos como centinela bioindicadores para patógenos que ponen en riesgo la salud humana (Tataruch & Kierdorf, 2003; MacArthur & Levins, 1964; Macdonald & Sillero-Zubiri, 2004).

2.4.1. Estudios sobre el coyote como bioindicador

Las agentes patógenos asociados con los coyotes incluyen la rabia, la tiña y los parásitos externos, tularemia, brucelosis, leptospirosis, yersiniosis, campilobacteriosis, salmonelosis, criptosporidiosis, giardiasis, infecciones con *E. coli* patógena, toxoplasmosis, equinococosis y viscal cutánea (IACUC, 2016).

Camacho & Pineda (2012), realizaron el primer reporte de *Dirofilaria immitis* en coyote para México. Fueron colectados adultos de este parásito a partir de la carcasa de un coyote atropellado, encontrado en el tramo del libramiento norponiente del municipio de Querétaro. En Texas Clark & Wilson (1995), realizaron colecta de sangre para análisis genéticos y antigénicos en 327 coyotes, para la detección del virus rábico. Los resultados demostraron que el coyote puede actuar como reservorio y diseminador el virus. Chao-Chin *et al.* (2000) en un estudio realizado en USA, en la costa central de California, analizaron 109 coyotes a partir de estudios genéticos y encontraron que 31 animales (28%) tenían bacteriemia con *Bartonella vinsonii* subsp., *berkhoffii* y 83 animales (76%) tenían anticuerpos contra *B. vinsonii*. Estos hallazgos sugieren que estos animales podrían ser el reservorio de vida silvestre de *B. vinsonii* subsp., *berkhoffii*. Starkey *et al.* (2012), analizaron suero de coyotes colectados en Oklahoma y Texas para detectar anticuerpos reactivos contra *R. rickettsii*, *Ehrlichia canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, *Borrelia burgdorferi* y *Anaplasma phagocytophilum* mediante prueba indirecta de anticuerpos fluorescentes o ELISA. El 60% tenían anticuerpos reactivos contra *R. rickettsii* y *E. chaffeensis*, respectivamente, en IFA. Además, el 5% tenía anticuerpos reactivos para *E. canis*. El análisis serológico posterior por ELISA en placa usando péptidos específicos de especies

reveló anticuerpos contra *E. ewingii*, *E. canis* y *E. chaffeensis* en 46%, 18% y 4, respectivamente. Tomados en conjunto, estos datos indican que los coyotes en esta región están comúnmente expuestos a *Rickettsia* y *E. ewingii* y que puede justificarse una mayor consideración de los coyotes como un componente del ciclo de mantenimiento para estos patógenos.

Los coyotes además son portadores de un gran número de parásitos internos y externos que pueden representar un riesgos para la salud, principalmente de carácter zoonótico, éstos son; equinococosis causante de la hidatidosis humeana, teniasis, toxocariasis causante de larva migrans visceral y ocular en humanos, leishmaniasis, ancilostomiasis, himenolepiasis, enfermedad de Chagas, peste y otras infecciones microbianas transmitidas por vectores ectoparásitos (Redman *et al.*, 2016).

2.5. Principales endoparásitos en coyotes y demás carnívoros silvestres

Helmintos de la Clase Nemátoda, Céstoda y Tremátodo y principalmente, Protozoarios, gastrointestinales, hemáticos e intracelulares constituyen grupos de parásitos con una alta riqueza y diversidad (Gortázar, 1996). Aunque en carnívoros domésticos como gatos y perros existe información sobre estos parásitos, los cuales pueden transpolarse en su mayoría a los carnívoros silvestres (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Los helmintos son parásitos parecidos a gusanos, son invertebrados caracterizados por poseer cuerpos alargados, planos o redondos, los grupos clínicamente relevantes se separan de acuerdo con su forma externa general y el órgano huésped que habitan, hay especies hermafroditas y con diferenciación sexual (Jeffrey & Leach, 1968). La clasificación definitiva se basa en la morfología externa e interna de las etapas de huevo, larva y adulto (Zamen, 1978). Los gusanos redondos son nematodos o nemathelmintos y los gusanos planos o platyhelmintos incluyen los céstodos y trematodos, siendo as infecciones causadas por helmintos, las más comunes de éstas (Stoll, 1947).

Presentan un ciclo muy complejo que comienza con los estados de huevo, larval (juveniles) y adultas. Este conocimiento ayuda a comprender los ciclos epidemiológicos y su patogénesis, así como el método diagnóstico apropiado y un tratamiento oportuno y eficaz, ante la presencia de infecciones por estos agentes (Schmidt & Roberts, 1985).

2.5.1. Nemátodos

La clase nemátoda comprende invertebrados comúnmente conocidos como "gusanos redondos" que carecen de segmentos verdaderos y apéndices, poseen un tracto digestivo completo al menos durante una etapa de su desarrollo, cavidad corporal descrita como pseudoceloma, pero carecen de especialidad respiratoria, sistema circulatorio y no tienen músculos circulares. Poseen sistema nervioso, sistema excretor y músculos longitudinales y son dióicos (Anderson, 2000). Se distribuyen

en todo el mundo y pueden ocupar una amplia gama de hábitats (Grasse, 1965). Mientras que muchos viven en libertad con actividades intrascendentes para los animales, otras parasitan plantas y animales, incluidos los humanos, y son de importancia económica (Chitwood & Chitwood, 1974).

Varias especies de nematodos de vida libre (especialmente *Caenorhabditis elegans*) se han utilizado experimentalmente para estudiar el desarrollo celular y han contribuido enormemente a nuestra comprensión de la organización molecular de los metazoos (Poinar, 1983).

La nematodiasis en carnívoros es causada por varios nematodos, el ciclo de vida de los mismos y su patogenia varía de una especie a otra. Los nematodos más comunes en éstos suelen ser: *Toxocara canis*, *Toxocara cati* y *Toxascaris leonina*, seguidos por *Trichuris vulpis*, *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma brasiliense*, *Uncinaria stenocephala* y con menor ocurrencia *Strongyloides stercoralis* y *Spirocerca lupi* (Sagarna, 2010).

2.5.1.1. Ascáridos

Los ascáridos o gusanos redondos más comunes en carnívoros son generalmente los del género *Toxocara*, presentan un cuerpo cilíndrico largo blanco-amarillo a marrón claro, anterior en forma de flecha (Warren, 1970).

Los machos son pequeños y tienen una espiga posterior curvada ventralmente (Radwan *et al.*, 2009). Los adultos de *Toxocara* viven en el intestino delgado de sus huéspedes definitivos, las hembras liberan hasta 200.000 huevos diariamente en el medio ambiente a través de las heces de su hospedero (Glickman & Schantz, 1981).

Los huevos pueden embrionarse durante un período de 2 a 6 semanas, dependiendo de la temperatura, la humedad, la luz, el sustrato, el pH y la cubierta vegetal. Durante este tiempo, las larvas dentro del huevo protector pueden madurar desde L1 a L2 y eventualmente a la etapa infecciosa L3 (Araujo, 1972).

El *Toxocarase* distribuye en zonas cálidas y templadas, y su desarrollo va ligado a éstas condiciones (Mino, 2016).

Las especies que infectan a los cánidos incluyen *T.canis* y, con menor frecuencia, *T.leonina* y *Baylisascaris procyonis* (Laus *et al.*, 2003).

Las infecciones por *Toxocara* son extremadamente comunes en cachorros lactantes y destetados hasta aproximadamente los 6 meses de edad. Se encontraron huevos de *T.canis* en más del 30% de las muestras fecales caninas examinadas de diversas fuentes en los Estados Unidos, un animal puede contraer *Toxocara* a partir de la placenta o la leche materna, la infección por vía oral se da por ingestión de L3 infectante (Fisher, 2002), también se presentan casos de infección por ingestión de portadores paraténicos invertebrados (Gillespie, 1988). Las infecciones patentes se observan

ocasionalmente en canidos maduros, pero los números de gusanos asociados suelen ser modestos (Strube *et al.*, 2013).

El *Toxascaris leonina* es un ascárido poco común que se transmite por ingestión de huevos infectivos o huéspedes paraténicos. Esta especie de gusano redondo no migra sistémicamente en canidos o félidos, y por lo tanto no puede transmitirse verticalmente. En la fase de adulto, su órgano de predilección es el intestino, ahí viven por al menos 30 días, se reproducen y la hembra deposita los huevos, los cuales son eliminados a partir de las heces al ambiente (Fisher *et al.*, 2002). Algunos estudios han demostrado que *T. leonina*, puede causar zoonosis, por medio de la *larva migrans visceral*, pero es menos frecuente que las causadas por *Toxocara* sp., (Junequera, 2007).

Baylisascaris procyonis es un ascárido muy común de mapaches, pero los cánidos que se infectan por la ingestión de huevos con larvas o huéspedes paraténicos pueden pasar huevos viables en sus heces. La ingestión inadvertida en humanos de huevos de *Baylisascaris* larvados puede resultar en una enfermedad grave que involucra la migración de larvas dentro del sistema nervioso central (Bauer, 2013).

2.5.1.2. Ancylostómidos

Son parásitos que pertenecen a la clase Nemátoda, presentan un cuerpo corto y macizo, las hembras son de mayor tamaño que los machos y sus colas terminan en punta, mientras que los machos presentan un lóbulo copulatriz. Su aparato digestivo comienza con una boca provista de dientes o placas que le permiten adherirse a la mucosa de los intestinos del los hospederos, su órgano receptor, donde estos se reproducen y las hembras desovan. Los huevos son eliminados a partir de las heces, una vez en el ambiente eclosionan y dan origen a la larva infectante (L3) después de una semana (OPS, 2003). La patogenia de las larvas es muy variada, éstas pueden ingresar por vía tanto per oral como per cutánea, para luego migrar a varios órganos: hígado, riñón, pulmón, bazo, donde se pueden enquistar y pasar a un estado de hipobiosis (CDC, 2013).

Las larvas presentes en el pulmón migran hacia la orofaringe son reingeridos y viajan hasta el intestino, donde maduran y desarrollan. Durante esta fase se presentan varios trastornos sistémicos. Los adultos son hematófagos, lo que ocasiona daños intestinales, ocasionando anemia y diarrea con sangre, también se han reportado de casos de infección transplacentaria y galactófora (Mino, 2016). Las larvas a su paso por los organos del cuerpo infectado ocasionan neumonía secundaria, dermatitis alérgica pruriginosa, siendo las lesiones en el SNC las más graves (Kwon *et al.*, 2003).

Los parásitos *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense* y *Uncinaria stenocephala* son infecciones comunes de anquilostomas en los cánidos (Burke &Roberson, 1985).

Los félicos son comúnmente infectados por *Ancylostoma tubaeforme* y *A. braziliense*, pero raramente por *U. stenocephala*, *A. caninum* y *A. tubaeforme*. Se encuentran con mayor frecuencia en áreas tropicales y subtropicales; *A. braziliense* en zonas costeras cálidas, América Central y del Sur; y *U. stenocephala* en áreas más frías como el norte de Estados Unidos, Canadá y Europa (Reinemeyer, 2016).

La *Uncinaria stenocephala* es un anquilostoma menos común de los cánidos que se adquiere con mayor frecuencia a través de la ingestión de larvas de la tercera etapa (L3). *Uncinaria* sp., está más restringida en su distribución geográfica que *Ancylostoma caninum*, y ocurre con mayor frecuencia en Europa, Canadá y la parte norte de los Estados Unidos. Los huevos de *Uncinaria* se encontraron en solo el 1,02% de las muestras fecales de perros recolectadas en los Estados Unidos. *Uncinaria* ingiere proteínas plasmáticas en lugar de sangre total, por lo que los signos clínicos se relacionan principalmente con la pérdida gradual de nutrientes vitales. *Ancylostoma braziliense* es otra anquilostomiasis bastante patógena de los perros que se limita a los climas tropicales y subtropicales (Fisher & Macgarry, 2007).

2.5.1.3. Rabdítidos

Los Rabdítidos son parásitos generalmente de cuerpos muy largos y cilíndricos. Tiene cuatro capas de cutícula que son típicas de la mayoría de los nematodos: la epicutícula es la capa más externa y la exocutícula está inmediatamente debajo de ella. La mesocutícula está debajo de la exocutícula y generalmente está compuesta de capas fibrosas muy bien organizadas. La endocutícula es la cutícula más interna y aunque su composición es similar al meso, sus fibras no están bien ordenadas (Zaha *et al.*, 2000).

En la superficie del cuerpo presentan papilas que actúan como quimiorreceptores y se abren hacia el exterior a través de poros que se encuentran en los labios o en otras extremidades anteriores (Dorris & Blaxter, 2000).

El gusano tiene alas laterales, que pueden verse como crestas que se extienden, en algunos casos, a través del cuerpo (Ting, 2000).

Strongyloides stercoralis, es el rabaditido de mayor importancia en materia de salud, se encuentra en los trópicos y climas subtropicales, pero también puede estar presente en climas templados (Cheng, 1986). Debido a la variedad de huéspedes que puede parasitar, el gusano se puede encontrar en varias áreas del mundo (Roberts & Janovy, 2000)

La Strongyloidiasis es una infección intestinal con el parásito *Strongyloides stercoralis* (*S. canis*). Por lo general, solo el nemátodo femenino estará presente en el revestimiento intestinal del huésped,

causando, entre otras cosas, diarrea severa. El *S. stercoralis* es relativamente específico del huésped (humano), pero existe un potencial de transmisión a los demás mamíferos (Thamsborg *et al.*, 2016).

La mayoría de las infecciones por parásitos del género *Strongyloides* son inaparentes o se manifiestan únicamente por diarreas moderadas. Las estroglyloidosis graves o mortales por lo general se dan en neonatos o lactantes masivamente afectados. Las infecciones masivas por estroglyloideos en cánidos por lo general cursan con síntomas similares a los observados en infecciones por Distemper canino y a otras enfermedades víricas de los cánidos juveniles (Mino, 2016). En los seres humanos se presenta generalmente asintomática en pacientes inmunocomprometidos y puede conducir a complicaciones a menudo fatales, como lo demostraron De Bona & Basso (2008), en un paciente de 69 años con enfermedad broncopulmonar obstructiva crónica, usuario crónico de terapia con corticosteroides, causando una hiperinfección con larvas filarioides que posteriormente se transformaron en raditoides dentro del intestina y reinfectando al hombre.

2.5.2. Cestodos

Los céstodos son gusanos planos, también conocidos como Plathelminths, son aplanados y tienen apariencia de cinta. El adulto presenta un cuerpo dividido en segmentos o proglótidos, los cuales se desprenden del parásito cuando se hallan grávidos y son eliminados por las heces, no presentan sistema digestivo, por lo que las proglótidas absorben los nutrientes por la cutícula, por medio de difusión. Las proglótidas grávidas pueden ser observadas a simple vista, excepto en el caso de los *Echinococcus* sp., para el cual se requiere de microscopios. El ciclo biológico de los céstodos siempre comprende por lo menos un estadio inmaduro que se cumple en otro hospedador, *Taenia ovis*, *Taenia taeniformis*, *Taenia pisiformis* y *Taenia hydatigena*, presentan a los carnívoros salvajes como hospederos definitivos (Mino, 2016).

Los cestodos de importancia veterinaria pertenecientes a la familia Taeniidae, la mayoría de los animales de producción, junto con algunos otros mamíferos, actúan como hospedadores intermedios para *Echinococcus granulosus* (Moro & Schantz, 2009).

La teniasis es una verdadera infección zoonótica (euzoonosis) en la que el cerdo y el ganado actúan como huésped intermedio para *Taenia solium* y *Taenia saginata*, respectivamente, y los seres humanos actúan como huéspedes definitivos/finales (Singh & Juyal, 2013).

La coenurosis es una parasitosis causada por quistes de *Taenia* que reciben el nombre de *Coenurus cerebralis* que afecta a ovinos y en menor proporción a bovinos, caprinos y rumiantes silvestres, es una zoonosis rara y se han reportado más de 100 casos humanos en todo el mundo, siendo ésta la forma quística de *Taenia multiceps* (Dutra, 2011); otros cestodos importantes incluyen parásitos como *Diphyllobothrium latum* y *Spirometra mansoni* (Scholz *et al.*, 2009).

El parásito *Dipylidium caninum* puede causar enfermedades en perros domésticos, gatos, algunos carnívoros salvajes y ocasionalmente en el hombre (Molina *et al.*, 2003).

2.5.2.1. *Dipylidium caninum*

Su presencia está asociada a los cánidos en general y pulgas. Estos artrópodos actúan como su principal vector, consumiendo los huevos de este helminto que se encuentran en el ambiente para luego transformarse en larvas en el tracto digestivo del vector. El cánido se infecta cuando consume accidentalmente a la pulga infectada, y también por ingestión de piojos masticadores (Mino, 2016).

El parásito continúa su desarrollo en el tracto digestivo del cánido huésped, liberándose en el intestino del hospedero, donde llega a la fase infectiva madura en la tercera semana después de su ingestión. En el hombre se presenta normalmente en niños que consumen accidentalmente una pulga infectada, el nombre de la patología se conoce como dipilidiosis (Molina *et al.*, 2003).

2.5.2.2. *Echinococcus*

Los *Echinococcus* exhiben ciertas características únicas que lo diferencian del otro género importante en la familia de las tenias, un *Echinococcus* adulto mide solo unos pocos milímetros de largo (raramente más de 7 mm) y generalmente no tiene más de seis segmentos (Allan *et al.*, 1992); mientras que las especies de *Taenia* pueden crecer hasta varios metros de longitud y consisten en varios mil segmentos (Andreassen, 1998).

Los *Echinococcus* no tienen intestino y tiene lugar todo intercambio metabólico a través de la cubierta externa sincitial, el tegumento (Zeyhle & Bosch, 1982).

Su órgano de predilección es el intestino delgado de los carnívoros en general, es un parásito común en cánidos y raro en félidos. La forma quística es común en mamíferos herbívoros y omnívoros incluyendo al ser humano, encontrándose en hígado, músculos respiratorios, masticadores y el pulmón, la enfermedad producida por este parásito se conoce como hidatidosis y cursa con signos y síntomas de graves a mortales. (Mino, 2016).

Echinococcus multilocularis es el agente causante de la equinococosis alveolar en humanos. Esta enfermedad es un problema grave porque requiere una terapia costosa a largo plazo, tiene una alta tasa de letalidad y está aumentando en incidencia en Europa (Moro & Schantz, 2009), tiene un ciclo animal predominantemente salvaje que involucra a los zorros (*Vulpes* spp.), y otros cánidos silvestres, incluidos los coyotes (*Canis latrans*), como huéspedes definitivos. Sin embargo, también puede establecer un ciclo de vida antropogénico, en el que los perros y gatos son los huéspedes finales. Los roedores son los principales huéspedes intermedios en los que crecen los quistes hidatídicos

alveolares/multivesiculares y con frecuencia son mortales. Los seres humanos son huéspedes intermedios aberrantes para *E. multilocularis* (Eckert & Deplazes, 2004).

2.5.2.3. Taenia

Las tenias del género *Taenia* son planas, opacas, blancas o amarillentas y presentan largos segmentados, pueden llegar a medir de 1 a 12 metros de largo (Andreassen, 1998). La cabeza o scolex es el órgano adjunto, y tiene cuatro labios y un rostellum que puede estar armado con ganchos (*Taenia solium*), o desarmado y hundido (*T. saginata*), o con ganchos rudimentarios (*Taenia saginata asiática*). Cuando hay ganchos, se organizan en dos filas de 22 a 23 y su tamaño varía de 110 a 180 µm (Eom & Rim, 1993).

El scolex es del tamaño de una cabeza de alfiler, y es seguido por una región corta e indivisa, el cuello, desde el cual continúa una larga cadena de proglótidos o segmentos (denominada strobila). La strobila tiene la apariencia de una cinta y puede consistir en más de mil proglótidos (Flisser, 1998). Habitan el intestino delgado de los depredadores y las larvas se enquistan como estadios larvarios vesiculares en los tejidos de sus presas (Flisser, 2002a), el ciclo de vida de ese género de cestodos se da cuando un animal consume una presa parasitada con un quiste de tenia (que recibe el nombre de cisticercos, cenuros o estrobilocercos), dependiendo de la especie de *Taenia*, liberándose la forma infectiva del quiste, formado por acción de las enzimas digestivas del predador y completándose así el ciclo (Flisser, 2002b).

La infección por tenias adultas no causa daños importantes en animales con buena nutrición, incluso cuando se presentan en números elevados (Mino, 2016).

Varias especies de tenias fueron reportadas en coyotes, demostrando que es una de las cestodiasis más recurrentes en esta especie (Franson *et al.*, 1978).

Entre las *Taenia* spp., la colonización moderada del intestino de los coyotes encontrados en un estudio fue presentado por (Redmann *et al.*, 2016).

La *T. pisiformis*, con una prevalencia considerada alta, se informó que este parásito es común entre los coyotes, donde la intensidad de la infección osciló entre 43 y 83 parásitos, con una tasa de prevalencia del 63,9% (Van Der Busshe *et al.*, 1987). Bridger *et al.*, (2009) informaron una prevalencia muy baja de *T. pisiformis* en el área de Terranova, Canadá, donde encontraron solo el 1% de los coyotes infectados con este parásito cestodo.

2.5.2.3. Hymenolepis

Los cestodos (tenia) del género *Hymenolepis* son parásitos relativamente pequeños, en comparación a los otros cestodos como *Taenia* sp., *Hymenolepis nana* adultos miden de 15 a 40 mm de longitud e

Hymenolepis diminuta “tenia de rata” adultos mide de 20 a 60 cm de longitud, en cuanto a su morfología, presentan las mismas partes del resto de los cestodos, un extremo anterior o scolex seguido de un cuello que termina en las proglótidas, *Hymenolepis diminuta* es un cestodo de roedores que se ve con poca frecuencia en humanos y se encuentra con frecuencia en roedores (CDC, 2017).

Hymenolepis (Rodentolepis) nana es el céstodo común en cánidos salvajes. A menudo se le conoce como la "tenia enana" debido a su pequeño tamaño, 2-4 cm de largo y solo 1 mm de ancho (Acha & Szyfres, 2003).

La tenia adulta parasita el intestino delgado de los humanos y se adhiere a la superficie de la mucosa entre las vellosidades. A medida que el gusano madura sexualmente, las proglótidas terminales (segmentos) se vuelven grávidos, se desprenden y se desintegran en el intestino liberando los huevos, que pasan a las heces. Los huevos son inmediatamente infecciosos, pero pueden sobrevivir en el medio ambiente hasta 2 semanas (CDC, 2017).

Al igual que con la mayoría de los cestodos, el ciclo de vida incluye un metacéstodo, el *cisticercoide* larvario, pero atípicamente un huésped intermedio no es un requisito obligatorio en el ciclo de vida. Si los huéspedes ingieren los huevos, se incuban en el intestino delgado y liberan un embrión móvil, la *oncosfera*, que invade las vellosidades y se convierte en el *cisticercoide* larvario en aproximadamente cuatro días (Markell *et al.*, 1986). El *cisticercoide* se rompe y destruye completamente la vellosidad que ocupa, se adhiere a la superficie de la mucosa y se convierte en tenia adulta, que alcanza la permeabilidad en 4 semanas. Los humanos pueden ser anfitriones tanto definitivos como intermedios (Schantz, 1996).

Aunque la infección por *H. diminuta* a menudo es asintomática (Baily, 1996), el dolor abdominal (Edelman *et al.*, 1965), la irritabilidad (Velasco *et al.*, 1980) y el prurito (Acha & Szyfres, 1984) se han asociado con esta afección. La infección por *H. diminuta* puede causar eosinofilia (Baily, 1996), un hallazgo que no se detectó en nuestro paciente. La relación entre el malestar abdominal y la infección por *H. diminuta* fue difícil de establecer, porque ese síntoma desapareció mucho antes de la erradicación del cestodo. La presencia conjetural de *G. lamblia* que puede haber pasado desapercibida durante el primer examen parasitológico también es una causa bien conocida de dolor abdominal en individuos infectados (Farthing *et al.*, 1996). La irritabilidad podría haber dado lugar al ataque cianótico.

2.5.3. Tremátodos

Dentro de la clase Tremátoda existen dos subclases; los monogeneos y digeneos, siendo ésta una clasificación antigua. Los monogeneos, presentan un plano corporal que se divide en una región anterior que contiene los órganos reproductivos y digestivos y una región posterior o el opisthaptor,

que sirve como medio de fijación, está muy bien desarrollado y puede ser una estructura adhesiva única (Bray *et al.*, 2008).

El opisthaptor está equipado con ganchos, o puede dividirse en una serie de ventosas individuales, las ventosas se encuentran tanto en el extremo anterior y posterior del cuerpo del trematodo, el poro oral, recibe el nombre de prohaptor (Lefebvre & Poulin 2005).

Son principalmente ectoparásitos de vertebrados acuáticos de sangre fría, especialmente peces, sin embargo, se encuentran en la vejiga de tortugas y ranas (Drago & Núñez, 2017).

Todos son monoicos (Hermafrodita) y el ciclo de vida es directo, producen pocos huevos, en cada huevo se desarrolla una larva ciliada, el *Oncomiracidio*, eclosiona y nada hasta unirse a un hospedero, todo el ciclo puede completarse en un único hospedero (Cohen *et al.*, 2013).

Los trematodos digeneos comprenden la mayor parte de los trematodos conocidos e incluyen los de mayor importancia económica. Este grupo generalmente se conoce como los trematodos endoparasitarios en todas las clases de vertebrados. Las duelas son típicamente hermafroditas, pero algunos miembros son dioicos (hembras y machos por separado) (Drago & Núñez, 2017).

Todos tienen ciclos de vida complicados que involucran de dos a cuatro diferentes anfitriones y varias larvas diferentes etapas, siendo la primera etapa ciliada (móvil) llamada miracidio. Los poros bucales son menos desarrollados que en monogenea y en algunos casos ausentes, una ventosa oral anterior y una ventosa ventral que recibe el nombre acetábulo (Bray *et al.*, 2008).

La taxonomía actual separa a los monogeneos de los trematodos como una clase independiente en el filo de los Platyhelminthes, y habla de dos subclases dentro de la Clase Trematoda; Digenea y Aspidogastrea (Gibson *et al.*, 2002). En esta tesis a modo didáctico y por las características biológicas y clínicas incluimos a los digeneos y monogeneos como subclases en la Clase Trematoda y los Digenea y Aspidogastrea dentro de la misma subclase (van Beneden, 1858).

La Aspidogastrea es un pequeño grupo de trematodos que comprende aproximadamente 80 especies. Pertenece a la Trematoda, que comprende las dos subclases Aspidogastrea y Digenea (Fredericksen, 1972). Las especies varían en longitud de aproximadamente 1 mm a varios cm. Son parásitos de moluscos y vertebrados de agua dulce y marinos como peces y tortugas cartilaginosas y óseas (Dandotia & Bhaduar, 1977). Las características compartidas del grupo son un disco ventral grande con una gran cantidad de pequeños alvéolos (almohadillas) o una fila de retoños y un tegumento con protuberancias cortas, llamados microtuberculos, las larvas tienen una ventosa posterior y, en algunas especies, un apéndice posterior corto; o poseen una serie de parches ciliados, o no están ciliados (Rohde, 2001). La especificidad del huésped suele ser baja, y se demostró que varias especies pueden sobrevivir durante largos períodos fuera del huésped, poco se sabe sobre los efectos en el huésped (Gibson, 1987)

Las infecciones por tremátodos ocurren en todo el mundo. Los tremátodos, también llamados duelas, causan varias infecciones clínicas en los animales, trematos significa "perforado con agujeros". Todos los parásitos que causan infecciones mortales pertenecen al grupo de los tremátodos digenéticos. La subclase Digenea es uno de los grupos más grandes y exitosos de parásitos metazoarios internos con más de 18,000 especies nominales pertenecientes a unas 150 familias reconocidas y casi 2700 géneros (Cribb *et al.*, 2001).

