



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
**Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias de la Producción y de la**  
**Salud Animal.**

Facultad De Medicina Veterinaria Y Zootecnia

**Análisis de una base de datos georreferenciada y modelamiento**  
**predictivo de la distribución espacial de los parásitos de cánidos**  
**domésticos y silvestres en México.**

**Tesis**

Que para optar por el grado de:

**Maestro en Ciencias**

presenta:

**Julio César Segura Tinoco**

**Dr. Guillermo Salgado Maldonado, Instituto De Biología**

**Dra. Yazmín Alcalá Canto, Fmvz - Unam**

**Dr. Juan Antonio Figueroa Castillo, Fmvz - Unam**

**Dra. Evangelina Romero Callejas, Fmvz - Unam**

**Dr. Andrés Mauricio López Maldonado, INECOL**

Ciudad Universitaria, CDMX, agosto 2023



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## **DEDICATORIA**

*Dedico mi tesis de maestría a mi familia, a mis padres Ignacio y Lulú por todo el esfuerzo realizado, a mi hermano Roberto por ser mi apoyo y un ejemplo que seguir, a mis tíos por guiarme y aconsejarme.*

## AGRADECIMIENTOS

*Realizar este proyecto fue posible gracias al financiamiento del Proyecto PAPIIT “Análisis de una base de datos georreferenciada y modelamiento predictivo de la distribución espacial de los parásitos de los perros en México” y a la beca otorgada por el Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología (CONACYT).*

*Le doy gracias a Dios por permitirme obtener mis estudios de posgrado, a la UNAM por mi formación académica, a la Dra. Yazmín Alcalá Canto por confiar en mí, y permitirme ser parte de su proyecto, siempre le voy a estar agradecido, a la Dra. Evangelina Romero Callejas por guiarme, aconsejarme y permitirme ser parte del laboratorio de diagnóstico parasitológico, a la Dra. Claudia Irais Muñoz García por su tiempo y aportaciones a mi trabajo.*

*A ti Mariel por acompañarme en esta etapa de mi vida, por impulsarme para crecer personal y profesionalmente, a mis amigos Ángel, Tontarely, Jorge, y Carlos por su amistad, a mis profesores gracias por las clases y el conocimiento compartido, al Dr. Antonio Figueroa por apoyarme en la realización de mi tesis, por enseñarme, aconsejarme y guiarme personal y académicamente, a la Dra. María Guadalupe Sánchez por su apoyo en el análisis estadístico, A cada uno de los miembros de mi jurado por su tiempo y sus contribuciones a mi tesis, Muchas gracias.*

## CONTENIDO

Resumen .....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	2
2. CAPÍTULO I. “Patrones de distribución espacial de los parásitos asociados a cánidos domésticos y silvestres en México.....	5
2.1 Antecedentes .....	5
2.2 Revisión sistemática .....	14
2.2.1 Objetivo General .....	14
2.2.2 Objetivos específicos .....	14
2.2.3 Metodología .....	15
2.2.4 Resultados .....	17
2.2.5 Discusión .....	30
3. Capítulo II “Uso e implementación del modelo Maxent en la estimación de la distribución de Siphonapteros en México” .....	34
3.1 Antecedentes .....	34
3.2 Hipótesis .....	44
3.3 Objetivos General .....	45
3.3.1 Objetivos específicos .....	45
3.4 Material y métodos .....	46
3.5 Resultados .....	49
3.6 Discusión .....	60
4. Referencias .....	64

## Resumen

Este proyecto de investigación tuvo dos objetivos principales: Sistematizar datos de presencia y distribución espacial de los parásitos protozoarios y metazoarios de la familia Canidae y analizar los factores climáticos que influyen en la distribución de Sifonápteros en canidos de México a través del desarrollo de modelos distribución. Se elaboró una base de datos que da cuenta de los registros de parásitos en canidos domésticos y silvestres obtenidos del Departamento de Parasitología de la FMVZ y de bases electrónicas de datos disponibles en web. Se elaboraron mapas de distribución de presencia en el software “QGIS 3.16” para obtener la distribución espacial de los parásitos en el país y se crearon modelos de predicción basados en 19 variables bioclimáticas para determinar los factores bioclimáticos de importancia para la presencia-ausencia de Sifonápteros en México utilizando el software “Maxent versión 3.3.3”. La base de datos y los mapas de distribución cuentan con una riqueza en total de 97 especies de protozoarios y metazoarios agrupados en 57 géneros, categorizados en las agrupaciones Arachnida, Insecta, Cestoda, Nematoda, Trematoda y Protozoos. Las proyecciones del modelo Maxent identificaron a los rangos de la temperatura y precipitación como las variables bioclimáticas críticas en la distribución de sifonápteros.

## Introducción

La importancia de las parasitosis radica no solo al elevado daño que pueden provocar al hospedero, sino a la facilidad con la que se transmiten, representando un alto riesgo zoonótico para las poblaciones humanas (Encalada-Mena *et al.*, 2011). La comprensión de la simbiosis parásito-hospedero y su relación con el medio ambiente es fundamental para el estudio de las enfermedades infecciosas (Bowman, 2011).

La estrecha relación existente entre humanos y animales facilita la transmisión de enfermedades zoonóticas (Becker *et al.*, 2012). Los perros (*Canis familiaris*) son la especie doméstica más relacionada con los humanos (Lundqvist *et al.*, 2018), mientras que en zonas rurales y periurbanas la interacción con especies silvestres emparentadas, como zorros o coyotes es un problema de salud pública, al ser reservorios de diferentes organismos patógenos (Thompson, 2013; Mackenstedt, Jenkins y Romig, 2015). En las zonas sinántrópicas donde coocurren la probabilidad de transmisión interespecie de patógenos es mayor y puede ocurrir en ambos sentidos (Duscher *et al.*, 2015).

En México se han identificado infecciones de parásitos del perro doméstico en miembros silvestres de la Familia Canidae, por ejemplo, en la zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) se ha identificado al protozoario *Cystoisospora* spp. (Lambert, 2014), en el lobo mexicano (*Canis lupus baileyi*) al nematodo *Trichinella spiralis* (Yepez-Mulia *et al.*, 1996), en el coyote (*Canis latrans*) al cestodo *Echinococcus* spp. (Petters-Cabrera, 2020) y en la zorrilla del desierto (*Vulpes macrotis*) al artrópodo *Pulex simulans* (López-pérez *et al.*, 2017). Incluso se han identificado a los parásitos zoonóticos *Trichinella* spp. y *Dirofilaria repens* en

animales exóticos en cautiverio como el lobo gris (*Canis lupus*) y el zorro rojo (*Vulpes vulpes*) (Yepez-Mulia *et al.*, 1996; García-Prieto, Falcón-Ordaz y Guzmán-Cornejo, 2012).

Se ha demostrado que la transmisión de parásitos entre especies silvestres y domésticas también suele tener un impacto negativo en la conservación de especies (Jenkins *et al.*, 2015). Sin embargo, existe una notable falta de conocimiento sobre la susceptibilidad y la patogenicidad de estas enfermedades en hospederos silvestres (Thompson, 2013; Schurer *et al.*, 2016). La necesidad de enfoques interdisciplinarios que comprendan la interconexión de los seres humanos, los animales domésticos y la vida silvestre en un entorno ecológico y social son esenciales para el estudio de la transmisión de enfermedades parasitarias (Zinsstag *et al.*, 2011).

A nivel mundial, las enfermedades parasitarias siguen presentes en varias regiones a pesar de la implementación de campañas de control y erradicación (Schurer *et al.*, 2016). La comprensión de las enfermedades parasitarias desde una perspectiva ecosistémica permite identificar y analizar los factores medioambientales que favorecen la transmisión y el establecimiento de los parásitos en las diversas regiones del mundo (Jenkins *et al.*, 2015; Schurer *et al.*, 2016).

El análisis de los factores ambientales en la transmisión, desarrollo y supervivencia de los parásitos permite diseñar modelos que predicen la distribución espacial potencial (Foley *et al.*, 2010, 2012; Brasil *et al.*, 2015). El uso de bases de datos y atlas biogeográficos que describan los patrones espaciales, ecológicos y climáticos de las infecciones parasitarias puede permitir a los sistemas de vigilancia epidemiológica establecer un marco teórico y metodológico para prevenir y controlar enfermedades parasitarias, potencialmente zoonóticas, acordes a los sistemas biológicos, sociales y económicos de cada región (Lutz *et*



*al.*, 2015; Mateos-Gonzalez *et al.*, 2015; Walz *et al.*, 2015; Alcala-Canto *et al.*, 2018). Incluso se podría predecir la distribución espacial de los parásitos y sus vectores en respuesta al cambio climático (Polley y Thompson, 2015).

## Capítulo I

### Patrones de distribución espacial de los parásitos asociados a cánidos domésticos y silvestres en México.

#### 2.1 Antecedentes

##### Situación de la familia Canidae en México

El linaje Canidae es una de las familias de carnívoros más importantes, se componen de 13 géneros y 37 especies, habitan bosques templados, bosques tropicales, sabanas, tundra y desiertos (Castelló, 2018). En México se distribuyen cinco especies de cánidos, el perro doméstico (*Canis familiaris*) y cuatro especies silvestres; el lobo mexicano (*Canis lupus baileyi*), el coyote (*Canis latrans*), la zorrilla del desierto (*Vulpes macrotis*) y la zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) (González *et al.*, 2005; Morales-Mejía, Fabiola Montserrat, 2012; Conabio, 2020).

Se piensa que la distribución del perro doméstico se expandió a lo largo de todo el mundo asociado con las migraciones humanas (Romero, Legorreta y Medellín, 2005). Actualmente la distribución poblacional de los perros en México se encuentra fuertemente asociada a los núcleos urbanos (Romero, Legorreta y Medellín, 2005), el INEGI estima una población de al menos 18 millones de perros, de los cuales 80 por ciento son callejeros o ferales (INEGI, 2020). Además, se han identificado poblaciones ferales en al menos 31 Áreas Naturales Protegidas y varios sistemas insulares del país (Martin, 2014).

El lobo mexicano es una subespecie nativa del lobo gris, originalmente las manadas habitaban los desiertos norteamericanos, las elevaciones semiáridas, las grandes planicies y las sierras templadas, desde el sur de Estados Unidos hasta el centro de México (Conabio,

2020). Su distribución original abarca desde el norte del país hasta el estado de Oaxaca (Figura 1). Actualmente en México la especie se encuentra catalogada como “Extinta” en el medio silvestre según la norma oficial mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, los poco más de 300 individuos que sobreviven actualmente se encuentran en programas de reproducción y reintroducción principalmente en la región norte del país (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2000; SEMARNAT, 2010; Conabio, 2020). El coyote es un cánido nativo de América del norte (Conabio, 2020), es uno de los carnívoros más exitosos del planeta, en México se distribuyen en todas las ecorregiones terrestres del país (Figura 2).

La zorra gris es una de las dos especies del género *Urocyon* endémico de Norteamérica, hay 16 subespecies que habitan distintos ecosistemas, desde tropicales hasta templados, la especie se distribuyen exitosamente en las siete ecorregiones terrestres del territorio nacional (Figura 3) (CCA, 1997; Conabio, 2020). La zorrilla del desierto (*Vulpes macrotis*) es la especie más pequeña de cánido, en el país habitan tres subespecies y se encuentran en la categoría de “Amenazada” según la norma oficial mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2010). Es endémica de los desiertos norteamericanos y la california mediterránea, se distribuye principalmente en la región Noroeste del país (Figura 4) (CCA, 1997; Conabio, 2020).



Figura 1. Distribución original del lobo mexicano en el país. (Tomada de Conabio 2020; Martínez y Gutiérrez et. al 2005).



Figura 2. Distribución del coyote en México (Tomada de Conabio 2020; Martínez y Gutiérrez et. al 2005).

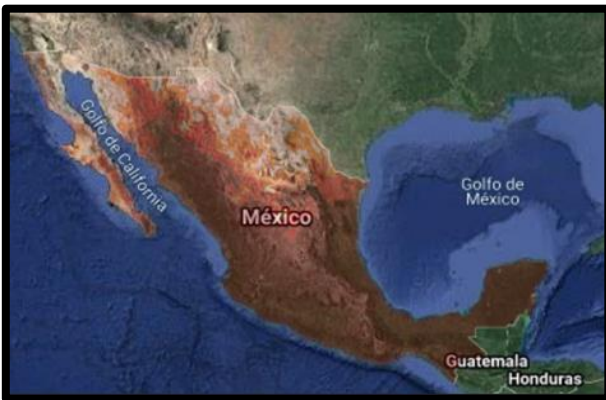


Figura 3. Distribución de la zorra gris en México (Tomada de Conabio 2020; Martínez y Gutiérrez et. al 2005).

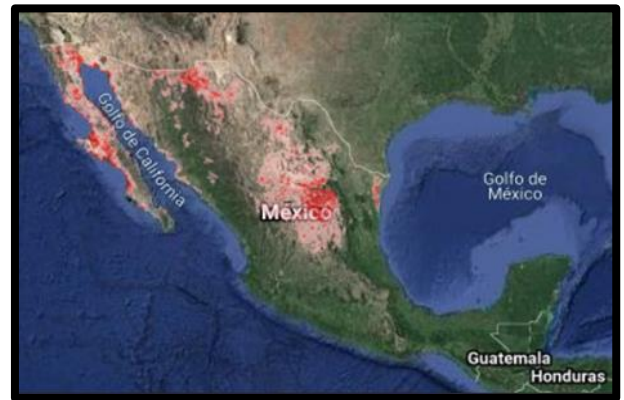


Figura 4. Distribución de la zorrilla del desierto en México (Tomada de Conabio 2020; Martínez y Gutiérrez et. al 2005).

## Procesos epidemiológicos del interfaz doméstico-silvestre

Las enfermedades parasitarias se han estudiado recientemente mediante el análisis de interacciones macroecológicas de los hospedadores con los entrecruzamientos de los patrones de vida de los parásitos del interfaz doméstico-silvestre (Morand, 2015; Penczykowski, Laine y Koskella, 2016).

En especies domésticas la influencia de la situación socioeconómica de la región y el grado de interacción con fauna silvestre parece contribuir notablemente con la presencia de patógenos, mientras en especies silvestres la riqueza y abundancia de organismos parásitos se encuentra determinada principalmente por la región, el grado de fragmentación, el aislamiento y la conectividad del hábitat (Guégan, Morand y Poulin, 2005; Duscher *et al.*, 2015; Mackenstedt, Jenkins y Romig, 2015). En la interfaz de sistemas naturales y antropogénicos, los organismos infecciosos pueden transmitirse de hospederos silvestres a domésticos y viceversa (Duscher *et al.*, 2015).

Desde una perspectiva evolutiva la probabilidad de transmisión en taxones cercanos es mayor, como es el caso, entre miembros de la familia Canidae y otras familias relacionadas (Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011; Duscher *et al.*, 2015). Por ejemplo, se han identificado en el perro doméstico (*Canis familiaris*) al menos 78 géneros taxonómicos de parásitos protozoarios y metazoarios (Anexo 1), 27 son nematodos, 11 trematodos, 7 cestodos, 2 acantocéfalos, 12 protozoarios y 19 artrópodos (Saari, Näreaho y Nikander, 2019). La mayoría de estos taxones también afectan a cánidos silvestres, sin embargo, muchos aspectos relacionados con la distribución geográfica, riqueza, abundancia y especificidad de hospedero son desconocidos (Encalada-Mena *et al.*, 2011).

La distribución mundial de parásitos no es homogénea, los parásitos se distribuyen solo en lugares donde exista un hospedero potencial (Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011). La distribución de los parásitos se relaciona generalmente con un patrón similar a la distribución de sus hospederos (Morand, 2015). Se ha desarrollado una asociación interespecífica al hospedero por medio de los procesos biológicos de coespeciación y coevolución de las comunidades de parásitos establecidas a lo largo de escalas de tiempo geológico (De Vienne *et al.*, 2013; Penczykowski, Laine y Koskella, 2016).

Los parásitos a diferencia de los organismos de vida libre han adaptado su ciclo biológico en función de sus hospederos, han evolucionado morfológicamente especializándose en obtener recursos de sus anfitriones, dependiendo completa o parcialmente de los mismos (Loiseau *et al.*, 2012; Bautista-hernández *et al.*, 2015; Burkett-Cadena, 2018). Se ha descrito que la coespeciación y coevolución de la simbiosis parásito-hospedero, se puede estudiar a través de la historia evolutiva y la filogenia de los parásitos, y hospederos, que a su vez, se asocia a la filogenia de sus hospederos, es decir, en la simbiosis parásito-hospedero existe una estrecha asociación entre una agrupación de parásitos y las especies de un taxón específico, esta asociación se conoce como índice de biodiversidad filogenética (Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011; De Vienne *et al.*, 2013).

La especificidad y los patrones de infección de hospedero son multifactoriales, la susceptibilidad depende del estado de inmunidad, de la edad, de los patrones de alimentación y de comportamiento propios de cada especie (De Tommasi *et al.*, 2013; Roque y Jansen, 2014). Los cánidos al agruparse en pequeños núcleos sociales aumentan la probabilidad de ser colonizados, el tamaño corporal mayor de los cánidos proporciona un mayor espacio y recursos a los organismos parásitos, los amplios rangos de caza los exponen a una variedad

mayor de organismos vectores y patógenos, además, por su comportamiento predatorio la riqueza de parásitos es significativamente mayor, probablemente por las altas tasas de contacto con diferentes hospedadores intermediarios (Ezenwa, 2004; Muñoz-García, 2009; Kamiya *et al.*, 2014; Castelló, 2018). En anfitriones carnívoros, la transmisión trófica es fundamental para completar el ciclo biológico de muchos endoparásitos, frecuentemente el hospedador definitivo (depredador) se infecta al consumir un hospedador intermediario (Muñoz-García, 2009; Lafferty, 2010).

La importancia del ciclo biológico radica en la capacidad de persistir y establecerse en una población de hospederos (Bowman, 2011). Por ejemplo, se ha propuesto que las especies de ciclo directo tienen un rango de distribución menor pero una probabilidad mayor de persistir en una población (Guégan, Morand y Poulin, 2005; Morand, 2015). En contraste, un parásito de ciclo de vida indirecto tiene un rango de distribución mayor pero una menor capacidad de persistir, si no existen anfitriones adecuados para completar su ciclo biológico (Loiseau *et al.*, 2012; Roque y Jansen, 2014). La sincronización de sucesos estacionales como la afluencia de anfitriones migratorios, cambios en las tasas de contacto durante la época de reproducción y la abundancia temporal de vectores, son factores predisponentes de parasitosis estacionales (Eckhoff, 2011; Shocket *et al.*, 2018).

Se ha observado que el gradiente latitudinal influye en la riqueza de parásitos, en áreas tropicales con latitudes cercanas al ecuador existe una mayor riqueza de especies, en contraste a las áreas templadas más alejadas del ecuador (Willig y Bloch, 2006; Morand, 2015). Una mayor riqueza de especies de parásitos se correlaciona con una densidad mayor de anfitriones susceptibles (Guégan, Morand y Poulin, 2005; Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011). Por otra parte, algunas hipótesis han propuesto que la abundancia de parásitos

disminuye en función de la distancia al centro del nicho ecológico, es decir, la abundancia es mayor en el centro de sus rangos geográficos debido a la idoneidad de sus requerimientos medioambientales (Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020).

### Sistemas de vigilancia epidemiológica

La comprensión de la ecología de las enfermedades infecciosas y las repercusiones medioambientales que tienen las comunidades de parásitos y sus hospederos con el cambio climático son uno de los principales desafíos científicos para el siglo XXI (Aguirre y Tabor, 2008; Jenkins *et al.*, 2015; Morand, 2015). Por ejemplo, en las últimas décadas se ha documentado un incremento significativo de zoonosis emergentes y reemergentes (Aguirre, Ostfeld and Daszak, 2012). El incremento se ha atribuido a las alteraciones antropogénicas del medio ambiente, estas asociaciones basadas en correlaciones estadísticas de “Causa – Efecto” son de gran utilidad al permitir identificar a grandes rasgos los factores predisponentes para las mismas, no obstante desde la perspectiva de salud pública es necesario identificar la causa-raíz de cada enfermedad (Aguirre and Tabor, 2008; Aguirre, Ostfeld and Daszak, 2012; Morand, 2015; Meixell *et al.*, 2016; Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020).

Los sistemas de vigilancia epidemiológica necesitan de un marco teórico para establecer políticas públicas enfocadas en la prevención y control de enfermedades (Lutz *et al.*, 2015; Mateos-Gonzalez *et al.*, 2015; Walz *et al.*, 2015; Alcalá-Canto *et al.*, 2018). Para ello es necesario disponer de información documental y sistematizada de carácter científico (Alcalá-Canto *et al.*, 2018).



La sistematización regional de la producción científica en una base de datos puede ser examinada desde diferentes perspectivas y niveles (Garfiend, 1995). Analizar la información sistematizada, completa y consistente permite tener un panorama integral de la diversidad de organismos parásitos en una región dada, a partir de los cuales se puede responder a preguntas de carácter epidemiológico sobre la riqueza y distribución geográfica de parásitos en una región (Michán, 2010).

La aplicación de sistemas de información geográfica generados de la sistematización de información epidemiológica es de gran utilidad (Illoldi-Rangel y Escalante, 2008), permiten generar modelos de distribución de parásitos, de acuerdo con los sistemas ecológicos, sociales y económicos de cada región (Lutz et al., 2015; Mateos-Gonzalez et al., 2015; Walz et al., 2015; Alcala-Canto et al., 2018).

La utilidad de sistemas de información geográfica en sistemas biológicos se fundamenta en la hipótesis conocida como “La dualidad de Hutchinson”, esta hipótesis plantea que las especies se distribuyen solamente en un espacio de nicho multidimensional caracterizado por rangos medioambientales estables que permiten satisfacer las necesidades fisiológicas de una especie y a su vez, este espacio de nicho multidimensional se ve reflejado en un espacio físico real, es decir, un espacio geográfico donde las especies se distribuyen de acuerdo a las características medioambientales de cada región (Hutchinson, 1957; Soberón, Osorio-Olvera y Peterson, 2017). Por lo tanto, la abundancia y riqueza de las comunidades de parásitos varía en cada ecorregión de acuerdo con los valores umbrales de temperatura, corrientes aéreas, precipitación anual, la estacionalidad entre otras variables climáticas, además del tipo de flora y fauna característica (De Tommasi *et al.*, 2013; Beck *et al.*, 2018).

