



Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Instituto de Ciencias Biomédicas

Departamento de Ciencias Veterinarias

Maestría en Ciencia Animal

**“Prevalencia de protistas entéricos en heces de coyote
(*Canis latrans*) y su asociación con la estacionalidad y
hábitos alimenticios en el desierto de Samalayuca,
México”**

Tesis para obtener el grado de

Maestra en Ciencia Animal

MVZ Esp. Nadia Cristina Abarca de Hoyos

“Becada por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología”

Bajo la Dirección de la Dra. Patricia Olivas Sánchez

y la Co-dirección de la Dra. Cuahucihuatl Vital García

Cd. Juárez, Chih., México

Junio de 2020

APROBACIÓN DE LA TESIS

Prevalencia de protistas entéricos en heces de coyote (*Canis latrans*) y su asociación con la estacionalidad y sus hábitos alimenticios en el desierto de Samalayuca, México, reporte de investigación preparado por Nadia Cristina Abarca de Hoyos como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIA ANIMAL

ha sido aprobado y aceptado por:

Dra. Martha Patricia Olivas Sánchez
DIRECTOR(A) DE TESIS

Dra. Cuauhcihuatl Vital García
CO DIRECTOR(A) DE TESIS

Dr. Francisco Javier Vázquez
ASESOR

Dra. Ana Gatica Colima
ASESOR

Dra. Zarhelia Carlo Rojas
ASESOR

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

PREVALENCIA DE PROTISTAS ENTÉRICOS EN HECES DE COYOTE (*CANIS LATRANS*) Y SU ASOCIACIÓN CON LA ESTACIONALIDAD Y SUS HÁBITOS ALIMENTICIOS EN EL DESIERTO DE SAMALAYUCA, MÉXICO

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 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

Le dedico este trabajo a mi familia, amigos y a mis tutores, que me han apoyado durante el curso de este posgrado, pues gracias a su apoyo he conseguido paciencia y sabiduría para seguir avanzando en el alcance de mis sueños y lograr esta meta profesional.

A mis padres, María del Pilar de Hoyos Rangel y Francisco Abarca Espinoza, por haberme otorgado el privilegio de esta vida, por su amor y su estímulo hacia la vida profesional.

A mis hermanas, María del Pilar y Perla Patricia, por su preocupación y apoyo, por su admiración, cariño y respeto, que han sido esenciales en los momentos difíciles durante mi desarrollo profesional, por su infinito apoyo, paciencia, atención, dedicación, sus consejos y guía. Por alentarme a seguir adelante a pesar de las dificultades y carencias.

A mis amigos y compañeros de maestría, de laboratorio y trabajo de campo por su apoyo, consejo y guía durante todo el proceso del proyecto, por alentarme a continuar y no dejarme caer, por hacer ver sencillo cada objetivo sin importar las dificultades que impliquen, por encontrar siempre la solución.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo no hubiera sido posible sin el apoyo de muchas personas e instituciones que de algún modo estuvieron involucradas.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por otorgarme el apoyo y la oportunidad para la realización de este proyecto de posgrado, así como por brindarme la maravillosa oportunidad de compartir de manera presencial con tres naciones la importancia de la investigación y mi interés por el conocimiento durante el curso de esta maestría.

A la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, por brindar el medio para mi formación integral como Maestra en Ciencias con área terminal en Fauna Silvestre y por permitirme formar parte de esta nueva generación de investigadores.

Agradezco de una manera muy especial al Dr. Francisco Javier Vázquez por ser mi guía en este proceso, por su paciencia y dedicación, así como por sus acertados comentarios sobre el proyecto, por haber aceptado ser parte fundamental de mi comité de tesis y por compartir su amplio conocimiento sobre microbiología. En este apartado también debo mencionar con mucho aprecio, a la Dra. Angélica Escárcega por sus enriquecedores puntos de vista y aportaciones para promover el adecuado desarrollo de ésta tesis, pues segura estoy de que sin ella el camino hubiese sido más sinuoso.

A mi hermosa familia Abarca de Hoyos, por estar siempre al pendiente, brindándome su apoyo incondicional, cariño, motivación y ejemplo de perseverancia y superación. De no ser por cada uno de ustedes, no estaría en este camino tan hermoso que el estudio proporciona.

A todos mis amigos que me ofrecieron su apoyo incondicional y me motivaron a continuar durante el periodo que comprendieron mis estudios de maestría. Agradezco toda la energía y fuerza que aportaron durante esas arduas jornadas de trabajo de campo y laboratorio. A su guía y consuelo cuando más se requería. Por enseñarme tantas cosas durante este periodo. Les estaré eternamente agradecida y estoy segura de que nuestra amistad durará toda la vida.

A todos los responsables de los predios que me abrieron las puertas a los terrenos donde se desarrolló el estudio, que me brindaron su apoyo y orientación durante las colectas: Julieta Moreno G., Guillermo Esparza S., José Bruno Chávez Chávez. Además de brindarme su ayuda cuando el trabajo de campo se tornaba complicado.

A mi comité de evaluación y particularmente a mis directoras y mis guías de laboratorio, por toda la paciencia y orientación durante el desarrollo de este trabajo, por compartir su tiempo, sus conocimientos, su experiencia, sus recursos y su mejor disposición para permitir que el proyecto se realizara. Gracias por dirigir esta tesis y guiarme.

A mis profesores por su formación y orientación.

RESUMEN

PREVALENCIA DE PROTISTAS ENTÉRICOS EN HECES DE COYOTE (*CANIS LATRANS*) Y SU ASOCIACIÓN CON LA ESTACIONALIDAD Y SUS HÁBITOS ALIMENTICIOS EN EL DESIERTO DE SAMALAYUCA, MÉXICO

Por:

Nadia Cristina Abarca de Hoyos

El medio ambiente donde se desenvuelven los animales silvestres, sus interacciones inter e intraespecíficas, la perturbación antropogénica y la dieta, juegan un papel importante en la presencia de protozoarios gastrointestinales; por ende, se hace necesario el estudio de éstos patógenos en especies clave, encaminado al monitoreo de enfermedades y la toma de medidas oportunas de control, para la disminución de su incidencia. Algunas especies silvestres pueden fungir como monitores de la salud en ciertos ecosistemas, tal es el caso del coyote (*Canis latrans*), que cumple un rol de depredador tope en la cadena trófica, debido a su alimentación oportunista, a su amplia distribución y a sus poblaciones exitosas en el desierto de Samalayuca. Por lo anterior, está expuesto a adquirir una alta densidad de parásitos entéricos. En este contexto, se puede definir al coyote como una especie indicadora, sobre la presencia o ausencia y distribución de los protozoarios digestivos en el medio natural en la zona de estudio. La importancia del estudio de prevalencia de protistas entéricos radica en que estos agentes representan una amenaza para la vida silvestre, debido al desarrollo de trastornos digestivos severos. Por lo anterior, se planteó para este estudio, el objetivo de evaluar la asociación de la prevalencia de géneros de protistas entéricos en *Canis latrans*, con las categorías alimentarias, el hábitat con actividad y sin actividad antropogénica y la estacionalidad durante el periodo de diciembre 2018 a noviembre 2019 en el desierto de Samalayuca; para esto, se recogieron 160 muestras de heces divididas en las cuatro temporadas anuales y en dos diferentes hábitats con diferentes niveles de actividad humana, que fueron analizadas mediante estudio coproparasitoscópico de Ritchie, tinción de Ziehl Neelsen modificada y tamizado de las heces. Los resultados obtenidos mostraron 16 géneros de protistas en la región de estudio, con una prevalencia general de 99.4%, con la categoría

de esporozoos como la más diversa, y el género *Cryptosporidium* spp. como el más prevalente. En cuanto a los hábitats de estudio, el género *Dientamoeba* spp. presentó asociación positiva con el hábitat con disturbio antropogénico y no existió asociación de ningún género con el hábitat sin disturbio antropogénico. En cuanto a la estacionalidad, hubo una asociación positiva de *Entamoeba* spp., *Eimeria* spp., *Cyclospora* spp. y *Blastocystis* spp. con el invierno; de *Dientamoeba* spp., *Retortamonas* spp. y *Blastocystis* spp. con la primavera, de *Iodamoeba* spp. y de *Giardia* spp. con el otoño; y por el contrario, no hubo asociación de ningún género con el verano. Respecto a las categorías alimentarias, el género *Cyclospora* spp. presentó una asociación positiva con la categoría de mamíferos; el género *Cryptosporidium* spp. se asoció con la categoría vegetales; los géneros *Cyclospora* spp. y *Eimeria* spp. presentaron una asociación positiva con la categoría de aves; y los géneros *Sarcocystis* spp., *Cyclospora* spp. y *Iodamoeba* spp. se asociaron positivamente con la categoría de basura. Los resultados demuestran parasitismo en el coyote y proporcionan una perspectiva del potencial de infección por protozoos en la vida silvestre de Samalayuca. El parasitismo está relacionado con la perturbación antropogénica, la estacionalidad anual y la dieta estacional, dadas las escasas fuentes de alimentos, la alta incidencia de presas y escasa vegetación, ocasionando un efecto acumulativo de patógenos derivado de este factor, colocando al coyote como un diseminador de protozoos.

Palabras clave: Indicador ecológico, *Cryptosporidium*, Salud ecosistémica, Coproparasitoscópico, Tamizaje.

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS	IX
ÍNDICE DE FIGURAS	XI
ÍNDICE DE GRÁFICAS	XII
ABREVIATURAS	XIII
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Caracterización del desierto de Chihuahua	3
2.1.1. <i>Localización, distribución y características generales</i>	3
2.1.2. <i>Importancia ecológica del desierto Chihuahuense</i>	4
2.1.3. <i>Biodiversidad del desierto Chihuahuense y estatus de conservación</i>	4
2.1.4. <i>Esfuerzos de conservación, educación y Áreas Naturales Protegidas en el Desierto Chihuahuense</i>	5
2.1.5. <i>Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca</i>	6
2.1.5.1. <i>Vegetación</i>	7
2.1.5.2. <i>Fauna Silvestre</i>	8
2.1.5.3. <i>Actividades económicas y uso del suelo y amenazas para la conservación de la Biodiversidad en Samalayuca</i>	10
2.2. El coyote (<i>Canis latrans</i>) en el desierto de Chihuahua	12
2.2.1. <i>Descripción y biología reproductiva</i>	12
2.2.2. <i>Distribución</i>	13
2.2.3. <i>Alimentación</i>	14
2.2.4. <i>Desplazamiento y ámbito hogareño</i>	15
2.2.5. <i>Rol ecológico del coyote</i>	16
2.3. Enfermedades parasitarias en el coyote y su función como especie centinela en la salud del ecosistema	17
2.3.1. <i>La fauna silvestre en la epidemiología de enfermedades</i>	17
2.3.2. <i>Parasitosis gastrointestinales en la fauna silvestre</i>	20
2.3.3. <i>Parasitosis gastroentérica por protozoarios en el coyote</i>	21
2.3.4. <i>El coyote como indicador de enfermedades parasitarias en el ecosistema</i>	26
2.4. Parasitología: Enteroparásitos	27
2.4.1. <i>Protozoos: Caracterización, hábitat y ciclo de vida</i>	28
2.4.1.1. <i>Clasificación de los protozoarios</i>	30
2.4.2. <i>Infecciones digestivas ocasionadas por protozoarios</i>	35
2.4.2.1. <i>Factores ambientales, diversidad e incidencia de protozoos</i>	35
2.5. Métodos y criterios para identificar y caracterizar protozoarios intestinales	45
2.5.1. <i>Técnica de diagnóstico microscópico para detección de protozoarios intestinales</i>	46
2.5.1.1. <i>Técnica directa para la observación parasitaria</i>	46
2.5.1.2. <i>Técnicas de concentración parasitaria</i>	46
2.5.1.3. <i>Técnicas de coloración</i>	47
3. HIPÓTESIS	48
4. OBJETIVO GENERAL	48
4.1. Objetivos específicos	48
5. MATERIALES Y MÉTODOS	49
5.1. Métodos	49

5.1.1.	<i>Trabajo de campo</i>	50
5.1.1.1.	Área de estudio	50
5.1.1.2.	Periodo y población de estudio	52
5.1.1.3.	Criterios de selección de muestras, identificación y categorización	52
5.1.1.4.	Transporte y conservación de muestras	52
5.1.2.	<i>Trabajo de laboratorio: Análisis de muestras</i>	53
5.1.3.	<i>Análisis de resultados</i>	54
5.1.3.1.	Frecuencia de observación y prevalencia de protistas entéricos	54
5.1.4.	<i>Análisis estadístico</i>	54
6.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	55
6.1.	Prevalencia de los géneros de protistas entéricos de acuerdo al hábitat estudiado, la estación anual y las categorías alimentarias.	60
6.1.1.	<i>Prevalencia de protistas entéricos de acuerdo al hábitat</i>	64
6.1.2.	<i>Prevalencia de protistas entéricos de acuerdo a la estación anual</i>	65
6.1.3.	<i>Prevalencia de protistas entéricos respecto a las categorías alimentarias</i>	67
6.2.	Asociación de los géneros de protistas entéricos de acuerdo al hábitat estudiado, la estación anual y las categorías alimentarias.	69
6.2.1.	<i>Asociación de protistas entéricos con el hábitat</i>	69
6.2.2.	<i>Asociación de protistas entéricos con la estacionalidad</i>	70
6.2.3.	<i>Asociación de protistas entéricos con las categorías alimentarias</i>	71
7.	CONCLUSIONES	73
8.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	74
ANEXO 1		
	Permisos de colecta científica expedidos por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales	88
ANEXO 2		
	Elementos necesarios para preparación de solución SAF para conservación de muestras de heces	92
ANEXO 3		
	Reactivos para preparación de solución de técnica de Ritchie y procedimiento para elaboración de coproparasitoscópico	93
ANEXO 4		
	Reactivos y procedimiento para tinción de Ziehl Neelsen modificada	94
ANEXO 5		
	Tamizado de heces para análisis de las categorías alimentarias	95
ANEXO 6		
	Prevalencia de categoría Rizópodos, Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y las categorías alimentarias	96
ANEXO 7		
	Prevalencia de género Entamoeba spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	96
ANEXO 8		
	Prevalencia de género Iodamoeba spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	97

ANEXO 9		
	Prevalencia de categoría Flagelados, Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	97
ANEXO 10		
	Prevalencia de género Retortamonas spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	98
ANEXO 11		
	Prevalencia de género <i>Giardia</i> spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	98
ANEXO 12		
	Prevalencia de género <i>Dientamoeba</i> spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	99
ANEXO 13		
	Prevalencia de género <i>Cryptosporidium</i> spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	99
ANEXO 14		
	Prevalencia de género <i>Cyclospora</i> spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	100
ANEXO 15		
	Prevalencia de género <i>Eimeria</i> spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio de acuerdo al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	100
ANEXO 16		
	Prevalencia de género <i>Sarcocystis</i> spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio de acuerdo al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	101
ANEXO 17		
	Prevalencia de categoría Chromistas, género <i>Blastocystis</i> spp. Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias	101

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	Mamíferos registrados en Samalayuca, México	9
Tabla 2a	Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Canadá	24
Tabla 2b	Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Costa Rica	24
Tabla 2c	Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Estados Unidos de América	25
Tabla 3	Clasificación tradicional del Reino Protista de acuerdo a sus mecanismos de locomoción y nutrición	31
Tabla 4	Descripción de géneros protozoarios de interés veterinario, de acuerdo a su clasificación actual	32
Tabla 5	Representación de los principales géneros de protozoarios intestinales de importancia clínica	37
Tabla 6	Descripción de principales protozoos de interés clínico	39
Tabla 7	Frecuencia (n) y prevalencia (%) general de las variables analizadas durante el estudio	56

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Mapa de la localización y extensión del Desierto Chihuahuense	3
Figura 2	Mapa del rango de expansión del coyote en Norte y Centro América de 1900 a 2016	13
Figura 3	Esquema de la cadena alimenticia del coyote (<i>Canis latrans</i>) en el desierto de Chihuahua	15
Figura 4	Transmisión y transformación de patógenos zoonóticos de animales silvestres	19
Figura 5	Triada ecológica “Una salud”	19
Figura 6	Referencias globales de prevalencia de protozoarios en coyotes	23
Figura 7	Esquema de posible transmisión de parásitos entre especies en el ecosistema y utilidad de especies centinela para su monitoreo	26
Figura 8	Diagrama de flujo del trabajo de campo y laboratorio	49
Figura 9	Mapa del Área de estudio en los predios Ojo de la Punta, Ojo de la Casa, Ojo de En medio y zonas aledañas	51

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1	Temperatura y precipitación en un periodo de 10 años en Samalayuca	7
Gráfica 2	Prevalencia general de protistas entéricos respecto a la estación anual	61
Gráfica 3	Prevalencia general de protistas entéricos respecto al hábitat de estudio	61
Gráfica 4	Prevalencia general de protistas entéricos respecto a la estación anual	62
Gráfica 5	Prevalencia general de protistas entéricos respecto a las categorías alimentarias	63

ABREVIATURAS

APFFMS	Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca
ANP	Área Natural Protegida
cbp	Cuanto baste para
cm	Centímetro
km	Kilómetro
ml	Mililitro
mm	Milímetros
rpm	Revoluciones por minuto
SAF	Solución Acético Formolada
μm	Micrómetros

1. INTRODUCCIÓN

Las infecciones por protozoarios gastrointestinales constituyen una amenaza para los animales silvestres, debido al desarrollo de distintos cuadros clínicos y hasta la muerte del hospedador (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2005).

Los protozoos entéricos son microorganismos de gran importancia para su estudio, debido sobre todo a su patogenicidad, su gran capacidad de resistencia al medio ambiente (Ash y Orihel, 2010) y a su reproducción predominantemente asexual (Rodríguez-Diego, 2010). Su diversidad e incidencia se ven favorecidas por factores como: el medio ambiente acuático, que resulta ideal para su establecimiento, crecimiento y reproducción (Mayén-Estrada, 2016); los entornos alterados y con biodiversidad reducida, que brindan un mayor riesgo de enfermedad por la pérdida del “efecto de dilución” de infección con otras especies (OIE, 2015); la estación del año, siendo más favorable las estaciones de primavera y verano; y los suelos desnudos, vientos fuertes y temperatura alta. Por otro lado, la incidencia se ve disminuida por la proximidad de complejos industriales y la contaminación ambiental (Rivera, 1992).

Los quistes, que son la etapa infectiva de los protozoarios, son muy resistentes a condiciones extremas de temperatura, presión, humedad, altitud, radiación solar y contaminantes gaseosos durante largos periodos (Rivera *et al.*, 1988). Éstos pueden ser transmitidos mediante el aire, suelo, agua, alimentos, vegetación o seres vivos (Donaldson, 1978). En carnívoros silvestres y domésticos, la vía de transmisión de protistas entéricos puede desarrollarse por el consumo de presas que contengan etapas parasitarias, por alimentos contaminados con quistes, o por el agua de bebida, como en el caso particular de *Giardia* y *Cryptosporidium* (CDC., 2016).

El medio ambiente donde se desenvuelven los animales silvestres, la fragmentación de su hábitat (Mino-Botello *et al.*, 2016), la cercanía a asentamientos humanos y sus interacciones con animales domésticos (Niehaus *et al.*, 2012), favorecen al cambio de la ruta de transmisión de patógenos interespecie (Otranto *et al.*, 2015); a estos factores de riesgo se suman el estatus de salud de los individuos (Ezquiaga *et al.*, 2009) y las fuentes alimenticias, que juegan un papel importante en la presencia de protozoarios gastrointestinales (Watts *et al.*, 2015).

Por lo anterior, se hace necesario el monitoreo de la presencia de agentes parasitarios en especies clave de fauna silvestre (Thompson, 2013), pues constituye una valiosa herramienta para la toma de decisiones respecto a la conservación y manejo de la biodiversidad (Pérez-Ponce, 2001).

La población de coyote (*Canis latrans*) es una de las más abundantes y adaptables en Norte América (Hody y Kays, 2018) y está presente en el desierto de Samalayuca; cuenta con alimentación omnívoro

oportunista y comparte hábitat con otros vertebrados como mapaches, roedores, reptiles y aves rapaces (CONANP, 2013); lo que le permite tener contacto estrecho con diversidad de protozoarios digestivos (Gehrt, 2007; Aguirre, 2009; Liccioli *et al.*, 2012) e incluso estar infectado a partir de distintas fuentes, tanto naturales como antropogénicas (Watts *et al.*, 2015). Las referencias de estudios parasitarios permiten considerar al coyote como uno de los mamíferos con el mayor número de grupos parasitarios registrados en Norteamérica (Hernández-Camacho y Pineda-López, 2012), incluyendo a nemátodos, céstodos y protozoarios, pero los reportes de identificación de protozoarios en animales vivos son escasos (Hermosilla *et al.*, 2016). Su carga parasitaria varía entre otros factores, por la estación anual y su alimentación. (Liccioli *et al.*, 2015), y se conoce que los patógenos pueden afectar negativamente a sus hospederos o invadir nuevas especies y ambientes en entornos perturbados (Kaeslin *et al.*, 2013).

De este modo, el coyote de Samalayuca en la intersección natural y perturbada, constituye una especie de importancia para su estudio, pues se encuentra en un corredor biológico, con condiciones medioambientales aptas para la supervivencia de protistas entéricos (Tenjo-Morales y Cárdenas-Castro, 2015). En consecuencia, nos permite determinar la variedad, distribución y prevalencia de los patógenos parasitarios presentes en las especies vulnerables o la población estudiada (Ezquiaga *et al.*, 2009), y así, predecir a el daño potencial a la población con la que interactúa (Otranto *et al.*, 2015), dando un panorama del potencial de infección por protozoarios intestinales, de acuerdo a la estación anual, su asociación con a la dieta consumida y el hábitat de estudio (Watts *et al.*, 2015).

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Caracterización del desierto de Chihuahua

2.1.1 Localización, distribución y características generales

El desierto Chihuahuense es uno de los cuatro desiertos en Norteamérica, y el de mayor extensión territorial, con alrededor de 507,000 km²; su superficie se comparte con México y Estados Unidos de América (Dinerstein *et al.*, 1999). Comprende desde el Sureste de Arizona a través del sur de Nuevo México y el oeste de Texas, hasta la meseta de Edwards en Estados Unidos; en México se delimita por la sierra Madre Oriental y Occidental y va desde Chihuahua y el Noreste de Coahuila, noreste de Durango y hacia el sur hasta San Luis Potosí, Querétaro e Hidalgo (WWF, 2019). Ésta extensión territorial se mapea en la figura 1.

La topografía del desierto Chihuahuense se conforma por amplios valles desérticos, rodeados de terrazas, mesetas y montañas, donde se pueden formar lagos de sal o playas por el drenaje de agua de lluvia en estas cuencas cerradas; los campos de dunas se componen de cuarzo o arena de yeso (NPS, 2018). El suelo y la vegetación se integran estrechamente; en los suelos de las partes altas hay escasa vegetación, y en las bajas hay árboles y arbustos freatofíticos como los mezquites (Ugalde-Ávila *et al.*, 2008). Su elevación va de 1100 a 1500 msnm y su temperatura media anual es de 18.6 grados centígrados; tiene un verano seco con lluvias ocasionales en invierno y con heladas leves en otoño e invierno; las precipitaciones van de 150 a 400mm y cuenta con influencia hidrológica por el río Bravo, Río Casas Grandes, el Bolsón de Mapimí y el Mayrán (Granados-Sánchez *et al.*, 2011).

Figura 1: **Mapa de la localización y extensión del Desierto Chihuahuense**



Fuente: Elaboración propia, Qgis.

2.1.2 *Importancia ecológica del desierto Chihuahuense*

El desierto Chihuahuense es un sistema ecológico complejo, considerado como una de las tres eco regiones desérticas más biodiversas en el mundo, junto al gran desierto arenoso de Tanami en Australia y al desierto de Namib-Karoo en África (WWF, 2019).

Hace alrededor de nueve mil años, la ecorregión del desierto Chihuahuense era un área relativamente húmeda y con laderas de montañas boscosas; gradualmente la zona se ha tornado árida, ocasionando un aislamiento, diferenciación e incluso extinción de algunas especies, pero también ha hecho posible que se cuente con un alto nivel de endemismos, ya que los organismos bióticos que ahí habitan, se han tenido que adaptar tanto evolutiva, como física y conductualmente para hacer frente a las condiciones ambientales de la zona (NPS, 2018).

Hay dos características particulares que hacen única a la región del desierto Chihuahuense, y éstas son las vastas praderas templadas que bordean los flancos de las montañas de elevación media y la diversidad de yucas y agaves; cabe resaltar que una especie considerada para diagnóstico principal del desierto Chihuahuense es la *Agave lechuguilla* (Hoyt, 2002).

2.1.3 *Biodiversidad del desierto Chihuahuense y estatus de conservación*

La vegetación que predomina en el desierto Chihuahuense, es la de matorrales xerófilos, arbustiva y subarbustiva; cuenta con abundantes especies de suculentas, carece de herbáceas invernales y germinación o floración en invierno; cuenta con más de 3500 especies de plantas, con alrededor de 29 % de endemismos, conformados por 1000 especies de 16 géneros y 36 familias de vegetación; 324 especies de cactáceas de las 1500 conocidas en el mundo, de las cuales 43.6 % son endémicas (Granados-Sánchez *et al.*, 2011).

En cuanto a especies animales, se han identificado a 100 especies de peces; 59 especies de aves, como: el correcaminos (*Geococcyx californianus*), el oriol de Scott (*Icterus parisorum*), halcón cola roja (*Buteo jamaicensis*) y la paloma (*Zenaida macroura*); y 45 especies de reptiles, como: el gecko bandeado de Texas (*Coleonyx brevis*), lagartijas cola de látigo (*Cnemidophorus* spp.), víboras de cascabel (*Crotalus scutulatus* y *C. atrox*) y tortuga del bolsón de Mapimí (*Gopherus flavomarginatus*) (Gatica-Colima, 1999). Además, se han localizado aproximadamente 123 especies de mamíferos, como el bisonte americano (*Bison bison*), berrendo (*Antilocapra americana*), venado bura (*Odocoileus hemionus*), zorro gris (*Urocyon cinereoargentinus*), jaguar (*Panthera onca*), pecarí de collar (*Pecari tajacu*), perrito de las praderas (*Cynomys ludovicianus*), conejo de cola negra (*Lepus californicus*), rata canguro (*Dipodomys* sp.) y rata cambalachera (*Neotoma* spp.); los grandes vertebrados ahora son escasos y aislados, y algunos, como el oso pardo (*Ursus arctos*), el lobo

mexicano (*Canis lupus baileyi*) y el gato montés (*Felis silvestris*), han sido casi eliminados de la región o extintos (WWF, 2019).

El desierto Chihuahuense se encuentra en un estatus de conservación vulnerable, a consecuencia de la extensa alteración de la región por las actividades antropogénicas (Nature, 2020). Algunos aspectos relacionados con esta pérdida del equilibrio, incluyen a la urbanización; la contaminación del río Bravo por el crecimiento del área metropolitana; la sobreexplotación de recursos hídricos subterráneos; la extracción de recursos naturales y su comercialización, como el yeso; la degradación del terreno por el uso excesivo de vehículos todo terreno de manera recreativa y las actividades agrícolas e invasión de especies no autóctonas (CONANP, 2013).

2.1.4 Esfuerzos de conservación, educación y Áreas Naturales Protegidas en el Desierto Chihuahuense

Los esfuerzos de conservación del Desierto Chihuahuense son complejos debido a su extensión binacional, contemplando una frontera internacional y diversas fronteras estatales en México y Estados Unidos; sin embargo, los esfuerzos internacionales se centran en organizaciones multidisciplinarias como World Wild Fund, The Nature Conservancy, el Instituto de Ecología y Agencias Federales como National Park Service y Fish and Wildlife Services en Estados Unidos, así como organizaciones privadas como el Chihuahuan Desert Research Institute, que se dedican a promover una conciencia del desierto mediante la investigación y educación, para abordar las necesidades humanas manteniendo la biodiversidad del desierto (Hoyt, 2002).

Las áreas prioritarias para protección, conservación, restauración y servicios ambientales se han derivado de los resultados de talleres, encuestas, análisis y estudios, que han permitido la identificación de áreas naturales o paisajísticamente importantes (Romo, 2010). Así se han identificado y establecido a las Áreas Naturales Protegidas; éstas son áreas físicas donde la naturaleza se expresa en su máximo esplendor, y donde la intervención humana es controlada para lograr la conservación de los servicios ecosistémicos y brindar alternativas productivas para las comunidades residentes, promoviendo el conocimiento e involucrando a la gente para sumar esfuerzos individuales para dar a conocer el valor de la diversidad biológica (CONABIO, 2016).

En el desierto de Chihuahua, se incluye al Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca como un área natural o paisajísticamente importante (INE-SEMARNAT, 2005). Su protección se enfoca en minimizar y contrarrestar las principales amenazas de los Médanos, que causen impacto sobre su flora, fauna y la misma arena, tales como: actividades recreativas a caballo, cuatrimotos, motocicletas y vehículos con tracción 4x4, así como extracción de arena (Romo, 2010).

2.1.5 *Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca*

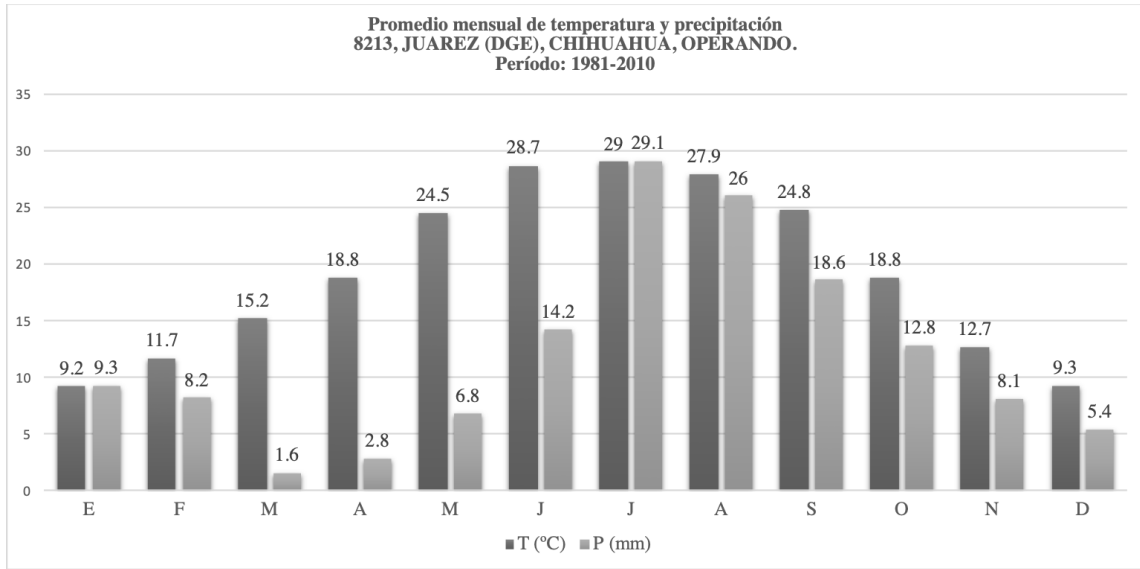
Los Médanos de Samalayuca se ubican al norte del estado de Chihuahua, en el municipio de Juárez y de Guadalupe, a 38 km de Ciudad Juárez, en la provincia fisiográfica denominada “Llanuras y médanos del norte” y en la región hidrológica denominada “Cuencas Cerradas del Norte”; su superficie es de 63 241 Ha; su altitud es de 1,250 a 1,820 metros sobre el nivel del mar, y presenta formación de dunas tipo Akle, de origen eólico, las dunas se constituyen de sílica con una pureza estimada de 94%; cuenta además con una precipitación pluvial promedio de 212 mm al año (Enríquez-Anchondo, 2003).

Samalayuca cuenta con un clima muy seco semicálido BWk"x'(e'), de acuerdo al sistema de clasificación climática de Köppen modificado (García, 2004), y a los datos obtenidos de la estación climatológica 8213 Juárez (DGE) en el periodo 1981-2010 (CONAGUA, 2018); indicando un clima muy árido, con verano cálido y temperatura media anual sobre 18 grados centígrados, variando desde -3 a más 22 grados centígrados, con un régimen de lluvias en verano y un clima muy extremo, para la obtención de estos parámetros, se elaboró un climograma representado en la Gráfica 1.