Los digeneos se pueden encontrar en todas las clases de vertebrados. Varias especies causan pérdidas económicas por infecciones de animales domésticos. Otras especies infectan a los humanos y causan afecciones médicas graves, como la esquistosomiasis, que es una de las enfermedades parasitarias más importantes en términos de impacto en la salud pública (Lewis & Tucker, 2014).

Los trematodos digenéticos tienen ciclos de vida complejos que involucran etapas de desarrollo en uno o más huéspedes intermedios y una etapa adulta en huéspedes definitivos. Por otra parte, las especies digeneas adultas tienen una diversidad de formas morfológicas. Sin embargo, la mayoría de ellos se caracterizan principalmente por una ventosa alrededor de la boca y una ventosa o acetábulo ventral adicional que está involucrado tanto en la unión a las superficies del huésped como en la locomoción. Debido a su importancia, una gran cantidad de investigación se ha centrado en Digenea y la literatura sobre el grupo es inmensa (Roberts *et al.*, 2009).

Digeneos y Aspidogastreaos forman la clase de plathelmintho Trematoda. A su vez, Trematoda, Monogenea y Cestoda forman el grupo parasitario llamado Neodermata acuñado por Ehlers (1984), en referencia a la sustitución del epitelio larvario por un tegumento sincitial en adultos.

Sobre la base de los caracteres ultraestructurales de los espermatozoides, los tres clados (Trematoda, Monogenea y Cestoda) pertenecen al trepaxonematan Platyhelminthes (Ehlers, 1986).

Las especies de *Paragonimus* son parásitos tremátodos digeneos altamente evolucionados con un ciclo de vida complejo que involucra al menos tres hospedadores diferentes, es decir, caracoles, crustáceos y mamíferos. Las formas adultas de las especies de *Paragonimus* residen y se aparean en los pulmones de una variedad de hospedadores de mamíferos permisivos, incluidos los humanos. Aunque la paragonimiasis humana se encuentra con poca frecuencia en América del Norte, se pueden encontrar enfermedades autóctonas e importadas. *Paragonimus kellicotti*, la especie endémica de América del Norte, es un patógeno muy conocido en animales salvajes y domésticos (Procop, 2009).

La especie *Paragonimus westermani* se descubrió inicialmente durante la necropsia de un tigre de Bengala en los jardines zoológicos de Ámsterdam, Países Bajos (Kagawa, 1997), éstos parásitos se enviaron al zoólogo holandés Coenraad Kerbert, quien describió los organismos y los comparó con otras especies de trematodos. Se habían observado trematodos similares en la nutria y en la mangosta india por Grove, (1990). Esta evaluación convenció a Kerbert de que esta especie no se había

descrito, por lo que la llamó *Distoma westermanni*, en honor del director del zoológico, C. F. Westerman. Los próximos años trajeron el descubrimiento de enfermedades humanas causadas por este parásito.

El trematodo *Paragonimus mexicanus* es un el gusano que parasita principalmente los a marsupiales (Lamothe *et al.*, 1983), algunos cánidos y félidos (Lamothe *et al.*, 1977). Existen registros de esta especie México en vertebrados silvestres como coyote, lince, yaguarundí, tlacuache, entre otros, en los estados de Colima, Chiapas, Estado de México, Hidalgo, Michoacán, Nayarit, Puebla, San Luis Potosí, Tabasco, Veracruz y Yucatán (Lamothe, 1985).

2.5.4. Protozoos

Los protozoarios son organismos unicelulares y eucariones, presentan ciclos de vida que incluyen una fase de reproducción sexuada y una asexuada, produciendo una descendencia numerosa en un corto periodo de tiempo (Sleigh, 2001).

Pertencen a dos reinos en el dominio Eukarya: reino Protozoa, que integra a la gran mayoría de los protozoos, y reino Archezoa, que incluye entre otros a algunas amebas que carecen de mitocondrias, los mismos son conocidos antiguamente como ciliados, amebas, flagelados y apicomplexos (Corliss, 1994).

Los protozoarios son organismos clave en las cadenas tróficas acuáticas y del suelo, dentro de algunas de sus funciones esenciales tenemos a los productores, consumidores, descomponedores y recicladores primarios de nutrimentos del medio ambiente (Sleigh, 1973; Corliss, 2002).

Los cánidos pueden ser portadores de muchos géneros de protozoos entre los cuales se encuentran flagelados intestinales (*Giardia Trichomonas*) hemoflagelados (*Trypanosoma* y *Leishmania*) coccidios (*Cystoisospora*, *Hammondia*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*, *Neospora*, *Toxoplasma* *Caryospora*), amebas (*Entamoeba*), ciliados (*Balantidium*) entre otros (Mino, 2016).

Los signos clínicos debidos a la infección con los protozoos mencionados se observan predominantemente en animales jóvenes, los animales más viejos son en su mayoría inmunes después de infecciones previas y rara vez muestran signos de enfermedad, con las excepciones de animales geriátricos, enfermos crónicos o inmunocomprometidos, animales muy estresados y quizás preñadas (Robertson, 2000).

Los animales viejos todavía pueden ser una fuente de infección y, por lo tanto, transmitir infecciones a sus descendientes. El aire libre también puede influir en el riesgo de infección; en canidos y félidos salvajes con acceso a roedores y a otro tipo de presas, incluyendo vísceras y / o material fetal o placentario, pueden estar en riesgo de contraer infecciones con coccidios formadores de quistes, es decir, *Neospora*, *Hammondia*, *Toxoplasma* y *Sarcocystis* (López-Ochoterena, 1970).

Giardia es el protozoo flagelado intestinal patógeno más común en el mundo. La especie más estudiada es *Giardia lamblia* (sin. *Giardia intestinalis*, *Giardia duodenalis*) que infecta a los mamíferos, incluidos los humanos. Sobre las otras siete especies, la literatura científica es muy escasa y poco se sabe sobre sus características y su importancia epidemiológica. La excepción es la especie *Giardia muris* que se usa con frecuencia en infecciones experimentales para intentar comprender la interacción parásito-huésped en la infección por *G. lamblia* (Caccio *et al.*, 2018).

Los hemoflagelados como *Trypanosomas* es una de las principales causas de afecciones hemoprotozoaricas entre el hombre y animales. No causa altas tasas de morbilidad ni mortalidad, pero producen grandes pérdidas económicas que no solo comprometen al enfermo, sino también el entorno familiar y la comunidad en la que se inserta. En algunos casos se limitan a las condiciones sociales y económicas, como es el caso en muchos países del Tercer Mundo (Atias, 2000). La Leishmaniasis es una histoparasitosis, producida por protozoarios del género *Leishmania*, de localización intracelular (macrófagos), que se caracteriza por producir lesiones cutáneas, mucosas o viscerales. Las mismas son transmitidas por la picadura de dípteros de los géneros *Phlebotomus* y *Lutzomyia*. Existen reservorios tanto domésticos como silvestres y son consideradas zoonosis. Se distribuyen en 98 países alrededor del mundo y reconocida como de distribución cosmopolita (WHO, 2007; WHO, 2010).

Los coccidios de cánidos y félidos representan un grupo excepcionalmente diverso en biología y ecología, Carreno & Barta (1999), y Carreno *et al.*, (1998) sugieren que el género *Isospora* es polifilético y que los isosporanos de carnívoros, primates e incluso *Isospora suis* en los cerdos están más estrechamente relacionados con los miembros de Sarcocystidae (Poche, 1913) que con los eimerianos u otros isosporanos de la familia Eimeriidae (Nieschulz, 1924). Una vez que se examinen otras especies, es probable que la mayoría de los isosporanos de carnívoros y primates se retiren de la Eimeriidae y en el Sarcocystidae. Dado que el género *Cystoisospora* (Frenkel, 1977) ya se ha establecido para estos coccidios, no es necesario crear nuevos nombres genéricos. Barta *et al.* (2005), mencionan que todos los oocistos dispóricos, tetrazóicos de mamíferos sin cuerpo de Stieda en SUS esporocistos no pertenecen al género *Cystoisospora*.

El agente causante de la amebiasis (o amebiosis) son los protozoarios de la familia Entamoebidae, específicamente *Entamoeba histolytica*, actualmente se asigna a menudo al grupo de Mycetozoa. La *E. histolytica* es un parásito de colon de los hospedadores mamíferos cuyo ciclo comprende dos etapas: los trofozoitos se mueven en una sola dirección, se replican en la luz intestinal y pueden penetrar en la pared intestinal, causando enfermedad amebiana (Gómez, 2007).

Las formas infectivas son abundantes en las heces diarreicas, los trofozoitos son poco resistentes en el exterior, los quistes se eliminan con las heces de individuos infectados, las mismas son resistentes en

entornos externos, contaminan el medio ambiente y son directamente infecciosos, son más comunes en las heces no diarreicas de pacientes con amebiasis crónica y portadores con pocoso sin síntomas (Petri, 2001).

El género *Entamoeba* comprende dos especies: *E. histolytica*, que puede invadir los tejidos y es responsable de la amebiasis, y *E. dispar*, morfológicamente igual a *E. histolytica*, pero que es incapaz de invadir los tejidos y por lo tanto no causa síntomas (Mortimer & Chadee, 2010).

Balantidium coli (Vestibuliferida: Balantidiidae) es un ciliado cosmopolita que coloniza el intestino de muchos hospedadores mamíferos. Los cerdos domésticos y los jabalíes son considerados hospedadores principales y reservorios principales (Nakaushi, 1999; Schuster & Ramírez-Ávila, 2008). Se considera la balantidiasis una enfermedad zoonótica y los casos clínicos humanos son comunes en países poco desarrollados. Se asociaron típicamente con el contacto cercano con los cerdos en el pasado (Koppisch, 1953).

Aparte de los humanos, también se reporta que *B. coli* puede infectar primates no humanos cautivos y de vida libre (Leveke *et al.*, 2007).

La importancia clínica de *B. coli* varía, actualmente las poblaciones que viven en estrecha proximidad con los cerdos domésticos son naturalmente resistentes y en su mayoría sin ninguna manifestación clínica (Owen, 2005).

La infección puede causar enfermedad, con síntomas que van desde la diarrea leve hasta la disentería fulminante (Ferry *et al.*, 2004). En ocasiones estos organismos también pueden invadir otros órganos (Maino *et al.*, 2010), que se observa con mayor frecuencia en individuos inmunocomprometidos afectados por SIDA (Clyti *et al.*, 1998) o leucemia (Cermeño *et al.*, 2003).

2.8.5. Consecuencias de los parásitos en la salud animal

Se conoce con el nombre de colonización parasitaria al acontecimiento que se da luego de que el parásito entra en contacto con el huésped, con condiciones óptimas para su reproducción y supervivencia. Cuando el nuevo huésped entra en contacto con el parásito que por lo general se encuentra libre en el ambiente, facilita el contagio del mismo (Botero & Restrepo, 2003).

Los parásitos presentan: órganos y sitios de predilección en su hospedador, varias estrategias para poder colonizar y parasitar, algunos presentan estructuras especiales que les permiten incluirse en algún órgano o tejido, alterando así las funciones y estructuras del organismo que parasitan. Pueden tomar nutrientes de compuestos que fueron ingeridos por el hospedero y hasta alimentarse del propio hospedero, invalidando el sistema inmunitario del organismo parasitado, generando múltiples alteraciones en el organismo del enfermo (Serrano-Aguilera, 2010).

La principal problemática en las infecciones parasitarias no se enfoca en los parásitos presentes, pues existen parásitos que pueden pasar inadvertidos para el organismo, el problema central es que los parásitos al ser capaces de invalidar el sistema inmune de los hospederos dan paso a infecciones secundarias principalmente por bacterias capaces de producir infecciones mortales para el hospedero (Aznar *et al.*, 2001).

2.5.6. Factores ambientales en la transmisión y desenvolvimiento de las parasitosis

Las enfermedades parasitarias mediadas por el medio ambiente como la malaria, la esquistosomiasis, el ancilostoma, la oncocercosis y la enfermedad de chagas provocan una alta morbilidad y una mayor mortalidad, esta última particularmente asociada con la malaria y afecta a millones de personas que viven en regiones tropicales y subtropicales (Michael *et al.*, 1996). La importancia de los factores como las estacionales y otros factores ambientales en la transmisión de enfermedades parasitarias, como la malaria, la leishmaniasis y filariasis, se ha sido estudiada por mucho tiempo (Patz *et al.*, 2001)

Los mecanismos por los cuales los factores ambientales alteran epidemiológicamente su interacción con la salud pública rara vez están bien caracterizados (NRC, 2000).

La dinámica del parásito puede verse fuertemente afectada por numerosos factores biológicos, ecológicos y antropogénicos. Combes (1991, 2001) propuso el concepto de Bfilters para describir los mecanismos responsables de la formación de la coexistencia del huésped-parásito. Los Bfilters o filtros de Bencounter, determinan la probabilidad de contacto entre el parásito y el potencial hospedador por ejemplo comportamiento, biodiversidad y los filtros de compatibilidad B, delimitan la probabilidad del parásito y potencial huésped viviendo juntos por ejemplo, recursos, defensa (Combes, 2001). En este concepto, no hay consideración de factores antropogénicos (Cunningham, 1996), que también pueden jugar un papel muy importante de convivencia huésped-parásito (Vadlejch *et al.*, 2016). Los factores específicos que influyen en las asociaciones huésped-parásitos, entre otros, condiciones climáticas, rasgos de comportamiento (Cornell *et al.*, 2008), especiabilidad del huésped, densidad de población, dieta, hábitat, edad, sexo, inmunocompetencia del huésped, (Woolhouse, 1998), alimentación suplementaria y translocaciones de animales (Zuk & McKean, 1996).

El tamaño de la población del huésped es importante en el contexto de interacciones huésped-parásitos porque la propagación de parásitos es capaz de persistir solo si el número de huéspedes está por encima del umbral crítico (Anderson & May, 1979).

La migración del huésped afecta la dinámica de los parásitos en muchas especies silvestres, pues consigo pueden propagar parásitos alrededor de su área de distribución (Peacock *et al.*, 2018).

Los cambios espacio-temporales en la densidad de los huéspedes, debido a los patrones de migración tienen profundas y diversas consecuencias para las interacciones parásito-huésped (Altizer *et al.*, 2011).

Las migraciones estacionales de ungulados, como el ciervo rojo (*Cervus elaphus*), tiene impacto en las especies de parásitos, diversidad, carga y epidemiología, pues son capaces de transportar y dispersarlos en este proceso (Mysterud *et al.*, 2016).

La competencia y la depredación pueden influir en las tasas de infección parasitaria, alterando las densidades de población de huéspedes y vectores (Raffel *et al.*, 2010). Esto aumenta la velocidad de contacto entre individuos de la misma o múltiples especies y por lo tanto aumenta la probabilidad de ser infectado. Este patrón (Competencia y depredación) se ha demostrado en estudios de sarna sarcóptica en comunidades carnívoras habitando el bosque primitivo de Białowieża (BPF), Polonia (Kołodziej-Sobocińska *et al.*, 2014).

La depredación intragremial observada entre lobos (*Canis lupus*) y lince (*Lynx lynx*) depredando carnívoros medianos como zorros rojos (*Vulpes vulpes*) o perros mapaches (*Nyctereutes procyonoides*) fue uno de los rasgos de comportamiento que afectaron la aparición de sarna sarcóptica (Kołodziej-Sobocińska *et al.*, 2014).

La dinámica huésped-parásito puede verse fuertemente afectada por los cambios de clima (Altizer *et al.*, 2006) y las temporadas (Cornell *et al.*, 2008).

Las largas estaciones secas o temperaturas muy bajas limitan el desarrollo y supervivencia de parásitos en el medio ambiente (Brooks *et al.*, 2014). Como resultado, contacto con el huésped y transmisión del parásito (Turner & Getz, 2010).

La fuente de alimento es un factor importante para la transmisión del parásito, porque los depredadores y carroñeros consumen presas junto con sus parásitos. Algunas presas pueden ser una fuente de infección, por ejemplo, *Trichinella* spp. (Bieñet *et al.*, 2016;), *Toxocara* spp. (Duscher *et al.*, 2017), o *Echinococcus* spp., (Górski *et al.*, 2006).

2.5.7. Factores antropogénicos en la transmisión y desarrollo de parasitosis

En el manejo de herbívoros grandes, la alimentación suplementaria es destinada principalmente a reducir el impacto de los herbívoros en la agricultura (Kozak *et al.*, 1995), para mejorar la condición corporal y el rendimiento reproductivo, o suministrar alimentos o agua a animales en peligro de extinción en condiciones cruciales de su ciclo de vida (Loarie *et al.*, 2009).

Se sabe que la alimentación suplementaria puede tener efectos negativos a largo plazo en las poblaciones de vida silvestre (Murray *et al.*, 2016), incluido el aumento de la transmisión de parásitos

en jabalí (*Sus scrofa*) (Oja *et al.*, 2017), bisonte europeo (*Bison bonasus*) (Pyziel *et al.*, 2011) y otros mamíferos salvajes (Sorensen *et al.*, 2014).

Los factores de riesgo para la aparición de enfermedades en la introducción, reintroducción y los programas de conservación son complejos y a menudo descuidados (Cunningham, 1996).

La translocación de la vida silvestre para la conservación, la agricultura y la caza se produce a escala global, con un inherente riesgo de exposición de especies silvestres a agentes infecciosos exóticos (Daszak *et al.*, 2000).

Las enfermedades son a menudo una amenaza real para especies en peligro de extinción; por lo tanto, la importancia de las enfermedades y su impacto en los animales reintroducidos deben tenerse en cuenta (Viggers *et al.*, 1993).

Otro problema es la posible transferencia de patógenos a poblaciones silvestres previamente no expuestas en áreas protegidas a menudo sensibles a éstos (Barrio *et al.*, 2012; Vadlejch *et al.*, 2016). Por ejemplo, la exitosa introducción de la marmota alpina salvaje (*Marmota marmota*) en los Pirineos, Península Ibérica, España, está asociada a diversas amenazas de esta introducida especie, es probable que las marmotas alpinas impactaron pastizales pirenaicos (pastoreo, madriguera), alterando las redes alimenticias pirenaicas y actuaron como vectores de parásitos y enfermedades (Barrio *et al.*, 2012), por ejemplo, *Calodium hepaticum*, *Ctaenotenia marmotae* (Gortázar *et al.*, 1996), *Eimeria marmotae* y *E. arctomyi* (Riba & Tena, 1999).

La vida silvestre ahora es reconocida como una importante fuente de emergencia de patógenos para los humanos, incluidos parásitos (Daszak *et al.*, 2000). Entre infecciosas emergentes y reemergentes que las personas pueden adquirir de la vida silvestre, los virus y las bacterias son objeto de un estudio intensivo (Jones *et al.*, 2008). Desafortunadamente, se presta mucha menos atención a las enfermedades parasitarias (Polley, 2005).

Numerosas enfermedades parasitarias derivadas de la vida silvestre de potencial zoonótico han sido recientemente de particular interés en Europa, por ejemplo, *Baylisascaris procyonis*, *Echinococcus multilocularis*, *Alaria* spp., *Toxocara* spp., y *Toxoplasma*. Entre los huéspedes salvajes portadores de parásitos zoonóticos, los carnívoros se identifican como la fuente más probable de infección humana (43% de los patógenos), con ungulados (39%), roedores (23%) y primates no humanos (13%) de acuerdo con Polley (2005).

2.5.8. Importancia de los parásitos en el ecosistema

Los parásitos a pesar de representar una amenaza para las poblaciones animales e incluso el hombre, cumplen una importante función de regulación y estructuración de las comunidades de animales salvajes, siendo una pieza clave en la conservación de especies (Holmes & Price, 1986). Cuando se

rompe el equilibrio de un ecosistema es cuando se altera la relación parásito/hospedero, esto ocasiona la eliminación o el aumento de los parásitos o la incapacidad del sistema inmune del hospedero en reconocer al parásito, lo que puede ocasionar la parasitosis y las manifestaciones orgánicas que esta conlleva (Poulin, 1998).

Una alta riqueza de parásitos en un ecosistema es considerada como un “ambiente saludable”, aunque parezca controversial, pues esto significa que existen especies hospederas intermediarias y definitivas que son indispensables en el ciclo de vida de estos parásitos (Bush *et al.*, 1997).

Bautista-Hernández *et al.* (2013), sostienen la utilización de parásitos como estimadores de riqueza ambiental y biodiversidad de un sitio es un nuevo recurso ideal y sencillo, dejando de lado el viejo concepto de solo ver a los parásitos como agentes patógenos. Ellos realizaron estudios de los helmintos presentes *Xiphophorus malinche*, a partir de cinco estimadores de riqueza, para lo cual colectaron peces en el río Conzintla en México y a partir de estudios helmintológicos, fueron cuantificados, demostraron que una alta riqueza de helmintos estaba relacionada directamente a calidad y salud del agua.

El estudio de los parásitos como componentes del medio ambiente y la fauna de un ecosistema, es un área poco explorada aun, tomando mayor importancia con el paso de los tiempos (Brooks & McLennan, 1991). Como indicadores ambientales, los helmintos son considerados especies sumamente útiles a la hora de realizar estudios de salud del ecosistema (Monks *et al.*, 2003; Pulido-Flores & Monks, 2008).

Cuando los parásitos disminuyen en número y riqueza, significa que no existen condiciones adecuadas para su supervivencia, esto afecta negativamente al sistema trófico, provocando la enfermedad o desequilibrio de las poblaciones silvestres locales (Brooks, 1993).

2.6. Estudio de parásitos

Los parásitos son cada vez más reconocidos como patógenos importantes con importantes impactos económicos, ambientales y de salud pública a nivel mundial (Lustigman *et al.*, 2012).

Los cambios relacionados con el clima, la amenaza asociada de vectores y enfermedades transmitidas por vectores (Sutherst, 2004), el número creciente de infecciones parasitarias emergentes o reemergentes (Taylor *et al.*, 2001), la velocidad alarmante a la que se desarrolla y se propaga la resistencia a los medicamentos antiparasitarios (Besier, 2006), y el costo del desarrollo de nuevos fármacos antiparasitarios (Medlock *et al.*, 2012); son solo algunos de los desafíos que hacen que el futuro para el tratamiento y el control de muchas enfermedades parasitarias sea incierto. Mientras tanto, la enseñanza y la investigación en parasitología están en un estado de cambio (fusión,

reducción, reorientación). Estas dificultades mencionadas anteriormente hacen que los desafíos científicos para aquellos entrenados y calificados en esta disciplina sean enormes (Elsheikha, 2014).

2.7. Estudio de comunidades de helmintos

Se inicia con la toma de datos, la identificación de los parásitos a través técnicas específicas, clasificación, contado y fijados de los mismos. Posteriormente son procesados para confirmar su posición taxonomía (Roberts & Janovy, 2005).

Las comunidades pueden ser analizadas tomando en cuenta sus atributos en cada nivel jerárquico al que corresponde. Una vez que se cuenta con esta información, facilita la comprensión de su comportamiento (Romero-Tejeda *et al.*, 2008).

Para realizar este estudio debemos tener en cuenta: la composición taxonómica de las especies, la riqueza y la similitud. (Brooks, 1993).

2.7.1. Principales técnicas de estudio cualitativo, cuantitativo e identificación de parásitos

Durante muchos años, la microscopía ha sido la única herramienta disponible para la detección de parásitos mediante la inspección de frotis de sangre (Duffy & Fried, 2005), muestras de tejido (Sims *et al.*, 1989), heces, aspirados de ganglios linfáticos (Ozensoy *et al.*, 1998), médula ósea (Cruz *et al.*, 2006) e incluso líquido cefalorraquídeo (Croft *et al.*, 2006). Sin embargo, la preparación de la muestra para la observación directa lleva mucho tiempo, requiere mucho trabajo y el diagnóstico adecuado depende de técnicos de laboratorio calificados (Ndao, 2009).

El logro de una alta calidad con respecto al diagnóstico de enfermedades infecciosas y parasitarias requiere de la combinación de varias técnicas, que se caractericen por una alta sensibilidad, especificidad, precisión, precisión, reproducibilidad y la capacidad de detectar y controlar rápidamente las infecciones que representan problemas para la salud pública y animal (Banoo, 2006).

Los enfoques de diagnóstico basados en el recuento de huevos fecales (FEC) permiten la detección de elementos parásitos (PE) en animales y humanos, estas técnicas son cuantitativas, por lo tanto, permiten determinar las intensidades de infección, mientras que el diagnóstico cualitativo solo se realiza de forma teniendo en cuenta presencia o ausencia parásitos (Gordon & Whitlock, 1939). Cuando se busca la cuantificación, los PE (por ejemplo, huevos, larvas, ooquistes y quistes) se cuentan y generalmente se expresan como el número de PE por gramo de heces es decir, EPG, LPG, OPG y CPG, respectivamente (Whitlock, 1948).

2.7.1.1. Cualitativo

A.-Técnicas directas. Técnica de la formalina.

El examen directo de parásitos en heces es una técnica sencilla, fácil y económica (Giono *et al.*, 1994). Guevara (2004) realizó un estudio sobre enteropatías en poblaciones de la sierra de Nayarit en México. Utilizó la técnica de formalina al 10% y demostró elevada incidencia de protozoarios comensales y helmintiasis.

La técnica de formalina permite un rápido diagnóstico de parasitosis, ya que el método no implica procedimientos de tiempo de centrifugación y sedimentación, y la solución sirve como medio de transporte (Tay-Lara, 1996).

La técnica de formalina es una de las principales técnicas de control de calidad externa de parasitología, por ser de bajo costo, práctico, sencillo y confiable. Esta no permite que los huevos operculados eclosionen, también impide la distorsión de las diferentes formas parasitarias causadas por las soluciones de alta densidad (Aties, 1994).

B.-Centrifugo-flotación.

Las técnicas de flotación se clasifican como cualitativas y según Foreyt (2005) son las más rutinariamente utilizadas.

Las técnicas de flotación implican la separación de los huevos de helmintos o quistes y oocitos de protozoarios presentes en el material fecal mediante el uso de soluciones que tienen una gravedad específica. Esto permite la flotación de las formas parasitarias para la superficie de la suspensión (Pereckiene *et al.*, 2007).

La de centrífugo-flotación presenta mayor exactitud que la de flotación simple, pues se logra sensibilidad y especificidades superiores y esto la hace una prueba de mayor validez. La validez de una prueba de diagnóstico se refiere a su capacidad para reflejar la realidad y la confiabilidad a la consistencia o concordancia de los resultados cuando la medición o el examen se repite (Pereira, 2000).

Existen diferentes soluciones para la realización de estas técnicas, tales como azúcar, cloruro de sodio, sulfato de zinc, sulfato de magnesio y nitrato de sodio para uso en las técnicas de McMaster, flotación directa y centrífugo-flotación (Fernandes *et al.*, 2005).