Los modelos de distribución de especies son de gran utilidad para la epidemiología ya que permiten establecer un marco teórico y metodológico de carácter regional sobre la presencia o ausencia de enfermedades infecciosas como son las ocasionadas por protozoarios y metazoarios (Illoldi-Rangel y Escalante, 2008; Alcala-Canto et al., 2018). En México la clasificación climática de Köppen - Geiger reconoce siete regiones biogeográficas o ecorregiones (Figura 6), cada ecorregión cuenta de diversos estudios relacionados sobre la fauna existente, sin embargo, estudios relacionados con la riqueza y distribución de la parasitofauna son escasos, generalmente se encuentran dispersos y suelen analizarse de manera aislada (Vidal Zepeda, 2005; Hernández-Camacho et al., 2015). La sistematización y los modelos de distribución de la parasitofauna en el país pueden ser utilizados para sentar las bases de un marco teórico enfocado a prevenir enfermedades parasitarias por regiones biogeográficas en México.

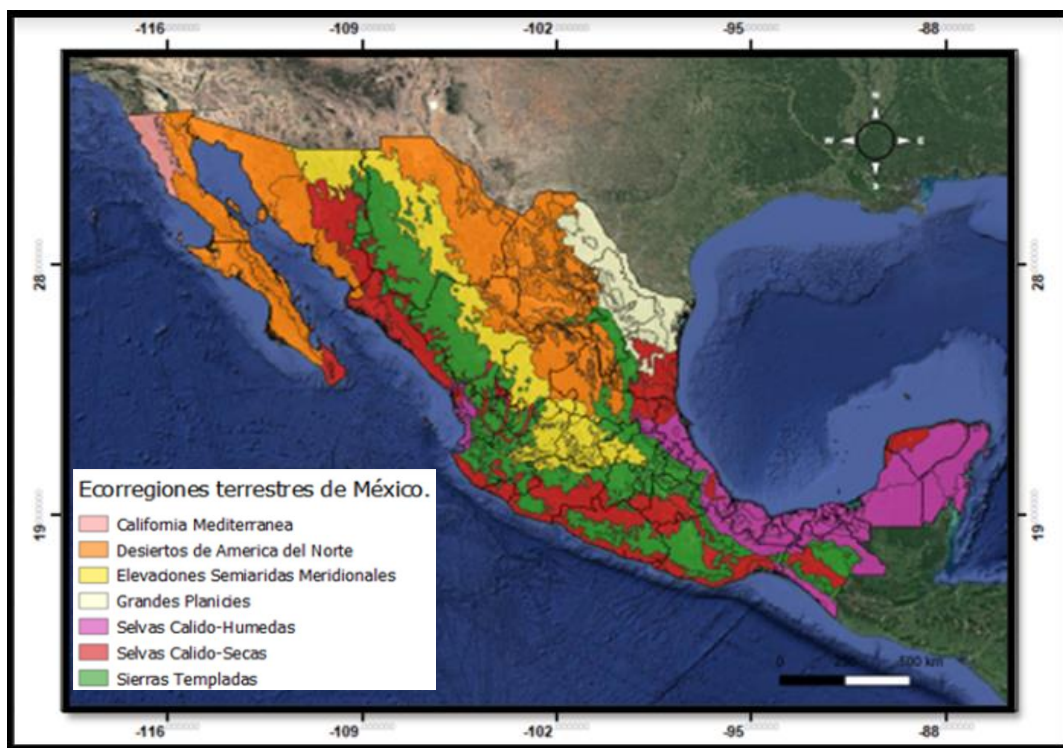


Figura 6. Ecorregiones de México por el sistema Köppen-Geiger (Conabio 2020; elaborado en software QGIS).

## 2.2 Revisión sistemática

### 2.2.1 Objetivo General

Recabar y sistematizar la distribución espacial de los parásitos de la familia Canidae en México a través del desarrollo de una base de datos.

### 2.2.2 Objetivos específicos

- 1.- Recabar los registros de ocurrencias naturales de parásitos en Canidos de México mediante la búsqueda bibliográfica de los últimos 30 años.
- 2.- Organizar y georreferenciar la información de los registros de parásitos de la familia Canidae para generar una base de datos.
- 3.- Describir la distribución espacial de los parásitos de la familia Canidae mediante mapas de distribución de hospederos en México.
- 4.- Examinar la distribución espacial de los parásitos de la familia Canidae en México por ecorregión de México.

### 2.2.3 Metodología

- Construcción y de la base datos

La base de datos utilizada en este estudio se construyó a partir de los registros electrónicos disponibles en las colecciones bibliográficas de las instituciones académicas del país. Además, se realizó una búsqueda en ISI Web of Science y Google scholar, usando las palabras clave “dog”, “gray-fox”, “wolf”, “coyote” y “kit fox” combinadas con las palabras “parasite”, “Arthropoda” y “México”. Para cada registro se recopiló la información del hospedero (Especie, Familia), del parásito (Especies, Género), localización geográfica (Estado, Localidad, Coordenadas) y la referencia bibliográfica. La base de datos se recopiló y analizó con la paquetería Dplyr en el software libre R (84).

- Georreferenciación:

Para asignar coordenadas, se utilizó la herramienta “Geonames” (<http://geonames.org>), se asignó a los registros incompletos (sin georreferenciación) que indicaban al menos el municipio y localidad (colonia, pueblo o ejido), una coordenada geográfica con una exactitud alta ( $\pm 30$  m). Se asumió una exactitud media ( $\pm 1$  km) para coordenadas dadas en grados y minutos o bien al menos dos a tres lugares decimales en grados decimales. La precisión de las estimaciones espaciales se derivó por medio de “Georeferencing calculator” (<http://manisnet.org/gc.html>).

Se utilizó el Geoportal de Conabio (<http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis>) para obtener los metadatos de la distribución potencial de las especies de Canidos silvestres mexicanos; “*Canis lupus* (Lobo gris mexicano) delimitada, con base al Atlas Mastozoológico de México.”, “*Canis latrans* (Coyote) delimitada, con base al Atlas Mastozoológico de México.”, “*Urocyon cinereoargenteus* (Zorra gris) delimitada, con base al Atlas

Mastozoológico de México.” y “*Vulpes macrotis* (Zorra del desierto) delimitada, con base al Atlas Mastozoológico de México.” en escala 1:1,000,000 (Conabio 2002). Además se obtuvieron los metadatos de las “Ecorregiones terrestres de México 2008” y del “Límite Nacional” en escala 1:1,000,000.

#### Elaboración de mapas de distribución

Para generar los mapas de distribución de especies, el proyecto fue asignado dentro del marco de referencia del Sistema Geodésico Mundial de 1984 (WGS84-Geográfico). Los registros de parásitos fueron georreferenciados en formato decimal a partir de una capa de texto delimitado utilizando como base de proyección la capa vectorial “Limite nacional” en escala 1:1,000,000 (INEGI, 2010). Se proyectaron los polígonos de los metadatos de las Ecorregiones terrestres de México y de la distribución potencial de las especies de Canidos silvestres mexicanos para realizar una interpolación con las capas de distribución de especies utilizando el software “QGIS 3.16” (<https://qgis.org/es/site/>).

Se clasifico cada registro de acuerdo con su ubicación geográfica ubicándola dentro de una ecorregión del país por medio de un sistema jerárquico anidado y congruente con los tres niveles de regionalización propuestos por la Comisión para la Cooperación Ambiental. Las siete zonas ecológicas definidas para las ecorregiones terrestres de México fueron: 1) Selvas Cálido-Húmedas; 2) Selvas Cálido-Secas; 3) Sierras Templadas; 4) Grandes Planicies; 5) Desiertos de América del Norte; 6) Elevaciones Semiáridas Meridionales, 7) Californiana-mediterránea (CCA, 1997; Conabio, 2020).

## 2.2.4 Resultados

En la base de datos se recopilaron 978 registros de protozoarios y metazoarios. El número de registros por especie de hospederos fue de 654 para *Canis familiaris*, 162 registros para *Canis latrans*, 145 registros para *Urocyon cinereoargenteus*, 14 registros de *Vulpes macrotis* y dos registros de *Canis lupus baileyi*, además un registro de la especie exótica *Vulpes*. Se obtuvieron registros en todas las ecorregiones terrestres del país excepto en la ecorregión California mediterránea. Los registros por ecorregión terrestre de México se observan en la Figura 7.

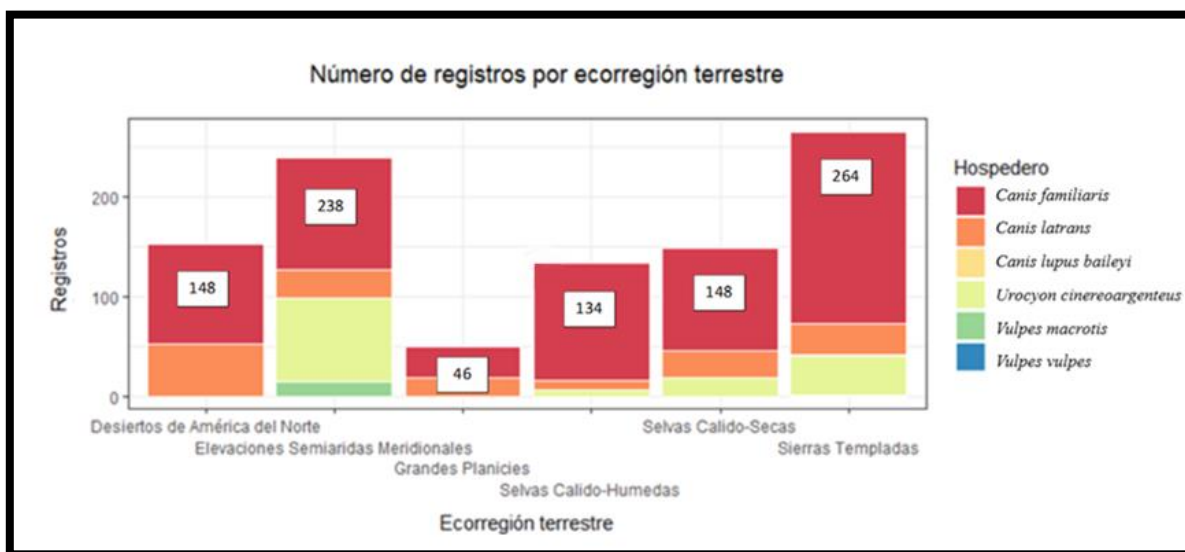


Figura 7. Registros de parásitos por ecorregión terrestre de México.

Se identificó en los registros de la base de datos una riqueza de 97 especies de parásitos agrupados en 57 géneros diferentes. La riqueza de especies de parásitos por hospedero fue 66 especies para *C. familiaris*, 39 especies para *U. cinereoargenteus*, 38 especies para *C. latrans*, 7 especies para *V. macrotis* y una especie para *C. lupus baileyi*, además de una especie para el hospedero exótico *V. vulpes*. La riqueza de parásitos para la familia Canidae por ecorregión terrestre de México se observa en la figura 8.

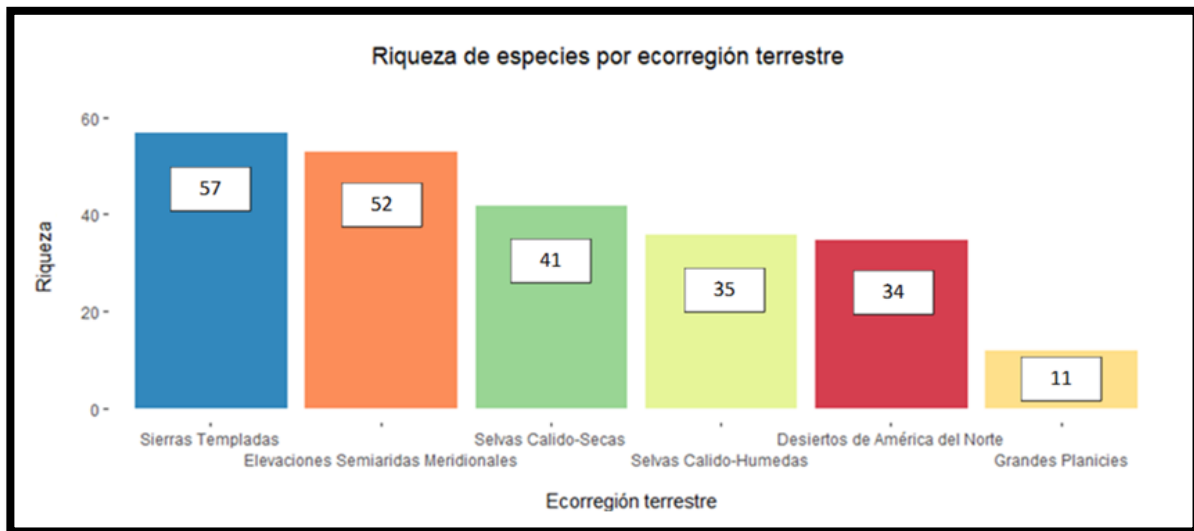


Figura 8. Riqueza de parásitos por ecorregión terrestre de México.

Se realizaron seis agrupaciones taxonómicas; Arachnida, Insecta, Nematoda, Cestoda, Trematoda y Protozoos. En la figura 9 se observa el número de registros por agrupación taxonómica. En la figura 10 se observa la distribución espacial por categoría.

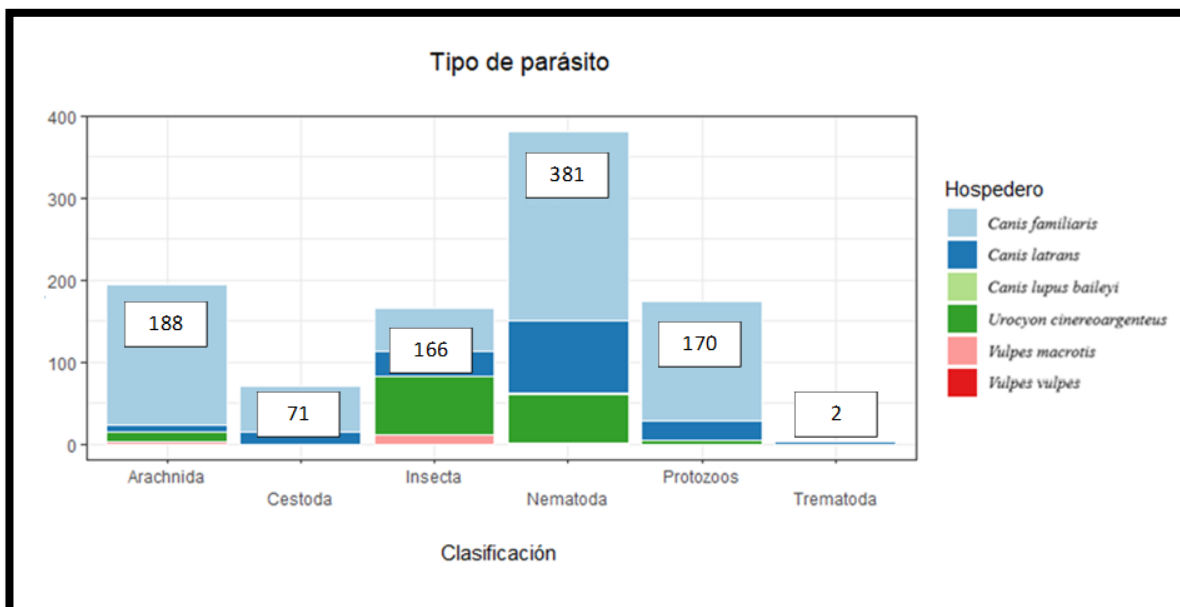


Figura 9. Registros de parásitos por tipo y por hospedero.

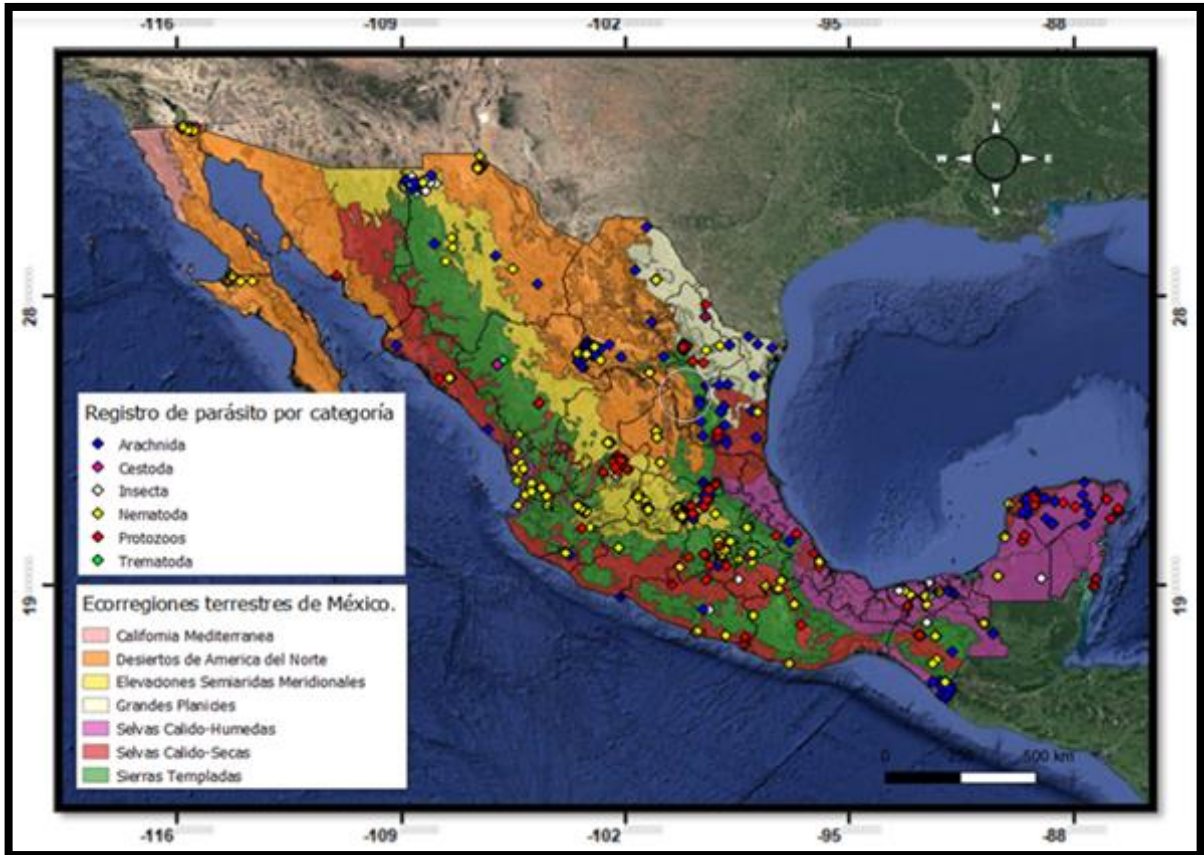


Figura 10. Distribución espacial de parásitos en México. Software QGIS

En el cuadro 1 se enlista por agrupación taxonómica las familias, los géneros y las especies de parásitos reportados en la familia Canidae en México. Se puede observar las ecorregiones y las especies en las que se han reportado.



**Cuadro 1. Parásitos reportados en la familia Canidae en México**

Familia	Género	Especie (ecorregión)	Referencias
<b>Artrópoda: Arachnida</b>			
Argasidae	<i>Ornithodoros</i>	<i>O. sp</i> (6)	(López-Pérez et al., 2019)
Ixodidae	<i>Amblyomma</i>	<i>A. auricularium</i> (1), <i>A. cajennense</i> (1, 2), <i>A. imitator</i> (2,3,6), <i>A. maculatum</i> (1), <i>A. mixtum</i> (1, 3), <i>A. ovale</i> (1, 3), <i>A. spp.</i> (2,3)	(Zavala-Velázquez et al., 2002; Guzmán-cornejo et al., 2011; Carvajal et al., 2012; Palacios, 2015; Toledo, 2016; Hernández-Camacho et al., 2019; Light, Eckerlin y Durdén, 2019; Martínez-Ortiz et al., 2019; Merino et al., 2020)
	<i>Dermacentor</i>	<i>D. parumapterus</i> (6), <i>D. variabilis</i> (2,4), <i>D. spp.</i> (4)	(Light, Eckerlin y Durdén, 2019; López-Pérez et al., 2019; Merino et al., 2020)
	<i>Ixodes</i>	<i>I. affinis</i> (1), <i>I. boliviensis</i> (1,3), <i>I. cookei</i> (3), <i>I. hearlei</i> (6), <i>I. kingi</i> (6), <i>I. rubidus</i> (3), <i>I. scapularis</i> (2,3,5), <i>I. spp</i> (6).	(Montiel-para, 2007; Feria-Arroyo et al., 2014; Hernández-camacho, 2015; Palacios, 2015; Hernández-Camacho et al., 2016; Toledo, 2016; Light, Eckerlin y Durdén, 2019; López-Pérez et al., 2019; Martínez-Ortiz et al., 2019)
	<i>Rhipicephalus</i>	<i>R. sanguineus</i> (1,2,3,4,5,6), <i>R. sp.</i> (1,2,4,5)	(Romero, 1992; Soto, 1998; Zavala-Velázquez et al., 2002; Prieto, 2010; Ereneeava et al., 2011; Barajas-Juarez, 2014; Bautista, 2015; Palacios, 2015; Robles et al., 2015; Martínez-Vega et al., 2016; Nava-Reyna et al., 2016; Toledo, 2016; Díaz-Medina et al., 2016; Herrera-Hernández et al., 2016; Lucero-velasco, Molina-Garza y Galaviz-Silva, 2016; Casullo-Martínez et al., 2017; Lucero-Velasco, Molina-Garza y Galaviz-Silva, 2018; Prado-Ávila et al., 2018; Martínez-Ortiz et al., 2019; Ortega-Morales et al., 2019; Hernández-Camacho et al., 2019; López-Pérez et al., 2019; Merino et al., 2020; Ulloa-García et al., 2020; Galindo-Velasco et al., 2020)