Samalayuca carece de flujo superficial de agua, pero cuenta con 42 pozos con calidad de agua variable de tolerable a salada, de uso doméstico y agrícola-ganadero; 30 de ellos son destinados para la actividad agropecuaria, 11 son usados por la termoeléctrica de la Comisión Federal de Electricidad y uno para uso doméstico (Quijada, 2019). Al Noreste de la Sierra de Samalayuca, se ubican 3 manantiales, denominados “Ojo de la Casa”, “Ojo de En medio” y “Ojo de la Punta”; de los cuales únicamente el manantial “Ojo de la Casa” cuenta con buena calidad de agua, y los otros dos tienen calidad tolerable y aguas altas en sulfatos; al sur de Ciudad Juárez también se encuentra la laguna intermitente del Barrial, que únicamente lleva agua durante época de lluvias (Romo, 2010). En cuanto a su vegetación, el sector cuenta con pastizal halófilo, matorral desértico micrófilo, vegetación halófila, vegetación de desiertos arenoso, y también un sendero transitado por turistas en el área de petrograbados y un camino interno sin pavimentar (CONANP, 2013).

Parte de la importancia de Samalayuca radica en la existencia de especies altamente especializadas para poder tolerar niveles extremos de temperatura, sequía y salinidad, lo que ocasiona que su flora y fauna sean escasos, pero con alto nivel de endemismo, siendo relevante, además, por sus valores culturales, debido a los restos arqueológicos e históricos que en ella se encuentran (CONANP, 2013). El 5 de junio del 2009 se decretó como Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca (APFFMS); y para regular o evitar actividades de alto impacto, basado en el conocimiento de la problemática del área, sus recursos naturales y su uso sustentable, se elaboró un Programa de Manejo del Área (CONABIO, 2016).

Gráfica 1: Temperatura y precipitación en un periodo de 10 años en Samalayuca



Fuente: Elaboración propia, con datos de CONAGUA (2018) en el periodo 1981 a 2010.

2.1.5.1 Vegetación

El área de Samalayuca cuenta con cinco tipos de vegetación, incluidos: matorral inerme parvifolio comprendiendo 2.87% del área, matorral de médanos subinerme, conformando el 8.86% del total, pastizal amacollado abierto comprendiendo el 4.33% del área y pastizal inducido representando el 0.62% del área; éste último se refiere a la vegetación de las áreas agrícolas (CONABIO, 2016). En el área habitan alrededor de 248 especies de flora de 36 familias diferentes, con una de ellas amenazada; el matorral inerme parvifolio se conforma por especies arbustivas como: *Larrea tridentata*, *Flourensia cernua*, *Parthenium incanum*, *Prosopis juliflora*, *Acacia constricta*, *Koeberlinia spinosa* y *Rhus microphylla*; el estrato herbáceo por pastos forrajeros y hierbas anuales y perennes; el matorral subinerme cuenta con arbustivas, de importancia como refugio para la fauna silvestre; el matorral amacollado se caracteriza por gramíneas, especies carnosas y rosetófilas, como: *Opuntia* spp., *Yucca elata* y *Y. torreyi*, *Neolina texana* y *Dasylyrion acrotiche*; que además de servir como refugio, sirven como barrera para el viento y permiten la formación de las dunas; y finalmente, el pastizal inducido, se representa por zacatón alcalino (*Sporobolus airoides*, *Sporobolus flexuosus* y *Sporobolus contractus*) y navajita anual (*Bouteloua barbat*), cuya principal función es la explotación ganadera (CONANP, 2013).

La vegetación más representativa está comprendida por las familias: *Poacecae*, *Asteraceae*, *Cactaceae* y *Fabaceae*; dentro de las anteriores, algunas especies en peligro de extinción son: *Cordyalanthus wrightii* y *Echinocactus parry* (Quijada, 2019).

2.1.5.2 Fauna Silvestre

En Samalayuca se conoce la presencia de 209 especies de animales, de las cuales 158 son vertebrados: con 62 especies de mamíferos, tres de ellos amenazados y uno en peligro de extinción; 44 especies de lagartijas y víboras, destacando 5 especies de víboras de cascabel, 16 saurios, dos especies son raras, dos amenazadas, y un lacértido endémico; 54 especies de aves, una en protección, una amenazada, 44 especies de pastizal y desierto; 76 especies de insectos; se encuentran también anfibios, siete especies de sapos y una rana; se han registrado; peces, aunque se sabe que hay especies endémicas que han sido desplazadas por la introducción de especies exóticas (CONANP, 2013).

Algunas especies de fauna silvestre que habitan en el APFFMS son:

- Reptiles: Se han identificado a las especies *Terrapene ornata*, *Phrynosoma cornutum*, *Phrynosoma modestum*, *Crotalus atrox*, *Crotalus scutulatus*, *Crotalus viridis*, *Crotalus lepidus* y *Crotalus molossus* (Lemos-Espinal, 1994; CONANP, 2019).
- Mamíferos: Se conocen a las especies *Erethizon dorsatum couesi*, *Vulpes velox neomexicana*, *Taxidea taxus*, *Geomys arenarius*, *Puma concolor*, *Lynx rufus*, *Lepus californicus texianus* y *Canis latrans*. En la Tabla 1 se describen a las familias y los géneros de mamíferos que se pueden encontrar en el APFFMS (CONANP, 2019).
- Aves: Se han registrado a las especies *Accipiter cooperii* y *Aquila chrysaetos* (CONANP, 2019).
- Invertebrados acuáticos: se conocen a los rotíferos de las Familias Brachionidae, Collotheceidae, Dicranophoridae, Euchlanidae, Filiniidae, Lecanidae, Lepadellidae, Notommatidae, Philodinidae, Proalidae, Synchaetidae, Testudinellidae y bdelloideo (Ríos-Arana, 2019).
- Invertebrados terrestres: se conocen 10 taxones, entre los que se encuentran Acari, Aránea, Coleóptera, Díptera, Hemíptera, Himenóptera, Lepidóptera, megaloptera y Ortóptera; araña *Sassacus samalayuca*, arañas *Agelenopsis* y cuatro especies de hormigas del género *Pogonomyrmex* (Gatica-Colima, 2019).

Tabla 1: **Mamíferos registrados en Samalayuca, México**

MAMÍFEROS		
ÓRDEN	Familia	Género
SORICOMORPHA	<i>Soricidae</i>	<i>Notiosorex</i>
CHIROPTERA	<i>Mormoopidae</i>	<i>Mormoops</i>
	<i>Phyllostomidae</i>	<i>Choeronycteris</i>
	<i>Vespertilionidae</i>	<i>Pipistrellus, Antrozous, Eptesicus, Lasiurus y Myotis.</i>
	<i>Molossidae</i>	<i>Tadarida</i>
LAGOMORPHA	<i>Leporidae</i>	<i>Sylvilagus y Lepus</i>
RODENTIA	<i>Sciudidae</i>	<i>Spermophilus</i>
	<i>Geomydae</i>	<i>Geomys y Pappogeomys</i>
	<i>Heteromydae</i>	<i>Perognathus y Dipodomys</i>
	<i>Muridae</i>	<i>Peromyscus, Onychomys, Sigmodon y Neotema</i>
	<i>Erethizontidae</i>	<i>Erethizon</i>
CARNIVORA	<i>Mustelidae</i>	<i>Spilogale, Taxidea y Mephitis</i>
	<i>Canidae</i>	<i>Canis, Vulpes y Urocyon</i>
	<i>Felidae</i>	<i>Lynx y Puma</i>
	<i>Mephitidae</i>	<i>Conepatus, Mephitis, Spilogale</i>
	<i>Procyonidae</i>	<i>Bassariscus, Nasua, Procyon</i>
ARTIODACTYLA	<i>Cervidae</i>	<i>Odocoileus</i>
	<i>Tayassuidae</i>	<i>Tayassu</i>

Clasificación por orden, familia y género de los mamíferos distribuidos en el desierto de Samalayuca, México.
 Fuente: Elaboración propia con datos de CONANP (2013).

2.1.5.3 Actividades económicas, uso del suelo y amenazas para la conservación de la Biodiversidad en Samalayuca

El Área Natural Protegida médanos de Samalayuca y alrededores, constituyen un ecosistema con atributos ecológicos de flora, fauna, suelo e hidrología que permiten su aprovechamiento como hábitat natural y actividades productivas, como la agricultura, ganadería, medicina tradicional, investigación científica, arqueología, industria y turismo (Enríquez y Olivas, 1999).

Algunas de las actividades que han contribuido al deterioro del ecosistema de Samalayuca, son: la minería, activa hasta el año 1978; la termoeléctrica de la Comisión Federal de Electricidad, activa a partir del año 1979; la contaminación por radioactividad de toneladas de material en la región con Cobalto 60, desde el año 1981, cuyo manejo se ha prolongado hasta el año 1996, que podría repercutir en la salud de la población humana (Santiago-Quijada, 1998). Además, el entorno se ha modificado, manteniendo conservada la cuenca alta y degradada la cuenca baja; los mantos freáticos se han sobreexplotado, ocasionando desecación y deforestación (CONABIO, s.f). El ambiente se ha deteriorado debido a la generación de gases y productos tóxicos, debido a aspectos como: la contaminación industrial, el gran parque vehicular; el elevado uso de autos de combustión interna; mala planificación de vías de comunicación e instalación de empresas y zonas residenciales (Romo, 2010).

Uno de los principales problemas es la disponibilidad de agua, debido a la expansión de las áreas urbanas, que provoca uso de suelos para agricultura, donde el 99% del agua se destina a abastecimiento de agua municipal o para riego de campos; la desviación del agua para la minería (Hoyt, 2002); los mantos acuíferos de Samalayuca han tenido una explotación creciente en los últimos 20 años, en 1986 se construyó un pozo de agua potable (Santiago-Quijada, 1998), su uso ha sido para el sector agrícola principalmente con un 73% del total de extracción, para el sector público en 42% y para aprovechamiento urbano en un 26% (CONANP, 2013). El agua subterránea, usada para fines de consumo, ha sido altamente explotada por ambos países, desencadenando problemáticas de manejo, saneamiento y contaminación, pasando por el agotamiento de la capacidad de su principal fuente de abastecimiento: el Bolsón del Hueco; la Texas Water Commission señala que las reservas pudieran agotarse en 40 años, al ritmo de consumo actual (Romo, 2010).

También se ha impactado negativamente al ambiente de los Médanos de Samalayuca con las actividades extractivas de arenas de sílice, como con el aprovechamiento ilegal y saqueo de arena fina del ejido Villaluz por una compañía minera de Sonora, dado a conocer desde el año 1993; la exportación de productos por parte de la planta cementera, desde el año 1995 (Santiago-Quijada, 1998); el deterioro derivado de la explotación de depósitos salinos y calizas para su uso industrial, y de la arena para minería y construcción; además, por la contaminación por polvo y extracción de la

Sierra el Presidio, que funge como barrera natural contra el viento para el mantenimiento de las dunas, como parte de la actividad de la planta cementera en la región (CONANP, 2013).

El uso del suelo o la falta de protección pueden ocasionar la pérdida de flora y fauna, importantes para equilibrio general y porque se trata de organismos endémicos (Romo, 2010); además, el sobrepastoreo por el ganado ha ocasionando la desertificación, compactación del suelo, disminución de especies arbóreas e invasión de otras especies vegetales; así como la contaminación del aire, agua y suelo, sobre todo en la periferia de la zona urbana, en pastizales, sitios agrícolas de riego y pastizal inducido, por el uso indebido de agroquímicos, la eliminación de desechos sólidos y líquidos de origen diverso (CONANP, 2013). Las actividades agrícolas para el cultivo de hortalizas, y el transporte de gas natural por Gaseoductos de Chihuahua, ambos realizados desde el año 1996 (Santiago-Quijada, 1998).

Algunos factores adicionales que han contribuido a la perturbación del equilibrio de las dunas, consiste en el turismo irresponsable por el uso de vehículos tubulares, la contaminación por basura, la pérdida de superficie original por cambios en el uso de suelo, fragmentación y cambio en la densidad poblacional; y la presión sobre especies vegetales clave y las prácticas de manejo inadecuado, como el turismo mal planeado, contaminación y cambio del uso del suelo (Arriaga, 2000).

Hay algunas poblaciones de animales silvestres que van declinando debido a la cacería furtiva, como el venado, la codorniz, el jabalí y los conejos. Pero también hay competencia por espacio, alimento y modificación de hábitat debido a la introducción o presencia de especies exóticas en la zona, como *Litobates catesbeiana* (Gatica-Colima, 2019), *Streptopelia decaocto*, *Columba livia*, *Passer domesticus* y *Myiopsitta monachus* (Naturalista, 2019).

En el año 2012 se detectaron 195 especies de flora y fauna en peligro de extinción, teniendo a 43 especies de aves como las más vulnerables, así también a 22 especies de mamíferos, 16 de peces, 33 de herpetofauna y 81 especies de plantas. Las mayores amenazas se engloban en las categorías de cambio climático, cacería y pérdida de territorio. Se tienen a algunas especies protegidas, como a la víbora de cascabel, al perrito de las praderas y al águila real (Gatica-Colima, 2017).

2.2 El coyote (*Canis latrans*) en el desierto de Chihuahua

El coyote es una de las cuatro especies de cánidos encontradas en México, junto al zorro gris *Urocyon cinereoargenteus*; la zorra de desierto *Vulpes macrotis*; y el lobo mexicano *Canis lupus bailey* (Hernández y Laundré, 2014).

2.2.1 Descripción y biología reproductiva

El coyote mide aproximadamente 60 cm de altura, es un animal delgado, con orejas y hocico largos en comparación con su cabeza y tiene una cola espesa (Kays, 2018). Su peso varía de entre siete y 13 kg; su pelaje y tonalidad se modifican de acuerdo a las estaciones y a su pelecha, pero varía de marrón grisáceo a marrón amarillento en la parte superior y un pelaje blanquecino en sus partes inferiores (Hernández y Laundré, 2014).

Los coyotes cuentan con características reproductivas únicas, incluyendo monogamia social y territorialidad, bloqueo copulatorio y cuidado biparental, por lo general, solo una pareja de macho y hembra dominantes puede reproducirse; las hembras son monoéstricas estacionales, con pseudogestación obligatoria posterior a la ovulación espontánea (Hennessy, 2007). El apareamiento se lleva a cabo entre enero y marzo, sin embargo, la estacionalidad reproductiva puede experimentar cierta plasticidad como mecanismo adaptativo al cambio climático; la gestación dura entre 60 y 65 días, y la camada consiste en promedio de entre 4 y 7 cachorros, que nacen en el periodo de abril a mayo; éstos son totalmente dependientes de los padres y abren los ojos aproximadamente a los diez días; su destete ocurre a partir del día 35, y es entonces cuando comienzan a salir de su guarida (Hernández y Laundré, 2014).

Los coyotes que habitan en entornos naturales viven en manadas familiares de 2 o más individuos durante la reproducción y crianza, donde se incluyen a un macho alfa y una hembra alfa, y los jóvenes de una a dos temporadas de reproducción (Hernández *et al.*, 1993). Los coyotes que habitan en zonas urbanas tienden a ser individuos solitarios, no territoriales con territorios relativamente pequeños (Gehrt, 2007).

Dependiendo de diversos factores ecológicos y sociales, los cachorros a partir de los 6-9 meses de edad se dispersan de sus territorios natales, o permanecen como subordinados en la manada; maduran sexualmente a partir de los 10 meses y son capaces de reproducirse exitosamente; adicionalmente, se sabe que es posible la hibridación con otros cánidos (Hennessy, 2007).

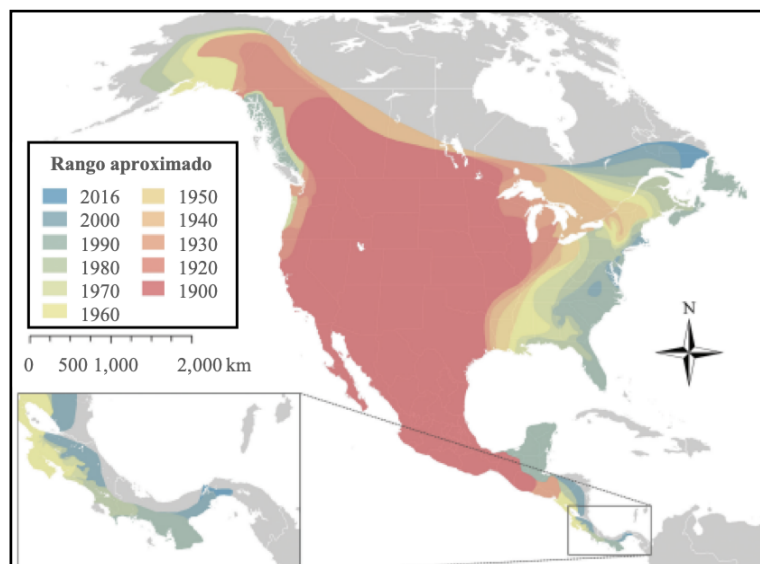
2.2.2 Distribución

El coyote tiene una distribución natural muy amplia, en América se localiza desde Canadá hasta Panamá, y en México se localiza en casi todo el territorio, exceptuando el este de Tabasco y Quintana Roo; su abundancia y distribución, depende de la disponibilidad de los componentes del hábitat, como el agua, alimento, cobertura vegetal, topografía y resguardo, entre otros y su población va en creciente expansión debido a su alto potencial reproductivo y sus hábitos oportunistas, además favorecidos por la disminución de sus depredadores en su hábitat natural, como el lobo gris, el lobo rojo, el oso negro, oso pardo y el jaguar; pero también ha contribuido la deforestación, la agricultura, ganadería y el desarrollo urbano (Ramírez-Albores y León-Paniagua, 2014). Su rango de expansión a lo largo de los años se muestra en el mapa de la Figura 2.

Debido a las modificaciones en su entorno natural, éste cánido ha desarrollado características adaptativas que le han permitido desarrollarse en áreas agrícolas, suburbanas y urbanas (Elliot-Hogg, 2014), pero a pesar de esto, sus poblaciones no se encuentran bajo ningún estatus de riesgo (Kays, 2018). Esta versatilidad ha favorecido su interacción con especies domésticas y el humano (Poessel *et al.*, 2017).

En Samalayuca, en el año 2011, se identificaron 196 coyotes localizados en zonas abiertas en los ejidos Ojo de la Casa, Ojo de la Punta, Ojo de En medio y el Vergel, dicha región se caracteriza por tener escasos depredadores y abundancia de presas (Rodríguez, 2011).

Figura 2: **Mapa del rango de expansión del coyote en Norte y Centro América de 1900 a 2016**



Fuente: Obtenido y modificado de Hody y Kays (2018).

2.2.3 Alimentación

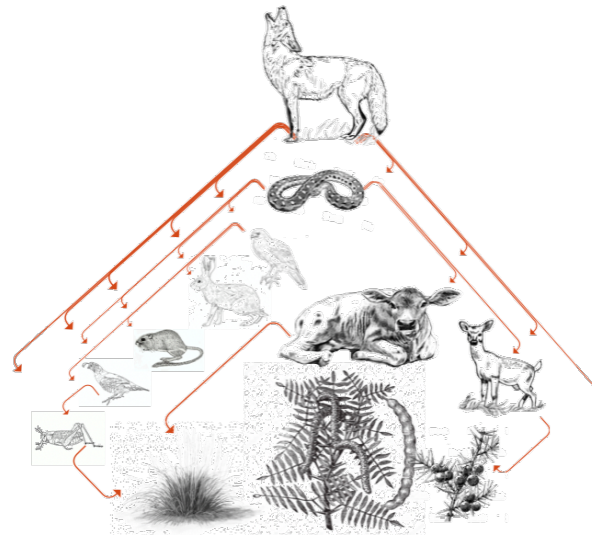
El coyote es el meso-depredador de mayor éxito ecológico en México (Rodríguez-Martínez, 2011); su alimentación varía durante las diferentes temporadas del año, de acuerdo a la disponibilidad de recursos y de la zona en la que se desarrolla (Hernández y Laundré, 2014). A menudo complementa su dieta de verano y otoño con frutas, como el fruto del cactus (*Opuntia littoralis*) y pécimo (*Diospyros virginiana*) (Espinosa-Graciano y García-Collazo, 2017). Consume también diversas presas como: serpientes, bovinos, ciervos, aves rapaces, codornices, lagomorfos, roedores, artrópodos; además de pastos y mezquite (Grajales y González, 2014; Clemente *et al.*, 2017).

El coyote consume también lo que encuentra a su paso en las zonas urbanas, ya sea proveniente de árboles frutales, vegetación, pequeños mamíferos o roedores, pequeños aves y reptiles de acuerdo a su disponibilidad en el medio, así como también de basura o alimento de mascotas (Grubbs y Krausman, 2009), se puede apreciar su cadena alimenticia en la Figura 3.

La depredación del coyote se ve influenciada por factores intrínsecos, como masa corporal del macho; factores sociales, como el tamaño de la manada; y factores ambientales, como la estación anual, hábitat agrícola y disponibilidad de ciervos de venado. Su tamaño moderado les permite obtener una amplia gama de presas de mamíferos, que varía de pequeños lagomorfos y roedores, hasta ungulados como neonatos de venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*). Además suele ser oportunista y consumir ejemplares muertos por cazadores u otros depredadores (Ward *et al.*, 2018).

En el desierto de Chihuahua, la dieta del coyote se basa fundamentalmente en mezquite (*Prosopis glandulosa*), algunos lagomorfos y roedores (Grajales-Tam y González-Romero, 2014); los ganaderos locales le atribuyen pérdidas económicas por el consumo de ganado, pero esta especie no forma parte de su dieta habitual (Clemente *et al.*, 2017).

Figura 3: Esquema de la cadena alimenticia del coyote (*Canis latrans*) en el desierto de Chihuahua



Fuente: Elaboración propia.

2.2.4 Desplazamiento y ámbito hogareño

La actividad del coyote en el desierto de Chihuahua tiende a observarse durante todo el día, pero mayormente al anochecer, al alba y al ocaso, evitando horas del día donde las temperaturas suelen ser más elevadas; se desplaza en áreas con pendientes bajas y con cercanía al agua, y presenta mayor actividad en los meses de enero, febrero, julio y agosto (Rodríguez, 2011).

El territorio que requiere el coyote para satisfacer sus necesidades, denominado ámbito hogareño, está determinado por la facilidad con la que satisfaga sus necesidades, como la obtención de alimento confiable, agua, refugio, protección contra depredadores y facilidad de desplazamiento; pero también se ve afectado por factores como la localización, las interacciones intra e interespecíficas, estacionalidad, fisiología, edad, sexo, así como por la condición social de la especie; este parámetro se ha registrado en la Sierra Madre de Oaxaca, y tiene una extensión de 2.04 km² a 11.27 km² (Marín-Sánchez *et al.*, 2015). En la reserva de la Biósfera de Mapimí se obtuvo una medición de 6.87 km² a 15.25 km²; en Cape Cod se obtuvo una estimación de tres a 30 km² en zonas urbanas, y en zonas rurales de tres a 42 km²; y en Chicago, su ámbito hogareño resultó ser muy amplio, de entre 32 a 101 km² (Gehrt, 2007).

Generalmente el ámbito hogareño del coyote en entornos urbanos es menor que en entornos rurales, lo que significa que en el entorno urbano hay mayor densidad poblacional de la especie; pero esta tendencia se ve afectada por la fragmentación de su hábitat y el desarrollo urbano (Hernández *et al.*, 1993).

2.2.5 Rol ecológico del coyote

El coyote es un cánido oportunista e incluso carroñero (CONANP, 2013), que se ha adaptado a las fuentes alimenticias y a la modificación del hábitat, como la urbanización y expansión poblacional hacia zonas agrícolas y suburbanas; ésto le ha permitido tener contacto con animales domésticos y el hombre, además de sus interacciones naturales con altas densidades de huéspedes definitivos de parásitos, como pueden ser: otros coyotes, zorros, lince; así como huéspedes intermedios como liebres y pequeños roedores (Niehaus *et al.*, 2011). Es el depredador tope, y cumple un rol importante dentro de los ecosistemas, formando parte del equilibrio de la cadena alimenticia (Gehrt, 2007).

En el desierto de Chihuahua, el coyote es un regulador de poblaciones de miomorfos y lagomorfos, así como un dispersor de semillas que ayudan a la reforestación de la vegetación natural (Grajales y González, 2014; Clemente *et al.*, 2017). En consecuencia de su adaptabilidad y éxito reproductivo, el coyote ha sufrido la cacería como un método de control; dicha acción ocasiona la alteración a la estructura y dinámica de la red alimenticia del ecosistema, generando modificación en las cascadas tróficas en toda la comunidad (Sieben *et al.*, 2011), con el incremento en la abundancia y distribución de los mesodepredadores (Dinkins *et al.*, 2016).

2.3 Enfermedades parasitarias en el coyote y su función como especie centinela de la salud del ecosistema

2.3.1 *La fauna silvestre en la epidemiología de enfermedades*

Los patógenos y los animales han co-evolucionado con un equilibrio preciso durante siglos, pero cuando este equilibrio se pierde, los patógenos pueden afectar negativamente a sus hospederos o invadir nuevas especies y ambientes; algunos factores que contribuyen a esta perturbación, son el rápido crecimiento de poblaciones humanas, la agricultura intensiva, invasión de áreas silvestres, explotación de la fauna y recursos naturales, la modificación de los paisajes y los ecosistemas, la globalización y el cambio climático (Figura 4); el incremento en las temperaturas limita la disponibilidad o abundancia de alimento, provocando que los animales sean más susceptibles a fuertes cargas de parásitos y coinfecciones (Kaeslin *et al.*, 2013).

Tanto los animales domésticos como los silvestres y su ecosistema representan salud y bienestar para la población humana, pues funjen como fuente de alimento, compañía o auxiliar en el trabajo (Figura 5); pero al mismo tiempo, ésta relación estrecha supone un riesgo la salud pública por su exposición continua (Castro, 2010), pues puede favorecer el contacto con nuevos agentes patógenos y su propagación fuera de su ámbito natural, creando problemas para el control de enfermedades transmitidas por especies silvestres, generado una necesidad de establecer acciones de vigilancia epidemiológica y medicina preventiva (Sprenger *et al.*, 2018).

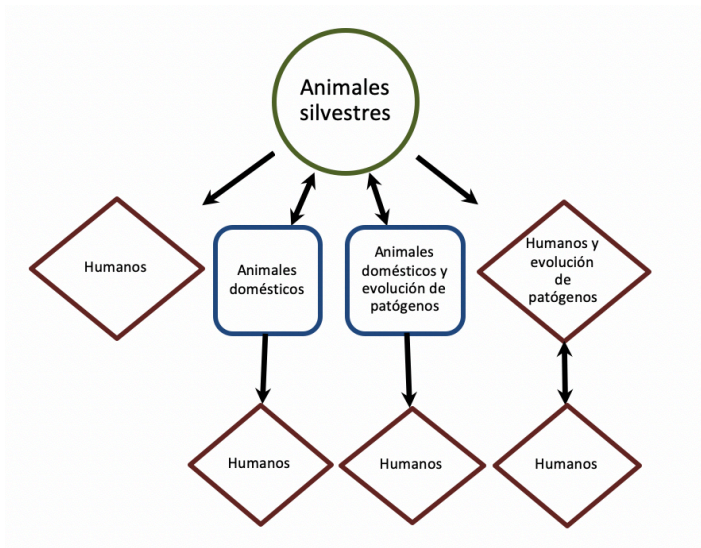
Las zoonosis cumplen con características, como: infección a una amplia variedad de especies animales, curso crónico o latencia, características clínicas y anatomopatológicas de enfermedad en humanos similares en los animales, impacto a la salud y pérdidas económicas (Castro, 2010). Hay algunos factores que han creado nuevas dinámicas y patrones para la propagación de enfermedades infecciosas entre diversas especies silvestres y domésticas en el mundo, favoreciendo su diseminación y permanencia, complicando su control y erradicación, como: globalización y comercio de especies, urbanización, deforestación excesiva, modificaciones climáticas, del paisaje y de los ecosistemas y ecoturismo (Otranto y Deplazes, 2019). Esto además, ha incrementando la variabilidad genética, generando nuevos patógenos de potencial letal, cuya vigilancia resulta de vital importancia para salvaguardar la biodiversidad, la salud pública y la sanidad animal (OIE, 2015).

Las enfermedades zoonóticas transmisibles al humano se atribuyeron inicialmente a los animales domésticos, sin embargo, a raíz del surgimiento de las enfermedades reemergentes se le ha dado mayor énfasis al estudio de la epidemiología en fauna silvestre; así es como se les ha considerado como un eslabón primordial en la triada ecológica de “una salud” (Monsalve *et al.*, 2009). Más del 60 % de los patógenos que afectan la salud pública provienen de los animales, y la mayoría de estos

corresponden a la fauna silvestre; los animales silvestres representan un blanco y reservorio de agentes patógenos para animales domésticos y para el hombre; siendo responsables de la persistencia y reemergencia de múltiples zoonosis (OIE, 2015).

Las enfermedades infecciosas constituyen una importante amenaza para la biodiversidad, y puede contribuir a la extinción de especies (Brzeski *et al.*, 2015). Algunas de las enfermedades zoonóticas que han surgido por estas interacciones, son: rabia, SIDA, fiebre amarilla, chagas, leishmaniasis, influenza aviar, tuberculosis, antrax, fiebre del Nilo Occidental, Hendra y Nipah, ébola; algunas enfermedades de las que los animales silvestres pueden ser reservorios y que afectan al comercio internacional de animales domésticos, son: Newcastle, encefalitis venezolana, enfermedad epizootica hemorrágica, cólera, fiebre aftosa, pseudorabia, peste porcina clásica y brucelosis; otras que pueden producir serios efectos en sus poblaciones, son: chytridiomicosis y ranavirus afectando poblaciones de ranas; plaga, por *Yersinia pestis* que afecta a poblaciones de hurón de patas negras y perrito de las praderas; cólera aviar, que afecta a poblaciones de patos; enfermedad de desgaste crónico afectando a poblaciones de ciervos; virus del oeste del nilo y malaria aviar (OIE, 2010).

Figura 4: Transmisión y transformación de patógenos zoonóticos de animales silvestres



Fuente: Elaboración propia, modificado de OIE, 2010.

Figura 5: Triada ecológica “Una salud”



Fuente: Elaboración propia.

2.3.2 *Parasitosis gastrointestinales en la fauna silvestre*

El monitoreo de la presencia de enfermedades en las poblaciones de fauna silvestre es una prioridad (Thompson, 2013) sobre todo si el estudio comprende la asociación parásito-hospedero, pues constituye una valiosa herramienta para la toma de decisiones respecto a la conservación y manejo de la biodiversidad; de este modo es posible planificar y desarrollar medidas de control adecuadas (Pérez-Ponce de León, 2001). Esto se lleva a cabo mediante la elaboración de estudios epidemiológicos, la determinación de la variedad, distribución y prevalencia de los patógenos parasitarios presentes en las especies vulnerables o la población estudiada (Ezquiaga *et al.*, 2009), hospedadores clave y determinantes inmunológicos y/o historia de vida, y los peligros relacionados con la simpatría de especies (Otranto *et al.*, 2015).

Los parásitos son componentes normales de la ecología de cada especie, y es frecuente su presencia en animales y plantas, de este modo, se pueden asociar como factores reguladores de la población (Dobson y Hudson, 1986).

Las parasitosis gastrointestinales son un problema importante para la salud pública, pero también afectan a las poblaciones silvestres, debido sobre todo al desarrollo de desórdenes digestivos severos (Bordes y Morand, 2011). Es difícil determinar la ruta exacta de transmisión, pero en carnívoros silvestres y domésticos, la transmisión puede desarrollarse mediante alimentos que contienen etapas parasitarias (*Toxoplasma*); por agua (*Giardia* y *Cryptosporidium*); así como por artrópodos vectores como en el caso de *Leishmania* (CDC, 2016).

Las parasitosis y las coinfecciones en fauna silvestre, dependen entre otras cosas, de manera inversa al estatus inmunológico del huésped, así como de su nutrición, sexo, edad y especie, además de factores dependientes del parásito, como la puerta de entrada, la carga parasitaria, el tropismo y virulencia de la cepa (Ezquiaga *et al.*, 2009).

Dentro de la signología clínica derivada de una parasitosis, los individuos pueden evidenciar reducción de su condición corporal, disminución de la tasa reproductiva, reducción de su vida útil, afección de su supervivencia e incremento de mortalidad, inmunocompromiso, incremento en tasa metabólica basal y gasto energético (Bordes y Morand, 2011).

Debido a la diversidad de especies animales, aún existe un déficit de información importante respecto a la población parasitaria de la fauna silvestre (Sprenger *et al.*, 2018) y de los agentes infecciosos a los que las especies silvestres están expuestas (Thompson y Polley, 2015).

2.3.3 Parasitosis gastroentérica por protozoarios en el coyote

La parasitosis gastroentérica requiere de múltiples factores predisponentes para su desarrollo, como la dieta, el estatus de salud del individuo, los aspectos ecológicos y la epidemiología de los parásitos (Kokan *et al.*, 2001); la ecología de las enfermedades y la forma en la que influye la fragmentación del hábitat (Mino-Botello *et al.*, 2016); así como las condiciones del medio; la cercanía de la especie a asentamientos humanos y sus interacciones con animales domésticos (Niehaus *et al.*, 2012).

