



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

MAESTRIA EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL

**ESTUDIO PILOTO DE LA FRECUENCIA DE
PARÁSITOS EN MAMÍFEROS FERALES Y
SILVESTRES EN LA RESERVA ECOLÓGICA DEL
PEDREGAL DE SAN ÁNGEL DE LA UNAM.**

TESIS:

**PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS**

PRESENTA:

NOÉ PACHECO CORONEL

TUTOR:

HÉCTOR QUIROZ ROMERO

COMITÉ TUTORAL:

IRENE CRUZ MENDOZA

MARÍA DOLORES CORREA BELTRÁN

MÉXICO, D.F.

2010



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.

Este trabajo de investigación fue realizado en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM, bajo la dirección del Dr Héctor Quiroz Romero y en el Laboratorio de Inmunología Experimental, Subdirección de Medicina Experimental del Instituto Nacional de Pediatría, Torre de Investigación, bajo la dirección de la Dra María Dolores Correa Beltrán. Además se contó con el apoyo de especialistas de la Colección Nacional de Helmintos del Instituto de Biología en especial al M en C Luis García Prieto y al M en C David Osorio Sarabia y de la Colección Nacional de Ácaros del Instituto de Biología en especial a la M en C. Griselda Montiel Parra y del M en C. Ricardo Paredes León y de la Colección de Siphonaptera, Alfredo Barrera del Museo de Zoología Alfonso Herrera de la Facultad de Ciencias de la UNAM en especial a la M en C Roxana Acosta Gutiérrez.

El proyecto se realizó con apoyo de la Secretaria Ejecutiva del Pedregal de San Ángel a cargo del Dr Antonio Lot.

Además de contar con el apoyo de los profesores del Seminario de Estrategias Didácticas Experimentales en Biología del Colegio de Ciencias y Humanidades, así como del personal de los laboratorios SILADIN del CCH Sur.

El alumno fue becario del CONACYT de agosto del 2007 a julio de 2009 con número de registro 210487.

DEDICATORIA

A mi madre: Estela Coronel Rivera

Por todo tu apoyo, cariño, fortaleza, por ser un gran ejemplo a seguir, por no dejarnos vencer ante las dificultades que se presentan, por motivarnos para alcanzar nuestros sueños y las metas que nos proponemos.

A Itzel. Por todo tu cariño, amor, apoyo, paciencia, motivación, por caminar a mi lado durante este proyecto y en la vida.

A mis hermanos:

Sergio: Por ser mi compañero de juegos durante mi infancia, por estar siempre en mi pensamiento.

Israel: Por tu gran ayuda en el trabajo de campo, por tu confianza, por luchar por tus sueños.

Jocelyn: Por tu apoyo en el trabajo de campo, por tu alegría y confianza.
Pero sobre todo por su cariño y por ser mis hermanos y hermana.

A mi abuelita Francisca Rivera Roque “Pancha”: Por cuidarnos cuando éramos niños, por tus historias, por tu emoción cada vez que salíamos de viaje, ya que gracias a esto, contribuiste en despertar en mi la inquietud y pasión por la vida silvestre y nuestro planeta.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México, mi segunda casa, en la cual me permite recorrer este apasionante mundo del conocimiento, en sus instalaciones, bibliotecas, laboratorios y a todos sus grupos de académicos, alumnos y personal que laboran y estudian en ella.

A mi tutor, el Dr. Héctor Quiroz Romero. Por su apoyo, confianza, paciencia por compartir su conocimiento y enseñarme los múltiples aspectos que tiene la parasitología.

A la Dra. Irene Cruz Mendoza. Por su apoyo en el trabajo de laboratorio, por su confianza, paciencia, motivación, por compartir su conocimiento.

A la Dra. María Dolores Correa Beltrán. Por su apoyo, confianza, paciencia por permitirme el acceso al Laboratorio de Inmunología Experimental del INP.

A mis sinodales, la Dra. María Teresa C. Quintero Martínez, al Dr. Gerardo Suzán Azpiri, al M. en C. David Osorio Sarabia y al M. en C. Luis García Prieto por su confianza, apoyo, por revisar el trabajo escrito, por proporcionar sus valiosas sugerencias, por compartir su conocimiento y ser mis maestros durante el posgrado.

A mis profesores del posgrado, por compartir su conocimiento e impulsar mi formación académica: Dra Adriana Ducoing, Dra Cristina Guerrero y Dr Froylan Ibarra.

A mis compañeros y maestros del Departamento de Parasitología de la FMVZ, UNAM, por el tiempo compartido y su apoyo: Dr Froylan Ibarra, Dra Evangelina Romero, Dra Yolanda Vera, Dra Yazmín Alcalá, Dr Juan A. Figueroa, MVZ Alberto Ramírez, MVZ Antonio Yáñez, Irma Hernández, Gabriel Beltrán, MVZ Jorge, MVZ Jorge Olivera, M. en C. Alejandro Besné, la M. en C. Perla, la M en C. Karina, Xitli, Joyce, Claudia Muñoz, David y a todos los alumnos que se encuentran en el Departamento de Parasitología

A mis compañeros del Laboratorio de Inmunología Experimental del INP, por el tiempo compartido y por todo su apoyo en el análisis para el diagnóstico de toxoplasmosis en los mamíferos de la REPSA: Claudia, Alejandro, Héctor, Rafael, Mónica, Edith, Irma, Esther, José Luis, Sandra, Belinda, Lizbeth, Carlos, Heriberto, Armando y José Antonio.

Al Dr Antonio Lot, por permitirnos realizar este estudio en la REPSA, por su apoyo en la compra del lector, los microchips y lazaperros que fueron de gran ayuda durante el trabajo de campo.

Al Dr Javier Caballero por la autorización para realizar la investigación en los alrededores del Jardín Botánico Exterior.

Al Biól. Francisco Martínez Pérez por su apoyo y todas las facilidades para ingresar a la Cantera Oriente.

A los profesores y amigos del Seminario de Estrategias Didácticas Experimentales en Biología y de los laboratorios SILADIN del CCH Sur, gracias por todo su apoyo en el trabajo de campo, por su compañía, por facilitar el préstamo y uso de las trampas Havahart y Tomahawk, por permitirme participar en las actividades que desarrollan para generar conocimiento y motivación con sus alumnos en el plantel: Laura Cortés, la pequeña Elisa, Salvador Morales, Efraín Cruz, Silvia del Toro, Sabel René Reyes y Manuel Becerril.

A la Colección Nacional de Ácaros del Instituto de Biología en especial a la M. en C. Griselda Montiel Parra y del M. en C. Ricardo Paredes León por su apoyo en la identificación de ácaros parásitos de mamíferos.

A la M. en C. Roxana Acosta Gutiérrez de la Colección de Siphonaptera, Alfredo Barrera del Museo de Zoología Alfonso Herrera de la Facultad de Ciencias de la UNAM, por su apoyo en la identificación de algunas pulgas de mamíferos de la REPSA.

Al MVZ Guillermo I. Islas Dondé, por su apoyo, confianza, amistad y por compartir su conocimiento en el manejo de animales silvestres y en la sujeción química.

A la Dra. Laura Romero, Jefa del Departamento de Patología de la FMVZ, por permitirnos el acceso y uso de la sala de necropsias durante el desarrollo del presente trabajo.

Al MVZ Carlos Montalvo por su apoyo constante en las necropsias de mamíferos.

A la familia Riveros Lara por su gran ayuda y apoyo.

A Goyo Hernández y Bella Lara, por toda la ayuda, apoyo, motivación y paciencia, que recibimos Itzel y yo.

A l@s profesor@s del Laboratorio de Vertebrados por su apoyo, Dra Graciela Gómez, M. en C. Kathleen Ann Babb, M en C. Carlos Juárez, M. en C. Elvia Jiménez y M. en C. Margarita Garza.

A mis amig@s que conocí durante la maestría: Selene, Sonia, Claudia, Jorge, Daniel y Lorena Reyes.

A mis amig@s y compañeros que han estado presentes en este recorrido y que participaron de manera activa y entusiasta en los trampeos, Ricardo, José, Aurora, Ariel, Lilia, Jorge Limón, Héctor, David, Alinka, Katia, Emilio, Elva, Perla, Liliana, Isabel, Sofía, Mónica, Bety, Óscar, Esaú, Gaby, Antonio, Regina, Damaris, Berenice, Luis A. Herrerías, Rafael, Gerardo, Pablo, Gerardo del Olmo, Citlali, Alejandro, Lidia, Wendoline, Marychú, Irina, Janet, Uriel, Javier, Rocío, Isamar y todos los alumnos del CCH sur que participaron.

A los compañer@s que contribuyeron en la detección y obtención de material biológico para necropsias, Julieta Vargas, Yolanda Hortelano, Gerardo Suzán, Marco Antonio Gurrola, Genoveva Villalobos, Guillermo Gil, Marcela, Ernesto, Margarita Garza y Ómar Ordoñez.

Al MVZ Julio Herrejón Otero por la donación de unas pulgas y la garrapata de un cacomixtle de la REPSA.

A la MVZ Ana Laura Viguera Galván por la asesoría en la elaboración de dendrograma con el programa PAST.

A la maestra Martha del departamento de idiomas de la FMVZ por la revisión del resumen en inglés.

Al personal de la División de Estudios de Posgrado de la FMVZ, actual y anterior, quienes me ayudaron a resolver todas las dudas de los trámites realizados durante la maestría: Dr Francisco Suarez, Dr Edgar Alfonseca, Dra Clara Aguillón, Dr Francisco Monroy, Dr José Ivan Sanchez, Dr Juan José Pérez, Araceli Moreno, Mercedes Arriaga, Elsa, Elizabeth Simeone, Rosy, Angelica Dorantes, Luci Favila, Verónica Rojas y Librado Torres.

A las bibliotecas de la FMVZ, del Instituto de Biología y la Facultad de Ciencias y a todo su personal, que siempre están presentes y que amablemente apoyan en la búsqueda y obtención de los artículos, revistas y libros empleados en esta tesis, gracias.

Resumen

Noé Pacheco Coronel. ESTUDIO PILOTO DE LA FRECUENCIA DE PARÁSITOS EN MAMÍFEROS FERALES Y SILVESTRES EN LA RESERVA ECOLÓGICA DEL PEDREGAL DE SAN ÁNGEL DE LA UNAM. (Tutor Dr Héctor Quiroz Romero; Dra Irene Cruz Mendoza; Dra María Dolores Correa Beltrán.

En la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA), habitan 33 especies de mamíferos silvestres. Existen además especies de mamíferos introducidas como ratones, ratas, perros y gatos. El objetivo del estudio fue determinar la frecuencia y la riqueza de especies de parásitos en mamíferos ferales y silvestres en la REPSA de la UNAM. Durante un año y tres meses se realizaron capturas de gatos, perros, tlacuaches y cacomixtles con trampas de tipo Havahart y Tomahawk. A algunos animales que se encontraron muertos se les realizaron necropsia. Se tomaron muestras de sangre, heces, cerumen y ectoparásitos para efectuar técnicas parasitológicas específicas. Las cuales fueron para las heces: la directa, tamizado, flotación simple, McMaster; Platelminfos y nematodos fueron fijados con formol tibio al 4% y con alcohol al 70% (etanol). Platelminfos fueron teñidos con Paracarmín de Mayer y montados en preparaciones permanentes. Ectoparásitos fueron fijados con alcohol etílico al 70%, aclarados y montados en preparaciones permanentes. La sangre fue analizada por el inmunoensayo enzimático indirecto ELISA para la determinación de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii*. Las muestras de tejidos fueron obtenidas de mamíferos ferales y silvestres que se encontraron muertos en la REPSA. Los tejidos fueron analizados por la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para la detección de *Toxoplasma gondii*. Se calculó la frecuencia y el índice de similitud de Jaccard. Se encontraron 22 especies de parásitos en los hospederos estudiados pertenecientes al Phylum Protozoa (*Toxoplasma gondii*), Phylum Platyhelminthes (*Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaeformis*, *Taenia pisiformis*, *Taenia pencei*) Phylum Nematoda (*Toxocara canis*, *Toxocara cati*, *Ancylostoma caninum*, *Turgida turgida*, *Cruzia* sp.), Phylum Arthropoda, Clase Insecta (*Trichodectes canis*, *Heterodoxus spiniger*, *Neotrichodectes* sp., *Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*, *Echidnophaga gallinacea*, *Euhoplopsyllus glacialis affinis* y *Plusaetis parus*); Subclase Acari (*Archemyobia inexpectatus*, *Ornithonyssus bacoti*, *Pseudoschoengastia pedregalensis* y una garrapata del género *Ixodes*). Los tlacuaches obtuvieron diez especies de parásitos, los perros ferales obtuvieron nueve especies, los gatos ferales obtuvieron siete especies y los cacomixtles obtuvieron seis especies. Existen parásitos que comparten los mamíferos ferales y silvestres de la REPSA, como el caso de las pulgas *Ctenocephalides felis* y *Echidnophaga gallinacea*. Las especies *Toxoplasma gondii*, *Dipylidium caninum*, *Ancylostoma caninum*, *Toxocara cati* y *Toxocara canis* son causantes de zoonosis.

Palabras clave: Parásitos, mamíferos, ferales, silvestres, REPSA

Abstract

Noé Pacheco Coronel. PILOT STUDY OF THE FREQUENCY OF PARASITES IN FERAL AND WILD MAMMALS IN THE ECOLOGICAL RESERVE OF THE PEDREGAL OF SAN ÁNGEL IN THE UNAM. (Tutor Dr. Héctor Quiroz Romero; Dra Irene Cruz Mendoza; Dra María Dolores Correa Beltrán).