C.- Método de Sedimentación

A diferencia de las técnicas de flotación, las técnicas de sedimentación utilizan soluciones de menor gravedad específica que los organismos parásitos, concentrando así estos últimos en el sedimento (Kamisky, 2003).

Las técnicas de sedimentación se recomiendan para los laboratorios de diagnóstico general porque son más fáciles de realizar y menos propensos a errores técnicos. La técnica de sedimentación utilizada en los CDC es la técnica de formalina-acetato de etilo, una técnica de sedimentación bifásica que evita

los problemas de inflamabilidad del éter, y que se puede utilizar con muestras conservadas en formalina, MIF o SAF (Ash & Orihel, 1987).

2.7.1.2. Cuantitativo

Conteo de huevos por gramos de heces en cámaras de McMaster

Esta es una flotación de prueba que separa los huevos de los parásitos del resto de la materia fecal, basado en la densidad, los huevos flotan a la superficie de la cámara. Esta prueba utiliza unas láminas con parrillas especiales llamadas cámaras de McMaster (Zajac, 2012).

2.7.2. Coprocultivo

Para poder llegar al género de los vermes diagnosticados por cualquiera de las técnicas anteriores se puede realizar la técnica del coprocultivo, que consiste en incubar los huevos presentes en la materia fecal, hasta su eclosión, para la posterior identificación de los géneros de vermes respectivos, por medio de la identificación de larvas. La prueba más usada es la de Corticelli y Lai (Niec, 1968), la cual se basa en mantener a las heces frescas y húmedas a temperatura ambiente, la cantidad de días depende del género parasitario al que se quiere llegar, esto favorece a la maduración y eclosión de los huevos.

El coprocultivo, promueve la maduración y eclosión de los huevos de helmintos, identificados previamente en el recuento de huevos por gramos, lo cual nos permite llegar al género del parásito predominante en una infección. Las larvas obtenidas a partir de los cultivos nos permiten apreciar morfología y diferencias características para de este modo lograr diferenciar el género del parásito y en algunos casos también la especie (Fiel, 2011).

2.7.3. Comparación de técnicas cualitativas para el diagnóstico coproparasitológico

Para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en heces existen un gran número de métodos que responden a diferentes fundamentos y principios. Es responsabilidad del analista la elección del método más conveniente dependiendo de su preparación y su propósito de estudio (Feldman & Guardis, 1990). Entre las más utilizadas podemos encontrar:

a) Las técnicas directas son las más utilizadas en las clínicas veterinarias para tener un diagnóstico inmediato de parásitos en heces de los pacientes, relativamente sensibles a todas las formas parasitarias sin importar el peso de las mismas. Además de ser técnicas rápidas, fáciles y no requieren de mucho conocimiento previo. Su fundamento consiste simplemente en tomar una porción de heces diluirlas en algún medio que puede ser agua, formol, SAF o MIF, depositar una gota en una lámina y observar, las desventajas son que no es muy efectiva, dejan muchos residuos y dependen de las

cantidad de parásitos presentes en la muestra. En algunos casos se pueden utilizar algún colorante como lugol para facilitar la observación de las estructuras (Giono *et al.*, 1994; Tay-Lara, 1996; Aties, 1994).

b) Las técnicas de sedimentación, son consideradas efectivas a la hora de tratar de recuperar estructuras parasitarias pesadas y algunas de peso medio como quistes de protozoarios, huevos de algunos helmintos e incluso algunas larvas. La desventaja que presenta esta técnica es que contiene más residuos que las técnicas de flotación, esto dificulta la observación de las formas parasitarias. Las ventajas que presentan éstas técnicas son la facilidad del procedimiento, bajo costo, baja posibilidad de errores y recuperación de un amplio número de especies (García, 2001).

c) Las técnicas de flotación presentan una mayor sensibilidad para los ooquistes de protozoarios y huevos leves de helmintos sin dejar mayores residuos. E gracias a la elevada gravedad específica de las soluciones que se utilizan para realizar éstas técnicas, permitiendo recuperar las estructuras parasitarias del sobrenadante y los residuos quedan precipitados al fondo de éstas soluciones, la desventaja que presenta es que no son muy efectivas con huevos operculados y densos como los ascáridos y céstodos o tremátodos (Méndez, 1985).

La recomendación de los expertos en parasitología es la utilización de las técnicas Sedimentación y Flotación a fin de tener un mejor diagnóstico de las formas parasitarias presentes en las muestras (Truant *et al.*, 1981; García, 2001).

Estudios realizados comparando la eficacia, sensibilidad y especificidad de cada técnica:

Basso *et al.* (1998), comparó técnicas con el principio de flotación y sedimentación para el diagnóstico de heces de perros; técnicas de flotación de Sheater modificada, y sulfato de zinc y de sedimentación Ritchie modificada. Se obtuvieron 25 positivas de 40, no encontraron diferencias entre las técnicas de Sheater y sulfato de zinc en la cantidad de detecciones logradas (37% y 38% respectivamente) mientras que la técnica de sedimentación fue (16%). A pesar de esto la sedimentación resultó más efectiva para el diagnóstico de quistes de protozoos, a diferencia de las de flotación que se mostraron más sensibles a la detección de huevos pesados, específicamente de vermes.

Navone *et al.* (2005) compararon en Argentina tres técnicas para el diagnóstico coproparasitoscópico dos métodos de sedimentación, Ritchie (R) y Carles Barthelemy (CB), y uno de flotación: Willis (W), en 165 heces de humanos. Siendo los resultados 81,4% (R), 77,4% (CB), y 57,8% (W), demostrando que el método (R) fue el más efectivo.

Villalobos *et al.* (2015) realizaron comparación de tres técnicas (examen directo con formalina-lugol, concentración de Faust y sedimentación de Ritchie), en 100 heces de humanos en México. Los resultados fueron los siguientes; formalina (30%), sedimentación (17%) y flotación (7%),

demostrando que el examen directo en formalina es más efectivo, principalmente a la hora de diagnosticar estructuras protozoáricas, puesto que el formol permite la integridad de los ooquistes y formas esporuladas, como también las estructuras de los huevos de helmintos.

2.8. Estudios de comunidades parasitarias en México

Casi todos los estudios sobre comunidades parasitarias realizadas en México se han centrado en parásitos de los peces, con un menor número de trabajos realizados en otros vertebrados como los mamíferos, reptiles anfibios o aves (Flores-Crespo & Flores-Crespo, 2003).

Los trabajos de comunidades parasitarias en mamíferos silvestres son realizados principalmente zonas templadas de Europa, Estados Unidos o Canadá, estos trabajos dieron generalizaciones que posteriormente fueron extrapoladas en otras ecoregiones con las mismas especies, dada las condiciones del territorio mexicano se podría suponer que la estructura de las comunidades parasitarias no sean las mismas que en las regiones citadas anteriormente (Aguilar, 2005).

Existen algunos estudios sobre comunidades de parásitos realizados en las zonas áridas y semiáridas de México; en un estudio Pérez-Ponce De León *et al.* (2007), presentan una lista de hospedadores de parásitos, que incluye todas las especies de trematodos registrados en la vida silvestre mexicana, registraron un total de 624 especies pertenecientes a 311 géneros y 78 familias, con un porcentaje muy alto de endemidad. El inventario presentado aquí es el resultado de varios años de compilación de datos obtenidos de fuentes originales, de varias cuentas publicadas (tesis de licenciatura y de posgrado, capítulos de libros, publicaciones revisadas por pares, etc.). García-Prieto *et al.* (2018), enlistaron los taxones helmínticos asociados a animales silvestres en México a partir de revisiones de literatura reportando un total de 339 helmintos (53 trematodos, 46 cestodos, 227 nematodos y 1 hirudíneo) en 136 especies distintas, en 242 localidades de 31 estados de México.

Muñoz-García *et al.* (2019), realizaron una revisión a fin de facilitar información sobre los parásitos de la vida silvestre mexicanos e identificar lagunas de conocimiento para estimular la investigación en áreas epidemiológicas, de salud pública, ecológicas y patológicas pendientes, y alentar la creación de grupos más especializados desde la perspectiva del concepto “una sola salud”. Entre las investigaciones que compilaron describen; en uno de los estudios más interesantes, los resultados fueron que cada una de las especies de vertebrados investigados eran infectado por al menos una especie de helmintos, y el número total de helmintos adultos registrados era de 1.900 (Pérez-Ponce De León *et al.*, 2011).

La proporción de animales no infectados no se registró en la mayoría de los estudios, y por esta razón, no fue posible estimar la prevalencia de helmintos. A pesar de eso, se estimó que los animales tenían

un promedio de 1,66 especímenes de helmintos por huésped individual (Pérez-Ponce de León *et al.*, 2011; Lafferty, 2014).

En México, los helmintos son el grupo de parásitos que tienen la mayor atención. La riqueza de helmintos es el doble en el neotrópico en comparación con la región neártica, pero es importante mencionar que también ha habido más estudios en la primera que en la segunda (Pérez-Ponce de León & García-Prieto, 2001; García-Prieto *et al.*, 2010). Los artrópodos son el segundo grupo parasitario más estudiado en México, con registros que se remontan a principios del siglo XX (Whitaker & Morales-Malacara, 2005; Acosta-Gutiérrez, 2014).

En contraste, Los estudios descriptivos sobre los protozoos de la vida silvestre históricamente atrajo poca atención en este país, lo que se refleja en el hecho de que no hay inventarios de protozoos y falta de especialistas y grupos científicos, a excepción de las especies de protozoos de importancia médica, por ejemplo, la recién descrita *Blastocystis* sp., en monos aulladores mexicanos y *Entamoeba* sp., (Villanueva-García *et al.*, 2017a, b). Fernández (2019), enlisto varios trabajos realizados sobre parásitos en animales silvestres de México, incentivando a los trabajos en conjunto entre parasitólogos y mastozoólogos a fin de afinar esas brechas y fortalecer los conocimientos en cuanto a los parásitos relacionados con animales silvestres.

2.9. Antecedentes de investigación en parasitología de coyotes

El coyote siempre ha despertado interés especial en estudios parasitológicos dadas las condiciones de su propia biología y ecología, varios estudios realizados principalmente en los países donde se presentan su mayor rango de distribución por ejemplo en Centroamérica existen reportes como los de Niehaus *et al.* (2012), quienes realizaron estudios en heces de Coyotes en Costa Rica. En Norteamérica, en México existen varios trabajos realizados con heces como los de Álvarez-Córdova *et al.* (2019); Mino-Botello *et al.* (2016); Muñoz, (2009); que identificaron parásitos adultos colectados de carcasas o coyotes eutanasiados como los de Luna *et al.* (2017); Salais (1985); en Estados Unidos, trabajos en heces como los de Brzeski *et al.* (2015); Kindlin *et al.* (2013); Gompper *et al.* (2003); en Canadá, estudios realizados en heces como los de Wapenaar *et al.* (2013); Watts & Shelley (2012).

En el Parque Nacional del volcán Irazú y una zona agrícola en Costa Rica se determinaron parásitos a partir de heces de coyotes, la colecta duró un año, los resultados arrojaron una prevalencia de 36,84%. Los taxones reportados fueron *A. caninum*, *Strongyloides* sp., *Toxocara canis*, *Trichuris* sp., *Taenia pisiformis* e *Hymenolepis diminuta*, al realizar la comparación por zonas, no se encontraron diferencias entre las áreas con acción antropogénica y las menos intervenidas (Niehaus *et al.*, 2012).

En México, específicamente en Namiquipa Chihuahua, Álvarez-Córdova *et al.* (2019), colectaron un total de 23 heces de coyotes para identificar componentes alimenticios. Lograron colectar tres especímenes del género *Physaloptera*, considerado como el primer registro de éste género en coyotes para el estado de Chihuahua.

En un trabajo de investigación realizado en una zona semiárida del centro de México, se colectaron muestras de materia fecal de tres mesocarnívoros, coyote (*Canis latrans*), gato montés (*Lynx rufus*) y zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*). Dentro de los resultados todas las especies presentaban parásitos, *U. cinereoargenteus* presentó mayor diversidad de parásitos (seis), mientras que *C. latrans* y *L. rufus* presentaron tres especies, respectivamente. Las más comunes fueron *Toxascaris leonine*, *Ancylostomas* spp., y *Taenia* spp. Las tres especies presentaban *T. leonine* que es considerado común en carnívoros (Botello *et al.*, 2016) y ha sido reportado anteriormente dentro de la Reserva de la Biosfera de Tehuacán-Cuicatlán, en heces de coyotes (Muñoz, 2009).

En el municipio de Tepehuanes, Durango, México, se realizó reporte de ocho taxones: *Ancylostoma caninum*, *Physaloptera* sp., *Spirocerca lupi*, *Spirura* sp., *Didelphonemalongis piculata*, *Alaria* spp., y *Taenia pisiformis* colectados de la carcasa de un coyote atropellado (Luna *et al.*, 2017).

Los coyotes pueden albergar una gran cantidad de agentes patógenos que pueden resultar nocivos para la especie. El conocimiento de estos organismos puede ayudar a tomar medidas de prevención y control de determinadas enfermedades que podrían presentarse en esta especie. Esta información de un animal centinela puede también servir para evaluar la calidad del hábitat, o monitorear cambios importante en este (Niehaus *et al.*, 2012).

Dentro el grupo de parásitos considerados de importancia zoonótica en el coyote encontramos al género *Toxascaris* (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2014) y *Toxocara* que producen en los humanos la *Larva migrans visceral* (Francisca & Oschero, 2002).

En Carolina del Norte, EUA Brzeski *et al.* (2015), realizaron un estudio en especies en peligro de extinción evaluando ocurrencias de enfermedades regionales en lobos rojos y coyotes simpátricos. Evaluaron prevalencia de parásitos a partir de colecta de heces, patógenos virales comunes en la región sureste, como moquillo canino y parvovirus canino, a partir de colecta de materiales biológicos y numerosos endoparásitos generalizados, los cuales podrían representar una amenaza a la población de lobos rojos. Los parásitos más prevalentes en lobos rojos y coyotes fueron *Dirofilaria immitis*, *Ancylostoma caninum* y *Ehrlichia* spp., parásitos de importancia zoonótica; varios lobos rojos y coyotes también fueron positivos para las bacterias que causan la enfermedad de Lyme (*Borrelia burgdorferi*).

Kindlin *et al.* (2013), estudiaron prevalencia e intensidad relativa de helmintos en poblaciones de cánidos salvajes, coyote, rojo, se recogieron muestras de heces de zorro y zorro gris durante febrero y

marzo de 2012 en Letterkenny Army Depot, en el centro sur de Pensilvania, Estados Unidos, utilizando la técnica estándar de flotación fecal, 13 parásitos diferentes fueron identificados en 75 muestras fecales, de las cuales 40% de coyote (n = 35) y 72.5%(n = 40) de las muestras de zorros contenían evidencia de al menos un parásito, la intensidad relativa del parasitismo fue mayor en el coyote con *Taenia* sp., *Capillaria* sp., *Isospora* sp., *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Strongyloides stercoralis* y *Uncinaria stenocephala*.

En New York, EUA, Gompper *et al.* (2003), examinaron las heces de coyote en 2000-01 en tres sitios para encuestar parásitos en la región. Los resultados fueron dos cestodos, nueve nematodos, cinco protozoos, un trematodo y se identificaron dos artrópodos. Estas diferencias pueden reflejar las dietas variables de coyotes, debido a la posibilidad de ingerir quistes con las presas o cystos a partir de alimentos de origen vegetal. Donde existen una mayor integridad ecosistema y las presas abundan es más fácil encontrar parásitos de transmisión indirecta, así como la reciente colonización de la región y la mezcla de comunidades componentes de la expansión de las poblaciones de coyotes.

Wapenaar *et al.* (2013), estimaron la prevalencia de infecciones patentes con *Toxocara canis* y otros parásitos en zorros (*V.vulpes*) y coyotes (*C.latrans*) en la Isla del Príncipe Eduardo, Canadá, se identificaron especies de parásitos a partir de exámenes microscópicos de las heces, con el uso de flotación de sacarosa fecal. Se colectaron muestras en invierno, 271 cadáveres y 185 carcasas de zorros y coyotes. Se observaron 242 (89%) muestras positivas en zorros y 128 (69%) coyotes. Los parásitos diagnosticados fueron; *Toxocara canis*, *Uncinaria stenocephala*, *Capillaria* spp., Mesocestoides, *Taenia* spp., *Alaria* spp., *Cryptocotyle lingua*, *Sarcocystis* spp., *Neospora caninum* y otros coccidios. Un tercio de los zorros juveniles presentaron *T. canis* y tuvo una alta prevalencia de *Capillaria* spp., (69%), huevos de *Taenia* sp., *Alaria* spp., y *Sarcocystis* spp., fueron más comunes en los coyotes (24,18 y 9%, respectivamente) que los zorros (8, 11 y 1%, respectivamente).

En Canadá, compararon la variación de los parásitos en las heces de coyote recolectadas en ocho sitios urbanos dentro de Calgary, Alberta, comparándolo con seis sitios rurales fuera de los límites de la ciudad. Se colectaron 470 muestras fecales frescas (<4 días) semanalmente, entre julio de 2009 y junio de 2010. El análisis de flotación fecal identificó parásitos al nivel de género. Con esta información, fue calculada la riqueza y diversidad, la riqueza de parásitos fue significativamente mayor en sitios rurales que urbanos. *Toxascaris leonina* y *Cystoisospora* spp., fueron compartidos entre todos los sitios urbanos, mientras que estas especies además de las especies de *Taenia* sp., y *Trichuris* spp., fueron compartidos entre todos los sitios rurales. Tanto los sitios urbanos como los rurales arrojaron evidencia de *Toxocara canis*, que tuvo la mayor prevalencia en un núcleo urbano (Watts & Shelley, 2012). Watts *et al.* (2015), también realizaron una comparación entre los factores ambientales, espaciales y dietéticos relacionada a la epidemiología de los parásitos en coyotes, demostrando que

un hábitat desarrollado, la cobertura de pastizales y la elección de una dieta, influyen en la exposición de los coyotes a parásitos entéricos.

3. HIPÓTESIS

Las heces de *Canis latrans* que se encuentran en las zonas perturbadas por la acción humana presentan mayor prevalencia y carga parasitaria que las encontradas en heces de la zona con menor intervención humana en el APFF Médanos de Samalayuca, en la temporada fría de 2018-2019.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

- Determinar la prevalencia e intensidad parasitaria media en heces en *Canis latrans* presentes en dos áreas distintas del APFF Médanos de Samalayuca y realizar análisis a lo largo de tres temporadas del año 2018-2019, a partir de diferentes técnicas de diagnóstico parasitológico.

4.2. Objetivos Específicos

- Identificar los parásitos al menor nivel taxonómico posible.
- Determinar prevalencia e intensidad parasitaria media presente en heces de *Canis latrans* de del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua en tres temporadas distintas del año 2018-2019
- Evaluar la temporada y el área de mayor riesgo de presencia de parásitos en heces.
- Comparar la eficacia diagnóstica de tres técnicas de diagnóstico coproparasitológico.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Área de estudio

El trabajo tuvo lugar en el Área de Protección de Flora y Fauna Médanos Samalayuca (APFFMS), ubicado a 50 kilómetros al sur de Ciudad Juárez, ubicada en el estado de Chihuahua, México.

Estas zonas se encuentran formadas principalmente por dunas de arena sílica, y constituyen el centro de una región desértica mucho más amplia, que constituye el Desierto Chihuahuense, que es considerado el mayor desierto de Norteamérica y la zona desértica de mayor diversidad. Se caracteriza principalmente por presentar tres tipos de vegetaciones: matorral desértico micrófilo, matorral desértico roseto filo y matorral desértico crassicaule (Granados, 2011). Cuenta con una superficie aproximada de 631.82 km², ubicado en Latitud N: 31° 21' 55'' y Longitud de W: 106° 31' 57''. Presenta un clima templado con escasas de lluvias en verano e invierno siendo el promedio de 160 ml/año, y una temperatura media al año que va desde los 12°C a 18°C, y una altitud de 1200msnm (Schmidt, 1979; SEMARNAT 2002).

La biodiversidad presente en el desierto Chihuahuense está compuesta por un gran número de especies, la ictiofauna está representada unas 100 especies nativas, se han registrado 45 especies de reptiles aproximadamente en el Ordenamiento Ecológico Territorial de los Médanos de Samalayuca (CONAPFF, 2013), 59 especies de aves (Wright & Lowe, 1968) y 32 especies de mamíferos nativos (Gatica, 2019) aunque estudios más antiguos citan a 62 mamíferos (Anderson, 1972).

El APFF Médanos de Samalayuca presenta una superficie total de 63,182 ha que incluye parte de los ejidos Ojo de la Casa, Villa Luz, Samalayuca y El Vergel, presenta tres unidades geomorfológicas que son: Las Sierras (Sierras Presidio y Samalayuca), pie de monte que se encuentra en los alrededores de las Sierras y Los Bolsones, que ocupan la mayor parte del área formado por planicies aluviales y lacustres y se caracterizan por la presencia de dunas (SEMARNAT, 2013).

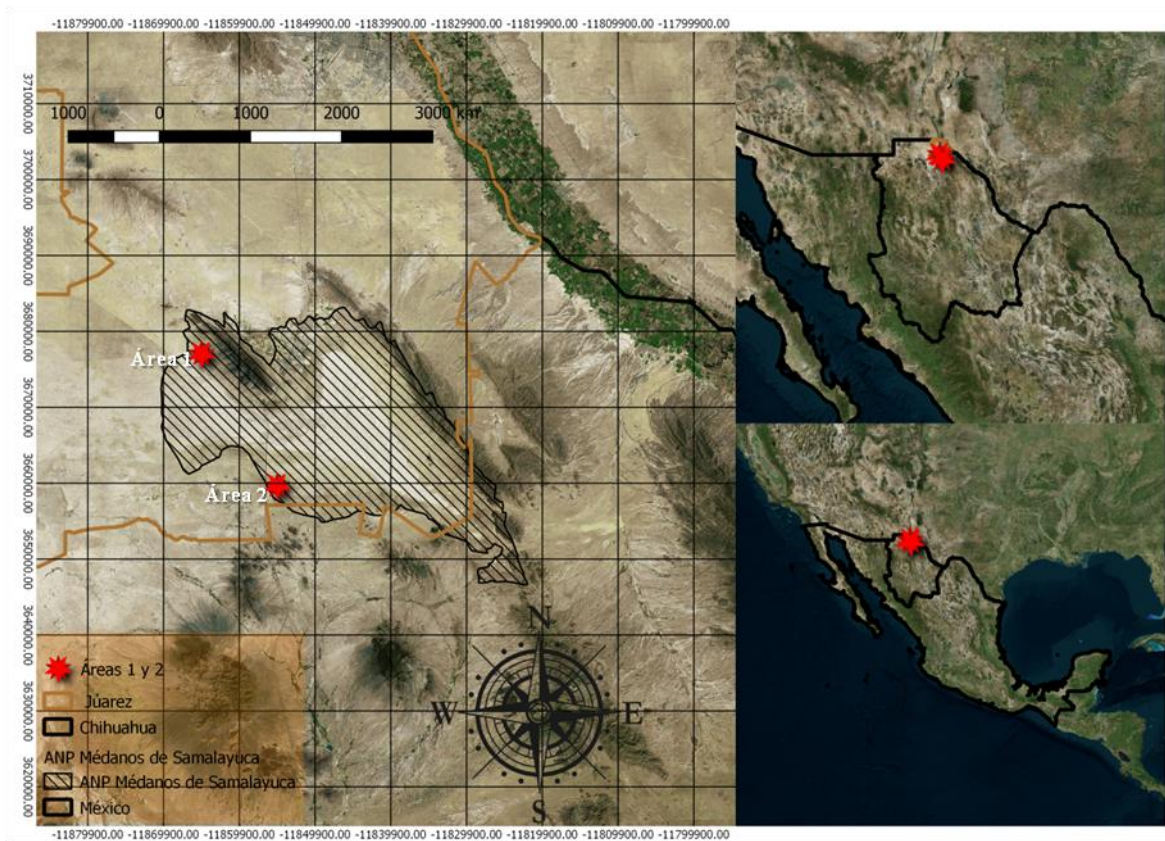
Específicamente en dos zonas bien delimitadas: a) Área 1: Rancho Ojo de la Punta y alrededores y b) Área 2: El Rancho el Lobo (imagen 1). El área 1, se encuentra en las zonas del rancho Ojo de la Punta y alrededores, ubicado al Noroeste de la Sierra de Samalayuca. Está delimitada por las siguientes coordenadas (31°23'11,39"N, 106°36'03,52"O; 31°23'05,14"N, 106°34'17,83"O; 31°21'08,21"N, 106°35'42,79"O; 31°21'06,42"N, 106°34'43,88"O). Este sitio se encuentra predominado por formaciones rocosas, donde se localizan petrograbados. Por tanto, es un área de mayor arribo de turistas y actividades agropecuarias. Presenta vegetación de matorral desértico micrófilo principalmente conformado por gobernadoras (*Larrea tridentata*) y mezquites (*Prosopis glandulosa*).

El área 2 se encuentra ubicada en el rancho El Lobo, donde se dedican principalmente a la ganadería extensiva, ubicado al Sureste de la zona de médanos. Está delimitada por las siguientes coordenadas (31°14'24,39"N, 106°26'37,10"O; 31°28'14,91"N, 106°25'10,39"O; 31°12'26,10"N,

106°25'08,43"O). Esta zona se caracteriza por encontrarse con un menor grado de alteración (ganadería escasa) y casi nula presencia humana. Presenta las características de vegetación de desierto arenoso con dunas semiestabilizadas por mezquites (*Prosopis glandulosa*) y/o estafiate (*Artemisa filifolia*). Ambos áreas se encuentran a una distancia 24 km una de otra, presentan barreras naturales (Sierra de Samalayuca y la zona de Médanos) y barreras antropogénicas (Carretera Federal 45), ver Imagen 1.

IMAGEN 1:

Mapa de distribución de los puntos de colecta de heces de *Canis latrans* en el APFF Médanos de Samalayuca (Elaborado por Petters J. & Martínez J., 2020).



5.2. Población de muestreo y tipo de muestreo

Se realizaron dos transectos a lo largo de las áreas 1 y 2 de 4,95 km y de 4,01 km de longitud respectivamente, en línea recta, a lo largo de los senderos preestablecidos.

La población de muestreo consistió en heces de coyotes encontradas a lo largo de los trayectos definidos, en un total de 10 muestras por mes y por área. De esta manera se estableció la colecta de muestras de heces por 20 mes, es decir, 10 provenientes del área 1 y 10 provenientes del área 2. El periodo de muestreo abarco desde septiembre del 2018 a octubre del 2019, clasificando estas colectas

en tres temporadas teniendo en cuenta las medias de temperaturas; fría (noviembre y diciembre del 2018/ enero y febrero del 2019) con una temperatura variando entre 10°C a 20°C (octubre 2018/ marzo, abril, mayo y octubre 2019), templada con temperaturas de 21°C a 30°C y cálida (septiembre 2018/ agosto 2019) con temperaturas encima de 30°C, teniendo en cuenta las medias de temperaturas. Los datos fueron obtenidos de AccuWeather, (2020).