La interacción entre animales domésticos, el humano y animales silvestres se ha incrementado por diversos factores como: la urbanización, deforestación, modificaciones climáticas, del paisaje y de los ecosistemas; esto puede ocasionar cambios en la ruta de transmisión interespecie de enfermedades, como las parasitarias (Otranto *et al.*, 2015).

Los coyotes, incluyen en su dieta huéspedes intermediarios que pueden estar infectados de distintas fuentes, tanto naturales como antropogénicas (Watts *et al.*, 2015), lo que puede jugar un papel importante para sus parasitosis (Gehrt, 2007; Liccioli *et al.*, 2012). Se deduce que cuando el coyote interactúa de manera cercana con los animales domésticos, aumentan las probabilidades de transmisión de enfermedades (Niehaus *et al.*, 2012).

Las referencias de estudios parasitarios permiten considerar al coyote como uno de los mamíferos con el mayor número de parásitos registrados en Norteamérica (Hernández-Camacho y Pineda-López, 2012). Esta especie puede estar infectada por una amplia gama de grupos parasitarios, entre los que destacan nemátodos, céstodos y protozoarios; teniendo potencial zoonótico algunos de estos agentes etiológicos (Mino-Botello *et al.*, 2016). La carga parasitaria en el coyote varía de acuerdo con la estación anual, identificando picos durante el invierno, que puede relacionarse con fuentes alimentarias alternas y abundantes, como pequeños mamíferos; así, a causa de la falta de dilución que ofrece la ingesta de otros mamíferos no competentes, considerados transmisores de una gran variedad de parásitos, funcionan como huéspedes intermediarios de diversos parásitos (Liccioli *et al.*, 2015). Se han realizado diversos estudios sobre el coyote en México respecto a abundancia (Rodríguez, 2011), reproducción (Clemente *et al.*, 2017), ámbito hogareño (Marín-Sánchez *et al.*, 2015) y dieta (Grajales-Tam y González-Romero, 2014), pero se conoce poca información sobre sus enfermedades asociadas (Luna-Estrada *et al.*, 2017). Particularmente hablando de los estudios enfocados a endoparásitos en el coyote, éstos se han enfocado al análisis de macroparásitos durante la necropsia (Luna-Estrada *et al.*, 2017) y los reportes de identificación de protozoarios en animales vivos son escasos (Hermosilla *et al.*, 2016).

En la Figura 6 se muestra la localización geográfica de los estudios elaborados en referencia a la presencia y prevalencia de protozoarios intestinales en coyote en diversas regiones de América, que han sido revisados por la autora para la elaboración de este escrito. En este mapa se identifican cuatro

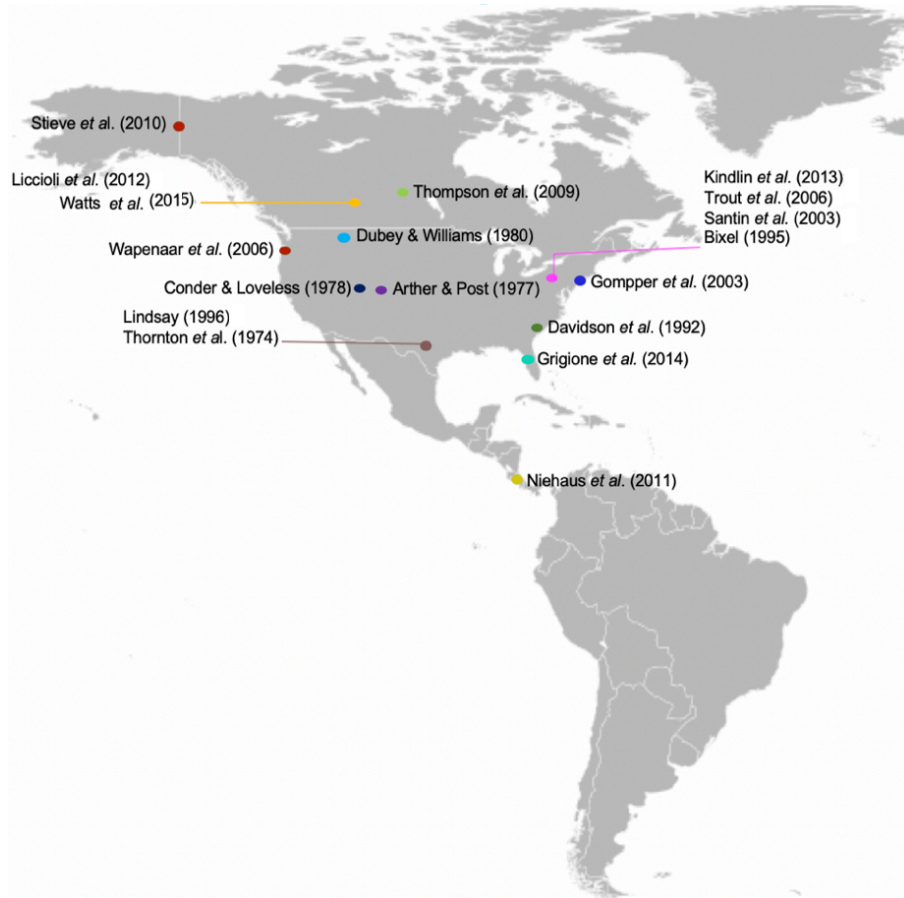
estudios elaborados en Canadá, 11 en Estados Unidos y uno en Costa Rica. En las Tablas 2a-c se desglosan y explican con mayor detalle cada uno de los estudios referenciados previamente a manera de antecedentes, mencionando algunos parásitos identificados, el número de individuos estudiados y los positivos, el método de diagnóstico y la región de estudio. En estos estudios se pudieron identificar a un total de 13 especies de parásitos eucariotes y microsporidios en heces, destacando los grupos de Rizópodos, con: *Entamoeba* spp., *Endolimax* sp.; Flagelados con: *Giardia* spp.; Ciliados, con: *Balantidium* sp.; Esporozoos con: *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp., *Cyclospora* spp., *Sarcocystis* spp., *Cryptosporidium* spp., *Neospora* sp., *Hammondia* sp.; Chromistas, con: *Blastocystis* spp. y Microsporidios.

Las prevalencias fueron muy variables, dependiendo del país, área de estudio, género y especie de protista entérico en estudio. En la Tabla 2a se describen los hallazgos de protistas entéricos en coyotes de Canadá, obtenidos por Liccioli *et al.* (2012), Watts *et al.* (2015), Thompson *et al.* (2009) y Stieve *et al.* (2010), en los que se identificaron 5 géneros de protistas entéricos diagnosticados por alguna de las tres técnicas: microscopía óptica, Inmunofluorescencia o PCR. Las prevalencias para cada género fueron: *Giardia* spp de 0.4 a 19.8 %, *Cryptosporidium* spp. de 0 a 19.4 %, *Cystoisospora* spp, de 6.6 a 42.9 %, *Sarcocystis* spp. de 2.7 a 3 % y *Neospora* spp. de 0 a 16.7 %.

En la Tabla 2b se describen los hallazgos de parásitos eucariotes en coyotes de Costa Rica, obtenidos por Niehaus *et al.* (2011), en los que se identificaron 8 géneros diagnosticados por microscopía óptica. Las prevalencias para cada género fueron: *Endolimax* spp. de 0 a 2 %, *Entamoeba* spp. de 0 a 7.1 %, *Eimeria* spp. de 0 a 8.1 %, *Cryptosporidium* spp. de 15.2 a 36.4 %, *Cyclospora* spp. de 0 a 4 %, *Cystoisospora* spp. de 0 a 3.03 %, *Sarcocystis* spp. de 0 a 9.1 y Microsporidios. De 0 a 3 %.

En la Tabla 2c se describen los hallazgos de protistas entéricos en coyotes de Estados Unidos de América, obtenidos por Thornton *et al.* (1974), Arther y Post (1977), Conder y Loveless (1978), Dubey y Williams (1980), Davidson *et al.* (1992), Bixel (1995), Lindsay *et al.* (1996), Gompper *et al.* (2003), Santin *et al.* (2003), Trout *et al.* (2006), Wapenaar *et al.* (2006), Kindlin *et al.* (2013), Grigione *et al.* (2013) y en los que se obtuvieron 10 géneros de protistas entéricos, diagnosticados por alguna de las siguientes técnicas: microscopía óptica (MO), ensayo Inmunoabsorbente ligado a enzimas (ELISA), Test de diagnóstico rápido por inmunofluorescencia (IFAT), Reacción en cadena de la polimerasa (PCR), Serología o de manera experimental. Las prevalencias para cada género fueron: *Entamoeba* spp. de 0 a 23 %, *Eimeria* spp. de 3.6 a 25 %, *Balantidium* spp. de 4 a 15 %, *Blastocystis* spp. de 4 a 25 %, *Giardia* spp. de 0 a 32 %, *Cryptosporidium* spp. de 0 a 27 %, *Cystoisospora* spp. de 2.4 a 35 %, *Sarcocystis* spp. de 0 a 88 %, *Neospora* spp. de 0.5 a 14.8 % y *Hammondia* spp. de 2 a 100 %.

Figura 6: Referencias globales de prevalencia de protozoarios en coyotes



Fuente: Elaboración propia.

Tabla 2a: **Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Canadá**

País	No.	Dx	Giardia + (%)	Cryptosporidium + (%)	Cystoisospora + (%)	Sarcocystis + (%)	Neospora + (%)	Referencia
Canadá (Calgary)	247	MO	49 (19.8)	-	106 (42.9)	-	-	Liccioli <i>et al.</i> (2012)
Canadá (Calgary)	460 (189 U, 271 R)	MO	1 (0.5) 1 (0.4)	-	20 (10.6) 18 (6.6)	5 (2.7) 8 (3)	-	Watts <i>et al.</i> (2015)
Canadá (Alberta y Saskatchewan)	70 (46, 24)	MO, PCR	10 (21.7) 3 (12.5)	8 (17.4) 0 (0)	-	-	-	Thompson <i>et al.</i> (2009)
EUA, Canadá (Alaska y Yukon)	12	IF	-	-	-	-	2 (16.7)	Stieve <i>et al.</i> (2010)

No.: Número de muestras estudiadas; Dx: Método diagnóstico; +: Número de positivos; %: Prevalencia; EUA: Estados Unidos de América; U: Zona urbana; R: Zona rural; MO: Microscopía óptica; PCR: Reacción en cadena de la polimerasa; IF: Inmunofluorescencia.

Tabla 2b: **Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Costa Rica**

País	No.	Dx.	Endolimax + (%)	Entamoeba + (%)	Eimeria + (%)	Cryptosporidium + (%)	Cyclospora + (%)	Cystoisospora + (%)	Sarcocystis + (%)	Microsporidios + (%)	Referencia
Costa Rica (Irazú, Papales, Prusia)	209 (99, 11, 99)	OM	2 (2.0) 0 (0) 1 (1.0)	7 (7.1) 0 (0) 2 (2.0)	8 (8.1) 0 (0) 6 (6.1)	17 (17.2) 4 (36.4) 15 (15.2)	4 (4) 0 (0) 2 (2)	3 (3) 0 (0) 3 (3.03)	7 (7.1) 0 (0) 9 (9.1)	3 (3) 0 (0) 2 (2)	Niehaus <i>et al.</i> (2011)

NO.: Número de muestras estudiadas; DX: Método diagnóstico; +: Número de positivos; %: Prevalencia; MO: Microscopía óptica. Fuente: *Elaboración propia con datos de autores indicados en columna "REFERENCIA".*

Tabla 2c: Géneros y especies de protozoarios intestinales identificados en coyote en diversos estudios en Estados Unidos de América

País	No.	Dx.	Entamoeba +(%)	Eimeria +(%)	Balanti- dium +(%)	Blastocys- tis +(%)	Giardia +(%)	Cryptospori- dium +(%)	Cystoisos- pora +(%)	Sarcocystis +(%)	Neospora +(%)	Hammon- dia +(%)	Referencia
EUA (Florida)	90 (40 P, 50 S)	MO	9 (23) 0 (0)	-	6 (15) 2(4)	10 (25) 2 (4)	3 (8) 0 (0)	5 (13) 0 (0)	14 (35)	8 (20) 0 (0)	-	-	Grigione <i>et al.</i> (2013)
EUA (Pensilvania)	35	MO	-	-	-	-	-	-	10 (28.6)	-	-	-	Kindlin <i>et al.</i> (2013)
EUA	201	ELISA IFAT, NAT	-	-	-	-	-	-	-	-	1-30 (0.5-14.8)	-	Wapenaar <i>et al.</i> (2006)
EUA (Pensilvania)	22	PCR, MO	-	-	-	-	7 (32)	6 (27)	-	-	-	-	Trout <i>et al.</i> (2006)
EUA (Nueva York)	145	MO, ELISA	-	-	-	-	94 (14.5)	-	5 (3.5)	24 (16.6)	-	3 (2)	Gompper <i>et al.</i> (2003)
EUA (Pensilvania)	22	MO, IFA, PCR	-	-	-	-	1 (22) 1 (22)	-	-	-	-	-	Santin <i>et al.</i> (2003)
EUA (Texas)	52	Serología	-	-	-	-	-	-	-	-	5 (10)	-	Lindsay <i>et al.</i> (1996)
EUA (Pensilvania)	16	MO	-	-	-	-	-	-	5 (31)	-	-	-	Bixel (1995)
EUA (Carolina del sur)	13	MO	-	-	-	-	-	-	-	2 (15.4)	-	-	Davidson <i>et al.</i> (1992)
EUA (Montana)	2	EXP, MO	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2 (100)	Dubey y Williams (1980)
EUA (Utah)	17	MO	-	-	-	-	-	-	3 (17.7)	15 (88)	-	-	Conder y Loveless (1978)
EUA (Colorado)	82	MO	-	3 (3.6) 20 (25)	-	-	-	-	2 (2.4)	17 (20.7)	-	-	Arther y Post (1977)
EUA (Texas)	13	MO	-	-	-	-	-	-	1 (7.7)	-	-	-	Thornton <i>et al.</i> (1974)

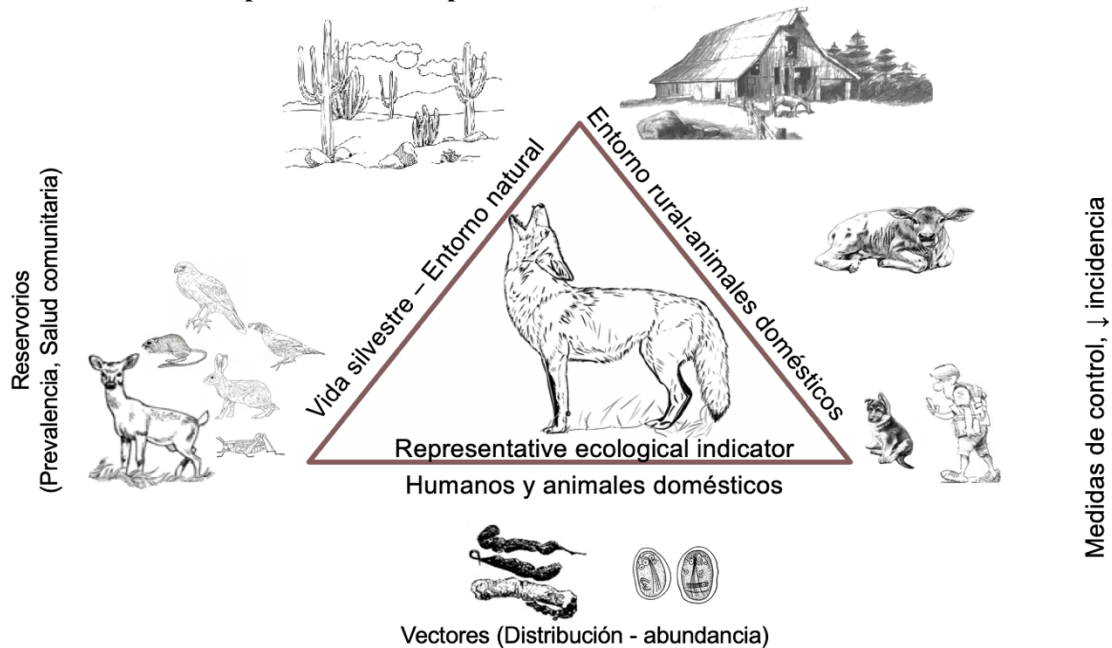
No.: Número de muestras estudiadas; Dx: Método diagnóstico; +: Número de positivos; %: Prevalencia; P: Área protegida; S: Área suburbana; MO: Microscopía óptica; ELISA: ensayo Inmunoabsorbente ligado a enzimas; IFA: Test de diagnóstico rápido por inmunofluorescencia; PCR: Reacción en cadena de la polimerasa; Exp: Experimental.

2.3.4 El coyote como indicador de enfermedades parasitarias en el ecosistema

Un bioindicador o biomonitor es una especie o un grupo de especies que presentan tolerancia a factores medioambientales, ya sea de origen biótico o abiótico, y que indican un estado particular de su medio ambiente (Tenjo-Morales y Cárdenas-Castro, 2015); los mamíferos en general son uno de los grupos biológicos que más aptitudes presentan como biomonitores, ya que reflejan la contaminación en su hábitat, ya sea en comida, suelo, agua o aire (Niehaus *et al.*, 2012); y específicamente hablando de carnívoros, éstos presentan un potencial de acumulación elevado, pues se sitúan en la cumbre de la cadena trófica, tienen territorios amplios y son relativamente longevos (Hermoso *et al.*, 2008). Así también, una “especie centinela” se refiere a un animal útil para monitorear la presencia de enfermedades en otra especie, generalmente se refiere a carnívoros u omnívoros; y son de importancia cuando la especie centinela y la de interés tienen una relación trófica, y puede transferirse la enfermedad ocasionada por el agente etiológico (Otranto *et al.*, 2015).

El coyote funge como un indicador de la salud del ecosistema en el que se desenvuelve, gracias a su cualidad de mamífero, talla mediana, longevidad, su interacción con diversas especies y ser tope de la cadena trófica (Figura 7); lo que le permite contar con características clave para fungir como centinela, indicador o monitor de enfermedades en el ecosistema en el que se desenvuelve, brindando información valiosa sobre las posibles zoonosis existentes en su ecosistema (Sangster *et al.*, 2007).

Figura 7: Esquema de posible transmisión de parásitos entre especies en el ecosistema y utilidad de especies centinela para su monitoreo



Fuente: Elaboración propia con información de Thompson (2015), Watts *et al.* (2015), Sangster *et al.* (2007), Hermoso *et al.* (2008), Aguirre (2009), Otranto *et al.* (2015).

2.4. Parasitología: Enteroparásitos

Los parásitos son organismos que viven a expensas de otro organismo de distinta especie, del que obtienen nutrientes y morada, y al que pueden producirle daño (CDC, 2016).

La parasitología es la parte de la biología que estudia los fenómenos de dependencia entre los seres vivos; la parasitología médica es la ciencia que se ocupa del estudio de los protozoarios, helmintos y artrópodos que pueden afectar al hombre, y se divide en tres campos diferentes: protozoología, helmintología y artropodología (Musto *et al.*, 2013). La parasitología veterinaria estudia los aspectos biológicos, clínicos y epidemiológicos de las enfermedades ocasionadas por parásitos que afectan a los animales, además abarca los aspectos básicos de la biología, inmunología, bioquímica entre otros aspectos relacionados con la relación hospedero-parásito (Berenguer, 2007).

Los enteroparásitos son organismos que no constituyen la microbiota normal, y al ingresar al organismo, son considerados un agente extraño y el organismo parasitado lo intenta eliminar; pero el parásito intenta sobrevivir y se establece una relación hospedero-parásito que puede concluir en: erradicación del parásito; una infección o una enfermedad parasitaria (Magaró *et al.*, 1994).

Las parasitosis intestinales producidas por protozoarios y helmintos, afectan a más de dos billones de personas en el mundo, constituyendo un problema de salud pública, sobre todo en países en vías de desarrollo (Pearson, 2018). La epidemiología de las parasitosis intestinales puede ser muy variada, pues depende de diversos factores bióticos, abióticos y culturales, son más prevalentes en niños y adultos de poblaciones con necesidades básicas insatisfechas (Monferran, 2003); así entonces, depende del estatus general de salud del hospedero, el tipo de parásito involucrado, el tipo de población (rural o urbana), los hábitos poblacionales, así como de la región geográfica; ya que la helmintiasis predomina en regiones selváticas, y los protozoarios predominan en costa y sierra urbana, (Pajuelo-Camacho *et al.*, 2005).

Los parásitos intestinales pueden provocar una infección al invadir el organismo, utilizan un ligando, fimbrias o flagelos, que se unen a receptores específicos del hospedador, lo colonizan y pueden penetrar otros tejidos; se pueden alojar en un reservorio animal, portador humano o reservorios inanimados; la transmisión puede ocurrir por contacto con fomites, por vehículos (agua, aire o comida), o por vectores, evaden las barreras físicas y químicas del huésped, afectan su funcionamiento, pero no siempre ocasionan enfermedad; una vez infectado el huésped, abandona el cuerpo mediante heces para infectar a otros organismos (Musto *et al.*, 2013).

Algunos factores de riesgo relacionados con la alta prevalencia parasitaria, son: deficiencias en el saneamiento ambiental, déficit en la educación sanitaria, falta de medidas de control, hacinamiento poblacional, ruralidad y pobreza, así como malas condiciones sanitarias, tanto ambientales, como de infraestructura y educación (Caraballo-Guzmán *et al.*, 2007).

2.4.1. *Protozoos: Caracterización, hábitat y ciclo de vida*

El reino Protista (Cavalier-Smith, 1993) ha evolucionado a través de largos periodos, a partir del Precámbrico, logrando diversas adaptaciones para sobrevivir en el medio (Baker, 1965). Los protozoos pertenecen al reino Protista y son de naturaleza animal (Berenguer, 2007). Su nombre proviene del griego proto: primero, y zoo: animal, denotando que se trata de los animales más antiguos; hay más de 64 mil especies descritas y más de la mitad pertenecen especies fósiles; pueden habitar en vida libre, ser comensales, parásitos o tener mutualismo (Taylor *et al.*, 2016).

Los protozoos son microorganismos unicelulares, eucariotas y cuentan con características del reino animal, ya que son móviles y heterótrofos (Álvarez, 2006). Están conformados por: núcleo con cromatina central y periférica, nucleolos, membrana nuclear; citoplasma con endo y ectoplasma, vacuolas, retículo endoplásmico, ribosomas, aparato de Golgi, mitocondrias, lisosomas con proteasas, axostilo como elemento de sostén, cuerpos formadores de pared y membrana plasmática, simple o rodeada de glicocálix (Acuña, 2012). Su información genética se almacena en los cromosomas de la envoltura nuclear; su núcleo es diferenciado, único o múltiple, redondeado de una membrana provista de poros; tiene una película, conformada por bandas protéicas y de microtúbulos; los ciliados cuentan con un macronúcleo y un micronúcleo; su nucleolo puede ser simple o doble, con un retículo endoplásmico, mitocondrias, cuerpo de Golgi y lisosomas (García-Moreno, 2013).

En cuanto a nutrición, los protozoarios son componentes clave de las redes tróficas acuáticas y del suelo, así como de la microbiota en general, actúan como productores primarios, consumidores de biomasa en descomposición y recicladores de nutrientes (Mayén-Estrada, 2016); pueden ser autótrofos, heterótrofos, que se alimentan mediante el transporte de solutos o pinocitosis; o fagótrofos, que se alimentan mediante fagocitosis y exocitosis (García-Moreno, 2013). Durante la pinocitosis o fagocitosis, el alimento entra en una vacuola para la digestión dentro de la célula y eliminan los productos metabólicos por difusión a través de la membrana celular o por vacuolas contráctiles (Taylor *et al.*, 2016). Las amebas tienen un papel como consumidores primarios, y los flagelados y ciliados de vida libre son los consumidores de bacterias más importantes en los ecosistemas acuáticos y terrestres (Mayén-Estrada, 2016).

La forma y tamaño de los protozoos son considerados para su caracterización para la mayoría de especies que parasitan al hombre, junto con algunas estructuras citoplasmáticas; cuentan con polimorfismo que se deriva de sus estadios evolutivos; su forma depende de la cubierta celular que lo protege, y se conforma por una membrana trilaminar lipoproteica, con forma cambiante o ameboide; otros protozoos tienen una estructura básica asociada a esta cubierta, que le brinda cierta rigidez y forma definida (Berenguer, 2007). La mayoría son microscópicos, con dimensiones desde

dos a tres micrómetros y hasta 250 micrómetros de longitud, a excepción de los ciliados: *Spirostomum* de hasta tres milímetros y *Porospora gigantea* de hasta 16 milímetros (Álvarez, 2006).

Los protozoos cuentan con tres etapas biológicas: trofozoito, quiste y oociste: el trofozoito es la forma asexual y activa del parásito, adaptada a vida parasitaria en tejidos y cavidades orgánicas del hospedero, así se alimenta, reproduce, moviliza y realiza su acción patógena (Berenguer, 2007). El quiste es la forma de resistencia a las condiciones medioambientales y al medio gástrico; en esta forma resiste la desecación, cambios de temperatura, pH, humedad, concentración de oxígeno, etc.; y es también la etapa infectante y de multiplicación (García-Moreno, 2013). La última etapa es el oociste, debido a su tamaño pequeño y enquistamiento, puede resistir a condiciones medioambientales adversas; aparece solo en algunas especies, proviene de la fusión de los gametos y es la etapa de reproducción sexual (Rivera, 1992).

Respecto a la locomoción, los protozoos cuentan con al menos una etapa móvil en su ciclo vital, ya sea por desplazamiento, flagelos, cilios o pseudópodos (Álvarez, 2006). Los cilios o flagelos, son útiles para la locomoción, respiración, alimentación, osmoregulación y la excreción; los pseudópodos pueden ser: lobopodios, que son anchos y cortos, con ectoplasma y endoplasma; los filopodios son finos y ramificados, con ectoplasma; los reticulopodios son finos, ramificados y anastomosados en una red; y los axopodios son largos, delgados y provistos de varillas de microtúbulos (García-Moreno, 2013). La mayoría de las especies de ciliados son aerobias, pero las especies anaerobias son indicadoras de condiciones sin oxígeno en el ambiente (Sleigh, 1989).

En cuanto a la reproducción, entre los protozoos parásitos predomina la multiplicación clonal; los apicomplexos tienen alternancia de reproducción sexual y asexual, que permite gran expulsión de oocistos al medio externo, garantizando infección y permanencia de la especie (Rodríguez-Diego, 2010). El ambiente acuático es el medio ideal para el establecimiento, crecimiento y reproducción de los protozoos, pero también se desarrollan en medios como el suelo (Mayén-Estrada, 2016).

Las vías de transmisión pueden ser muy diversas; los quistes pueden ser transmitidos mediante el aire, en partículas de polvo finas o en forma de aerosoles, llegando así al suelo, agua, alimentos, vegetación o seres vivos (Donaldson, 1978); algunos realizan su ciclo de vida en vectores, que los transmiten a otros animales o al hombre, éstos pueden ser animados como mosquitos o garrapatas; o inanimados, como los vegetales o alimentos y agua de bebida (Álvarez, 2006); de este modo los organismos vivos se convierten en portadores saludables o al ser invadidos por protozoarios oportunistas, en portadores de enfermedad (Rivera *et al.*, 1988).

2.4.1.1. Clasificación de los protozoarios

La taxonomía de los protozoos está en constante modificación, derivado de la las nuevas herramientas (genómica, proteómica, metabolómica) que permiten clasificar a los organismos de acuerdo a características más específicas, como pueden ser biológicas, bioquímicas e interacción hospedero-parásito; la clasificación tradicional de estos microorganismos hace énfasis en los mecanismos de locomoción y nutrición (Uribarren-Berrueta, 2018), y en la Tabla 3 se muestran algunas características generales y modificaciones actuales.

En la Tabla 4 se describen las características estructurales, géneros comunes y ciclos de vida de los nueve filos de protistas de interés veterinario, de acuerdo a su clasificación actual (Taylor *et al.*, 2016).

Tabla 3: Clasificación tradicional del Reino Protista de acuerdo a sus mecanismos de locomoción y nutrición

Clasificación tradicional de los protistas y cromistas				
REINO	PROTISTA			
SUBREINO	PROTOZOA			
Phylum	Sarcomastigophora		Apicomplexa	Ciliophora
Subphylum	Mastigophora	Sarcodina	-	-
Nomenclatura por desplazamiento	Flagelados	Amebas	Esporozoos	Ciliados
Géneros*	<i>Chilomastix, Giardia, Dientamoeba, Trichomonas, Leishmania, Trypanosoma</i>	<i>Entamoeba, Iodamoeba,</i>	<i>Toxoplasma, Cyclospora, Cystoisospora, Cryptosporidium</i>	<i>Balantidium</i>
Características	Locomoción por flagelos, nutrición por fagocitosis.	Motilidad por pseudópodos, nutrición por fagocitosis.	Carecen de órganos de locomoción, movimiento mediante flexión del cuerpo. Alimentación por disolución en fase acuosa.	Alimentación por citosoma, poseen una infraciliación y al menos una vez en su ciclo vital, cilios en la superficie.
REINO	CHROMISTA			
SUBREINO	CHROMOBIOTA			
Phylum	Opalinata			
Nomenclatura por desplazamiento	Chromista**			
Características	Anaerobio no flagelado., comensal y patógeno. Morfología vacuolar, granular, ameboidea, quística, multivacuolar y avacuolar. Aunque en forma ameboidea cuenta con 1-2 pseudópodos, carece de motilidad. División asexual por fisión binaria (Fuentenebro, 2017).			