In the Ecological Reserve of Pedregal of San Ángel (REPSA) there are 33 species of wild mammals. Along with other species of exotic mammals as mice, rats, dogs and cats. The objective of this study was to determine the frequency and species-richness of parasites in feral and wild mammals in the REPSA of the UNAM. During a year and three months feral cats, feral dogs, opossums and ringtails were captured using Havahart and Tomahawk traps. A few feral and wild mammals road-kills were necropsied. Blood, fecal, earwax samples and ectoparasites were collected from the feral and wild mammals. All samples were analyzed by specific parasitological techniques. Fecal samples were analyzed by direct smear, sieve, simple flotation and McMaster techniques. Platyhelminths and nematodes were fixed with hot 4% formalin and 70% ethyl alcohol (ethanol). Platyhelminths were stained with Mayer's Paracarmine and mounted in permanent slides. Ectoparasites were fixed with 70% ethyl alcohol, wash and mounted in permanent slides. Blood samples were analyzed by Enzyme-linked immunosorbent agglutination assay (ELISA) for the detection of specific antibodies to *Toxoplasma gondii*. Tissues samples were collected from dead feral and wild mammals that were in the REPSA. Tissues samples were analyzed by the of polymerase chain reaction (PCR) in order to detect *Toxoplasma gondii*. The frequency and Jaccard's index of similarity were calculated. Twenty-two parasites were found from the studied hosts. These were as follows: Phylum Protozoa (*Toxoplasma gondii*), Phylum Platyhelminthes (*Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaeformis*, *Taenia pisiformis* and *Taenia pencei*), Phylum Nematoda (*Toxocara canis*, *Toxocara cati*, *Ancylostoma caninum*, *Turgida turgida* and *Cruzia* sp.), Phylum Arthropoda, Class Insecta (*Trichodectes canis*, *Heterodoxus spiniger*, *Neotrichodectes* sp., *Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*, *Echidnophaga gallinacea*, *Euhoplopyllus glacialis affinis* and *Plusaetis parus*), Subclass Acari (*Archemyobia inexpectatus*, *Ornithonyssus bacoti*, *Pseudoschoengastia pedregalensis* and a tick of genus *Ixodes*). Ten species of parasites from the opossums, nine species from feral dogs, seven species from feral cats and six species of from the ringtails. There are some parasites species that are shared by feral and wild mammals in the REPSA, for example the fleas *Ctenocephalides felis* and *Echidnophaga gallinacea*. *Toxoplasma gondii*, *Dipylidium caninum*, *Ancylostoma caninum*, *Toxocara cati* and *Toxocara canis* are zoonotic parasites.

Key words: Parasites, feral, wild, mammals, REPSA

Contenido

Resumen.....	I
Abstract	II
Introducción.....	1
Antecedentes.....	3
Toxoplasmosis.....	7
Antecedentes sobre el estudio de parásitos en tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros ferales en México.....	8
Justificación.....	16
Objetivo General.....	16
Objetivos Secundarios.....	16
Área de estudio.....	17
Zona núcleo poniente.....	17
Zona núcleo oriente.....	17
Cantera oriente.....	18
Colegio de Ciencias y Humanidades Plantel Sur.....	19
Clima.....	20
Fisiografía y Geología.....	20
Vegetación.....	20
Fauna.....	20
Material y métodos.....	21
Tipo de estudio.....	21
Método de muestreo y toma de muestras.....	21
Trabajo de campo.....	21
Trabajo de laboratorio y gabinete.....	25

Análisis de datos	25
Resultados	27
Resultados sobre <i>Toxoplasma gondii</i>	28
Descripción de helmintos y artrópodos encontrados	33
Descripción de las frecuencias de parásitos.....	56
Discusión.....	66
Conclusiones.....	81
Referencias.....	82
Apéndice 1. Técnicas de laboratorio	95
Apéndice 2. Soluciones y reactivos para ELISA	103
Apéndice 3. Soluciones para técnicas de flotación, McMaster, solución fisiológica y Paracarmín de Meyer	104
Apéndice 4. Esquemas de ácaros parásitos de tlacuaches	105
Apéndice 5. Mamíferos de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.....	106

Lista de Cuadros

	Página
Cuadro 1. Estudios que se han realizado con mamíferos de la REPSA.	4
Cuadro 2. Parásitos de tlacuaches en México	8
Cuadro 3. Parásitos de cacomixtles en México y Estados Unidos	11
Cuadro 4. Parásitos de perros en el Distrito Federal	12
Cuadro 5. Parásitos de gatos en México	14
Cuadro 6. Animales capturados y recolectados en CU	27
Cuadro 7. Frecuencia de parásitos en perros de la REPSA	56
Cuadro 8. Frecuencia de parásitos en gatos de la REPSA	57
Cuadro 9. Frecuencia de parásitos en tlacuaches de la REPSA	58
Cuadro 10. Frecuencia de parásitos en cacomixtles de la REPSA	59
Cuadro 11. Frecuencia, rango y media de hpgh de nematodos	60
Cuadro 12. Lista completa de parásitos, sus hospederos y zonas donde se encontraron	61
Cuadro 13. Índice de similitud de parásitos mamíferos REPSA	63
Cuadro 14. Índice de similitud de la riqueza de parásitos por zonas	64
Cuadro 15. Datos morfométricos de tlacuaches	107
Cuadro 16. Datos morfométricos de cacomixtles	109
Cuadro 17. Datos morfométricos de perros	112
Cuadro 18. Datos morfométricos de gatos	115

Lista de Figuras

	Página
Figura 1. Paisaje lacustre de la Cantera Oriente de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.	18
Figura 2. Puntos de muestreo en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel	19
Figuras 3 y 4. Manejo de cacomixtle	22
Figura 5. Manejo de tlacuache	23
Figuras 6 y 7. Recolecta de ectoparásitos de tlacuache	24
Figura 8. ELISA indirecto realizado con sueros de tlacuache	28
Figura 9. ELISA indirecto realizado con sueros de cacomixtle	29

Figura 10. ELISA indirecto realizado con sueros de perros	30
Figura 11. ELISA Indirecto realizado con sueros de gatos	31
Figura 12. Taxonomía de <i>T. Gondi</i> y quiste tisular con bradizoítos	32
Figura 13. Proglótido maduro de <i>Dipylidium caninum</i>	33
Figura.14. Proglótido maduro de <i>Taenia pisiformis</i> de perro	34
Figura 15. Ganchos pequeños de <i>Taenia pisiformis</i> de perro	34
Figura 16. Escólex de <i>Taenia pencei</i> de cacomixtle	35
Figura 17. Estructuras de <i>Taenia pencei</i>	36
Figura 18. Escólex de <i>Taenia taeniaeformis</i>	37
Figura 19. Ganchos pequeños de <i>Taenia taeniaeformis</i> de gato	37
Figura 20. Extremo anterior de <i>Ancylostoma caninum</i>	38
Figura 21. Huevo de <i>Ancylostoma caninum</i>	38
Figura 22. Extremo anterior de <i>Toxocara cati</i>	39
Figura 23. Huevo de <i>Toxocara cati</i>	39
Figura 24. Extremo anterior de <i>Toxocara cani</i>	40
Figura 25. Extremo anterior de <i>Cruzia</i> sp.	41
Figura 26. Espículas región caudal macho <i>Cruzia</i> sp y Huevo de <i>Cruzia</i> sp.	41
Figura 27. Extremo anterior de <i>Turgida túrgida</i>	42
Figura 28. Huevos de <i>Turgida turgida</i> de heces de tlacuaches	42
Figura 29. Bolsa copuladora de un macho de <i>Turgida túrgida</i>	43
Figura 30. <i>Turgida turgida</i> adheridos a la pared del estómago de un tlacuache	43
Figura 31. Pulga <i>Ctenocephalides felis</i>	44
Figura 32. Cabeza <i>C. felis</i>	44
Figura 33. Pulga <i>Ctenocephalides canis</i>	45
Figura 34. Cabeza <i>C. canis</i>	45
Figura 35. Pulga <i>Echidnophaga gallinacea</i>	46
Figura 36. Cabeza de <i>Echidnophaga gallinacea</i>	46
Figura 37. Pulga <i>Euhoplopsyllus glacialis affinis</i> .	47
Figura 38. Cabeza de <i>Euhoplopsyllus glacialis affinis</i>	47
Figura 39. Pulga <i>Plusaetis parus</i>	48

Figura 40. Cabeza de <i>Plusaetis parus</i>	48
Figura 41. Hembra de <i>Heterodoxus spiniger</i> .	49
Figura 42. Hembra de <i>Neotrichodectes</i> sp.	50
Figura 43. Genitalia de macho de <i>Neotrichodectes</i> sp.	50
Figura 44. Hembra de <i>Trichodectes canis</i> .	51
Figura 45. Ácaro <i>Archemyobia inexpectatus</i> .	52
Figura 46. Larva de <i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i> .	53
Figura 47. Macho de <i>Ornithonyssus bacoti</i>	54
Figura 48. Hembra de <i>Ixodes</i> sp.	55
Figuras 49 y 50. Hembra de <i>Ixodes</i> sp., vista ventral y acercamiento del escudo	55
Figura 51. Tlacuache macho con alopecia y severa infestación con ácaros <i>Ornithonyssus bacoti</i>	59
Figura 52. Riqueza de especies de parásitos en mamíferos silvestres y ferales en las zonas estudiadas	62
Figura 53. Dendograma de similitud de Jaccard entre las especies de hospederos y la relación con sus parásitos	64
Figura 54. Dendograma de similitud de Jaccard entre las zonas de estudio y la riqueza de parásitos	65
Figura 55. Nematodos <i>Turgida turgida</i> encontrados en cavidad abdominal de tlacuache	101
Figura 56. <i>Archemyobia inexpectatus</i>	105
Figura 57. Escudo dorsal de <i>Pseudoschoengastia pedregalensi</i>	105
Figura 58. <i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i>	105
Figura 59. Tlacuache	106
Figura 60. Distribución en México del tlacuache <i>Didelphis virginiana</i>	107
Figura 61. Cacomixtle	108
Figura 62. Distribución en México del cacomixtle <i>Bassariscus astutus</i>	110
Figura 63. Perro feral	111
Figura 64. Distribución exótica en México del perro <i>Canis lupus</i> sin. <i>C. familiaris</i>	112
Figura 65. Gato feral	114
Figura 66. Distribución exótica en México del gato <i>Felis catus</i>	115

Introducción

México país rico en recursos naturales, es considerado como uno de los países megadiversos, ejemplo de ello es que de las 5416 especies de mamíferos que hay en el mundo, en el país habitan 525 especies, ocupando el tercer lugar a nivel mundial (Mittermeier y Mittermeier, 1992; Wilson y Reeder, 2005).

Un aspecto importante en la investigación sobre mamíferos silvestres, es el estudio de los parásitos y sus enfermedades que afectan sus poblaciones¹.

El parasitismo es la asociación biológica entre dos especies distintas, en la que el parásito es el que recibe todo el beneficio de la asociación respecto al hospedero²; en el parásito hay una dependencia metabólica y bioquímica así como una pérdida o adquisición de información genética. El parasitismo también es un proceso de coevolución, ya que por parte del parásito se dan efectos de evasión del sistema inmunitario del hospedador, mecanismos de penetración celular y dependencia hormonal. El parasitismo puede ser temporal o permanente, externo o interno, intracelular o extracelular. El parásito regularmente es de menor tamaño que su hospedador (Quiroz, 1984; Tay *et al*, 1984; Martínez y Cordero, 1999).

Los parásitos son un amplio grupo de formas de vida que abarcan desde los virus, bacterias, hongos, protozoarios, helmintos, anélidos, artrópodos y plantas (Price, 1977; Quiroz, 1984; Tay *et al*, 1984).

De la gran mayoría de grupos de parásitos de mamíferos no se tienen listados completos; en lo que respecta a los helmintos parásitos se tiene un registro de 249 especies de helmintos de 128 especies de mamíferos hospederos (Pérez y García, 2001). Aunque en la Colección Nacional de Helmintos (CNHE) del Instituto de Biología solo tienen alojadas 147 especies de helmintos parásitos de mamíferos, repartidas de la siguiente forma: Nematoda (94 especies), Digenea (29), Cestoidea (17), Acanthocephala (6) e Hirudinea (1) (García *et al*, 2010).

¹ Población: Es el grupo de individuos de una sola especie que se reproducen entre sí, en un área determinada (Krebs, 2000).

² Hospedero, huésped o mesonero: Es el organismo vivo, planta o animal que tiene, recibe o proporciona condiciones de subsistencia para un parásito, como puede ser el alimento, estímulo hormonal para la maduración sexual, estímulo para el crecimiento o protección (Cruz y Camargo, 2001).

En el caso de los artrópodos parásitos de mamíferos en México, Whitaker y Morales (2005) mencionan que solo se tienen registros de ectoparásitos en 253 especies de mamíferos terrestres de las 482 reconocidas hasta el momento, el número de ectoparásitos que se conocen en el país es de 681 especies.

Los parásitos son componentes de las comunidades³ naturales y juegan un importante rol en la estructura y función de poblaciones y comunidades de sus hospederos (McCallum y Dobson, 1995).

En algunas circunstancias los parásitos pueden causar severos problemas en la salud de sus hospedadores cuando estos son accidentalmente introducidos a nuevas regiones donde las condiciones ambientales han sido modificadas por actividades humanas (Simberloff, 1986; Holmes, 1996).

En el caso de algunos animales como son los mamíferos y las aves, las conductas sociales de un individuo enfermo pueden alterarse de muchas formas respecto de los animales sanos, e influir también sobre la diversidad biológica. El éxito competitivo de un animal parasitado se reduce y por lo tanto, representa un individuo que puede ser excluido por los demás miembros de su grupo social, de la misma o de otra especie, volviéndose presa con facilidad. Entre mayor es la intensidad de la infección en un animal, es más fácilmente que éste sea rechazado del grupo social (Suzán, 2000).

Una carga parasitaria alta en los mamíferos disminuye la coloración en el pelaje incluso los olores de individuos parasitados pueden modificarse, provocando que sean rechazados por otros miembros del grupo, disminuyendo el éxito reproductivo de ese individuo (Suzán, 2000).

Las especies de mamíferos introducidas en nuevas áreas de su distribución original pueden traer como consecuencia la importación de nuevas enfermedades o convertirse en nuevos reservorios de enfermedades ya existentes (Álvarez *et al*, 2008).

Los gatos y perros son un buen ejemplo de mamíferos introducidos en áreas naturales que pueden servir de reservorios y transmisores de numerosas enfermedades y algunas de importancia médica por ser causantes de zoonosis.

³ Comunidad: Es el grupo de poblaciones de plantas y animales de diferentes especies en un sitio dado; es la unidad ecológica empleada en sentido amplio para incluir grupos de diversos tamaños y grados de integración (Krebs, 2000).

Ejemplos de algunas enfermedades parasitarias transmitidas por mamíferos introducidos a especies silvestres son los casos de toxoplasmosis aguda en primates de nuevo mundo y wallabies (Dietz *et al.*, 1997, Epiphanio *et al.*, 2000; Basso *et al.*, 2007); trichinellosis en zorrillos, ratones, musarañas, tlacuaches, mapaches y gatos ferales⁴ ocasionada por el nematodo *Trichinella spiralis* en New Jersey, Estados Unidos (Leiby *et al.*, 1988); sarna notoédrica ocasionada por el ácaro *Notoedres cati* en coatis de la Reserva de la Biosfera Chamela-Cuixmala, Jalisco México, este ácaro se encuentra asociado a gatos domésticos (Valenzuela *et al.*, 2000).