Artrópoda. Insecta			
Boopiidae	<i>Heterodoxus</i>	<i>H. spinger</i> (1,6)	(Torres, 1909; Palacios, 2015; Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
Ceratophyllidae	<i>Orchopeas</i>	<i>O. neotomae</i> (3,6), <i>O. sexdentatus</i> (5,6)	(Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a, 2019b; Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	Sin determinar	Sin determinar (3)	(Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
Polyplacidae	<i>Polyplax</i>	<i>P. sp.</i> (2)	(Zavala-Velázquez <i>et al.</i> , 2002)
Pulicidae	<i>Cediopsylla</i>	<i>C. simplex</i> (2)	(Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	<i>Ctenocephalides</i>	<i>C. canis</i> (3,5,6), <i>C. felis</i> (1,2,3,5,6)	(Cacho, 1991; Zavala-Velázquez <i>et al.</i> , 2002; Hernández-Valdivia <i>et al.</i> , 2011; Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; Ortega Morales, 2018; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2019; Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	<i>Echidnophaga</i>	<i>E. gallinacea</i> (3,5,6)	(Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2019; Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	<i>Euhoplopsyllus</i>	<i>E. glacialis</i> (3,6)	(Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	<i>Pulex</i>	<i>P. irritans</i> (3,4,5,6), <i>P. porcinus</i> (1), <i>P. simulans</i> (3,6), <i>P. spp.</i> (6)	(Cacho, 1991; Hernández-camacho <i>et al.</i> , 2011; Barajas-Juarez, 2014; Hernández-camacho, 2015; Zamora-Iedema <i>et al.</i> , 2016; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-Pérez <i>et al.</i> , 2017; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2019; Light, Eckerlin y Durdén, 2019; Hernández-Urbina <i>et al.</i> , 2020)
Rhopalopsyllidae	<i>Polygenis</i>	<i>P. martinzbaezi</i> (3,6)	(Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016)
Trichodectidae	Sin determinar	Sin determinar (1)	(Light, Eckerlin y Durdén, 2019)
	<i>Trichodectes</i>	<i>T. canis</i> (1)	(Light, Eckerlin y Durdén, 2019)

Helmitos: Cestoda			
Dipylidiidae	<i>Dipylidium</i>	<i>D. caninum</i> (1,2,3,5,6), <i>D. sp.</i> (2,5)	(Rafael, 1994; Avunilael, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquível <i>et al.</i> , 2015; Tones-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, María Maldonado-Velázquez, María Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, María Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Hymenolepididae	<i>Hymenolepis</i>	<i>H. spp.</i> (5)	(Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020)
Mesocestoididae	<i>Mesocestoides</i>	<i>M. corti</i> (3), <i>M. variabilis</i> (3), <i>M. spp.</i> (3)	(Ergua Aguilar, 2001; Hernandez Garay, 2005)
Taeniidae	<i>Echinococcus</i>	<i>E. granulosus</i> (3,6), <i>E. sp.</i> (5)	(Ergua Aguilar, 2001; C. Fernández y Cantó, 2002; F. C. Fernández y Cantó, 2002; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020)
	<i>Taenia</i>	<i>T. hydatigena</i> (3,5), <i>T. pisiformis</i> (3,5), <i>T. serialis</i> (5), <i>T. spp.</i> (2,3,4,5,6)	(Ergua Aguilar, 2001; C. Fernández y Cantó, 2002; F. C. Fernández y Cantó, 2002; Suárez Marín, 2008; Muñoz-García, 2009; Rosas, 2009; Venegas, 2010; Cantó <i>et al.</i> , 2011; Barajas-Juarez, 2014; Rodríguez-Prado <i>et al.</i> , 2014; Lambert, 2014; MUÑOZ, 2015; Hernández y Sahagún, 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Lazzcano Ortiz, 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Trasyúa-Muñoz <i>et al.</i> , 2017, 2020; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020)
Helmitos: Trematoda			
Diplostomatidae	<i>Alaria</i>	<i>A. sp.</i> (3)	(Duscher <i>et al.</i> , 2015)

Helmitos: Nematoda			
Ancylostomatoidea	<i>Ancylostoma</i>	<i>A. caninum</i> (1,2,3,6), <i>A. sp.</i> (1,2,3,5,6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
	<i>Uncinaria</i>	<i>U. stenocephala</i> (1,2,3,6), <i>U. sp.</i> (1,2,3)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Diocotylmatidae	<i>Diocotylhyma</i>	<i>D. renale</i> (2)	(Hernández-camacho <i>et al.</i> , 2011; García-Piñeto, Falcón-Ordaz y Guzmán-Cornejo, 2012)
Filarioidea	<i>Dipetalonema</i>	<i>D. reconditum</i> (1,6)	(Roger I. Rodríguez-Vivas, L.A. Cob-Galera, 2000)
Filarioidea Filarioidea	<i>Diriofilaria</i>	<i>D. immitis</i> (1,2,3,4,5,6), <i>D. repens</i> (3,6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
	<i>Filaroides</i>	<i>F. osleri</i> (6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)



Physalopteridae	<i>Physaloptera</i>	<i>P. clausa</i> (3,6), <i>P. praeputialis</i> (6), <i>P. spp.</i> (3,5,6)	2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Spirocercidae	<i>Spirocerca</i>	<i>S. lupi</i> (2,3,5,6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mimo Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servin, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Spiruridae	<i>Spirura</i>	<i>S. sp.</i> (3)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mimo Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servin, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Spiruroidae	<i>Didelphonema</i>	<i>D. longispiculata</i> (3)	(Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servin, 2017)
Strongylidae	<i>Strongyloides</i>	<i>S. stercoralis</i> (2,6), <i>S. sp.</i> (1,2,3,5,6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mimo Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servin, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Toxocaridae	<i>Toxascaris</i>	<i>T. leonina</i> (2,3,5,6), <i>T. sp.</i> (2,3,5,6)	(Rafael, 1994; Avimaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-

Toxocaridae Trichinelidae	<i>Toxocara</i>	<i>T. canis</i> (1,2,3,4,5,6), <i>T. cati</i> (6), <i>T. sp.</i> (2,3,5,6)	Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Trichinelloidae	<i>Trichinella</i>	<i>T. spiralis</i> (3,6), <i>T. sp.</i> (3)	(Yepes-Mulia <i>et al.</i> , 1996; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Sandoval <i>et al.</i> , 2012)
Trichinelloidae	<i>Capillaria</i>	<i>C. aerophila</i> (1), <i>C. sp.</i> (2,3,6)	(Rafael, 1994; Avumaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)
Trichuridae	<i>Trichuris</i>	<i>T. vulpis</i> (1,2,3,5,6), <i>T. sp.</i> (1,2,3,6)	(Rafael, 1994; Avumaliel, 1994; Bravo Lopez, 1995; Algarin Espinosa, 1999; Chavez Gonzales, 2003; Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Alvarado-Esquivel <i>et al.</i> , 2015; Torres-Chablé <i>et al.</i> , 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Luna-estrada, Mosqueda-cabrera y Servín, 2017; Rafael Mex-Alvarez, Maria Maldonado-Velázquez, Maria Flores-Martínez, Patricia Garma-Quen, Maria Guillén-Morales, 2018; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018; Petters <i>et al.</i> , 2019; Petters-Cabrera, 2020; Salazar Grosskelwing, 2020)

Protozoos			
Babesiidae	<i>Babesia</i>	<i>B. canis</i> (2)	(Vásquez <i>et al.</i> , 2013)
Balantidiidae	<i>Balantidium</i>	<i>B. sp.</i> (5)	(Petters-Cabrera, 2020)
Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i>	<i>C. sp.</i> (2,3,6)	(Vitela-mendoza, Medina-esparza y Ramos-parra, 2014; Martínez-Barbosa <i>et al.</i> , 2015)
Eimeriidae	<i>Cyclospora</i>	<i>C. sp.</i> (5)	(Petters-Cabrera, 2020)
	<i>Cystoisospora</i>	<i>C. sp.</i> (1,2,3,5,6)	(Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Lambert, 2014; Bernabé, 2015; Ortega-Pacheco <i>et al.</i> , 2015; Hernández y Sahagún, 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Martínez-Barbosa <i>et al.</i> , 2015; Muñoz, 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Burguño, 2017; Traviña-Muñoz <i>et al.</i> , 2017, 2020; Torres-Chable <i>et al.</i> , 2018; Petters-Cabrera, 2020)
Entamoebidae	<i>Entamoeba</i>	<i>E. spp.</i> (5)	(Hernández-Mata L.A., 2017; Petters-Cabrera, 2020)
Giardiidae	<i>Giardia</i>	<i>G. sp.</i> (1,2,3,5,6)	(Muñoz-García, 2009; Encalada-Mena <i>et al.</i> , 2011; Lambert, 2014; Bernabé, 2015; Ortega-Pacheco <i>et al.</i> , 2015; Hernández y Sahagún, 2015; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Martínez-Barbosa <i>et al.</i> , 2015; Muñoz, 2015; Mino Botello <i>et al.</i> , 2016; Burguño, 2017; Traviña-Muñoz <i>et al.</i> , 2017, 2020; Torres-Chable <i>et al.</i> , 2018; Petters-Cabrera, 2020)
Hepatizooidae	<i>Hepatoozon</i>	<i>H. sp.</i> (2)	(Carvajal <i>et al.</i> , 2012)
Retortamonadidae	<i>Chylomonas</i>	<i>C. sp.</i> (5)	(Petters-Cabrera, 2020)
Sarcocystidae	<i>Neospora</i>	<i>N. caninum</i> (1,2,3,6)	(Dubey <i>et al.</i> , 2007; Ruvalcaba <i>et al.</i> , 2012; Cerda Villar, 2015; De Velasco-Reyes <i>et al.</i> , 2020)
	<i>Sarcocystis</i>	<i>S. sp.</i> (3,5)	(Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015; Petters <i>et al.</i> , 2019)
	<i>Toxoplasma</i>	<i>T. gondii</i> (2,3,6)	(Rendón-Franco <i>et al.</i> , 2014; Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015)
Trichomonadidae	<i>Trichomonas</i>	<i>T. sp.</i> (3)	(Lara-Reyes E, Figueroa-Ochoa JM, Quijano-Hernández IA <i>et al.</i> , 2015)
Trypanosomatidae	<i>Leishmania</i>	<i>L. braziliensis</i> (1,2,6), <i>L. infantum</i> (1,2,3,6), <i>L. mexicana</i> (1,2,3,6)	(Jos <i>et al.</i> , 2006; López-Céspedes <i>et al.</i> , 2012; Zamora-Iedema <i>et al.</i> , 2016; Herrera ME <i>et al.</i> , 2018; Roo <i>et al.</i> , 2020)

			<i>L. spp.</i> (2,4)	
	<i>Trypanosoma</i>		<i>T. cruzi</i> (1,2,3,4,5,6), <i>T. sp.</i> (1)	(Francisco Arturo Olguin-Salgado, Yetrnali Pereyda-Ríos, Sandra Allheli Pineda-Rodríguez, María Cristina Santiago-Dionisio, 1872; Campos-Valdéz, Barrera-Peña y Sánchez, Rene de la Luz Jiménez-Cardozo, Enequina Martínez-Labat, 2001; Rodríguez, 2008; Barbabosa-Pliego <i>et al.</i> , 2010; Hernández <i>et al.</i> , 2010; Portugal-García <i>et al.</i> , 2011; García-Prieto, Falcón-Ordaz y Guzmán-Cornejo, 2012; Arce-Fonseca <i>et al.</i> , 2017; Galaviz-Silva <i>et al.</i> , 2017; Cortez-Aguirre <i>et al.</i> , 2018)
•	Ecorregiones: 1) Selvas Cálido-Húmedas; 2) Selvas Cálido-Secas; 3) Sierras Templadas; 4) Grandes Planicies; 5) Desiertos de América del Norte; 6) Elevaciones Semiáridas Meridionales, 7) Californiana-mediterránea			



En las figuras 12,13 y 14 se puede observar los mapas de distribución de los hospederos silvestres *C. latrans*, *U. cinereoargenteus* y *V. macrotis* respectivamente, cada mapa indica la distribución espacial de los parásitos registrados en el país por categoría taxonómica.

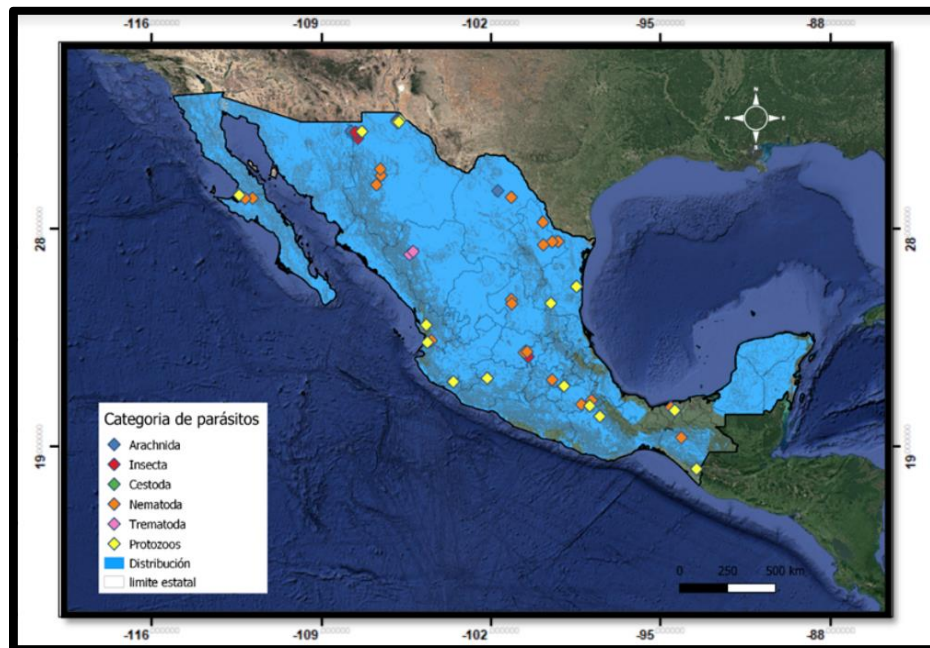


Figura 12. Distribución espacial de parásitos asociados a *C. latrans* en México.  
Software QGIS

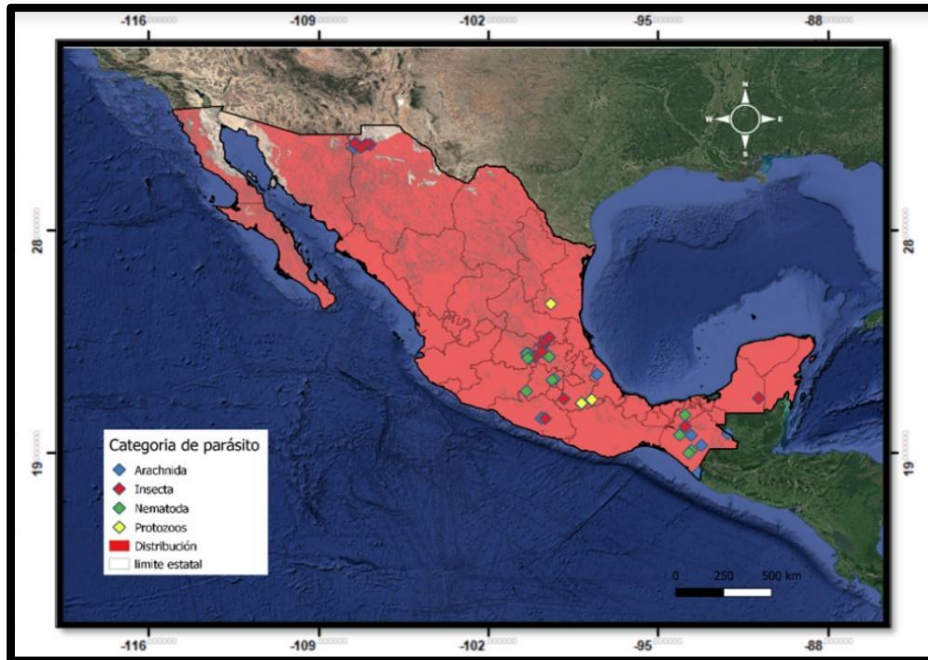


Figura 13. Distribución espacial de parásitos asociados a *U. cinereoargenteus* en México. Software QGIS

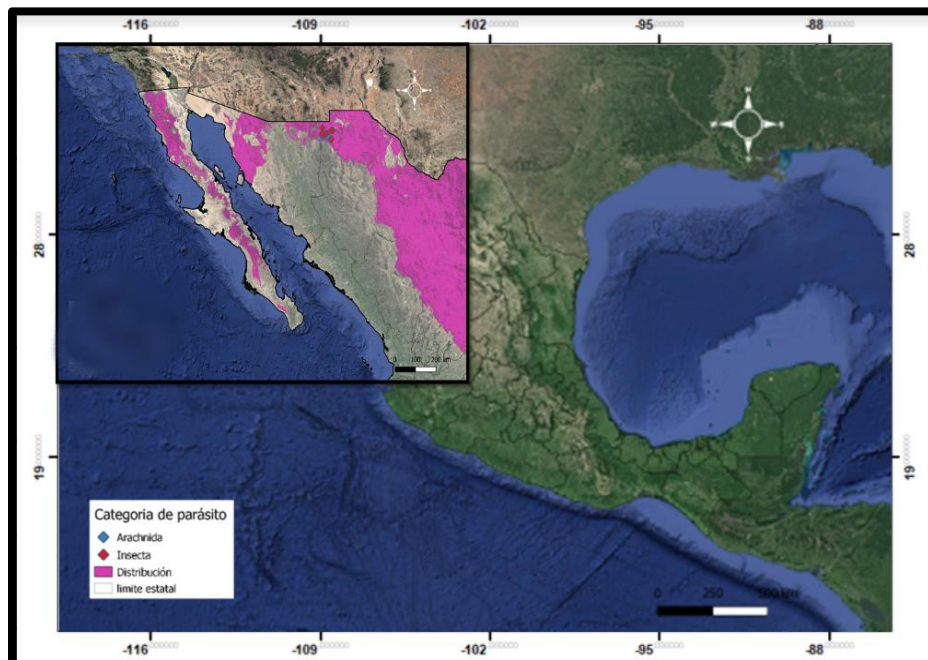


Figura 14. Distribución espacial de parásitos asociados a *V. macrotis* en México. Software QGIS

### 2.2.5 Discusión

El presente estudio es una recopilación de los registros reportados de parásitos en canidos domésticos y silvestres, los registros se sistematizaron y organizaron por especie de hospedero y por ecorregión del país debido a que en la mayoría de los casos los registros se encontraban aislados y desorganizados. El listado presenta la información de manera sistematizada y organizada agrupando la información de los últimos 30 años.

En México, el estudio de las parasitosis en especies silvestres ha sido moderado, la distribución de la parásitofauna mexicana en general es desconocida (Hernández-Camacho et al., 2015). Estudios parasitológicos recientes han revelado que la diversidad y especificidad del hospedero a menudo se subestima o sobreestima cuando se basa únicamente en estudios de campo (Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011). Los muestreos realizados en especies de la familia Canidae, hasta el momento se ha enfocado en el perro doméstico, provocando una sobre representación de la especie, asimismo, la parásitofauna en canidos silvestres ha sido escasamente estudiada, los limitados estudios existentes, se han focalizado principalmente en la región centro y noroeste del país.

En el presente estudio el perro domestico (*Canis familiaris*) es el hospedero más estudiado, se ha identificado una riqueza de 72 especies de parásitos, el 66.5% de los registros publicados pertenecen a esta especie, este porcentaje es contrastante, por ejemplo, con el 1.4 % de registros de la zorrilla del desierto (*Vulpes macrotis*), o bien, con el 0.20 % de registros del lobo mexicano (*Canis lupus baileyi*).

Probablemente el escaso esfuerzo de muestreo en especies silvestres de canidos puede estar fuertemente influenciado por la difícil aproximación a los ejemplares, es decir, el rango geográfico, la cercanía del hábitat, el estado de conservación de la especie, el comportamiento social, el tamaño de la especie o bien la captura de los ejemplares limitan el acceso a un muestreo mayor (Poulin, Krasnov y Mouillot, 2011).

Las especies *C. lupus baileyi*, *V. macrotis* y *C. lupus baileyi* son especies silvestres, con rangos de distribución limitado y clasificadas dentro de alguna categoría de riesgo según la Norma Oficial Mexicana, NOM-059-SEMARNAT-2010, razones por las que probablemente sean escasos los estudios en estas especies. Por ejemplo, las publicaciones disponibles sobre la parasitofauna de *C. lupus baileyi*, se limita a un reporte de una especie de nematodo (Yepez-Mulia et al., 1996), mientras, para la especie *V. macrotis*, se limita únicamente al estudio de López-Pérez et al., 2019, enfocado a ectoparásitos vectoriales. Por lo tanto, la información analizada respecto a la riqueza de artrópodos, helmintos o protozoarios en estas especies de hospederos es limitada y es insuficiente para analizar la riqueza de especies de parásitos y su relación con la amplitud geográfica de la distribución de sus hospederos.

El Coyote (*Canis latrans*) y la zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) fueron el segundo y tercer hospedero con más registros, la riqueza reportada para cada especie fue muy similar, se registraron 42 especies parasitas para *U. cinereoargenteus* y 40 especies asociadas a *C. latrans*, esto se explica por su distribución, están presentes en las siete ecorregiones del país, además debido a su comportamiento como especies sinantrópicas y generalistas, el muestreo en estas especies es favorecido, en sitios cercanos a zonas periurbanas y rurales (Thompson, 2013; Mackenstedt, Jenkins y Romig, 2015).

Este estudio indica que el conocimiento acumulado hasta el momento sobre la parásitofauna, de la familia Canidae es parcial respecto, a los taxones encontrados, como a los hospederos analizados y su distribución geográfica dado los esfuerzos de muestreo concordando con el estudio de Luna-estrada, 2017.

La búsqueda de correlaciones entre la riqueza y distribución espacial de especies parasitarias entre las poblaciones de especies anfitrionas caracterizadas por diferentes rangos geográficos indica que a menudo, no es independiente del esfuerzo de muestreo (Guégan, Morand y Poulin, 2005). No obstante, el uso de herramientas como los Sistemas de información geográfica (SIG), permiten abordar la distribución de parásitos espacialmente, de acuerdo con los sistemas ecológicos, sociales y económicos de cada región (Mateos-Gonzalez et al., 2015; Alcalá-Canto et al., 2018).

Con el uso del software QGIS fue posible categorizar todos los registros de la comunidad de canidos en México, en siete ecorregiones de acuerdo con las características fisiogeográficas y biogeográficas regionales del país (Beck et al., 2018). Las características contrastantes entre ecorregiones, así como la flora y fauna particular de cada región, permite una aproximación ecológica de la distribución de especies basada en las teorías de nicho ecológico (Illoldi-Rangel y Escalante, 2008; Altamiranda-Saavedra et al., 2020). Por ejemplo, esta categorización identifico una riqueza de 61 especies, en la ecorregión Sierras Templadas, siendo la región con mayor riqueza. No obstante, en la ecorregión California mediterránea no se obtuvo registro alguno, por el escaso esfuerzo de muestreo de la región.