*Géneros de importancia para la salud pública. Fuente: *Elaboración propia con datos obtenidos de Uribarren-Berrueta (2018), Taylor et al. (2016), Ryan (2011) y Álvarez (2006).*

** Clasificación controvertida, aún en estandarización (Devera, 2014).

Tabla 4: Descripción de géneros protozoarios de interés veterinario, de acuerdo a su clasificación actual

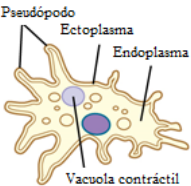
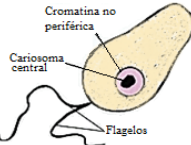
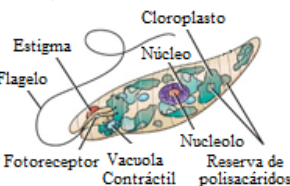
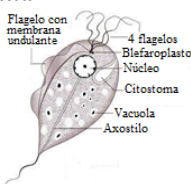
Filo parasitario	Géneros	Características	Tipo de reproducción
<p>Amoebozoa</p>  <p>Modificado de (Smith-Calderas y Herren, 2018)</p>	<p><i>Entamoeba, Iodamoeba, Endolimax y Acanthamoeba.</i></p>	<p>Hay de vida libre y parásitos. Desplazamiento y alimentación mediante pseudópodos. Tienen citoplasma dividido en endoplasma, que contiene vacuolas y núcleos de alimento, y ectoplasma. Solo Entamoeba es patógeno.</p>	<p>Reproducción asexual por fisión binaria.</p>
<p>Percolozoa</p>  <p>Elaboración propia</p>	<p><i>Naegleria.</i></p>	<p>Pueden vivir en el medio ambiente, suelo, agua dulce o mar y heces. Adaptados a ambientes extremos, endobiontes facultativos de vertebrados e invertebrados. Desplazamiento en forma de amebas, flagelados o ameboflagelados y quistes.</p>	<p>Muchos pueden cambiar entre etapas ameboides, flageladas y quistes.</p>
<p>Euglenozoa</p>  <p>Modificado de (Smith-Calderas y Herren, 2018)</p>	<p><i>Leishmania y Trypanosoma.</i></p>	<p>Cuentan con uno o más flagelos. Alimentación mediante ingesta de organismos más pequeños o por absorción. Algunos son fotosintéticos.</p>	<p>Reproducción por división celular por fisión binaria.</p>
<p>Parabasalia</p>  <p>Modificado de (Steen, 2018)</p>	<p><i>Trichomonas, Tetratrichomonas, Trichomitus, Pentatrichomonas, Histomonas, Dientamoeba, Hexamastix, Proteromonas.</i></p>	<p>Hay 450 especies. Habitan en insectos, vertebrados, o en vida libre. Flagelados anaeróbicos, simbiontes obligados del tracto digestivo o parásitos. Cuentan con cuatro o más flagelos. Sin mitocondrias diferenciadas; aparato de Golgi y filamento asociado al cuerpo basal. No forman quistes.</p>	<p>Reproducción mayormente asexual por mitosis. La reproducción sexual se da en fusión celular de gametos haploides (Čepička <i>et al.</i>, 2016).</p>

Tabla 4 continuación: **Descripción de géneros protozoarios de interés veterinario, de acuerdo a su clasificación actual**

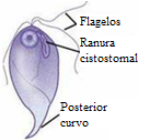
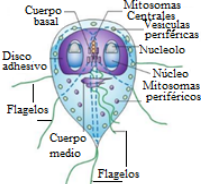
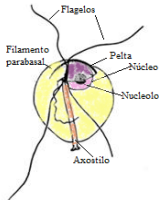
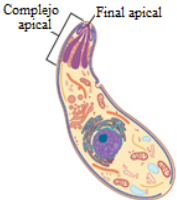
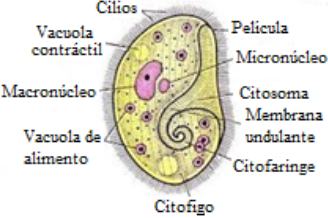
Filo parasitario	Géneros	Características	Tipo de reproducción
<p>Fornicata</p>  <p>Modificado de (Mohamed, 2018)</p>	<p>Retortamonas, Chilomastix, Spirotrunculus, Caviomonas y Enteromonas.</p>	<p>La mayoría comensales, no patógenos o parásitos digestivos de mamíferos, reptiles, aves, insectos; también de vida libre. Carecen de mitocondrias, tienen orgánulo con membranas, una cinétida con dos cinetosomas, un tubo citofaringeo, un núcleo celular; forman quistes y cuentan con 3 o 4 flagelos.</p>	<p>Reproducción asexual por fisión binaria.</p>
<p>Metamonada</p>  <p>Modificado de (Kotovich, 2018)</p>	<p><i>Giardia</i>.</p>	<p>Anaeróbicos, flagelos en grupos de 4 o cuerpos basales asociados a un núcleo o un cariomastigote y carecen de mitocondrias.</p>	<p>Reproducción asexual, replicación por fisión binaria.</p>
<p>Preaxostyla</p>  <p>Elaboración propia</p>	<p><i>Monocercomonoides</i></p>	<p>Simbióticos o parásitos de animales, flagelados amitocondriales, con presencia de preaxostilo, fibra que conecta centrosomas con axostilo.</p>	<p>Reproducción asexual por fisión binaria.</p>
<p>Apicomplexa</p>  <p>Modificado de (Smith-Calderas y Herren, 2018)</p>	<p><i>Eimeria</i>, <i>Cystispora</i>, <i>Cyclospora</i>, <i>Cryptosporidium</i>, <i>Sarcocystis</i>, <i>Neospora</i>, <i>Frenkelia</i>, <i>Toxoplasma</i>, <i>Lankesterella</i>.</p>	<p>Todos son parásitos de animales y humano, carecen de órganos de locomoción, movimiento mediante flexión del cuerpo, tienen un complejo apical que permite la entrada en la célula del huésped; su alimentación es por disolución en fase acuosa.</p>	<p>Alternancia de reproducción sexual por singamia y asexual.</p>

Tabla 4 continuación: Descripción de géneros protozoarios de interés veterinario, de acuerdo a su clasificación actual

Filo parasitario	Géneros	Características	Tipo de reproducción
<p>Ciliophora</p> 	<p><i>Balantidium, Buxtonella, Nyctotherus.</i></p>	<p>Poseen una infraciliación y cilios en la superficie al menos una vez en su ciclo vital, sus núcleos son dimorfos y su alimentación por citosoma.</p>	<p>Reproducción asexual por fisión binaria transversa. Reproducción sexual por conjugación.</p>

Modificado de (Shah, 2018)

Fuente: Obtenido de Taylor et al. (2016), Berenguer (2007).

2.4.2. Infecciones digestivas ocasionadas por protozoarios

Los protozoos establecen simbiosis con una amplia gama de organismos, como: vertebrados, invertebrados acuáticos, plantas, musgos, algas y otros protozoos (Sleigh, 2001). Son la mayor causa de enfermedades infecciosas en el mundo, y muchos de estos patógenos presentan potencial zoonótico de forma natural (Castro, 2010). Los protozoarios que afectan a los animales domésticos y silvestres pueden ser patógenos graves que afecten su salud, e incluso representen una amenaza para las especies debido al desarrollo de distintos cuadros clínicos o la muerte del hospedador (Rodríguez-Vivas *et al.*, 2005).

La infección ocasionada por protozoarios varía de acuerdo a la especie y la resistencia del huésped, puede ser asintomática o de alta letalidad; algunos protozoos son considerados comensales, por obtener del hombre un hábitat idóneo donde vivir y multiplicarse, pero cuentan con cierto grado de dependencia con su hospedador, ya que en condiciones naturales no sobrevivirían (Berenguer, 2007). Las infecciones por protozoarios digestivos tienden a mostrar cronicidad y son capaces de resistir a desinfectantes como el hipoclorito de sodio y de desarrollar resistencia a diversos tratamientos farmacológicos; además han desarrollado características para evadir a los mecanismos de defensa del huésped y han modificado la presentación de antígenos y funciones inmunoregulatoras de las células dendríticas; adicionalmente, algunos se han adaptado a los mecanismos de apoptosis celular del huésped, para su supervivencia, y muchos resisten la muerte en el fagolisosoma posterior a la fagocitosis por los macrófagos e incluso pueden reproducirse en su interior (Álvarez, 2006).

La ocurrencia de infección por protozoos entéricos e intensidad, son probables y más severas en individuos con una pobre condición física, y la infección resulta en un mayor deterioro del hospedero (Beldomenico y Begon, 2010). El monitoreo de las cargas parasitarias en una población hospedera a lo largo del tiempo, permite evaluar el impacto de actividades diversas (e. g., antrópicas) y de factores ambientales sobre la salud poblacional, debido a que el estrés crónico afecta negativamente el sistema inmunológico de los animales y puede incrementar las cargas parasitarias (Oppliger *et al.*, 1998); además la concentración de huevos o quistes de parásitos es un parámetro importante en la epidemiología (Mes *et al.*, 2007).

2.4.2.1. Factores ambientales, diversidad e incidencia de protozoos

Los parámetros medioambientales y fisicoquímicos proveen condiciones determinantes para la presencia de protozoarios en el medio; los quistes pueden sobrevivir por largos periodos a condiciones extremas de temperatura, presión, humedad, altitud, radiación solar y contaminantes gaseosos, pero

su supervivencia depende de sus características morfofisiológicas, condiciones micrometeorológicas, físicoquímicas y de interacción de estos parámetros (Rivera *et al.*, 1988).

El cambio climático puede alterar las tasas de supervivencia de los quistes y ooquistes parasitarios, como los cambios en la hidrología regional y local, que pueden alterar su distribución y el riesgo de exposición humana y animal, debido a que ambos se pueden localizar en aguas superficiales (Betancourt, 2011). Los entornos alterados y con biodiversidad reducida, brindan un mayor riesgo de enfermedad, puesto que algunas especies con gran capacidad de adaptación actúan como reservorio, tienen un crecimiento poblacional sin competencia de especies similares y se pierde el “efecto de dilución” de la infección con otras especies, ocasionando un índice de transmisión y prevalencia de infecciones alta (OIE, 2015). Es imprescindible contrarrestar el deterioro de los ecosistemas, evitando cambios drásticos en los ambientes naturales, puesto que algunos factores como la desecación y contaminación de los cuerpos de agua, la alteración de los ecosistemas por efectos antropogénicos, la introducción de especies exóticas de plantas, vertebrados e invertebrados, llevan consigo especies no nativas de protozoos, amenazando la microbiota actual, acarreamo consecuencias como la extinción de varias especies (Mayén-Estrada, 2016).

La diversidad e incidencia de protozoos se ve favorecida por factores como: suelos desnudos, velocidad alta del viento, temperatura alta, el desarrollo urbano y rural, la temporada del año, siendo en primavera y verano cuando su diseminación en el ambiente se ve aumentada; así también como por la especie, pues algunas pueden estar mejor adaptadas para sobrevivir en el aire, lo que les permite colonizar ciertos hábitats; al contrario, la incidencia se ve disminuida por la proximidad de complejos industriales, la contaminación ambiental (O₃, CO₂ y SO₂) e inversiones térmicas (Rivera, 1992).

Los géneros y especies de protozoarios entéricos de interés clínico incluyen a: *Entamoeba histolytica*, *Enteromona homini*, *Iodamoeba buetschli*, *Dientamoeba fragilis*, *Endolimax nana*, *Balantidium coli*, *Blastocystis spp.*, *Chilomastix mesnili*, *Retortamonas intestinalis*, *Giardia duodenalis*, *Cyclospora cayetanensis*, *Eimeria magna*, *Neospora caninum*, *Cystoisospora belli*, *Sarcocystis sp.* y *Cryptosporidium parvum*; y son representados en la Tabla 5.

Los protozoarios entéricos de interés clínico cuentan con características morfológicas, patológicas y signología clínica particulares, así como un ciclo de vida, transmisión y método diagnóstico dependiente de la especie, por lo que se han descrito de forma general en la Tabla 6.

Tabla 5: Representación de los principales géneros de protistas entéricos de importancia clínica

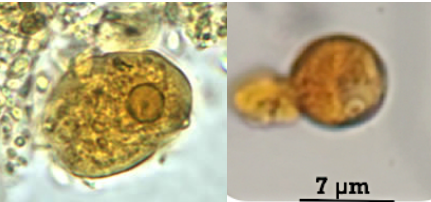

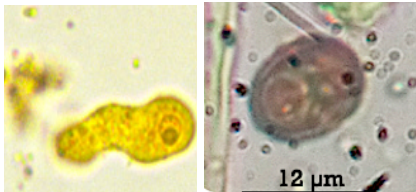
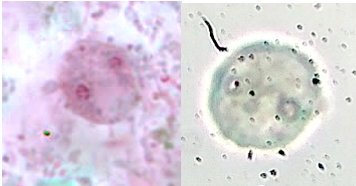

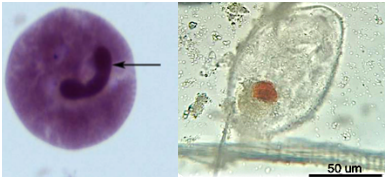
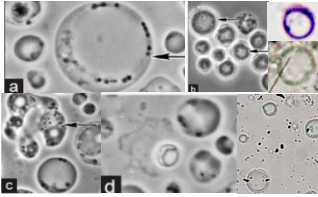
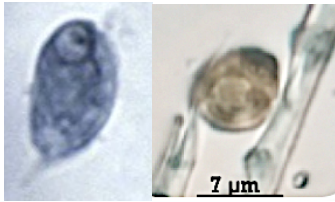
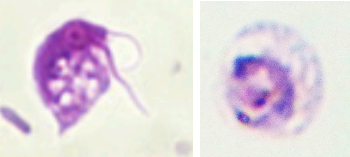
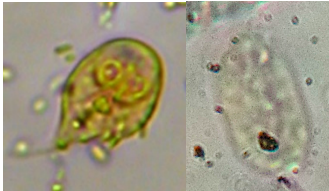
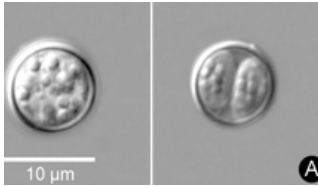
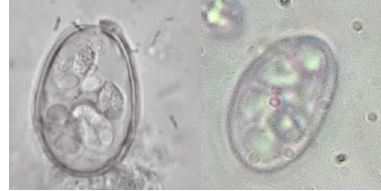
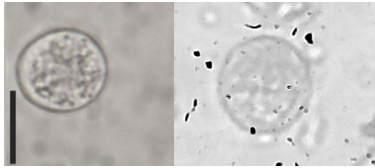
Protostas entéricos de importancia clínica			
<p>a) <i>Entamoeba histolytica</i>: Trofozoito y quiste, tinción con lugol</p>	<p>b) <i>Enteromona homini</i>: Trofozoito, tinción protargol y Ziehl Neelsen</p>	<p>c) <i>Iodamoeba buetschli</i>: Trofozoito y quiste, tinción lugol</p>	<p>d) <i>Dientamoeba fragilis</i>: Trofozoito, tinción tricrómica y lugol</p>
			
<p>Fuente: Obtenido de HHS (2018) y foto propia.</p>	<p>Fuente: Obtenido de Čepička, (2008).</p>	<p>Fuente: Obtenido de Lagana (2010) y foto propia.</p>	<p>Fuente: Obtenido de CDC (2019) y foto propia.</p>
<p>e) <i>Endolimax nana</i>: Quiste en fresco (microscopía diferencial de contraste) y tinción con lugol</p>	<p>f) <i>Balantidium coli</i>: Quiste tinción Ziehl Neelsen (flecha); trofozoito en lugol</p>	<p>g) <i>Blastocystis spp.</i>: a) vacuolar, b) granular, c) ameboidea y d) quística</p>	<p>h) <i>Chilomastix mesnili</i>: Trofozoito y quiste, tinción tricrómica</p>
			
<p>Fuente: Obtenido de MCD (2009) y foto propia.</p>	<p>Fuente: Obtenido de Unzaga y Zonta (2018) y foto propia.</p>	<p>Fuente: Obtenido de Fuentesnebro (2017) y fotos propias.</p>	<p>Fuente: Obtenido del sitio K-State (2005) y foto propia.</p>
<p>i) <i>Retortamonas intestinalis</i>: Trofozoito, tinción Giemsa y quiste, tinción tricrómica</p>	<p>j) <i>Giardia duodenalis</i>: Trofozoito y quiste, tinción lugol</p>	<p>k) <i>Cyclospora cayatanensis</i>: Ooquiste no esporulado, (A) esporoquistes inmaduros</p>	<p>l) <i>Eimeria spp.</i>: Ooquiste esporulado en fresco</p>
			
<p>Fuente: Obtenido de Lagana (2010) y foto propia.</p>	<p>Fuente: obtenido de Gómez Calderín (2018) y foto propia.</p>	<p>Fuente: Obtenido de Centers for disease control and prevention (2013).</p>	<p>Fuente: Obtenido de Razavi, et al., (2010) y foto propia.</p>

Tabla 5 continuación: **Representación de los principales géneros de protozoarios intestinales de importancia clínica**

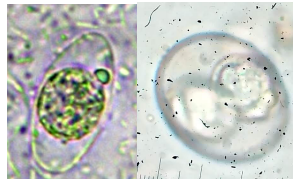
Protostas entéricos de importancia clínica

m) *Neospora caninum*: Ooquiste no esporulado en fresco (escala 10µm)



Fuente: Obtenido de Perrucci et al. (2017) y foto propia.

n) *Cystoisospora belli*: Ooquiste en fresco y ooquiste, tinción con lugol



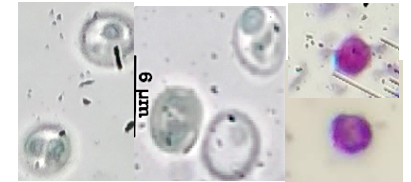
Fuente: obtenido de Gómez-Calderín (2018) y foto propia.

o) *Sarcocystis sp.*: Ooquiste inmaduro en solución salina



Fuente: obtenido de Holguin-Rios (2018) y foto propia.

p) *Cryptosporidium* spp. en fresco y tinción Ziehl Neelsen



Fuente: fotos propias.

Tabla 6: Descripción de principales protozoos de interés clínico

Rizópodos				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Entamoeba</i>	Anaerobio con forma ameboide. Cuenta con cuatro grupos: <i>Histolytica</i> , <i>Coli</i> , <i>Bovis</i> y <i>Gingival</i> . <i>Histolytica</i> . Un núcleo con endosoma central, pocos gránulos de cromatina dispersos; quiste maduro con 4 núcleos. <i>Coli</i> . Trofozoito de 15-40 µm, con un núcleo y levaduras. Quiste de 10-35 µm, esférico y doble pared retráctil; inmaduro: con uno, dos o cuatro núcleos y una vacuola central; maduro: ocho núcleos. Distribución cosmopolita, mayor prevalencia en climas cálidos y tropicales. Más frecuente que <i>Entamoeba histolytica</i> por su capacidad para sobrevivir en ambientes de putrefacción y desecación (Unzaga y Zonta, 2018). <i>Bovis</i> . Tamaño de endosoma del núcleo varía y anillo fino de gránulos; quistes maduros con un núcleo. <i>Gingival</i> . Núcleo con endosoma central y un anillo de pequeños gránulos periféricos; sin quiste (Taylor <i>et al.</i> , 2016).			El “complejo Entamoeba”, tiene convergencia morfológica que requiere herramientas diagnósticas sofisticadas (biología molecular) para llegar a definir especie de estudio (Sard, 2011).
<i>Entamoeba Histolytica</i>	Trofozoito de 12-30 µm, núcleo teñido con endosoma central y anillo de pequeños gránulos periféricos; quistes de 10-12 µm con cuatro núcleos, cromatina en forma de varilla con extremos redondeados (Taylor <i>et al.</i> , 2016).	Infecta tracto gastrointestinal de mamíferos. Signos: debilidad, anorexia, deshidratación y diarrea severa; lesiones hepáticas; intestino: edema, hiperemia y engrosamiento de mucosa, úlceras superficiales, necrosis focal secundaria y granulomas; (Kokan <i>et al.</i> , 2001).	División de trofozoitos por fisión binaria. Humano: fuente de infección primaria. Por contaminación de fuentes de agua o alimenticias, aerosoles (Kokan <i>et al.</i> , 2001).	Microscopía-concentración parasitaria: trofozoitos en heces frescas. Coproparasitológico seriado. Evaluación serológica, de hemaglutinación o inmunofluorescencia (Kokan <i>et al.</i> , 2001).
<i>Iodamoeba</i>	Trofozoito de 12-15 µm. Movimiento por pseudópodos, membrana nuclear fina, núcleo no visible sin tinción, cariosoma grande, redondo, central, gránulos acromáticos; citoplasma vacuolado, bacterias, levaduras. Quiste esférico o elíptico de 10-12 µm; cariosoma grande, excéntrico; masa de glucógeno compacta en citoplasma, >50 % del quiste (Sard, 2011).	Distribución cosmopolita, no patógeno, no requiere tratamiento. Indicador de contaminación fecal. Más común en cerdos que en humanos (Sard, 2011).	Infección en humano, primate y cerdo por contaminación fecal-oral, ingesta de alimentos, agua u otros, contaminados. Desenquista en intestino delgado, libera trofozoitos, llegan a intestino grueso, reproducción por fisión binaria, enquistan para salir en heces (Unzaga y Zonta, 2018).	Observación directa, preparación húmeda: núcleo voluminoso, citoplasma granuloso; técnica de enriquecimiento (flotación, sedimentación) y tinción temporaria (lugol): vacuola pardo intenso; o permanente: hematoxilina-férrica, tricrómica (Unzaga y Zonta, 2018).
<i>Endolimax</i>	Trofozoito 8-10 µm. Movimiento por pseudópodos cortos. Sin tinción: cariosoma grande e irregular.	Distribución cosmopolita. No patógeno, predisposición a infección con otros enteroparásitos. Se ha observado en apéndice, procesos cutáneos y artritis reumatoide (Sard, 2011).	Ingesta de quistes maduros o contaminación fecal-oral.	Técnica inmunológica y molecular; eliminación intermitente: estudio seriado, técnica directa con solución salina o con concentración. Tinción: lugol o permanente. Citoplasma amarillento y núcleo negruzco, cariosomas visibles (Sard, 2011).
<i>Endolimax nana</i>	Citoplasma granular y vacuolado, con bacterias, inclusiones. Quiste elíptico 6-8 µm; maduro: 4-8 núcleos. Núcleo excéntrico (Sard, 2011).		Trofozoitos en muestras diarreicas y quistes en formadas (Sard, 2011).	

Tabla 6 continuación: **Descripción de principales protozoos de interés clínico**

Flagelados				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Enteromonas</i>	Trofozoito piriforme u oval, de 4-10 por 3-6 μm , con tres flagelos anteriores cortos y uno posterior; quiste oval a redondeado de 6-8 por 4-6 μm ; dos núcleos en cada polo celular (Unzaga y Zonta, 2018).	Considerado no patogénico; no requiere tratamiento farmacológico. Cosmopolita, con prevalencia baja en hombre. Fuente de infección: hombre y otros primates (Unzaga y Zonta, 2018).	Exquistación en intestino delgado y liberan trofozoitos, se reproducen por fisión binaria, se enquistan y salen en heces para reiniciar ciclo biológico (Unzaga y Zonta, 2018).	Coproparasitoscópico directo por concentración parasitaria, frotis teñido con lugol, o tinciones permanentes (hematoxilina férrica); para identificar trofozoitos o quistes en heces (Unzaga y Zonta, 2018).
<i>Dientamoeba</i>	Trofozoito con pseudópodos y tendencia a reducción de flagelos, 5-12 μm , frágil, se desintegra rápidamente en heces o agua. Citoplasma diferenciado en ecto y endoplasma, con un pseudópodo, vacuolas y de uno a dos núcleos. Membrana nuclear sin cromatina periférica; cariosoma excéntrico 4-8 gránulos (Sard, 2011).	Cosmopolita; asintomático o: dolor abdominal, diarrea persistente, tenesmo, anorexia, flatulencias, eosinofilia. Lesiones de acuerdo a duración (una semana - dos años) y gravedad: úlceras, fibrosis de mucosa (Sard, 2011).	Fuente de infección: hombre. Predisposición: sexo masculino e infantes. No forman quistes en su ciclo de vida; poco probable la transmisión fecal-oral, mecanismo de transmisión es un debate. Parasita intestino grueso, ciego y colon (Sard, 2011).	Directo, por observación directa o con tinción, de trofozoitos en heces frescas o conservadas con PVA o SAF (Sard, 2011).
<i>Chilomastix</i>	Trofozoito 6-20 μm por 3-10 μm . Piriforme, surco espiral, núcleo esférico en medio de polo anterior, cariosoma definido. Quiste 7-10 μm por 4.5-6 μm ; pared gruesa, forma de pera o limón, extremo ancho y redondeado, y otro cónico y romo. Citoplasma separado por pared quística (Núñez, 2001).	Comensal inocuo, no produce alteraciones patológicas. Trofozoito vive en el ciego y vive a expensas de bacterias entéricas (Núñez, 2001).	Trofozoito se multiplica por fisión binaria. Contaminación fecal-oral. En heces líquidas: trofozoitos; semiformadas: quistes y trofozoitos. Hospedero ingiere quistes, desenquistan y dan lugar a trofozoito, que se volverá a implantar en intestino grueso y a reproducirse (Núñez, 2001).	Coproparasitoscópico directo, o por métodos de concentración Ritchie o Faust - muestreos seriados (Núñez, 2001).
<i>Retortamonas</i>	Trofozoito oval o piriforme, 4-9 μm por 3-4 μm , tiene dos flagelos, uno anterior largo y otro recurrente. Núcleo en región anterior, cerca del punto de inserción de flagelos (CDC, 1998).	No frecuente. Comenzal, no patógeno, no produce enfermedad. Se encuentra preferentemente en climas cálidos (CDC, 1998).	Ingesta de quistes o trofozoitos en alimentos, agua o por fomites. Infección y reservorio: hombre y otros primates. Quistes y trofozoitos liberados en heces; colonizan y replican en intestino grueso (CDC, 1998).	Identificación coproparasitoscópica de quistes o trofozoitos o frotis teñido (CDC, 1998).

Tabla 6 continuación: Descripción de principales protozoos de interés clínico

Flagelados, continuación				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Giardia</i>	Distribución mundial. Gran variedad de hospedadores, generalmente por interacción animales silvestres-domésticos-humanos; fauna silvestre puede actuar como amplificador (Otranto <i>et al.</i> , 2015). Se conocen al menos 10 especies. Trofozoitos: cuerpo simétrico elipsoidal, 12-15 µm por 5-9 µm; región dorsal convexa y disco succionador en ventral; dos núcleos anteriores, dos axostilos, ocho flagelos en 4 pares (Taylor <i>et al.</i> , 2016).	Giardiasis (OMS, 1995) Causa diarrea autolimitante, o signos crónicos y alérgicos. Exquistación- adhesión a pared intestinal, moco, atrofia vellosidades e hiperplasia de criptas; malabsorción, maldigestión e hipermotilidad (Kokan <i>et al.</i> , 2001).	Humano principal fuente de infección. Ingesta de quistes, por contaminación de agua y alimento. Diez quistes: infección. Trofozoitos no resisten medio ambiente; Quistes sobreviven semanas en piso, heces, y agua a 4-8°C; no resisten desecación, irradiación ultravioleta, congelación o > 20°C (Kokan <i>et al.</i> , 2001). Ciclo de vida directo. Trofozoito se divide por fisión binaria. Intermitentemente se enquistan para salir del huésped por heces (Taylor <i>et al.</i> , 2016).	Detección de trofozoitos, quistes o antígenos de <i>Giardia</i> en heces o intestino (Taylor <i>et al.</i> , 2016).
Ciliados				
<i>Balantidium</i>	Mas grande que afecta al hombre. Trofozoito oval piriforme de 40 a 150 µm por 25 a 100 µm. Superficie cubierta por cilios en filas, citosoma anterior y citopigio posterior. Dos núcleos: macronúcleo, arriñonado y micronúcleo, redondo y pequeño. Quiste oval o esférico, de 40 a 60 µm, doble membrana gruesa (Unzaga y Zonta, 2018).	Predispone: malnutrición inmunocompromiso. Invade ciego, colon ascendente, apéndice; hígado, pulmón y aparato genitourinario. Asintomático, o: diarrea intermitente, acuosa o sangre, dolor abdominal, pérdida de peso. Crónico: anorexia, náuseas, vómito, deshidratación, cólicos. Fulminante: úlceras, perforación intestinal, peritonitis, apendicitis, infiltración linfocitaria, hemorragia e infección secundarios (Unzaga y Zonta, 2018).	Hombre resistencia natural. Contaminación fecal oral, quiste se elimina en heces y resiste al medio ambiente, la ingestión libera un trofozoito y llega a intestino grueso, se alimenta por fagocitosis a través del citosoma. Multiplicación asexual por fisión binaria transversal y sexual por conjugación (Unzaga y Zonta, 2018).	Estudio coproparasitológico directo, observación de quistes o trofozoitos; o inmunofluorescencia cuando existe invasión tisular (Unzaga y Zonta, 2018).

Tabla 6 continuación: **Descripción de principales protozoos de interés clínico**

Esporozoos				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Cyclospora</i>	<i>C. cayeanensis</i> en humano, no se conocen reservorios. Ocasionalmente quistes en heces de animales. Ooquiste esporula en medio ambiente después de días o semanas a 22 a 32° C (CDC., 2013).	Cosmopolita, regiones tropicales y subtropicales. Incubación una semana, asintomático en regiones endémicas; sintomática: diarrea líquida, disentería, pérdida de peso, dolor de cabeza y fiebre. Infecciones no tratadas reinciden 10 a 12 semanas (CDC., 2013).	Ingesta de ovoquistes esporulados, por contaminación fecal-oral o alimentos contaminados con heces. Desenquista en tracto gastrointestinal - libera esporozoitos - invade intestino delgado - ooquiste sale en heces (no infectivo). Transmisión directa poco probable. En células: multiplicación asexual (CDC., 2013)	Cultivo en medios de transporte. Intermitente y número pequeño, ideal muestra de 3 días, microscopía directa, concentración y tinción ácido alcohol resistente Biología molecular, fluorescencia UV, interferencia de contraste (CDC., 2013).
<i>Eimeria</i>	Afecta a animales jóvenes entre 2 semanas y 8 meses de edad y bajo estrés, en un clima húmedo (Rossanigo, 2007).	Inflama, engrosa paredes y edematiza: íleon, ciego y colon; hemorragia de mucosa. Atrofia microvellosidades, diarrea, malabsorción, coágulos, debilidad, mucus, inapetencia, deshidratación, anemia, hipoproteinemia y muerte. Intestino delgado: placas gruesas, blancas y opacas, ooquistes (Rossanigo, 2007).	Ingesta de ooquistes en agua, alimentos. Ciclo de vida continuo, más del 70 % en intestino delgado. Se reproducen en yeyuno e íleon, y en 16 días invaden intestino grueso. A 21-28 días, se eliminan ooquistes en heces, que por ingesta comienza el ciclo en otro huésped (Rossanigo, 2007).	Aislamiento y confirmación microscópica con tinciones; PCR (Rossanigo, 2007).
<i>Neospora</i>	Estados infectantes: taquizoito, quiste tisular y ooquiste. Taquizoito: semilunar, 6 x 2 µm. Quiste: redondo u oval, 50-107 µm y pared de 0.6-4 µm. No esporulados en heces de huésped definitivo. Esporulan en medio ambiente: 2 esporocistos elípticos, 4 esporozoitos.	Huésped definitivo: perro, coyote, dingo y lobo; Cánidos: parálisis de tren posterior y afección del sistema nervioso central; Bovinos: abortos. Vida intracelular con ciclo heteroceno (Morales-Salinas, 2016).	Horizontal: consumo de taquizoitos o quistes tisulares, en agua o alimentos contaminados con ooquistes esporulados. Vertical: congénita o transplacentaria. Huésped intermediario: bovinos, caprinos, ovinos, ciervos y búfalos. Esporulados: quistes tisulares. Ciclo se completa por consumo de carne contaminada (quistes, u ooquistes) (Morales-Salinas, 2016).	Métodos directos o indirectos. Histopatología, inmunohistoquímica, PCR, coproparasitológico, inmunofluorescencia, aglutinación y ensayo inmunoenzimático. Definitivo: aislar de tejidos infectados o bioensayos con ratones (Morales-Salinas, 2016).

Tabla 6 continuación: **Descripción de principales protozoos de interés clínico**

Esporozoos				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Cystoisospora</i>	Ooquistes largos y ovalados de 20 a 33µm x 10 a 19 µm. Pared lisa, delgada e incolora; polo angosto, con microporo. Ooquiste inmaduro con masa celular granular en centro; esporulado con dos esporoquistes circulares de 12 a 14 µm y 4 esporozoitos cada uno. Quistes muy resistentes, viables por meses en ambientes frescos y húmedos (Farga-Martí, s.f.).	Distribución mundial, regiones subtropicales y tropicales. Incubación 7-10 días; Infección intestinal: diarrea crónica, pérdida de peso, malabsorción, y mialgia. Elimina ooquistes 2-3 semanas. Autolimitante en inmunocompetentes (Farga-Martí, s.f.).	Fecal-oral por ingesta de agua y alimentos contaminados. Libera esporozoitos en intestino delgado y penetran por mucosa intestinal del duodeno distal y yeyuno proximal, se desarrollan en trofozoitos. Endodigenia de esquizontes para formar merozoitos, invaden células repitiendo multiplicación. Ooquistes, eliminados en heces y madurados en 2-3 días en exterior (Farga-Martí, s.f.).	Coproparasitoscópico directo o por concentración. Presencia de ooquistes. Es ácido alcohol resistente. Tinción de Kinyoun o auramina, Ziehl Neelsen modificada (Farga-Martí, s.f.).
<i>Sarcocystis</i>	Esporoquistes de 12 a 16 por 7.6 a 10.8 µm. Resistentes a condiciones medioambientales. Periodo de excreción muy prolongado (meses) y carnívoros se pueden reinfectar, por inmunidad mínima a la etapa sexual.	Aves y artrópodos contribuyen a propagación. Infecta músculo e intestino. Signos clínicos: infonodos aumentados, anorexia, disminución de peso, anemia, fiebre, ataxia, salivación, intranquilidad, aborto. Necropsia: mucosas y vísceras pálidas, petequias en serosas, linfadenopatía generalizada (Lucas, 2013).	Transmisión fecal oral y consumo de carne infectada. Fase sexual: huésped definitivo ingiere carne infectada. Exquistación, merozoitos penetran intestino delgado: carnívoros eliminan ooquistes o esporoquistes en heces. Asexual: huésped intermediario herbívoro ingiere esporoquistes de suelo, materia vegetal, etc. Esporozoitos abandonan intestino, multiplican en sangre y penetran músculo. Vacuola parasitófora: pared quística (Fayer <i>et al.</i> , 2015).	Quistes macroscópicos o cortes histológicos. Detección de anticuerpos. En huéspedes definitivos carnívoros: esporoquistes en heces. Técnica de flotación en sulfato de zinc (Fayer <i>et al.</i> , 2015).
<i>Cryptosporidium</i>	Acuático. Se conocen 30 especies, 14 zoonóticas. Ooquiste esférico u oval de 3-6 µm, si es maduro tiene 4 esporozoitoz cada uno. Prevalencia escasa en carnívoros silvestres (Fletcher, 2012).	Infección autolimitada; distribución mundial. Afecta a una gran cantidad de animales y al humano. Signos: diarrea aguda a persistente, malabsorción, absceso hepático y dolor abdominal (Fletcher, 2012).	Transmisión vía directa, mediante ingesta de ooquiste eliminado en heces del huésped. El ooquiste libera cuatro esporozoitos que invaden enterocitos (intestino delgado), se convierten en merozoitos y gametocitos, formando ooquistes resistentes al medio ambiente (Fletcher, 2012).	Tinción Ziehl Neelsen modificada, PCR. (Fletcher, 2012).