Debido a la importancia que tienen los parásitos como especies clave en la conservación de la diversidad, a que varias especies tienen un fuerte impacto en la salud tanto humana como animal y por ende tienen un efecto en aspectos económicos y sociales, es necesario impulsar las investigaciones que aborden los temas acerca de su riqueza y diversidad en diferentes hospederos, sus ciclos de vida, epidemiología, inmunología, aspectos moleculares, farmacología, entre otros, con el final de instrumentar planes de manejo y control de los mismos para así disminuir algunos de los efectos que tienen sobre la salud humana, animal y la conservación de los ecosistemas.

El presente estudio aporta información actual acerca de la riqueza de especies de parásitos y su frecuencia en tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros ferales de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, así como información de los parásitos que se comparten entre estos hospederos.

La riqueza de especies se refiere al número de especies presentes en una comunidad u hospedero en este caso particular, en un tiempo y espacio determinado (Moreno, 2001; Krebs, 2000).

⁴ Se refiere como animal feral aquella especie de animal doméstico que se han establecido en el medio silvestre, que sobrevive, se reproduce y se hace independiente de la interacción directa con el hombre (Álvarez *et al.*, 2008).

Antecedentes

La flora y fauna que habita la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel ha sido sometida a un rápido aislamiento, debido al veloz crecimiento urbano. El acelerado ritmo de construcción en tan sólo 40 años ha ocupado más del 90 % del área que originalmente constituía. El resultado final de este fenómeno de colonización humana ha sido la formación de varias islas de vegetación en las que han sobrevivido pequeñas poblaciones

¹ Se refiere como animal feral aquella especie de animal doméstico que se han establecido en el medio silvestre, que sobrevive, se reproduce y se hace independiente de la interacción directa con el hombre (Álvarez *et al*, 2008).

de mamíferos silvestres, además existen especies de mamíferos introducidos como ratones, ratas, perros y gatos (Negrete, 1994).

Las especies de mamíferos silvestres que han podido sobrevivir dentro de los fragmentos de vegetación natural se enfrentan a problemas de diversa índole, como depredación y competencia por las especies introducidas, así como a las continuas perturbaciones por actividades antropogénicas (Chávez y Ceballos, 1994).

La fragmentación del hábitat es uno de los problemas ambientales más severos en virtud de que genera cambios en los entornos físico y biológico, que son favorables a la extinción de especies y a la proliferación de parásitos y enfermedades, afectando negativamente la diversidad biológica. La incidencia de enfermedades provoca cambios en la conducta de individuos en diferentes poblaciones, afectando así proceso evolutivos y ecológicos que regulan la biodiversidad (Suzán, 2000).

El pedregal de San Ángel fue visitado durante el siglo pasado, por naturalistas que hicieron descripciones tanto faunísticas como florísticas. Los estudios que se han realizado con mamíferos de la REPSA han sido la mayoría como aspectos de inventario, aunque en tiempos recientes se han abordado temas de ecología, hábitos alimentarios y ámbito hogareño (Cuadro.1.)

Cuadro.1. Estudios que se han realizado con mamíferos silvestres en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, UNAM.

Autor (es)	Año	Tema
Villa	1953	Mamíferos silvestres del Valle de México
Aranda <i>et al</i>	1980	Los mamíferos de la Sierra del Ajusco.
Ceballos y Galindo	1984	Mamíferos silvestres de la Cuenca de México
Sánchez <i>et al</i>	1989	Murciélagos de la Ciudad de México y sus alrededores
Negrete	1991	Los mamíferos silvestres de la Reserva Ecológica, El Pedregal.
Suzán y Ceballos	2005	El rol de los mamíferos ferales en la prevalencia de enfermedades infecciosas en dos reservas naturales de la Ciudad de México.
Castellanos	2006	Sobre el ámbito hogareño y hábitos alimentarios de un carnívoro en un ambiente suburbano. El cacomixtle (<i>Bassariscus astutus</i>) en la Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel"
García	2007	Sobre el ámbito hogareño y hábitos alimentarios de un carnívoro en un ambiente suburbano. La zorra gris (<i>Urocyon cinereoargenteus</i>) en la Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel"
Granados	2008	Ecología de mamíferos silvestres y ferales de la Reserva Ecológica "El Pedregal": Hacia una propuesta de manejo
Hortelano <i>et al</i>	2009	Mamíferos silvestres en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Negrete (1991) menciona que en su estudio solo encontraron 16 especies de mamíferos aunque comenta que 10 especies de murciélagos no fueron registradas pero pueden estar presentes, ya que son de hábitos migratorios. De los mamíferos silvestres de mediano tamaño la que presenta altas densidades es el tlacuache (*Didelphis virginiana*); el zorrillo (*Mephitis macroura*) es una especie común; en cambio el cacomixtle (*Bassariscus astutus*) y la zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) tienen poblaciones muy reducidas, por lo tanto menciona que urge realizar un manejo adecuado antes de que desaparezcan de la reserva.

Granados (2008) menciona en su estudio que registraron siete especies de mamíferos con población escasa, cuatro de tamaño mediano (*Bassariscus astutus*, *Didelphis virginiana*, *Sylvilagus floridanus*, *Spermophilus variegatus*) y tres mamíferos pequeños (*Reithrodontomys fulvescens*, *Sorex saussurei*, *Baiomys taylori*); dos especies comunes (*Spilogale gracilis*, *Neotoma mexicana*) y dos especies abundantes (*Peromyscus maniculatus*, *P. gratus*), además encontró que los perros y gatos se encuentran en toda la Reserva del Pedregal de San Ángel y que hay evidencia de depredación de animales silvestres por medio del análisis de heces.

Hortelano *et al* (2009) realizaron un inventario actualizado de los mamíferos de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel en el cual registraron 33 especies y encontraron dos nuevos registros, la ardilla *Sciurus aureogaster nigrescens* y el ratón del Altiplano *Peromyscus melanophrys*. En este estudio encontraron que las ardillas, tuzas, ratas y ratones (Orden Rodentia) son los mamíferos mejor representados con 13 especies, le siguen los murciélagos (Orden Chiroptera) con 12 especies; los cacomixtles, zorras y zorrillos (Orden Carnivora) están representados con 5 especies. Además hay en el pedregal una especie de musaraña, un tlacuache y un conejo, pertenecientes a los Ordenes Soricomorpha, Didelphimorphia y Lagomorpha.

Con respecto al estudio de parásitos y enfermedades asociados a mamíferos silvestres y ferales en el Pedregal de San Ángel, el tema ha sido abordado por Suzán (2005), en el cual comparó la seroprevalencia de Rabia, toxoplasmosis y parvovirus en mamíferos ferales y silvestres de la “Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel” y el “Parque Nacional Desierto de los Leones”, para comprobar la hipótesis de que en áreas con diferente tamaño, grado de aislamiento y fragmentación tienen prevalencias de parásitos diferentes y que tales diferencias están relacionadas con el grado de perturbación. En ese estudio Suzán (2005), encontró una mayor seroprevalencia para parvovirus y *Toxoplasma*

gondii para el “Parque Nacional Desierto de los Leones”, mientras que en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel presentaron mayores títulos de anticuerpos para rabia. Las especies de mamíferos que abordó el estudio fueron: el tlacuache *Didelphis virginiana*, el ardillón *Spermophilus variegatus*, la ardilla *Sciurus aureogaster*, el cacomixtle *Bassariscus astutus*, el zorrillo *Spilogale gracilis*, la comadreja *Mustela frenata*, el gato feral *Felis catus* y el perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris*. En este estudio utilizaron la técnica de fijación de complemento directo para detectar anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*.

En el caso de los ectoparásitos Hoffmann (1951), describe la especie de ácaro *Ascoschöngastia pedregalensis* que tiempo después se conocería como *Pseudoschoengastia pedregalensis*, este ácaro lo recolectaron sobre los ratones *Baiomys taylori*, *Peromyscus gratus* y la musaraña *Sorex saussurei* en el Cerro Zacayuca, lo que hoy es conocido como el Bosque de Tlalpan, en el Pedregal de San Ángel.

Más recientemente Montiel *et al* (2009), mencionan la presencia ácaros en mamíferos de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, las especies que encontraron fueron las siguientes: *Archemyobia inexpectatus* y *Didelphoecicus serrifer* en tlacuaches *Didelphis virginiana*; *Orycteroxenus mexicanus* y *Amorphacarus* sp., en *Sorex saussurei*; *Androlaelaps circularis*, *Odontacarus bakeri*, *Radfordia* aff. *subuliger*, *Leptotrombidium potosina* en ratones *Peromyscus gratus*; *Zacaltepetla hoffmannae* en ratones *P. truei*; *Pseudoschoengastia anomala* y *P. pedregalensis* en un musarañas *Sorex saussurei*, en ratones *P. gratus* y *Baiomys taylori* y por último *Periglischrus leptosternus* en el murciélago *Choeronycteris mexicana*.

Toxoplasmosis

Uno de los parásitos que ya ha sido detectado en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel es *Toxoplasma gondii* que es un protozooario parásito intracelular obligado que afecta un gran número de especies de homeotermas y se encuentra ampliamente distribuido en el mundo (Dubey, 1994; Besné, 2006).

Su importancia radica en que ocasiona toxoplasmosis congénita en los animales y en el ser humano, puede provocar abortos, lesiones discapacitantes y la muerte (Besné, 2006).

El ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* involucra un hospedero definitivo felino que puede ser doméstico o silvestre, en el cual se pueden encontrar tres formas del parásito: los taquizoítos, los bradizoítos y los gametos. En el hospedero intermediario solo se encuentra dos estadios: el taquizoíto y el bradizoíto (Correa *et al*, 2006).

El taquizoíto es la forma de replicación rápida; se localiza en muchos tipos de células nucleadas, pues las invade en un proceso que es independiente de la fagocitosis normal, el parásito se fija a la membrana celular e induce cambios en su superficie, penetra al interior a través de una unión membranosa móvil, formando así una vacuola parasitófora, cuya naturaleza evita la acción de los lisosomas (Correa *et al*, 2006).

El bradizoíto es una forma grande de multiplicación lenta, que se encuentran en la forma de quistes tisulares. La gametogonia sólo ocurren en el intestino delgado del hospedero definitivo, y dan lugar a los ooblastos y posteriormente a los ooquistes, que se liberan con las heces y contienen los esporozoitos, formas infectivas del parásito (Correa *et al*, 2006).

La infección por *Toxoplasma gondii* en un individuo inmunocompetente estimula una respuesta innata seguida de una adaptativa humoral y celular, que restringe el crecimiento parasitario, por lo que la infección suele pasar inadvertida y autolimitarse. En la fase aguda hay una producción de anticuerpos de la clase IgM e IgA, que alcanzan su máximo nivel a las dos a tres semanas y posteriormente decaen. Se ha observado que los anticuerpos IgM pueden durar hasta dos años, por lo que su presencia no siempre se liga a la fase aguda de la infección. La IgG aparece dos o tres semanas después de la IgM y alcanza su concentración máxima dos meses más tarde, persistiendo en bajos niveles de por vida, pues la parasitosis se mantiene por los quistes tisulares (Correa *et al*, 2006).

Antecedentes sobre el estudio de parásitos en tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros ferales en México.

Los estudios con parásitos en animales silvestres y domésticos han sido abordados por diferentes investigadores tanto nacionales como del extranjero. En los cuadros siguientes se realiza una síntesis de trabajos que se han ocupado del estudio parásitos con tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros. En el caso de los tlacuaches y cacomixtles como la literatura respecto al tema no es muy amplia, se abarca localidades de todo el país. En el caso de los gatos y perros la literatura las fuentes se restringen a las investigaciones realizadas en la ciudad de México.

Cuadro 2. Publicaciones sobre parásitos de tlacuache *Didelphis virginiana* en México

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. Parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Protozoa						
<i>Trypanosoma cruzi</i>	sangre	10	1/10		Veracruz	Cañeda (1997)
<i>Sarcocystis</i> sp.	Músculo esquelético y cardiaco	10	1/10		Veracruz	Cañeda (1997)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Sangre (anticuerpos)	12	3/25	1	Distrito Federal	Suzán (1999)
Platyhelminthes						
Digenea						
<i>Duboisiiella proloba</i>	intestino	-----	-----	2	Veracruz	Lamothe <i>et al.</i> (1997)
<i>Paragonimus mexicanus</i>	pulmón	-----	-----	2	Colima	Lamothe (1981)
<i>P. mexicanus</i>	pulmón	-----	-----	2	Michoacán, Veracruz	Lamothe <i>et al.</i> (1997)
<i>P. mexicanus</i>	pulmón	-----	-----	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>Rhopalium coronatus</i>	Intestino delgado	30	3/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>R. macracanthus</i>	Intestino delgado y grueso	50	5/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 2. Publicaciones sobre parásitos de tlacuache *Didelphis virginiana* en México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Cestoidea						
<i>Thaumasiolelex didelphidis</i>	Intestino delgado	20	2/10	2	Veracruz	Cañeda (1997), Cañeda <i>et al.</i> (2001)
Acanthocephala						
<i>Oligacanthorhynchus</i> sp.	Intestino delgado	10	2/20	2	Morelos	Ortiz <i>et al.</i> (1989)
<i>Oligacanthorhynchus tortuosa</i>	Intestino delgado	30	3/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>O. tortuosa</i>	Intestino delgado	-----	-----	2	Veracruz	Prado (1993)
<i>O. tortuosa</i>	Intestino delgado	-----	-----	2	Chiapas	Prado (1993)
<i>O. tortuosa</i>	Intestino delgado	-----	-----	2	Michoacán	Prado (1993)
<i>O. tortuosa</i>	Intestino delgado	-----	-----	2	Morelos	Lamothe <i>et al.</i> (1997)
<i>Oncicola luehei</i>	Intestino delgado			2	Veracruz	Prado (1993)
<i>O. luehei</i>	Intestino delgado	20	2/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 2. Publicaciones sobre parásitos de tlacuache *Didelphis virginiana* en México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Acanthocephala						
<i>Porrorchis nickoli</i>	Intestino	10	1/10	2	Veracruz, Chiapas	Salgado y Cruz (2002); Prado (1993)
Nematoda						
<i>Cruzia tentaculata</i>	Intestino	-----	-----	2	Distrito Federal	Gutiérrez (1966)*
<i>C. tentaculata</i>	Intestino grueso	20	4/20	2	Morelos	Ortiz <i>et al.</i> (1989)
<i>C. tentaculata</i>	Ciego y recto	80	8/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>C. americana</i>	Ciego	27	3/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Didelphonema longispiculata</i>	Estómago	18	2/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Didelphostrongylus hayesi</i>	Pulmón	18	2/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Gnathostoma procyonis</i>	Conductos biliares	15	3/20	2	Morelos	Ortiz <i>et al.</i> (1989)
<i>G. turgidum</i>	Hígado	9	1/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Gongylonema mexicanum</i>	Esófago	50	5/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>Trichuris didelphis</i>	Ciego y recto	30	3/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>Trichuris</i> sp.	Ciego	9	1/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Turgida turgida</i>	Estómago	-----	-----	2	Distrito Federal	Gutiérrez (1966)*

Gutiérrez (1966) encontró estos parásitos en tlacuaches *D. marsupialis* del zoológico de Chapultepec.