Si bien, una aproximación ecológica de la distribución espacial de parásitos desde una revisión sistemática, como este estudio, no es capaz de identificar los factores determinantes involucrados en la riqueza, abundancia y distribución de cada ecorregión, establece las bases

y categorías fundamentales para la realización de estudios basados en sistemas de información geográfica con mayor profundidad analítica, como son los modelos de nicho ecológico y los modelos de distribución geográfica.

## Capítulo II

### Uso e implementación del modelo Maxent en la estimación de la distribución de Siphonapteros en México.

#### 3.1 Antecedentes

##### Nicho ecológico

El nicho ecológico es un concepto abstracto que define la relación de una especie con todo su entorno circundante. Se puede explicar como el hábitat de una especie o bien, el lugar que ocupa una especie dentro de un ecosistema (Woodley, 2007). Es decir, el nicho ecológico es un lugar dentro de una comunidad en el medio ambiente que podría ser llenado en un momento o lugar por una determinada especie, y en otro momento o en otro lugar por especies diferentes, o incluso podría estar vacío en un lugar y lleno en otro (Colwell y Rangel, 2009).

Una definición de nicho ecológico más operacional en los modelos de nicho fue la propuesta por Hutchinson (1957) en el simposio de Spring Harbour, donde se define como “un hipervolumen n-dimensional cuyas dimensiones corresponden a gradientes de recursos sobre los cuales las especies se distribuyen de alguna manera unimodal, donde existe el nicho fundamental, que es la totalidad de todas las dimensiones de nicho disponibles para una especie dada, y la realización nicho que es la porción del nicho que no se ve afectada por nichos de otras especies”, por lo tanto, se considera que las oportunidades ecológicas y evolutivas de una especie dada toman la forma de condiciones ambientales, recursos disponibles y gradientes de aptitud en un nicho determinado (Hutchinson, 1957).

Derivado del trabajo de Hutchinson se ha teorizado que el nicho ecológico se puede dividir en tres tipos: el fundamental (NF), el fundamental existente (N\*) y el realizado (NR), donde el nicho fundamental existente y el nicho realizado son subconjuntos del nicho fundamental como se observa en la figura 1. (Soberón, Osorio-Olvera y Peterson, 2017; Falconi y Osorio-olvera, 2021).

$$\mathbf{NF} \supseteq \mathbf{N^*} = \mathbf{NF} \cap \mathbf{E(t,G)} \supseteq \mathbf{NR},$$

*\*Donde E(t,G) es el conjunto de todas las condiciones ambientales al tiempo (t) en el área (G).*

Figura 1. Probabilidad del Nicho ecológico

En el modelo matemático de Falconi y Osorio-Olvera, 2021, se propone que el nicho fundamental incluye a todo el conjunto de condiciones ambientales, donde la tasa de crecimiento es siempre positiva, es decir este nicho incluye el punto de adecuación máxima donde se ubica el máximo crecimiento de una especie dada debido a que no existe restricción alguna para su crecimiento, el nicho fundamental existente, es el conjunto de condiciones ambientales presentes en un tiempo dado (t), donde la tasa de crecimiento es positiva y permite observar el efecto de la variación ambientales en las áreas de distribución geográfica determinadas, mientras el nicho realizado incluye a las condiciones ambientales en las cuales la especie puede subsistir bajo el efecto de las interacciones bióticas negativas que actúan como factores restrictivos al crecimiento (Falconi y Osorio-olvera, 2021).



## Fundamentos de los modelos de nicho ecológico

En una proyección cartográfica del espacio geográfico (G) dentro del que vive una especie, se puede dividir el espacio geográfico en parches reticulares (g) donde cada parche estará caracterizado por condiciones ambientales que tienen un determinado efecto en la distribución de la especie (Soberon y Miller, 2009). Los factores ambientales condicionan la presencia o ausencia de una especie dada de acuerdo con su tolerancia fisiológica, estas variables se denominan variables scenopoéticas y determinan la extensión del nicho fundamental en el espacio geográfico (Hutchinson, 1957; Woodley, 2007; Falconi y Osorio-olvera, 2021).

Se ha planteado que existe una concordancia entre el espacio geográfico y el espacio de nicho multidimensional, conocido como “la dualidad de Hutchinson” (Hutchinson, 1957; Soberón, Osorio-Olvera y Peterson, 2017). La dualidad, entre una representación y su dual no necesariamente es 1:1, puede representarse un dual más amplio o estrecho que su contraparte (1: n), entre el espacio de nicho multidimensional y los espacios físicos en los que habitan las especies (Colwell y Rangel, 2009).

En la representación de la dualidad de Hutchinson realizada por Soberón et al. 2017 (Figura 2), el espacio ambiental (E) es determinado a partir de un nicho multidimensional con tres variables scenopoéticas (temperatura máxima, precipitación anual y temperatura mínima), posteriormente esta distribución se traslada al espacio geográfico (G) en una representación cartográfica donde el espacio físico se divide en retículas (g) con rangos fluctuantes de las variables ambientales analizadas, que a posteriori determinan el nicho fundamental de una especie dada (Soberón, Osorio-Olvera y Peterson, 2017).

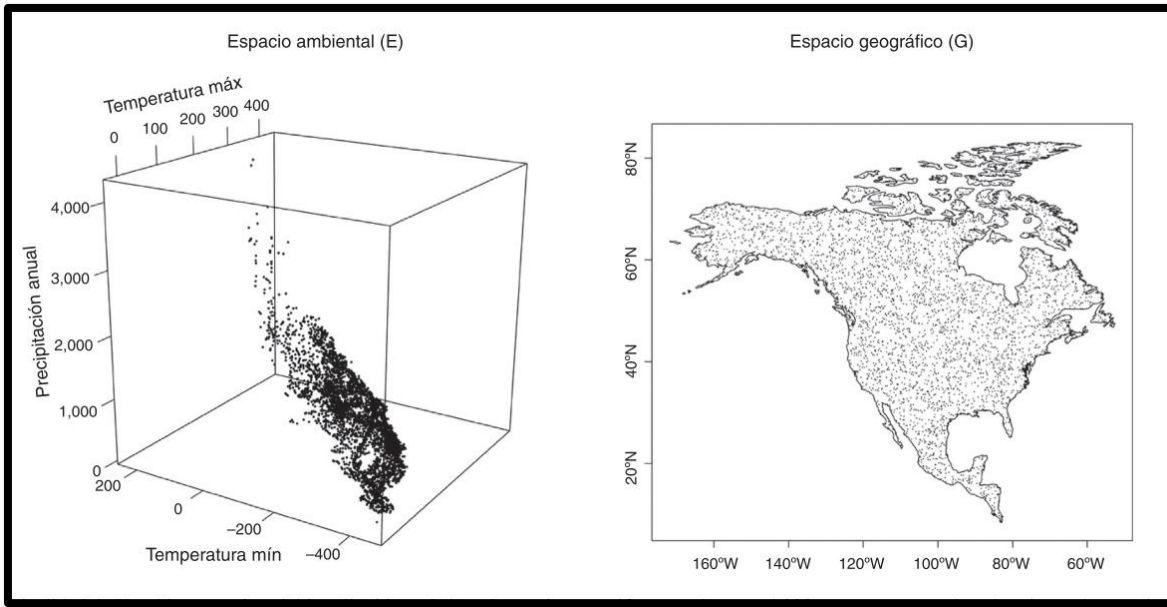


Figura 2. Representación de la dualidad de Hutchinson (Tomado de Soberón *et al.* 2017)

Por lo tanto, el espacio físico en una proyección cartográfica se caracteriza por sus coordenadas geográficas y por los valores locales de  $n$  atributos ambientales que definen el espacio de nicho correspondiente, donde los puntos o regiones del espacio de nicho  $n$ -dimensional se proyectan sobre el espacio geográfico determinado por las  $n$  capas ambientales (Colwell y Rangel, 2009). No obstante, la dualidad no es recíproca debido a que existe la posibilidad estadística de encontrar dos o más regiones en el espacio geográfico con valores iguales o similares, probabilidad que disminuye notablemente si se aumentan el número de variables, con elevada precisión de cálculo, estableciendo una relación dual cercana al 1:1 entre los puntos del espacio G y los del espacio E (Soberón, Osorio-Olvera y Peterson, 2017).

Las proyecciones cartográficas basadas en la dualidad determinan las características ambientales óptimas para una especie basadas en la presencia de la especie en un sitio determinado (Soberon y Miller, 2009), estas ocurrencias se han utilizado para modelar su nicho y proyectar su distribución potencial en lugares ambientalmente similares, incluidos los lugares donde nuevas poblaciones pueden ocurrir en el futuro (Colwell *et al.*, 2008; Colwell y Rangel, 2009).

Un ejemplo de la aplicación de la dualidad de Hutchinson es el trabajo realizado por Altamira-Saavedra 2020, el utilizó proyecciones basadas en el modelo Maxent para identificar el posible rango geográfico de las especies *Triatoma maculata* y *Rhodnius pallescens* en Latinoamérica, estos artrópodos son vectores del protozooario *Trypanosoma cruzi*, por medio de sus proyecciones fue posible identificar zonas de riesgo para determinar, la posible transmisión de la enfermedad de Chagas en Latinoamérica (Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020). Estos escenarios ecoepidemiológicos son de gran utilidad para implementar acciones y programas de apoyo para la prevención de enfermedades vectoriales (Mateos-Gonzalez *et al.*, 2015; Alcalá-Canto *et al.*, 2018; Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020).

#### Modelos de distribución de especies

La utilización de sistemas de información geográfica (SIG) ha sido de gran utilidad para proyectar modelos enfocados en determinar la distribución geográfica o bien proyectar la posible distribución geográfica de una especie (Illoldi-Rangel y Escalante, 2008). Los algoritmos matemáticos empleados en las proyecciones utilizan el nicho fundamental existente de un taxon para determinar las variables ambientales óptimas para la especie,

además son capaces de proyectar el efecto de las variaciones ambientales en un área geográfica determinada (Falconi y Osorio-olvera, 2021).

Existen modelos matemáticos ampliamente utilizados en predecir la distribución de especies (Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020), este tipo de modelos determinan la probabilidad de encontrar un estado de idoneidad de variables bioclimáticas debido a la multiplicidad de combinaciones que dan un mismo resultado (Iloldi-Rangel y Escalante, 2008). Es decir, son modelos de máxima entropía donde se relacionan las variables independientes (como el clima y el uso de la tierra) con los registros de ocurrencia de una especie que desempeñan la función de variables dependientes (Phillips, 2004; Barber *et al.*, 2022).

El modelo Maxent estima la distribución de un taxón en una región o área de estudio con la restricción de que el valor esperado para cada variable ambiental en una distribución concuerda con su promedio empírico (Phillips, 2004). Por lo tanto, el modelo calcula cada una de las características ambientales de interés al multiplicarla por una constante, y las divide posteriormente para asegurar valores de probabilidad entre 0 y 1 (Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020). El objetivo es que el algoritmo determine la distribución probabilística idónea otorgando resultados determinísticos (Iloldi-Rangel y Escalante, 2008).

La distribución se proyecta en una representación cartográfica del espacio físico (G) dividido en celdas (g) donde las predicciones de Maxent para cada celda analizada hacen referencia a valores acumulativos, que representan como porcentaje la probabilidad para cada celda dada, donde una celda con un valor de probabilidad de 100 es la más adecuada, mientras que celdas con valores próximos a 0 son las menos adecuadas (Phillips, 2004; Iloldi-Rangel y Escalante, 2008; Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020). Además, Maxent calcula la tasa de omisión que indica el rendimiento o fiabilidad del modelo proyectado.

El modelo de proyección de especies se estima proyectando variables ambientales restrictivas (Phillips, 2004). Un condicionante para la ejecución del programa es que cada una de las variables ambientales tengan una relación directa con la distribución de la especie, es decir sean explicativas como factor limitante, o bien como indicador a través de relaciones indirectas (Hirzel y Lay, 2008). Además, cada variable ambiental debe ser independiente entre sí y mostrar una variabilidad significativa entre las zonas de estudio (Mateo, Felicísimo y Muñoz, 2012).

El modelo Maxent ha sido de gran utilidad para la conservación de especies ya que permite determinar la posible distribución de especies en peligro de extinción, así como los patrones biogeográficos que sigue cada especie, basados en el nicho fundamental existente, donde la tasa de crecimiento es siempre favorable (Li, Liu y Zeng, 2022). No obstante, ignora el nicho realizado, lo que significa que no necesariamente la especie se encuentre presente en todas las áreas de la proyección debido a diferentes factores restrictivos como son las barreras geográficas o la destrucción del hábitat natural (Mateo, Felicísimo y Muñoz, 2012; Ruiz de Larramendi, 2017).

#### Aplicación de los modelos de distribución en epidemiología

Los modelos de distribución de especies de vida libre tienen la desventaja que las aproximaciones del rango total de distribución son solo representaciones de las condiciones ambientales favorables para una especie, por lo tanto, no necesariamente las especies se encuentran presente en todas las áreas delimitadas por el software de distribución (Ruiz de Larramendi, 2017), este problema es ocasionado por las limitaciones físicas y biológicas que

tiene cada especie para aumentar su rango de dispersión (Mateo, Felicísimo y Muñoz, 2012). En el caso de los organismos de vida parasita los hospederos infectados son su hábitat principal, por lo tanto, la distribución de enfermedades infecciosas está orientada por la dispersión de sus hospederos (Bautista-hernández *et al.*, 2015).

Históricamente, la dispersión de enfermedades infecciosas se asocia al movimiento de personas y animales entre diferentes áreas geográficas, provocando que las barreras físicas y biológicas naturales sean transgredidas por diferentes tipos de patógeno (Heras y Sierra Moros, 2016). De tal forma que los modelos de distribución de parásitos estiman las regiones que podrían tener un elevado potencial de sufrir alguna epidemia de acuerdo a sus condiciones ambientales en algún momento dado (Foley *et al.*, 2010, 2012; Brasil *et al.*, 2015).

El estudio de la transmisión de parásitos desde diferentes niveles de organización biológica permite identificar puntualmente las variables scenopoéticas que favorecen la transmisión y el establecimiento de los parásitos en las diversas regiones geográficas (Woodley, 2007; Jenkins *et al.*, 2015; Schurer *et al.*, 2016). Al modelar la distribución de enfermedades infecciosas a través de algoritmos que describen los patrones espaciales de los organismos infecciosos permite a los sistemas de vigilancia epidemiológica establecer medidas para prevenir y controlar brotes epidémicos de enfermedades emergentes o reemergentes (Lutz *et al.*, 2015; Mateos-Gonzalez *et al.*, 2015; Walz *et al.*, 2015; Alcala-Canto *et al.*, 2018).

## Modelos de distribución de ectoparásitos

Los modelos de distribución de especies son una gran herramienta para predecir puntualmente el nicho fundamental existente de alguna enfermedad vectorial (Mateos-Gonzalez *et al.*, 2015; Alcalá-Canto *et al.*, 2018; Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020; Falconi y Osorio-olvera, 2021). Se puede modelar la distribución de importantes vectores biológicos para predecir regiones vulnerables de presentar alguna enfermedad de tipo vectorial, por ejemplo, la distribución de triatomidos transmisores de la enfermedad de Chagas en Latinoamérica (Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020).

En la última década los artrópodos parásitos han causado gran interés en las ciencias biomédicas (Heras y Sierra Moros, 2016), en su gran mayoría estos ectoparásitos son hospederos intermediarios de graves enfermedades, no obstante, en la práctica de la epidemiología tradicional se aborda escasamente aspectos ecológicos relacionados con el papel biológico de los ectoparásitos vectores en el medioambiente (Ezenwa *et al.*, 2015; Bartlow *et al.*, 2019). Los ectoparásitos son artrópodos imprescindibles para la transmisión de un gran número de parásitos, al modelar su distribución espacial se puede modelar los posibles rangos de distribución de enfermedades vectoriales como la babesiosis o la anaplasmosis (Bowman, 2011; Mackenstedt, Jenkins y Romig, 2015; Alcalá-Canto *et al.*, 2018; Altamiranda-Saavedra *et al.*, 2020).

Un grupo de gran interés son los artrópodos del orden Siphonaptera, en México existen registros de al menos 172 especies de pulgas (Hernández-Urbina *et al.*, 2020), Las pulgas son organismos parásitos hematófagos altamente especializados con amplios rangos de especies de hospederos como aves y mamíferos, factor que las predispone a ocupar un

importante papel como vectores biológicos en la transmisión de enfermedades infecciosas (López-pérez *et al.*, 2017).

Las pulgas han sido identificadas como vectores de enfermedades zoonóticas de alto impacto como la peste negra, la bartonelosis, la borreliosis y la rickettsiosis (Hernández-Urbina *et al.*, 2020). Los carnívoros son el segundo grupo de mamíferos hospederos más importante para el ciclo de vida de las pulgas, incluso se ha identificado a los carnívoros silvestres como reservorios potenciales en la transmisión de infecciones vectoriales (Krasnov., 2009; López-pérez *et al.*, 2017).

Recientemente se han identificado a las bacterias zoonóticas *Bartonella* y *Yersinia pestis* en pulgas dentro del territorio mexicano (Fernández-González *et al.*, 2016; López-Pérez *et al.*, 2017). La creación de modelos de distribución de las pulgas que afectan a los canidos puede permitir a los sistemas de epidemiológicos detectar las regiones del país susceptibles para cualquier enfermedad zoonótica transmitidas por Siphonapteros, como apoyo en la creación de medidas de control y prevención en función de los sistemas biológicos y sociales de cada región de México.



### 3.2 Hipótesis:

Las variables climáticas podrán ser empleadas para predecir la distribución observada de los Siphonapteros de cánidos de México.

### 3.3 Objetivos General

Analizar los factores climáticos que influyen en la distribución espacial de los parásitos Siphonapteros de la familia Canidae en México a través del desarrollo de modelos de distribución

#### 3.3.1 Objetivos específicos

- 1.- Obtener los registros de ocurrencias naturales de parásitos Siphonapteros en Canidos de México mediante la búsqueda bibliográfica de los últimos 30 años.
- 2.- Organizar y georreferenciar la información de los registros para generar un registro de la distribución por especie de Siphonapteros en México.
- 3.- Proyectar la distribución espacial actual y futura de los parásitos Siphonapteros de la familia Canidae mediante modelos de distribución que detecte las variables climáticas que influyen en la distribución ecológica de los parásitos en México.

### 3.4 Material y métodos

Los mapas de distribución de sifonápteros fueron proyectados en el modelo Maxent versión 3.3.3k siguiendo la metodología descrita por Ruiz De Larramendi, 2017. Los registros se obtuvieron de la base de datos construida en el primer capítulo. Cada registro fue agrupado por familia, género y especie, por cada registro, se obtuvo una coordenada geográfica en sistema sexagesimal (GMS).

Se utilizaron como factor limitante de los mapas de distribución de especies las variables bioclimáticas de concentración representativa. Se descargo de la plataforma WorldClim el paquete estándar de 19 variables bioclimáticas globales de superficies climáticas representadas del año 1950 al 2000.

Las 19 variables bioclimáticas utilizadas fueron

- 1) Temperatura media anual (BIO1)
- 2) Intervalo Diurno Promedio (BIO2)
- 3) Isotermalidad (BIO2/BIO7) (BIO3)
- 4) Temperatura de Estacionalidad (DE\*100).(BIO4)
- 5) Temperatura máxima del mes más cálido (BIO5)
- 6) Temperatura mínima del mes más frío (BIO6)
- 7) Temperatura Rango anual (BIO7)
- 8) Temperatura media del trimestre más húmedo (BIO8)
- 9) Temperatura media del trimestre más seco (BIO9)

10) Temperatura media del trimestre más cálido (BIO10)

11) Temperatura media del trimestre más frío (BIO11)

12) Precipitación anual (BIO12)

13) Precipitación del mes más húmedo (BIO13)

14) Precipitación del mes más seco (BIO14)

15) Precipitación estacionalidad (coef. variación) (BIO15)

16) Precipitación del trimestre más húmedo (BIO16)

17) Precipitación de trimestre más seco (BIO17)

18) Precipitación del trimestre más cálido (BIO18)

19) Precipitación del trimestre más frío (BIO19)

Las proyecciones representan la probabilidad de idoneidad del género de sifonápteros por pixel del mapa con resolución espacial de 50km x 50km, donde cada pixel o celda expresa una probabilidad de ocurrencia de 0 a 1, la probabilidad de idoneidad de los mapas de distribución se expresa por tonalidades, para indicar la probabilidad de condiciones adecuadas siendo un tono rojo una alta probabilidad de condiciones adecuadas; verde condiciones típicas de aquellos lugares en los que efectivamente la especie se encuentra ya (localizaciones introducidas); y sombras tenues de azul indican baja probabilidad de condiciones adecuadas para el género.

El software proporciona una curva de característica operativa relativa (curva ROC) para evaluar estadísticamente la bondad del modelo cuyos valores pueden estar entre 0,5 y 1, donde un valor cercano de 0,5 significa que el modelo no tiene valor discriminante, es decir, es equivalente a una clasificación al azar de presencia – ausencia del género, mientras un valor cercano de 1 indica que el modelo ha separado presencias de ausencias con un ajuste adecuado.

### 3.5 Resultados

Se documentaron en la búsqueda bibliográfica una riqueza de 12 especies de sifonápteros en el país, además de dos registros que únicamente identifican las familias (Ceratophyllidae y Rhopalopsyllidae), distribuidas en cuatro especies de canidos de la familia Canidae (*Canis familiaris*, *Canis latrans*, *Urocyon cinereoargenteus* y *Vulpes macrotis*) en México (Cuadro1). En la figura 3 se observa el número de registro por especie de sifonápteros y en la figura 4 los sitios donde se han reportado en México.