Las muestras fueron seleccionadas, con base en la experiencia de los técnicos y la ayuda de los residentes, ubicando senderos de tránsito a partir de huellas y marcas (Anexo 2) además de las características típicas descritas por Murie (1974) y Aranda (2000), también se tomaron en cuenta las siguientes características morfológicas típicas del excremento de coyote: forma (extremo alargado, afilado), tamaño (18 mm) a menos de 25 mm de diámetro, textura (densa, firme, variable con la edad), color (tono más oscuro de marrón o gris, ocasionalmente rojo). Otras consideraciones que se tomaron en cuenta fueron: ubicación de la deposición, teniendo en cuenta que los cánidos tienen el hábito de defecar sobre vegetación o en lugares libres de escombros, principalmente a lo largo de los senderos establecidos por el humano a diferencia de los félidos que por lo general lo realizan en depresiones e incluso tienden a enterrar las mismas (Halfpenny & Biesiot, 1986); caracterización de contenido, en relación a si son abundantes los restos de pelo y/o fragmentos óseos, semillas de mezquites (Anexo 3), y otros componentes vegetales además del olor y la forma característica de las excretas de coyote.

Las mismas fueron colectadas en bolsas de polietileno y/o en los guantes de látex, identificadas debidamente y georeferenciadas (Anexo 4). Posteriormente fueron colocadas en recipientes contenedores refrigerados a una temperatura constante de entre 4 a 8°C, para ser transportadas hasta el Laboratorio de Ecología y Biodiversidad Animal de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (LEBA-UACJ), donde fueron analizadas a partir de métodos coproparasitoscópicos. Se tomaron datos anecdóticos en planillas especialmente redactadas para el efecto, como por ejemplo, hora de colecta, referencia geográfica, fecha, cercanía a cuerpos de aguas y a fincas.

Para la colecta de muestras se cuenta con permiso de colecta de SEMARNAT: Oficio N° SGPA/DGVS/003086/18 y Oficio N° SGPA/DGVS/09/K5-0598/19 (Anexo 1).

5.3. Procedimiento de laboratorio

Los procedimientos de laboratorio que fueron utilizados en esta investigación están divididos en análisis: cualitativos (5.3.1), cuantitativos (5.3.2), tanto para helmintos como para protozoarios, siendo realizado coprocultivo (5.3.3) para la identificación de larvas de nemátodos, cuando no era posible la identificación del género a partir de huevos.

5.3.1. Métodos de diagnóstico cualitativo

a) Examen directo por la técnica de la formalina: Se homogenizaron 2 a 4 gr de las muestras con 20 ml formol al 5% en un recipiente de plástico, o un frasco de precipitado de plástico, con ayuda de un mezclador eléctrico o manualmente. Se colocaron de 1 o 2 gotas de la mezcla homogeneizada con ayuda de una pipeta Pasteur en un portaobjetos. Se añadió una gota de lugol parasitológico y se observaron al microscopio con los objetivos de 10X y 40X en busca de formas parasitarias (Villalobos *et al.*, 2015).

b) Técnica de la centrifugo-flotación en solución salina. Para la realización de esta técnica se pesaron 5gr de materia fecal, se mezclaron con 42ml de agua, con un tendedor o con una mezcladora eléctrica se realizaron movimientos fuertes hasta obtener un preparado homogéneo. Se pasó el preparado a través de un tamiz metálico con luz de malla de 1mm, en un recipiente para luego pasarlo a un tubo de ensayo de 10ml. Se centrifugó el tubo con el líquido a 2000 rpm durante 5 minutos, se desechó el sobrenadante, se agitó el precipitado y se le agregó una solución saturada de cloruro de sodio (NaCl $\delta = 1.200\text{g/l}$). Se llenó el tubo de ensayo con la solución de NaCl hasta que el líquido llegue al borde de la boca del tubo, sobre el cual se depositó una laminilla cubreobjetos, asegurándose que ésta y el líquido se encuentren en contacto. Se dejó la laminilla durante 10 min, luego se retiró, se colocó sobre un portaobjetos y se procedió a la lectura en un microscopio a 10X y 40X. Se identificaron huevos y ooquistes respectivamente (Enríquez, 2000; Cardone, 2005; Puerto-Jiménez & Vicente-Romero, 2015).

c) Técnica de sedimentación de Hoffman (Hoffman, 1934). En el caso de los huevos pesados, para la utilización de ésta técnica fueron preparados un *pool* de heces por mes y por cada localidad. Es la técnica de la sedimentación más utilizada para el diagnóstico de los huevos pesados. Para esta técnica se pesaron 2grs de heces y se colocaron en un vaso Becker con 10 ml de agua destilada, después de ese procedimiento, el material se filtró con gasa en un vaso cónico de cristalería (cálices de Hoffman). Se agregó 200 ml de agua destilada y se esperó por un período de 2 horas para la sedimentación. A continuación se colectó con una pipeta una porción de la muestra sedimentada en el fondo del vaso cálize y se colocaron 2 gotas en una lámina porta objeto, se cubre con una laminilla y se observó al microscopio (Hoffman, 1934).

5.3.2. Método cuantitativo

El método de diagnóstico cuantitativo fue el recuento de huevos por gramo de heces (McMaster), es una técnica muy sensible a parasitosis mixtas, nos permite tener una estimación del estado de infección en un animal. Es un excelente complemento para el resto de las técnicas de diagnóstico

parasitológico pues nos ayudan a enriquecer la información obtenida, nos permite estimar la intensidad parasitaria media (Fiel, 2011).

Para el procedimiento se pesaron 2gr de materia fecal, se mezclaron con 60 ml de agua, a partir de este proceso la técnica sigue los mismos pasos que la técnica de centrifugo-flotación. Inmediatamente posterior a la colocación de la solución de Naci se tomó un volumen considerable del líquido con ayuda de una pipeta Pasteur o un gotero de plástico, para luego verterlo en las celdas de recuento de la cámara de McMaster. Se dejó reposar la cámara unos 10 min de tal modo que los huevos puedan flotar por diferencias de densidad. Se colocó la cámara en un microscopio a 10X, se cuentan todos los huevos de vermes presentes, así también los ooquistes de protozoos presentes en un área de 1 cm², con la ayuda de las celdas ya predeterminadas por las cámaras (Kassai, 1999).

Para la determinación o cuantificación de ooquistes se procedió a la colocación de cruces (+) dependiendo del grado de infección, cuando encontramos un protozario por celda decimos que la infección es baja, de dos a cinco por celda, la infección es moderada, y de cinco en adelante alta (Enríquez, 2000), siendo para una infección bajo (+) una cruz, infección moderada (+ +) dos cruces y una infección alta (+ + +) tres cruces respetivamente (Rodríguez, 2005).

En el caso de los huevos de vermes, si se leyó una sola celda, la cantidad obtenida se multiplicó por 100 y el resultado fue expresado en huevos por gramo de heces (hpg), de leerse ambas celdas se suman ambos resultados y se multiplican por 50 (Enríquez, 2000).

Para la identificación del género del parásito se analizaron las características morfológicas con ayuda de claves parasitarias (Blagburn, 2010). Cuando fue necesario se procedió al coprocultivo para la identificación de las larvas (Niec, 1968).

Con base en Enríquez (2000) la técnica de coprocultivo es la siguiente: se tomó una porción de aproximadamente 5 gr de materia fecal y se colocaron en un frasco no transparente con tapa, durante 7 días, a temperatura ambiente, pero este tiempo puede variar dependiendo del genero del cual se sospecha. Al cabo de ese tiempo, se llenaron los frascos con agua, hasta el borde de la boca de la misma, se tapó con una placa de Petri y se colocó boca abajo, quedando la placa de Petri por debajo. Se procedió a la colecta de las larvas con un gotero o una pipeta de Pasteur. Se colocó lo colectado en un tubo de ensayo, esperamos a que las larvas sedimenten y posteriormente se eliminó el líquido excedente con ayuda de la pipeta o el gotero de plástico. Con ayuda de una lupa o un estereoscopio y una pipeta de Pasteur se depositaron las larvas en una lámina porta objetos, se agregó una o dos gotas de piperacina (Antiparasitario), para inmovilizarlas, se cubrieron con una lámina cubreobjetos y se examinó el preparado en un microscopio a 10X (Anexo 5).

5.4. Análisis de resultados

La prevalencia fue calculada (Fórmula 1) a partir del número de heces que dieran positivo a dividido entre el número de heces examinadas (Watts & Shelley, 2012). Los resultados fueron presentados como prevalencias por cada uno de los análisis cualitativos, tanto para el total de los resultados como para los resultados en las dos áreas por separado.

A partir de las cargas parasitarias se calculó la intensidad parasitaria media (Fórmula 2), para ello se tomó en cuenta los recuentos de cada uno de los análisis (carga parasitaria), representada por la suma total de los huevos de parásitos del mismo género dividido entre el número de heces con ese género parasitario, se calculó como el número total huevos de un género en particular/número de heces infectadas (Bush *et al.*, 1997).

Para categorizar el grado de infección se utilizó la escala de Rodríguez-Vivas *et al.* (2011), los recuentos de huevos en una muestra establecida por la técnica de McMaster se clasificaron como bajos (50–100 hpg), medios (101–500 hpg) y altos (>500 hpg) y para los protozoarios intensidad leve (+), moderada (++), alta (+++).

FORMULA 1:

**Fórmula de prevalencia, Watts & Shelley
(2012)**

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{No. de heces parasitados por una especie de parásito}}{\text{No. de heces revisados}} \times 100$$

FORMULA 2:

**Fórmula de intensidad parasitaria media, Bush *et al.*
(1997)**

$$\text{Intensidad promedio} = \frac{\text{No. de parásitos de una especie}}{\text{No. de heces parasitados}}$$

Las pruebas estadísticas de inferencias utilizadas fueron sometidas con el software The SAS System for windows 9.0., con la cual se realizó Chi² para determinar la relación entre prevalencias y cargas parasitarias con relación al área y Epi Info™, para realizar Odds ratio, teniendo como variables, temporada y áreas en relación a las prevalencias.

Para determinar la temporada de mayor prevalencia se realizó una comparación de las diferentes prevalencias totales agrupadas en tres grupos teniendo en cuenta la temperatura promedio en el momento de la colecta, siendo las temporadas (Fría: 10°C a 20°C; templada: 21°C a 30°C y cálida con aquellas que superaron los 30°C). Las temporadas fueron agrupadas por temperaturas promedio

mensuales. Para este cálculo fueron obtenidas las temperaturas por día de la base de datos de AccuWeather (2020). Las variables utilizadas fueron: áreas de estudio y temporada cada una de éstas contrastadas sobre la prevalencia, para de este modo calcular el Odds Ratio y así evaluar la temporada de mayor riesgo de expulsión de huevos de parásitos a partir de heces o aquellas en las que los huevos presentes en las heces perduran por más tiempo, estos análisis fueron sometidos a partir del Software Epi InfoTM-CDC. Las diferencias se consideraron estadísticamente significativas a $p \leq 0.05$, los odds ratio (OR) se calcularon con intervalos de confianza (IC) correspondientes a una probabilidad del 95% para las variables en el presente estudio.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se colectó un total de 180 muestras entre septiembre 2018 y octubre 2019 (110 heces del área 1, en los periodos comprendidos de septiembre del 2018 a mayo del 2019 y agosto y octubre del 2019 y 70 del área 2, periodos comprendidos de enero a mayo del 2019 y agosto y octubre del 2019). Se reportaron 15 taxones de parásitos en total, helmintos (Nematoda y Cestoda) y protozarios, siendo en total ocho géneros de helmintos y siete protozoos.

Al realizar la comparación de las prevalencias por áreas se pudo constatar que las diferencias numéricas son ínfimas siendo la prevalencia del área 1 de 52% y 2 de 57%, estas prevalencias fueron comparadas a partir del estadístico χ^2 donde se pudo constatar que no existen diferencias significativas ($p=0.09$), sin embargo al realizar la comparación de las cargas parasitarias por área, se pudo evidenciar una diferencia en cuanto a cargas que superan el rango de referencia, siendo para el área 1, el de mayor asentamientos humanos y turismo, tres géneros parasitarios (*Ancylostoma*, *Strongyloides* y *Toxocara*), mientras que el área 2 donde se encuentran los ecosistemas más íntegros por el uso para ganadería extensiva, no se encontraron cargas fuera del rango bajos (50–100 hpg), medios (101–500 hpg), en el caso de los protozoarios solo *Cystoisospora* en el área 1 demostró tener carga considerada moderada (++). Cabe mencionar que luego de realizar una extensiva búsqueda bibliográfica no se encontraron literaturas que traten de las cargas parasitarias en animales silvestres en vida libre ni en cautividad y su relación con el área de estudio, de este modo no hace posible realizar una discusión en relación al tema, sin embargo, este reporte podría considerarse como el primero que estudia las cargas parasitarias presentes en coyotes en vida libre y su relación con el área de estudio.

En un estudio realizado en Costa Rica por Niehaus *et al.* (2012), quienes colectaron heces de coyotes en tres zonas distintas una zona urbana, una rural y una que se encuentra en un área protegida con menor intervención humana, demostraron mayor prevalencia en la zona rural, donde se encontraba una plantación de papas (36%), seguida de la zona del área natural y por último lugar la zona urbana, aunque la diferencia de estas dos últimas era mínima (28% y 24% respectivamente). Mientras que en la comparación de las cargas parasitarias a partir de ese estudio no se encontraron diferencias significativas en cuanto a las tres áreas ($p=0.59$ para helmintos, 0.83 nemátodos y 0.48 céstodos). En Canadá Watts *et al.* (2012), compararon la variación del parásito en las heces de coyote recolectadas en ocho sitios urbanos dentro de Calgary, Alberta, con seis sitios rurales fuera de los límites de la ciudad. En las 470 muestras fecales colectadas, el análisis de flotación fecal identificó parásitos al nivel de género. La riqueza de parásitos fue significativamente mayor en sitios rurales ($S = 15$, $n = 271$) que urbanos ($S = 14$, $n = 189$) ($t = -3.308$, $df = 12$, $p = 0.006$), los autores atribuyeron este fenómeno a la dieta, interacción con animales domésticos, comportamiento y factores ambientales.

TABLA 1:

Prevalencias e intensidad parasitaria media en heces de coyote del APFF médanos de Samalayuca, Chihuahua, México, áreas 1 y 2.

<i>Género Parasitario</i>	<i>57/110</i>			<i>46/70</i>		
		(%)	<i>IPM hpg</i>		(%)	<i>IPM hpg</i>
	Área 1			Área 2		
Nematodos	57	52		40	57	
<i>Ancylostoma</i>	38	35	1890	14	20	165
<i>Physaloptera</i>	4	4	300	1	1	150
<i>Strongyloides</i>	24	22	800	8	11	0
<i>Toxascaris</i>	1	1	100	1	1	100
<i>Toxocara</i>	18	16	600	32	46	465
Cestodos	10	9		20	28	
<i>Echinococcus</i>	1	1	0	1	1	0
<i>Hymenolepis</i>	4	4	0	7	10	0
<i>Taenia</i>	4	4	200	6	9	200
Protozoos	25	27		20	28	
<i>Balantidium</i>	8	7	+	10	14	+
<i>Chylomastix</i>	1	1	0	0	0	0
<i>Cyclospora</i>	3	3	0	10	14	0
<i>Cystoisospora</i>	15	14	++	9	13	+
<i>Eimeria</i>	6	5	0	0	0	0
<i>Entamoeba</i>	1	1	0	0	0	+
<i>Sarcocystis</i>	2	2	+	6	9	+
Total	57	52	NA	40	57	NA

IPM.: Intensidad Parasitaria Media.

hpg: Huevos por gramo; 0 no se reportaron huevos por conteo;

(+): intensidad baja

(++): intensidad moderada

NA: No Aplica

Área 1: mayor intervención humana

Área 2: ecosistemas mas íntegros

Los helmintos diagnosticados en esta investigación coinciden con los identificados y reportados por Wapenaar *et al.* (2013) en una investigación realizada en Canadá a partir de ejemplares capturados y eutanasiados, donde las heces fueron analizadas por técnicas de flotación, además reportaron parásitos como *Uncinaria stenocephala*, *Capillaria* spp., *Mesocestoides*, *Alaria* spp., *Cryptocotyle lingua*, *Neospora caninum* y *Coccidia* sp., que no fueron reportados en ésta tesis. En cuanto a lo reportado en la periferia de Ciudad Juárez, a partir de captura y eutanasia de coyotes por Salais (1982), donde no fueron reportados parásitos del género *Hymenolepis*, *Ancylostoma*, *Strongyloides* ni *Physaloptera*, no obstante se reportaron *Passalurus ambiguus*, *Syphacia obelata*, *Hypoderma* spp., *Trichuris leporis*, esto podría deberse a que la técnica empleada por Salais que fue la de colecta directa de parásitos adultos a partir de necropsias y hallazgos *postmortem*, por ello no se reportaron protozoarios como en ésta tesis, mientras que Wapenaar *et al.* (2013), aparte de realizar la técnica de la flotación realizaron colecta de adultos a partir del tracto digestivo de los animales examinados, por lo que eso aumenta y favorece de manera considerable la identificación y reporte de los mismos.

Los protozoarios reportados coinciden casi en su totalidad con los géneros presentados por otros autores. Niehaus (2011), en heces de coyotes en Costa Rica, no reportó *Balantidium* sp., protozoario reportado en esta tesis, mientras que Gompper y colaboradores (2003) reportaron *Giardia* spp., no incluidos en esta tesis, cabe mencionar que Gompper, utilizó la técnica considerada “Gold” para el diagnóstico de *Giardia* spp., la de Ritchie, mostrando una especificidad el 100% (Calchi *et al.*, 2014), lo que ayudó a una mejor detección de estas formas parasitarias, sin embargo en ésta tesis no se utilizó esa técnica, pues la misma muestra una alta especificidad para la detección de *Giarda* pero una baja sensibilidad para el resto de las formas parasitarias, mientras que la sedimentación de Hoffman muestra una mayor sensibilidad para los protozoos (Hoffman, 1934), pero si fue utilizada la técnica de centrífugo-flotación conderada de alta sensibilidad para huevos leves, cistos y oocistos.

Los resultados totales fueron los siguientes: 97 muestras resultaron positivas a algún helminto y/o protozoo, con una prevalencia del 54%, siendo la prevalencia total para helmintos del 54% y para protozoos de un 33% a continuación se describe la prevalencia encontrada en cada taxón: el género *Toxocara* (Anexo 6c) presentó mayor prevalencia, siendo esta 29%, seguida de *Ancylostoma* (Anexo 6a) 28%, *Strongyloides* (Anexo 6b) 16%, *Taenia* (Anexo 6g) 6%, *Hymenolepis* (Anexo 6f) 5%, *Physaloptera* (Anexo 6d) 3%, *Toxascaris* 2% y *Echinococcus* (Anexo 6e) 1%. Los protozoarios presentaron las siguientes prevalencias, *Balantidium* 8%, *Cystoisospora* (Anexo 6h) 7%, *Cyclospora* 6%, *Sarcocystis* 6%, *Eimeria* 3%, *Chilomastix* 1% y *Entamoeba* 1% (Tabla 2).

La intensidad parasitaria, calculada a partir de las cargas parasitarias totales en las heces a partir de la técnica de conteo de huevos por gramo (hpg) arrojaron los siguientes valores medios: la mayor intensidad fue para el género *Ancylostoma* (1334hpg), seguida de *Strongyloides* (1192hpg),

presentando éstas el doble que *Toxocara* (600hpg) y el triple que *Hymenolepis* (400 hpg), el resto de los géneros que se presentaron por debajo de los 200 hpg fueron; *Physaloptera* (175 hpg), *Taenia* (150hpg), *Toxascaris* (140hpg) y *Echinococcus* (100 hpg), mientras que las cargas de protozoarios, el parásito más presente fue *Cystoisospora*, aunque en los recuentos no supero las cargas consideradas como intensidad moderada, representada como ++ (Tabla 2).

TABLA 2:

Prevalencias e intensidad parasitaria media total en heces de coyote del APFF Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México.

<i>Género Parasitario</i>	<i>Positivos 97/180</i>	<i>(%)</i>	<i>IMP hpg</i>
Nemátodos	97	54	
<i>Ancylostoma</i>	51	28	1334
<i>Physaloptera</i>	6	3	175
<i>Strongyloides</i>	28	16	1192
<i>Toxascaris</i>	3	2	140
<i>Toxocara</i>	52	29	600
Céstodos	30	17	
<i>Echinococcus</i>	2	1	100
<i>Hymenolepis</i>	9	5	400
<i>Taenia</i>	11	6	150
Protozoos	60	33	
<i>Balantidium</i>	15	8	+
<i>Chylomastix</i>	1	1	0
<i>Cyclospora</i>	10	6	0
<i>Cystoisospora</i>	12	7	++
<i>Eimeria</i>	6	3	+
<i>Entamoeba</i>	1	1	+
<i>Sarcocystis</i>	10	6	+
Infecciones por un solo parásito	22	12	NA
Infecciones mixtas	75	42	NA
Total	97	54	NA

hpg: Huevos por gramo; 0: no se reportaron huevos por conteo.

(+): Intensidad baja; (++) : intensidad moderada; NA: No Aplica.

La prevalencia total presentada en este estudio de 54% coincide solamente con las obtenidas por Gompper *et al.* (2003) en heces de coyotes de Nueva York con el 56%. En relación al resto de los estudios, es más baja que el 72% en excretas de lobos ibéricos reportada por Domínguez & De la Torre (2002) y más alta para lobos Árticos presentadas por Niehaus (2012) de 36.84% en Costa Rica, y de 14% por Marquard-Petersen (1997). Estas diferencias podrían deberse principalmente al tipo de técnicas utilizadas en las diferentes investigaciones, por ejemplo Domínguez & De la Torre (2002), realizaron técnicas coproparasitológicas y también colecta de adultos a partir de necropsias y hallazgos *postmortem* y Niehaus (2012) utilizó solamente la técnica de centrifugo-flotación, por lo que es razonable pensar que los huevos de mayor densidad que la solución utilizada tendieron a decantar y no a flotar, lo que disminuyó la eficacia diagnóstica.

El parásito *Toxocara* llegó a 19% en coyotes en Terranova, Canadá (Bridger *et al.*, 2009). La mayor prevalencia de este género (29%) parasitario en el presente estudio podría deberse principalmente a que las hembras *T. canis* producen aproximadamente 200.000 huevos, los mismos presentan cáscaras muy gruesas lo que las hacen resistentes a las temperaturas adversas y así las vuelven más resistentes y viables durante mucho tiempo en el ambiente (Carvalho & Rocha, 2011; Fortes, 2004). La baja prevalencia en Canadá podría deberse principalmente a la técnica utilizada para el diagnóstico de parásitos, la cual se basó en colecta de especímenes adultos directo del tracto digestivo de coyotes eutanasiados, a diferencia de ésta tesis que fue en base a técnicas coproparasitológicas.

El segundo género con mayor prevalencia 28% fue *Ancylostoma* siendo mayor a las reportadas por Domínguez & De la Torre (2002) en lobo ibérico quienes reportaron una prevalencia de 16.6% en un estudio realizado en España y al 11% en heces de coyotes por Niehaus (2012) en Costa Rica. Las hembras de *Ancylostoma* desovan en menor número que *Toxocara* siendo aproximadamente de 28.000 huevos, presentan cáscara muy delgada por lo que se vuelven más sensibles a la exposición directa al sol, en este momento eclosionan y liberan las larvas al medio (Urquhart *et al.*, 1998). En esta tesis no se utilizaron técnicas para diagnóstico de larvas, teniendo en cuenta que es más común encontrar formas larvales de *Ancylostoma* en el medio, pudo haber sido un factor por el cual el número de este género fue menor que el de *Toxocara*. Aun así, no existe una gran diferencia entre las prevalencias *Toxocara* y *Ancylostoma*, eso podría deberse a algunos detalles como la detección de los huevos al microscopio por parte del operador e incluso el medio de conservación de las muestras (CDC, 2016). La principal diferencia se ve en las técnicas utilizadas en ésta tesis con relación a las investigaciones mencionadas donde solo se utilizaron una técnica de diagnóstico. Sin embargo, en ésta tesis utilizamos tres técnicas distintas, para tener una mayor aproximación a la prevalencia real en las muestras analizadas, utilizando técnicas con principios de flotación, sedimentación y las de observación directa. Las prevalencias de los géneros de cestodos fue 6% *Taenia*, 5% *Hymenolepis* y

1% *Echinococcus*; los parásitos *Taenia* sp., y *Echinococcus* sp., fueron diagnosticados e identificados en Ciudad Juárez por Salais (1982) quien reportó incidencia de éstos parásitos a partir de captura y eutanasia de coyotes en las afueras de la ciudad, siendo el género *Taenia* el más incidente presentándose tres especies distintas, estos dos céstodos también fueron reportados en esta investigación. Sin embargo por Salais no fueron diagnosticados céstodos del género *Hymenolepis*, podría deberse a que estos parásitos necesitan de portadores paraténicos e intermediarios, los cuales son más comunes en zonas naturales que en zonas urbanas y periurbanas. Teniendo en cuenta que en el APFF hay mayor posibilidad de encontrar a presas como *Geomys arenarius* y *Xerospermophilus spilosoma* (Gatica, 2019), *Onychomys leucogaster albescens*, *Spermophilus spilosoma ammophilus* y *Dipodomys ordii extractus* (Benson, 1933), ratón *Perognathus* apache (Schmidly, 1974). La prevalencia de *Hymenolepis* en esta investigación fue de 5%. La presencia puede estar relacionada con portadores intermediarios como escarabajos del género *Tenebrio* y *Tribolium* y pulgas de los géneros *Ctenocephalides*, *Pulex* y *Xenopsylla*, de los cuales se tiene reportes de su presencia en el APFF Médanos de Samalayuca (Botero & Restrepo, 2003; Triplehorn, 2007; Triplehorn *et al.*, 2015; Gatica, 2019; Hernández, 2019). Éstos vectores llevan consigo a los cisticercoides de *Hymenolepis*, los cuales son consumidos por los portadores paraténicos, siendo los más comunes los roedores silvestres (presas comunes del coyote), que son los huéspedes definitivos para *H. diminuta*. Aunque el contagio también se puede dar por ingestión accidental de los paraténicos como es el caso de las pulgas que contiene a éstos cisticercoides (Botero & Restrepo, 2003; Gutiérrez, 2004; Romero, 2007). En esta investigación *Taenia* presentó una prevalencia del 6%. Niehaus *et al.* (2012) en Costa Rica recolectaron heces de coyotes donde se presentaron los céstodos *Hymenolepis* sp., (2.39%) y de *Taenia* (5.26%), siendo mayor la prevalencia de *Taenia*. Gompper *et al.* (2003) reportó una prevalencia mayor de *Taenia* (18%) en heces de coyote de New York, EUA, siendo mucho mayor que la reportada, aunque no reportó *Hymenolepis* sp. La transmisión del género *Taenia* está relacionada con la presencia de portadores paraténicos y portadores intermediarios que se encuentran en las áreas naturales.