Cuadro 2. Publicaciones sobre parásitos de tlacuache *Didelphis virginiana* en México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Nematoda						
<i>Turgida turgida</i>	Estómago	75	15/20	2	Morelos	Ortiz <i>et al</i> (1989)
<i>T. turgida</i>	Estómago y ciego	50	5/10	2	Veracruz	Cañeda (1997)
<i>T. turgida</i>	Estómago	100	11/11	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Viannaia viannai</i>	Intestino	-----	-----	2	Guerrero	Monet (2002)
<i>Viannaia sp.</i>	Intestino	-----	-----	2	Veracruz	Cañeda (1997)
Arthropoda						
Acari						
<i>Didelphoecius serrifer</i>	Piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Montiel <i>et al</i> (2009)
<i>Archemyobia inexpectatus</i>	Piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Montiel <i>et al</i> (2009)
<i>Ixodes luciae</i> *	Piel	-----	-----	4	Chiapas	Hoffmann y López (2000)
Insecta						
Siphonaptera						
<i>Cediosylla simplex</i>	Piel	-----	-----	4	Guerrero	Ponce-Ulloa y Llorente Bousquets (1993)

*Hoffmann y López-Campos (2000), solo mencionan el género del tlacuache *Didelphis sp.*

Cuadro 2. Publicaciones sobre parásitos de tlacuache *Didelphis virginiana* en México (continuación)

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Siphonaptera						
<i>Pulex simulans</i>	Piel	-----	-----	4	México	Hubbard (1958)
<i>Ctenophthalmus pseudagyrtis</i>	Piel	-----	-----	4	Guerrero	Ponce y Llorente Bousquets (1993)
<i>Plusaetis soberoni</i>	Piel	-----	-----	4	Guerrero	Ponce y Llorente Bousquets (1993)
<i>Ctenocephalides felis</i>	Piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>C. felis</i>	Piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Ayala <i>et al</i> (1988)
<i>C. felis</i>	Piel	-----	-----	4	Nuevo León	Ayala <i>et al</i> (1988)
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Piel	-----	-----	4	Querétaro	Acosta <i>et al</i> (2008)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 3. Publicaciones sobre parásitos de cacomixtle *Bassariscus astutus* en México y Estados Unidos.

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Protozoa						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Sangre (anticuerpos)	20	4/20	1	Distrito Federal	Suzán (1999)
Platyhelminthes						
Cestoidea						
<i>Taenia martis</i>	Intestino	20	3/15	2	Texas	Pence y Willis (1978)
<i>Mesocestoides</i> sp.	Intestino	7	1/15	2	Texas	Pence y Willis (1978)
<i>Taenia pencei</i>	Intestino	20	3/15	2	Texas	Rausch (2003)
Acanthocephala						
<i>Macracanthorhynchus ingens</i>	Intestino	53	8/15	2	Texas	Pence y Willis (1978)
Nematoda						
<i>Physaloptera</i> sp.	Estomago	27	4/15	2	Texas	Rausch (2003)
<i>Arthrocephalus lotoris</i>	Intestino	7	1/15	2	Texas	Pence y Willis (1978)
<i>Pneumospirura bassarisci</i>	Pulmón	20	3/15	2	Texas	Pence y Willis (1978)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 3. Publicaciones sobre parásitos de cacomixtle *Bassariscus astutus* en México y Estados Unidos (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Arthropoda						
Acari						
<i>Androlaelaps circularis</i>	Piel	-----	----	4	Jalisco	Hoffmann y López-Campos (2000)
<i>Microtrombicula fragulata</i>	Piel	-----	----	4	Baja California sur	Hoffmann y López-Campos (2000)
<i>Ixodes rubidus</i>	Piel	-----	----	4	Guanajuato	Hoffmann y López-Campos (2000)
<i>I. cookei</i>	Piel	-----	----	4	Nuevo León	Montiel-Parra <i>et al.</i> , (2007)
Insecta						
Siphonaptera						
<i>Ctenocephalides felis</i>	piel	-----	----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Piel	-----	-----	4	Querétaro	Acosta <i>et al.</i> , (2008)
<i>E. gallinacea</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Ayala <i>et al.</i> , (1988)
<i>E. gallinacea</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>Pulex irritans</i>	Piel	-----	-----	4	Querétaro	Acosta <i>et al.</i> , (2008)
Mallophaga						
<i>Neotrichodectes thoracicus</i>	Piel	-----	-----	4	Estados Unidos	Poglayen y Towell (1988)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 4. Publicaciones sobre parásito de perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris* en el Distrito Federal, México

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Protozoa						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Hígado y riñón		1	5	Distrito Federal	Aluja (1970)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Sangre (anticuerpos)	66	2/3	1	Distrito Federal	Suzán (1999)
<i>Cystoisospora</i> (sin. <i>Isospora</i>) bigemina		12	60/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>C. rivolta</i>		11.2	56/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
Platyhelminthes						
Cestoidea						
<i>Taenia hydatigena</i>	Intestino	-----	-----	2	Distrito Federal	Chavarría (1940)
<i>T. hydatigena</i>	Intestino	4.76	5/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>T. hydatigena</i>	Intestino	2.5	3/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>T. pisiformis</i>	Intestino			2	Distrito Federal	Chavarría (1940)
<i>T. pisiformis</i>	Intestino delgado	6.66	7/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>T. pisiformis</i>	Intestino delgado	1.6	2/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>T. solium</i>	Intestino	-----	-----	2	Distrito Federal	Mazzotti (1944)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 4. Publicaciones sobre parásito de perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris* en el Distrito Federal, México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Cestoidea						
<i>Taenia solium</i> Larva	Corteza cerebral	3.33	2/60	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>T. serialis</i>	Intestino	6	6/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>Taenia</i> sp.	Intestino	0.8	1/120	2	Distrito Federal	Styles (1967)
<i>D. caninum</i>	Intestino	40	40/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>D. caninum</i>		1.2	6/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>D. caninum</i>	Intestino	38	46/120	2	Distrito Federal	Styles (1967)
<i>D. caninum</i>	Intestino delgado	36.19	38/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>Dipylidium D. caninum</i>	Intestino delgado	60	72/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>Echinococcus granulosus</i>	Intestino	1	1/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>E. granulosus</i>	Intestino	0.8	1/120	2	Distrito Federal	Styles (1967)
<i>E. granulosus</i>	Intestino	0.83	1/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>Mesocestoides vogae</i>	Intestino	0.83	1/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>M. variabilis</i>	Intestino	0.83	1/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 4. Publicaciones sobre parásitos de perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris* en el Distrito Federal, México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Acanthocephala						
<i>Oncicola canis</i>	Intestino delgado	0.95	1/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
Nematoda						
<i>Ancylostoma caninum</i>	Intestino delgado	55	55/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>A. caninum</i>	-----	40.8	204/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>A. caninum</i>	Intestino	50	60/120	2	Distrito Federal	Styles (1967)
<i>A. caninum</i>	Intestino delgado	29.52	31/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>A. caninum</i>	Intestino delgado	62.5	75/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>Filaroides pararostratus</i>	Tráquea y bronquios	1	1/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>Spirocerca lupi</i>	Esófago	35	35/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>S. lupi</i>	-----	3.6	18/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>Toxocara canis</i>	Intestino	30	30/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>T. canis</i>	-----	12.2	61/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>T. canis</i>	Intestino	93	112/120	2	Distrito Federal	Styles (1967)
<i>T. canis</i>	Intestino delgado	9.52	10/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); Estudio anatómo-patológico (5)

Cuadro 4. Publicaciones sobre parásitos de perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris* en el Distrito Federal, México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
<i>Toxocara canis</i>	Intestino delgado	13.3	16/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>Toxascaris leonina</i>		9.8	49/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
<i>T. leonina</i>	Intestino delgado	7.66	8/105	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
<i>T. leonina</i>	Intestino delgado	4.16	5/120	2	Distrito Federal	Eguía <i>et al.</i> , (2005)
<i>Trichuris vulpis</i>		1.1	11/1000	3	Distrito Federal	Gómez (1971)
<i>Trichinella spiralis</i>	Músculo	3.33	5/150	2	Distrito Federal	Ambia (1974)
<i>Uncinaria stenocephala</i>		6.4	32/500	3	Distrito Federal	Ríos (1964)
Arthropoda						
Pentastomida						
<i>Linguatula serrata</i>	Senos nasales	8.33	5/60	2	Distrito Federal	Cruz (1971)
Acari						
<i>Otodectes cynotis</i>	Orejas	----	-----	4	Distrito Federal	Hoffmann y López (2000)
Insecta						
Siphonaptera						
<i>Ctenocephalides felis</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>C. felis</i>	piel	14.9	120	4	Distrito Federal	Rojas (1991)

Cuadro 4. Publicaciones sobre parásitos de perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris* en el Distrito Federal, México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Siphonaptera						
<i>Ctenocephalides canis</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>C. canis</i>	piel	83.7	120	4	Distrito Federal	Rojas (1991)
<i>C. canis</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Acosta <i>et al.</i> , (2008)
<i>Pulex irritans</i>	piel	-----	-----	4	Distrito Federal	Ayala <i>et al.</i> , (1988)
<i>P. irritans</i>	piel	0.7	120	4	Distrito Federal	Rojas (1991)

Cuadro 5. Publicaciones sobre parásitos de gato *Felis silvestris* sin. *Felis catus* en México

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Protozoa						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Sangre (anticuerpos)	66	4/6	1	Distrito Federal	Suzán (1999)
<i>T. gondii</i>	Sangre (anticuerpos)	21.8	37/169	5	Distrito Federal	Besn� (2006)
<i>T. gondii</i> **		1.8		3	Distrito Federal	Santillán <i>et al.</i> , (1997)
<i>Isospora felis</i> *		8.6		3	Distrito Federal	Santillán <i>et al.</i> , (1997)
<i>I. felis</i> **		24.9		3	Distrito Federal	Santill�n <i>et al.</i> , (1997)
<i>I. felis</i> ***		50		3	Distrito Federal	Santill�n <i>et al.</i> , (1997)
<i>I. rivolta</i> **		4.8		3	Distrito Federal	Santill�n <i>et al.</i> , (1997)
<i>I. rivolta</i> ***		10		3	Distrito Federal	Santill�n <i>et al.</i> , (1997)
<i>Sarcocystis</i> spp.**		0.3		3	Distrito Federal	Santill�n <i>et al.</i> , (1997)
<i>Hammondia hammondi</i> ***		0.7		3	Distrito Federal	Santillán <i>et al.</i> , (1997)
<i>H. hammondi</i> ***		5		3	Distrito Federal	Santillán <i>et al.</i> , (1997)
<i>Besnoitia besnoiti</i> *		4.3		3	Distrito Federal	Santillán <i>et al.</i> , (1997)

Se indica con un (*) los parásitos que encontraron en gatos de la raza Siam s, con (**) los de la raza Europeo doméstico y con (***) los mestizos (Santillán *et al.*, 1997).

Cuadro 5. Publicaciones sobre parásitos de gato *Felis silvestris* sin. *Felis catus* en México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Platyhelminthes						
Cestoidea						
<i>Dipylidium caninum</i>	Intestino	50	50/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>D. caninum</i>	Intestino	34	34/100	2	Distrito Federal	Castañeda (1992)
<i>Taenia taeniaeformis</i>	Intestino	24	24/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
Nematoda						
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	Intestino	4	4/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>Toxocara cati</i>	Intestino	50	50/100	2	Distrito Federal	Flores (1955)
<i>T. cati</i>		42.5	221/520	3	Distrito Federal	Martínez <i>et al.</i> , (2003)
<i>Trichinella spiralis</i>	Diafragma	3.33	5/150	2,6	Distrito Federal	Correa (1962)
Arthropoda						
Acari						
<i>Otodectes cynotis</i>	Orejas	-----	-----	4	Distrito Federal	Hoffmann y López (2000)
Siphonaptera						
<i>Ctenocephalides felis</i>	Pelo	92	92/100	4	Distrito Federal	Zenteno (1990)
<i>C. felis</i>	Pelo	-----	-----	4	Distrito Federal	García (1994)

Cuadro 5. Publicaciones sobre parásitos de gato *Felis silvestris* sin. *Felis catus* en México (continuación).

Parásito	Localización	Frecuencia %	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Dx	Estado	Referencia
Arthropoda						
Siphonaptera						
<i>Ctenocephalides canis</i>	Pelo	7	7/100	4	Distrito Federal	Zenteno (1990)
<i>C. canis</i>	Pelo	-----	-----	4	Distrito Federal	García (1994)
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Pelo	1	1/100	4	Distrito Federal	Zenteno (1990)
<i>Pulex irritans</i>	Pelo	-----	-----	4	Distrito Federal	Barrera (1952)
<i>P. irritans</i>	Pelo	-----	-----	4	Distrito Federal	García (1994)

Dx Diagnóstico. Fijación de complemento directo (1); Hallazgo en necropsia (2); Análisis de heces (3); Revisión de piel (4); ELISA (5); Digestión artificial (6).

Justificación

Se considera de interés biológico y parasitológico conocer la riqueza de géneros y especies de protozoarios, helmintos y artrópodos que parasitan de manera natural a los gatos y perros ferales, tlacuaches, cacomixtles y zorras que viven en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, así como determinar que especies se comparten entre los hospederos y si algunas tienen importancia como zoonosis.

Dada la importancia y el impacto que tienen algunos parásitos en la salud humana y animal, es necesario impulsar estudios que exploren su riqueza e interacciones entre hospederos tanto silvestres como introducidos en áreas naturales, para así determinar si los perros y gatos ferales son un factor que favorecen estas parasitosis.

Objetivo General

- Determinar la frecuencia y riqueza de especies de parásitos en mamíferos ferales y silvestres en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM.

Objetivos Secundarios

Aplicar técnicas para la recolección, identificación y curación de protozoarios, helmintos y artrópodos parásitos de perros, gatos, tlacuaches, cacomixtles y zorras durante un año, en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Determinar la riqueza de especies y su frecuencia en los hospederos mencionados.