Tabla 6 continuación: **Descripción de principales protozoos de interés clínico**

Chromistas				
Género Especie	Características	Patología y signología	Ciclo de vida y transmisión	Diagnóstico
<i>Blastocystis</i>	<p>No es hongo ni protozoo. Trofozoito polimórfico.</p> <p>Vacuolar: Mas identificada, de 8 a 30 μm; vacuola central de 70 a 80% de la célula, comprime citoplasma y núcleos hacia periferia celular.</p> <p>Ameboidea: 5 a 40 μm, presente en muestras diarreicas, con uno o dos núcleos voluminosos y bordes indefinidos, pseudópodos cortos y gruesos.</p> <p>Granular: Poco frecuente. 10 a 60 μm; numerosos gránulos.</p> <p>Quiste: 5 a 8 μm; esférico o subesférico, pared gruesa y dos a cuatro núcleos (Unzaga y Zonta, 2018).</p>	<p>Único parásito del reino Chromista que infecta tracto gastrointestinal del hombre. Algunos asintomáticos, se puede comportar como oportunista en individuos con enfermedades crónicas.</p> <p>Importancia zoonótica por baja especificidad. Distribución cosmopolita, pero más en clima tropical o subtropical y poblaciones con deficiencias sanitarias. Cinco o más formas parasitarias en un campo de 400 aumentos, requiere tratamiento.</p> <p>Induce inflamación de la mucosa en íleon y colon, provocando dolor abdominal, vómitos y debilitamiento corporal. Se asocia a presencia de patógenos como <i>G. lamblia</i> (Unzaga y Zonta, 2018).</p>	<p>Quiste: infeccioso. Transmisión fecal-oral. Quistes en alimentos o agua contaminados con materia fecal, a ameboides o vacuolar en colon y recto sigmoideo; forma quistes y se eliminan en heces. Reproducción asexual por fisión binaria.</p> <p>Formas vacuolares y granulares, más frecuentes en niños (Unzaga y Zonta, 2018).</p>	<p>Trofozoitos o quistes en preparaciones húmedas, enriquecimiento; tinción (Iugol, Ziehl Neelsen, Hematoxilina férrica). Cuerpo central claro con halo citoplasmático amarillo tenue y núcleos oscuros (Unzaga y Zonta, 2018).</p>

2.5. Métodos y criterios para identificar y caracterizar protozoarios intestinales

La identificación de parásitos en la salud pública es de gran importancia, puesto que el diagnóstico de enfermedades parasitarias se basa en la correcta identificación de estos organismos en heces, mediante dos posibles métodos generales: los métodos directos que consisten en identificar los parásitos o sus productos de reproducción; y los métodos indirectos, que consisten en establecer un diagnóstico de probabilidad mediante la interpretación de las reacciones del hospedero (Martínez *et al.*, 2012). Los métodos directos pueden ser: examen directo en solución salina para reconocer protozoarios y helmintos, Baermann para extraer larvas, flotación de Sheather para concentrar ooquistes; y los métodos indirectos pueden ser: inmunohistoquímica para microsporidiosis, rayos X de abdomen para visualizar cambios en diagnóstico y resonancia magnética (Girard de Kaminsky, 2003). Otros métodos indirectos incluyen la técnica de inmunodetección de coproantígenos, que necesita la adición de múltiples reactivos, la elaboración de múltiples lavados y la espera de tiempos de incubación (Gárate, 2008), pero permiten la distinción de especies isomórficas del mismo género, como *Entamoeba histolítica-Entamoeba dispar* y no necesita equipo especial; pero se realiza individualmente el costo de los reactivos es elevado y requiere más de una muestra de heces recientes o congeladas para conseguir un resultado concluyente (Corripio, 2010). También incluye a la técnica de diagnóstico molecular, que requiere de equipo especial, es costosa, pero es muy precisa y puede ser utilizada como método diagnóstico de primera línea, ya sea PCR, PCR-Tiempo real, PCR-RFLPs o secuenciación; detecta el ADN del parásito y permite caracterizar especies, genotipos y sepas (Castro, 2014). Sin embargo, es muy sensible a la calidad y pureza del ADN extraído, el cual depende de la capacidad para lograr la ruptura de los quistes, debido a sus paredes gruesas, y también de algunos inhibidores de la PCR habituales en las heces, como polisacáridos o bilis (Paulos *et al.*, 2016). Algunas de las técnicas directas más usadas para el diagnóstico de parásitos intestinales son explicadas en los apartados siguientes.

2.5.1. Técnica de diagnóstico microscópico para detección de protozoarios intestinales

El diagnóstico convencional de parasitosis digestiva por protozoarios, es el etiológico, y este consiste en recobrar, identificar morfométricamente y demostrar las formas parasitarias, ya sea quistes, ooquistes o trofozoitos en un examen coproparasitoscópico, para determinar el proceso de infección o enfermedad (McHardy *et al.*, 2014). Estas técnicas pueden ser directas en fresco, o por concentración (Aquino *et al.*, 2012).

Este tipo de diagnóstico permite detectar poliparasitación, es decir, la detección de más de una especie; sin embargo, tiene poca sensibilidad y permite solo el diagnóstico de la infección patente, además requiere en muchas ocasiones de muestras seriadas (Gárate, 2008) y generalmente no es posible llegar a identificar la especie del parásito estudiado, así también requiere de un operador experto para diagnóstico, debido a que es operador-dependiente (McHardy *et al.*, 2014).

Es complicado realizar muestreo directo en animales silvestres, por lo que el método no invasivo más confiable para determinar la microfauna endoparasitaria por protozoarios en animales silvestres, es el estudio coproparasitoscópico (Liccioli *et al.*, 2015). Esta herramienta diagnóstica permite conocer si existen variaciones en la composición parasitaria, para ayudar a referenciar áreas, especies hospederas y parásitas asociadas en animales vivos y brinda conocimiento del estado de salud de las poblaciones silvestres, de las que resulta esencial contar con información parasitológica, y se sabe que es normal una leve a moderada carga parasitaria (Ezquiaga *et al.*, 2009).

2.5.1.1. Técnica directa para la observación parasitaria

La técnica directa para observación parasitaria es sencilla y económica, pero poco sensible (Aquino *et al.*, 2012). El examen en fresco en solución fisiológica de NaCl al 0.85 %, es útil para detectar trofozoitos de protozoos y otros estadios de diagnóstico de helmintos y protozoos, es útil realizar tinción temporal con solución de lugol, que colorea los trofozoitos y quistes (Girard de Kaminsky, 2003); sin embargo, para asegurar la viabilidad de la muestra debe analizarse antes de 30 minutos después de la deyección (Ash y Orihel, 2010).

2.5.1.2. Técnicas de concentración parasitaria

Para recuperar más formas parasitarias es ideal realizar técnicas coparasitológicas de enriquecimiento o concentración parasitaria, ya sea por sedimentación o flotación (Aquino *et al.*,

2012), ya que los quistes, ooquistes y trofozoitos suelen estar en escasa cantidad en las heces, por lo que son difíciles de detectar directamente en un frotis o preparaciones en fresco (Mergani *et al.*, 2014). Las técnicas de flotación permiten separar los elementos parasitarios del exceso de residuos por el uso de soluciones con elevada gravedad específica, se recuperan de la capa superficial y los residuos se van al fondo del tubo; al contrario, las técnicas de sedimentación permiten concentrar los quistes y ooquistes de protozoos a modo de sedimento, donde se pueden identificar quistes, huevos y larvas de helmintos, para que no pasen inadvertidos cuando están en escaso número, son fáciles de realizar y recuperan un amplio rango de organismos, pero contienen más residuos que los realizados por flotación (Navone *et al.*, 2005).

La técnica de flotación por Sheather es útil para separar, concentrar y recobrar de las heces ooquistes de *Isospora* spp., *Cyclospora* spp. y *Cryptosporidium* spp., pero para asegurar el diagnóstico es preferible procesar la muestra con otros métodos con coloración; la técnica de flotación por sulfato de zinc es útil para concentrar huevos de helmintos y quistes de protozoos cuando las infecciones son leves y no se detectan en preparaciones directas (Girard de Kaminsky, 2003).

La técnica de concentración por sedimentación de Ritchie se realiza por centrifugaciones sucesivas; el uso de éter y formaldehído permite liberar las formas parasitarias de las grasas, por disolución, y además fijarlas y conservarlas; tiene como ventaja que permite concentrar sin deformar la estructura parasitaria (Mergani *et al.*, 2014).

2.5.1.3. Técnicas de coloración

Hay diversos métodos de tinción para la coloración temporal y permanente de protozoos entéricos, y en este apartado se tocarán dos principales: la coloración con lugol y la tinción ácido resistente modificada. La tinción con lugol 1 % permite colorear de forma temporal a los trofozoitos y quistes de protozoos; de este modo se destacan como elementos nacarados translúcidos sobre el fondo lugol que impregna los elementos, la cromatina se destaca en el citoplasma pardo-amarillento y se puede distinguir el núcleo (Martínez *et al.*, 2012). Por su parte, la tinción ácido resistente modificada, evidencia los ooquistes de *Cryptosporidium* spp., *Isospora* spp. y *Cyclospora* spp. excretados por individuos infectados, se recomienda realizar una combinación de método de concentración seguido de coloración, sobre todo cuando se requiere diagnóstico epidemiológico o clínico de una infección temprana, de este modo, los ooquistes se observan redondos y uniformes teñidos de color rojo brillante, destacando en un fondo azul con las coloraciones adecuadas (Girard de Kaminsky, 2003).

3. HIPÓTESIS

Existe asociación entre la prevalencia de protistas entéricos en heces de *Canis latrans* de Samalayuca, y el hábitat, la estacionalidad y las categorías alimentarias.

4. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la asociación de la prevalencia de géneros de protistas entéricos en heces de *Canis latrans*, con el hábitat, la estacionalidad y las categorías alimentarias en Samalayuca.

4.1 Objetivos específicos

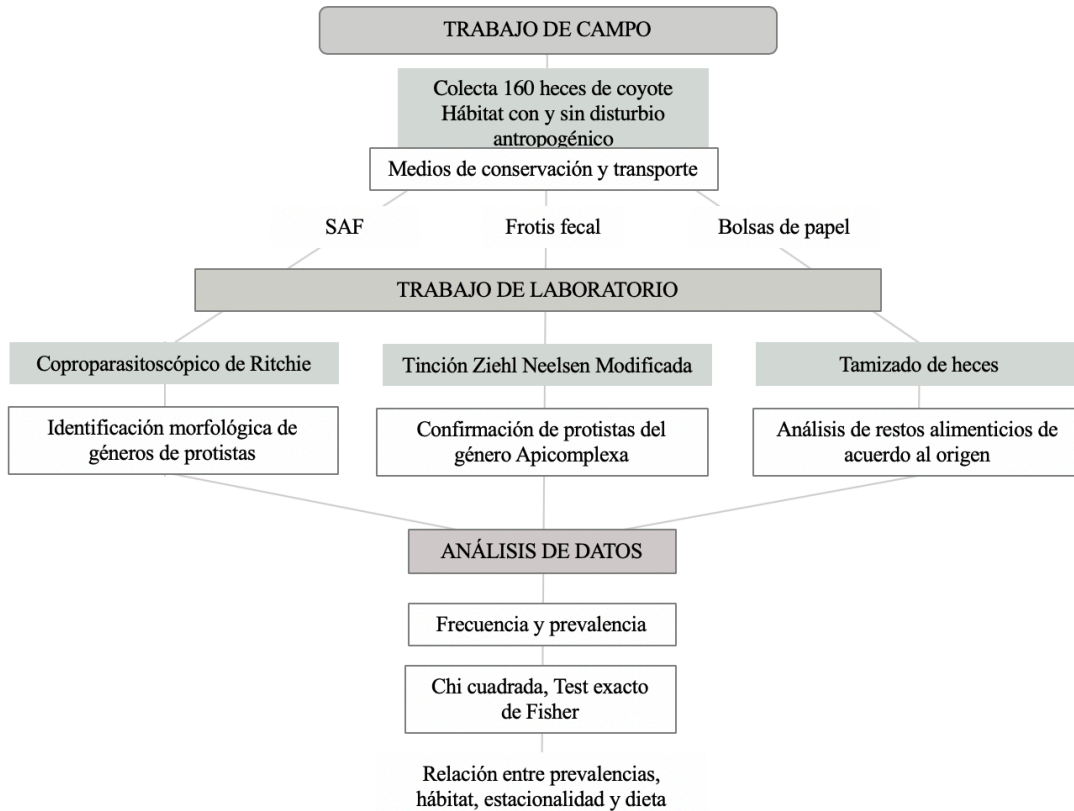
- Identificar los géneros de protistas entéricos y las categorías alimentarias a partir de las heces de coyote de Samalayuca.
- Estimar la prevalencia de los géneros de protistas entéricos de acuerdo al hábitat estudiado, la estación anual y las categorías alimentarias.
- Determinar la asociación entre la prevalencia de géneros de protistas entéricos en heces de coyote con el hábitat estudiado, la estacionalidad y las categorías alimentarias.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Métodos

Se diseñó un diagrama de flujo (Figura 8), que permite seguir las metodologías de campo y laboratorio para lograr los objetivos del proyecto, se dividió en tres etapas generales, que consistieron en el trabajo de campo, trabajo de laboratorio y análisis de datos, y cada apartado es detallado en las páginas siguientes.

Figura 8: Diagrama de flujo del trabajo de campo y laboratorio



5.1.1. Trabajo de campo

5.1.1.1. Área de estudio

El estudio se realizó al noreste del estado de Chihuahua, al suroeste del municipio de Juárez y en la provincia biótica denominada “Llanuras y Médanos del Norte” (CONANP, 2013). El muestreo de heces se llevó a cabo en la región Noroeste del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca y zona de transición, que forman parte del desierto Chihuahuense, se contó con permiso de colecta ante la Dirección General de Vida Silvestre y Secretaría del Medio Ambiente (Anexo 1), con números SGPA/DGVS/003086/18 y 09/k5-0598/02/19; y las coordenadas extremas de la región fueron: N:31°46'65”, W:106°61'68”; N:31°34'32” W:106°68'27”; N:°31'45”28 W:106°48'49” y N: 31°36'45” W:106°53'47.

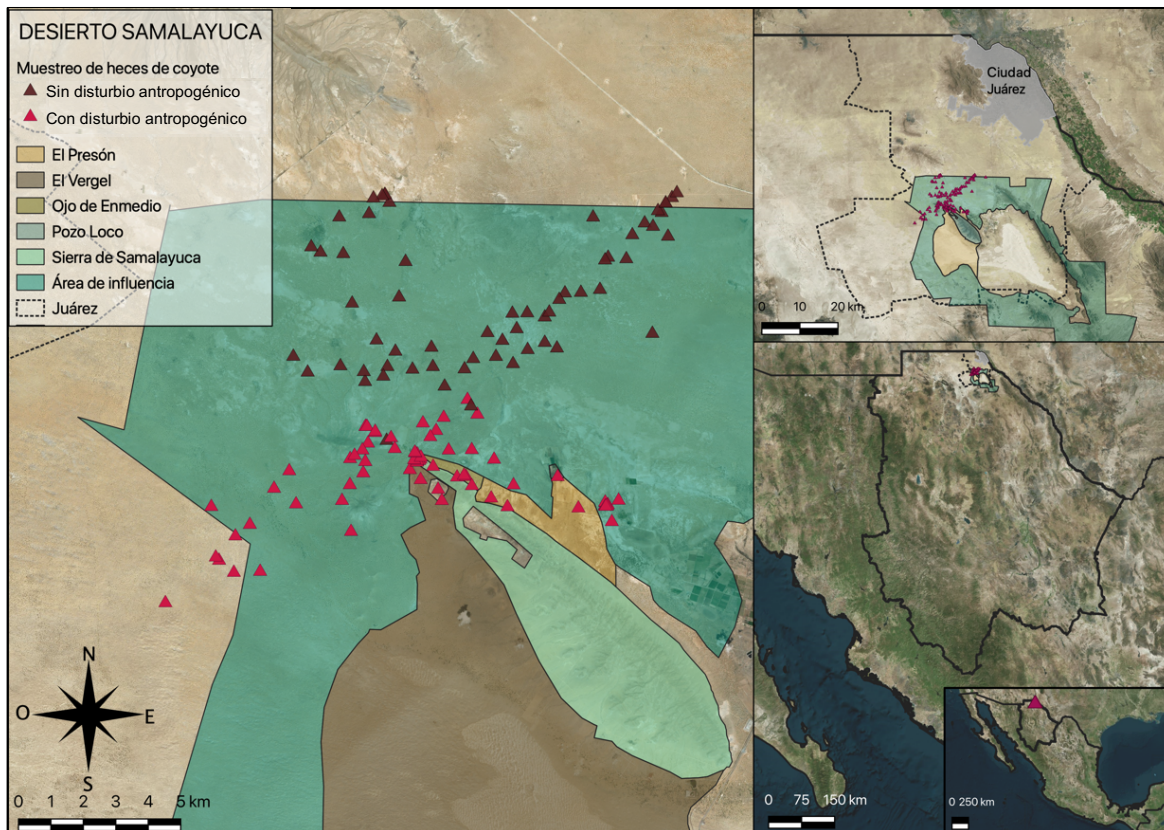
El área contó con una temperatura media anual de 19.2 °C (en el periodo 1981 al 2010), en un rango de promedios que oscilaron de 9.2 °C a 29 °C y la precipitación pluvial anual fue de 142.9 mm (periodo de 1981-2010) de acuerdo a la estación climatológica 8213 Juárez (DGE), Chihuahua (CONAGUA, 2018). En el periodo particular del estudio, la temperatura para la primavera osciló entre 15.2 y 24.5°C, para el verano entre 27.9 y 29°C, el otoño entre 12.7 y 24.8°C y el invierno entre 9.2 y 11.7°C.

El área para la recolecta de heces se definió con dos transectos cruzados, cada uno con longitud de 15 km y 5 km de ancho, estas dimensiones se fijaron de acuerdo al territorio promedio del ámbito hogareño del coyote en regiones similares (Hernández *et al.*, 1993). Los transectos se localizaron en senderos frecuentados por los coyotes, mediante observación de índices de presencia (Liccioli *et al.*, 2012), como avistamientos y vocalizaciones referidas por lugareños, avistamientos de huellas, heces e individuos, y datos de abundancia relativa de la especie (Rodríguez-Martínez, 2011). Para definir el área, se consideraron además las regiones con presencia de los tres manantiales de los predios Ojo de la Punta, Ojo de Enmedio y Ojo de la Casa y pendientes poco elevadas, ya que son las más frecuentadas por la especie en la zona (Rodríguez-Martínez, 2011).

Los transectos se caracterizaron en dos hábitats distintos, como hábitat con disturbio antropogénico (HCDA) y hábitat sin disturbio antropogénico (HSDA), de acuerdo a la presencia o ausencia de disturbios humanos con factores como: ruido, carreteras, construcciones (Cooperrider *et al.*, 1986; Gallina-Tessaro, 2011b), actividades económicas primarias y secundarias, como: agricultura, ganadería, aprovechamiento forestal y minería (INEGI, 2008). El HSDA se ubicó en el área sur, y el HCDA se ubicó en el área norte, el mapa se ilustra en la Figura 9.

Los caminos se recorrieron a pie y en coche para asegurar la inclusión de la mayor cantidad de muestras en el estudio (Niehaus *et al.*, 2011).

Figura 9: Mapa del Área de estudio en los predios Ojo de la Punta, Ojo de la Casa, Ojo de en Medio y zonas aledañas



Fuente: Elaboración propia, Qgis.

5.1.1.2. Periodo y población de estudio

Se trabajó durante el curso de un año de diciembre 2018 a noviembre 2019, asegurando la recolecta de 40 muestras fecales de coyote de Samalayuca de manera mensual en los dos hábitats estudiados, abarcando las 4 estaciones anuales: Primavera, Verano, Otoño e Invierno. El HSDA correspondió al 50.6 % de las muestras fecales; y HCDA se comprendió al 49.4 % de las muestras, con un total de 160 muestras durante la totalidad del estudio.

5.1.1.3. Criterios de selección de muestras, identificación y categorización

Las muestras seleccionadas cumplieron con las siguientes características: longitud mínima de 10 cm y diámetro de 2.5 cm, de forma cilíndrica, terminación con un mechón delgado y de características dependientes de su contenido: restos óseos, pelo o semillas, esto según los criterios de rastreo de huellas e identificación de excrementos descritos por Aranda (2012), lo que redujo al máximo el riesgo de colecta de heces de otras especies de mesocarnívoros en la región, como zorro rojo, lince o puma, así como de perros domésticos. Además, en el muestreo se consideraron únicamente las heces frescas, excluyendo las desecadas, líquidas o escasas, por su viabilidad para su identificación y para el estudio (Niehaus *et al.*, 2011).

Cada muestra fue fotografiada, georeferenciada, identificada con un número consecutivo de colecta, y registrada en una hoja de cálculo. Los hallazgos parasitarios se clasificaron en una tabla, de acuerdo al hábitat de muestreo: HCDA y HSDA; a la estación anual: primavera, verano, otoño o invierno; y a las categorías de alimentos consumidos.

5.1.1.4. Transporte y conservación de muestras

Las muestras obtenidas fueron almacenadas y conservadas en tres diferentes medios de manera simultánea estando en campo, en solución acético formolada al 5 % (SAF), frotis fecal y bolsas de papel, tomando las siguientes consideraciones:

De cada excreta, se seleccionó la porción interna y central, y se conservó en SAF en una relación 3:1 respecto a la muestra, para mantener la viabilidad estructural de los quistes y ooquistes de protozoarios; esta preparación representó un total del 20 % o 2 gramos de la muestra fecal homogenizada en 15 a 20 ml de SAF. La formulación para la SAF se describe en el Anexo 2. Una vez en el laboratorio, la muestra se destinó para el análisis coproparasitológico de Ritchie.

La segunda forma de conservación consistió en un frotis fecal directo, también realizado de la porción central interna de la muestra fecal y secando al aire; una vez en el laboratorio, la muestra se destinó para la tinción Ziehl Neelsen modificada (Galvan-Díaz *et al.*, 2008).

La tercera forma de conservación fue en bolsas de papel # 4, donde se depositó el 80 % restante de la muestra para posteriormente secar al sol durante tres días y analizar restos de categorías alimentarias mediante tamizado de las heces.

5.1.2. Trabajo de laboratorio: Análisis de muestras

Las muestras de heces se analizaron mediante tres procesos, cada uno dependiente de su método de conservación.

El trabajo de laboratorio se desarrolló en las instalaciones de la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, en los laboratorios de Genética Aplicada y de Ecología y Biodiversidad Animal. Se elaboró un análisis coproparasitoscópico para la identificación morfométrica de protistas entéricos, para ello, las muestras conservadas en la solución SAF se homogenizaron y concentraron mediante el método de Ritchie, como lo describe Botero y Restrepo (2008) y cuya síntesis se muestra en el Anexo 3. Los grupos parasitarios se identificaron en laboratorio mediante microscopía óptica, identificándolos hasta al nivel taxonómico más bajo posible de acuerdo a sus características morfológicas típicas (Ash y Orihel, 2010), usando material de referencia (Duszynski y Wilber, 1997; Kokan *et al.*, 2001; Taylor *et al.*, 2016). La identificación final de los protistas, a excepción de los del filo Apicomplexa, se realizó una vez teñida la muestra con lugol.

Se elaboró una tinción Ziehl Neelsen modificada para la identificación morfométrica y cromática de protistas entéricos del filo Apicomplexa, para ello se utilizó el frotis fecal, la técnica basada en la estandarización de técnicas descrita por la OMS (1992) y lo descrito por Botero y Restrepo (2008), cuyo proceso se muestra simplificado en el Anexo 4. Esta tinción se eligió por su variabilidad tintorial, sensibilidad y especificidad para facilitar la diferenciación de las estructuras de dichos protozoarios (Galvan-Díaz *et al.*, 2008). La muestra se observó al microscopio con objetivos 40 x y 100 x, para identificar a los géneros *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora* spp., *Cyclospora* spp., *Eimeria* spp., *Neospora* spp., y *Sarcocystis* spp., como esferas color rosa fuerte en un fondo azul (Vázquez-Martínez, *et al.*, 2012).

Se realizó también un tamizado de las heces con tamices de 1 y 2 mm (Anexo 5) para lograr identificar las categorías alimentarias a partir de restos alimenticios (Gallina, 2011a), como restos óseos, de pelo o vegetación, utilizando material de referencia para su determinación (Beisaw, 2013) y asesoría de

expertos. Durante este proceso se cuantificaron e identificaron los elementos para definir la frecuencia de ocurrencia de contenido de acuerdo al origen, en: mamíferos, aves, reptiles, vegetación o basura.

5.1.3. *Análisis de resultados*

En esta sección se detallan los métodos de análisis llevados a cabo para cada categoría estudiada, iniciando por las frecuencias de observación y prevalencias, y concluyendo con los análisis estadísticos para la evaluación de asociación de las variables.

5.1.3.1. Frecuencia de observación y prevalencia de protistas entéricos

Se calcularon las frecuencias de observación de cada categoría y género de protista entérico, considerando como valor el número total de positivos (n) para cada una de las categorías descritas, en cuanto al hábitat de muestreo: HCDA y HSDA; estación anual: primavera, verano, otoño e invierno; y de acuerdo también a las categorías alimentarias: mamífero, ave, reptil, vegetal y basura. La prevalencia (%) se calculó con la fórmula $(n/N) * 100$, como el producto de la división del total de positivos para cada categoría y cada género de protista entérico (n), entre el total de muestras estudiadas (N), multiplicado por 100, considerando para esto también, a cada hábitat de estudio, la estación anual y las categorías alimentarias.

5.1.3.2. Análisis estadístico

Se utilizaron los estadísticos Chi cuadrado, Test exacto de Fisher y determinación de Odds Ratio para la evaluación de la asociación entre la prevalencia de categorías (n= 5) y géneros de protistas entéricos (n = 16), con el hábitat (n = 2), las estaciones anuales (n = 4) y las categorías alimentarias (n = 5). Los estadísticos Chi cuadrado y test exacto de Fisher se utilizaron en conjunto para conocer la existencia de asociación estadística, incluyendo frecuencias teóricas inferiores a 5, y sumas desiguales de datos marginales; y el odds ratio se utilizó para conocer la probabilidad de que el evento ocurra en el grupo expuesto. Para lo anterior se usó el paquete estadístico SAS, y el procedimiento Proc Freq., con el siguiente diseño: 21 tablas de contingencia $n=1*21$ (hábitat $n=2$, estaciones anuales $n=4$, categorías alimentarias $n=5$).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este apartado se describen y discuten los resultados obtenidos del análisis de un total de 160 muestras de heces de coyote (*Canis latrans*) colectadas durante el periodo diciembre 2018 a noviembre 2019, para la obtención de prevalencias de protistas entéricos y su asociación con el hábitat, la estación anual y las categorías alimentarias.

En la Tabla 7 se desglosan las frecuencias (n) y prevalencias (%) generales de todas las variables analizadas durante el estudio. De las 160 muestras, 79 (49.4 %) correspondieron al hábitat sin disturbio antropogénico (HSDA) y 81 (50.6 %) al hábitat con disturbio antropogénico (HCDA). Respecto a la estacionalidad anual, 44 (27.5 %) muestras fueron colectadas en invierno, 41 (25.6 %) en primavera, 37 (23.1 %) en verano y 38 (23.8 %) en otoño. En cuanto a los componentes alimenticios identificados en las heces, 155 (96.9 %) muestras fueron positivas a la categoría alimentaria mamífero, 18 (11.3 %) contenían a la categoría aves, 9 (5.7 %) tenían a la categoría reptiles, 105 (65.6 %) presentaron a la categoría vegetales, y 25 (15.6 %) a la categoría basura.

Tabla 7: Frecuencia y prevalencia general de las variables analizadas durante el estudio

Variables	Frecuencia "n"	Porcentaje / Prevalencia (n/160) "%"
Protista entérico		
General	159	99.38
Rizópodos	93	58.13
<i>Entamoeba</i> spp.	72	45.00
<i>Iodamoeba</i> spp.	20	12.50
<i>Endolimax</i> spp.	13	8.13
Flagelados	98	61.25
<i>Chilomastix</i> spp.	35	21.88
<i>Retortamonas</i> spp.	63	39.38
<i>Giardia</i> spp.	14	8.75
<i>Dientamoeba</i> spp.	10	6.25
<i>Enteromonas</i> spp.	9	5.63
Ciliados, <i>Balantidium</i> spp.	9	5.63
Esporozoos	139	86.88
<i>Cryptosporidium</i> spp.	130	81.25
<i>Cyclospora</i> spp.	17	10.63
<i>Eimeria</i> spp.	21	13.13
<i>Cystoisospora</i> spp.	11	6.88
<i>Sarcocystis</i> spp.	20	12.50
<i>Neospora</i> spp.	5	3.13
Chromistas, <i>Blastocystis</i> spp.	70	43.75
Hábitat		
HSDA	79	49.38
HCDA	81	50.63
Estación anual		
Invierno	44	27.50
Primavera	41	25.63
Verano	37	23.13
Otoño	38	23.75
Categorías alimentarias		
Mamífero	155	96.88
Ave	18	11.25
Reptil	9	5.63
Vegetal	105	65.63
Basura	25	15.63

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico, HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico. Fuente: elaboración propia

Durante el estudio se obtuvo una frecuencia de 159 heces positivas a alguna categoría de protistas entéricos, 130 de ellas mostraron poliparasitismo, con entre dos y 11 géneros presentes, obteniendo una sumatoria de prevalencias mayor al 100 %.

Los enteroparásitos eucariotes identificados se agruparon en cinco categorías generales: rizópodos, flagelados, ciliados, esporozoos y chromistas. Esto coincide con lo identificado por Grigione *et al.* 2013 en EUA y Niehaus *et al.* 2011 en Costa Rica; pero difiere a lo identificado por otros autores: 1-2 categorías en Canadá (Thompson *et al.*, 2009, Stieve *et al.*, 2010; Watts y Alexander, 2011 y Liccioli *et al.*, 2012) y 1-4 categorías en EUA (Thornton *et al.*, 1974; Arther y Post, 1977; Conder y Loveless, 1978; Dubey y Williams, 1980; Davidson *et al.*, 1992; Bixel, 1995; Lindsay *et al.*, 1996; Gompper *et al.* 2003; Santin *et al.*, 2003; Grout *et al.*, 2006; Wapenaar *et al.*, 2007; Watts y Alexander, 2011 y Kindlin *et al.*, 2013).

Se identificaron un total de 16 géneros de enteroparásitos eucariotes en las heces de coyote, 15 de ellos protozoarios y un chromista. Esta diversidad parasitaria resultó más alta que la reportada por otros autores, como: 8 especies en Costa Rica (Niehaus *et al.* 2011); 1 a 7 especies en EUA en orden descendente (Grigione *et al.* 2013; Gompper *et al.* 2003; Watts y Alexander, 2011; Arther y Post, 1977; Grout *et al.*, 2006; Conder y Loveless, 1978; Santin *et al.*, 2003; Lindsay *et al.*, 1996; Davidson *et al.*, 1992; Dubey y Williams, 1980; Thornton *et al.*, 1974; Kindlin *et al.*, 2013; Wapenaar *et al.*, 2007 y Bixel, 1995); y de 1-2 especies en Canadá (Stieve *et al.*, 2010; Thompson *et al.*, 2009 y Liccioli *et al.*, 2012).

La alta frecuencia de aparición parasitaria y su diversidad, pueden relacionarse con el método usado para conservación y diagnóstico de las muestras, lo que facilitó la identificación de las estructuras de protistas entéricos y la detección del poliparasitismo (Magaró *et al.*, 1994; Botero y Restrepo, 2008; Gárate, 2008 y Sard, 2011). Por otro lado, se deben también a la resistencia de los protistas entéricos a las condiciones medioambientales de la región de estudio (García-Moreno, 2013); y a los factores favorables con los que cuenta Samalayuca, que permiten su diseminación, como: entorno rural, suelos desnudos y fuertes vientos (Rivera, 1992). No se descarta que la alta prevalencia pueda relacionarse además con la posibilidad de colecta y análisis de muestras de un mismo individuo en más de una ocasión.

En cuanto a la prevalencia de la categoría de los rizópodos (n=93, 58.1 %), el género *Entamoeba* spp. (n=72, 45 %) presentó valores por encima de lo reportado en Costa Rica (Niehaus, 2011) con 7.1% y en EUA (Grigione *et al.*, 2013) con 23%. La prevalencia obtenida para el género *Iodamoeba* spp. (n=20, 12.5 %) no pudo ser comparada, ya que, hasta el conocimiento del autor, no se cuenta con

reporte previo en coyotes, pues se considera no patógeno, sin embargo, como es descrito por Unzaga y Zonta (2018) es un indicador de contaminación fecal y ocasiona infección en humano y otros animales por contaminación fecal-oral (agua y alimentos). Respecto al género *Endolimax* spp. (n=13, 8.1 %), la prevalencia fue mayor a la reportada por Niehaus (2011) en Costa Rica, con 1-2%.