El protozoario que presentó mayor prevalencia fue *Balantidium* sp., (15%), el cuál es un parásito común en seres humanos y cerdos (Marti & Hale, 1986). El principal mecanismo de transmisión de este protozoario son las heces de sus portadores comunes (Basset *et al.*, 1990). Algunos autores también sostienen la posibilidad de transmisión de la misma a partir del agua contaminada con heces (Matamoros, 1982). Del mismo modo se ha propuesto la transmisión de otros protozoarios como *Giardia* y *Cryptosporidium* (Erlandsen *et al.*, 1990), en el cual mamíferos silvestres especialmente roedores que contaminan las aguas con estos parásitos (LeChevallier, 1991a, 1991b). Por lo que la

presencia de asentamientos antropogénicos con animales domésticos e incluso la presencia evidenciada de heces de humanos en el APFF podrían representar la principal fuente de contagio. Las prevalencias por temporada fueron para la fría 60%, donde se observa que la mayor prevalencia parasitaria fue para el género *Toxocara* con 50% seguida de *Ancylostoma* con un 41%, templada 44% y cálida 56% (Tabla 3). La temporada fría resultó ser la de con mayor riesgo, presentando 2,71 más probabilidades de encontrar estructuras parasitarias en heces de coyotes (Tabla 4). Las probabilidades de encontrar parásitos en heces en la temporada templada y cálida son similares (1,88 OR).

TABLA 3:

Prevalencias en heces de coyote del APFF Médanos de Samalayuca, calculadas por temporadas

<i>Género</i> <i>Parasitario</i>	38/60	(%)	31/70	(%)	28/50	(%)
<i>Temporada</i>	<i>Fría</i>		<i>Templada</i>		<i>Cálida</i>	
Nematodos	36	60	31	44	28	56
<i>Ancylostoma</i>	25	41	18	26	8	16
<i>Physaloptera</i>	2	3	3	4	1	2
<i>Strongyloides</i>	12	20	10	14	6	12
<i>Toxascaris</i>	2	3	0	0	1	2
<i>Toxocara</i>	30	50	5	7	17	34
Cestodos	23	38	3	4	4	8
<i>Echinococcus</i>	1	2	0	0	1	2
<i>Hymenolepis</i>	5	8	1	1	3	
<i>Taenia</i>	5	8	2	3	4	8
Protozoos	28	46	20	29	12	24
<i>Balantidium</i>	8	13	3	4	4	8
<i>Chylomastix</i>	1	2	0	0	0	0
<i>Cyclospora</i>	6	10	2	3	2	4
<i>Cystoisospora</i>	7	12	1	1	4	8
<i>Eimeria</i>	6	10	0	0	0	0
<i>Entamoeba</i>	1	2	0	0	0	0
<i>Sarcocystis</i>	5	8	1	1	4	8
Total	38	60	31	44	28	56

0= no se reportaron parásitos

TABLA 4:

VARIABLES EVALUADAS EN EL ESTUDIO Y SU ASOCIACIÓN CON LA PRESENCIA DE PARÁSITOS EN HECE

Variable:

Temporada	Prevalencia	OR (IC 95%)
Fría (10 ° C - 20°C)	38/60	2,17 (1,07-4,40)
Templada (21° C - 30°C)	31/70	Ref.
Cálida (> 30°C)	28/50	1,88 (0,90-3,94)
<hr/>		
Área		
Área 1 (intervención antropogénica)	57/110	0,56 (0,30-1.042)
Área 2 (ecosistemas más íntegros)	40/70	Ref.

Los resultados sugieren que la temporada fría presenta una prevalencia mayor e incrementa en 2,71 veces la probabilidad de encontrar heces parasitadas, el cual es un factor de riesgo y tiene implicancias directas sobre la prevalencia de parásitos, principalmente monoxenos (Nemátodos, Céstodos y Protozoarios) y heteroxenos (Tremátodos). Una elevada humedad en el ambiente permite una mejor conservación de estas formas parasitarias, ya que las temporadas secas y templadas los destruyen. En cuanto a los trematodos como su ciclo heteroxeno se halla directamente ligado a portadores intermediarios (crustáceos), requieren de humedad para la presencia de éstos (Cruz-Reyes, 2001). La literatura sugiere que la estación o temporadas frías influyen directamente sobre el desarrollo de los parásitos en sus hospederos intermediarios, y en la naturaleza, principalmente en los protozoos y algunos helmintos, pues al no estar expuestos al sol o a la sequedad no existe destrucción de estructuras, lo que los ayuda a permanecer por más tiempo en el entorno hasta entrar en contacto con sus portadores intermediarios y/o los definitivos (Stodart, 1968). En temporadas de frío se observan mayores prevalencias que en temporadas secas como primavera o verano, coincidiendo con nuestros resultados (Gállego, 2007). Los factores que se han sugerido como influyentes en la disminución de los parásitos son las temperaturas cálidas, la evaporación, las radiaciones solares directas sobre las heces, mientras que las precipitaciones y la humedad influyen positivamente sobre el aumento de la presencia de los mismos (Martínez-Valladares *et al.*, 2012; Ezquiaga *et al.*, 2014). Sin embargo Figueroa *et al.* (2018), sugieren que no existen diferencias en cuanto a las prevalencias y las estaciones (seca y húmeda), en ganado bovino y caprino en Guerrero, México, donde no se encontraron diferencias significativas en cuanto a la comparación de las temporadas (p: 0.40). Algunos estudios sugieren que existe mayor riesgo de encontrar heces con parásitos en áreas con presencia del ser humano esto a consecuencia del manejo indeseable de la basura y la tenencia

irresponsable de animales domésticos, que en lugares sin intervención humana (León Vélez-Hernández *et al.*, 2014). Quilodrán-González, *et al.* (2018), asocian el riesgo de infecciones parasitarias de carácter zoonótico en perros a las áreas rurales y no zonas urbanas, esto se debe al carácter de tenencia responsable, y planes de desparasitación que reciben las mascotas. No obstante la investigación mencionada anteriormente no es comparable con el caso de los carnívoros silvestres, pues se trata de animales domésticos, los cuales pudieron pasar con planes de desparasitación, cosa que no acontece con los coyotes de vida libre, de esta manera difiere con lo reportado en esta tesis pues los lugares con mayor intervención humana resultan los de mayor riesgo, por los factores mencionados inicialmente. A pesar de ello, si el estudio se hubiera realizado en un área sin ningún tipo de disturbio, como ser la presencia de animales domésticos y ganadería extensiva el resultado pudo haber sido diferente al encontrado, pues la presencia de animales domésticos en zonas naturales ha demostrado aumentar el riesgo de transmisión de agentes patógenos, principalmente parásitos (Schultz *et al.*, 1994).

Al realizar la comparación de las técnicas cualitativas de la Formalina (TF), Centrifugo Flotación (TCF) y Hoffman (TH), se pudo constatar que la técnica de Hoffman diagnosticó una prevalencia mayor que las otras dos técnicas. Sin embargo si analizamos los resultados por taxones, la TF tuvo un mayor poder diagnóstico en cuanto a las estructuras livianas, como es el caso de las estructuras protozoarias, detectando un total de seis géneros de protozoos sobre cuatro diagnosticadas por la TCF y tres por la TH. La TCF como la literatura lo describe (Enríquez, 2000), tuvo buenos resultados en cuanto a las estructuras livianas, como ser algunas formas protozoarias y huevos livianos de helmintos. Aun así sus prevalencias no fueron mayores que las diagnosticadas por la TH la cual aparte de diagnosticar estructuras parasitarias pesadas demostró también eficacia con las livianas (Tabla 5).

TABLA 5:

Comparación de prevalencias a partir de las técnicas empleadas

Género Parasitario	Formalina (%)	Centrifugo Flotación (%)	Hoffman (%)
Nematodos	33	53	58
<i>Ancylostoma</i>	13	24	38
<i>Strongyloides</i>	7	10	6
<i>Physaloptera</i>	1	2	0
<i>Toxocara</i>	16	22	37
<i>Toxocascaris</i>	0	1	0
Cestodos	10	29	63
<i>Echinococcus</i>	0	1	0
<i>Hymenolepis</i>	2	4	38
<i>Taenia</i>	6	2	63
Protozoos	30	27	38
<i>Balantidium</i>	6	4	6
<i>Chylomastix</i>	1	0	0
<i>Cyclospora</i>	4	3	0
<i>Cystoisospora</i>	3	4	19
<i>Eimeria</i>	0	3	0
<i>Entamoeba</i>	1	0	0
<i>Sarcocystis</i>	4	0	19
Total	33	53	63

0: no se reportaron.

La técnica de la formalina resultó ser más sensible para el diagnóstico de parásitos en un estudio realizado en México por Villalobos *et al.* (2015). Ellos realizaron análisis coproparasitológicos en heces de humanos para comparar la eficacia diagnóstica de tres técnicas siendo éstas con sus respectivas prevalencias, formalina (TF=30%) sedimentación (TH=17%) y centrifugo flotación (TCF=7%). Se encontró una mayor prevalencia con la TF, a diferencia de lo reportado en ésta tesis donde la TH fue la que tuvo mayor prevalencia. Cabe destacar que la mayor prevalencia de la TF se debió a que la mayoría de los parásitos diagnosticados en ésta investigación fueron taxones protozoarios, y no helmintos, el cual puede favorecer a la mayor prevalencia por ser efectiva con estructuras livianas (Novaes & Martins, 2015). La técnica de la formalina es considerada un método

directo, el uso del formol evita la lisis de los ooquistes, y el lugol favorece la coloración de los mismos para una mejor observación. Esta técnica también permite detectar con mayor precisión el movimiento de amebas y flagelados y larvas de nemátodos (Bowman, 2011), lo que explica las altas prevalencias y diversidad de protozoarios diagnosticados a partir de esta técnica.

Los fundamentos de las técnicas que utilizan la flotación como principio establecen que las formas parasitarias cuya densidad es menor al medio de flotación tienden a flotar en esta solución. Teniendo en cuenta que los huevos y ooquistes pueden tener una densidad de entre 1050 a 1150 g/ml, la técnica de centrifugo flotación obtuvo una mayor diversidad de parásitos, ya que la solución de NaCl tiene una densidad de 1200 g/l (Rodríguez-Vivas & Cob-Galera, 2005; Hendrix & Robinson, 2006).

Las técnicas de sedimentación son para diagnosticar huevos pesados de helmintos como tremátodos y algunos céstodos y nemátodos. Esta técnica emplea la diferencia de pesos específicos del agua, de la muestra y de los huevos del parásito, los mismos sedimentan en el fondo del recipiente (Flores *et al.*, 1986). En esta tesis demostró ser efectiva tanto para huevos pesados como livianos, por lo que las formas livianas parasitarias también pueden tender a decantar y sedimentar a partir de esta técnica.

Varios estudios sugieren que la técnica de Hoffman (TH) no se limita solo al diagnóstico de huevos pesados como se creía sino que también ha demostrado ser efectiva con estructuras livianas como *Giardia* sp., (Cardoso *et al.*, 2018). También Basso *et al.* (1998) demostraron que la técnica de la sedimentación de Ritchie resulta efectiva para el diagnóstico de *Giardia* sp., la cual compararon con dos técnicas de flotación que demostraron mejores resultados para huevos de nemátodos en general. La TH incluso no demuestra diferencias en cuanto a la sensibilidad y especificidad al realizar comparación con técnicas consideradas específicas para formas parasitarias livianas (Cerqueira *et al.*, 2007). En esta tesis la TH demostró tener mejores resultados con huevos pesados de céstodos como *Hymenolepis* y *Taenia* y nemátodos pesados como *Toxocara*. Novaes & Martins (2015), sugieren el uso de la TH para el diagnóstico de *Toxocara*, y demostraron que la técnica no es muy efectiva para el diagnóstico de huevos livianos como los de *Ancylostoma*.

7. CONCLUSIONES

Se identificaron 15 taxones distintos; dentro de los cuales se diagnosticaron parásitos de importancia zoonótica, como lo son *Ancylostoma*, *Strongyloides*, *Toxocara*, *Echinococcus*, *Entamoeba*, *Balantidium*, ya que pueden parasitar a los seres humanos al igual que a los animales, principalmente aquellos que tienen mecanismo de transmisión directa. Podemos saber con exactitud si el contagio fue de humano a animal o de animal a humano, por lo que como recomendación se podría proponer un estudio de parasitología teniendo en cuenta el interfaz Humano-Animal-Ambiente, para ser más congruentes con estos datos.

Este estudio es el primero que demuestra que los coyotes del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca presentan diferentes parásitos gastrointestinales, muchos de los cuales son zoonóticos, denotando la importancia de planes y estrategias de control y prevención de enfermedades en estos animales, apuntando a la salud de la población de los coyotes e incluso otros animales silvestres que tienen contacto con este o alguna fuente de contagio, y también la salud humana. En este sentido se indica el desenvolvimiento de planes de mitigación y prevención de patologías de animales silvestres, creación de programas de educación, controles en el número de visitantes realizando unos análisis de capacidad de carga del APFF, restricción de ingreso en determinadas zonas y estratificación de la producción animal para de tal forma disminuir el contacto de las personas con los productos de desecho de los animales y con los mismos animales silvestres y viceversa. Esto es uno de los pocos registros de la fauna enterogastroparasitaria que presente el coyote en el Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca.

Se concluye que la utilización de las tres técnicas con distintos principios demostró tener mejor eficacia sobre huevos livianos o pesados dependiendo de la técnica, por lo que la combinación de éstas nos ayuda a tener un mejor diagnóstico de todas las posibles formas parasitarias presentes.

En un estudio de prevalencia parasitaria se hace importante considerar la temporada en la que la colecta fue realizada, teniendo en cuenta que esta puede influenciar en la eliminación de formas parasitarias.

Según los resultados presentados, la presencia de asentamientos humanos y actividades antropogénicas en el APFF Médanos de Samalayuca, en las condiciones y forma en las que se realizó esta investigación no se encuentran relacionadas directamente con la presencia de parásitos en las heces de los coyotes.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acha, P. N. & Szyfres, B. (2003). Zoonoses and communicable diseases common to man and animals Vol. III. Parasitoses. 3rd ed. Washington: Pan American Health Organization.
- Acha, P. N. & Szyfres B. (1984). Hymenolepiasis. In: Acha P N, Szyfres B, editors. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2nd ed. Washington, D.C: Servicio Editorial de la Organización Panamericana de la Salud; 1984. pp. 754–758.
- Acosta-Gutiérrez, R. (2014). Biodiversidad de Siphonaptera en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85, 345–352.
- Aguilar, R. (2005). Comparación de la helmintofauna de peces de un sistema del altiplano mexicano (Cuenca del Lerma-Santiago) con la de regiones neotropicales (Cuenca del Papaloapan), tesis doctoral, Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM.
- Aguirre, A. A. (2009). Wild canids as sentinels of ecological health: a Conservation Medicine perspective. *Parasit. Vectors* 2: S7.
- Altizer, S., Bartel, R. & Han, B. A. (2011). Animal migration and infectious disease risk. *Science* 331(6015):296–302. <https://doi.org/10.1126/science.1194694>
- Andelt, W. F. (1987). Coyote predation. In: Novak M (Ed.) Wild furbearer management and conservation in North America. Ontario Ministry of Natural Resources, Toronto, 128–140.
- Anderson, S. (1972). Mammals of Chihuahua Taxonomy and Distribution. *Bulletin of the American Museum of Natural History*. Volumen 148: article 2. New York.
- Anderson, R. C. (2000). Nematode Parasites of Vertebrates. 2nd Ed. CABI Publishing, Wallingford.
- Anderson, R. M. & May, R. M. (1978). Regulation and stability of host-parasite population interactions. 1. Regulatory processes. *J Anim Ecol* 47(1):219–247. <https://doi.org/10.2307/3933>.
- Andreassen, J. (1998). Intestinal tapeworms. In Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections. 9th Ed. (F.E.G. Cox, J.P. Kreier & D. Wakelin, eds). Arnold, London. Vol. 5, Chapter 27, 521–537.
- Álvarez-Córdova, F., Fernández, J. A., Martínez-Salazar, E. A. & Rosas-Valdez, R. (2019). First record of the genus *Physaloptera* sp. (Nemata: Physalopteridae) in scats from coyote, *Canis latrans* in Chihuahua, México. *THERYA*, 2019, Vol. 10 (2): 183–185. DOI: 10.12933/therya-19-799 ISSN 2007-3364.
- Altizer, S., Dobson, A., Hosseini, P., Hudson, P., Pascual, M. & Rohani, P. (2006). Seasonality and the dynamics of infectious diseases. *Ecol Lett.* 2006. Apr;9(4):467–84. Doi: 10.1111/j.1461-0248.2005.00879.x.

- Aranda, M. (2000). Huellas y rastros de los mamíferos grandes y medianos de México. Instituto de Ecología, Xalapa, Veracruz, México.
- Araujo, P. (1972). Observations on the early ecdyses of larvae of *Ascaris lumbricoides*, *A. suum* and *Toxocara canis*. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 1972;14(2):83–90
- Arellano, E., López-Vidal, J. C., Hernández, L., Landré, J. W. & F. M. Morales-Mejía. (2014). Bases para el monitoreo de dos especies de carnívoros medianos en la Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango. Instituto Politécnico Nacional, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Guía de mamíferos de la Reserva de la Biosfera de Mapimí SNIB-CONABIO, Proyecto GT022. México. D.F.
- Arencibia, D. F, Rosario, L. A, López, Y., Ortiz. L. & Curveco, D. (2009). Evaluación del desarrollo físico y funcional en ratas recién nacidas para su uso en estudios de toxicología perinatal y postnatal. *RETEL (Revista de toxicología en línea)* 2009; 22(2):16-28.
- Arjo, W. M., B. Gese, C. Bromley, A. Kozlowski & E. S. Williams.(2003). Serologic survey for diseases in freeranging coyotes (*Canis latrans*) from two ecologically distinct areas of Utah. *Journal of Wildlife Disease*. 39: 449-455.
- Artois, M. (1997). Managing problem wildlife in the “Old world”: A veterinary perspective. *Reproduction, Fertility and Development* 9: 17-25.
- Ash, L. & Orihel, T. (1987). *Parasites: a guide to laboratory procedures and identification*. ASCP Press. American Society of Clinical Pathologists, Chicago.
- Atias. (2000). *Medical Parasitology. Mediterranean Technical*. 1st Edn. 827: 22-264
- Aties, N. (1994). *Parasitología clínica*. 3ª ed. Santiago de Chile: Ediciones Mediterráneo, pp: 451.
- Aznar, F. J., J. A. Balbuena, Fernández, M. & J. A. Raga. (2001). Living together: the parasites of marine mammals. En: Evans, PGH & Raga, JA (eds). *Marine mammals. Biology and conservation*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, 385-423 p.
- Babero, B. & Rausch, R. (1952). Notes on Some Trematodes Parasitic in Alaskan Canidae Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology. 850. Disponible en: <http://digitalcommons.unl.edu/parasitologyfacpubs/850> consultado el 07 de abril del 2019 a las 17: 03
- Baily, G. C. (1996). Intestinal cestodes. In: Cook G C, editor. *Manson’s tropical diseases*. 10th ed. London, England: W. B. Saunders Company, Ltd.; 1996. pp. 1477–1485.
- Banoo, S. (2006). TDR Diagnostics Evaluation Expert Panel. Evaluation of diagnostic tests for infectious diseases: general principles. *Nat. Rev. Microbiol.* 4, S17–S27.
- Basset, D., Gaumerais, F. I. & Basset-Pougnat A. (1990). Intestinal Parasitoses In children of an indian community of Boliviari altiplano. *Bull. Soc. Pathol. Exot. Filiales*. 1986; 79:237246.

- Basso, W. U., Venturini, L. & Risso, M. A. (1998). Comparación de técnicas parasitológicas para el examen de heces de perro. *Parasitología al día*, 22(1-2), 52-56
<https://dx.soi.org/10.4067/s0716-07201998000100011>.
- Barrio, I. C., Herrero, J., Bueno, C. G., Lopez, B. C., Aldezabal, A., Campos-Arceiz, A. & Garcia-Gonzalez, R. (2012). The successful introduction of the alpine marmot *Marmota marmota* in the Pyrenees, Iberian Peninsula, Western Europe. *Mamm Rev* 43(2):142–155.
<https://doi.org/10.1111/j1365-2907.2012.0212.x>
- Barnes, A.M. (1982). Surveillance and control of bubonic plague in the United States. *Symp. Zool. Soc. Lond.* 50: 237-270.
- Bauer, C. (2013). Baylisascariosis - Infections of animals and humans with ‘unusual’ roundworms. *Vet Parasitol* 2013; 193:404-412.
- Blagburn, B. (2010). Internal parasites of dogs and cats. Diagnostic manual. Developed with Dr. Byron Blagburn. College of Veterinary Medicine. Auburn University. ©2010 Novartis Animal Health US, Inc. COR 100001A.
- Beaver, P. C., Jung, R. C. & Cupp, E. W. (1986). *Parasitología Clínica*. 20 ed. Salvat Editores S.A, Barcelona.
- Begon, M., Harper, J. L. & Townsend, C. R. (1986). *Ecology: individuals, populations and communities*, Blackwell Scientific Publications, Oxford.
- Benson, J. F., Loveless, K. M., Rutledge, L. Y. & Patterson, B. R. (2017). Ungulate predation and ecological roles of wolves and coyotes in eastern North America. *Ecol Appl.* 2017 Jan 8
Published online 2017 Jan 8. DOI:10.1002/eap.1499.
- Bekoff, M. (1977). *Canis latrans*. *Mammalian Species*. 79:1-9.
- Bekoff, M. (1982). Coyote, *Canis latrans*. Pp 447-459 en *Wild mammals of North America, biology, management and economics*. J. A Chapman y G. A Feldhamer eds. John Hopkins University Press, xiii + 1147 p.
- Benson, S. B. (1933). Concealing coloration among some desert rodents of the southwestern United States. *University of California. Publ. Zool.* 40:1-70.
- Berges, T. & Carrión, F. (1991). *Biología COU*. Ed Anaya. Madrid, 1989. ISBN: 8420732834.
- Besier, R. B. (2007). New anthelmintics for livestock: the time is right. *Trends Parasitol* (2007) 23:21–4. [10.1016/j.pt.2006.11.004](https://doi.org/10.1016/j.pt.2006.11.004).
- Barta, J. R., Schrenzel, M. D., Carreno, R. & Rideout, B. A. (2005). The genus *Toxoplasma* (Garnham 1950) as a junior objective synonym of the genus *Isospora* (Schneider 1881) species infecting birds and resurrection of *Cystoisospora* (Frenkel 1977) as the correct genus for *Isospora* species infecting mammals. *Journal of Parasitology*, v. 91, n. 3, p. 726-727, 2005.

- Bize, P., Jeanneret, C., Klopfenstein, A. & Roulin, A. (2008). What makes a host profitable? Parasites balance host nutritive resources against immunity. *Am Nat* 171(1):107–118. <https://doi.org/10.1086/523943>
- Bornstein, S., Mörner, T. & Samuel, W. M. (2001). *Sarcoptes scabiei* and *Sarcoptic mange*. En: Parasitic diseases of wild mammals. pp. 107-19. Iowa State University Press. Samuel, W.M.; Pybus, M.J.; Tolan A.A. editores. Ames, IO, USA.
- Botero, D. & Restrepo, M. (2003). Parasitosis humanas. 4a edición. Corporación para Investigaciones Biológicas: Medellín, Colombia.
- Bowen, W. D. (1981). Home range and spatial organization of coyotes in Jasper National Park, Alberta. *Journal of Wildlife Management* 46:201-216.
- Bowman, D. D. (2011). *Georgis: Parasitología Veterinaria*. Novena edición. Elsevier Saunders. Barcelona, España. Pp. 60-79.
- Bridger, K. E., Baggs, E. M, Crawley, J. F. (2009). Endoparasites of the coyotes (*Canis latrans*) a recent migrant to Insular Newfoundland. *J. Wildl. Dis.* 2009:1221–1226.
- Briones, V., Goyache, J. & Domínguez, L. (2000). Situación actual y perspectivas de las enfermedades transmisibles de los animales salvajes. http://www.colvet.es/infovet/nov00/ciencias_v/articulo2.htm.
- Brooks, D. R. & Mclennan, D. A. (1991). *Phylogeny, ecology and behavior: a research program in comparative biology*. University of Chicago Press. Chicago, Illinois, E.U.A. 434 p.
- Brooks, D. R. & Mclennan, D. A. (1993). *Parascript: parasites and the language of evolution*, Smithsonian Institution Press, Washington
- Brooks, D. R., Hoberg, E. P., Gardner, S. L., Boeger, W., Galbreath, K. E. & Hercze, G. D. (2014). Finding them before they find us: informatics, parasites and environments in accelerating climate change. *Comp Parasitol* 81(2):155–164. <https://doi.org/10.1654/4724b.1>
- Brzeski, K. E, Harrison, R. B., Waddell W. T., Wolf K. N., Rabon, J. D. R. & Taylor S. S. (2015). Infectious disease and red wolf conservation: assessment of disease Occurrence and associated risks. *Journal of Mammalogy*, xx(x):1–11, 2015. DOI:10.1093/jmammal/gyv080.
- Burke, T. M. & Roberson E. L. (1985) Prenatal and lactational transmission of *Toxocara canis* and *Ancylostoma caninum*: experimental infection of the bitch before pregnancy. *International Journal for Parasitology*, 15, 71e75.
- Bush, A. O., K.Lafferty, Lotz, J. & A. Shostak. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J. Parasitol.*, 83:575-583.
- Cacciò, S. M., Lalle M. & Svärd S. G. (2018). Host specificity in the *Giardia duodenalis* species complex. *Infect Genet Evol.* 2018; 66: 335-345. Ref.: <https://goo.gl/w7jr26>.

- Calchi, L., Marinella, C., Acurero, E., Villalobos, R., Colina, M., Di Toro, L. & Villalobos, C. (2014). Comparación de técnicas para el diagnóstico de *Giardia intestinalis*. *Kasmera*, 42(1), 32-40. Recuperado el 16 de abril de 2020 de http://ve-scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0075-522222014000100004&Ing=es&tlng=es
- Capó, M. A. (2002). Principios de Ecotoxicología. Diagnóstico, tratamiento y gestión del medio ambiente (Ed. McGraw-Hill Profesional). Madrid, España.
- Cardone, E. (2005). La coprología como técnica de diagnóstico. Universidad de Antioquía. Colombia.
- Cardoso, T. A. E. M., Leão, M. S. D. E., Pires, B. Dos S. ; Antunes, T. De Á. ; Pinto, D. M. ; Nizoli, L. Q. ; Ferraz, A. (2018). Ocorrência de *Giardia* spp. em fezes de cães na praia do Laranjal, Pelotas-RS e estudo comparativo entre técnicas. *PUBVET* 2018 Vol.12 No.3 pp.unpaginated ref.many.
- Carreno, R. A. & Barta, J. R. (1999). Un origen eimerídico de coccidios isosporoides con cuerpos de Stieda como se muestra mediante el análisis filogenético de secuencias de genes de ARN ribosomal de subunidades pequeñas. *Diario de Parasitología* 85: 77-83.
- Carreno, R. A., Schnitzler, B. E., Jeffries, A. C., Tenter, A. M., Johnson, A. M. & Barta, J. R. (1998). El análisis filogenético de coccidia basado en la comparación de secuencias de ADNr de 18 s indica que *Isoospora* está más estrechamente relacionada con *Toxoplasma* y *Neospora*. *Revista de microbiología eucariótica* 45: 184-188.
- Carlson & Gese. (2008). Reproductive biology of the Coyote (*Canis latrans*): Intergration of mating behavior, reproductive hormones and vaginal Cytology. *Journal of Mammalogy*, Volume 89, Issue 3, 5 June 2008, pages 654-664.
- Carvalho, E. A. A. & Rocha, R. L. (2011). Toxocariasis: visceral larva migrans in children. *Toxocaríase: larva migrans visceral em crianças e adolescentes. Jornal de Pediatria*, v. 87, n. 2, p. 100-110.
- Centers For Disease Control And Prevention (CDC). (2013). Parasites. Ancylostomiasis (Hookworm). Disponible en <http://www.cdc.gov/parasites/hookworm/index.html>.
- Centers For Disease Control And Prevention (CDC). (2016). Diagnostico de enfermedades parasitarias. Disponible en http://https://www.cdc.gov/parasites/es/references_resources/diagnosis.html.
- Centers For Disease Control And Prevention (CDC). (2017). Parasites. Hymenolepiasis. Disponible en <http://https://www.cdc.gov/dpdx/hymenolepiasis/index.html>.
- Cerqueira, E. J. L., Arcanjo, M. S. & Alcântara, L. M. (2007). Análise Comparativa da Sensibilidade da Técnica de Willis, no Diagnóstico Parasitológico da Ancilostomíase. *Diálogos & Ciência*.