Calcular el grado de similitud entre las parasitosis de animales silvestres y ferales.

Determinar si existen parásitos que se compartan entre los mamíferos ferales y silvestres, así como si algunas especies encontradas tienen importancia como zoonosis.

Conocer la distribución de los hospederos parasitados en el CCH- sur y en las zonas de la REPSA.

Área de estudio

La reserva está situada al suroeste de la cuenca hidrográfica denominada valle de México, entre los paralelos 19° 20' 2" y 19° 13' 45" de latitud norte y los meridianos 99° 08' 26" y 99° 14' 3" longitud oeste (Negrete, 1991). Esta reserva se creó en octubre de 1983 y en la actualidad cubre una superficie de 237.3 hectáreas, lo que representa casi el 33 % del campus universitario. Este alto porcentaje de la superficie total de la Universidad Nacional Autónoma de México, está dividido en 171 hectáreas para la zona núcleo y 66 para la zona de amortiguamiento (Lot, 2006).

Zona núcleo poniente

La zona núcleo poniente tiene una extensión de 94.9090 hectáreas y se encuentra limitada al oriente por la avenida de los Insurgentes y el circuito universitario paralelo a ésta; al sur por la subestación eléctrica Ingeniero Odón de Buen, tiene la colindancia de los predios propiedad privada de las Colonia Jardines del Pedregal de San Ángel, la Zona de amortiguamiento Vivero Alto y los límites del Colegio de Ciencias Humanidades Plantel Sur; al poniente por los predios propiedad privada de la Colonia Jardines del Pedregal y al norte por una línea quebrada en su colindancia con el Instituto de Biología, la Zona de amortiguamiento Jardín Botánico y los Institutos de Ecología y de Investigaciones Biomédicas (Lot, 2006).

Zona núcleo oriente

La zona núcleo oriente tiene una superficie total de 52. 4373 hectáreas, limitada el poniente por la avenida de los Insurgentes; al norte por una línea quebrada en su colindancia con el Circuito Exterior, la subestación eléctrica número 2, el Centro de investigaciones y Servicios Educativos, el Centro de Ciencias Aplicadas y Desarrollo Tecnológico, la Dirección General de Servicios de Cómputo Académico y la División de Estudios de posgrado de la Facultad de Contaduría y Administración, continuándose con el Circuito de la Investigación Científica hasta el límite con el Instituto de Investigaciones Antropológicas; al oriente, bordeando este último Instituto y siguiendo un camino paralelo al Circuito Mario de la Cueva (Lot, 2006).

Cantera oriente

La cantera oriente, corresponde a la Zona de Amortiguamiento A3 de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de Ciudad Universitaria (REPSA), según el Acuerdo del Rector expedido el 2 de junio de 2005 (Lot, 2007). Las zonas de amortiguamiento, se definen como áreas de la Reserva Ecológica sujetas a uso restringido para protección ambiental, cuya presencia permite reducir el efecto de los disturbios antropogénicos sobre las zonas núcleo (Lot, 2007).

Tiene una superficie total de 7.4836 hectáreas, limitada al poniente al pie del cantil paralelo a la Avenida Antonio Delfín Madrigal; al norte al pie del corte de la piedra que corre paralelo a la barda que colinda con la calle de acceso al paradero de autobuses de la estación Metro Universidad; al oriente al pie del cantil paralelo a la colonia Santo Domingo y al sur por las instalaciones del Club Universidad A.C.

Dentro de las unidades ambientales que caracterizan la Cantera Oriente, sobresalen los cuerpos de agua que conforman el paisaje lacustre, bordeado por una pared de basalto de hasta 40 m de la altura, constituyendo una especie de “oasis” inédito como paisaje de la Ciudad de México (Fig.1.) (Lot, 2007).



Figura.1. Paisaje lacustre de la Cantera Oriente de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (Fotografía: Noé Pacheco).

Colegio de Ciencias y Humanidades Plantel Sur

El Colegio de Ciencias y Humanidades Plantel Sur se ubica entre las calles Cataratas y Llanura S/N en la colonia Jardines del Pedregal de la delegación Coyoacán y colinda al noroeste con la Zona Núcleo Poniente de la REPSA y al sur con el cerro Zacatepetl (<http://www.cch.unam.mx>).

El CCH Sur tiene una superficie de 111 mil 234 m² de los cuales más de 18 mil son área construida, 39 mil 365 m² son áreas verdes y 6 mil 637 m² son deportivas (Terán, 2005).

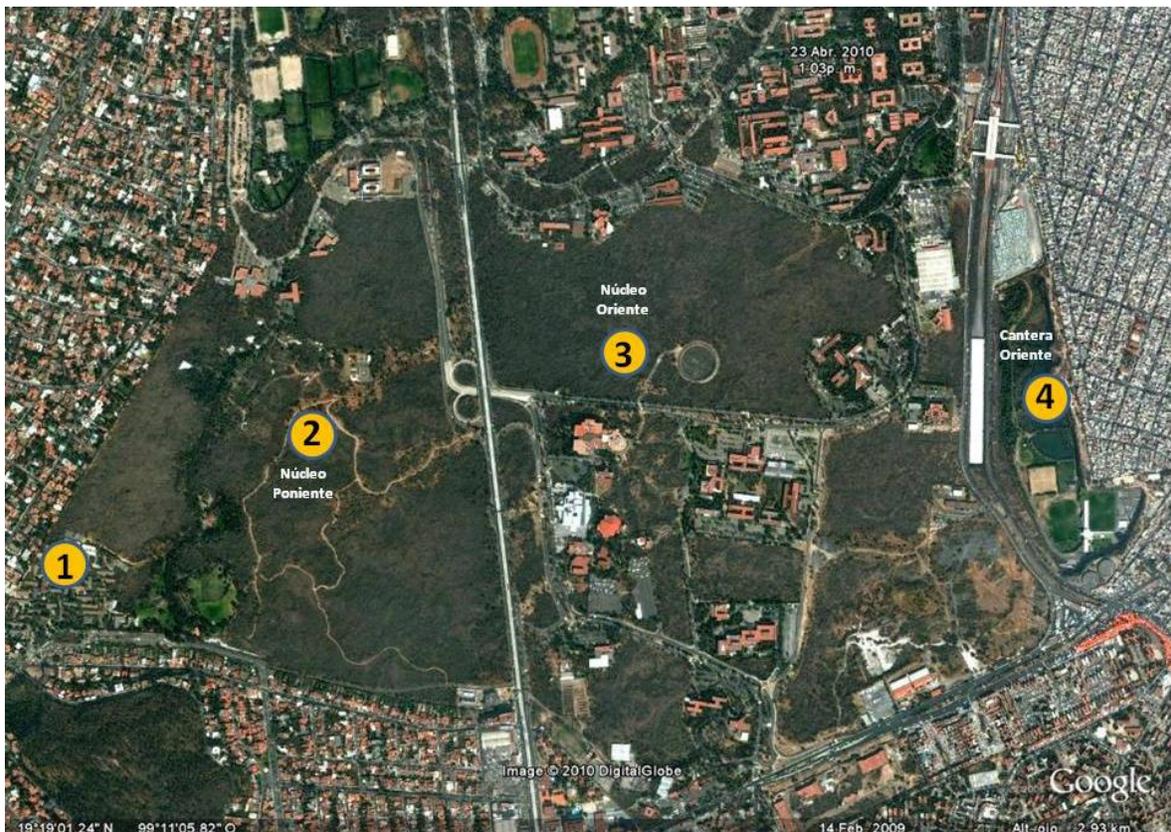


Figura.2. Puntos de las zonas de muestreo en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, (1) Colegio de Ciencias y Humanidades Plantel Sur, (2) Zona Núcleo Poniente, (3) Zona Núcleo Oriente y (4) Cantera Oriente (<http://earth.google.es/>).

Además cuenta con un Sendero Ecológico con una superficie de 2 mil 710 m² donde se conservan y protegen especies de flora y fauna características de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (Terán, 2005).

Clima

El clima del pedregal de San Ángel es templado, sin estación fría pronunciada, propio de las planicies altas de regiones tropicales y subtropicales. Existe una estación lluviosa de junio a octubre, la presión atmosférica es baja, la humedad absoluta es baja y la relativa varía con la temperatura. De acuerdo con la clasificación de Köppen (modificada por García, 1997) el clima corresponde a la fórmula Cb (Wi) (W) equivalente a un clima templado subhúmedo con régimen de lluvias de verano (Negrete, 1991).

Fisiografía y Geología

El Pedregal de San Ángel tiene su origen hace unos 2500 millones de años, cuando el volcán Xitle hizo erupción y cubrió una superficie de 80 km², del derrame lávico original quedan solo 1.4 Km² como área protegida (Negrete, 1991).

Petrográficamente su lava puede clasificarse como basalto de olivino con microcristales (Negrete, 1991).

Vegetación

Rzedowski (1979) describe la vegetación como un matorral xerófilo constituido predominantemente por un estrato herbáceo bien desarrollado, un arbustivo ligeramente menos importante y pocos elementos arbóreos.

La flora actual existente en la reserva del Pedregal de San Ángel está constituida por 301 especies agrupadas en 61 familias de fanerógamas (Valiente y De Luna, 1994).

En la parte alta del derrame se encuentra un bosque de aile (*Alnus firmifolia*), seguido por el bosque de pino (*Pinus hartwegii*, *Pinus teocote*), el bosque de encino (*Quercus rugosa*) y finalmente la comunidad que ocupa mayor extensión, dominada por el palo loco (*Senecio praecox*) (Negrete, 1991).

Fauna

En el Pedregal de San Ángel existen seis especies de anfibios entre ranas y una salamandra. Se cuentan con 15 especies de reptiles como son lagartijas, culebras y una víbora de cascabel (Méndez de la Cruz *et al*, 2009).

Con respecto al número de aves se encuentran registradas 148 especies, 84 son residentes y 64 son migratorias. La riqueza ornitológica de la REPSA comparada con el

total de especies registradas para el Distrito Federal, representa un 45% de la avifauna metropolitana (Chávez y Gurrola, 2009).

Negrete y Soberón (1994) mencionan en su trabajo que históricamente se habían registrado 36 especies de mamíferos en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, pero en su estudio solo logran registrar 16 especies, aunque mencionan que 10 especies de murciélagos que no registraron pueden estar presentes, por lo que mencionan que la mastofauna del pedregal este formada por 22 especies de mamíferos, que pertenecen al Orden Chiroptera 46% (12 spp), Rodentia 30% (7 spp), Carnívora 15% (4 spp), el Orden Insectívora, Marsupialia y Lagomorpha tienen cada uno 4% (1 spp).

Hortelano *et al.*, (2009) mencionan que la mastofauna de la REPSA está constituida por 33 especies, las mejor representadas son del Orden Rodentia con 13 especies, le siguen el Orden Chiroptera con 12 especies. Los cacomixtles, zorras y zorrillos del Orden Carnívora tienen 5 especies. Además hay en el Pedregal una especie de musaraña (Orden Soricomorpha), un tlacuache (Orden Didelphimorphia) y un conejo (Orden Lagomorpha).

Material y métodos

Tipo de estudio

El trabajo de investigación desarrollado fue prospectivo, transversal, comparativo y descriptivo.

Método de muestreo, toma y manejo de muestras

Trabajo de campo

Se realizaron trampeos de mamíferos medianos en colaboración con el laboratorio de Vertebrados de la Facultad de Ciencias, junto con el Laboratorio SILADIN del CCH-Sur, las instituciones antes mencionadas tienen el interés de conocer cuáles son las causas del decremento de las poblaciones de carnívoros silvestres, un factor que no ha sido pero que es muy importante estudiar son las parasitosis. Cada mes durante un año y tres meses se realizaron capturas de gatos y perros ferales, tlacuaches y cacomixtles con 14 a 17 trampas de tipo Havahart y Tomahawk en el periodo comprendido del 28 de octubre del 2007 al 30 de enero del 2009.

Se realizaron dos muestreos mensuales de la siguiente manera:

El penúltimo fin de semana de cada mes se colocaron 10 trampas en la Zona Núcleo Poniente cerca de las instalaciones del Jardín Botánico Exterior o en la Zona Núcleo Oriente y de 4 a 7 en la Cantera Oriente.

El último fin de semana de cada mes se colocaron 12 trampas en los alrededores del CCH-Sur. Las trampas se colocaron en sitios cercanos en donde se observaron huellas o heces de los animales, ubicándolas en lugares que la topografía lo permitió.

Se utilizaron cebos como atún, sardina, alimento para gatos, carne asada, fruta, pan con mermelada de fresa, Danonino y pasas siguiendo las técnicas de trampeo por Castellanos (2006) y García (2007). El cebo se envolvió con una gasa delgada, la cual se sujetó en la placa que activa el mecanismo de la trampa.

A los animales capturados se les realizó un manejo humanitario mediante contención física¹ y química² (Fig.3 y 4).

Para el manejo de cacomixtles, gatos y perros ferales se les realizó una contención química con Ketamina (100 mg/ml) y Xilacina (100 mg/ml) en la siguiente dosis: 15 mg de Ketamina más 1.5 mg de Xilacina por Kg de peso vivo, esto es administrar 0.15 ml de Ketamina más 0.015 ml de Xilacina por cada kilo de peso del animal capturado, la vía de administración de la inyección fue intramuscular (Evans, 2002).



Figuras. 3 y 4. Manejo de cacomixtle *Bassariscus astutus* (Fotografía Noé Pacheco e Itzel Hernández Lara).

¹ Contención física: Son los procedimientos que se llevan a cabo para impedir o limitar los movimientos defensivos de los animales, con el propósito de salvaguardar la integridad física del operador y evitar lesiones al animal que se esté manejando (Galindo y Weber, 1998).

² Contención química: Se refiere al uso de productos químicos, generalmente anestésicos y tranquilizantes, para lograr la inmovilización temporal de un animal (Galindo y Weber, 1998).



Figura.5. Manejo de tlacuache *Didelphis virginiana* (Fotografía Itzel Hernández Lara).

A los tlacuaches se les realizó un manejo físico utilizando guantes de carnaza, sujetándolos de manera firme por la parte posterior del cuello y la base de la cola (Fig.5.).

Se realizaron capturas de perros ferales durante el periodo de estudio, para las cuales se utilizaron lazaperros y equipo de protección para evitar posibles lesiones de las personas durante el manejo. Los gatos y perros fueron retirados de la reserva y se eligieron algunos para realizarles eutanasia por sobredosis de pentobarbital y posteriormente fueron canalizados al área de necropsias de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, para una búsqueda de endoparásitos.

A cada mamífero capturado se le tomaron datos morfométricos y se recolectaron muestras de heces, sangre y parásitos externos para aplicar técnicas parasitológicas específicas.