En el grupo de flagelados (n=98, 61.3 %) se identificaron cinco géneros: *Chilomastix* spp., *Retortamonas* spp., *Giardia* spp., *Dientamoeba* spp. y *Enteromonas* spp. En cuanto a los géneros *Chilomastix* spp. (n=35, 21.9 %) y *Retortamonas* spp. (n=63, 39.4%), a pesar de sus prevalencias obtenidas, ambos son considerados comensales inocuos (Núñez, 2001; Mohamed, 2018), por lo que no ocasionarían alteraciones de salud en los huéspedes. También se identificó al género *Giardia* spp. (n=14, 8.8 %), cuya prevalencia fue mayor a la reportada en Canadá en un entorno rural (Watts *et al.*, 2011), con 0.4-0.5 %; pero menor que la reportada en el mismo país (Thompson *et al.*, 2009 y Liccioli *et al.*, 2012) y en EUA (Grigione *et al.*, 2013; Gompper *et al.*, 2003 y Santin *et al.*, 2003), con 12.5 %, 19.8%, 13%, 14.5% y 4.5% - 22%, respectivamente.

Se identificó también al género *Dientamoeba* spp. (n=10, 6.3 %), simbiote obligado del tracto digestivo (Steen, 2018), así como al género *Enteromonas* spp. (n=9, 5.7 %).

En la categoría de los protozoos Ciliados, se identificó a *Balantidium* spp. (n=9, 5.7 %) como único género presente en el estudio, cuya prevalencia resultó similar a la reportada por Grigione *et al.* (2013) en EUA en un entorno suburbano (2/90, 4%), pero menor a la reportada en el mismo estudio para el entorno protegido (6/90, 15%).

En cuanto al análisis de la categoría de esporozoos (139/160, 87%), fue la más diversa y presentó la prevalencia más alta dentro del estudio, donde se identificaron a siete géneros: *Cryptosporidium* spp., *Cyclospora* spp., *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp., *Sarcocystis* spp. y *Neospora* spp. El género *Cryptosporidium* spp. (130/160, 81.3 %) fue el más prevalente, con resultados más altos que lo reportado en Canadá (Thompson *et al.*, 2009), EUA (Trout *et al.*, 2006; Grigione *et al.*, 2013) y Costa Rica (Niehaus *et al.*, 2011), con 17.4 %, 27 %, 13 % y 15.2-36.4 %, respectivamente. Pero es similar a reportes previos en adultos y niños en el Valle de Juárez, donde encontraron una prevalencia de 79.4 % en 42 de 53 muestras estudiadas. Se identificó también al género *Cyclospora* spp. (n=17, 10.7 %), este resultado es mayor al identificado por Niehaus *et al.* (2011) en Costa Rica (7-9/209, 7.1-9.1%). El género *Eimeria* spp. (n=21, 13.1 %) tuvo una prevalencia mayor a la reportada por Niehaus *et al.* (2011) en Costa Rica (0-8/209, 0-8.1%), pero menor a lo reportado por Arther y Post (1977) en EUA (3-20/82, 3.6-25%). El género *Cystoisospora* spp. (n=11, 6.9 %) presentó menor prevalencia a la reportada en Canadá (Liccioli *et al.*, 2012 y Watts *et al.*, 2011) y EUA (Grigione *et al.*, 2013;

Kindlin *et al.*, 2013; Bixel, 1995; Conder y Loveless, 1978 y Thornton *et al.*, 1974), con 42.9%, 10.6%, 35%, 28.6%, 31%, 17.7% y 7.7%, respectivamente; en rangos similares a los reportados por Watts *et al.* (2011) en Canadá en un entorno rural, con 6.6%; pero mayor a lo reportado en Costa Rica (Niehaus *et al.*, 2011) y EUA (Gompper *et al.*, 2003 y Arther y Post, 1977), con 0-3%, 3.5% y 2.4%. En cuanto al género *Sarcocystis* spp. (n=20, 12.5 %), este parásito presentó mayor prevalencia a lo reportado en Canadá (Watts *et al.*, 2011) y Costa Rica (Niehaus *et al.*, 2011), con 2.7-3% y 0-9.1%; similar a lo reportado en EUA por Davidson *et al.* (1992), con 15.4%; pero menor a lo reportado en EUA (Grigione *et al.*, 2013; Gompper *et al.*, 2003; Arther y Post, 1977 y Conder y Loveless, 1978), con 20%, 16.6%, 20.7% y 88%. Y finalmente, el género *Neospora* spp. (n=5, 3.1%), presentó una prevalencia menor a la reportada en Canadá (Stieve *et al.*, 2010) y EUA (Wapenaar *et al.*, 2007 y Lindsay *et al.*, 1996), con 16.7%, 0.5-14.8% y 15.4%.

En el grupo Chromistas, se identificó a *Blastocystis* spp. (n=70, 43.75%) como único género de enteroparásito eucariota presente, cuya prevalencia resultó mayor a la reportada por Grigione *et al.* (2013) en EUA en un entorno protegido y uno suburbano (0 y 23%).

Los valores de prevalencia obtenidos para cada género de protista entérico, se pueden relacionar con el contacto de los coyotes con otras especies y agentes patógenos (Sprenger *et al.*, 2018), así como a la reproducción por multiplicación clonal de la mayoría de los protistas (Rodríguez-Diego, 2010), y a la diseminación y permanencia de los protozoos favorecida por factores como la globalización, urbanización, modificaciones del ecosistema y ecoturismo (OIE, 2015; Otranto y Deplazes, 2019). Los protistas entéricos identificados en la categoría de rizópodos, son considerados como “de patogenicidad discutida” (Borrego, 2010; Flores-Margez *et al.*, 2010), pero su patología en la especie no es conocida (Niehaus *et al.*, 2011). Los rizópodos podrían actuar como comensales en los coyotes, sin implicar problemas graves de salud asociados a su infección. En cuanto los flagelados, Taylor *et al.*, (2016) reportó la que las especies *Giardia duodenalis*, *G. canis* y *G. entérica* podrían afectar a los coyotes; y aunque la prevalencia se reporta escasa en carnívoros silvestres, ha sido identificada en zorros rojos de Eslovaquia, lobos de Polonia, visones americanos y zorros rojos de Irlanda (Fletcher, 2012). Por lo tanto, el género *Giardia* spp. podría estar implicado en la infección de otras especies de carnívoros en Samalayuca. Los géneros *Dientamoeba* spp. y *Enteromonas* spp., hasta el conocimiento del autor, no está descritos en coyotes, sin embargo, son considerados comensales no patogénico en el hombre (Unzaga y Zonta 2018), y podría tener el mismo comportamiento en la especie.

En cuanto a los ciliados, el hombre tiene resistencia natural, pero los huéspedes con malnutrición o inmunocompromiso presentan predisposición y llegan a desarrollar signos digestivos severos o

crónicos (Unzaga y Zonta, 2018). La prevalencia obtenida para los esporozoos, podría relacionarse con la gran expulsión de oocistos al medio externo, facilitada por su alternancia de reproducción sexual y asexual, lo que garantiza la infección y permanencia de las especies en el entorno (Rodríguez-Diego, 2010).

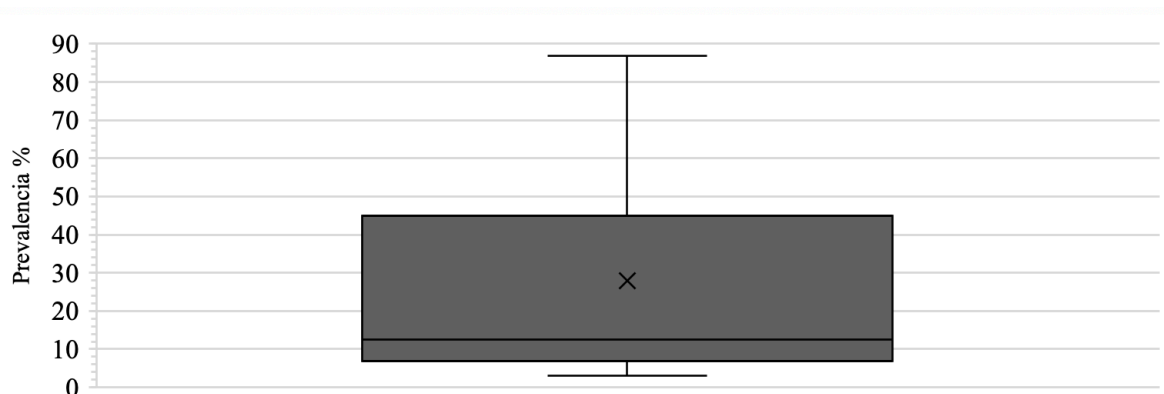
El hallazgo del esporozoo *Cryptosporidium* spp. es de interés zoonótico debido a su importancia en la salud pública, pues se ha encontrado que un alto porcentaje de infecciones en humanos es debido a especies como *C. hominis*, *parvum* y *canis*, siendo este último reportado en cánidos silvestres (Trout *et al.*, 2006); en esta misma categoría, se conoce a la especie *C. cayetanensis*, como patógena en humanos (CDC., 2013), pero no se conocen reservorios, aunque sí se han identificado quistes en heces de animales. De acuerdo a Rossanigo (2007), *Eimeria* spp. afecta a animales jóvenes entre 2 semanas y 8 meses de edad y bajo estrés, y dichas prevalencias se presentaron en el actual estudio durante el periodo de abril-mayo, correspondiente a la etapa de juveniles de los coyotes (Hernández y Landré, 2014 y Hennessy, 2007); sin embargo, este aspecto no fue evaluado durante el muestreo. Finalmente en cuanto a los chromistas, este parásito resulta de interés para su estudio debido a su comportamiento oportunista y su baja especificidad, es decir, podría afectar a huéspedes debilitados en la región de estudio (Unzaga y Zonta, 2018).

6.1. Prevalencia de los géneros de protistas entéricos de acuerdo al hábitat estudiado, la estación anual y las categorías alimentarias.

Se calculó la prevalencia de cada grupo y género de protista entérico identificado en el estudio de acuerdo al hábitat con y sin disturbio antropogénico, a la estación anual: invierno, primavera, verano y otoño; y a las categorías alimentarias: mamífero, ave, reptil, vegetal y basura.

En las Gráficas 2-5 se muestran los promedios de prevalencias de protistas entéricos para cada variable estudiada, y de ellas se desprenden los resultados que analizaremos a continuación, iniciando por la prevalencia entre protistas entéricos con los dos tipos de hábitats, continuando con la prevalencia de acuerdo a la estación anual y finalmente la prevalencia respecto a las categorías alimentarias.

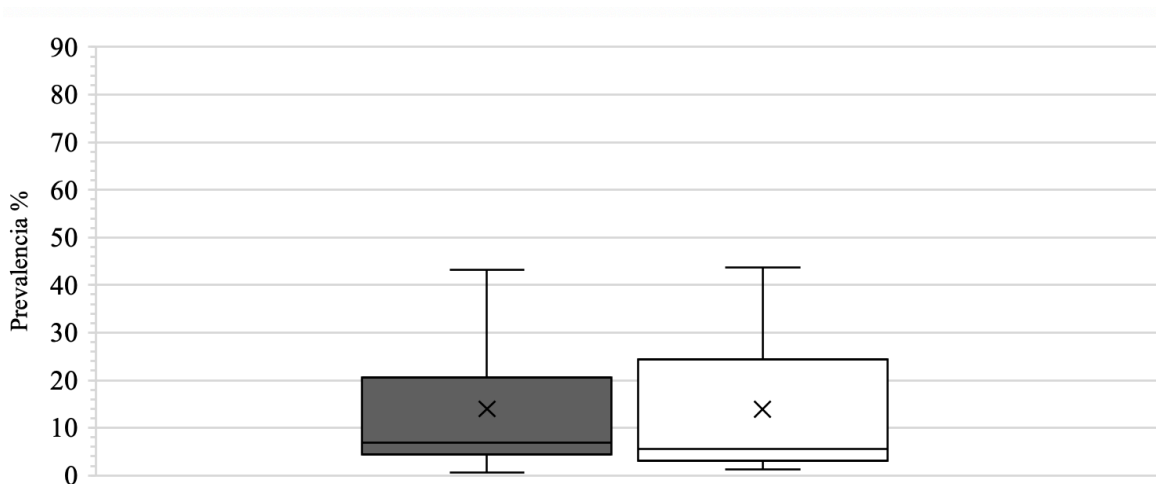
Gráfica 2: Prevalencia general de protistas entéricos



Caja gris: prevalencia general. Los bigotes indican los puntos mínimos y máximos obtenidos. Los resultados se muestran divididos en cuartiles, y la línea divisora de cada caja representa la mediana obtenida. *Fuente: elaboración propia*

En la Gráfica 2 se muestra la prevalencia general obtenida durante el estudio, para todos los géneros de protistas entéricos, con valores mínimos de 3.1%, una media de 27.9 %, y la prevalencia máxima obtenida, de 86.90 %.

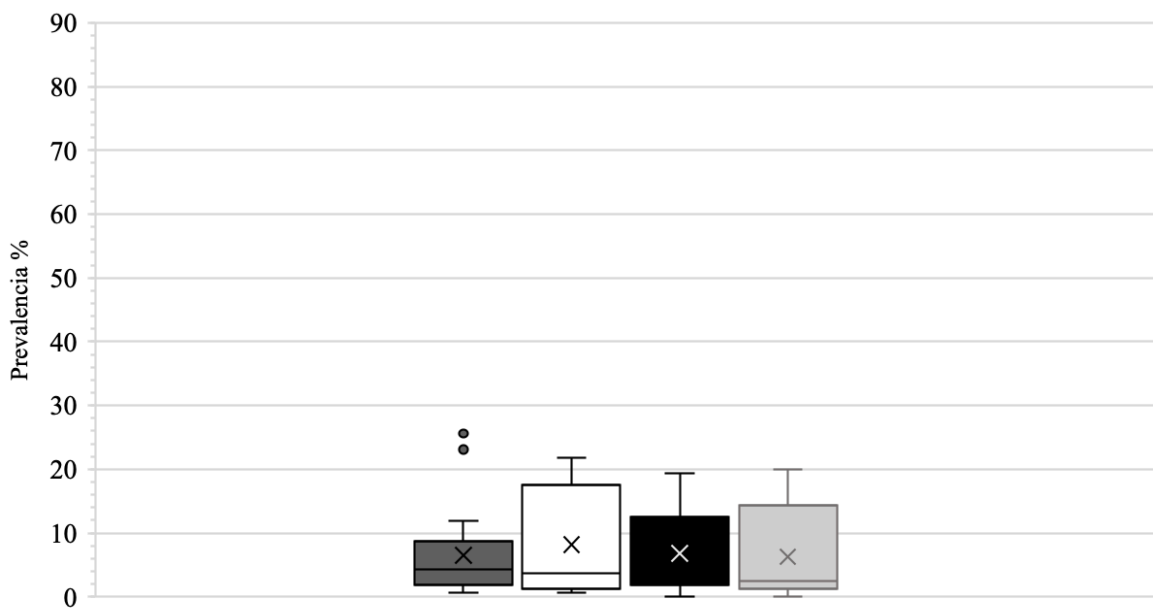
Gráfica 3: Prevalencia general de protistas entéricos respecto al hábitat de estudio



Caja gris: hábitat sin disturbio antropogénico, caja blanca: hábitat con disturbio antropogénico. Los bigotes indican los puntos mínimos y máximos obtenidos. Los resultados se muestran divididos en cuartiles, y la línea divisora de cada caja representa la mediana obtenida. *Fuente: elaboración propia.*

En la Gráfica 3, se observa la prevalencia de protistas entéricos obtenida en los dos diferentes hábitats estudiados, el HSDA y el HCDA. La prevalencia general obtenida en este rubro, resultó ligeramente mayor para el HCDA, con prevalencia mínima de 1.3 %, media de 13.9 % y máxima de 43.8%; por otra parte, en el HSDA, se obtuvieron las prevalencias mínima de 0.6 %, media de 14 % y máxima de 43.1 %.

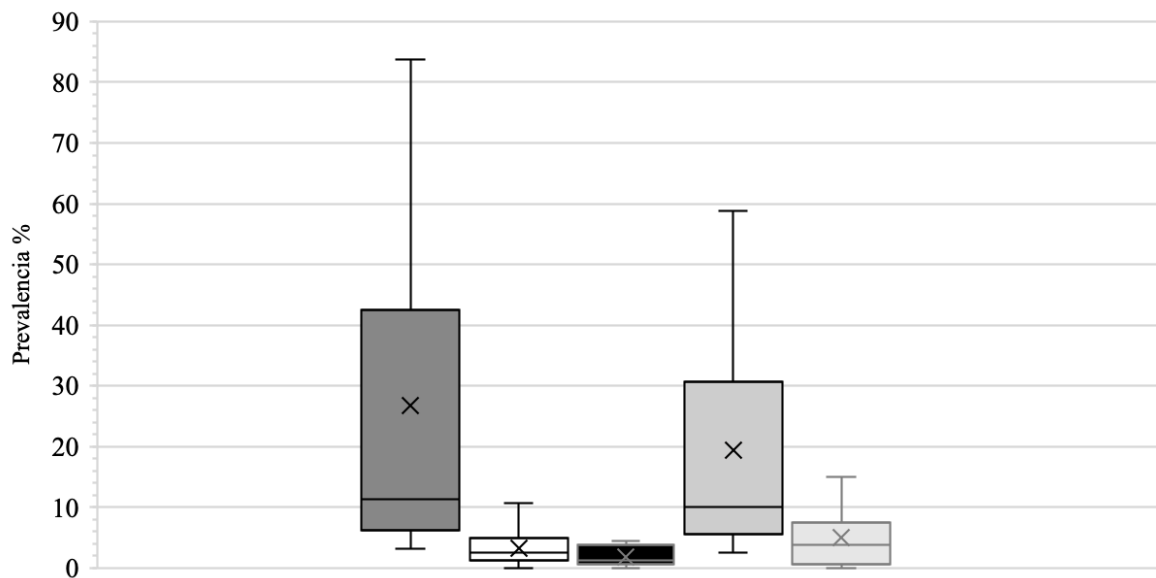
Gráfica 4: Prevalencia general de protistas entéricos respecto a la estación anual



Caja gris: invierno, caja blanca: primavera, caja negra: verano, caja gris claro: otoño. Los bigotes indican los puntos mínimos y máximos obtenidos, así como los resultados fuera de rangos promedio u outliers (puntos representados en parte superior). Los resultados se muestran divididos en cuartiles, y la línea divisora de cada caja representa la mediana obtenida. Fuente: elaboración propia.

En la Gráfica 4, se muestra el análisis comparativo de prevalencias durante las cuatro temporadas anuales, y en el se observa que durante la primavera y otoño se obtuvo la mayor prevalencia de protistas entéricos durante el estudio, con valores mínimos de 0.6 % y 0 %, medios de 8.2 % y 6.3 % y máximos de 21.9 % y 20 %, respectivamente. Durante el invierno, únicamente los esporozoos y el género *Cryptosporidium* spp. mostraron prevalencia superior al promedio, correspondiendo a los outliers en la primera caja, con valores de 25.6 % y 23.1 %, respectivamente.

Gráfica 5: Prevalencia general de protistas entéricos respecto a las categorías alimentarias



Caja gris: mamífero, caja blanca: ave, caja negra: reptil, caja gris claro y borde negro: vegetal, caja gris claro borde gris: basura. Los bigotes indican los puntos mínimos y máximos obtenidos. Los resultados se muestran divididos en cuartiles, y la línea divisora de cada caja representa la mediana obtenida. Fuente: elaboración propia

En la Gráfica 5 se muestra que las heces de coyote positivas al componente alimenticio de mamífero y vegetal, presentaron la prevalencia de protistas entéricos más alta, con valores mínimos de 3.1% y 2.5%, medios de 26.7% y 19.4%, y máximos de 83.8% y 58.8%, respectivamente.

6.2. Prevalencia de protistas entéricos de acuerdo al hábitat

Se observaron prevalencias homogéneas por algunos géneros de protistas entéricos para los dos tipos de hábitats (Gráfica 3), como la categoría de esporozoos (n=69-70, 43.1-43.75 %); el género *Cyclospora* spp. (n=8-9, 5-5.6 %, Anexo 14); el género *Cystoisospora* spp. (n=5-6, 3.1-3.8 %); *Sarcocystis* spp. (n=10-10, 6.3-6.3 %, Anexo 16); y el género *Neospora* spp. (n=2-3, 1.3-1.9 %). Sin embargo, otros géneros de protistas entéricos mostraron diferencia entre ambos sitios de estudio. Los protistas con mayor prevalencia en HCDA fueron: la categoría de rizópodos (n=49, 30.7 %, Anexo 6); el género *Entamoeba* spp. (n=39, 24.4 %, Anexo 7); el género *Giardia* spp. (n=10, 8.8 %, Anexo 11); el género *Dientamoeba* spp. (n=9, 5.6 %, Anexo 12); la categoría de ciliados y el género *Balantidium* spp. (n=6, 3.8 %); la categoría de los esporozoos (n=70, 43.8%); el género *Cryptosporidium* spp. (n=66, 41.25%, Anexo 13); y la categoría Chromistas y el género *Blastocystis* spp. (n=38, 23.8 %, Anexo 17).

Lo anterior podría relacionarse con el modo la diseminación de los ooquistes o quistes de los géneros parasitarios, como el género *Cryptosporidium* spp., que una de sus principales vías de transmisión es mediante el agua (CDC., 2016), y el hábitat de estudio con disturbio antropogénico se localizó en uno de los manantiales más concurridos para actividades recreativas en el hábitat de estudio. Además, Samalayuca enfrenta una problemática importante, la disponibilidad de agua (Hoyt, 2002), que ha sido altamente explotada, desencadenando problemáticas de manejo, saneamiento y contaminación (Romo, 2010).

En cuanto al análisis de prevalencias en el hábitat de estudio, los géneros que mostraron la mayor prevalencia en el HSDA fueron: *Iodamoeba* spp. (n=11, 6.9 %, Anexo 8); *Endolimax* spp. (n=9, 5.7 %); la categoría de flagelados (n=42, 61.3 %, Anexo 9); el género *Chilomastix* spp. (n=22, 13.8 %); *Retortamonas* spp. (n=29, 18.1 %, Anexo 10); *Enteromonas* spp. (n=7, 4.4 %); y *Eimeria* spp. (n=13, 8.3 %, Anexo 15).

6.2.1. Prevalencia de protistas entéricos de acuerdo a la estación anual

En cuanto a las estaciones anuales, algunas especies de protistas mostraron prevalencias muy homogéneas entre las cuatro estaciones, incluyendo a los géneros *Chilomastix* spp. (n=7-11, 4.4-6.9 %), *Enteromonas* spp. (n=1-4 y 0.6-2.5 %), *Balantidium* spp. (n=1-4, 0.63-2.5 %), *Cystoisospora* spp. (n=1-5, 0.6-3.1 %), *Sarcocystis* spp. (n=3-7, 1.9-4.4 %, Anexo 16); o como el género *Neospora* spp. (n=2-3, 1.3-1.9 %), con similitud entre el invierno y la primavera.

Para el género *Sarcocystis* spp., Niehaus *et al.* (2011), reporta su mayor prevalencia en octubre (otoño), mientras que en el presente estudio los valores de prevalencia fueron muy homogéneos.

Durante el invierno se presentó el primer pico de prevalencias, principalmente relacionado con la categoría de esporozoos (n=41, 25.6 %) y sus géneros *Cryptosporidium* spp. (n=37, 23.1 %, Anexo 13), *Eimeria* spp. (n=14, 8.8 %, Anexo 15) y *Cyclospora* spp. (n=10, 6.3 %, Anexo 14) que tuvieron la mayor prevalencia durante esta estación. Estos hallazgos coinciden con las fechas de mayor prevalencia reportadas por Niehaus, *et al.* (2011), siendo los meses de octubre, noviembre, diciembre, mayo y junio los de mayor prevalencia, además reportó la mayor prevalencia para *Cryptosporidium* spp. para el mes de noviembre (otoño), mayo y junio (primavera-verano), y en el actual estudio le correspondió al invierno. Para *Eimeria* spp., Niehaus, *et al.* (2011) reportó la mayor prevalencia en diciembre (invierno), correspondiendo a lo observado en el actual estudio. La prevalencia obtenida respecto a la estación anual, podría explicarse por las condiciones medioambientales requeridas para la supervivencia de los esporozoos; pues si bien los quistes y los ooquistes son muy resistentes al medio ambiente, las condiciones óptimas para su establecimiento, crecimiento y reproducción, son moderadas, con climas húmedos o acuáticos, y en rangos de temperatura ideal de 15-21 °C (Rivera *et al.*, 1988; Fletcher, 2012 y Mayén-Estrada, 2016). Estas condiciones medioambientales corresponden con los rangos de temperatura y precipitación medidos para las mayores prevalencias durante el actual estudio, para la primavera (15.2-24.5°C y 1.6-6.8 mm), el otoño (12.7-24.8°C y 8.1-18.6mm) y un poco mas bajo para el invierno, pero presentó lluvias y encharcamientos importantes (9.2-11.7°C y 5.4-9.3 mm) (Accuweather, 2020), si bien la humedad fue mayor durante el verano, las temperaturas también fueron superiores al rango ideal para la supervivencia de los protistas en el medio ambiente (27.9 y 29°C), por lo que la primavera, el otoño e invierno se ajustaron mejor a las condiciones ideales de mantenimiento.

El segundo pico de prevalencias se presentó durante la primavera (Gráfica 4), en la que los rizópodos tuvieron la mayor prevalencia (n=28, 17.5 %, Anexo 6), así como los géneros *Entamoeba* spp. (n=23, 14.4 %, Anexo 7) y *Iodamoeba* spp. (n=8, 5 %, Anexo 8); de este mismo modo, los flagelados (n=29, 18.1%), y los género *Retortamonas* spp. (n=23, 14.4 %) y *Dientamoeba* spp. (n=6, 3.8%, Anexo 12); y por último, el género *Blastocystis* spp. (n=34, 21.3 %, Anexo 17). Los Chromistas, de acuerdo a Unzaga y Zonta (2018), prevalecen en clima tropical o subtropical y poblaciones con deficiencias sanitarias, lo que coincide con las condiciones del entorno y los parámetros de temperatura y humedad de la primavera para el presente estudio. De acuerdo a este mismo autor, su presencia se asocia a la de *G. lamblia*; sin embargo, para este estudio solo 7/70 resultados positivos a *Blastocystis* spp. correspondieron a positivos a *Giardia* spp.

Las prevalencias más bajas para la mayoría de los géneros de protistas, se obtuvieron durante el verano, e incluso, no se presentaron, como en el caso del protozoo *Neospora* spp.; sin embargo, los géneros *Enteromonas* spp. (n=4, 2.5%) y *Endolimax* spp. (n=5, 3.1 %) tuvieron la mayor prevalencia durante el verano. Niehaus *et al.* (2011) reportó las prevalencias más bajas de coccidios en la estación mas cálida (primavera-verano), coincidiendo con lo observado en el actual estudio. Estos resultados resultan predecibles por las altas temperaturas (promedio 27.9 - 29°C) que alcanza el área de estudio durante el verano (CONAGUA, 2018), y el rango preferido de acuerdo a la CDC (2016), que ronda entre los 22 y 32° C.

Durante el otoño, no se presentaron los géneros *Neospora* spp. y *Dientamoeba* spp.; por otro lado, los géneros *Entamoeba* spp. (n=23, 14.4) y *Giardia* spp. (n=7, 4.4%) mostraron su mayor prevalencia durante esta estación.

6.2.2. Prevalencia de protistas entéricos respecto a las categorías alimentarias

Aunado a lo anterior, debe considerarse el tipo de alimento disponible durante cada estación anual, pues se debe recordar que el coyote es oportunista (Grajales-Tam y González-Romero, 2014), y si sus presas están infectadas o contaminadas, se facilita la diseminación de los quistes u ooquistes de los géneros de protistas entéricos (CDC., 2016).

Encontramos relación entre la prevalencia de algunos géneros parasitarios y la categoría alimentaria identificada en heces, ya sea mamífero, vegetal, ave o basura (Gráfica 5). El género *Neospora* spp. presentó la prevalencia más baja para la categoría alimentaria de reptiles; pero tuvo prevalencias muy homogéneas entre las categorías alimentarias mamífero, vegetal y basura (n=0-5, 0-3.1%), y no estuvo presente en aves ni reptiles. La presencia de este género, sugiere la asociación del huésped definitivo (cánidos, incluido el coyote), con los huéspedes intermediarios, como bovinos y ciervos, que forman parte de la dieta del coyote, siendo el método de transmisión, ya sea el consumo de taquizoitos o quistes tisulares, u ooquistes esporulados en agua o alimentos contaminados (Morales-Salinas, 2016).

La categoría alimentaria mamíferos, fue la más frecuente y estuvo presente para todas las muestras estudiadas; la mayoría de los géneros de protistas entéricos tuvo prevalencias más altas en este rubro, incluyendo a la categoría de rizópodos (n=89, 55.7 %, Anexo 6) el género *Entamoeba* spp. (n=68, 42.5 %, Anexo 7), el género *Iodamoeba* spp. (n=20, 12.5%, Anexo 8), el género *Endolimax* spp. (n=12, 7.5%), la categoría de flagelados (n=95, 59.4 %, Anexo 9), el género *Chilomastix* spp. (n=33, 20.7 %), el género *Retortamonas* spp. (n=61, 38.1 %, Anexo 10), *Giardia* spp. (n=14, 8.8 %, Anexo 11), *Dientamoeba* spp. (n= 10, 6.25 %, Anexo 12), *Enteromonas* spp. (n=9, 5.6 %), la categoría de esporozoos (n=134, 83.8 %), los géneros *Cryptosporidium* spp. (n=126, 78.8 %, Anexo 13), *Balantidium* spp. (n=8, 5 %), *Cyclospora* spp. (n=15, 9.4%, Anexo 14), *Eimeria* spp. (n=18, 11.3 %, Anexo 15), *Cystoisospora* spp. (n=10, 6.2 %), *Sarcocystis* spp. (n=18, 11.3 %, Anexo 16) y la categoría Chromistas representada por el género *Blastocystis* spp. (n=67, 41.9 %, Anexo 17). Lo anterior se asocia con los alimentos disponibles en el desierto Chihuahuense, pues carece de herbáceas invernales, germinación o floración en invierno (Granados-Sánchez *et al.*, 2011); limitando así las fuentes alimenticias del coyote a las presas disponibles. Las presas que puede consumir el coyote son muy variadas, desde lagomorfos, roedores, ungulados neonatos hasta ejemplares muertos (Ward *et al.*, 2018), mismas que fungen como huéspedes intermediarios de diversos géneros parasitarios (Watts *et al.*, 2015) y juegan un papel importante para sus parasitosis (Gehrt, 2007; Liccioli *et al.*, 2012).

El segundo pico de prevalencias en cuanto al contenido alimenticio, se identificó para el contenido vegetal, en la que el género *Cryptosporidium* spp. (n= 90, 56.25 %, Anexo 13) presentó la mayor prevalencia. El tipo de vegetación disponible en el desierto Chihuahuense, consiste en matorrales xerófilos, arbustiva y subarbustiva (Granados-Sánchez *et al.*, 2011), y por su cercanía con los suelos facilitan su contaminación por heces de las especies que habitan en el entorno. Diversos autores (Grajales-Tam, González-Romero, 2014 y Clemente *et al.*, 2017) mencionan que la dieta fundamental del coyote en el desierto se basa en el mezquite (*Prosopis glandulosa*), además de algunos lagomorfos y roedores. A lo anterior se suma el respaldo de Donaldson (1978), quien afirmó que las diversas vías de transmisión de protistas entéricos incluyen a la vegetación, entre otras como el aire, suelo, agua, alimentos y seres vivos.

Por otra parte, los dos componentes que aparecieron en menor frecuencia fueron las categorías alimentarias aves y reptiles. El género *Cryptosporidium* spp. (n=23 , 14.4 %, Anexo 13) presentó una alta prevalencia relacionada con el componente basura, y finalmente no se encontraron restos de basura para las muestras positivas al género *Giardia* spp.

6.3. Asociación de los géneros de protistas entéricos con el hábitat estudiado, la estación anual y las categorías alimentarias.