- n. 10, 2007. Disponível em: <http://www.ftc.br/dialogos/upload/17-04-2007_21-48-11_Willis.pdf>. Acesso em: 13 Febrero 2020.
- Cermeño, J. R., Hernández De Cuesta, I., Uzca Tegui, O., Paez, J., Rivera, M., *et al.* (2003). *Balantidium coli* in an HIV-infected patient with chronic diarrhoea. *AIDS*. 17: 941–2.
- Chao-Chin, C., Kasten, R., Chomel, B., Simpson, D., Hew, C., Kordick, D., Heller, R., Piemont, Y. & Breitschwerdt, E. (2000). Coyotes (*Canis latrans*) as the Reservoir for a Human Pathogenic *Bartonella* sp.: Molecular Epidemiology of *Bartonella vinsonii* subsp. *berkhoffii* Infection in Coyotes from Central Coastal California. *J Clin Microbiol*. 2000 Nov; 38(11): 4193–4200. PMID: PMC87562.
- Cheng, T. (1986). *General Parasitology*. Orlando: Academic Press.
- Chitwood, B. G. & Chitwood, M. B. (1974). *Introduction to Nematology*. Baltimore, MD: University Park Press.
- Clark, K. A. & Wilson, P. J. (1995). The coyote's role in a rabies epizootic. *Symposium Proceedings—Coyotes in the Southwest: A Compendium of Our Knowledge* (1995). 37. <https://digitalcommons.unl.edu/coyotesw/37> consultado el 13/02/2020 a las 01:34pm.
- Clyti, E., Aznar, C., Couppie, P., El Guedi, M., Carme, B., *et al.* (1998). Un caso de coinfección par *Balantidium coli* VIH en Guayane Francaise. *Bull Soc Pathol Exot* 91: 309–311.
- Cohen, S. C., Justo, M. C. N. & Kohn, A. (2013). *South American Monogenoidea parasites of fishes, amphibians and reptiles*. Editorial Oficina de Livros, Rio de Janeiro, 662 pp.
- Combes, C. (2001). *Parasitism: the ecology and evolution of intimate interactions*. The University of Chicago Press, Chicago
- CONAPFF. (2013). Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca. Programa de Manejo. Resumen DOF 02/04/2013. SEMARNAT. Chihuahua. México.
- Corliss, J. O. (1994). An inter mutitarian (“user-friendly”) hierarchical classification and characterization of the protists. *Acta Protozoologica* 33:1-51.
- Corliss, J. O. (2002). Biodiversity and biocomplexity of the protists and an overview of their significant roles in maintenance of our biosphere. *Acta Protozoologica* 41:199-219.
- Cornell, S. J., Bjornstad, O. N., Cattadori, I. M., Boag, B. & Hudson, P. J. (2008). Seasonality, cohort-dependence and the development of immunity in a natural host-nematode system. *Proc R Soc B-Biol Sci* 275(1634):511–518. <https://doi.org/10.1098/rspb.2007.1415>
- Creel, S., Spong, G. & Creel, N. (2001). Interspecific competition and the population biology of extinction-prone carnivores. *Conserv. Biol. Ser. Camb.* 35–60.
- Creel, J. & Carbonel, D. (2017). *Conservación de la biodiversidad en México. 2da Parte. Areas Naturales protegidas y su importancia social*. México.

- Cribb *et al.* (2001). Cribb TH, Bray RA, Littlewood DTJ, Pichelin S, Herniou EA. The Digenea. In: Littlewood DTJ, Bray RA, editors. Interrelationships of the platyhelminthes. Taylor & Francis; 2001. pp. 168–185.
- Croft, A. M., Jackson, C.J., Friend, H. M. & Minton, E. J. (2006) African trypanosomiasis in a British soldier. *Journal of the Royal Army Medical Corps.* 2006;152(3):156–160
- Cruz, I., Chicharro, C. & Nieto, J., *et al.* (2006) Comparison of new diagnostic tools for management of pediatric Mediterranean visceral leishmaniasis. *Journal of Clinical Microbiology.* 2006;44(7):2343–2347.
- Cruz Reyes, A. & B. Camargo Camargo. (2001). Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. UNAM, Instituto de Biología, Páiz, Plaza y Valdes Eds. Mexico, 347pp.
- Cunningham, A. A. (1996). Disease risks of wildlife translocations. *ConservBiol* 10(2):349–353. <https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1996.10020349.x>
- Daszak, P., Cunningham, A. A. & Hyatt, A. D. (2000). Wildlife ecology – emerging infectious diseases of wildlife – threats to biodiversity and human health. *Science* 287(5452):443–449. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>.
- Dandotia, M. R. & Bhadauria, S. (1977). Trematode parasites of fresh water fishes of Gwalior: a new species of the genus *Aspidogaster* Baer, 1827. All-India Symposium on helminthology, Srinagar, Kashmir, 12.
- De Bona, S. & Basso, R. M. C. (2008). : Hiperinfecção por *Strongyloides stercoralis* associada ao uso crônico de corticosteroide. *Revista Brasileira de Análises Clínicas*, vol. 40(4): 247-250, 2008.
- Domínguez, G. & J. A. De La Torre. (2002). Aportaciones al conocimiento de los endoparásitos de lobo ibérico (*Canis lupus signatus*, Cabrera 1907) en el Norte de Burgos. *Galemys* 14: 49-58.
- Dorris, M., & M. Blaxter. (2000). The small ribosomal subunit RNA sequence of *Strongyloides stercoralis*. *International Journal of Parasitology*, 30(8): 939-941.
- Drago, F. & Núñez, V. (2017). Capítulo 5: Clase Monogenea. Disponible en http://https://www.researchgate.net/publication/320551800_Capitulo_5_Clase_Monogenea/citation/download
- Dubey, J. P. & Beattie, C. P. (1988). *Toxoplasmosis of animals and man*, CRC Press Inc. Boca Raton, FL, USA.
- Duffy, P. & Fried, M. (2005). Malaria: new diagnostics for an old problem. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene.* 2005;73(3):482–483
- Duscher, T., Hodžić, A., Glawischnig, W. & Duscher, G.G. (2017). The raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides*) and the raccoon (*Procyon lotor*) -their role and impact of maintaining and

- transmitting zoonotic diseases in Austria, Central Europe. *Parasitol Res* 116(4):1411–1416.
<https://doi.org/10.1007/s00436-017-5405-2>
- Dutra, F. (2011). Cenurosis cerebral en oveja. *Arch Vet Este* 3(1):7-8. DILAVE “Miguel C Rubino”,
 MGAP. ISSN:1688-6321.
- Eckert, J. & Deplazes, P. (2004). Biological, epidemiological, and clinical aspects of echinococcosis, a
 zoonosis of increasing concern. *Clin Microbiol Rev.* 2004;17:107–35
 10.1128/CMR.17.1.107-135.
- Edelman, M. H., Springarn, C. L., Nauenberg, W. G. & Gregory, C. (1965). *Hymenolepis diminuta*
 (rat tapeworm) infection in man. *American Journal of Medicine.* 1965;38:951.
- Ehlers, U. (1984). Phylogenetisches System der Plathelminthes. *Verhandlungen des*
Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg, 27, 291–294.
- Ehlers, U. (1986). Comments on a phylogenetic system of the Platyhelminthes. *Hydrobiologia*, 132, 1-
 12.
- Elsheikha, H. M. (2014). The Future of Parasitology: Challenges and Opportunities. *Frontiers in*
veterinary science, 1, 25. <https://doi.org/10.3389/fvets.2014.00025>
- Enríquez, J. (2000). Manual de procedimientos para el diagnóstico de enfermedades de los animales.
 Laboratorio de Investigación y Diagnóstico Veterinario, LIDIAV. MAG. Asunción,
 Paraguay.
- Eom, K. S. & Rim, H. J. (1993). Morphologic descriptions of *Taenia asiatica* sp.n. *Korean J.*
Parasitol, 31, 1-6.
- Erlandsen, S. L., Sherlock, L. A., Bemrick, W. J., Ghobrial, H. & Jakubowski, W. (1990). Prevalence
 of *Giardia* spp in beaver and muskrat populations in Northeastern States and Minnesota:
 Detection of intestinal trophozoites at necropsy provides greater sensitivity than detection of
 cysts in fecal samples. *Appl. Environ. Microbiol.* 1990; 56: 31-36.
- Estes, J. A., Terborgh, J., Brashares, J. S., Power, M. E., Berger, J., Bond, W. J., Carpenter, S. R.,
 Essington, T. E., Holt, R. D., Jackson, J. B. C., Marquis, R. J., Oksanen, L., Oksanen, T.,
 Paine, R. T., Pickett, E. K., Ripple, W. J., Sandin, S. A., Scheffer, M., Schoener, T. W.,
 Shurin, J. B., Sinclair, A. R. E., Soulé, M. E., Virtanen, R. & Wardle, D. A. (2011). Trophic
 downgrading of planet earth. *Science* 333 (6040), 301–306.
- Ezquiaga, M., Agustín, M., Abba, Guillermo, H. Cassini, & G. T. Navone. (2014). Evidencias de
 parásitos internos en animales vivos: una población de *Chaetophractus vellerosus* (Xenarthra:
 Dasypodidae) como modelo de estudio coproparasitológico. *Revista Mexicana de*
Biodiversidad 85: 845-853, 2014, DOI: 10.7550/rmb.40472.

- Farthing, M. J., Cevallos, A. M. & Kely P. (1996). Intestinal protozoa. In: Cook G C, editor. Manson's tropical diseases. 10th ed. London, England: W. B. Saunders Company, Ltd.; 1996. pp. 1255–1289.
- Fredericksen, D. W. (1972). Morphology and taxonomy of *Cotylogaster occidentalis* (Trematoda: Aspidogastreae). *Journal of Parasitology* 58, 1110-1116.
- Fernandes, R. M. *et al.* (2005). Comparação entre as técnicas McMaster e centrífugo-flutuação para contagem de ovos de nematóides gastrintestinais de ovinos. *Ciência Animal Brasileira*, v. 6, n. 2, p.105-109.
- Fernández De Mendiola, J. A. & Bea, A. (1998). Vertebrados continentales. Situación actual en la Comunidad Autónoma del País Vasco, Gobierno Vasco. Vitoria.
- Fernández, J. A. (2019). The holistic specimen and parasites of mammals, *Therya*, La Paz, v. 10, n.2, p. 65-67.
- Ferry, T., Bouhour D., De Monbrison, F., Laurent, F., Dumouchel-Champagne, H., *et al.* (2004) Severe peritonitis due to *Balantidium coli* acquired in France. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 23: 393–395.
- Fiel, C., Estefan, P. & Ferreyra, D. (2011). Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes, Técnicas de laboratorio e interpretación de resultados. Primera edición - Tandil: Abad Benjamin, CDD 578.65. ISBN 978-987-33-1502-2. Tandil, Argentina.
- Figuroa, A., Pineda-Rodríguez, S.A., Godínez-Jaime, F., Vargas-Álvarez, D., Rodríguez-Bataz, E. (2018). Parásitos gastrointestinales de ganado bovino y caprino en Quechultenango, Guerrero, México. *Revista Agroproductividad*. Vol 11, núm. 6, Junio 2018. Pp: 97-104.
- Fisher, M. A., *et al.* (2002). Epidemiology of *Toxascaris leonina* infection postweaning within a colony of dogs. *J Helminthol* 2002;76:27-29.
- Fisher, M. & Macgarry, J. (2007). Libro en fundamentos de parasitología en animales de compañía. Buenos Aires: Intermedica.
- Flisser, A. (1998). Larval Cestodes. In Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections. 9th Ed. (F.E.G.Cox, J.P. Krier & D.Wakelin, eds). Arnold, London. Vol. 5, Chapter 28, 539-560.
- Flisser, A. (2002a). Epidemiological studies of taeniosis and cysticercosis in Latin America. In Cestode Zoonoses: Echinococcosis and Cysticercosis. An Emergent and Global Problem, (P. Craig, & Z. Pawlowski, eds.). NATO Science Series. Series I: Life and Behavioural Sciences. Vol. 341, IOS Press (Amsterdam), 3-11.
- Flisser, A. (2002b). Epidemiological studies of taeniosis and cysticercosis in Latin America. In Cestode Zoonoses: Echinococcosis and Cysticercosis. An Emergent and Global Problem,

- (P.Craig, & Z. Pawlowski, eds.). NATO Science Series. Series I: Life and Behavioural Sciences., 341, IOS Press, Amsterdam, 335-342.
- Flores Crespo, J. & Flores Crespo, R. (2003). Monogenes parásitos en peces en México: estudio recapitulativo. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. ISSN: 2428-6698.
- Foreyt, W. J. (2005). *Parasitologia veterinária: manual de referência*, 5.ed. São Paulo: Roca.
- Fortes, E. (2004). *Parasitologia Veterinária*, 4 ed. São Paulo: Icone, , 607p.
- Franson, J. C., Jorgenson, R. D., Boggess, E. K. & Greve, J. H. (1978). Gastrointestinal parasitism of Iowa coyotes in relation to age. *J. Parasitol.* 1978:303–305.
- Frenkel, J. K. (1977). *Besnoitia wallacei* of cats and rodents: with a reclassification of other cyst-forming *isospore* id *coccidia*. *Journal of Parasitology* 63: 611-628
- Gállego, J. (2007). *Manual de Parasitología. Morfología y Biología de los Parásitos de interés sanitario* (2da edición). España. Publicaciones e ediciones. Universitat de Barcelona.96 pag.
- Gallina, S. & C., López González. (2011). *Manual de técnicas para el estudio de la fauna*. Vol. 1. Universidad Autónoma de Querétaro- Instituto de Ecología, A. C. Querétaro, México. 377pp.
- García, L. S. (2001). Macroscopic and microscopic examination of fecal specimens. In *Diagnostic medical parasitology*. ASM Press, Washington D.C. 2001: 741-85.
- García-Prieto, L., Falcón-Ordaz, J. & Guzmán-Cornejo C. (2018). Helminths parasites of wild Mexican mammals: list of species, hosts and geographical distribution. *Zootaxa* vol 3290, No 1. Doi: <http://dx.doi.org/10.11646zootaxa.3290.1.1>
- García-Prieto, L., García-Varela, M., Mendoza-Garfias, B. & Pérez-Ponce De León, G. (2010). Checklist of the Acanthocephala in wildlife vertebrates of Mexico. *Zootaxa* 2419, 1–50.
- Gasper, P. W. & Watson, R. P. (2001). Plague and Yersiniosis. En: *Infectious diseases of wild mammals*. pp. 313-29. Iowa State University Press. Williams,E.S.; Barker,I.K. editores. Ames, IO, USA.
- Gatica Colima, A. B. (2019). Inventario multitaxonómico del APFF Médanos de Samalayuca (PJ018). Reporte final. CONABIO, UACJ. Ciudad Juárez, Mexico.
- Gese, E. M., O. J. Rongstad, & W. R. Mytton. (1989). Population dynamics of coyotes in southeastern Colorado. *Journal of Wildlife Management* 53:174-181.
- Gese, E. M. & M. Bekoff. (2004). Coyote. Pages 81-87 in C. Sillero-Zubiri, M. Hoffmann & D. Macdonald, editors. *Canids: Foxes, wilves, jackals, and dogs*. UICN, Cambridge, United Kingdom.
- Gibson, D. I. (1987). Questions in digenean systematics and evolution. *Parasitology* 95, 429-460.
- Gibson, D. I, Jones, A. & Bray, R. (2002). *Keys to the Trematoda*. Vol. 1. CAB International, London, 521 pp.

- Gillespie, S. H. (1988). The epidemiology of *Toxocara canis*. *Parasitology today*. 4 (6): 180-182. PMID 15463080. Doi:10.1016/0169-4758(88)90156-1.
- Giono, C. S., Escobar, A. & Valdespino, J. L. (1994). Diagnóstico de laboratorio de las infecciones gastrointestinales. Instituto Nacional de Diagnóstico y Referencia Epidemiológicos (INDRE). México: Secretaría de Salud; pp: 325.
- Girard De Kamisky, G. (2003). Manual de Parasitología. Métodos para Laboratorios de Atención Primaria de Salud. 2da. Edición. Organización Panamericana de la Salud (OPS), Organización Mundial de la Salud (OMS) y la Universidad Nacional Autónoma de Honduras (UNAH). Honduras.
- Glickman, L. T. & Schantz, P. M. (1981). Epidemiology and pathogenesis of zoonotic toxocariasis. *Epidemiologic Reviews* 1981;3:230–50.
- Gómez-Trejo, J. C., Cortés, J. A., Cuervo-Maldonado, S. I., López-Páez, M. C. (2007). Amebiasis intestinal. *Infection*. 2007;11:36-45.
- Gompper, M. E., R. M. Goodman, R. W. Kays, J. C. Ray, C. V. Fiorello & S. E. Wade. (2003). A survey of the parasites of coyotes (*Canis latrans*) in New York based on fecal analysis. *J. Wildl. Dis.* 39: 712-717.
- Gordon, H. M. & Whitlock, H. V. (1939) A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. *Journal of Council Science. Ind. Res* 12, 50–52.
- Górski, P., Zalewski, A. & Łakomy, M. (2006). Parasites of carnivorous mammals in Białowieża Primeval Forest. *Wiad Parazytol* 52(1):49–53
- Gortázar, C., Herrero, J., García-Serrano, A., Lucientes, J. & Luco, D. F. (1996). Preliminary data on the parasitic fauna of the digestive system of *Marmota marmota* in the Western Pyrenees. In: Le Berre M, Ramousse R, Le Guelte L (eds) Biodiversity in marmots. International Marmot Network, Moscow, pp 105–108
- Gortázar, C. (1996). Aspectos sanitarios de los carnívoros terrestres, su impacto en la dinámica poblacional y en la conservación. En: Carnívoros. Evolución, ecología y conservación. CSICMNCN-SECEM. Madrid.
- Gortázar, C. (1999). Ecología y patología del zorro (*Vulpes vulpes*) en el valle medio del Ebro. Tesis Doctoral. Universidad de Zaragoza.
- Granados Sánchez, D., Sánchez González A., Granados V., R. O. Linnx, & Borja De La Rosa, A. (2011). Ecología de la vegetación del desierto chihuahuense. *Revista Chapingo serie Ciencias Forestales y del ambiente*, 17(spe), 111-130.

- Grasse, P. P. (1965). *Traite de Zoologie, Tome IV, Nematelminthes (Nematodes)*. Paris: Masson et Cie, Fasc. 2 and 3.
- Grove, D. I. (1990). *A history of helminthology*. CAB International, Wallingford, England.
- Guevara, Y., De Haro, I., Cabrera, M., Garcia De La Torre, G., Salazar-Shcettino, P. (2003). Enteroparasitosis en poblaciones indígenas y mestizas de la Sierra de Nayarit, México. *Parasitol Latinoam* 58: 30 - 34, 2003 FLAP. México.
- Gutiérrez, M. (2004). Himenolepiasis. En: Becerril MA, Romero R, editores. *Parasitología médica: de las moléculas a la enfermedad*. México: Mc Graw-Hill. p. 125-130.
- Habela, M., R. Sevilla, Corchero, E., J. Fruto & Peña, J. (2002). Nematodosis gastrointestinales en ovino. *Mundo Ganadero*. Mayo:1-6.
- Halfpenny, J. & Biesiot, E. (1986). *A Field Guide to Mammal Tracking in North America*, Johnson Books, Boulder.
- Handeland, K., Refsum, T., Johansen, B. S., Holstad, G., Knutsen, G., Solberg, I., Schulze, J., Kapperud, G. (2002). Prevalence of *Salmonella typhimurium* infection in Norwegian hedgehog populations associated with two human disease outbreaks. *Epidemiol. Infect.* 128(3), 523-7.
- Harrison, D. J. (1992). Dispersal characteristics of juvenile coyotes in Maine. *Journal of Wildlife Management* 56:128-138.
- Harrison, D. J., J. A. Harrison, M. O'donoghue. (1991). Predispersal movements of coyotes (*Canis latrans*) pups in eastern Maine. *Journal of Mammalogy* 72:756-763.
- Hendrix, C. M., & Robinson, E. (2006). *Diagnostic Parasitology of Veterinary Technicians*. Third edition. Mosby-Elsevier. St. Louis Missouri. Pp. 299-241.
- Heriberto Finke, C. & Gómez Santana, R. (2014). *Espacios Naturales Protegidos de la provincia de Puerto Plata*. Puerto Plata, República Dominicana: Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de República Dominicana.
- Hernández, L. J. W., Laundré, K. M., Grajales, G. L., Portales, J., López Portillo, A., González Romero, A., García, J. & M. Martínez. (2011). Plant productivity, predation, and the abundance of black-tailed jackrabbits in the Chihuahuan Desert of Mexico. *Journal of Arid Environments* 75:1043-1049.
- Hernández Camacho, N. & Pineda López, R. F. (2012). Primer registro de *Dirofilaria immitis* (Spirurida: Onchocercidae) en coyotes de México. *Acta zoológica mexicana*, 28(3), 659-662. Recuperado en 25 de marzo de 2020, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372012000300019&lng=es&tlng=es.

- Hernández Urbina, C. F. (2019). Detección de ectoparasitos y patógenos Rickettsiales en *Canis latrans* en el área de protección de flora y fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua. Tesis presentada para obtener el grado de Maestro en Ciencia Animal. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Departamento de Ciencias Veterinarias. Maestría en Ciencia Animal.
- Hidalgo-Vila, J., Díaz-Paniagua, C., Frutos-Escobar, C., Jiménez-Martínez, C. & Pérez-Santigosa, N. (2007). *Salmonella* in free living terrestrial and aquatic turtles. *Vet. Microbiol.* 119(2-4), 311-5.
- Hoffman, W. A., Pons, J. A., Janer, J.L. (1934). The Sedimentation Concentration Method In *Schistosomiasis mansoni*. *Puerto Rico J. publ. Hlth.* 9: 283-191.
- Holmes, J. C. & Price, P. W. (1986). Communities of parasites. En: Anderson DJ & J Kikkawa (eds). *Community ecology: pattern and process*: 187-213. Blackwell Scientific Publications, Oxford.
- Iacuc. (2016). Zoonoses Associated with Wild Carnivores. Prepared by Office of the Campus Veterinarian and the IACUC office July 2016. Disponible en <http://https://iacuc.wsu.edu/zoonoses-associated-with-wild-carnivores/> consultado el 25/03/2020 a las 06:56 pm.
- Jeffrey, H. C. & Leach, R. M. (1968). *Atlas of Medical Helminthology and Protozoology*. Churchill Livingstone, Edinburgh.
- Johnston, M. C. (1984). Brief resume of botanical, including vegetation, features of the Chihuahua Desert region with special emphasis on their uniqueness, En: *Transactions of the Symposium on the biological resources of the Chihuahuan Desert Region: United States and México, National Park Service Transactions and Proceedings Series 3, U.S. Department of the Interior, 1984, pp. 335-359.*
- Jones, K. E., Patel, N. G., Levy, M. A., Storeygard, A., Balk, D., Gittleman, J. L. & Daszak, P. (2008). Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* 451(7181):990–993. <https://doi.org/10.1038/nature06536>
- JONES, P. W. & TWIGG, G. I. (1976). Salmonellosis in wild mammals. *J. Hyg. (Lond.)* 77(1), 51-4.
- Junquera, P. (2007). *Toxascaris leonine*, nematodo intestinal de perros y gatos: Biología, prevención y control. Disponible en <https://parasitipedia.net/index.php?option=content&view=article&id=1474&itemid=1605>. Consultado el 10 de mayo del 2020.
- Kagawa, F. T. (1997). Pulmonary paragonimiasis. *Semin. Respir. Infect.* 12:149-158
- Kassai, T. (1999). *Veterinary Helminthology*. Botterworth Heinemann, Boston, U. S.A.
- Kerbert, C. (1878). Zur Trematoden-Kenntnis. *Zoologischer. Anzeiger.* 1:529-578. Holland.

- Kennelly, J. J. (1978). Coyote Reproduction. En M. Bekoff, editor. Coyotes biology, behavior, and management (pp. 73-93). Academic Press, New York, New York, EUA.
- Kenyon, F. (2009). The role of targeted selective treatments in the development of refugia-based approaches to the control of gastrointestinal nematodes of small ruminants. *Vet. Parasitol.* 164, 3–11.
- Kindlin, L. R., Kindlin C. M., Richard, L., Stewart, Jr R. L. (2013). Survey of the prevalence and diversity of intestinal parasites through scatan alysis of canids at letterkenny Army Depot, Franklin County, Pennsylvania. *Journal of the Pennsylvania Academy of Science* 87(1): 20-26.
- Knowlton, F. F., Gese, E. M. & Jaeger, M. M. (1999). Coyote depredation control: An interface betweenbiology and management. *Journal of Range Management* 52: 398–412. <https://doi.org/10.2307/4003773>.
- Kołodziej-Sobocińska, M., Zalewski, A. & Kowalczyk, R. (2014). Sarcopticismange vulnerability in carnivores of the Białowieża PrimevalForest, Poland: underlying determinant factors. *Ecol Res* 29(2): 237–244. <https://doi.org/10.1007/s11284-013-1118-x>
- Koppisch, E. (1953). Balantidiasis.A review and report of cases.*Am J Pathol* 22: 1089–1115.
- Kozak, J. M., Hudson, R. J., French, N. & Renecker, L. A. (1995). Winter feeding,lactation and calf growth in farmed wapiti. *Ragelands* 17:116–120
- Kwon, I. H., Kim, H. S., Lee, J. H., Choi, M. H., Chao J. Y., Nakamura-Uchiyama, Y. O., Nawa, Y. & Cho K. H. A. (2003). Serologically diagnosed human case of cutaneous larva migrans caused by *Ancylostoma caninum*. *Korean Journal of Parasitology.* 2003;41:233-7.
- La Rue, G. R. & Fallis, A. M. (1936). Morphological study of *Alaria canis* sp. (Trematoda: Alariidae), a trematode parasite of the dog. *Trans. Am. Micro. Soc.* 55: 340-350.
- Lamothe, A. R., Caballero, J. D. & Lázaro, E. C. (1977). *Pseudothelphusa* (P.) *dilatata* Rathbun (Crustacea:Decapoda), segundo hospedero intermediario de *Paragonimus mexicanus* (Tremátoda). *An Inst Biol Univ Nal Autón Méx* 1977; 48:295-298.
- Lamothe, A. R., Malek, A & Meave, O. (1983). *Aroapyrgus alleii* Morrinson, 1946 (Gastropoda: Hydrobiidae) first intermediate host of *Paragonimus mexicanus* in Colima, Mexico. *Journal of Parasitology* 1983; 69:226-228.
- Lamothe, A. R. (1985). La paragonimiasis en el continente americano. *Salud Pública México* 1985; 27:514-523.