Las muestras de heces se tomaron con una bolsa de polietileno directamente del recto de los animales, las bolsas se rotularon con los datos del ejemplar y la fecha, se colocaron en una hielera y se analizaron posteriormente en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, en donde se refrigeraron a 4°C.

Se recolectaron de 1 a 1.5 ml de sangre por punción cardiaca o por la vena radial, con una jeringa estéril de 3 ml, siguiendo los pasos descritos por Coffin (1977), las muestras de suero fueron canalizadas al Laboratorio de Inmunología Experimental, Subdirección de Medicina Experimental del Instituto Nacional de Pediatría, Torre de Investigación, para su posterior análisis.

Para el caso de los ectoparásitos se recolectaron de manera manual con la ayuda de un pincel. Las pulgas, piojos y ácaros se colocaron y preservaron en recipientes con alcohol etílico al 70% (Fig.6.) (Besné *et al.*, 2005).



Figuras. 6 y 7. Recolecta de ectoparásitos y toma de muestras de cerumen de la oreja del tlacuache *Didelphis virginiana* (Fotografía Itzel Hernández Lara).

Los ácaros de la oreja se recolectaron de la manera siguiente: se frotó la periferia del oído con un hisopo con glicerina, se realizaron movimientos circulares y se colocó el cerumen en portaobjetos debidamente identificados (Fig.7.).

Los ácaros productores de sarna, se tomaron de áreas escamosas o alopecicas, colocando de una o dos gotas de glicerina en una hoja de bisturí sujeta entre el pulgar y el dedo índice mantenida perpendicularmente a la piel, se realizó un raspado de la misma. El material que se quedó pegado a la hoja de bisturí se colocó entre porta y cubre objetos, para su observación en un microscopio compuesto (Besné *et al.*, 2005).

Los ectoparásitos recolectados fueron trasladados al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, para su posterior montaje e identificación taxonómica con el uso de claves, tales como la de Acosta y Morrone (2003) para el Orden Siphonaptera, las de Hoffmann (1990) para los ácaros de la Familia Trombiculidae y la de Emerson y Price (1975) para piojos masticadores del Orden Mallophaga.

A tlacuaches y cacomixtles se les colocaron “microchips” de la marca AVID por inyección subcutánea para su identificación en su posterior recaptura.

En el caso de los mamíferos silvestres una vez recuperados del efecto de la anestesia fueron regresados al sitio de captura.

Trabajo de laboratorio y gabinete

Para el análisis de las muestras de heces tomadas en campo se realizaron técnicas como la directa, utilizando charola de fondo oscuro, tamizado, flotación simple, McMaster, sedimentación; para las pulgas, piojos y ácaros se realizó aclaramiento y montaje en preparaciones. Las muestras de suero se procesaron para la determinación de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* mediante ELISA, además se recolectaron cadáveres de animales de la REPSA para la obtención de endoparásitos, de muestras de tejidos y órganos para purificación de DNA para realizar PCR para el diagnóstico de *T. gondii*. Los helmintos se fijaron, montaron e identificaron siguiendo las técnicas convencionales para cada grupo (Apéndice 1).

Análisis de datos

Con los datos recabados y organizados se realizó la frecuencia de parásitos de los hospederos.

La frecuencia fue calculada con el número de hospederos infectados con uno o más individuos de una especie particular de parásito, dividido entre el número de hospederos revisados (incluye infectados y no infectados) el resultado se multiplica por 100 para expresar el valor en porcentaje (Jaramillo y Martínez, 2010).

También se calculó la abundancia promedio que es el número total de individuos de una especie particular de parásito en una muestra de una especie de hospedero, dividida entre el número total de hospederos de la especie examinada (incluyendo infectados y no infectados) (Bush *et al*, 1997).

La riqueza específica (S) es la forma más sencilla de medir la biodiversidad, ya que se basa únicamente en contar el número de especies presentes en una comunidad o en nuestro caso, es el número de especies de parásitos alojadas en una especie de hospedero en un área y tiempo determinado (Moreno, 2001).

Se calculó el coeficiente de similitud de Jaccard para las especies de hospederos estudiados y para las zonas donde se realizó la investigación, el cual es un índice con datos cualitativos (Moreno, 2001).

Coeficiente de similitud de Jaccard

$$I_J = \frac{c}{a + b - c}$$

Donde:

La letra a es el número de especies presentes en el sitio u hospedero A por ejemplo: en el cacomixtle.

La letra b es el número de especies presentes en el sitio u hospedero B por ejemplo: en el tlacuache.

La c es el número de especies presentes en ambos sitios A y B, en otras palabras y continuando con el ejemplo es el número de especies de parásitos que comparten el cacomixtle y el tlacuache.

El intervalo de valores para este índice va de 0 cuando no hay especies compartidas entre ambos sitios u hospederos, hasta 1 cuando los dos sitios u hospederos tienen la misma composición de especies (Moreno, 2001).

Se realizaron dendogramas de similitud con Jaccard, entre las especies de hospederos y su riqueza de especies de parásitos así como entre las zonas de estudio y los parásitos presentes en cada zona. Para obtenerlos se utilizó el programa PAST (<http://folk.uio.no/ohammer/past/>).

El dendrograma es la representación gráfica que ayuda a interpretar un análisis de conglomerados, también conocido como análisis de taxonomía numérica o reconocimiento de patrones, es una técnica estadística multivariante cuya finalidad es dividir un conjunto de objetos en grupos (cluster en inglés) de forma que los perfiles de los objetos en un mismo grupo sean muy similares entre sí (cohesión interna del grupo) y los de los objetos de clusters diferentes sean distintos (aislamiento externo del grupo) (Figueras, 2001).

Resultados

Se realizaron un total de 31 muestreos durante el periodo comprendido del 28 de octubre del 2007 al 30 de enero del 2009. En estos muestreos se capturaron 53 tlacuaches, 6 cacomixtles, 15 perros y 8 gatos, además se recolectaron 22 tlacuaches y 4 cacomixtles que se encontraron muertos en las instalaciones de Ciudad Universitaria (Cuadro 6).

Cuadro 6. Animales capturados y recolectados en Ciudad Universitaria en cada sitio de estudio (V: vivos; M: muertos).

	CCH-Sur		Zona núcleo poniente		Zona núcleo oriente		Cantera oriente		
Hospederos	V	M	V	M	V	M	V	M	Total
Tlacuaches	30	4	14	6	0	7	9	5	75
Cacomixtles	4	0	2	2	0	2	0	0	10
Perros	13	0	1	0	1	0	0	0	15
Gatos	2	0	2	1	0	1	2	0	8
Total	49	4	19	9	1	10	11	5	108

Además de los mamíferos antes mencionados se realizó la captura de tres zorrillos *Spilogale putorius*, diez ardillones *Spermophilus variegatus* y una rata de campo *Neotoma mexicana*, a estas especies de mamíferos se les liberó de las trampas inmediatamente, debido a que no se encuentran dentro de los objetivos de estudio. En el caso de la zorra gris *Urocyon cinereoargenteus* no se logró la captura de organismos durante el período de trampeo.

Se encontraron 22 especies de parásitos en los hospederos estudiados los cuales están repartidos en el Phylum Protozoa (*Toxoplasma gondii*), Phylum Platyhelminthes (*Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaeformis*, *T. pisiformis*, *T. pencei*) Phylum Nematoda (*Toxocara canis*, *T. cati*, *Ancylostoma caninum*, *Turgida turgida*, *Cruzia* sp., Phylum Arthropoda, Clase Insecta *Trichodectes canis*, *Heterodoxus spiniger*, *Neotrichodectes* sp., *Ctenocephalides felis*, *C. canis*, *Echidnophaga gallinacea*, *Euhoplopsyllus glacialis affinis*, *Plusaetis parus*, Subclase Acari *Archemyobia inexpectatus*, *Ornithonyssus bacoti*, *Pseudoschoengastia pedregalensis* y una garrapata del género *Ixodes*.

Para la asignación taxonómica de cada especie se consultaron las páginas web. Integrated Taxonomic Information System (<http://www.itis.gov/>); la sección de taxonomía de helmintos de la Universidad de Cambridge (<http://www.path.cam.ac.uk/>) y la Tree of life web projects para el orden Phthiraptera (<http://tolweb.org/Phthiraptera>); además de consultar artículos, libros y recibir asesoría de los especialistas.

Resultados obtenidos sobre *Toxoplasma gondii* Nicolle y Manceaux, 1908

De los resultados obtenidos con la serología para *T. gondii* (Figuras 8 al 11), se encontraron valores de absorbancia mayores al punto de corte en perros, gatos y tlacuaches que sugiere la infección por *T. gondii*. Solamente en los sueros de cacomixtle no encontramos valores más altos del punto de corte.

La frecuencia de infección por *Toxoplasma gondii* por ELISA en las cuatro especies analizadas se muestra en los cuadros 7 al 10. La frecuencia de infección fue de cero a 50%, siendo los gatos los más frecuentemente infectados.

Para obtener los resultados de absorbancia en el ELISA con los sueros de tlacuache represento un reto ya que al realizar la técnica con los conjugados de especies domésticas (perro y gato) no se veía reacción alguna en la placa por lo que por recomendación del personal del Laboratorio de Inmunología Experimental del INP se sugirió emplear la proteína A, la G y la mezcla AG para obtener la reacción esperada.

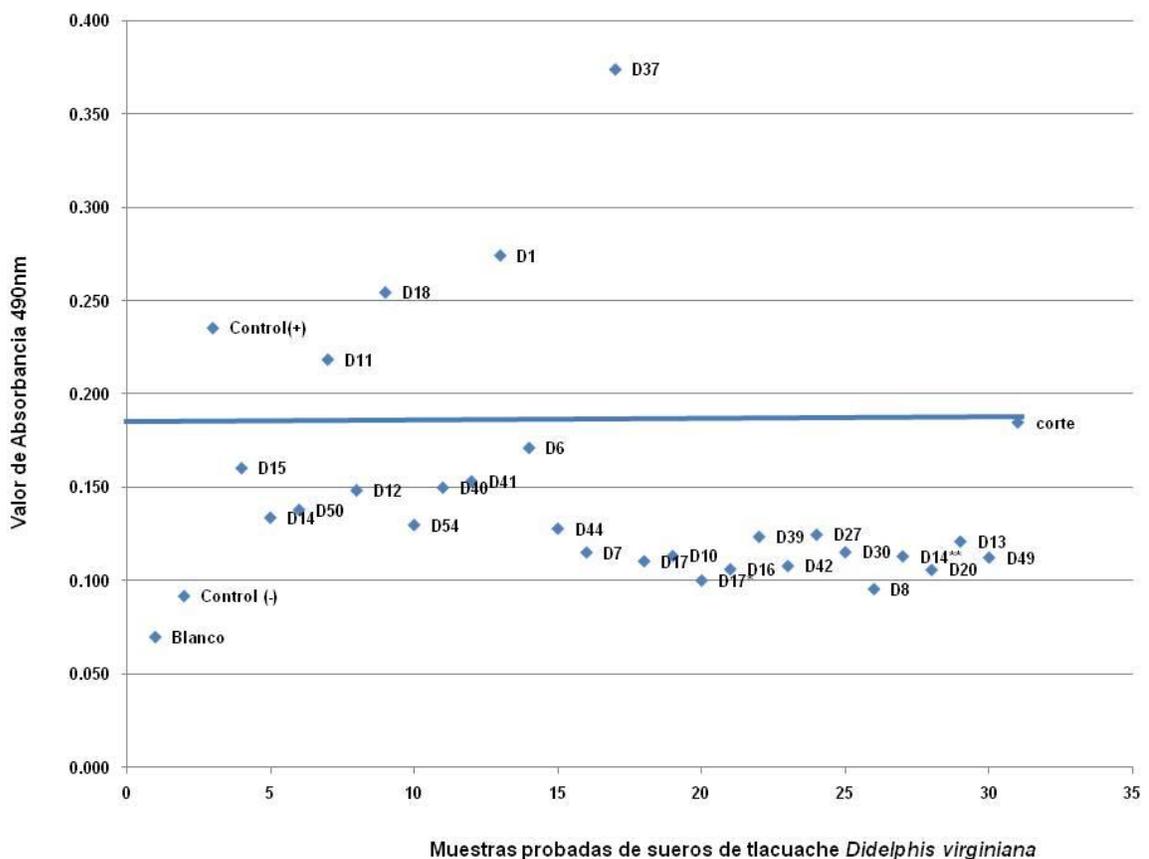


Figura.8. ELISA Indirecto realizado con sueros de tlacuaches; control (-) antígeno más mezcla de proteínas; control (+) suero de tlacuache acoplado directamente en el pozo.

En la (Fig.8.) se puede observar con una línea el punto de corte con un valor de absorbancia de 0.185, los valores que se encontraron igual o por debajo del mismo se consideraron como negativos a la infección con *Toxoplasma gondii*, el punto blanco y control negativo tienen los valores de absorbancia más bajos. En este caso los valores de absorbancia de las muestras de suero de tlacuache marcadas como D11, D18, D1 y D37 sugieren la presencia de una infección con *Toxoplasma gondii*.