Se realizó un análisis de datos con el paquete estadístico SAS, el procedimiento Proc Freq y los estadísticos χ^2 , Test exacto de Fisher en conjunto para conocer la existencia de asociación estadística, incluyendo frecuencias teóricas inferiores a 5, y sumas desiguales de datos marginales; y Odds ratio, para conocer la probabilidad de que el evento ocurra en el grupo expuesto. Se sometieron a prueba los resultados de cada categoría y género de protista entérico identificados en este estudio, y de este modo se determinó la existencia de asociación entre ellas; en los anexos 6-17 se muestran los resultados de asociación entre los géneros y categorías de protistas entéricos y las variables de estudio, que son descritos a continuación, comenzando con las áreas de estudio: con y sin disturbio antropogénico, siguiendo con las cuatro estaciones anuales y concluyendo con las categorías alimentarias.

6.3.1. Asociación de protistas entéricos con el hábitat

Se analizó la asociación entre los protistas entéricos con el hábitat estudiado (HCDA y HSDA), y se obtuvo que el único género que presentó una asociación positiva fue *Dientamoeba* spp. ($p < 0.0$, IC 1.2051-78.884, Anexo 12), con un OR, y posibilidad de aparición hasta 9.75 veces mayor relacionado con el HSDA, versus el HCDA. Su presencia en este hábitat podría asociarse a la infección por transmisión humana, esta aseveración podría ser controversial, pues el mecanismo de transmisión sigue siendo un debate por la ausencia de quistes en su ciclo vital (Sard, 2011). La OIE (2015) describe que hay un mayor riesgo de infección, en este caso por protistas entéricos, en los entornos alterados y con biodiversidad reducida, debido a la pérdida del “efecto de dilución” de infección con otras especies (OIE, 2015). Lo anterior describe la zona de estudio, el entorno del desierto de Samalayuca, se ha modificado, manteniendo degradada la cuenca baja, por la sobreexplotación de mantos freáticos y deforestación; las actividades agrícolas, el transporte de gas natural (CONABIO, sf; Santiago-Quijada, 1998); la contaminación industrial, mala planificación de vías de comunicación e instalación de empresas y zonas residenciales, que pueden ocasionar la pérdida de flora y fauna, importantes para equilibrio general (Romo, 2010).

La falta de asociación de los demás grupos de protistas para los hábitats de estudio, podría deberse a la dificultad de delimitación de territorios para estudios de este índole, pues el coyote cuenta con ámbitos hogareños muy amplios (Marín-Sánchez *et al.*, 2015), y aunque para este estudio se consideró

el promedio indicado para hábitats similares, entre 6.87 y 15.25 km² (Gehrt, 2007), el área pudo coincidir con la intersección de sus recorridos, es decir, que los individuos estudiados por medio de sus excretas, pudieron evaluarse en ambos transectos.

6.3.2. Asociación de protistas entéricos con la estacionalidad

Los resultados obtenidos sugieren cierta asociación entre la estacionalidad y la presencia de algunos géneros de protistas entéricos. Se presentó una asociación positiva del invierno con los géneros *Eimeria* spp. ($p < 0.005$, IC 2.6914-19.62, Anexo 15) y *Cyclospora* spp. ($p < 0.002$, IC 1.6191-12.955, Anexo 14), lo que implica que según su OR, existen 7.2667 y 4.5798 veces más probabilidades de aparición de estos parásitos durante el invierno, versus las otras estaciones anuales. Lo anterior para los esporozoos, resulta distinto a la temperatura reportada como ideal para su desarrollo, pues de acuerdo a la CDC. (2013), el ooquiste esporula a 22 a 32° C, prefiriendo regiones tropicales y subtropicales; sin embargo, al contar con lluvias durante el invierno en el desierto de Samalayuca (CONAGUA, 2018), se pudieron haber creado condiciones favorables para su supervivencia. Por el contrario, existió una asociación negativa de los rizópodos ($p < 0.001$, IC 0.1402-0.5976, Anexo 6), los flagelados ($p < 0.05$, IC 0.1745-0.7261, Anexo 9) y los géneros *Entamoeba* spp. ($p < 0.0001$, IC 0.0772-0.422, Anexo 7) y *Blastocystis* spp. ($p < 0.0001$, I C 0.0503-0.327, Anexo 17), con OR de 0.2894, 0.3559, 0.1806 y 0.1283, respectivamente, demostrando que dichos protistas no resultaron asociados con el invierno.

Por otro lado, los géneros *Blastocystis* spp. ($p < 0.0001$, IC 4.5409-27.617, Anexo 17), *Dientamoeba* spp. ($p < 0.009$, IC 1.3159-18.46) y *Retortamonas* spp. ($p < 0.01$, IC 1.2227-5.2087, Anexo 10), presentaron una asociación positiva con la primavera, con OR de 11.198, 4.9285 y 2.5236 respectivamente, relacionándose con una mayor ocurrencia de los mismos en ese orden, de mayor a menor, durante dicha estación. Rivera (1992), menciona que la incidencia de protozoos se ve favorecida en primavera y verano, cuando su diseminación en el ambiente se ve aumentada. Sin embargo, en este estudio, ningún género de protista entérico mostró asociación con el verano.

Y finalmente, el géneros *Giardia* spp. ($p < 0.05$, IC 1.2101-11.372, Anexo 11) presentó una asociación positiva con el otoño, con OR 3.7097, correspondientes con la posibilidad de ocurrencia de dicho género en esta estación; y por el contrario, el género *Iodamoeba* spp. ($p < 0.05$, IC 0.0189-1.1332, Anexo 8), con un OR 0.1465, no se asoció con la estación estudiada. La asociación de estos protistas entéricos puede relacionarse con la dieta otoñal del coyote, que debido a las condiciones climáticas,

ocasiona una reducción de la disponibilidad de presas, y por ende se ve en la necesidad de consumir otra variedad de alimentos, como vegetación (Espinosa-Graciano y García-Collazo, 2017).

6.3.3. Asociación de protistas entéricos con las categorías alimentarias

En cuanto a las categorías alimentarias, la ocurrencia de mamíferos en heces de coyote, no tuvo asociación con el género *Cyclospora* spp. ($p < 0.03$, IC 0.0248-1.0394, Anexo 14) y presentó un OR 0.1607; este es un parásito que habita tanto en hombre como en animales y para el que no se conocen reservorios, pero se sabe que se transmite por contaminación fecal-oral o alimentos (CDC., 2013), y que tiene alternancia de reproducción sexual y asexual, lo que le permite subsistir en el medio ambiente y diseminarse (Smith-Calderas y Herren, 2018). A pesar de ser un resto alimenticio constante en las muestras, no resultó ser un factor de riesgo para la ocurrencia de la mayoría de géneros de protozoarios.

El género *Cryptosporidium* spp. se asoció positivamente con la categoría alimentaria de vegetales ($p < 0.05$, IC 1.0041-5.0417, Anexo 13), con un OR de 2.25, correspondiente con este mismo número de posibilidades de presentación al contener dicha categoría alimentaria versus las demás; esto se puede relacionar con el pobre tratamiento de las aguas en la región estudiada y a la contaminación fecal (Borrego, 2010), en Samalayuca se ha reportado contaminación del aire, agua y suelo, sobre todo en la periferia de la zona urbana, en pastizales, sitios agrícolas de riego y pastizal inducido, por el uso indebido de agroquímicos, la eliminación de desechos sólidos y líquidos de origen diverso (CONANP, 2013).

Los esporozoos *Cyclospora* spp. ($p < 0.05$, IC 1.872-18.94, Anexo 14) y *Eimeria* spp. ($p < 0.05$, IC 1.386-12.93, Anexo 15), presentaron una asociación positiva con la categoría alimentaria aves, con 5.95 y 4.23 veces mayor probabilidad de aparición, respectivamente, al contener dicho componente alimentario. Niehaus *et al.* (2011) sugiere que los parásitos esporozoos *Eimeria* spp., *Sarcocystis* spp. e *Isospora* spp., se transmiten al coyote mediante la ingesta de presas, como conejos, liebres, tuzas y roedores, que habitan en su zona de distribución, y que a su vez, éstas pueden actuar como hospedadores intermediarios de quistes y ooquistes de protistas entéricos. Sin embargo, en este estudio la presencia de *Eimeria* se relacionó con el consumo de aves, entre las que destacaron aves rapaces, mismas que también son potenciales consumidores de dichas presas.

En cuanto a la categoría alimentaria reptiles, no hubo ningún género de protista entérico asociado.

Y finalmente, los géneros *Sarcocystis* spp. ($p < 0.0001$ y IC 2.9834-23.277, Anexo 16) y *Cyclospora* spp. ($p < 0.001$, IC 2.2403-19.374, Anexo 14) se asociaron positivamente con la categoría alimentaria basura; lo que indica que la ocurrencia de basura como resto alimenticio se asocia estrechamente con la presencia de estos dos géneros parasitarios, con OR y riesgo de ocurrencia de 8.3333 y 6.5882 veces, respectivamente, al contener dicho componente alimentario. Y no existió asociación del género *Iodamoeba* spp. ($p 0.047$, IC 0.9346-7.9708, Anexo 8) OR de 2.7293, con el componente basura. Hablando específicamente del género *Iodamoeba* spp., es considerado no patógeno, pero su reproducción es asexual, lo que permite su mantenimiento en el medio (Unzaga y Zonta, 2018), y además, es un indicador de contaminación fecal (Sard, 2011). En cuanto al género *Sarcocystis* spp., este presenta un periodo de excreción muy prolongado, lo que ocasiona que carnívoros se puedan reinfectar, y se sabe que las aves y artrópodos contribuyen a su propagación (Lucas, 2013).

7. CONCLUSIONES

Este estudio demuestra que la población de coyote en Samalayuca funge como reservorio y dispersor de quistes y ooquistes viables de una gran cantidad de géneros de enteroprotzoarios zoonóticos. El coyote es una especie susceptible a las modificaciones de su entorno, pero del mismo modo tiene una gran capacidad de adaptación y una población exitosa, lo que lo expone a un alto índice de interacción con otras especies y en consecuencia, a un nivel de transmisión de infecciones y diseminación alta de las mismas, que se ve favorecida en entornos alterados. Por lo tanto, esta especie puede considerarse como un indicador, centinela, para monitorear la presencia de protistas entéricos y otros agentes etiológicos en Samalayuca.

La transmisión de parásitos gastroentéricos e infección, requieren de múltiples factores predisponentes para su desarrollo, en este estudio se identificó asociación entre la presencia de protistas entéricos en heces de coyote de Samalayuca, con el hábitat estudiado, las estaciones anuales y los alimentos consumidos, lo que sugiere que la dieta del huésped, condiciones medioambientales, la cercanía de la especie a asentamientos humanos y sus interacciones con otras especies, incluidos los animales domésticos, como perros, ganado equino y bovino, son factores involucrados con la viabilidad de la transmisión de protistas entéricos.

Por lo tanto, para este proyecto, existió asociación entre la prevalencia de protistas entéricos en heces de *Canis latrans* de Samalayuca, y el hábitat, la estacionalidad y los restos de alimentos consumidos. La continuidad y replicación de estos estudios en corredores biológicos prioritarios y especies hospederas, permitirán determinar las medidas necesarias para mantener una salud ecosistémica integral.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Accuweather. (2020). <https://www.accuweather.com/> (Consultado 10 marzo 2020)
- Acuña, A. (2012). Instituto de Higiene. Protozoarios intestinales patógenos [PDF]. <http://www.higiene.edu.uy/parasito/cong/protpat.pdf> (Consultado 01 enero 2020.)
- Aguirre, A. (2009). Wild canids as sentinels of ecological health: a conservation medicine perspective. *Parasites and vectors*, 2(1): 1-8.
- Álvarez A. R. (2006). Los protozoos. Características generales y su rol como agentes patógenos. *Ciencia Veterinaria*, 8(1): 62-71.
- Aquino, J. M., S. G.Vargas, B.López, E.Neri, y R. Bernal. (2012). Comparación de dos nuevas técnicas de sedimentación y métodos convencionales para la recuperación de parásitos intestinales. *Revista Latinoamericana de Patología Clínica*. 59(4): 233-242.
- Aranda Sánchez, J. M. (2012). Descripción de los rastros. Cánidos: Familia Canidae. En Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México. Cuernavaca, Morelos, México. CONABIO. P. 103-109.
- Arriaga, L. J. (2000). Regiones terrestres prioritarias de México. D.F., México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.
- Arther, R. G., y G. Post. (1977). Coccidia of coyotes in Eastern Colorado. *Journal of Wildlife Diseases*. 13(1): 97-100.
- Ash, R. L., y T. C. Orihel. (2010). Atlas de parasitología humana (5a ed.). Buenos Aires: Editorial Médica Panamericana.
- Baker, J. (1965). The evolution of Parasitic Protozoa. En T. A., Evolution of Parasites. Blackwell Scientific Publications. Oxford. P. 1-28.
- Beisaw, A. M. (2013). Identifying and interpreting animal bones: a manual (Vol. 18). Texas A&M University Press.
- Beldomenico, P. M., y M. Begon. (2010). Disease spread, susceptibility and infection intensity: vicious circles?. *Trends in Ecology & Evolution*. 25(1): 21-27.
- Berenguer, J. G. (2007). Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario (Vol. 31). Edicions Universitat Barcelona.
- Betancourt, J. (2011). Parasitología veterinaria y cambio climático. *Biomédica Colombia*. 31(3): 279-282.
- Bixel, K. D. (1995). Survey of the endoparasites of south central Pennsylvania coyotes using fecal analysis. *Journal of the Pennsylvania Academy of Science*. 17-21.

- Bordes, F., y S. Morand. (2011). The impact of multiple infections on wild animal hosts: a review. *Infection Ecology & Epidemiology*. 1(1): 7346.
- Borrego, B. (2010). Influencia de factores ambientales y desnutrición en parasitosis intestinales en preescolares de centros municipales de bienestar infantil en Ciudad Juárez en 2009. Tesis de Maestría. Salud pública. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. Ciudad Juárez, Chih. México.
- Botero, D., y M. Restrepo. (2008). Parasitosis humanas. Corporación para investigaciones Biológicas. Colombia.
- Brzeski, K. E., R. B. Harrison, W. T. Waddell, K. N. Wolf, D. R. Rabon, y S. S. Taylor. (2015). Infectious disease and red wolf conservation: assessment of disease occurrence and associated risks. *Journal of Mammalogy*. 96 (4), 751-761.
- Caraballo-Guzmán, A. C., A. Jaramillo, y J. Loaiza. (2007). Prevalencia de parásitos intestinales en caninos atendidos en el Centro de Veterinaria y Zootecnia de la Universidad CES, 2007. *CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*. 2(2): 24-31.
- Castro, R. F. (2010). La situación actual de las zoonosis más frecuentes en el mundo. *Gaceta Médica de México*. 146(6): 423-429.
- Castro, J. E. (2014). Técnicas moleculares para el estudio de parásitos. En *Parasitología médica* (Vol. 4e). p. 391.
- Cavalier-Smith, T. (1993). The Protozoan phylum Opalozoa. *Journal of Eukaryotic Microbiology* 40(5): 609-615.
- CDC. (1998). DPDx—Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. Non-pathogenic flagellates. Centers for disease control and prevention.: https://www.cdc.gov/dpdx/nonpathogenic_flagellates/index.html (Consultado octubre 2019)
- CDC. (2013). Parasites cyclosporiasis (Cyclospora infection). Centers for Disease Control and Prevention: https://www.cdc.gov/parasites/cyclosporiasis/gen_info/faqs.html#what_cyclo (Consultado octubre 2019.)
- CDC. (2016). Parásitos. Acerca de los parásitos. Protozoos. Centro para el control y prevención de enfermedades.: <https://www.cdc.gov/parasites/es/about.html> (Consultado octubre 2019.)
- CDC. (2019). Dientamoeba fragilis infection. Centers for disease control and prevention. DPDx Laboratory identification of parasites of public health concern.: <https://www.cdc.gov/dpdx/dientamoeba/index.html> (Consultado octubre 2019.)

- Čepička, I. (2008). Enteromonas. Tree of life web project: <http://tolweb.org/Enteromonas/97365> (Consultado octubre 2019.)
- Čepička, I., M. F. Dolan, y G. H. Gile. (2016). Parabasalia. En Handbook of the Protists. Springer International Publishing AG. P. 1-34.
- Clemente-Sánchez, F., J. Palacio-Núñez, y E. Carreón-Hernández. (2017). Reproducción, estructura, movimientos y densidad de coyotes (*Canis latrans* Say) bajo control, en la región semiárida de San Luis Potosí, México. *Agroproductividad*. 10(5): 33-38.
- CONABIO (2016). Estrategias Estatales de Biodiversidad. https://www.biodiversidad.gob.mx/region/EEB/pdf/Apendices_Chihuahua.pdf (Consultado diciembre 2019.)
- CONABIO. (s.f.) Samalayuca. http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rhp_033.html (Consultado marzo 2019.)
- CONAGUA. (2018). Estaciones climatológicas smn.conagua.gob.mx: <https://smn.cna.gob.mx/tools/RESOURCES/estacion/EstacionesClimatologicas.kmz> (Consultado 20 febrero 2019).
- CONANP. (2013). Programa de Manejo Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca. México. https://simec.conanp.gob.mx/pdf_libro_pm/33_libro_pm.pdf. (Consultado 20 febrero 2019.)
- CONANP. (2019). SIMEC. Médanos de Samalayuca: https://simec.conanp.gob.mx/ficha_pdf.php?anp=33®=3 (Consultado Diciembre 2019.)
- Conder, G. A., y R. M. Loveless. (1978). Parasites of the coyote (*Canis latrans*) in central Utah. *Journal of Wildlife Diseases*. 14(2): 247-249.
- Cooperrider, A. Y., R. J. Boyd, y H. R. Stuart. (1986). Inventory and monitoring of wildlife habitat. US Department of interior.
- Corripio, I. F. (2010). Diagnóstico de las parasitosis intestinales mediante detección de coproantígenos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*. 28: 33-39.
- Davidson, W. R., M. J. Appel, G. L. Doster, O. E. Baker, y J. F. Brown. (1992). Diseases and parasites of red foxes, gray foxes, and coyotes from commercial sources selling to fox-chasing enclosures. *Journal of Wildlife Diseases*. 28(4): 581-589.
- Devera, R. (2014). ¿ *Blastocystis* spp. O *B. hominis*? ¿ Protozoario o chromista? *Saber*. 26(4): 488-490.

- Dinerstein E., D. Olson, J. Atchley, C. Loucks, S. Contreras-Balderas, R. Abell, E. Iñigo, E. Enkerlin, C.E. Williams y G. Castilleja. (1999) Ecoregion-based conservation in the Chihuahuan Desert: a biological assessment and biodiversity vision. WWF, CONABIO, PRONATURA and ITESM, Washington, DC, USA
- Dinkins, J. B., M. R. Conover, C. P. Kirol, J. L. Beck, y S. N. Frey. (2016). Effects of common raven and coyote removal and temporal variation in climate on greater sage-grouse nesting success. *Biological Conservation*. 202: 50-58.
- Dobson, A. P., y P. J. Hudson. (1986). Parasites, disease and the structure of ecological communities. *Trends in Ecology & Evolution*. 1(1): 11-15.
- Donaldson, A. I. (1978). Factors influencing the dispersal, survival and deposition of airborne pathogens of farm animals. *Veterinary Bulletin*. 83-94.
- Dubey, J., y J. Williams. (1980). *Hammondia heydorni* infection in sheep, goats, moose, dogs and coyotes. *Parasitolog*. 818: 123-127.
- Duszynski, D. W., y P. G. Wilber. (1997). A guideline for the preparation of species descriptions in the eimeriidae. *Journal of Parasitology*. 83(2): 333-336.
- Elliot-Hogg, E. E. (2014). A tale of two cities: Coexisting with coyotes in an urban environment. Thesis for the Degree of International Nature Conservation. Lincoln University.
- Enríquez-Anchondo, I. D. (2003). Las cactáceas de Samalayuca. *Ciencia en la frontera*. 2(1): 55-62.
- Enríquez, I. y M.P. Olivas. (1999). La vegetación de nuestro desierto de Samalayuca, un ambiente fascinante. *Ciencia en la frontera: revista de ciencia y tecnología de la UACJ*. 1(1): 33-37.
- Espinosa-Graciano, E. M., y R. García-Collazo. (2017). Dieta estacional del coyote (*Canis latrans*) en el parque estatal Sierra de Tepetzotlán, Estado de México. *BIOCYT*. 10(37): 687-696.
- Ezquiaga, M. C., M. Superina y G. T. Navone. (2009). Parásitos intestinales de *Zaedyus pichiy* (*Xenarthra-Dasyopodidae*) de Mendoza, Argentina. *Mastozoología Neotropical*. 16: 309-319.
- Farga-Martí, M. (s.f.). *Isospora belli*. SEIMC. <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/isoporabelli.pdf> (Consultado enero 2020.)
- Fayer, R., D. H. Esposito, y J. P. Dubey. (2015). Human Infections with *Sarcocystis* Species. *Clinical Microbiology Reviews*. 28(2): 295-311.
- Fletcher, S. M. (2012). Enteric protozoa in the developed world: a public health perspective. *Clinical microbiology reviews*. 25(3): 420-449.

- Flores-Margez, J. P., A. Olivas-Enriquez, E. Hurtado-Jimenez, R. Gardea-Torresdey, J.L. Borrego-Ponce, A. Rodriguez-Esparza, M.A. Lizárraga-Bustamante, G.M. Agüero-Reyes, L.C. Salazar-Monreal y A. Corral-Díaz, B. (2010). Gastrointestinal diseases and causal effects in the Valle de Juárez, Chihuahua, México.
- Fuentenebro, A. J. (2017). Papel patógeno de *Blastocystis* spp. doctoral dissertation. Universidad Complutense. Madrid, España.
- Gallina-Tesaro, S. (2011a). Técnicas para conocer la dieta. En S. Gallina-Tesaro y C. López González, Manual de técnicas para el estudio de la fauna. Querétaro: INECOL. p. 215-235.
- Gallina-Tesaro, S. (2011b). Características y evaluación del hábitat. En Manual de técnicas para el estudio de la fauna. Querétaro, México. INECOL/UAQ. p. 281-316.
- Galvan-Díaz, A. L., V. Herrera-Jaramillo, Z. M. Santos-Rodríguez, y M. Delgado-Naranjo. (2008). Coloraciones Ziehl-Neelsen y Safranina modificadas para el Diagnóstico de *Cyclospora cayentanensis*. Revista de Salud Pública. 10: 488-493.
- Gárate T., F. I. (2008). Diagnóstico de las parasitosis intestinales. Aplicación de nuevas herramientas. Gh continuada. 7(2): 66-70.
- García, E. (2004). Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (Quinta ed., Vol. 6). I. d. de Ed. México, México. UNAM Serie Libros.
- García-Moreno, A. (2013). Apuntes de Zoología. Protozoos 2. Reino Protista: Subreino Protozoa (Protoctista). UCM. <https://www.ucm.es/data/cont/docs/465-2013-08-22-A6%20Reino%20PROTISTA.pdf> (Consultado 26 noviembre 2019)
- Gatica-Colima, A. B. (1999). El desierto chihuahuense. Que sabemos de él?. Ciencia en la frontera: revista de ciencia y tecnología de la UACJ, 1(1): 23-27.
- Gatica-Colima, A.B. (2017). La Fauna Silvestre en Ciudad Juárez. Cómo se estudia y su comportamiento. Arena. <https://medium.com/revista-arena/la-fauna-silvestre-en-ciudad-ju%C3%A1rez-c%C3%B3mo-se-estudia-y-su-comportamiento-8c40ab1148c1> (Consultado octubre 2020)
- Gatica-Colima, A.B. (2019). Inventario multitaxonómico del ANP Médanos de Samalayuca (PJ018). Reporte final. CONABIO, CONANP, UACJ.
- Gehrt, S. D. (2007). Ecology of coyotes in urban landscapes. Wildlife Damage Management Conferences, 303-311. University of Nebraska-Lincoln, E.U.A.
- Girard de Kaminsky, R. (2003). Manual de parasitología. Métodos para laboratorios de atención primaria de salud. Nueva Orleans. Universidad de Tulane.

- Gómez-Calderín, V. A. (2018). Universidad de Antioquía. Laboratorio virtual de parásitos humanos. <http://medicina.udea.edu.co/parasitologia/Mastigophora.html> (Consultado octubre 2019.)
- Gompper, M. R. Goodman, R. Kays, J. Ray y C. Fiorello. (2003). Survey of the Parasites of Coyotes (*Canis latrans*) in New York based on Fecal Analysis. *Journal of Wildlife Diseases*. 39(3): 712-717.
- Grajales-Tam, K. M., y A. González – Romero. (2014). Determinación de la dieta estacional del coyote (*Canis latrans*) en la región norte de la Reserva de la Biósfera Mapimi, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 85: 553-564.
- Granados-Sánchez, D., A. Sánchez-González, R. L. Victorino y A. B. Rosa. (2011). Ecología de la vegetación del desierto chihuahuense. *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del Ambiente* 17: 111-130.
- Grigione, M., P. Burman, S. Clavio, S. Harper, D. Manning y R. Sarno. (2013). A comparative study between enteric parasites of Coyotes in a protected and suburban habitat. *Urban Ecosystems*. 17(1): 1-10.
- Grubbs, S., y P. Krausman. (2009). Use of urban landscape by coyotes. *The Southwestern Naturalist*. 54(1):1-12.
- Hennessy, C. A. (2007). Mating strategies and pack structure of coyotes in an urban landscape: a genetic investigation. Doctoral dissertation. Ohio State University, E.U.A.
- Hermosilla, C., S. Kleinertz, S. M. Liliana, J. Hirzmann, D. Huber, J. Kusak y A. Taubert. (2016). Protozoan and helminth parasite fauna of free-living Croatian wild wolves (*Canis lupus*) analyzed by scat collection. *Veterinary Parasitology*. 233: 14-19.
- Hermoso de Mendoza García, M., F. Soler Rodríguez y M. Pérez López. (2008). Los mamíferos salvajes terrestres como bioindicadores: nuevos avances en ecotoxicología. *Observatorio Medioambiental*. 11: 37-62.
- Hernández-Camacho, N. y R. F. Pineda-López. (2012). Primer registro de *Dirofilaria immitis* (Spirurida: Onchocercidae) En coyotes de México. *Acta Zoológica Mexicana*, 659-662.
- Hernández, L., M. Delibes y E. Ezcurra. (1993). Activity pattern, homerange, hábitat preferences by coyote (*Canis latrans*) in the Mapimi Biosphere Reserve of the Chihuahuan Desert, Mexico. *Acta Vertebrata*. 20: 276-283.
- Hernández, L., y J. W. Laundré. (2014). Coyotes en México. En R. Valdez, y J. A. Ortega S., *Ecología y manejo de Fauna Silvestre en México*. México: Biblioteca Básica de Agricultura. p. 271-296.

- HHS. (2018). Centers of disease control and prevention. Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. <https://www.cdc.gov/dpdx/amebiasis/index.html> (Consultado octubre 2020.)
- Hody, J. y R. Kays. (2018). Mapping the expansion of coyotes (*Canis latrans*) across North and Central America. *ZooKeys*. 759: 81-97.
- Holguin-Rios, E. (2018). Sarcocistosis. <https://www.slideshare.net/SamyHolguin/sarcocystis-sp> (Consultado noviembre 2020)
- Hoyt, C. A. (2002). The Chihuahuan Desert: Diversity at Risk. *Endangered Species Bulletin*. 27(2): 03-06.
- INE-SEMARNAT. (2005). Procuraduría Ambiental y del Ordenamiento Territorial de la CDMX. Capítulo 4. Biodiversidad Paot: www.paot.org.mx > centro > ine-semarnat > situacion05 > cap4. (Consultado diciembre 2019.)
- INEGI. (2008). Geografía de México. Distribucion de la poblacion de la poblacion mexicana y su economia sectorial. https://www.inegi.org.mx/inegi/spc/doc/INTERNET/1-GEOGRAFIADDEMEXICO/MANUAL_DISTRIB_POB_MEX_VS_ENERO_29_2008.pdf (Consultado febrero 2020)
- K-State. (2005). *Chilomastix mesnili*. Parasitology laboratory. Biology 625 Animal Parasitology. Supplemental visual material. <https://www.k-state.edu/parasitology/625tutorials/Protozoa05.html> (Consultado diciembre 2019.)
- Kaeslin, E., I. Redmond y N. Dudley. (2013). La fauna silvestre en un clima cambiante. FAO, Roma (Italia). 167:114.
- Kays, R. (2018). The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T3745A103893556. The UICN. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T3745A103893556.en> (Consultado octubre 2019)
- Kindlin, L. R., C. M. Kindlin y R. L. Stewart Jr. (2013). Survey of the Prevalence and Diversity of Intestinal Parasites Through Scat Analysis of Canids at Letterkenny Army Depot, Franklin County, Pennsylvania. *Journal of the Pennsylvania Academy of Science*. 87(1): 20-26.
- Kokan, A., M. Olson, A. Buret, D. Duszynski y S. Upton. (2001). Protozoans. En W. Samuel, M. Pybus, y A. Kocan, *Parasitic Diseases of Wild Mammals*. Second ed. Iowa, USA. Iowa State University Press / Ames. p. 397-416
- Kotovich, V. (2018). *Giardia intestinalis*. https://sites.google.com/site/giardiaintestinalisvalkotovich/_/rsrc/1472872633438/home/characteristics-of-giardia-intestinalis/Picture1.png (Consultado octubre 2019.)

- Lagana, S. (2010). Atlas of human intestinal protozoa microscopic identification. http://www.atlas-protozoa.com/gallery.php?SOT_CAP=A_IODA&link=index.php#1 (Consultado octubre 2019.)
- Lemos-Espinal, J. A. (1994). The distribution of the prairie rattlesnake (*Crotalus v. viridis*) in Mexico. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society*. 30(4): 143-148.
- Liccioli, S., C. Bialowas, K. Ruckstuhl y A. Massolo. (2015). Feeding Ecology Informs Parasite Epidemiology. Prey Selection Modulates Encounter Rate with *Echinococcus multilocularis* in Urban Coyotes. *PLOS ONE*. 10(3): 1-14.
- Liccioli, S., S. Catalano, S. Kutz, M. Lejeune, G. Verocai, P. Duignan y A. Massolo. (2012). Gastrointestinal parasites of coyotes (*Canis latrans*) in the metropolitan area of Calgary, Alberta, Canada. *Canadian Journal of Zoology*. 90: 1023-1030.
- Lindsay, D. S., E. J. Kelly, R. D. McKown, F. J. Stein, J. Plozer, J. Herman y J. P. Dubey. (1996). Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in coyotes (*Canis latrans*) and experimental infections of coyotes with *Neospora caninum*. *The Journal of parasitology*. 657-659.
- Lucas, J. R. (2013). Sarcocistosis como problema de salud pública. *Peruv j parasitol*. 21(1): e20-e31.
- Luna-Estrada, M., M. Á. Mosqueda - Cabrera y J. Servín. 2017. Nuevos registros de helmintos en coyote *Canis latrans impavidus* (Carnivora: canidae) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 88(1): 250-252.
- Magaró, H., A. Uttaro, E. Serra, P. Ponce de Leon, C. Echenique, I. Nocito y P. Indelman. (1994). Técnicas de diagnóstico parasitológico. Rosario: Facultad de ciencias bioquímicas y farmacéuticas. Universidad Nacional de Rosario.
- Marín-Sánchez, A., M. Briones - Salas, R. López - Wilchis y J. Servín. (2015). Ámbito hogareño del coyote (*Canis latrans*) en un bosque templado de la sierra Madre de Oaxaca, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 86(2): 440-447.
- Martínez, J. I., M. C. Borges, M. C. Díaz, M. S. Suárez, Q. L. Hernández y J. B. Del Castillo. (2012). Folleto de protozoología y técnicas parasitológicas. *Medisur*. 10(2): 151-162.
- Mayén-Estrada, R.M., M.E. Reyes-Santos, M. E. Vicencio-Aguilar y R. Aguilar-Aguilar. (2016). Protozarios (Protozoa). La biodiversidad en la Ciudad de México, II. CONABIO/SEDEMA, México. p. 204-208.