- Lafferty, K. D. (2014). Biodiversity loss and infectious diseases. In Verdad LM, Lyra-Jorge MC and Piña CI (eds), Applied Ecology and Human Dimensions in Biological Conservation. New York: Springer Berlin Heidelberg, pp. 73–89.
- Laliberte, A. S., Ripple, W. J. (2004). Range contractions of North American carnivores and ungulates. *BioScience* 54: 123–138. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2004\)054\[0123:RCONAC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2004)054[0123:RCONAC]2.0.CO;2).
- Laus, J. L., *et al.* (2003). Orbital cellulitis associated with *Toxocara canis* in a dog. *Vet Ophthalmol* 2003;6:333-336.
- Lechevallier, M. W., Norton, W. D. & Lee, R. G. (1991a). Occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* spp in surface water supplies. *Appl. Environ*, 1991; 57:2610- 2616.
- Lechevallier, M. W., Norton, W. D. & Lee, R. G. (1991b). *Giardia* and *Cryptosporidium* spp. in filtered drinking water supplies. *Appl. Environ*, 1991; 57:2617-2621.
- León Vélez-Hernández, M., Reyes-Barrera, K. L., Rojas-Almaráz D., Calderón-Oropeza, M. A., Cruz Vázquez J. K., Arcos-García J. L. (2014). Riesgo potencial de parasites zoonóticos presents en heces caninas en Puerto Escondido, Oaxaca. *Salud Pública México*. 2014;56:625-630.
- Lewis, F. A., Tucker, M. S. (2014) Schistosomiasis. In: Toledo R., Fried B. (eds) *Digenetic Trematodes. Advances in Experimental Medicine and Biology*, vol 766. Springer, New York.
- Loarie, S. R., Van Aarde, R. J. & Pimm, S. L. (2009). Elephant seasonal vegetation preferences across dry and wet savannas. *Biol Conserv* 142(12): 3099–3107. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.08.021>
- López-Ochoterena, E. (1970). Historia de las investigaciones sobre protozoarios de vida libre de México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 31:1-15.
- Luna-Estrada, M., Mosqueda-Cabrera, M. A., & Servín, J. (2017). Nuevos registros de helmintos en coyote *Canis latrans impavidus* (Carnivora: Canidae) en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 88(1), 250-252. <https://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2017.01.003>.
- Lustigman, S., Prichard, R. K., Gazzinelli, A., Grant, W. N., Boatman, B. A., McCarthy, J. S., *et al.* (2012). A research agenda for helminth diseases of humans: the problem of helminthiasis. *PLoS Negl Trop Dis* (2012) 6(4):e1582. [10.1371/journal.pntd.0001582](https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001582).
- MacArthur, R. & Levins, R. (1964). Competition, habitat selection, and character displacement in a patchy environment. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 51, 1207–1210.

- Macdonald, D. W. & Sillero-Zubiri, C. (2004). The biology and conservation of wild canids. Oxford University Press Inc., New York, 450 pp. <https://doi.org/10.1093/acprof:oso/9780198515562.001.0001>.
- Maino, A., Garigali, G., Grande, R., Messa, P., Fogazzo, G. B. (2010). Urinary balantidiasis: diagnosis at a glance by urine examination. *J Nephrol* 23: 732–737.
- Mann, G. K. H., Lagesse, J. V., O'riain, M. J. & Parker, D. M. (2015). Beefing up species richness? The effect of land-use on mammal diversity in an arid biodiversity hotspot. *Afr.J. Wildl. Res.* 45, 321–331.
- Markell, E. K., Voge, M. & John D. T. (1986). The cestodes. En: *Medical Parasitology*. 6th. ed. WB Saunders Company, 1986:185-213.
- Marquard-Petersen, U. (1997). Endoparasites of arctic wolves in Greenland. *Arctic* 50: 349-354.
- Marti, O. G. & Hale, O. M. (1986). Parasite transmission in confined hogs. *Vet. Parasitol*; 19:301-314.
- Martínez-Valladares, M., Martínez-Pérez. J. M., Robles-Pérez, D., Cordero-Pérez, C., Famularo, M. R., Fernández-Pato. N., *et al.* (2012). Aumento de la prevalencia de infecciones por helmintos gastrointestinales y hepáticos de los ovinos en el noroeste de España y su relación con el cambio climático. http://www.digital.csic.es/bitstream/10261/.../37_jornadas_seoc%20pato233 2012; (consultado 30/01/2020).
- Matamoros, Y. (1982). Notas sobre la biología del tepezcuinte, *Cuniculus paca*, Brisson (*Agouti paca*) (Rodentia: Dasyproctidae) en cautiverio. *Brenesia* 1982:19/20:71-82.
- Medel, R., Aizen, M. A. & Zamora, R. (2009). *Ecología y evolución de interacciones planta-animal*. 1ra Ed. Editorial Universitaria, Santiago de Chile. 399p. 75 il (algs. col). ISBN: 978-956-11-2092-1.
- Medlock, J. M., Hansford, K. M., Schaffner, F., Versteirt, V., Hendrickx, G., Zeller, H. *et al.* (2012). A review of the invasive mosquitoes in Europe: ecology, public health risks, and control options. *Vector Borne Zoonotic Dis*; 12(6):435–47.10.1089/vbz.2011.0814.
- Mehlhorn, H. (2008). *Encyclopedia of parasitology*. Springer, New York, 1592pp.
- Mendez, O. C. (1985). *Lecciones prácticas sobre enteroparasitosis humanas*. Edit. Federación Bioquímica de la Provincia de Buenos Aires, Argentina 1998; 165 p.
- Michael, E., Bundy, D. A. & Grenfell, B. T. (1996). *Parasitology*. 1996;112:409–428.
- Miller, R. R. (1984). Composition and derivation of the fish fauna of the Chihuahuan desert region. 365-381. En: *Transactions of the Symposium on the biological resources of the Chihuahuan Desert Region: United States and México*, National Park Service Transactions and Proceedings Series 3, U.S. Department of the Interior, pp. 335- 359.

- Mino-Botello, D., Romero Callejas, E., Ramírez-Bravo, O. E., & Aguilar Ubeda, A. (2016). Determinación de parásitos gastrointestinales en carnívoros en el centro de México. *Acta zoológica mexicana*, 32(2), 210-212.
- Monks, S., V. R. Zárate-Ramírez & S. Moreno-Flores. (2003). Helmintos bioindicadores de la calidad del agua en la Reserva de Barranca de Metztlán. *Memorias del Foro Sobre la Problemática del Agua: un desafío para las IES en la región Centro-Sur de la República Mexicana*, Foro Consultivo Científico y Tecnológico, A.C. y la Asociación Nacional de Universidades e Instituciones de Educación Superior (ANUIES), A.C. CL-10: 1-10.
- Molina, C. P., Ogburn, J., Adegboyeda, P. (2003). Infection by *Dipylidium caninum* in an infant. *Arch Pathol Lab Med*. 2003; 127 (3): 157-159.
- Morner, T. & Addison, E. (2001). Tularemia. En: *Infectious diseases of wild mammals*. pp. 303-12. Iowa State University Press. Williams, E.S.; Barker, I.K. editores. Ames, IO.
- Moro, P., Schantz, P. M. (2009). Echinococcosis: a review. *Int J Infect Dis*. 2009;13:125–33
10.1016/j.ijid.2008.03.037
- Mortimer, L., Chadee, K. (2010). The immunopathogenesis of *Entamoeba histolytica*. *Experimental Parasitology* 2010, 126: 366-80.
- Muñoz-García, C., Berriatua, E., & Martínez-Carrasco, C. (2018). What do we know about parasites of wildlife in high biodiversity areas with anthropogenic disturbance? The special case of Mexico. *Animal Health Research Reviews*, 19(2), 155-161.
doi:10.1017/S1466252318000087.
- Murray, M. H., Becker, D. J., Hall, R. J. & Hernandez, S. M. (2016). Wildlife health and supplemental feeding: a review and management recommendations. *Biol Conserv* 204:163–174.
<https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.10.034>
- Myserud, A., Qviller, L., Meisingset, E. L. & Viljugrein, H. (2016). Parasite load and seasonal migration in red deer. *Oecologia* 180(2):401–407. <https://doi.org/10.1007/s00442-015-3465-5>
- Nakauchi, K. (1999). The prevalence of *Balantidium coli* in fifty-six mammalian species. *J Vet Med Sci* 6: 63–65.
- National Research Council (NRC). (2001) *Under the Weather: Climate, Ecosystems, and Infectious Disease* (Natl Acad Press, Washington, DC).
- Navone, G., Gamboa, M., Kozubsky, L., Costas, M. E., Cardozo, M. S., Sisiauskas, M. N. & González, M. (2005). Comparative study of parasitic forms recuperation using three different coproparasitoscopic methods. *Parasitologia Latinoamericana*. 60. 178-181.
- Ndao, M. (2009). Diagnosis of parasitic diseases: old and new approaches. *Interdisciplinary perspectives on infectious diseases*, 2009, 278246. <https://doi.org/10.1155/2009/278246>

- Neghme, A & Silva, R. (1971). Ecología del parasitismo en el hombre. Boletín de la Oficina Panamericana. Pag. 313-329.
- Nicolle, C. & Manceaux, L. (1908). Sur une infection a corps de Leishman (ou organismes voisins) du gondi. C. R. Hebd. Seances Acad. Sci. 147, 763-6.
- Niec, R. (1968). Cultivo e Identificación de Larvas Infectantes de Nematodes Gastrointestinales del Bovino y Ovino. Red de helmintología para America Latina y el Caribe, 28 pp.
- Niehaus, C., Valerio, I. & Blanco, K. (2011). Presencia de protozoarios y microorganismos relacionados con procesos de inmunosupresión humana en coyotes (*Canis latrans*: Canidae) del Parque Nacional Volcán Irazú y campo limítrofe en Costa Rica. Revista Ibero-latinoamericana de parasitología, ISSN 0718-8730, Vol. 70, N°. 2, 2011, págs. 197-205.
- Niehaus, C., Valerio, I. & Blanco, K. (2012). Infecciones parasitarias del coyote, *Canis latrans* (Carnivora: Canidae) en un Parque Nacional y una zona agrícola en Costa Rica. Revista de Biología Tropical, 60(2), 799-808.
- Nieschulz, O. (1924). Over een geval van *Eimeria*-infectie bij een kat (*Eimeria felina* n. sp.). Tijdschrift voor Diergeneeskunde 51: 129-131.
- Novaes, M. T. & Martins, I. V. F. (2015). Avaliação de diferentes técnicas parasitológicas no diagnóstico de helmintoses caninas. Revista Brasileira de Medicina Veterinária, 37(Supl.1):71-76, 2015.
- OIE. (2001). Reseña epidemiológica de ciertas enfermedades de la fauna salvaje en 2001. ftp://ftp.oie.int/SAM/2001/FAUNE_E.pdf.
- OIE. (2003). Reseña epidemiológica de ciertas enfermedades de la fauna salvaje en 2003. ftp://ftp.oie.int/SAM/2003/FAUNE_E.pdf.
- Oja, R., Velstrom, K., Moks, E., Jokelainen, P. & Lassen, B. (2017). How does supplementary feeding affect endoparasite infection in wild boar? Parasitol Res 116(8):2131–2137. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5512-0>
- Olsen, O. W. (1974). Animal parasites. Their life cycles and ecology. 30 ed. University Park Press, London.
- Organización Mundial De La Salud, OMS. (2020). Enfermedades transmitidas por vectores. disponible en <http://who.int/es/news-room/facts-sheets/detail/vector-borne-diseases> consultado el 08-03-2020 a las 22:55hs.
- Organización Panamericana De La Salud, OPS. (2003). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª edición.
- Owen, I. L. (2005). Parasitic zoonosis in Papua New Guinea. J Helmit 79: 1–14.

- Ozensoy, S., Ozbel, Y. & Turgay, N., *et al.* (1998). Serodiagnosis and epidemiology of visceral leishmaniasis in Turkey. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 1998;59(3):363–369.
- Palomo, L. J. & Gisbert, J. (2002). Atlas de los mamíferos terrestres de España, Dirección General para la Biodiversidad-SECEM-SECEMU. Madrid.
- Patz, J. A., Graczyk, T. K., Geller, N. & Vittor, A.Y. (2000). *Int J Parasitol* 30:1395–1405.
- Peacock, S. J., Bouhours, J., Lewis, M. A. & Molnar, P. K. (2018). Macroparasitedynamics of migratory host populations. *Theor Popul Biol* 120:29–41. <https://doi.org/10.1016/j.tpb.2017.12.005>.
- Pereira, M. G. (2000). *Epidemiologia Teoria e prática*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000. 596p.
- Pereckiene, A. *et al.* (2007). A comparison of modifications of the McMaster method for the enumeration of *Ascaris suum* eggs in pig faecal samples. *Veterinary Parasitology*, v. 21, n. 149 (1-2), p. 111-116.
- Pérez-Ponce De León, G. & García-Prieto, L. (2001). Los parásitos en el contexto de la biodiversidad y la conservación. *Biodiversitas: Journal of Biological Diversity* 34, 11–15.
- Pérez-Ponce De León, G., García-Prieto, L. & Mendoza-Garfias, B. (2007). Trematode parasites (Platyhelminthes) of wildlife vertebrates in Mexico. *Zootaxa*. 1534. 1-247. [10.11646/zootaxa.1534.1.1](https://doi.org/10.11646/zootaxa.1534.1.1).
- Pérez-Ponce De León, G., García-Prieto, L. & Mendoza-Garfias, B. (2011). Describing parasite biodiversity: the case of the helminth fauna of wildlife vertebrates in Mexico. In Grill O and Gianfranco V (eds), *Changing Diversity in Changing Environment*. Rijeka, Croatia: InTech, pp. 33–54.
- Petri, W. A. Jr. (2002). Pathogenesis of amebiasis. *Curr Opin Microbiol*. 2002; 5:443-7.
- Picado, W., Ledezma-Díaz, R. & Granados-Porrás, R. (2009). Territorio de coyote, agroecosistemas y cambio tecnológico en una región cafetalera de Costa Rica. *Revista de Historia*, ISSN: 1012-9790, No. 59-60, enero-diciembre 2009./ pp. 119-165.
- Poche De Rocha, E. M. & Lopes, C. W. G. (1913). Comportamento da *Isospora canis*, *Isospora felis* e *Isospora rivolta* in infeccoes experimentais em caes e gatos. *Archivos de la Universidad Federal de Río de Janeiro* 1: 65-70.
- Poinar, G. O. Jr. (1983). *The Natural History of Nematodes*. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall.

- Polley, L. (2005). Navigating parasite webs and parasite flow: emerging and re-emerging parasitic zoonoses of wildlife origin. *Int J Parasitol* 35(11–12):1279–1294. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.07.003>
- Posadas, C., Santos R. & Vega, D. (2017). Coyote (*Canis latrans*), su hábitat y comportamiento. *Revista Universitarios Potosinos*. DOI: 10.13140/RG.2.2.36230.06727. pp 4-8.
- Poulin, R. (1998). Comparison of three estimators of species richness in parasite component communities. *Journal of Parasitology* 84:485–490.
- Procop, G. (2009). North American Paragonimiasis (Caused by *Paragonimus kellicotti*) in the Context of Global Paragonimiasis. *Clin Microbiol Rev.* 2009 Jul; 22(3): 415–446. doi: 10.1128/CMR.00005-08. PMID: 19597007
- Proudman, C. J., Edwards, G. B. (1992). Validation of a centrifugal / flotation technique for the diagnosis of equine cestodiasis. *Veterinary Record*, v. 131, n. 4, p. 71-72.
- Puerto-Jimenez, I. & Vicente-Romero, M. R. (2015). Parasitología en el laboratorio. Guía básica de diagnóstico. C/ Els Alzamora, 17 - 03802 - ALCOY (ALICANTE) info@3ciencias.com. Primera edición: Octubre 2015. ISBN: 978-84-944687-0-4. nº de depósito legal: A 791 – 2015.
- Pulido-Flores, G. & S. Monks. (2008). Especies de helmintos introducidas como bioindicadores de la calidad ambiental en Laguna de Metztitlán, Hidalgo. En: Pulido-Flores, G., A. L. López-Escamilla y M. T. Pulido-Silva (Eds.). *Estudios biológicos en las Áreas Naturales del estado de Hidalgo*. Ciencia al día 7. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. pp. 97-105.
- Pyziel, A. M., Kowalczyk, R. & Demiaszkiewicz, A. W. (2011). The annual cycle of shedding *Eimeria* oocysts by European bison (*Bison bonasus*) in the Białowieża Primeval Forest, Poland. *J Parasitol* 97(4):737–739. <https://doi.org/10.1645/Ge-2567.1>
- Quilodrán-González, D., Gadické, P., Junod, T., Villaguana-Pacheco, C. & Landaeta-Anqueveque, C. (2018). Factores de riesgo asociados con parásitos gastrointestinales zoonóticos en perros de Cabrero, región del Biobío, Chile. *Chilean journal of agriculture & animal sciences*, 34(2), 118-125. <https://dx.doi.org/10.4067/S0719-38902018005000401>.
- Radwan, N. A., Khalil, A. I. & El Mahi, R. A. (2009). Morphology and occurrence of species of *Toxocara* in wild mammal populations from Egypt. *Comparative Parasitology*; 76(2):273–82.
- Raffel, T. R., Hoverman, J. T., Halstead, N. T., Michel, P. J. & Rohr, J. R. (2010). Parasitism in a community context: trait-mediated interactions with competition and predation. *Ecology* 91(7):1900–1907. <https://doi.org/10.1890/09-1697.1>
- Rabinowitz, A. R. (2003). Manual de capacitación para la investigación de campo y la conservación de la vida silvestre. Wildlife Conservation Society, USA. Editorial FAN, Bolivia. 327 pp.

- Ramirez-Albores, J. E. & León-Paniagua L. S. (2014). Distribución del Coyote (*Canis latrans*) en el continente americano. *Biocenosis*. Vol 29(1-2)
- Redman, W. K., Bryant, J. E., & Ahmad, G. (2016). Gastrointestinal helminths of Coyotes (*Canis latrans*) from Southeast Nebraska and Shenandoah area of Iowa. *Veterinary world*, 9(9), 970–975. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2016.970-975>.
- Reinemeyer, C. R. (2016). Chapter 4 - Formulations and Clinical Uses of Pyrimidine Compounds in Domestic Animals, Editor(s): Alan A. Marchiondo, Pyrantel Parasiticide Therapy in Humans and Domestic Animals, Academic Press, 2016, Pages 67-107, ISBN 9780128014493, <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-801449-3.00015-6>. Consultado el 07 de abril del 2019 a las 16: 02.
- Riba, L. & Tena, J. (1999). La marmotte (*Marmota marmota*) en principauté d'andorre. Données démographiques et sanitaires. In: Ramousse R, Le Berre M (eds) Proceedings of the 5ème Journée d'Etude sur la Marmotte Alpine. International Marmot Network, Lyon, France, pp27–32
- Riley, S. P. D., R. M. Sauvajot, T. K. Fuller, E. C. York, D. A. Kamradt, C. Bromley & R. K. Wayne. (2003). Effects of urbanization and habitat fragmentation on bobcats and coyotes in Southern California. *Conservat. Biol.* 17: 566-576.
- Roberts, L. S. & J. J. Janovy. (2005). *Foundations of Parasitology*. McGraw-Hill Higher Education, New York, E.U.A. 702 p.
- Roberts, F. *et al.* (2009). The occurrence and prevalence of gastro-intestinal helminths in apparently healthy cattle in Queensland, Australia. *J Comp Pathol Therap.* 1939;52:160–5. doi: 10.1016/S0368-1742(39)80015-7.
- Robertson, I. D. (2000). The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International Journal of Parasitology*. 30: 1369-1377.
- Rodríguez, A. (2011). Distribución y Abundancia de el coyote (*Canis latrans*) en el centro del desierto Chihuahuense en México. Tesis presentada para obtener el grado de Maestro en Ciencias-Recursos Bióticos. Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Ciencias Naturales. Santiago de Querétaro, México. 55p.n.
- Rodríguez, J. (2002). *Mamíferos carnívoros ibéricos*, Lynx. Bellaterra, Barcelona.
- Rodríguez-Vivas, R. & Cob-Galera, L. (2005). *Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria*. 2ª ed. UAY. Mérida. México.
- Rodríguez-Vivas, R., E. Utiérrez-Ruiz, M. E., Bolio-Gonzalez, H., Ruiz Pina, A., Ortega-Pacheco, E., Reyes-Novelo, P., Manrique-Saide, F., Aranda-Cirerol. & J. A. Lugo-Perez. (2011). An Epidemiological Study of Intestinal Parasites of Dogs from Yucatan, Mexico, and Their Risk

- to Public Health. Vector-Borne And Zoonotic Diseases. Volume 11, Number 8, 2011, Mary Ann Liebert, Inc. DOI: 10.1089/vbz.2010.0232.
- Rohde, K. (2001). The Aspidogastrea, an archaic group of Platyhelminthes. In: Interrelationships of the Platyhelminthes, pp. 159-167 (eds. Littlewood, D.T.J. and Bray, R.A.). Taylor and Francis, London and New York.
- Romero, R. (2007). Microbiología y parasitología humana. 3ª. ed. México: Médica Panamericana. 1802 p.
- Romero-Tejeda, M. L., L. García-Prieto, L. Garrido-Olvera & G. Pérez-Ponce De León. (2008). Estimation of the endohelminth parasite species richness in freshwater fishes from La Mintzita reservoir, Michoacán, Mexico. *Journal of Parasitology* 94:288-292.
- Rosenblatt, A. E., Heithaus, M. R., Mather, M. E., Matich, P., Nifong, J. C., Ripple, W. J., Silliman, B. R. (2013). The roles of large top predators in coastal ecosystems: new insights from long term ecological research. *Oceanography* 26, 156–167.
- Rozsa, L., J. Reiczigel & Majoros, G. (2000). Quantifying parasites in samples of hosts. *J. Parasitol.* 86:228-232.
- Sabbatani, S. (2003). Observations on the 1348 plague epidemic. Measures taken to combat its tragic effects and avoid epidemic recrudescence. *Infez. Med.* 11(1), 49-61.
- Sahney, S., Benton, M. J. & Ferry, P. A. (2010). Links between global taxonomic diversity, ecological diversity and the expansion of vertebrates on land. *Biology Letters* 6(4): 544-547. PMC 2936204. PMID 20106856.
- Sagarna, X. G. (2010). Los carnívoros silvestres como reservorios de enfermedades de interés en sanidad animal y salud pública. Universidad del País Vasco. Eusko Jaurlaritzaren Argitalpen Zerbitzu Nagusia Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco Donostia-San Sebastián, 1 - 01010 Vitoria-Gasteiz. ISBN: 978-84-457-3069-0. D. L.: VI 241-2010.
- Salais Martínez, H. H. (1982). Incidencia de Incidencia de Parásitos gastrointestinales encontrados en el coyote en la zona rural y suburbana de Ciudad Juárez, Chihuahua. (Primavera 1982). Tesis presentada para obtener el título de Médico Veterinario Zootecnista. Instituto de Ciencias Biomédicas, Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Chih. México.
- Sangster, C., D. Bergeson, C. Lutze-Wallace, V. Crichton & G. Wobeser. (2007). Feasibility of using coyotes (*Canis latrans*) as sentinels for bovine mycobacteriosis (*Mycobacterium bovis*) infection in wild cervids in and around Riding Mountain National Park, Manitoba, Canada. *J. Wildl. Dis.* 43: 432-438.
- Schantz, P. M. (1996). Tapeworms (Cestodiasis) *Gastroenterol Clin N Am*, 25 pp. 637-653.

- Schmidly, D. J. (1974). Factors governing the distribution of mammals in the Chihuahua desert region. Pag: 163-192. In: Transactions of the Symposium on the biological resources of the Chihuahuan desert region. US/MEX.U.S. Department of the Interior.Ed. Roland H. Waver and D. H. Riskind.
- Schmidt, G. D. & Roberts, L.S. (1985). Foundations of parasitology (3rd Ed). Saint Louis. Times Mirror/ Mosby College Publishing.
- Schmidt, R. H. (1979). A climatic delineation of the "real" Chihuahuan Desert.Journal of Arid Enviroments. 2, 243-250.
- Scholz, T. *et al.* (2009). Update on the human broad tapeworm (genus *Diphyllobothrium*), including clinicalrelevance, Clin. Microbiol.Rev., 22, 146.
- Schultz, S. R., Barry, R. X., Johnson, M. K., Miller, J. E., Forbes, D. A. (1994). Effects of feed plots on fecal egg counts of white-tailed deer. Small Rumiand Res 1994;13:93-97.
- Schupp, E. W. & M. Fuentes. (1995). Spatial patterns of seed dispersal and the unification of plant population ecology. Écoscience 2 267-275.
- Schuster, F. L. & Ramirez-Avila L. (2008).Current world status of *Balantidium coli*.Clin Microbiol Rev 21: 626–638.
- SEMARNAT, (Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales). (2002). Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL- 2001, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación. 2a Sección, 6 de marzo de 2002.
- Serrano-Aguilera, F. J. (2010). Manual de parasitología práctico veterinaria. Universal de Extremadura, servicio de publicación. 120pp. Manuales UEX ISSN 1135-870X;69. ISBN 978-84-7723-910-9.
- Servín, J. & Huxley, C. (1993a). El ámbito hogareño del coyote en un bosque de la Sierra Madre Occidental de México. Cuadernos Mexicanos de Zoología 1(1):45-51.
- Servín, J. & Huxley, C. (1993b). La biología del coyote (*Canis latrans*) en la Reserva de la Biosfera “La Michilía”, Durango. Avances en el estudio de los mamíferos de México. Publicación especial, vol. i. México, D.F.: Asociación Mexicana de Mastozoología, A.C; 197p.
- Sims, T. A., Hay, J. & Talbot, I. C. (1989). An electron microscope and immunohistochemical study of the intracellular location of *Toxoplasma* tissue cysts within the brains of mice with congenital toxoplasmosis. British Journal of Experimental Pathology. 1989;70(3):317–325.
- Singh, B. & Juyal, P. (2013).Cestode Zoonoses.10.1007/978-81-322-1551-6_4.
- Sleigh, M. A. (1973). TheBiology of Protozoa. Edward Arnold, Londres.