<b>Cuadro 1. Siphonapteros identificados en la familia Canidae en México</b>				
Familia	Género	Especie	Hospedero	Referencia
Ceratophyllidae	<i>Orchopeas</i>	<i>O. neotomae</i> , <i>O. sexdentatus</i>	<i>Canis latrans</i> , <i>Urocyon cinereoargenteus</i>	(Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a, 2019b; Light, Eckerlin y Durden, 2019)
	Sin determinar	Sin determinar	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	(Light, Eckerlin y Durden, 2019)
Pulicidae	<i>Cediopsylla</i>	<i>C. simplex</i>	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	(Light, Eckerlin y Durden, 2019)
	<i>Ctenocephalides</i>	<i>C. canis</i> <i>C. felis</i>	<i>Canis familiaris</i> , <i>Canis latrans</i> , <i>Urocyon cinereoargenteus</i>	(Cacho, 1991; Zavala-Velázquez <i>et al.</i> , 2002; Hernández-Valdivia <i>et al.</i> , 2011; Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; Ortega Morales, 2018; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a; Hernandez-Camacho <i>et al.</i> , 2019; Light, Eckerlin y Durden, 2019)
	<i>Echidnophaga</i>	<i>E. gallinacea</i>	<i>Canis familiaris</i> , <i>Canis latrans</i> , <i>Urocyon</i>	(Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Francisco Hernández Urbina, Vital García y Clemente Sánchez, 2019a; Hernandez-Camacho <i>et al.</i> , 2019; Light, Eckerlin y Durden, 2019)
	<i>Euhoplopsyllus</i>	<i>E. glacialis</i>	<i>Canis latrans</i> , <i>Urocyon cinereoargenteus</i>	(Hernández-camacho, 2015; Hernández-Camacho <i>et al.</i> , 2016; López-pérez <i>et al.</i> , 2017; Light, Eckerlin y Durden, 2019)

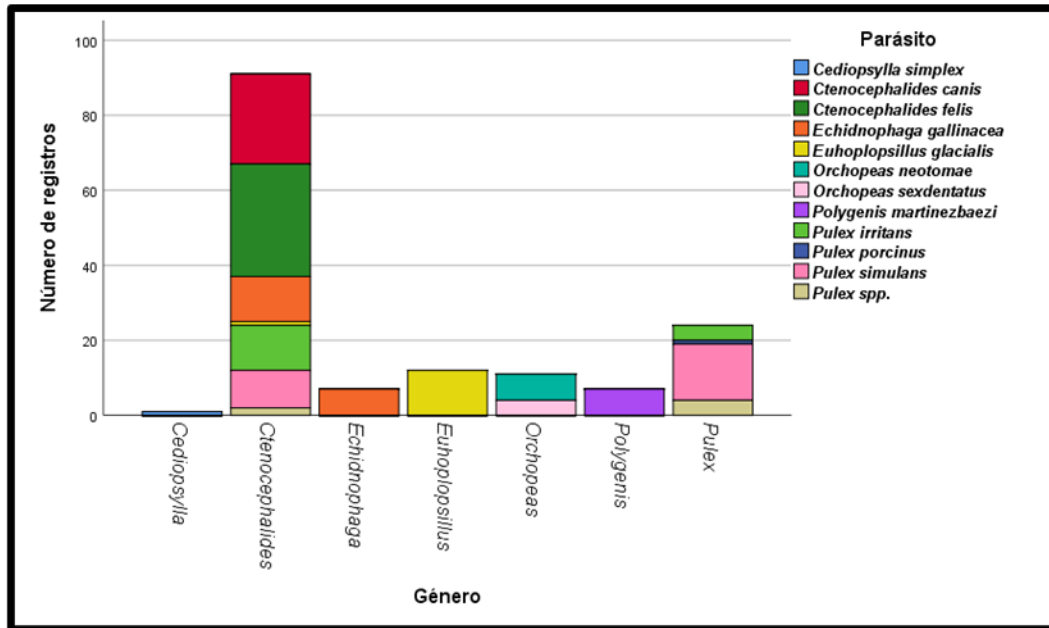


Figura 3. Sifonápteros de Canidae registrados en México.

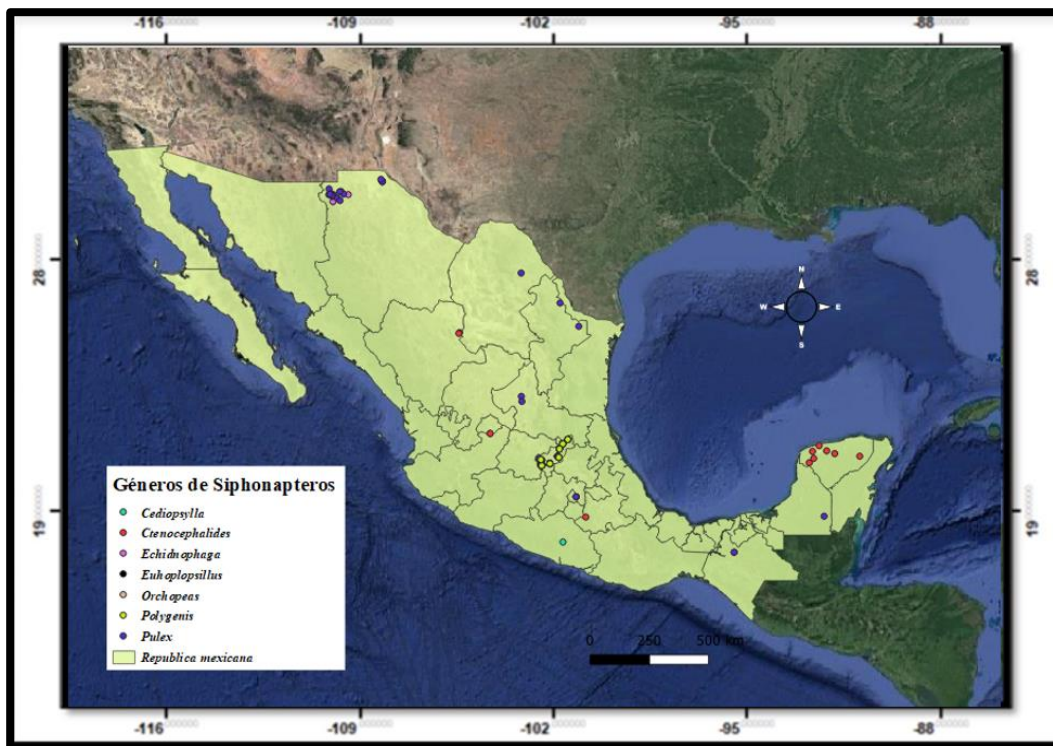


Figura 4. Registros de Sifonápteros de Canidae en México. Software QGIS

## Proyecciones del modelo Maxent

El modelo Maxent fue capaz de proyectar el área predicha para el género *Ctenocephalides* con una especificidad del 99% en el análisis de la curva ROC (Figura 5). En la figura 6 se observa las regiones de idoneidad de pulgas del género *Ctenocephalides* en el país. Las variables medioambientales más importantes para el género *Ctenocephalides* son la Temperatura de estacionalidad (BIO 4), Precipitación del trimestre más frío (BIO 19) e Isotermalidad (BIO 3) juntas representan el 81.6 % de contribuciones relativas para la distribución del género (Anexo 2).

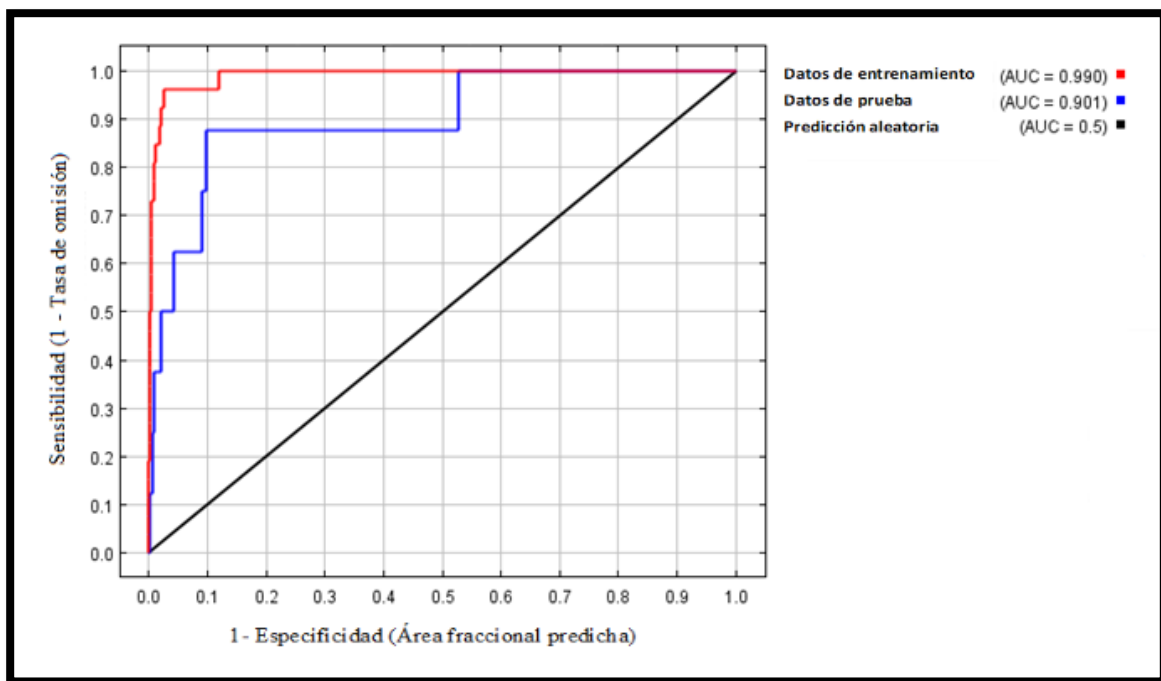


Figura 5. Curva ROC del género *Ctenocephalides*. Software Maxent



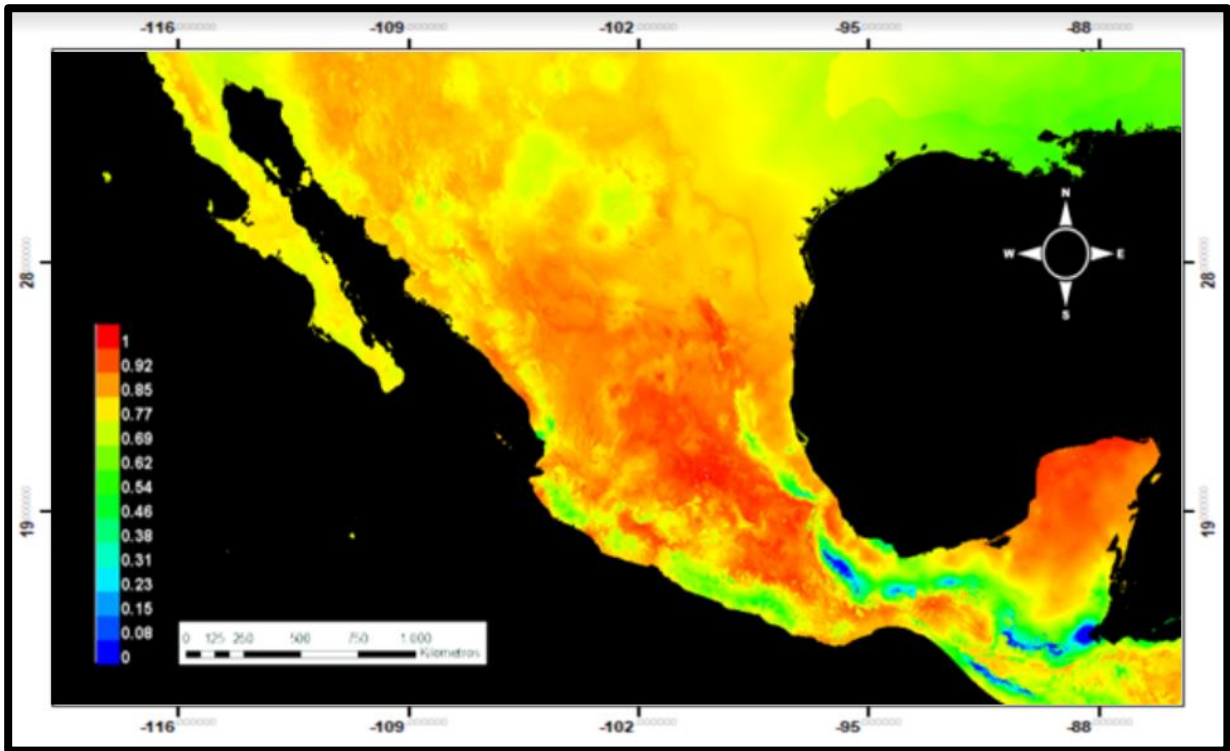


Figura 6. Distribución de pulgas del género *Ctenocephalides* en México. Software Maxent

El género *Echidnophaga* tuvo una especificidad del 99% en el análisis de la curva ROC (Figura 7). Las variables medioambientales más importantes para el género *Echidnophaga* son la Precipitación del mes más seco (BIO 14), Precipitación estacionalidad (BIO 15), la Temperatura media del trimestre más seco (BIO 9) y Precipitación de trimestre más seco (BIO17) juntas representan el 81.7 % de contribuciones relativas para la distribución del género. En la figura 8 se puede observar la probable distribución de pulgas del género *Echidnophaga* en el país (Anexo 3).

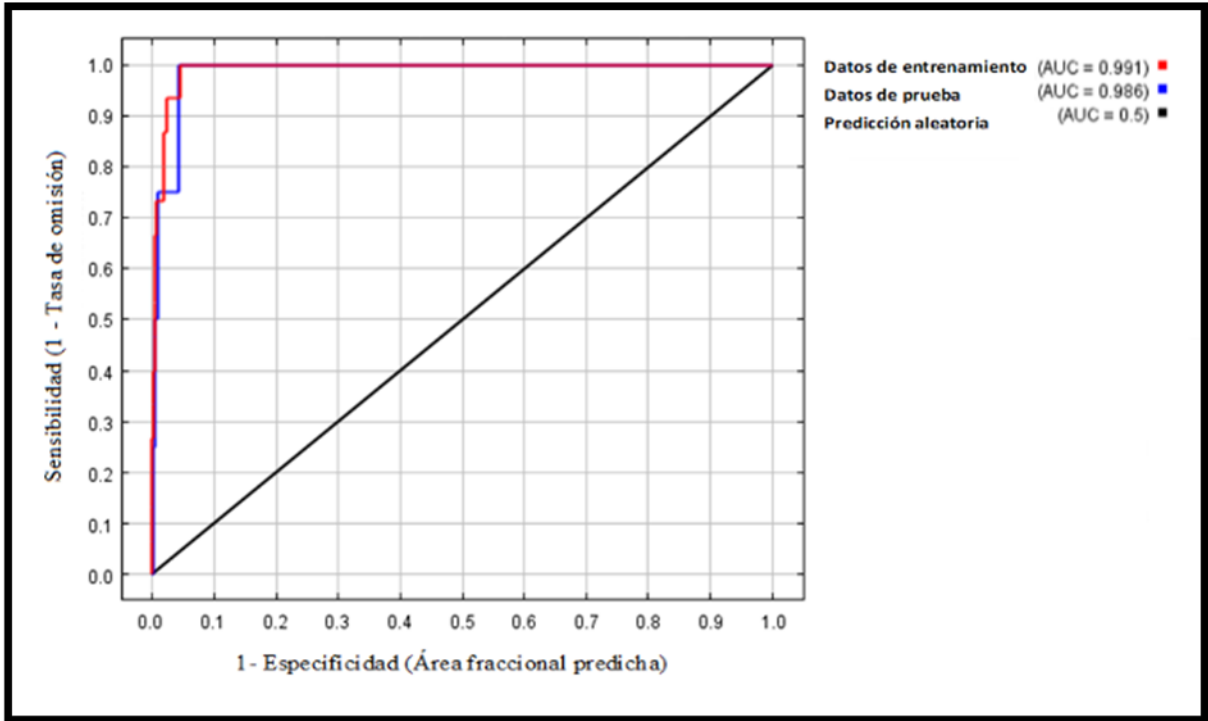


Figura 7. Curva ROC del género *Echidnophaga*. Software Maxent

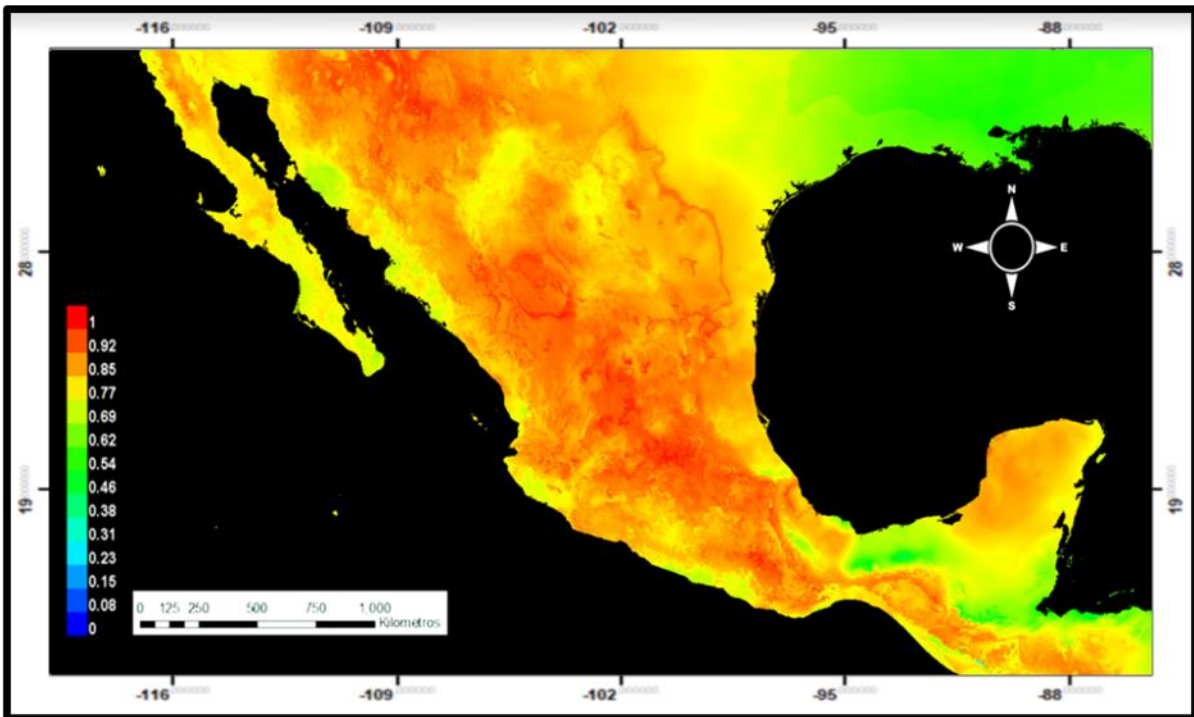


Figura 8. Distribución de pulgas del género *Echidnophaga* en México. Software Maxent

El género *Euhoplopsillus* tuvo una especificidad del 96% en el análisis de la curva ROC (Figura 9). Las variables medioambientales más importantes para el género *Euhoplopsillus* son la Temperatura de Estacionalidad (BIO 4), Precipitación del trimestre más frío (BIO 19) e Intervalo Diurno Promedio (BIO 2) juntas representan el 82.9 % de contribuciones relativas para la distribución del género. En la figura 10 se puede observar la probable distribución de pulgas del género *Euhoplopsillus* en el país (Anexo 4).

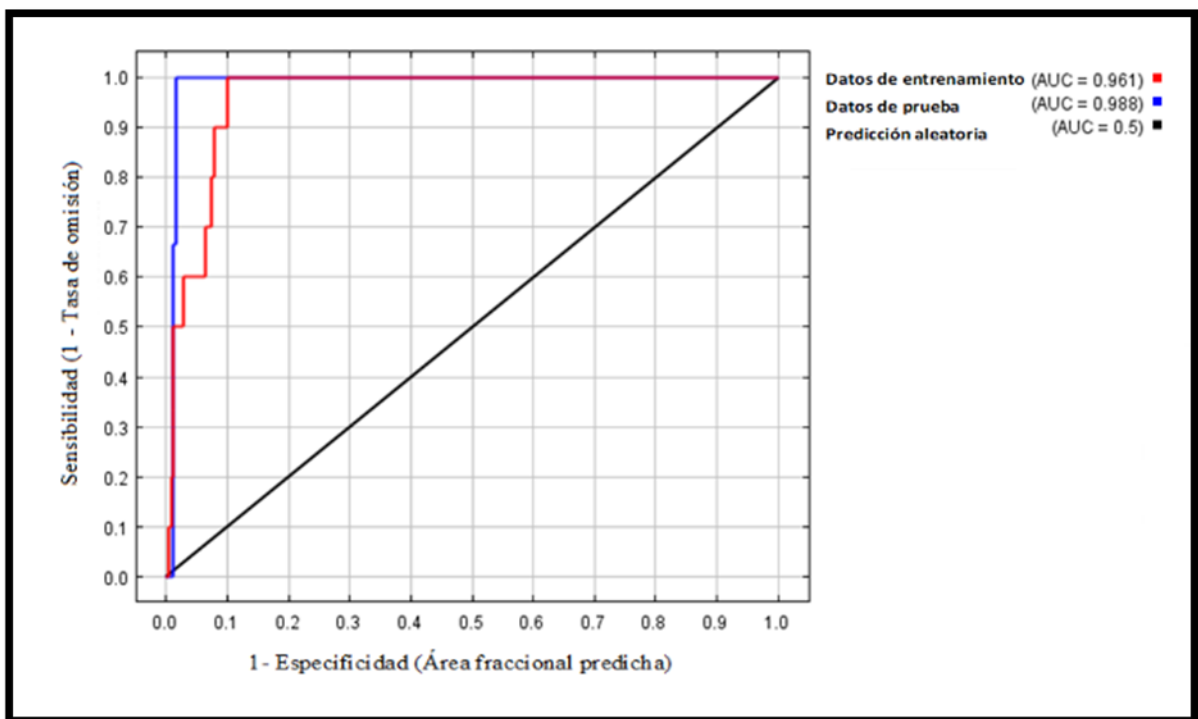


Figura 9. Curva ROC del género *Euhoplopsillus*. Software Maxent

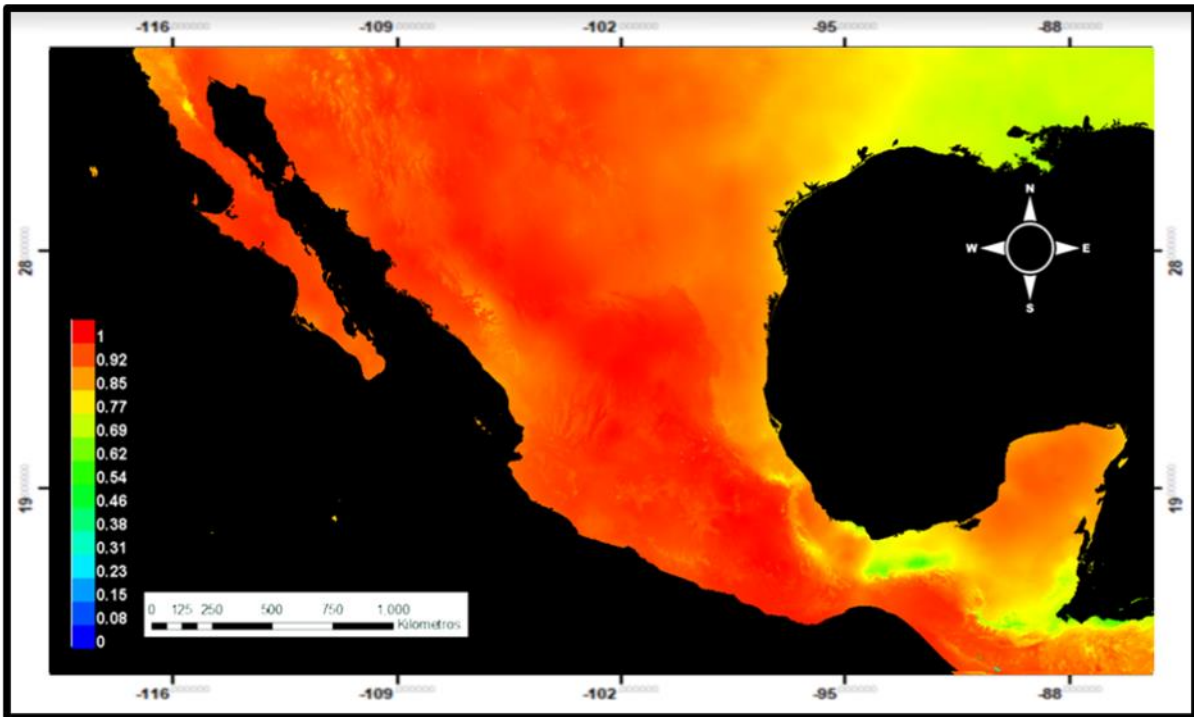


Figura 10. Distribución de pulgas del género *Euhoplopsillus* en México. Software Maxent

El género *Orchopeas* tuvo una especificidad del 96% en el análisis de la curva ROC (Figura 11). Las variables medioambientales más importantes para el género *Orchopeas* son el Intervalo Diurno Promedio (BIO 2) y Precipitación del trimestre más frío (BIO 19) juntas representan el 85.7 % de contribuciones relativas para la distribución del género. En la figura 12 se puede observar la probable distribución de pulgas del género *Orchopeas* en el país (Anexo 5).