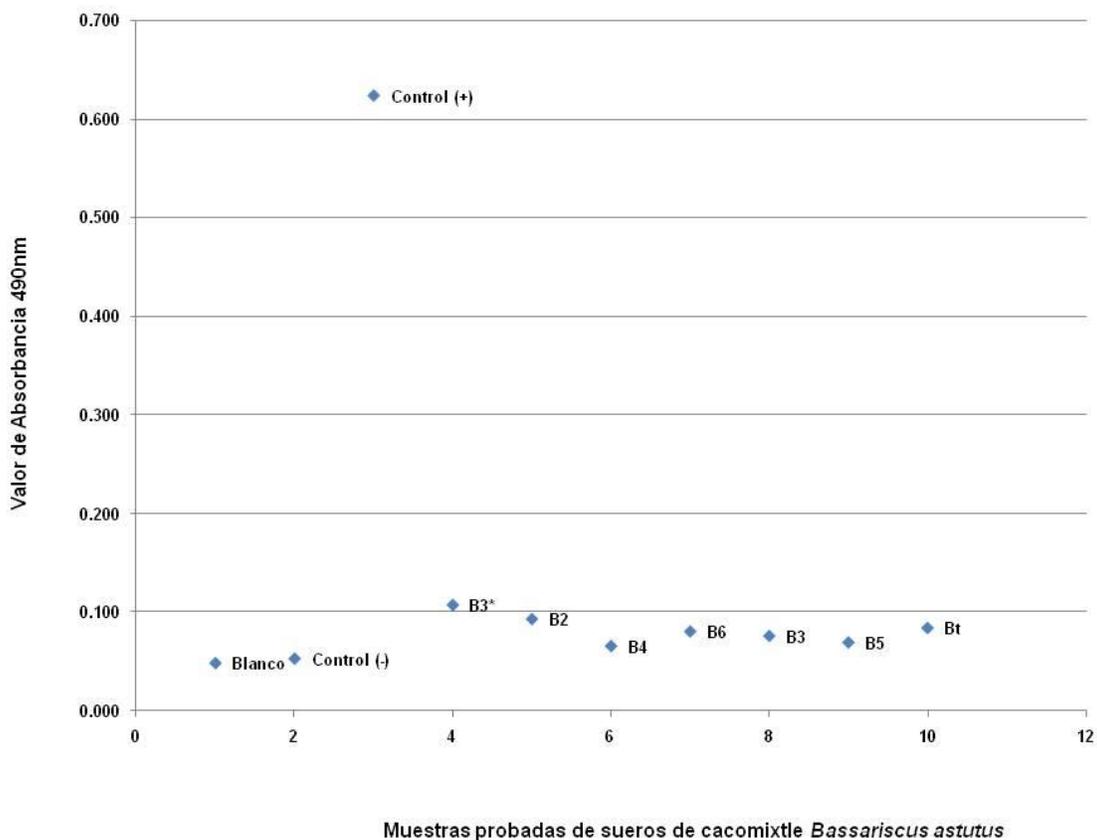


Figura.9. ELISA Indirecto realizado con sueros de cacomixtles; control (-) antígeno más amortiguador de carbonatos; control (+) suero de cacomixtle acoplado directamente en el pozo.

Con respecto a los sueros de cacomixtle no se logró obtener el punto de corte ya que se requiere de un mayor número de muestras negativas aunque debido a que no se encontraron valores de absorbancia altos con respecto al blanco y al control negativo esto nos puede sugerir la ausencia de una infección con *Toxoplasma gondii* mediante ELISA (Fig.9.).

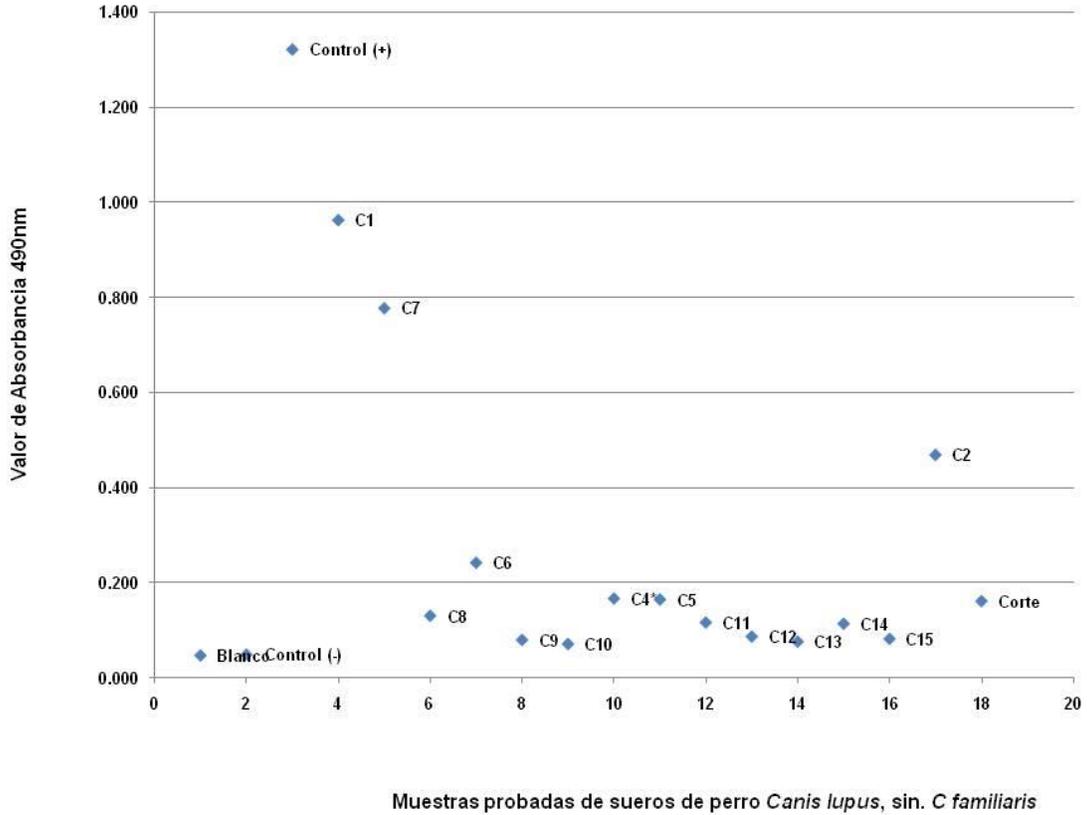


Figura.10. ELISA Indirecto realizado con sueros de perros; control (-) antígeno más amortiguador de carbonatos; control (+) suero de perro acoplado directamente en el pozo.

En la (Fig.10.) se puede observar el punto de corte con un valor de absorbancia de 0.161, los valores que se encontraron igual o por debajo del mismo se consideraron como negativos a la infección con *Toxoplasma gondii*, el punto blanco y control negativo tienen los valores de absorbancia más bajos. En este caso los valores de absorbancia de las muestras de suero de perro marcadas como C6, C2, C7 y C1 sugieren la presencia de una infección con *Toxoplasma gondii*.

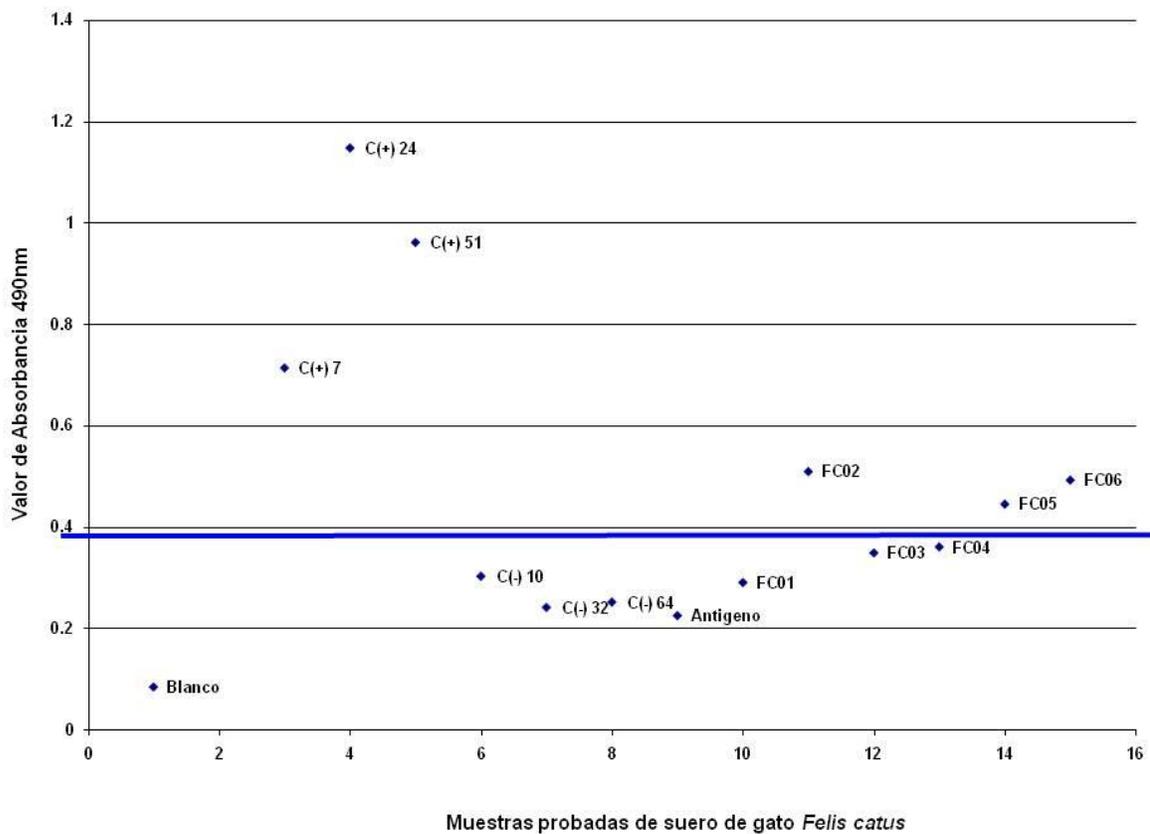


Figura.11. ELISA Indirecto realizado con sueros de gatos; control (-) antígeno más amortiguador de carbonatos; control (+) suero de gato acoplado directamente en el pozo.

En la (Fig.11.) se puede observar con una línea el punto de corte con un valor de absorbancia de 0.361, los valores que se encontraron igual o por debajo del mismo se consideraron como negativos a la infección con *Toxoplasma gondii*, el punto blanco y control negativo tienen los valores de absorbancia más bajos. En este caso los valores de absorbancia de las muestras de suero de gato marcadas como FC02, FC05 y FC06 sugieren la presencia de una infección con *Toxoplasma gondii*, esto además se comprueba por los controles positivos ya confirmados en el Laboratorio de Inmunología Experimental del INP, marcados como C (+)24, C(+),51 y C (+)7.

Con el macerado de órganos de uno de los perros positivos por ELISA, personal del Laboratorio de Inmunología Experimental inocularon dos ratones Balb/c, en los cuales se logró la infección con *Toxoplasma gondii*, como se demostró por serología y al revisar los tejidos de pulmón de los ratones seropositivos, se observaron los quistes tisulares con

bradizoitos de *T. gondii* (Fig.12). Con respecto al análisis de las muestras de órganos de tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros mediante PCR, no se logró evidenciar la presencia de *Toxoplasma gondii*.

Taxonomía

Reino PROTISTA Haeckel, 1866

Subreino PROTOZOA Von Siebold, 1845

Phylum APICOMPLEXA Levine, 1970

Clase SPOROZOEIA Leuckart, 1879

Orden EUCOCCIDIIDA Léger y Duboscq, 1910

Familia SARCOCYSTIDAE Poche, 1913

Subfamilia TOXOPLASMATINAE Biocca, 1956.

Género *Toxoplasma* Nicolle y Manceaux, 1909

Especie *Toxoplasma gondii* Nicolle y Manceaux, 1908

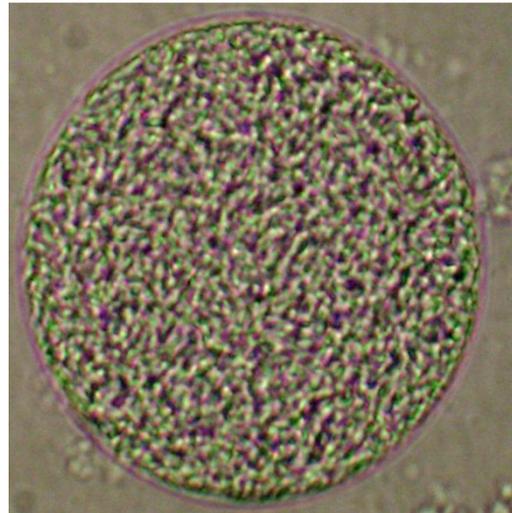


Figura.12. Taxonomía de *T. gondii* y quiste tisular con bradizoitos, obtenido de pulmón de ratón infectado con macerado de órganos de perro (Fotografía Héctor Luna Pastén y Rafael López Reboseño. Laboratorio de Inmunología Experimental, INP).

Los quistes de *T. gondii* alcanzan diámetros de 50 a 200 μ y contienen un gran número de bradizoitos (Saavedra Durán, 2008).

En la siguiente sección se dan las descripciones de las características que sirvieron para la determinación de los helmintos y artrópodos recolectados, al final de esa sección se muestran los cuadros del 7 al 10 donde se ven los datos de localización en el hospedero, número de ejemplares de las especies de parásitos recolectadas, su abundancia promedio y su frecuencia con valor en porcentaje.

Descripción de helmintos y artrópodos encontrados.

***Dipylidium caninum* (Linnaeus,1758)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum PLATYHELMINTHES Gegenbaur, 1859

Clase CESTOIDEA Rudolphi, 1808

Subclase EUCESTODA Southwell, 1930

Orden CYCLOPHYLLIIDEA Van Beneden in Braun, 1900

Familia DIPYLIDIIDAE Stiles, 1896

Género *Dipylidium* Leuckart, 1863

Especie *Dipylidium caninum*
(Linnaeus,1758)

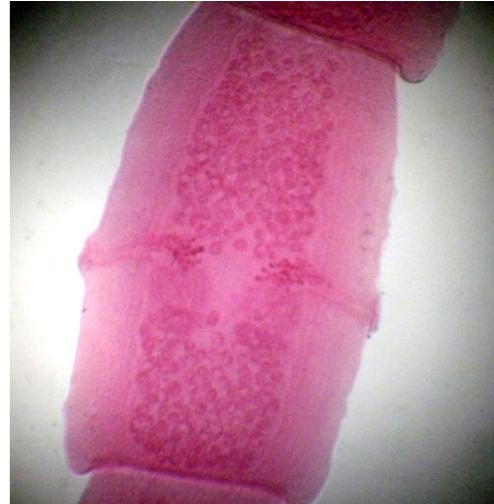


Figura. 13. Proglótido maduro de *Dipylidium caninum*
(Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Los cestodos que se determinaron como *Dipylidium caninum* tuvieron una longitud del estróbilo de 127 a 284 mm. El escólex posee cuatro ventosas redondas y un róstelo cónico retráctil. El estróbilo está formado por proglótidos que van modificando sus estructuras conforme se alejan del escólex. Los proglótidos inmaduros son más anchos que largos, los maduros son rectangulares; los grávidos tienen forma oval y midieron de 10 a 12 mm de largo y 3 mm de ancho, cada proglótido tienen dos pares de órganos genitales con abertura en la línea media de posición lateral.

Los órganos masculinos son pareados cuentan con un paquete de testículos cada uno, ubicados en la parte anterior y posterior del proglótido, el número de testículos contados por cada segmento fue de 142 a 190.

Los órganos femeninos son pareados, situándose de manera independiente a cada lado del proglótido, están formados por un ovario con dos lóbulos desiguales.