- Smyth, J. D. (1994). Introduction to Animal Parasitology. 30 ed., Cambridge University Press, Cambridge.
- Sobrino, R., González, L. M., Vicente, J., Fernández De Luco, D., Garate, T. & Gortázar, C. (2006). *Echinococcus granulosus* (Cestoda, Taeniidae) in the Iberian wolf. Parasitol. Res. 99(6), 753-6.
- Sobrino, R. (2008). Contribución a la Patología de los Carnívoros Silvestres. Tesis Doctoral. Universidad de Castilla-La Mancha.
- Sorensen, A., Van Beest, F. M. & Brook, R. K. (2014). Impacts of wildlife baiting and supplemental feeding on infectious disease transmission risk: a synthesis of knowledge. Prev Vet Med 113(4):356–363. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2013.11.010>
- Starkey, L. A., West, M. D., Barrett, A. W., Saucier, J. M., O'connor, T. P., Paras, K. L., Reiskind, M. H., Reichard, M. V. & Little, S. E. (2013). Prevalence of antibodies to spotted fever group *Rickettsia* spp. and *Ehrlichia* spp. in coyotes (*Canis latrans*) in Oklahoma and Texas, USA. J Wildl Dis. 2013 Jul;49(3):670-3. doi: 10.7589/2012-08-215.
- Stodart, E. (1968). Coccidiosis in wild rabbits, *Oryctolagus cuniculus* (L.) at four sites in different climate regions in eastern Australia. II. The relationship of oocyst output to climate and some aspects of the rabbit's physiology. Australian Journal of Zoology 16:619-628.
- Stoll, N. R. (1974). This wormy world. Journal of Parasitology, 1947, 33(1):1–18.
- Strube, C *et al.* (2013). *Toxocara* spp. infections in paratenic hosts. Vet Parasitol 2013;193:375-389.
- Sutherst, R. W. (2004). Global change and human vulnerability to vector-borne diseases. Clin Microbiol Rev;17(1):136–73. [10.1128/CMR.17.1.136-173.2004](https://doi.org/10.1128/CMR.17.1.136-173.2004)
- Tataruch, F., Kierdorf, H. (2003). Mammals as bioindicators. En: Bioindicators and Biomonitoring: principles, concepts and applications (Ed. Markert B.A., Breure A.M., Zechmeister H.G. Elsevier). Amsterdam, Países Bajos.
- Tay-Lara, Z. J. (1996). Parasitología médica. 3ª ed. México: Méndez editores, 1996; pp: 483-35.
- Taylor, L. H., Latham, S. M., Woolhouse, M. E. (2001). Risk factors for human disease emergence. Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci; 356(1411):983–9. [10.1098/rstb.2001.0888](https://doi.org/10.1098/rstb.2001.0888)
- Ting, Y. (2000). Pulmonary strongyloidiasis: Case report of two cases. Kaohsiung J Med Sci, 16(5): 269-274.
- Triplehorn, C. A. (2007). New species of *Elodes* (Coleoptera: tenebrionidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington 109: 628-642.
- Triplehorn, C. A., D. B. Thomas & A. D. Smith. (2015). A revision of *Elodes* Subgenus, *Eleodes* *Eschscholtz* (Coleoptera: Tenebrionidae). Transactions American Entomological Society 141: 156-196.

- Thamsborg, S., Ketzis, J., Horii, Y., & Matthews, J. (2016). *Strongyloides* spp. infections of veterinary importance. *Parasitology*. -1. 1-11. 10.1017/S0031182016001116.
- Townsend. (2008). *Essentials of Ecology*. pp. 103-105. ISBN 978-1-4051-5658-5.
- Trout, J. M., M. Santín & R. Fayer. (2006). *Giardia* and *Cryptosporidium* species and genotypes in coyotes (*Canis latrans*). *J. Zoo Wildl. Med.* 37: 141-144.
- Truant, A. L., Elliott, S. H., Kelly, M. T. & Smith, J. H. (1981). Comparison of formalin-ethyl ether sedimentation, formalin-ethyl acetate sedimentation, and zinc sulfate flotation techniques for detection of intestinal parasites. *J Clin Microbiol*; 13: 882-4
- Turner, W. C. & Getz, W. M. (2010). Seasonal and demographic factors influencing gastrointestinal parasitism in ungulates of Etosha National Park. *J Wildl Dis* 46(4):1108–1119. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.4.1108>
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., Jennigs, F.W. (1998). *Parasitologia Veterinária*, 2. ed. São Paulo: Guanabara Koogan.
- Vadlejch, J., Kyriánová, I. A., Rylková, K., Zikmund, M. & Langrová, I. (2016). Health risks associated with wild animal translocation: a case of the European bison and an alien parasite. *Biol Invasions* 19(4):1121–1125. <https://doi.org/10.1007/s10530-016-1306-z>
- Van Beneden, P. J. (1858). Mémoire sur les vers intestinaux. Mémoire qui a obtenu de l'Institut de France (Académie des Sciences) le Grand prix des Sciences physiques pour l'année 1853. *C.R. Seanc. Acad. Sci.* 2, 1–376.
- Van Den Bussche, R. A., Kennedy, M. L., Wilhelm, W. E. (1987). Helminth parasites of the coyote (*Canis latrans*) in Tennessee. *Journal of Parasitology*. 1987:327–332.
- Velasco, A. C., Mateos, M. L. & Gutiérrez, A. (1980). Parasitación humana por *Hymenolepis diminuta* y revisión de la literatura. *Revista de Diagnostico Biológico*. 1980; 29:372–375.
- Viggers, K.L., Lindenmayer, D.B. & Spratt, D.M. (1993). The importance of diseases in reintroduction programs. *Wildl Res* 20(5):687–698. <https://doi.org/10.1071/wr9930687>
- Villalobos, D., López-Islas, M., Frutos-Nava, J. (2015). Estudio comparativo de tres métodos coproparasitoscópicos en el diagnóstico de parasitosis intestinales. *Unidad de Especialidades Médicas. Estado de México. Rev Sanid Milit Mex* 2015;69:330-335.
- Villalobos, J. C. (2016). Animales y humanos, propuesta para Una Sola Salud. http://www.revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/67_2/PDF/Animales.pdf. Consultada el 01 de enero del 2018.
- Villanueva-García, C., Gordillo-Chavez, E. J., Lopez-Escamilla, E., Rendon-Franco, E., Muñoz-García, C. I., Gama, L., Martínez-Flores, W. A., Gonzalez-Rodriguez, N., Romero-Valdovinos, M., Diaz-Lopez, H. & Galian J. (2017a). Clarifying the cryptic host specificity of

- Blastocystis* spp. isolates from *Alouatta palliata* and *A. pigra* howler monkeys. PL ONE 12, e0169637.
- Villanueva-Garcia, C., Gordillo-Chavez, E. J., Lopez-Escamilla, E., Rendon-Franco, E., Muñoz-Garcia, C. I., Gama, L., Martinez-Flores, W. A., Gonzalez-Rodriguez, N., Romero-Valdovinos, M., Diaz-Lopez, H. & Galian J. (2017ab). New *Entamoeba* group in howler monkeys (*Alouatta* spp.) associated with parasites of reptiles. *Parasitology Research* 116, 2341–2346.
- Wapenaar, H., W. Barkema, & O’handley, R. (2013). Fecal Shedding of *Toxocara canis* and Other Parasites in Foxes and Coyotes on Prince Edward Island, Canada. *Short Communications. Journal of Wildlife Diseases*, 49(2), 2013, pp. 394–397. Wildlife Disease Association 2013. DOI: 10.7589/2012-04-113.
- Warren, G. (1970). Studies on the morphology and taxonomy of the genera *Toxocara* Stiles, 1905 and *Neoscaris* Travassos, 1927. *Zoologischer Anzeiger* 1970;185(5/6):393–441.
- Watts, A. G. & Shelley, M. A. (2012). Community Variation of Gastrointestinal Parasites Found in Urban and Rural Coyotes (*Canis latrans*) of Calgary, Alberta, Cities and the Environment (CATE): Vol. 4: Iss. 1, Article 11. Available at: <http://digitalcommons.lmu.edu/cate/vol4/iss1/11> WILLIAM H, Jones A. Parasitic worms of fish, Taylor & Francis, Londres (1994).
- Watts, A. G., Lukasik, V. M., Fortin, M. & Shelley, M. A. (2015). Urbanization, grassland and diet influence Coyote (*Canis latrans*) parasitism structure. *Ecohealth* 12, 645-659 (2015). <https://doi.org/10.1007/s10393-015-1040-5>.
- Wenny, D. G. (2000). Seed dispersal, seed predation, and seedling recruitment of a Neotropical Montane Tree. *Ecological monographs* 70:331-351.
- Whitaker, Jr J. O. & Morales-Malacara, J. B. (2005). Ectoparasites and other associates (*Ectodytes*) of mammals of Mexico. In Sánchez-Cordero V and Medellín RA (eds), *Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa*. México, DF: Instituto de Biología e Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México y Conabio, pp.535–666.
- Whitlock, H. V. (1948). Some modifications of the McMaster helminth egg-counting technique and apparatus. *J. Counc. Sci. Ind. Res.* 21, 177–180.
- WHO (World health organization). (2010). Control of the leishmaniasis. world health technical report series, Geneva 949: 1-186.
- WHO (World health organization). (2007). Neglected diseases: A human rights analysis.
- Woolhouse, M.E. (1998). Patterns in parasite epidemiology: the peak shift. *Parasitol Today* 14(10):428–434. [https://doi.org/10.1016/S0169-4758\(98\)01318-0](https://doi.org/10.1016/S0169-4758(98)01318-0).

- Yartos, E. (2017). Zoonosis y manejo de animales silvestres y exóticos en la consulta privada. 10mo. Congreso LAVECCS. Punta del Este, Uruguay. Instituto Mexicano de Fauna Silvestre y Animales de Compañía (IMFAC, SC) Centro Veterinario México-Sección Animales Exóticos y Fauna Silvestre.
- Zaha, O., T. Hirata, F. Kinjo & A. Saito. (2000). Strongyloidiasis: Progress in diagnosis and treatment. *Internal Medicine (Tokyo)*, 39(9): 695-700.
- Zajac, A. Z., & Conboy, G. A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* 8th Edition, 8-11.
- Zamen, V. (1979). *Atlas of Medical Parasitology*. Lea & Febiger, Philadelphia, PA.
- Zeyhle, E. & Bosch, D. (1982). Comparative experimental infections of cats and foxes with *Echinococcus multilocularis*. *Zentralbl. Bakteriol.*, 277, 117-118.
- Zuk, M. & Mckean, K. A. (1996). Sex differences in parasite infections: patterns and processes. *Int J Parasitol* 26(10):1009–1023. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(96\)80001-4](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(96)80001-4)

ANEXO 1

Permisos otorgados para la colecta de heces de coyotes por la Secretaría de Manejo de Recursos Naturales SEMARNAT



SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN PARA LA PROTECCIÓN
AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE
Oficio N° SGPA/DGVS/003086/18

Ciudad de México, a 16 de abril de 2018

DRA. CUAUHCITUATL VITAL GARCÍA

MAESTRA DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS VETERINARIAS
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CIUDAD JUÁREZ
CALLE PARQUE REAL No. 8263
COLONIA LOS PARQUES
CIUDAD JUÁREZ, CHIHUAHUA
C.P. 32440, MÉXICO
TEL. (656) 688 1800 EXT. 1666, E-MAIL: cuauvital@gmail.com

En atención a la solicitud de licencia de colecta científica o con propósitos de enseñanza en materia de vida silvestre, recibida en esta Dirección General el 29 de enero de 2018, a la cual se le asignó la bitácora 09/K5-1383/10/17 y considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XXII, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículo 19 fracción XXV y 32 fracción VI, XVIII, XXI, XXIV del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción IV y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); las disposiciones relativas de la Norma Oficial Mexicana NOM-126-SEMARNAT-2000, por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo y al oficio F00.DRNSMO-238/2018 del 28 de mayo de 2018, emitido por la Dirección Regional Norte y Sierra Madre Occidental; la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la licencia de colecta científica o con propósitos de enseñanza en materia de vida silvestre por proyecto, sobre especies o poblaciones en riesgo o sobre hábitat crítico, para desarrollar las siguientes actividades inherentes al proyecto de investigación denominado: **"Relación de prevalencia y carga parasitaria del coyote (*Canis latrans*) con la densidad y tipo de vegetación en cuatro puntos del Área de Protección de Flora y Fauna de Samalayuca"**, con el objetivo identificar la prevalencia de parásitos gastrointestinales, garrapatas y *Ehrlichia spp*, en la población y compararla entre las estaciones climáticas del año y puntos de muestreo.

- Contención de hasta ciento cincuenta (150) ejemplares de "Coyote" ***Canis latrans***, para la obtención de datos morfométricos, muestras de heces y de sangre, y su liberación inmediata.



No se autoriza el procesamiento de muestras con metodología distinta a la autorizada en el protocolo entregado a la DGV5, procurando en todo momento aplicar las medidas de bioseguridad pertinentes, especialmente las referidas al ambiente, el personal, el vestido, el procesamiento de las muestras y la esterilización final.

Las actividades de colecta se llevarán a cabo en la **APFF Médanos de Samalayuca, Estado de Chihuahua**. La presente autorización tendrá una vigencia de **un año** a partir de la emisión de la misma.

Las actividades se realizarán con el Aval de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, con la colaboración de la Dr. Angélica Escárcega, el MVZ César Hernández Urbina, la MVZ Sharai Montiel Armendáriz, la Biol. Cinthia Prieto Marta, el EMVZ Michelle Lugo Castro, el EMVZ Claudio Rodríguez y el EMVZ Edgar Rivera, debiendo sujetarse obligatoriamente el titular y colaboradora a las siguientes condiciones:

1.- Cumplir con las disposiciones Administrativas, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la materia, sean Federales, Estatales o Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.

2.- Obligatoriamente y previo al inicio de las actividades de campo en Áreas Naturales Protegidas deberá realizar ante la CONANP el trámite CNANP-00-007 "Aviso para realizar actividades de investigación con colecta o manipulación de ejemplares de flora y fauna silvestre en ANP", deberá contactar al Director del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca, al Biol. Pablo Domínguez González, con dirección en Antigua Carretera Panamericana, S/N, Comunidad Samalayuca, C.P. 32720, Municipio de Juárez, Chihuahua, Teléfono celular (614) 1321143, para coordinar las actividades de campo en el ANP; presentar a la Dirección del ANP el proyecto a realizar, justificar la necesidad de 150 ejemplares de coyote, sitios de colecta, especificando coordenadas, fecha de colecta y método de colecta, lista de participantes, así como la temporalidad del proyecto, especificando fecha de inicio y término; la Dirección designará al personal que acompañará al investigador y/o colaboradores durante el desarrollo de las actividades de investigación; para llevar a cabo la colecta se deberá obtener previamente la autorización de los propietarios o legítimos poseedores de los predios, debiendo informar a los mismos sobre el objeto de la colecta o investigación; deberá portar en todo momento las identificaciones de las personas que se enlistan para la ejecución de los trabajos a realizar durante el proyecto; al término de su visita y no más de 30 días naturales, deberá enviar un informe detallado de manera física y electrónica de las actividades realizadas y los resultados obtenidos del proyecto, que contenga una base de datos de los animales capturados, sexo, medidas, pesos, sitios de captura de cada ejemplar, indicando el tipo de daño que hubiera sufrido durante la captura y/o manipulación en la Dirección del Área de Natural Protegida y deberá acatar lo establecido en los programas de Manejo y Reglas Administrativas del ANP, así como las indicaciones y recomendaciones del personal del ANP.



3.- En todo momento el investigador será responsable de los impactos significativos que haya sobre las poblaciones de la flora o fauna silvestres y sus hábitats, por lo que deberá considerar el riesgo de perturbación del ecosistema, antes de su ejecución y no llevarlo a cabo si el riesgo es alto.

4.- Previo al inicio de las actividades de campo, deberá enviar obligatoriamente por escrito y utilizando cualquier medio su programa de trabajo a la Delegación Federal de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales en el **estado de Chihuahua** 01 (614) 442 1516, enviando copia del mismo a la Dirección General de Vida Silvestre. De igual manera, al término de dichas actividades lo notificará a esa Delegación Federal, enviando un reporte detallado por escrito.

5.- La totalidad del material colectado deberá destinarse exclusivamente a los fines específicos del proyecto, objeto de la presente autorización. Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre, las muestras (heces y sangre) colectadas serán depositadas en las instalaciones del Laboratorio de Biotecnología de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, para la realización de análisis coprológicos y PCR, y el titular de la autorización asume la responsabilidad de remitir a esta Dirección General, copia de la(s) constancia(s) del(os) depósito(s) debidamente firmado(s), especificando la cantidad del material depositado y el procesamiento que se dará al material biológico.

6.- Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre, el responsable del proyecto deberá someter a la consideración de la Dirección General de Vida Silvestre, en un plazo no mayor de 30 (TREINTA) días de concluida la vigencia de la presente, un informe que describa detalladamente las actividades realizadas, los resultados obtenidos, la problemática del área trabajada, las potenciales alternativas de solución y -en su oportunidad-, la(s) publicación(es) y sobre tiros producto de la investigación.

7.- Queda estrictamente **prohibido** efectuar cualquier aprovechamiento de las especies de flora y fauna silvestres, cualquiera que sea su estatus, excepto lo aquí autorizado, así como realizar actividades en áreas naturales protegidas de México, sean Estatales o Federales, sin previa autorización.

8.- De acuerdo al Artículo 87 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y al Capítulo IV, Artículo 97 de la Ley General de Vida Silvestre, esta autorización no ampara el aprovechamiento del material biológico colectado para fines comerciales, ni de utilización en biotecnología.

9.- Se recomienda que, durante sus actividades de campo, en el caso de observar ejemplares de especies listadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, se notifique de ello (la especie, ubicación geográfica y la fecha) a esta Dirección General, en el informe de actividades antes mencionado.

SEMARNAT

SECRETARÍA DE
MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES



SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN PARA LA PROTECCIÓN
AMBIENTAL

DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

Oficio N° SGPA/DGVS/003086/18

La presente autorización es personal e intransferible y habrá de mostrarse a las Autoridades Federales, Estatales y Municipales cuantas veces lo soliciten. Así mismo y tomando en consideración lo establecido en el Artículo 87 de la Ley General de Vida Silvestre el titular de la presente deberá contar con el consentimiento previo, expreso e informado de los legítimos propietarios de la(s) tierra(s) donde pretende desarrollar el proyecto.

El incumplimiento de las condiciones aquí establecidas, dará origen a la instauración de un procedimiento administrativo ante la autoridad competente, para proceder a la cancelación de la autorización y a la aplicación de la legislación correspondiente, según sea el caso.

Notifíquese la presente resolución a la DRA. CUAUHCHHUATL VITAL GARCÍA, MAESTRA DE CIENCIA ANIMAL, DEPARTAMENTO DE CIENCIAS VETERINARIAS, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CIUDAD JUÁREZ, por alguno de los medios legales previstos por el Artículo 35 y demás relativos y aplicables de la Ley Federal de Procedimiento Administrativo.

ATENTAMENTE
EL DIRECTOR GENERAL DE VIDA SILVESTRE

LIC. JOSÉ LUIS PEDRO FUNES IZAGUIRRE.

"Por un uso eficiente del papel, las copias de conocimiento de este asunto son remitidas vía electrónica".

- C.C.P.- C. Joel González Moreno - Director General de Inspección de Vida Silvestre, Recursos Marinos y Ecosistemas Costeros, PROFEPA. e-mail: vida_silvestre@profepa.gob.mx, jmeja@profepa.gob.mx
C. Brenda Ríos Prieto - Delegada Federal de la SEMARNAT en el Estado de Chihuahua. - e-mail: brendarios@chihuahua.semarnat.gob.mx
C. Gustavo Rubio Hernández - Delegado de la PROFEPA en el Estado de Chihuahua. - gustavo.rubio@profepa.gob.mx
C. Miguel Ángel Espinosa Luna - Coordinador de Asesorías de la Subsecretaría de Gestión para la Protección Ambiental. - e-mail: coordinacion.sgpa@semarnat.gob.mx
C. Cinthya Aurora Pérez Tirado - Directora General de Operación Regional, CONANP. - e-mail: cinthya.perez@conanp.gob.mx
Subdirección de Comercio Nacional, Internacional y Otros Aprovechamientos

Archivo General (09/KS-1383/10/17 - 09/OI-1380/10/17 - DGVS-00311/1801 - DGVS-01383/1804)
c-ymc/colecta científica/Autorización_Cuahchhuatl Vital (COYOTE MOD B) SUNIVS (13-03-18)

ANEXO 2

Huellas de coyotes encontradas a lo largo de los senderos de colecta de heces



ANEXO 3

Heces típicas de coyote con semillas de mesquite (*Prosopis glandulosa*)



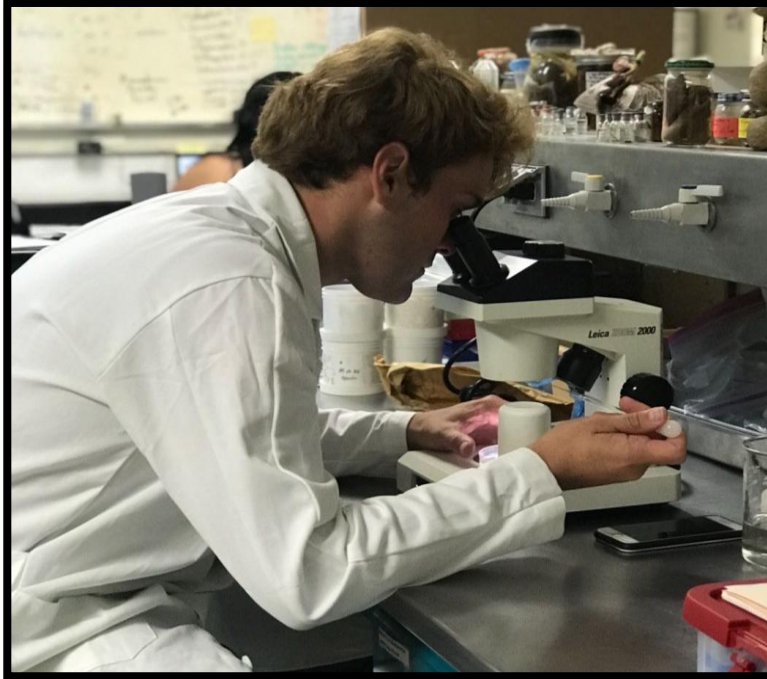
ANEXO 4

Proceso de colecta de heces de coyotes en el Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca



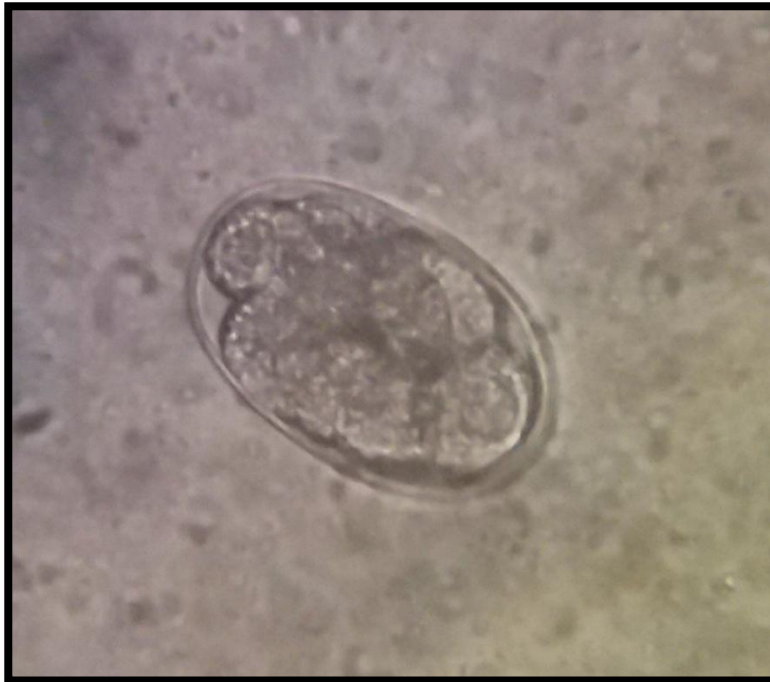
ANEXO 5

Observación de larvas en el estereoscópio posterior al coprocultivo



ANEXO 6

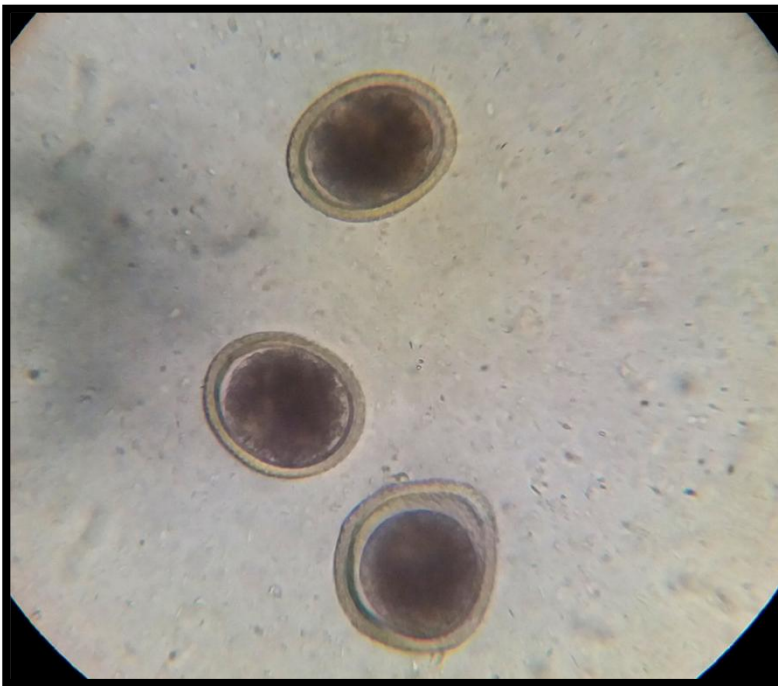
a) Huevo de *Ancylostoma* spp.



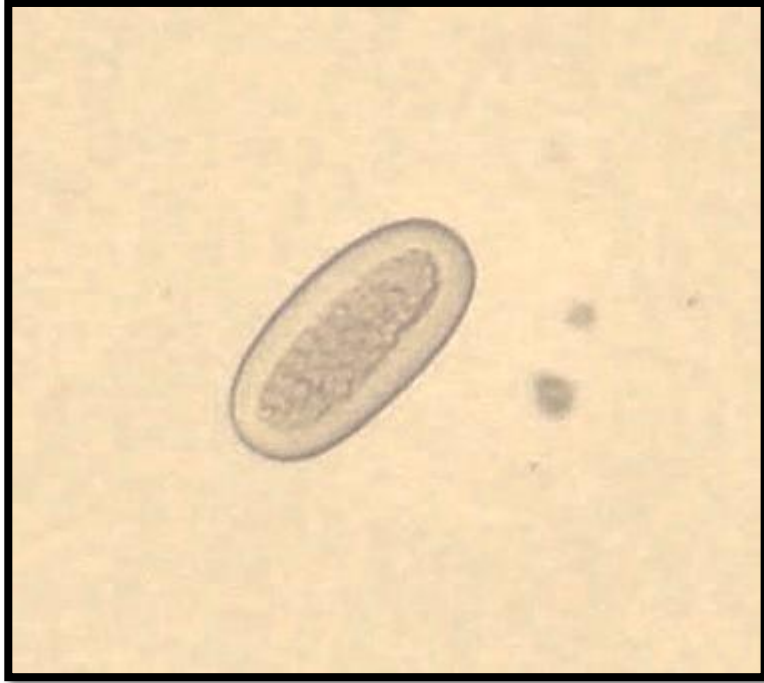
b) Huevo de *Stongyloides* sp.



c) Huevos de *Toxocara* sp.



d) Huevo de *Physaloptera* sp.



e) Huevo de *Echinococcus* sp.



f) Huevo de *Hymenolepis* sp.



g) Huevo de *Taenia* sp.



h) Oocysto de *Cystoisospora* spp.



i) Trofozoito de *Ballantidium* sp.