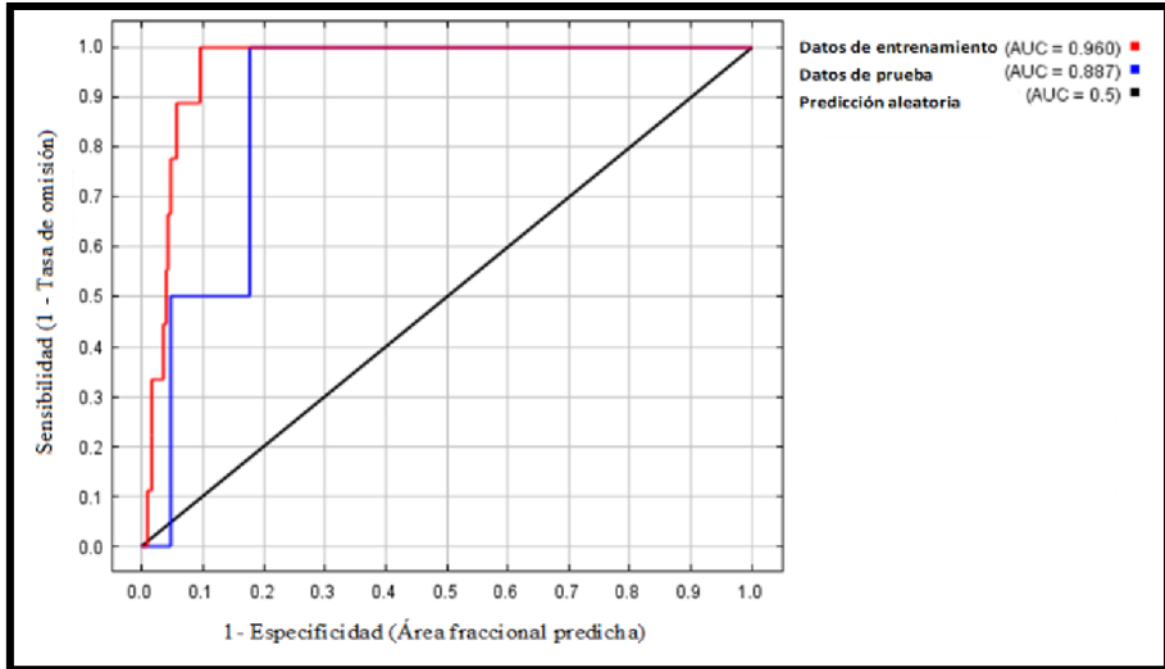


Figura 13. Curva ROC del género *Orchopeas*. Software Maxent

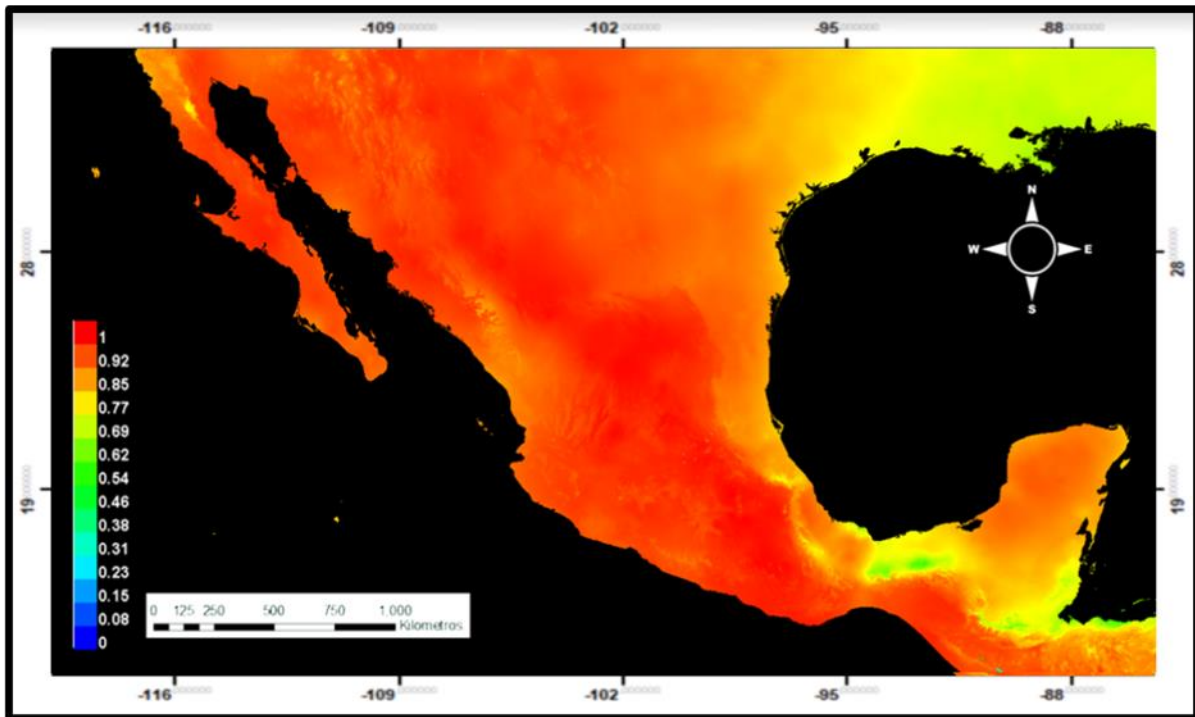


Figura 14. Distribución de pulgas del género *Orchopeas* en México. Software Maxent

El género *Polygenis* tuvo una especificidad del 97% en el análisis de la curva ROC (Figura 15). Las variables medioambientales más importantes para el género *Polygenis* son la Precipitación del trimestre más frío (BIO 19), Temperatura de Estacionalidad (BIO 4) y el Intervalo Diurno Promedio (BIO 2) juntas representan el 81.6 % de contribuciones relativas para la distribución del género. En la figura 16 se puede observar la probable distribución de pulgas del género *Polygenis* en el país (Anexo 6).

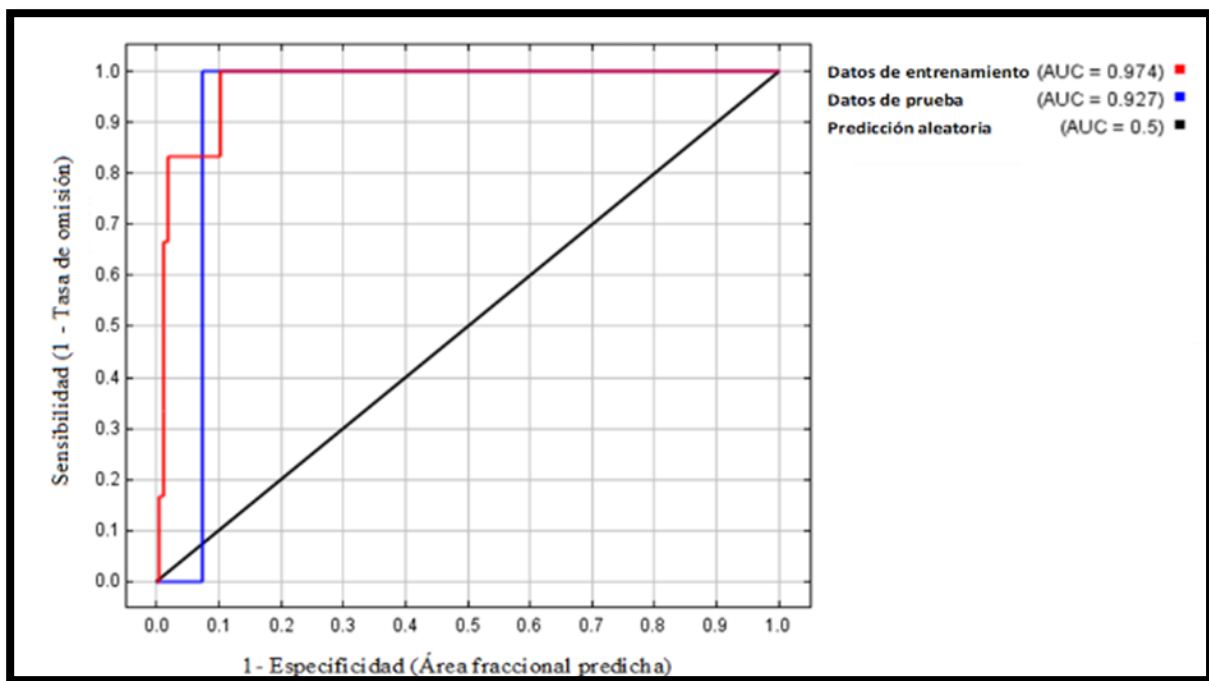


Figura 13. Curva ROC del género *Polygenis*. Software Maxent

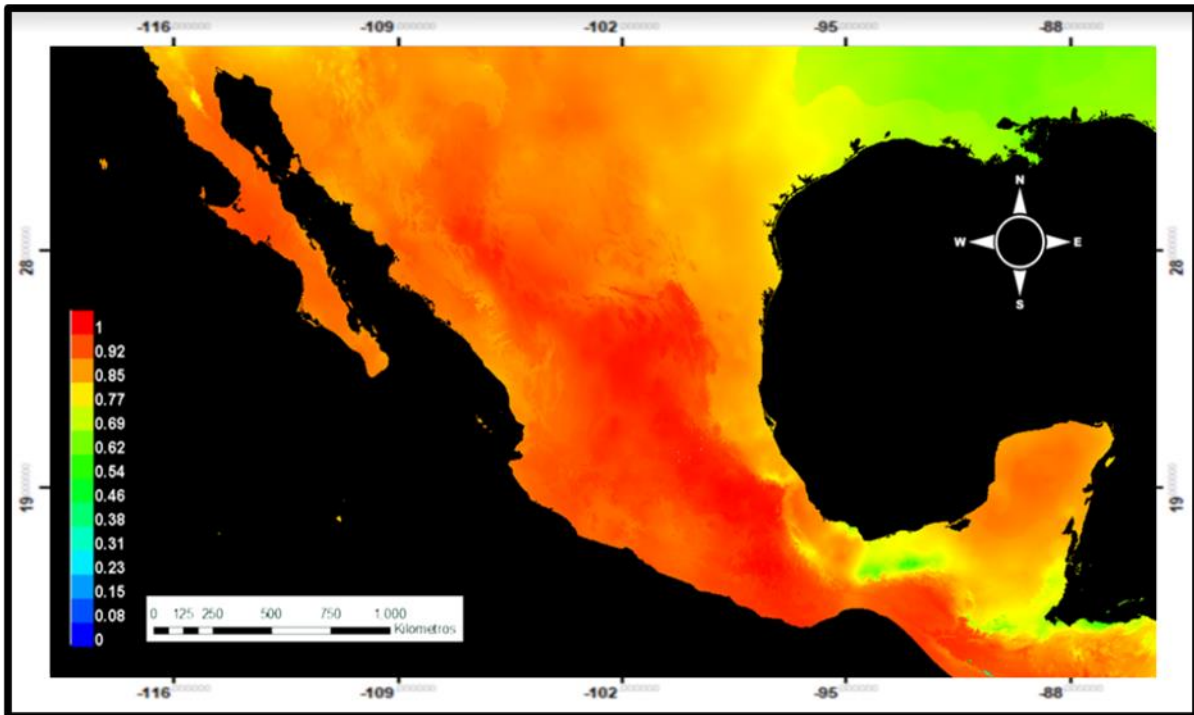


Figura 14. Distribución de pulgas del género *Polygenis* en México. Software Maxent

El género *Pulex* tuvo una especificidad del 98% en el análisis de la curva ROC (Figura 15). Las variables medioambientales más importantes para el género *Pulex* son la Temperatura media del trimestre más seco (BIO 9), Precipitación del trimestre más frío (BIO 19), Precipitación estacionalidad (BIO 15), Precipitación de trimestre más seco (BIO 17) e Isotermalidad (BIO 3) juntas representan el 78.3 % de contribuciones relativas para la distribución del género. En la figura 16 se puede observar la probable distribución de pulgas del género *Pulex* en el país (Anexo 7).



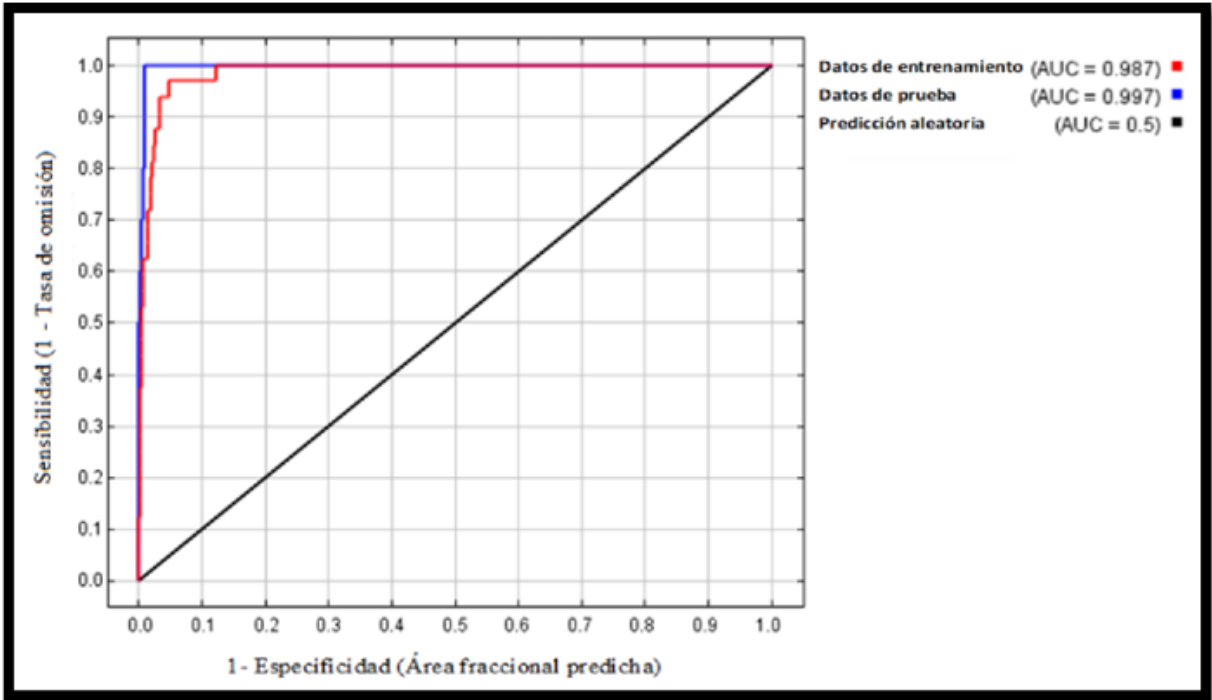


Figura 14. Distribución de pulgas del género *Pulex* en México. Software Maxent

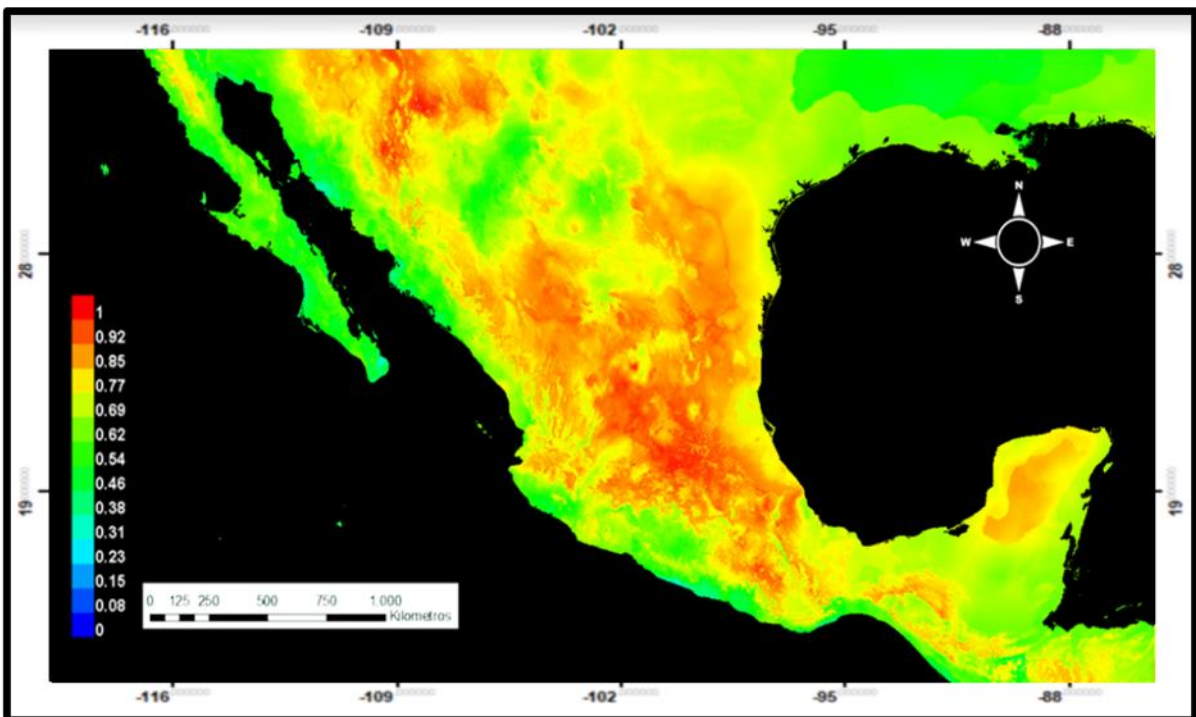


Figura 15. Curva ROC del género *Pulex* Software Maxent



### 3.6 Discusión

Los reportes de campo de sifonápteros son escasos en el país, la mayoría de los estudios únicamente reportan hallazgos ocasionales, existen tan solo tres estudios enfocados en la riqueza y abundancia de pulgas en la familia Canidae (López-pérez *et al.*, 2017; Ortega Morales, 2018; Hernández-Urbina *et al.*, 2020). Siendo de poca utilidad analítica si se estudian de manera aislada.

Los modelos de distribución espacial en el presente estudio fueron creados en Maxent a partir de todos los registros disponibles, lo que representan una propuesta teórica y metodológica aplicables a la mejora de los sistemas de vigilancia epidemiológica del país. Es importante resaltar que los modelos de distribución de Siphonapteros fueron creados en Maxent, software que ignora el nicho realizado de las especies, lo que significa que no necesariamente los géneros de pulgas se encuentran presentes actualmente en todas las áreas de la proyección predichas debido a factores restrictivos propios del espacio geográfico, no obstante tiene la gran ventaja de identificar adecuadamente el nicho fundamental existente, es decir, el área geográfica en la cual el vector biológico se puede desarrollar si las condiciones restrictivas desaparecen, por ejemplo, las barreras geográficas rotas por acción antropogénica (Mateo, Felicísimo y Muñoz, 2012; Ruiz de Larramendi, 2017).

Los modelos realizados son capaces de identificar dentro del territorio nacional las probables áreas de distribución o bien, las áreas susceptibles de ser colonizadas por importantes artrópodos vectores, responsables de la transmisión de enfermedades conocidas como “La enfermedad de Carrión” causada por la bacteria *Bartonella* spp. y la enfermedad conocida como “Peste negra” causada por la bacteria *Yersinia pestis*. Agentes bacterianos zoonóticos

recientemente identificados por Fernández-González, 2016 y López-Pérez, 2017 dentro del territorio nacional. Sin embargo, posterior a estas publicaciones y previo a este trabajo no existe una metodología aplicable para monitorear estas enfermedades en el país.

La aplicación de los modelos de vectores sifonápteros nos permitió identificar el espacio geográfico susceptible de ser colonizado en México con una especificidad predicha mayor del 85 % para todos los géneros de pulgas modelados. No obstante, es importante destacar que la búsqueda de correlaciones entre la riqueza y distribución espacial de especies se encuentra influenciada, a menudo, por el esfuerzo de muestreo de los datos analizados, lo que puede alterar la precisión de los modelos de distribución especialmente, al trabajar muestras de tamaño pequeño (Guégan, Morand y Poulin, 2005).

Debido a los escasos registros disponibles en el presente estudio los modelos se realizaron a nivel de género lo que podría esconder o enmascarar aspectos específicos de las especies modeladas. Además, los modelos se realizaron solo con registros de canidos, sin embargo, los géneros y las especies de sifonápteros estudiados se pueden encontrar en otros grupos taxonómicos como felinos o roedores, por lo tanto, son factores que se deben considerar en la interpretación de los modelos.