- MCD. (2009). Medical Care Development International. Diagnostic findings. Intestinal amebae.: http://mcdinternational.org/trainings/malaria/english/dpdx5/html/Frames/G-L/IntestinalAmebae/body_IntestinalAmebae_mic1 (Consultado diciembre 2019.)
- McHardy, I. H., M. Wu, R. Shimizu-Cohen, M. R. Couturier y R. M. Humphries. (2014). Detection of Intestinal Protozoa in the Clinical Laboratory. *Journal of Clinical Microbiology*. 52(3): 712-720.
- Mergani, M., M. S. Mohammed, N. Khan y M. Bano. (2014). Detection of intestinal protozoa by using different methods. *Dentistry and Medical Research*. 2(2): 28-32.
- Mes, T. H., M. Eysker y H. W. Ploeger. (2007). A simple, robust and semi-automated parasite egg isolation protocol. *Nature Protocols*. 2: 487-489.
- Mino-Botello, D., E. Romero-Callejas, O. Ramírez-Bravo y A. Aguilar Ubeda. (2016). Determinación de parásitos gastrointestinales en carnívoros en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana (Nueva Serie)*. 32(2): 210-212.
- Mohamed, R. (2018). *Chilomastix mesnili* Troph. <http://hasshe.com/img/s/DKq7tQAGfy3iRe1wgl1mfQHaFj.jpg%20structure> (Consultado noviembre 2019.)
- Monferran, M. C. (2003). Parasitosis intestinales en relación con la cultura higiénica de poblaciones rurales de Catamarca. *Revista Argentina de Antropología Biológica*. 5.
- Monsalve, S., S. Mattar y M. Gonzalez. (2009). Zoonosis transmitidas por animales silvestres y su impacto en las enfermedades emergentes y reemergentes. *Revista MVZ Córdoba*. 14(2): 1762-1773.
- Morales-Salinas, E. (2016). Neosporosis bovina. *Portal Veterinaria*.
- Musto, A., N. Bosisio, M. Do Nascimento, J. Iserte, M. Orellana, R. Rota, E. Ramírez y B. Stephan. (2013). *Manual de microbiología y parasitología*. Universidad Nacional Arturo Jauretche. Argentina.
- Naturalista. (2019). Lista de comprobación de Juárez. *California Academy of Sciences y National Geographic Society*. <https://www.naturalista.mx/places/juarez-mx-cl-mex> (Consultado 1 enero 2020).
- Nature. (2020). Chihuahuan Desert. *The Nature Conservancy*. <https://www.nature.org> (Consultado 16 05 2020).
- Navone, G. T., M. I. Gamboa, L. E. Kozubsky, M. E. Costas, M. S. Cardozo, M. N. Sisiauskas y M. González. (2005). Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres

- diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Parasitología latinoamericana*. 60(3-4): 178-181.
- Niehaus, C., I. Valerio, K. Blanco y M. Chinchilla. (2011). Presencia de protozoarios y microorganismos relacionados con procesos de inmunosupresión humana en coyotes (*Canis latrans*: Canidae) del Parque Nacional Volcán Irazú y campo agrícola limítrofe en Costa Rica. *Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología* 197-205.
- Niehaus, C., I. Valerio, K. Blanco, y M. Chinchilla. (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.
- NPS. (2018). Chihuahuan Desert Inventory y Monitoring Network. Chihuahuan Desert Ecoregion. <https://www.nps.gov/im/chdn/ecoregion.htm> (Consultado diciembre 2019.)
- Núñez, F. (2001). Chilomastix. En L. A., V.-D. M.M., y Z. J.L., *Microbiología y Parasitología Médicas* (Vol. II). Editorial de Ciencias Médicas. Habana, Cuba.
- OIE. (2010). Manual de formación sobre las enfermedades y vigilancia de los animales silvestres. OIE. París, Francia.
- OIE. (2015). Enfermedades de los animales silvestres. Organización Mundial de Sanidad Animal. https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Media_Center/docs/pdf/Fact_sheets/WD_ES.pdf (Consultado enero 2020.)
- OMS. (1992). Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica. OMS. Ginebra.
- OMS. (1995). Clasificación estadística internacional de enfermedades y problemas relacionados con la salud. Pan American Health Org. E.U.A
- Oppliger, A., J. Clobert, J. Lecomte, P. Lorenzon, K. Boudjemadi y H. John-Alder. (1998). Environmental stress increases the prevalence and intensity of blood parasite infection in the common lizard *Lacerta vivipara*. *Ecology letters*. 1(2): 129-138.
- Otranto, D., C. Cantacessi, M. Pfeffer, F. Dantas-Torres, E. Brianti, P. Deplazes y G. Capelli. (2015). The role of wild canids and felids in spreading parasites to dogs and cats in Europe. Part I: Protozoa and tick-borne agents. *Veterinary Parasitology*. 213(1-2) 24-37.
- Otranto, D., y P. Deplazes. (2019). Zoonotic nematodes of wild carnivores. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife*. 9:370-383.
- Pajuelo Camacho, G., D. Lujan Roca y B. Paredes Perez. (2005). Estudio de enteroparásitos en el Hospital de Emergencias Pediátricas, Lima-Perú. *Revista Médica Herediana*. 16(3): 178-183.

- Paulos, S., M. Mateo, A. de Lucio, M. Hernández-de Mingo, B. Bailo, J. M. Saugar y D. Carmena. (2016). Evaluation of five commercial methods for the extraction and purification of DNA from human faecal samples for downstream molecular detection. *Journal of microbiological methods*. 127: 68-73.
- Pearson, R. (2018). Manual MSD. Introducción a las infecciones parasitarias. <https://www.msmanuals.com/es/hogar/infecciones/infecciones-parasitarias/introducci%C3%B3n-a-las-infecciones-parasitarias> (Consultado enero 2020.)
- Pérez-Ponce de León, G. P. L. (2001). Los parásitos en el contexto de la biodiversidad y la conservación. *Biodiversitas*. 34: 11-15.
- Perrucci, S. G., S. Nardoni, A. Zbriger, G. Lubas y F. Mancianti. (2017). *Neospora caninum* oocyst shedding in a naturally infected dog from Italy. *Veterinary Parasitology. Regional Studies and Reports*. 8: 10-12.
- Poessel, S., E. Gese y J. Young. (2017). Environmental factors influencing the occurrence of coyotes and conflicts in urban areas. *Landscape and Urban Planning*. 259-269.
- Quijada, G. S. (2019). Samalayuca. Biblioteca Virtual UACJ. https://bivir.uacj.mx/bivir_pp/cronicas/samalayuca.htm (Consultado octubre 2019.)
- Ramírez-Albores, J. E., y L. S. León-Paniagua. (2014). Distribución del coyote (*Canis latrans*) en el Continente Americano. *Biocenosis*. 29(1-2): 67-73.
- Razavi, S. M., A. Oryan, E. R. akhshandehroo, A. Moshiri y A. Mootabi. (2010). *Eimeria* species in wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Fars province, Iran. *Tropical biomedicine*. 27(3): 470-475.
- Ríos-Arana, J. V. R. (2019). Limnological characteristics and rotifer community composition of Northern Mexico Chihuahuan deser Springs. *Journal of Arid Environments*. 160: 32-41.
- Rivera, F. L. (1992). Seasonal distribution of air-borne protozoa in Mexico City and its suburbs. *Water, Air, and Soil Pollution*. 61(1-2): 17-36.
- Rivera, F., F. Lares, P. BoniUa, E. Ramirez, P. Ramirez y A. Paulin. (1988). Pathogenic Amoebae Isolated from the Atmosphere of Mexico City and Environs. *Hazardous Waste. Detection, Control, Treatment*. 61:17-36.
- Rodríguez-Diego, J. G. (2010). Evolución de los protozoos. *Revista de Salud Animal*. 32(2): 118-120.
- Rodríguez-Martínez, A. (2011). Distribución y abundancia del coyote (*Canis latrans*) en el centro del desierto Chihuahuense en México. Tesis de Maestría en Ciencias en Recursos Bióticos.

- Santiago de Queretaro, Querétaro, México: Facultad de ciencias naturales. Universidad Autónoma de Querétaro. México.
- Rodríguez-Vivas R. I., J. F. Torres-Acosta, A. J. Aguilar-Caballero, M. Bolio-González, G. Ramírez-Cruz y L. Cob Galera. (2005). Protozoos gastrointestinales de animales domésticos y silvestres. *Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. Enfermedades asociadas a la biodiversidad* 5: 298-299.
- Romo, L. (2010). Programa de ordenamiento ecológico territorial del municipio de Juárez. POET – IMIP. <http://www.imip.org.mx/Images/proyectos/planes/pdfs/POET.pdf> (Consultado diciembre 2019.)
- Rossanigo, C. (2007). Coccidiosis y Criptosporidiosis. Enfermedades parasitarias de los bovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América. En V. H. Suárez, *Enfermedades parasitarias de los ovinos y otros rumiantes menores en el cono sur de América*. INTA. p. 231-236.
- Ryan, K. J. (2011). *Sherris: microbiología médica* (Vol. 5a). McGraw Hill. Mexico
- Sangster, C., D. Bergeson, C. Lutze-Wallace, V. Crichton y 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. *Journal of Wildlife Diseases*. 43(3): 432-438.
- Santiago-Quijada, G. (1998). *Crónicas Biblioteca virtual UACJ. Samalayuca*. https://bivir.uacj.mx/bivir_pp/cronicas/samalayuca.htm (Consultado noviembre 2019.)
- Santin, M., K. Ludwig, R. Fayer y J. M. Trout. (2003). First report of *Giardia* in coyotes (*Canis latrans*). *The Journal of eukaryotic microbiology*. 50(6): 709-709.
- Sard, B. G. (2011). Amebas intestinales no patógenas: una visión clinicoanalítica. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*. 29: 20-28.
- Shah, R. (2018). Protozoa Present in Animal Body. <http://www.biologydiscussion.com/invertebrate-zoology/protozoa/protozoa-present-in-animal-body/28438> (Consultado diciembre 2019.)
- Sieben, K., A. D. Rippen y B. K. Eriksson. (2011). Cascading effects from predator removal depend on resource availability in a benthic food web. *Marine biology*. 158(2): 391-400.
- Sleigh, M. (1989). *Protozoa and other protists*. Cambridge University Press, Cambridge. E.U.A.
- Sleigh, M. (2001). Protozoa. En *The encyclopedia of life sciences*. Londres: Nature Publishing Group.
- Smith-Caldas, M., y C. Herren. (2018). *General Microbiology BIOL 455*. OpenStax College Microbiology. <https://cnx.org/contents/kxd8RhSc@1.9:zqoApFqX@4/Protozoa> (Consultado diciembre 2019.)

- Sprenger, L. K., U. Y. Yoshitani, A. Buzatti y M. B. Molento. (2018). Occurrence of gastrointestinal parasites in wild animals in State of Paraná, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*. 90(1): 231-238.
- Stieve, E., K. Beckmen, S. A. Kania, A. Widner y S. Patton. (2010). Neospora caninum and Toxoplasma gondii antibody prevalence in Alaska wildlife. *Journal of wildlife diseases*. 46(2): 348-355.
- Stem KR. 2018. Stem KR beta. In science. <https://stemkr.com/science/@abbeycity/a-seminar-work-on-trichomonas-vaginalis-pt1> (Consultado enero 2020.)
- Taylor, M., R. L. Coop y R. L. Wall. 2016. *Veterinary Parasitology*. Wiley Blackwell. U.K.
- Tenjo-Morales, A. I., y E. Cárdenas-Castro. (2015). Importancia y utilidad de los bioindicadores acuáticos. *Genetics and Biogeography of Sandfly Disease vectors*. 5: 40-48.
- Thompson, R. A., D. D. Colwell, T. Shury, A. J. Appelbee, C. Read, Z. Njiru y M. E. Olson. (2009). The molecular epidemiology of Cryptosporidium and Giardia infections in coyotes from Alberta, Canada, and observations on some cohabiting parasites. *Veterinary parasitology*. 159(2): 167-170.
- Thompson, R. A., y L. Polley. (2015). Parasites of wildlife – Special issue. *International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife*. 4(2): 197.
- Thornton, J. E., R. R. Bell y M. J. Reardon. (1974). Internal parasites of coyotes in southern Texas. *Journal of Wildlife Diseases*. 10(3): 232-236.
- Trout, J. M., M. Santín y R. Fayer. (2006). Giardia and Cryptosporidium species and genotypes in coyotes (Canis latrans). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 37(2): 141-144.
- Ugalde-Ávila, J., D. Granados-Sánchez y A. Sánchez-González. (2008). Sucesión en el matorral desértico de Larrea tridentata (DC.) Cov. en la Sierra de Catorce, San Luis Potosí, México. *Terra Latinoamericana*. 26(2): 153-160.
- Unzaga, J. M., y M. L. Zonta. (2018). *Atlas Comentado de Protozoología*. Buenos Aires. Editorial de la Universidad de La Plata.
- Uribarren-Berrueta, T. (2018). Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina, UNAM. Giardiasis o giardiosis: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/giardiasis.html> (Consultado diciembre 2019.)
- Uribarren-Berrueta, T. (2018). Protozoos-Generalidades. Departamaneto de microbiología y parasitología. Recursos en parasitología. www.facmed.unam.mx.

<http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/generalidades.html>

(Consultado noviembre 2019.)

- Vázquez-Martínez, J. I., M. C. Cedeño Borges, M. Collazo Díaz, M. S. Jiménez Suárez, L. Quintero Hernández y J. Barletta Del Castillo. (2012). Folleto de protozoología y técnicas parasitológicas. *Medisur*. 10(2).
- Wapenaar, W., M. C. Jenkins, R. M. O’Handley y H. M. Barkema. (2006). *Neospora Caninum*-like oocysts observed in feces of free ranging red foxes (*Vulpes vulpes*) and coyotes (*Canis latrans*). *Journal of Parasitology*. 92(6): 1270-1274.
- Ward, J. N, J. W. Hinton, K. L. Johannsen, M. L. Karlin, K. V. Miller y M. J. Chamberlain. (2018). Home range size, vegetation density, and season influences prey use by coyotes (*Canis latrans*). *Plos One*. 13(10): 1-22.
- Watts, A., V. Lukasik, M. J. Fortin y S. Alexander. (2015). Urbanization, Grassland, and Diet Influence Coyote (*Canis latrans*) Parasitism Structure. *Eco Health*. 12(4): 645-659.
- WWF. (2019). Southern North America: Northern Mexico into southwestern United States. NA1303 Deserts and xeric shrublands: <https://www.worldwildlife.org/ecoregions/na1303> (Consultado noviembre 2019.)

ANEXO 1

Permisos de colecta científica expedidos por la 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

Ciudad de México, a 16 de abril de 2018

DRA. CUAUHCIHUATL 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 DGVS, 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 Escártega, 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. CUAUHCIHUATL 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 FUNÉS IZAGUIRRE.

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

- C.C.O. — 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 Asesores de la Subsecretaría de Gestión para la Protección Ambiental. - e-mail: coordinación.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/K5-1383/10/17 - 09/01-1380/10/17 - DGVS-00311/1801 - DGVS-01383/1804)
cymc/colecta Identifica/Autorización _ Cuauhcihuatl Vital (COYOTE MOD B) SUNIVS (13-03-18)

ANEXO 2

Elementos necesarios para preparación de solución SAF para conservación de muestras de heces

REACTIVOS PARA ELABORAR SOLUCIÓN ACÉTICO FORMOLADA AL 5 %	
15 g	Acetato de sodio
20 ml	Ácido acético glacial
40 ml	Formaldehído 40 %
20 ml	Glicerina
cbp 1000 ml	Agua destilada

Fuente: Obtenido de Magaró, et al. (1994).

ANEXO 3

Reactivos para preparación de solución de técnica de Ritchie y procedimiento para elaboración de coproparasitoscópico

REACTIVOS PARA TÉCNICA DE RITCHIE

Formaldehído 10 %	
Solución salina isotónica	
Éter etílico	
Lugol 1 %	

Formaldehído 10 %	
100 ml	Formaldehído 40 %
990 ml	Agua destilada
	<i>Solución salina isotónica 0.85 %</i>
8.5 g	Cloruro de sodio
Cbp 1000 ml	Agua destilada

Lugol 1 %	
1 g	Yodo
2 g	Yoduro potásico
Cbp 300 ml	Agua destilada

PROCEDIMIENTO PARA TÉCNICA DE RITCHIE

-
1. Se tomó la muestra homogenizada con solución SAF (Cuadro 3), y filtró la suspensión con una gasa de 15 cm en un embudo, recogiendo el filtrado en un tubo de ensaye cónico de 15 ml. Se añadió solución salina Cbp 15 ml y se homogenizó. Se tapó el tubo y etiquetó.
 2. Se centrifugó la suspensión durante dos minutos a 2000 rpm.
 3. Se decantó el sobrenadante y resuspendió el sedimento con solución salina 0.85 %.
 4. Se centrifugó nuevamente dos minutos a 2000 rpm y se repitió tres veces este procedimiento, hasta que el sobrenadante fue claro.
 5. Se agregó 10 ml de formaldehído al 10 % y homogenizó con el tubo tapado. Se dejó reposar 10 min.
 6. Se adicionó tres ml de éter. Se tapó el tubo para agitar enérgicamente durante 30 segundos hasta homogenizar.
 7. Se centrifugó durante dos minutos a 3000 rpm.
 8. Se observaron cuatro capas: éter en la superficie, un tapón de restos fecales, formaldehído y sedimento al fondo con los agentes parasitarios.
 9. Se eliminaron las capas de sobrenadante con la ayuda de una pipeta, iniciando por el tapón de residuos, y dejando aproximadamente 2 ml de formaldehído con el sedimento.
 10. Se introdujo la pipeta Pasteur hasta la última capa y se extrajo una gota de sedimento para colocar sobre un portaobjetos.
 11. Se adicionó una gota de lugol y se mezcló con el cubreobjetos. Se colocó el cubreobjetos sobre la muestra para observación microscópica con objetivos 10 x, 40 x y 100 x.
-

Fuente: Obtenido de Botero y Restrepo (2008).

ANEXO 4

Reactivos y procedimiento para tinción de Ziehl Neelsen modificada

REACTIVOS PARA TINCIÓN ZIEHL NEELSEN MODIFICADA

Fucsina fenicada

Solución de alcohol ácido

Solución de azul de metileno

Agua

Fucsina fenicada

1 g Fucsina básica

10 ml Etanol 95 %

100 ml Fenol 5 % en solución acuosa

Solución de alcohol ácido

3 ml Ácido clorhídrico concentrado

97 ml Etanol 95 %

Solución de azul de metileno

1 g Azul de metileno

100 ml Agua destilada

PROCEDIMIENTO PARA TINCIÓN ZIEHL NEELSEN MODIFICADA

-
1. Se realizó una extensión de la muestra fecal concentrada y se secó al aire.
 2. Se fijó el frotis de muestra fecal al fuego, realizando tres pases de dos segundos cada uno, por la superficie opuesta del portaobjetos.
 3. Se tiñó la extensión con fucsina fenicada fría por 15 min.
 4. Se enjuagó con agua de grifo hasta que ésta fue clara.
 5. Se diferenció en alcohol ácido durante un segundo.
 6. Se aclaró con agua de grifo
 7. Se realizó tinción de contraste con azul de metileno durante dos minutos.
 8. Nuevamente se aclaró con agua de grifo
 9. Se escurrió hasta secar
 - 10.** Se examinó al microscopio con objetivo 10, 40 y 100 x.
-

Fuente: Obtenido de Botero y Restrepo (2008), OMS (1992) y estandarización de técnicas.

ANEXO 5

Tamizado de heces para análisis de las categorías alimentarias

TAMIZAJE DE HECES

Secado al sol durante 48 horas, para evitar su degradación por microbios e insectos.

- Pesaje en base seca y registro en base de datos.
Conservación en caja de cartón con un fumigante (paradiclorobenceno), hasta su proceso.
- Dilución en solución jabonosa en relación 1:5 respecto al contenido fecal, y reposo durante 7 días.
- Colado en tamices, de 2mm y 1mm y se enjuague hasta limpiar fragmentos de la materia fecal.
- Secado y separación de los elementos identificados de acuerdo a origen vegetal, mamífero, ave, reptil o basura.

Fuente: Obtenido y adaptado de Gallina-Tesaro (2011)a.

ANEXO 6
Prevalencia de categoría Rizópodos, Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y las categorías alimentarias

<i>RIZÓPODOS</i>							
Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	93	58.13					
Hábitat							
HSDA	44	27.5	0.378	0.539	0.821	0.4377	1.5398
HCDA	49	30.63	0.378	0.539	1.218	0.6494	2.2845
Estación anual							
Invierno	16	10	11.808	0.001	0.2894	0.1402	0.5976
Primavera	28	17.5	2.341	0.126	1.7893	0.845	3.7892
Verano	25	15.63	1.763	0.184	1.685	0.776	3.6564
Otoño	24	15	0.519	0.471	1.3145	0.6217	2.8435
Categorías alimentarias							
Mamífero	89	55.63	1.015	0.314	0.3371	0.0368	3.0865
Ave	9	5.63	0.55	0.458	0.6905	0.2585	1.8447
Reptil	6	3.75	0.286	0.593	1.4713	0.3546	6.1052
Vegetal	64	40	1.003	0.317	1.3995	0.7242	2.7043
Basura	15	9.38	0.043	0.836	1.0962	0.4592	2.6164

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 7
Prevalencia de género *Entamoeba* spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

<i>Entamoeba</i> spp.							
Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	72	45					
Hábitat							
HSDA	33	20.63	0.657	0.418	0.7726	0.4138	1.4425
HCDA	39	24.38	0.657	0.418	1.2944	0.6932	2.4272
Estación anual							
Invierno	8	5	17.636	0	0.1806	0.0772	0.422
Primavera	23	14.38	2.743	0.097	1.8254	0.8914	3.737
Verano	18	11.25	0.259	0.611	1.2105	0.5796	2.5283
Otoño	23	14.38	4.854	0.027	2.2844	1.0851	4.8091
Categorías alimentarias							
Mamífero	68	42.5	2.555	0.11	0.1954	0.0213	1.7887
Ave	10	6.25	0.913	0.339	1.6129	0.6011	4.3281
Reptil	6	3.75	1.808	0.179	3.8636	1.006	14.839
Vegetal	49	30.63	0.343	0.558	1.2174	0.6299	2.3527
Basura	12	7.56	0.108	0.743	1.1538	0.4908	2.7129

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 8

Prevalencia de género *Iodamoeba* spp., Xi cuadrada, Test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	<i>Iodamoeba</i> spp.				
			Xi ² / Test exacto de Fisher	p	OR	IC (α 0.05)	
General	20	12.5					
Hábitat							
HSDA	11	6.88	0.289	0.591	1.2941	0.5049	3.317
HCDA	9	5.63	0.289	0.591	0.774	0.2919	2.013
Estación anual							
Invierno	7	4.38	0.645	0.422	1.499	0.5555	4.0449
Primavera	8	5	2.478	0.115	2.1616	0.8145	5.7368
Verano	4	2.5	0.488	1	0.8106	0.2533	2.5938
Otoño	1	0.63	0.027	0.046	0.1465	0.0189	1.1332
Categorías alimentarias							
Mamífero	20	12.5	0.737	0.391	-1	-1	-1
Ave	2	1.25	0.603	0.297	0.8611	0.1826	4.0608
Reptil	2	1.25	0.914	0.227	2.1111	0.4067	10.9572
Vegetal	16	10	2.094	0.148	2.2921	0.7269	7.228
Basura	6	3.75	3.583	0.058	2.7293	0.9346	7.9708

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 9

Prevalencia de categoría Flagelados, Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	FLAGELADOS				
			Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	98	61.25					
Hábitat							
HSDA	52	32.5	1.375	0.241	1.4654	0.7728	2.7787
HCDA	46	28.75	1.375	0.241	0.6824	0.3579	1.2993
Estación anual							
Invierno	19	11.88	8.348	0.003	0.3559	0.1745	0.7261
Primavera	29	18.13	2.088	0.148	1.7512	0.815	3.7631
Verano	27	16.88	2.787	0.095	1.9775	0.8806	4.4406
Otoño	23	14.38	0.011	0.916	0.9609	0.4558	2.0255
Categorías alimentarias							
Mamífero	95	59.38	0.003	0.954	1.0556	0.1713	6.5029
Ave	8	5	2.413	0.12	0.4622	0.1717	1.2445
Reptil	7	4.38	0.976	0.295	2.3077	0.4636	11.4867
Vegetal	67	41.88	0.843	0.359	1.365	0.7019	2.6547
Basura	16	10	0.944	0.759	1.1481	0.474	2.9028

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 10

Prevalencia de género *Retortamonas* spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	<i>Retortamonas</i> spp.				
			Xi ² / Test exacto de Fisher	p	OR	IC (α 0.05)	
General	63	39.38					
Hábitat							
HSDA	29	18.13	0.465	0.495	0.8018	0.4246	1.5139
HCDA	34	21.25	0.465	0.495	1.2472	0.6605	2.3551
Estación anual							
Invierno	5	3.13	19.949	0	0.1282	0.0472	0.3484
Primavera	23	14.38	6.458	0.011	2.5236	1.2227	5.2087
Verano	19	11.88	2.892	0.089	1.8952	0.9018	3.9828
Otoño	16	10	0.156	0.693	1.1605	0.5537	2.4325
Categorías alimentarias							
Mamífero	61	38.13	0.001	0.977	0.9734	0.158	5.9958
Ave	3	1.88	0.029	0.042	0.2733	0.0757	0.9866
Reptil	4	2.5	0.752	0.739	1.2475	0.3218	4.8353
Vegetal	42	26.25	0.05	0.823	1.0789	0.5516	2.1304
Basura	12	7.5	0.923	0.337	1.5163	0.6306	3.6293

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 11

Prevalencia de género *Giardia* spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	<i>Giardia</i> spp.				
			Xi ² / Test exacto de Fisher	p	OR	IC (α 0.05)	
General	14	8.75					
Hábitat							
HSDA	10	6.25	2.985	0.084	2.7899	0.8368	9.3017
HCDA	4	2.5	0.729	0.099	0.3584	0.1075	1.1951
Estación anual							
Invierno	1	0.63	0.061	0.115	0.1843	0.0234	1.4528
Primavera	2	1.25	0.251	0.522	0.4573	0.0979	2.1355
Verano	4	2.5	0.412	0.74	1.3697	0.4033	4.6519
Otoño	7	4.38	5.838	0.016	3.7097	1.2101	11.3723
Categorías alimentarias							
Mamífero	14	8.75	0.495	0.482	-1	-1	-1
Ave	0	0	0.174	0.174	0	-1	-1
Reptil	1	0.63	0.821	0.571	1.3269	0.1538	11.4515
Vegetal	11	6.88	1.14	0.286	2.0284	0.5414	7.5991
Basura	0	0	0.083	0.129	0	-1	-1

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 12

Prevalencia de género *Dientamoeba* spp., Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

<i>Dientamoeba</i> spp.							
Variabes	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	10	6.25					
Hábitat							
HSDA	1	0.63	0.643		1	0.1026	0.0127 0.8298
HCDA	9	5.63	6.616	0.011		9.75	1.2051 78.8836
Estación anual							
Invierno	1	0.63	0.183	0.287		0.2765	0.034 2.2491
Primavera	6	3.75	6.872	0.009		4.9286	1.3159 18.4597
Verano	3	1.88	0.418	0.698		1.4622	0.3586 5.9622
Otoño	0	0	0.06	0.119		0	-1 -1
Categorías alimentarias							
Mamífero	10	6.25	0.344	0.558		-1	-1 -1
Ave	2	1.25	0.913	0.313		2.0938	0.4086 10.7285
Reptil	0	0	0.551	1		0	-1 -1
Vegetal	8	5	0.977	0.323		2.1856	0.4478 10.6669
Basura	1	0.63	0.517	1		0.5833	0.0254 3.8093

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 13

Prevalencia de género *Cryptosporidium* spp., Xi cuadrada, y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

<i>Cryptosporidium</i> spp.							
Variabes	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	130	81.25					
Hábitat							
HSDA	64	40	0.006	0.939		0.9697	0.4383 2.1452
HCDA	66	41.25	0.006	0.939		1.0312	0.4662 2.2814
Estación anual							
Invierno	37	23.13	0.322	0.571		0.9884	0.3929 2.4862
Primavera	33	20.63	0.021	0.885		0.7146	0.2919 1.7492
Verano	30	18.75	0.001	0.976		0.9857	0.3853 2.5217
Otoño	30	18.75	0.173	0.677		0.825	0.3333 2.0419
Categorías alimentarias							
Mamífero	126	78.75	0.005	0.942		1.0862	0.117 10.0836
Ave	16	10	0.777	0.378		1.9649	0.4267 9.0473
Reptil	7	4.38	0.076	0.784		0.7967	0.157 4.043
Vegetal	90	56.25	3.996	0.046		2.25	1.0041 5.0417
Basura	23	14.38	2.248	0.134		3.0093	0.669 13.5361

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 14

Prevalencia de género *Cyclospora* spp., Xi cuadrada, y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	<i>Cyclospora</i> spp.					
			Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)		
General	17	10.63						
Hábitat								
HSDA	8	5	0.041	0.84	0.9014	0.3292	2.4681	
HCDA	9	5.63	0.041	0.84	1.1094	0.4052	3.0375	
Estación anual								
Invierno	10	6.25	9.361	0.002	4.5798	1.6191	12.9548	
Primavera	2	1.25	0.136	0.242	0.3556	0.0777	1.6267	
Verano	2	1.25	0.195	0.364	0.4114	0.0896	1.8885	
Otoño	3	1.88	0.389	0.764	0.6612	0.1795	2.4358	
Categorías alimentarias								
Mamífero	15	9.38	4.69	0.03	0.1607	0.0248	1.0394	
Ave	6	3.75	11.014	0.001	5.9545	1.872	18.9403	
Reptil	2	1.25	0.944	0.245	2.5905	0.4928	13.6174	
Vegetal	12	7.5	0.208	0.649	1.2903	0.4302	3.8703	
Basura	8	5	14.256	0	6.5882	2.2403	19.3743	

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 15

Prevalencia de género *Eimeria* spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	<i>Eimeria</i> spp.				
			Xi ² / Test exacto de Fisher	p	OR	IC (α 0.05)	
General	21	13.13					
Hábitat							
HSDA	13	8.13	1.518	0.218	1.7973	0.701	4.6084
HCDA	8	5	1.518	0.218	0.5564	0.217	1.4265
Estación anual							
Invierno	14	8.75	18.599	0	7.2667	2.6914	19.6195
Primavera	2	1.25	0.005	0.105	0.2699	0.06	1.2134
Verano	3	1.88	0.231	0.41	0.5147	0.1428	1.8549
Otoño	2	1.25	0.079	0.166	0.3012	0.0668	1.3574
Restos alimenticios							
Mamífero	18	11.25	9.946	0.002	0.0876	0.0137	0.5601
Ave	6	3.75	7.264	0.007	4.2333	1.386	12.9303
Reptil	2	1.25	0.903	0.335	1.985	0.3837	10.2681
Vegetal	12	7.5	0.771	0.38	0.6595	0.2592	1.6777
Basura	6	3.75	3.073	0.08	2.5082	0.8724	7.3159

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 16

Prevalencia de género *Sarcocystis* spp., Xi cuadrada, test exacto de Fisher y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

<i>Sarcocystis</i> spp.							
Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ² / Test exacto Fisher	p	OR	IC (α 0.05)	
General	20	12.5					
Hábitat							
HSDA	10	6.25	0.004	0.952	1.029	0.4031	2.6265
HCDA	10	6.25	0.004	0.952	0.9718	0.3807	2.4806
Estación anual							
Invierno	7	4.38	0.645	0.422	1.499	0.5555	4.0449
Primavera	6	3.75	0.23	0.632	1.2857	0.459	3.6016
Verano	3	1.88	0.27	0.571	0.5502	0.1519	1.9922
Otoño	4	2.5	0.459	0.785	0.7794	0.2439	2.4907
Categorías alimentarias							
Mamífero	18	11.25	3.569	0.059	0.1971	0.0308	1.2603
Ave	4	2.5	0.947	0.247	2.25	0.6597	7.6743
Reptil	1	0.63	0.687	1	0.8684	0.1028	7.3355
Vegetal	16	10	2.094	0.148	2.2921	0.7269	7.228
Basura	10	6.25	20.487	<.0001	8.3333	2.9834	23.2772

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico

ANEXO 17

Prevalencia de categoría Chromistas, género *Blastocystis* spp. Xi cuadrada y Odds ratio respecto al hábitat, a la estación anual y a las categorías alimentarias

<i>Blastocystis</i> spp.							
Variables	Frecuencia (n)	Prevalencia (%)	Xi ²	p	OR	IC (α 0.05)	
General	70	43.75					
Hábitat							
HSDA	32	20	0.667	0.414	0.7704	0.4119	1.4412
HCDA	38	23.75	0.667	0.414	1.298	0.6939	2.428
Estación anual							
Invierno	6	3.75	22.364	0	0.1283	0.0503	0.327
Primavera	34	21.25	34.381	0	11.1984	4.5409	27.6168
Verano	20	12.5	2.077	0.15	1.7176	0.8196	3.5999
Otoño	10	6.25	6.155	0.013	0.3713	0.1595	0.8192
Categorías alimentarias							
Mamífero	67	41.88	0.554	0.457	0.5076	0.0825	3.124
Ave	6	3.75	0.894	0.344	0.6094	0.2166	1.7142
Reptil	6	3.75	2.035	0.154	2.7188	0.6552	11.2818
Vegetal	49	30.63	1.056	0.304	1.4167	0.7282	2.756
Basura	12	7.5	0.218	0.641	1.2255	0.5209	2.8828

HSDA: Hábitat sin disturbio antropogénico. HCDA: Hábitat con disturbio antropogénico