La curva de característica operativa relativa (Curva ROC) indica la bondad del modelo predicho, el cálculo se ve afectado por el tamaño de la muestra analizada, por lo tanto, modelos realizados con muestras grandes serán más probables estadísticamente, por ejemplo, Alcalá-Canto, 2018, analizó 5751 registros otorgándole una fiabilidad al modelo cercana al 100 % en la curva de omisión, lo que contrasta con las curvas de omisión obtenidas para los géneros de sifonápteros *Euhoplopsillus*, *Orchopeas* y *Polygenis* otorgando poca fiabilidad a

los modelos de distribución para estos géneros, probablemente a la escasa representación de registros de cada género de pulga.

Los géneros de sifonápteros *Ctenocephalides*, *Echidnophaga* y *Pulex* con muestras de tamaño mayor presentan una curva de omisión con buena fiabilidad representando modelos modelo de distribución adecuados. La distribución de los modelos predichos para los géneros *Ctenocephalides*, *Echidnophaga* y *Pulex* se explica tan solo por seis de las 19 variables bioclimáticas analizadas, las variables que determinan la distribución de sifonápteros, son la isothermalidad (BIO 3), la temperatura de estacionalidad (BIO 4), la temperatura media del trimestre más seco (BIO 9), la precipitación estacionalidad (BIO 15), la precipitación de trimestre más seco (BIO17) y la precipitación del trimestre más frío (BIO 19).

El análisis de las variables bioclimáticas realizadas en el software Maxent, indica que los principales factores bioclimáticos que intervienen en la distribución de artrópodos como los sifonápteros son los rangos de la temperatura y precipitación, alterando el ciclo de vida de los artrópodos como lo identifica Alcalá-Canto, 2018 en la proyección realizada para la distribución predicha para garrapata *Rhipicephalus*.

En ambos casos el factor bioclimático determinante en el caso de los sifonápteros parece ser la precipitación, es decir la humedad ambiental presente es el factor restrictivo para la distribución de los géneros de pulgas, como lo explica Van der Mescht, 2016, la humedad ambiental afecta a los estadios larvales de las pulgas rompiendo el ciclo de vida de estos organismos parásitos.

Si bien, una aproximación ecológica de la distribución espacial de los sifonápteros a través del análisis de modelos de nicho ecológico y modelos distribución geográfica son de gran

utilidad para estimar los factores bioclimáticos que determinan la presencia o ausencia de estos parásitos, es importante establecer una metodología para monitorear a estos parásitos vectores a nivel de campo a partir de los datos obtenidos en el presente estudio.

#### 4. Referencias

- Aguirre, A. A., Ostfeld, R. y Daszak, P. (2012) “New Directions in Conservation Medicine: Applied Cases of Ecological Health”, *New York: Oxford University*. USA
- Aguirre, A. A. y Tabor, G. M. (2008) “Global Factors Driving Emerging Infectious Diseases Impact on Wildlife Populations”, *Animal Biodiversity and Emerging diseases*, pp. 1–3.
- Alcala-Canto, Y. *et al.* (2018) “Development of the first georeferenced map of *Rhipicephalus (Boophilus)* spp. in Mexico from 1970 to date and prediction of its spatial distribution”, *Geospatial Health*, pp. 110–117.
- Algarin Espinosa, J. C. (1999) “*Prevalencia De Toxocara Canis Y Ancylostoma Caninum En Perros Del Municipio De Jala, Nayarit*”.
- Altamiranda-Saavedra, M. *et al.* (2020) “Geographic abundance patterns explained by niche centrality hypothesis in two Chagas disease vectors in Latin America”, *PLoS ONE*, pp. 1–18.
- Alvarado-Esquivel, C. *et al.* (2015) “Epidemiological assessment of intestinal parasitic infections in dogs at animal shelter in Veracruz, Mexico”, *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, pp. 34–39.
- Álvarez, R. *et al.* (2018) “Potencial Zoonótico de Parques y Jardines Públicos”, *Revista Iberoamericana de Ciencias*, pp. 26-31.
- Arce-Fonseca, M. *et al.* (2017) “Seropositivity for *Trypanosoma cruzi* in domestic dogs from Sonora, Mexico”, *Infectious Diseases of Poverty*. *Infectious Diseases of Poverty*, pp. 3–9.
- Avimaliel, S. F. (1994) “*Prevalencia De Toxocara Canis Y Ancylostoma Caninum En Perros Del Municipio De Ruiz, Nayarit*”, Tesis de licenciatura, UAN.
- Barajas-Juarez, R. V. (2014) “*Lesiones en el parénquima pulmonar causadas por diferentes agentes etiológicos en coyotes (canis latrans) del norte de México*”. Tesis de licenciatura, UANL.
- Barbadosa-Pliego, A. *et al.* (2010) “Natural infection of *Trypanosoma cruzi* in a dog with heart lesions: a case report from Malinalco, State of Mexico, Mexico”, *Research and Reports in Tropical Medicine*, pp. 73.
- Barber, R. A. *et al.* (2022) “Target- group backgrounds prove effective at correcting sampling bias in Maxent models”, *Diversity and Distributions*, pp 128-141.
- Bartlow, A. W. *et al.* (2019) “Forecasting Zoonotic Infectious Disease Response to Climate Change: Mosquito Vectors and a Changing Environment”, *Veterinary Sciences*, pp. 40.
- Bautista-Hernández, C. E. *et al.* (2015) “Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso”, *Estudios en biodiversidad*, pp 11-19.
- Beck, H. E. *et al.* (2018) “Present and future köppen-geiger climate classification maps at 1-km resolution”, *Scientific Data*, pp. 1–12.

- Becker, A. C. *et al.* (2012) “Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany”, *Parasitology Research*, 111(2), pp. 849–857.
- Bowman, D. D. (2011) “*Parasitología para veterinarios*”. Novena Edición. New York: ELSEVIER.
- Brasil, L. M. *et al.* (2015) “Web platform using digital image processing and geographic information system tools: a Brazilian case study on dengue”, *BioMedical Engineering Online*, pp. 1–15.
- Bravo Lopez, J. (1995) “*Prevalencia De Toxocara Canis Y Ancylostoma Caninum En Perros Del Municipio De Xalisco, Nayarit*”. Tesis de licenciatura, UAN.
- Burkett-Cadena, N. D. (2018) “Morphological adaptations of parasitic arthropods”, *Medical and Veterinary Entomology*. Elsevier Inc.
- Cacho, M. ·Guadalupe R. B. (1991) *Frecuencia de pulgas en perros en el centro de control canino antirrábico de la delegación tlahuac*, Tesis de licenciatura, UNAM.
- Campos-Valdéz, G., *et al.* (2001) “Anti-Trypanosoma cruzi antibodies in dogs (Canis familiaris) from Tlalnepantla Municipality, State of Mexico”, *Bioquímica* pp. 26.
- Cantó, G. J. *et al.* (2011) “The prevalence and abundance of helminth parasites in stray dogs from the city of Queretaro in central Mexico”, *Journal of Helminthology*, pp. 263–269.
- Carvajal, V. *et al.* (2012) “Primer informe de hepatozoonosis en un perro de Tamaulipas, México”, *Veterinaria Mexico*, pp. 71–76.
- Castelló, J. R. (2018) “Introduction”, en *Canids of the World*. Princeton: Princeton University Press, pp. 8–27.
- CCA (1997) “*Regiones ecológicas de América del Norte*”.
- Cerda Villar, A. M. (2015) “*Asociación entre la presencia de anticuerpos contra toxoplasma Gondii y Neospora Caninum en perros con manifestaciones clínicas neurológicas y respiratorias*”. Tesis de licenciatura, UAA.
- Chavez Gonzales, F. (2003) “*Frecuencia de nematodos intestinales en perros, en la ciudad de Tepic, Nayarit, Mexico*”. Tesis de licenciatura, UAN.
- Clark, N. J. y Clegg, S. M. (2017) “Integrating phylogenetic and ecological distances reveals new insights into parasite host specificity”, *Molecular Ecology*, pp. 3074–3086.
- Colwell, R. K. *et al.* (2008) “in the Wet Tropics”, *Science*, pp. 258–261.
- Colwell, R. K. y Rangel, T. F. (2009) “Hutchinson’s duality: The once and future niche”, *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, pp. 19651–19658.
- Conabio (2020) “Felinos, cánidos, osos y parientes”, *Enciclopedia*. Disponible en: <https://enciclovida.mx/especies/22752-carnivora>.

- Cortez-Aguirre, G. R. *et al.* (2018) “Stray Dog Population in a City of Southern Mexico and Its Impact on the Contamination of Public Areas”, *Veterinary Medicine International*, 2018.
- Dantas-Torres, F., Chomel, B. B. y Otranto, D. (2012) “Ticks and tick-borne diseases: A One Health perspective”, *Trends in Parasitology*. Elsevier, pp. 437–446.
- De Tommasi, A. S. *et al.* (2013) “Are vector-borne pathogen co-infections complicating the clinical presentation in dogs?”, *Parasites and Vectors*, pp 1-6.
- Dubey, J. P. *et al.* (2007) “*Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in dogs from Durango City, Mexico”, *Journal of Parasitology*, pp. 1033–1035.
- Duscher, G. G. *et al.* (2015) “Wildlife reservoirs for vector-borne canine, feline and zoonotic infections in Austria”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. pp. 88–96.
- Eckhoff, P. A. (2011) “A malaria transmission-directed model of mosquito life cycle and ecology”, *Malaria Journal*, pp. 1–17.
- Encalada-Mena, L. A. *et al.* (2011) “Prevalencia de parásitos gastroentéricos de cánidos en la ciudad de Escárcega, Campeche, México”, *Universidad y ciencia*, pp. 209–217.
- Erguía Aguilar, M. P. (2001) “*Estructuras de comunidades de helmitos intestinales de perros (canis familiaris) obtenidos en centros de control canino de la ciudad de México*”. Tesis de licenciatura, UNAM.
- Ezenwa, V. O. (2004) “Host social behavior and parasitic infection: A multifactorial approach”, *Behavioral Ecology*, pp. 446–454.
- Ezenwa, V. O. *et al.* (2015) “Interdisciplinarity and Infectious Diseases: An Ebola Case Study”, *PLoS pathogens*, pp. 4–10.
- Falconi, M. y Osorio-olvera, L. (2021) “Distribución de especies. Un punto de vista teórico”, *Revista de Modelamiento Matemático de Sistemas Biológicos*, pp 1-2.
- Fernández, E. M. A. *et al.* (2018) “Modificación al sistema de clasificación climática de kppen”, *Patología general veterinaria*, pp. 7–8.
- Fernández, F. C. y Cantó, G. J. A. (2002) “Intestinal helminth frequency in stray dogs sacrificed in the City of Queretaro, in the State of Queretaro, in Mexico”, *Veterinaria México*, pp. 247–253.
- Fernández-González, A. M. *et al.* (2016) “Molecular survey of Bartonella species and Yersinia pestis in rodent fleas (Siphonaptera) from Chihuahua, Mexico”, *Journal of Medical Entomology*, pp. 199–205.
- Foley, D. H. *et al.* (2010) “MosquitoMap and the Mal-area calculator: new web tools to relate mosquito species distribution with vector borne disease”, *International Journal of Health Geographics*, pp. 1–9.

Foley, D. H. *et al.* (2012) “SandflyMap : leveraging spatial data on sand fly vector distribution for disease risk assessments”, *Geospatial Health*, pp. 25–30.

Francisco Hernández Urbina, C., Vital García, C. y Clemente Sánchez, F. (2019) *Detección de ectoparásitos y patógenos rickettsiales en canis latrans en el área de protección de flora y fauna médanos de Samalayuca, Chihuahua*, Tesis de Maestría, UACJ.

Francisco Hernández Urbina, C., Vital García, C. y Clemente Sánchez, F. (2019) “*Detección De Ectoparásitos Y Patógenos Rickettsiales En Canis Latrans en el area de protección de flora y fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua*” Tesis de Maestría, UACJ.

Garfield, E. (1995). “Análisis cuantitativo de la literatura científica y sus repercusiones en la formulación de políticas científicas en América Latina y el Caribe”. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP)*; 118 (5), mayo 1995.

Galaviz-Silva, L. *et al.* (2017) “Prevalence of Trypanosoma cruzi infection in dogs and small mammals in Nuevo León, Mexico”, *Revista Argentina de Microbiología*. Elsevier, pp. 216–223.

García-Aguilar, M. C. y Gallo-Reynoso, J. P. (2012) “Perros ferales en la isla de Cedros, Baja California, México: una posible amenaza para los pinnípedos”, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(3), pp. 785–789.

García-Prieto, L., Falcón-Ordaz, J. y Guzmán-Cornejo, C. (2012) *Helminth parasites of wild Mexican mammals: List of species, hosts and geographical distribution*, *Zootaxa*.

González, G. C. *et al.* (2005) “Lista actualizada de los mamíferos de México”, *Revista Mexicana de Mastozoología (Nueva Epoca)*, pp. 21.

Guégan, J.-F., Morand, S. y Poulin, R. (2005) “Are there general laws in parasite community ecology? The emergence of spatial parasitology and epidemiology”, *Parasitism and Ecosystems*. Oxford University Press, pp. 22–42.

Heras, C. A. y Sierra Moros, M. J. (2016) “Enfermedades transmitidas por vectores. Un nuevo reto para los sistemas de vigilancia y la salud pública”, *Gaceta Sanitaria*, pp. 167–169.

Hernández-Camacho, N. *et al.* (2019) “Ectoparasite Arthropod Diversity of the Gray Fox (*Urocyon cinereoargenteus*) and Domestic Dogs of Central Mexico”, *Southwestern Entomologist*, pp. 281–295.

Hernández-Camacho, N. *et al.* (2011) “Nematodes parasites of the gray fox (*Urocyon cinereoargenteus* Schreber, 1775) in the seasonally dry tropical highlands of central Mexico”, *Parasitology Research*, pp. 1425–1429.

Hernández-Camacho, N. (2015) “*Evaluación del sistema cánidos silvestres y su fauna parasitaria como centinela potencial de la salud ecosistémica en Querétaro*”. Tesis de Maestría, UAQ.



- Hernández-Camacho, N. *et al.* (2016) “Gray fox (*Urocyon cinereoargenteus*) parasite diversity in central Mexico”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, pp. 207–210.
- Hernández-Urbina, C. F. *et al.* (2020) “First report of Siphonaptera parasites in *Canis latrans* in the Flora and Fauna Protection Area, Médanos de Samalayuca Chihuahua, Mexico”, *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. Elsevier, pp. 100379.
- Hernández-Valdivia, E. *et al.* (2011) “Presence of *Ctenocephalides canis* (Curtis) and *Ctenocephalides felis* (Bouché) Infesting Dogs in the City of Aguascalientes, México”, *Journal of Parasitology*, pp. 1017–1019.
- Hernández, A. y Sahagún, A. (2015) “Fluctuaciones poblacionales de parásitos gastrointestinales en caninos en condición de calle”, *Jovenes de la ciencia*, pp. 1–5.
- Hernandez Garay, M. (2005) *Prevalencia y diversidad de helmintos intestinales en perros sacrificados en el centro de control canino del municipio de Teotihuacan, Estado de Mexico*. Tesis de Licenciatura, UNAM.
- Hernández, J. L. *et al.* (2010) “Indicadores de infestación, colonización e infección de triatoma dimidiata (Latreille) (Hemiptera: Reduviidae) en campeche, México”, *Neotropical Entomology*, pp. 1024–1031.
- Herrera ME, V. *et al.* (2018) “Coinfection of and *Leishmania* spp. in Synanthropic Reservoirs (*Canis familiaris*) in an Endemic Area of The State of Querétaro, Use of FeSODe as an Antigenic Tool”, *Journal of Preventive Medicine*, pp. 1–7.
- Hirzel, A. H. y Lay, G. Le (2008) “Habitat suitability modelling and niche theory”, *Journal of applied ecology*, pp. 1372–1381.
- Hutchinson, G. (1957) “*Cold Spring Harbour Symposium on Quantitative Biology*”, pp. 1957.
- Illoldi-Rangel, P. y Escalante, T. (2008) “De los modelos de nicho ecológico a las áreas de distribución geográfica”, *Biogeografía*, pp. 7–12.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (2020) *Estadística medio ambiente, Medio ambiente*. Disponible en: [www.inegi.gob.mx](http://www.inegi.gob.mx).
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (2020) “Mapa Digital de México para escritorio V 6.3.0”. Disponible en: <https://www.inegi.org.mx/temas/mapadigital/>.
- Jenkins, E. J. *et al.* (2015) “Wildlife parasites in a One Health world”, *Trends in Parasitology*. Elsevier, pp. 174–180.
- Jos, J. *et al.* (2006) “Descripción de un caso clínico de leishmaniosis canina en el norte de México”, *Notas de investigación*, pp. 231–240.
- Kamiya, T. *et al.* (2014) “What determines species richness of parasitic organisms? A meta-analysis across animal, plant and fungal hosts”, *Biological Reviews*, pp. 123–134.

- Krasnov., B. R. (2009) “Functional and Evolutionary Ecology of Fleas: A Model for Ecological Parasitology”, *The Lancet Neurology*, pp. 515.
- Lafferty, K. D. (2010) “Effects of disease on community interactions and food web structure”, en *Infectious Disease Ecology: Effects of Ecosystems on Disease and of Disease on Ecosystems*. Princeton University Press, pp. 205–222.
- Lambert, N. (2014) “*Estudio comparativo de prevalencia de parásitos gastrointestinales entre coyote (Canis latrans cagotis) y zorra gris (Urocyon cinereoargenteus), en un área de matorral xerófilo en la mixteca oaxaqueña*”. Tesis de maestría, UNAM.
- Lara-Reyes E, *et al.* (2015) “Frecuencia de parásitos gastrointestinales de perros en parques públicos de dos municipios vecinos del Estado de México”, *Nova*, pp. 75-81.
- Lazcano Ortiz, L. 2015 (2015) “*Prevalencia de estados propagativos de helmintos gastrointestinales de caninos en condición de calle de la ciudad de Irapuato, Guanajuato*”. Tesis de maestría, BUAP.
- Li, Z., Liu, Y. y Zeng, H. (2022) “Application of the MaxEnt model in improving the accuracy of ecological red line identification: A case study of Zhanjiang, China”, *Ecological Indicators*. Elsevier pp. 108767.
- Light, J. E., Eckerlin, R. P. y Durden, L. A. (2019) “Checklist of ectoparasites of Canidae and Felidae in Mexico”, *Therya*, pp. 109–119.
- López-pérez, A. M. *et al.* (2017) “Drivers of flea (Siphonaptera) community structure in sympatric wild carnivores in northwestern Mexico”, *Journal of Vector Ecology*, pp. 15–25.
- López-Pérez, A. M. *et al.* (2017) “Prevalence and Phylogenetic Analysis of Bartonella Species of Wild Carnivores and Their Fleas in Northwestern Mexico”, *EcoHealth*, pp. 116–129.
- Loiseau, C. *et al.* (2012) “Host and habitat specialization of avian malaria in Africa”, *Molecular Ecology*, pp. 431–441.
- López-Céspedes, A. *et al.* (2012) “*Leishmania* spp. epidemiology of canine Leishmaniasis in the Yucatan peninsula”, *The Scientific World Journal*, 2012.
- López-Pérez, A. M. *et al.* (2017) “Drivers of flea (Siphonaptera) community structure in sympatric wild carnivores in northwestern Mexico”, *Journal of Vector Ecology*, pp. 43,
- López-Pérez, A. M. *et al.* (2017) “Prevalence and Phylogenetic Analysis of Bartonella Species of Wild Carnivores and Their Fleas in Northwestern Mexico”, *EcoHealth*, pp. 116–129.
- López-Pérez, A. M. *et al.* (2019) “Molecular evidence of *Borrelia burgdorferi* sensu stricto and *Rickettsia massiliae* in ticks collected from a domestic-wild carnivore interface in Chihuahua, Mexico”, *Ticks and Tick-borne Diseases*. Elsevier, pp. 1118–1123.

- Luna-estrada, M., Mosqueda-cabrera, M. Á. y Servín, J. (2017) “Nuevos registros de helmintos en coyote (*Canis latrans*) impavidus (Carnivora: Canidae) en México”, *Enfermería Universitaria*. UNAM, Instituto de Biología, pp. 250–252.
- Lundqvist, M. *et al.* (2018) “The impact of service and hearing dogs on health-related quality of life and activity level: A Swedish longitudinal intervention study”, *BMC Health Services Research*, pp. 1–10.
- Lutz, H. L. *et al.* (2015) “Parasite prevalence corresponds to host life history in a diverse assemblage of afro-tropical birds and haemosporidian parasites”, *PLoS ONE*, pp. 1–25.
- Mackenstedt, U., Jenkins, D. y Romig, T. (2015) “The role of wildlife in the transmission of parasitic zoonoses in peri-urban and urban areas”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, pp. 71–79.
- Marrone, P. (2005) “*Parasitism and Ecosystems, Ética e Política*”. Oxford University Press.
- Martin, A. (2014) “*Método de Evaluación Rápida de Invasividad (MERI) para especies exóticas en México*”, Gobierno de México
- Mateo, R. G., Felicísimo, Á. M. y Muñoz, J. (2012) “Modelos de distribución de especies y su potencialidad como recurso educativo interdisciplinar”, *Reduca (Biología)*, pp. 137–153.
- Mateos-Gonzalez, F. *et al.* (2015) “Rapid evolution of parasite resistance in a warmer environment: Insights from a large scale field experiment”, *PLoS ONE*, pp. 1–11.
- Merino, O. *et al.* (2020) “Molecular detection of Rickettsia species in ticks collected in the Mexico-USA transboundary region”, *Experimental and Applied Acarology*, pp. 559–567.
- Michán, L., y Llorente-Bousquets, J. (2010). “Bibliometría de la sistemática biológica sobre América Latina durante el siglo XX en tres bases de datos mundiales”. *Revista de Biología Tropical*, pp. 531-545.
- Mino Botello, D. D. *et al.* (2016) “Determinación de parásitos gastrointestinales en carnívoros en el centro de México”, *Acta Zoológica Mexicana*, pp. 1–3.
- Morales-Mejía, Fabiola Montserrat, J. A. C. (2012) “Estudio Comparativo De Algunos Elementos De Las Extremidades De Las Familias Felidae Y Canidae (Mammalia, Carnivora)”, *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*.
- Morand, S. (2015) “International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife (macro) Evolutionary ecology of parasite diversity: From determinants of parasite species richness to host diversification”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. pp. 80–87.
- Muñoz-García, C. I. (2009) “*Efecto de la dieta sobre los endoparásitos presentes en heces de coyotes (Canis latrans) según el tipo de hábitat en México*”. Tesis de maestría, UNAM
- Muñoz, C. *et al.* (2015) “*Estudio epidemiológico sobre parasitosis intestinales en perros capturados en el centro municipal de control animal de Mexicali*”. Tesis de licenciatura, UABC.

- Olguin-Salgado, F., Pereyda-Ríos Y., Pineda-Rodríguez S.A., (1972) “Presence of *Meccus pallidipennis* (Stal, 1872) (Hemiptera: Reduviidae) asociated with *Trypanosoma. cruzi* infection in dogs in Tecapulco, Guerrero, México”, *Entomología mexicana*, pp. 742–747.
- Ortega Morales, A. I. (2018) “Flea (Siphonaptera: Pulicidae) prevalence and first record of *Ctenocephalides canis* (Curtis, 1826) in domestic dogs in north-central México”, *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research*, pp. 4.
- Payró-Dueñas, J. L. (1981) “*Capítulo 1*”, *El perro y su mundo: tratado de zootecnia canina*.
- Penczykowski, R. M., Laine, A. L. y Koskella, B. (2016) “Understanding the ecology and evolution of host-parasite interactions across scales”, *Evolutionary Applications*, pp. 37–52.
- Petters-Cabrera, J. G. (2020) “*Prevalencias y cargas parasitarias en heces de Canis latrans, del APFF Médanos de Samalayuca*”, Tesis de maestría, UACJ.
- Petters, J. *et al.* (2019) “Winter Prevalence And Parasitic Load In *Canis Latrans* (Coyote) Feces From The Protected Natural Area Médanos De Samalayuca Mexico”, *Compendio de Ciencias Veterinarias*, pp. 11–17.
- Phillips, S. (2004) “*A Maximum Entropy Approach to Species Distribution Modeling*”, Proceedings of the twenty-first international conference on Machine learning
- Portugal-García, C. *et al.* (2011) “Anticuerpos contra *Trypanosoma cruzi* en humanos y perros y presencia del parásito en *Meccus pallidipennis* en la localidad de Puente Pantitlán, Morelos, México”, *Biomedica*, pp. 67–75.
- Polley, L. y Thompson, A. (2015) “Parasites and wildlife in a changing world”, *Trends in Parasitology*. Elsevier, pp. 123–124.
- Poulin, R., Krasnov, B. R. y Mouillot, D. (2011) “Host specificity in phylogenetic and geographic space”, *Trends in Parasitology*. Elsevier, pp. 355–361.
- Rafael, L. M. (1994) *Prevalencia De Toxocara Canis Y Ancylostoma Caninum En Perros Del Municipio De compostela, Nayarit*. UAN.
- Rendón-Franco, E. *et al.* (2014) “Frecuencia de anticuerpos contra *toxoplasma gondii* en carnívoros y marsupiales silvestres en el noreste de México”, *Neotropic Helminthology*, pp. 473–478.
- Rodríguez-Prado, U. *et al.* (2014) “Coprological and ultrasonographic study in dogs and sheep of a suburban community in the Estado de México in search of *echinococcus* spp”, *Veterinaria Mexico*, pp. 53–58.
- Rodríguez, J. L. H. (2008) “*Variación espacio temporal de Triatoma dimidiata (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) en dos localidades rurales de Campeche*”. Tesis de licenciatura ECOSUR.

Roger I. Rodríguez-Vivas, L.A. Cob-Galera, J. L. (2000) “Hemoparásitos en bovinos, caninos y equinos diagnosticados en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Yucatan (1984-1999).”, *Revista Biomédica 2000*, pp. 277–282.

Romero, J., Legorreta y Medellín, R. (2005) “Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales”. *Instituto de Ecología*, UNAM. Bases de datos SNIB-CONABIO.

Roque, A. L. R. y Jansen, A. M. (2014) “International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife Wild and synanthropic reservoirs of *Leishmania* species in the Americas”, *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. pp. 251–262.

Rosas, I. S. (2009) “*Frecuencia de helmintos en intestinales en perros sacrificados en el centro de control canino de ecatepec Estado de Mexico*”. Tesis de licenciatura, UNAM.

Ruiz de Larramendi, F. (2017) “*Diseño de metodología y desarrollo de recursos para la modelización de Especies Exóticas Invasoras; análisis de su aplicabilidad en el caso de Vespa velutina*”. Tesis de Doctorado, Universidad Pública de Navarra.

Ruvalcaba, F. C. *et al.* (2012) “Detección de parasitosis gastroentéricas en canideos en la zona conurbada Zacatecas-Guadalupe, México”, *Revista Electronica de Veterinaria*, pp. 10-12.

Saari, S., Näreaho, A. y Nikander, S. (2019) “Introduction”, en *Canine Parasites and Parasitic Diseases*. Elsevier, pp. 1–3.

SAGARPA (1996) “NORMA Oficial Mexicana NOM-054-ZOO-1996, Establecimiento de cuarentenas para animales y sus productos”, *Diario Oficial de la Federación*, pp. 1–9.

Salazar Grosskelwing, E. (2020) “Tres casos de infección aguda por *Trypanosoma cruzi* en perros de Misantla, Veracruz, México”, *Clínica veterinaria: abordaje diagnóstico y terapéutico*, pp. 1–10.

Salazar-Grosskelwing, E., *et al.* (2020) “Frecuencia serológica y molecular de *Leishmania spp* y *Trypanosoma cruzi* y factores asociados en perros con signos sugestivos de infección por tripanosomátidos en”, *Rev Inv Vet Perú*, pp. 1–15.

Sandoval, L. O. F. *et al.* (2012) “Molecular similarities and differences between *Trichinella spp.*, isolated from canine skeletal muscle in Zacatecas, Mexico”, *Experimental Parasitology*. Elsevier Inc., pp. 148–152.

Schurer, J. M. *et al.* (2016) “Community-based surveillance of zoonotic parasites in a ‘One Health’ world: A systematic review”, *One Health*, 2, pp. 166–174.

SEMARNAT (2000) “*Programa de acción para la conservación de la especie Lobo mexicano (Canis lupus baileyi)*”. Disponible en: [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/203480/NOM-054-ZOO-1996\\_080698.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/203480/NOM-054-ZOO-1996_080698.pdf).

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

Shocket, M. S. *et al.* (2018) “Parasite rearing and infection temperatures jointly influence disease transmission and shape seasonality of epidemics”, *Ecology*, pp. 1975–1987.

Soberon, J. y Miller, C. P. (2009) “Evolución de los nichos Ecológicos”, *Miscelánea Matemática*, pp. 83–99.

Soberón, J., Osorio-Olvera, L. y Peterson, T. (2017) “Diferencias conceptuales entre modelación de nichos y modelación de áreas de distribución”, *Revista Mexicana de Biodiversidad*. UNAM, Instituto de Biología, pp. 437–441.

Suárez Marín, C. R. (2008) “*El perro doméstico (Canis familiaris) Como posible huésped definitivo de Taenia Solium*”. Tesis de licenciatura, UNAM.

Thompson, R. C. (2013) “Parasite zoonoses and wildlife: One health, spillover and human activity”, *International Journal for Parasitology*. Australian Society for Parasitology Inc., pp. 1079–1088.

Toorians, M. E. M. y Adams, T. P. (2020) “Critical connectivity thresholds and the role of temperature in parasite metapopulations”, *Ecological Modelling*. Elsevier, pp. 109258.

Torres-Chablé, O. M. *et al.* (2015) “Prevalência de parasitas gastrointestinais em cães domésticos em Tabasco, sudeste do México”, *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, pp. 432–437.

Trasviña-Muñoz, E. *et al.* (2017) “Prevalence and distribution of intestinal parasites in stray dogs in the northwest area of Mexico”, *Austral Journal of Veterinary Sciences*, pp. 105–111.

Trasviña-Muñoz, E. *et al.* (2020) “Detection of intestinal parasites in stray dogs from a farming and cattle region of northwestern Mexico”, *Pathogens*, pp. 1–8.

Van der Mescht, L., Le Roux, P. C., Matthee, C. A., Raath, M. J., & Matthee, S. (2016). “The influence of life history characteristics on flea (Siphonaptera) species distribution models”. *Parasites & vectors*, pp 1-10.

Varela, S., *et al.* (2015). “ecoClimate vs. Worldclim: variables climáticas SIG para trabajar en biogeografía”, *Ecosistemas*, 88-92.

Vásquez, M. C. *et al.* (2013) “Prevalencia e intensidad del parasitismo gastrointestinal por nematodos en bovinos, *Bos taurus*, del Distrito Pacanga (La Libertad, Perú)”, *Sitio Argentino de Produccion Animal*, pp. 1–8.

Velasco-Reyes, I. *et al.* (2020) “Prevalence, Incidence, and Risk Factors for Infection by *Neospora caninum* in Dairy Farm Dogs in North-Central Mexico”, *The Journal of parasitology*, pp. 312–315.

- Venegas, Y. R. (2010) “Evaluación de la presencia y frecuencia de parásitos en caninos de la delegación Felipe Carrillo Puerto”. Tesis de licenciatura, UAQ.
- Vidal Zepeda, R. (2005) “Las regiones climáticas de México”. UNAM
- Vienne, D. M. *et al.* (2013) “Cospeciation vs host-shift speciation: methods for testing, evidence from natural associations and relation to coevolution”, *New Phytologist*, pp. 347–385
- Walz, Y. *et al.* (2015) “Risk profiling of schistosomiasis using remote sensing: Approaches, challenges and outlook”, *Parasites and Vectors*, pp 8-9.
- Woodley, M. A. (2007) “On the possible operation of natural laws in ecosystems”, *Revista di Biologia - Biology Forum*, pp. 475–486.
- Willig, M. R. y Bloch, C. P. (2006) “Latitudinal gradients of species richness: a test of the geographic area hypothesis at two ecological scales”, *Oikos*, pp. 163–173.
- Yepez-Mulia, L. *et al.* (1996) “Serologic survey of trichinellosis in wild mammals kept in a Mexico City Zoo”, *Veterinary parasitology*, pp. 237–246.
- Zamora-ledesma, S. *et al.* (2016) “Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports Presence of trypanosomatid antibodies in gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) and domestic and feral dogs (*Canis lupus familiaris*)”, *VPRSR*. Elsevier B.V., pp. 25–30.
- Zavala-Velázquez, J. E. *et al.* (2002) “Identification of *Ctenocephalides felis* fleas as a host of *Rickettsia felis*, the agent of a spotted fever rickettsiosis in Yucatañ, Mexico.”, *Vector borne and zoonotic diseases (Larchmont, N.Y.)*, pp. 69–75.
- Zinsstag, J. *et al.* (2011) “From ‘one medicine’ to ‘one health’ and systemic approaches to health and well-being”, *Preventive Veterinary Medicine*, pp. 148–156.

Anexos 1: Principales parásitos del perro doméstico

Anexo 1. Principales parásitos del perro doméstico			
Género	Especies	Tipo de parásito	Localización
<i>Tetratrichomonas</i>	<i>Tetratrichomonas canistomae</i>	Protozoario	Lengua y faringe
<i>Trichomonas</i>	<i>Trichomonas tenax</i>	Protozoario	Lengua y faringe
<i>Spirocerca</i>	<i>Spirocerca lupi</i>	Nematodo	Esófago
<i>Physaloptera</i>	<i>Physaloptera praeputialis, Physaloptera rara, Physaloptera praeputialis, Physaloptera spp.</i>	Nematodo	Estomago
<i>Isoospora</i>	<i>Isoospora canis, Isoospora ohioensis complex</i>	Protozoario	Intestino delgado
<i>Cryptosporidium</i>	<i>Cryptosporidium canis</i>	Protozoario	Intestino delgado
<i>Neospora</i>	<i>Neospora caninum</i>	Protozoario	Intestino delgado
<i>Sarcocystis</i>	<i>Sarcocystis cruzi, Sarcocystis tenella, Sarcocystis capracanis, Sarcocystis miescheriana, Sarcocystis berthrami, Sarcocystis leporum, Sarcocystis hemionitabanitis, Sarcocystis spp.</i>	Protozoario	Intestino delgado
<i>Giardia</i>	<i>Giardia canis</i>	Protozoario	Intestino delgado
<i>Dipylidium</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Diphyllobothrium</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Hymenolepis</i>	<i>Hymenolepis diminuta</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Mesocostoides</i>	<i>Mesocostoides corni, Mesocostoides lineatus, Mesocostoides spp.</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Spirometra</i>	<i>Spirometra mansonioides, Spirometra spp.</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Taenia</i>	<i>Taenia pisiformis, Taenia hydatigena, Taenia ovis, Taenia serialis, Taenia multiceps</i>	Cestodo	Intestino delgado
<i>Echinococcus</i>	<i>Echinococcus granulosus complex, Echinococcus multilocularis</i>	Cestodo	Intestino delgado



<i>Ostlerus</i>	<i>Ostlerus ostleri</i>		Nematodo	Tráquea y bronquios
<i>Eucoleus</i>	<i>Eucoleus aerophilus</i>		Nematodo	Tráquea y bronquios
<i>Toxoplasma</i>	<i>Toxoplasma gondii</i>		Protozoario	Hígado, circulación sanguínea
<i>Ostlerus</i>	<i>Ostlerus ostleri</i>		Nematodo	Sistema respiratorio bajo
<i>Filaroides</i>	<i>Filaroides hirthi</i> , <i>Filaroides milksi</i>		Nematodo	Sistema respiratorio bajo
<i>Crenosoma</i>	<i>Crenosoma vulpis</i>		Nematodo	Sistema respiratorio bajo
<i>Paragonimus</i>	<i>Paragonimus kellicotti</i>		Trematodo	Sistema respiratorio bajo
<i>Leishmania</i>	<i>Leishmania infantum</i> , <i>Leishmania chagasi</i> , <i>Leishmania donovani</i> , <i>Leishmania tropica</i> , <i>Leishmania mexicana</i> , <i>Leishmania braziliensis</i> , <i>Leishmania spp.</i>		Protozoario	Hígado, circulación sanguínea
<i>Clonorchis</i>	<i>Clonorchis sinensis</i>		Trematodo	Hígado
<i>Dicrocoelium</i>	<i>Dicrocoelium dendriticum</i>		Trematodo	Hígado
<i>Heterobilharzia</i>	<i>Heterobilharzia americana</i>		Trematodo	Hígado, circulación sanguínea
<i>Metorchis</i>	<i>Metorchis albidus</i> , <i>Metorchis conjunctus</i> , <i>Metorchis spp.</i>		Trematodo	Hígado
<i>Capillaria</i>	<i>Capillaria hepática</i> , <i>Capillaria plica</i>		Nematodo	Hígado, sistema urinario
<i>Babesia</i>	<i>Babesia canis</i> , <i>Babesia microti</i> , <i>Babesia conradae</i> , <i>Babesia gibsoni</i> , <i>Babesia spp.</i>		Protozoario	Circulación sanguínea
<i>Hepatozoon</i>	<i>Hepatozoon canis</i>		Protozoario	Circulación sanguínea
<i>Angiostrongylus</i>	<i>Angiostrongylus vasorum</i>		Nematodo	Circulación sanguínea
<i>Diriofilaria</i>	<i>Diriofilaria immitis</i> , <i>Diriofilaria repens</i>		Nematodo	Circulación sanguínea
<i>Acanthocheilonema</i>	<i>Acanthocheilonema reconditum</i> , <i>Acanthocheilonema dracunculoides</i>		Nematodo	Circulación sanguínea
<i>Dioctophyma</i>	<i>Dioctophyma renale</i>		Nematodo	Sistema urinario
<i>Pelodera</i>	<i>Pelodera strongyloides</i>		Nematodo	Larva migrans

<i>Alaria</i>	<i>Alaria alata</i> , <i>Alaria canis</i> , <i>Alaria americana</i> , <i>Alaria arisaemoides</i> , <i>Alaria</i> spp.	Trematodo	Intestino delgado
<i>Mesostephanus</i>	<i>Mesostephanus appendiculatum</i> , <i>Mesostephanus longisaccus</i> , <i>Mesostephanus</i> spp.	Trematodo	Intestino delgado
<i>Apophallus</i>	<i>Apophallus donicum</i>	Trematodo	Intestino delgado
<i>Heterophyes</i>	<i>Heterophyes</i> , <i>Heterophyes</i> spp.	Trematodo	Intestino delgado
<i>Dicrocoelium</i>	<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	Trematodo	Intestino delgado
<i>Nanophyetus</i>	<i>Nanophyetus salmicolae</i>	Trematodo	Intestino delgado
<i>Toxocara</i>	<i>Toxocara canis</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Toxascaris</i>	<i>Toxascaris leonina</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Baylisascaris</i>	<i>Baylisascaris procyonis</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Strongyloides</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Uncinaria</i>	<i>Uncinaria stenocephala</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Ancylostoma</i>	<i>Ancylostoma caninum</i> , <i>Ancylostoma braziliense</i>	Nematodo	Intestino delgado
<i>Trichinella</i>	<i>Trichinella spiralis</i> , <i>Trichinella nativa</i> , <i>trichinella</i> spp.	Nematodo	Intestino delgado, tejido conectivo
<i>Macracanthorhynchus</i>	<i>Macracanthorhynchus ingens</i> , <i>Macracanthorhynchus</i> spp.	Acantocéfalo	Intestino delgado
<i>Oncicola</i>	<i>Oncicola canis</i>	Acantocéfalo	Intestino grueso
<i>Entamoeba</i>	<i>Entamoeba histolytica</i>	Protozoario	Intestino grueso
<i>Trichuris</i>	<i>Trichuris vulpis</i>	Nematodo	Intestino grueso
<i>Acantocheilomonema</i>	<i>Acantocheilomonema dracunculoides</i>	Nematodo	Peritoneo y cavidad peritoneal
<i>Eucoleus</i>	<i>Eucoleus boelmi</i>	Nematodo	Cavidades nasales
<i>Pneumonyssoides</i>	<i>Pneumonyssoides caninum</i>	Artropodo	Cavidades nasales
<i>Linguatula</i>	<i>Linguatula serrata</i>	Artropodo	Cavidades nasales

<i>Dracunculus</i>	<i>Dracunculus insignis</i>	Nematodo	Larva migrans
<i>Cercarial dermatitis</i>	<i>Cercarial dermatitis</i>	Nematodo	Larva migrans
<i>Thelazia</i>	<i>Thelazia callipaeda, Thelazia californiensis</i>	Nematodo	Cavidad ocular
<i>Onchocerca</i>	<i>Onchocerca lupi</i>	Nematodo	Cavidad ocular
<i>Linognathus</i>	<i>Linognathus setosus,</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Trichodectes</i>	<i>Trichodectes canis</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Heterodoxus</i>	<i>Heterodoxus spiniger</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Cimex</i>	<i>Cimex lectularius,</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Ctenocephalides</i>	<i>Ctenocephalides canis, Ctenocephalides felis</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Pulex</i>	<i>Pulex irritans</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Hippobosca</i>	<i>Hippobosca longipennis</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Lipoptena</i>	<i>Lipoptena cervi</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Ixodes</i>	<i>Ixodes ricinus</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Dermacentor</i>	<i>Dermacentor reticulatus</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Rhipicephalus</i>	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Ornithodoros</i>	<i>Ornithodoros moubata</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Cheyletiella</i>	<i>Cheyletiella yasguri</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Demodex</i>	<i>Demodex canis, Demodex injai, Demodex cornei</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Sarcoptes</i>	<i>Sarcoptes scabiei.</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Otodectes</i>	<i>Otodectes cynotis,</i>	Artrópodo	Cuerpo
<i>Otobius</i>	<i>Otobius megnini</i>	Artrópodo	Cuerpo

(Bowman, 2011; Saari, Näreaho y Nikander, 2019)

<b>Anexo 2. Variables medioambientales del género <i>Ctenocephalides</i></b>		
BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.0</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>0.0</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>18.7</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>37</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>0.0</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>0.0</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>0.5</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.4</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>0.6</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>0.0</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>5.3</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>2.2</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>1.9</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>7.5</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>25.9</b>

<b>Anexo 3. Variables medioambientales del género <i>Echidnophaga</i></b>		
BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.1</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>0.1</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>8.6</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>2.4</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>0.5</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>0.0</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>0.1</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>15.2</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>0.0</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>0.8</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>30.3</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>22.5</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>13.9</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>5.4</b>

**Anexo 4. Variables medioambientales del género *Euhoplopsillus***

BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.0</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>24.2</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>0.6</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>30.2</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>0.0</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>15.6</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>0.0</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>0.0</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>0.0</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>0.0</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>0.6</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.4</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>0.0</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>28.5</b>

**Anexo 5. Variables medioambientales del género *Orchopeas***

BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.0</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>51</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>14.3</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>0.0</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>0.0</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>0.0</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>0.0</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>0.0</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>0.0</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>0.0</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>0.0</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>0.0</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>34.7</b>

### Anexo 6. Variables medioambientales del género *Polygenis*

BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.0</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>22.7</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>0.0</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>28.3</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>0.0</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>0.0</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>3</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>4.2</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>0.0</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>0.0</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>0.2</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>0.0</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>14.6</b>

### Anexo 7. Variables medioambientales del género *Pulex*

BIO 1	Temperatura media anual	<b>0.1</b>
BIO 2	Intervalo Diurno Promedio	<b>1.8</b>
BIO 3	Isotermalidad	<b>8.5</b>
BIO 4	Temperatura de Estacionalidad	<b>6.1</b>
BIO 5	Temperatura máxima del mes más cálido	<b>3.2</b>
BIO 6	Temperatura mínima del mes más frío	<b>0.2</b>
BIO 7	Temperatura Rango anual	<b>0.4</b>
BIO 8	Temperatura media del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 9	Temperatura media del trimestre más seco	<b>26</b>
BIO 10	Temperatura media del trimestre más cálido	<b>0.0</b>
BIO 11	Temperatura media del trimestre más frío	<b>1.5</b>
BIO 12	Precipitación anual	<b>0.0</b>
BIO 13	Precipitación del mes más húmedo	<b>1.1</b>
BIO 14	Precipitación del mes más seco	<b>6.8</b>
BIO 15	Precipitación estacionalidad	<b>15.7</b>
BIO 16	Precipitación del trimestre más húmedo	<b>0.0</b>
BIO 17	Precipitación de trimestre más seco	<b>8.8</b>
BIO 18	Precipitación del trimestre más cálido	<b>0.5</b>
BIO 19	Precipitación del trimestre más frío	<b>19.3</b>