Estas características coinciden con diferentes autores (Neveu, 1936; Cruz, 1971; Quiroz, 1984; García, 1986; Khalil *et al.* 1994; Salas, 2006).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris* y gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

***Taenia pisiformis* Bloch, 1780**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum PLATYHELMINTHES Gegenbaur, 1859

Clase CESTOIDEA Rudolphi, 1808

Subclase EUCESTODA Southwell, 1930

Orden CYCLOPHYLLIIDEA Van Beneden in Braun, 1900

Familia TAENIIDAE Ludwig, 1886

Género *Taenia* Linnaeus, 1758

Especie *Taenia pisiformis* Bloch, 1780

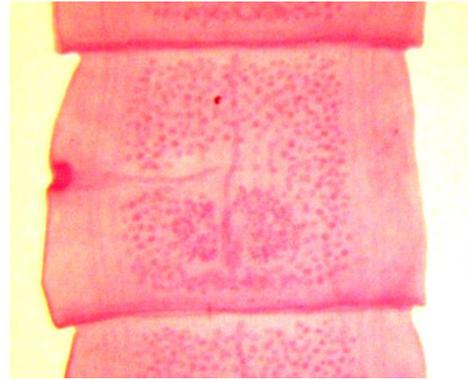


Figura.14. Proglótido maduro de *Taenia pisiformis* de perro, tinción de Paracarmín de Meyer (Foto: Noé P).

Descripción para su identificación

Estos cestodos tuvieron una longitud del estróbilo de 320 a 980 mm. El escólex es globoso y tiene cuatro ventosas redondas; poseen un róstelo con una doble corona de ganchos, los ejemplares que se recolectaron perdieron varios de estos, pero conservaron los ganchos pequeños los cuales son 20, contando los espacios vacíos el número de ganchos totales es entre 38 a 40. Los ganchos pequeños miden de 140 a 147.5 μ (Fig. 14). El cuello es corto, los proglótidos inmaduros son más anchos que largos; los maduros miden 8 mm de largo y 5 mm de ancho, en estos se observan el ovario que presenta dos lóbulos de distinto tamaño, el útero delgado, la vagina que se ubica en la parte anterior del ovario y desemboca en el poro genital (Fig.15.). El número de testículos que se contaron fue de 270 a 280 μ . Los proglótidos grávidos tienen de ocho a nueve ramas uterinas.

Estas características coinciden con la literatura consultada (Neveu, 1936; Cruz, 1971; Quiroz, 1984; Soulsby, 1987; Vera-Montenegro, 2006).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

Figura.15. Ganchos pequeños de *Taenia pisiformis* de perro, tinción de Paracarmín de Meyer con objetivo de 40x (Foto: Noé Pacheco).



***Taenia pencei* Rausch, 2003**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum PLATYHELMINTHES Gegenbaur, 1859

Clase CESTOIDEA Rudolphi, 1808

Subclase EUCESTODA Southwell, 1930

Orden CYCLOPHYLLIIDEA Van Beneden in Braun, 1900

Familia TAENIIDAE Ludwig, 1886

Género *Taenia* Linnaeus, 1758

Especie *Taenia pencei* Rausch, 2003



Figura.16. Escólex de *Taenia pencei* de cacomixtle.

Descripción para su identificación

Taenia pencei es descrita por Rausch (2003) de cacomixtles *Bassariscus astutus* (Carnívora: Procyonidae) del oeste de Texas, Estados Unidos y el metacestodo fue caracterizado en base a especímenes de *Peromyscus maniculatus* del sur de Oregón (Rausch, 2003).

Rausch (2003) menciona que es el primer cestodo del género *Taenia* conocido para la familia Procyonidae.

Esta especie de cestodo se registra por primera vez en México.

Los cestodos que se colectaron tuvieron una longitud del estróbilo de 90 a 240 mm, el escólex tiene forma globosa y cuello largo, tiene cuatro ventosas redondas; un róstellum con una doble corona de ganchos (Fig.16). De los ejemplares colectados varios perdieron los ganchos, solamente uno de ellos conservó 27 ganchos en su róstellum (Fig.17c) y a partir de este, se contaron los espacios vacíos que ocupaban los ganchos grandes y se determinó que tenía 32 ganchos en total, agrupados de la siguiente forma: 16 ganchos grandes que miden 170 μ y 16 ganchos pequeños de 140 a 150 μ .

Los proglótidos inmaduros son trapezoidales más anchos que largos, los maduros son ligeramente cuadrados miden 3 mm de largo por 2 mm de ancho; los grávidos son más largos que anchos miden de 4 a 7 mm de largo por 2 a 3 mm de ancho. Tienen un poro genital que se abre en la parte media lateral del proglótido, ligeramente más cercana a la parte anterior, dispuestos de manera alternada, en serie de dos a cinco proglótidos.

Los proglótidos grávidos tienen de siete a ocho ramas uterinas en cada proglótido grávido. El huevo de este cestodo es redondo y mide de 20 a 25 μ (Fig.17a).

La especie de hospedero, así como la forma y medidas de los ganchos largos y pequeños coinciden con lo publicado por Rausch (2003).

Hospederos en la REPSA: Cacomixtle *Bassariscus astutus*.

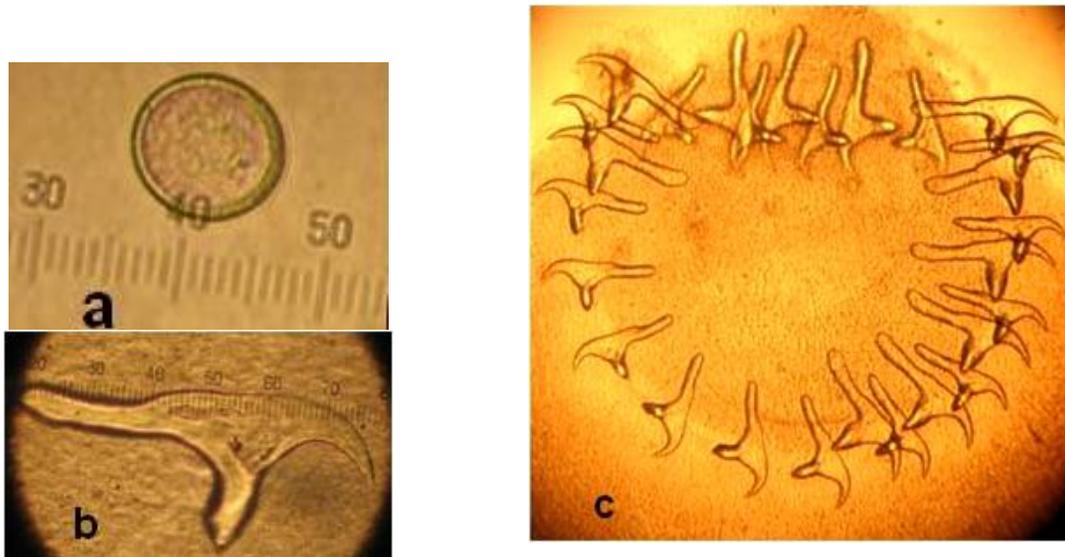


Figura.17. Estructuras de *Taenia pencei* con objetivo de 40x: a) Huevo; b) gancho pequeño; c) corona de ganchos (Foto: Noé Pacheco).

***Taenia taeniaeformis* (Batsch,1786)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum PLATYHELMINTHES Gegenbaur, 1859

Clase CESTOIDEA Rudolphi, 1808

Subclase EUCESTODA Southwell, 1930

Orden CYCLOPHYLLIIDEA Van Beneden in Braun, 1900

Familia TAENIIDAE Ludwig, 1886

Género *Taenia* Linnaeus, 1758

Especie *Taenia taeniaeformis* (Batsch, 1786)



Figura.18. Escólex de *Taenia taeniaeformis* (Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Este cestodo tuvo una longitud del estróbilo de 320 mm. El escólex es cilíndrico y grueso, tiene un róstelo corto y armado con una doble corona de ganchos (Fig.18.), el ejemplar colectado perdió ganchos y conservó solo 17, contando los espacios vacios el número total de ganchos es de 34. Los ganchos más grandes miden de 400 μ de longitud y los pequeños miden 250 μ . Tiene cuatro ventosas ligeramente salientes. Los proglótidos inmaduros son muy cortos, los maduros son más largos que anchos, los grávidos son campaniformes.

Estas características coinciden con la literatura consultada (Neveu, 1936; Soulsby, 1987; Sánchez Acedo *et al.*, 1999).

Hospederos en la REPSA: Gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

Figura.19. Ganchos pequeños de *Taenia taeniaeformis* de gato, con objetivo de 10x (Foto: Noé Pacheco).



***Ancylostoma caninum* Ercolani, 1859**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum NEMATODA (Rudolphi, 1808) Potts, 1932

Clase SECERNENTEA Dougherty, 1958

Orden STRONGYLIDA Skrjabin y Schulz, 1940

Familia ANCYLOSTOMIDAE (Looss, 1905)

Género *Ancylostoma* Dubini, 1843

Especie *Ancylostoma caninum* Ercolani,
1859



Figura.20. Extremo anterior de *Ancylostoma caninum*
(Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Los nematodos recolectados son de color grisáceo a gris rojizo, en la parte anterior tienen una cápsula bucal, redondeada y dirigida dorsalmente, poseen tres dientes triangulares a cada lado de la abertura bucal (Fig.20). Se recolectaron dos machos y ocho hembras.

Los machos tienen una bolsa copuladora, la cual consta de tres lóbulos, el de en medio es más pequeño que los laterales, los radios de los lóbulos laterales son más gruesos que los del lóbulo de en medio. La longitud de los machos es de 8 a 10 mm.

Las hembras el extremo caudal termina en punta y tienen una longitud de 11 a 13 mm. Los huevos miden 57.5 μ de largo por 35 μ de ancho (Fig.21).

Las características de la cápsula bucal, la presencia de los tres dientes y los datos morfométricos coinciden con la literatura consultada (Neveu, 1936; Yamaguti, 1961; Cruz, 1971; Quiroz, 1984; Figueroa, 2006).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

Figura.21. Huevo de *Ancylostoma caninum* (Foto:
Noé Pacheco).



***Toxocara cati* Schrank, 1788**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum NEMATODA (Rudolphi, 1808) Potts, 1932

Clase SECERNENTEA Dougherty, 1958

Orden ASCARIDA Skrjabin y Schulz, 1940

Familia ASCARIDAE Baird, 1853

Género *Toxocara* Stiles, 1905

Especie *Toxocara cati* Schrank, 1788 sin.

T. mystax (Zeder, 1800)



Figura.22. Extremo anterior de *Toxocara cati* (Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Estos nematodos son de color blanco, con cutícula con finas estriaciones; en la parte anterior tienen tres labios y un par de alas cervicales bien desarrolladas que miden de longitud del extremo anterior al posterior 2 mm (Fig.22.), siendo delgadas en la parte cercana a la boca y se ensanchan hacia la parte posterior. El extremo posterior de los machos es digitiforme y tiene un par de espículas del mismo tamaño. Se recolectaron cuatro machos y 35 hembras.

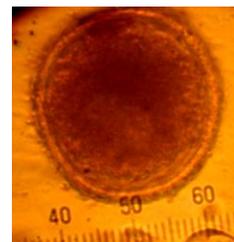
Los machos midieron 46 a 51 mm de largo por 1 mm de ancho, mientras que las hembras miden de 30 a 95 mm de largo por 1 mm de ancho.

El extremo posterior de las hembras es romo; los huevos son redondos y miden de 65 a 80 μ (Fig.23.).

Estas características coinciden con lo publicado por Yamaguti (1961), Quiroz (1984) y Díez *et al.* (1999).

Hospederos en la REPSA: Gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

Figura.23. Huevo de *Toxocara cati* (Foto: Noé Pacheco).



***Toxocara canis* Werner, 1782**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758
Phylum NEMATODA (Rudolphi, 1808) Potts, 1932
Clase SECERNENTEA Dougherty, 1958
Orden ASCARIDA Skrjabin y Schulz, 1940
Familia ASCARIDAE Baird, 1853
Género *Toxocara* Stiles, 1905
Especie *Toxocara canis* Werner, 1782



Fig.24. Extremo anterior de *Toxocara cani*
(Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Estos nematodos también son de color blanco, tienen una cutícula con finas estriaciones. En la parte anterior presenta tres labios, uno dorsal y dos ventrales; tienen un par de alas cervicales más estrechas que *T. cati*, que miden de longitud del extremo anterior al posterior 2 mm (Fig.24.). El extremo posterior del macho termina curvado hacia su parte ventral y es digitiforme, tienen dos espículas de igual tamaño. Se obtuvieron dos machos y 12 hembras.

Los machos midieron de 33 a 88 mm de largo por 1 a 1.5 mm de ancho; las hembras midieron de 45 a 110 mm de largo por 1 a 2 mm de ancho.

El extremo posterior de las hembras es romo; los huevos son subesféricos y miden 90 μ .

La forma de las alas cervicales, la presencia de tres labios y el extremo posterior digitiforme presente en los machos fueron considerados como caracteres para determinar la especie, lo cual se corroboró en literatura (Cruz, 1971; Yamaguti, 1961; Quiroz, 1984; Soulsby, 1987; Alba, 1994; Alba, 2006).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

***Cruzia* Travassos 1917**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum NEMATODA (Rudolphi, 1808) Potts, 1932

Clase SECERNENTEA Dougherty, 1958

Orden ASCARIDIDA Railliet y Henry 1915

Familia CRUZIIDAE Travassos 1917

Género *Cruzia* Travassos 1917

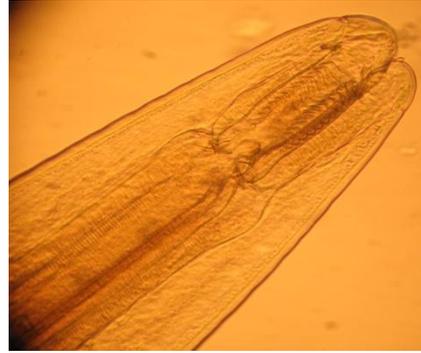


Figura.25. Extremo anterior de *Cruzia* sp.

Descripción para su identificación

Estos nematodos son de cuerpo cilíndrico, con la cutícula delgada y transparente. El extremo anterior es ligeramente ancho y el posterior termina en punta muy fina. En el extremo anterior presentan tres labios, se comunican con una faringe de paredes quitinosas armada con 13 a 14 proyecciones dirigidas hacia el interior de la misma (Fig.25.). La faringe se une a un esófago largo que termina en dos bulbos esofágicos. El bulbo anterior es musculoso y más pequeño que el posterior, el cual comunica con el intestino. Se obtuvieron un total de 205 machos y 862 hembras.

Los machos miden de 8 a 14 mm de largo por 0.5 a 0.75 mm de ancho; en la región caudal tienen un par de espículas largas y curvas que miden de 900 a 920 μ (Fig.26a.). Las hembras miden de 9 a 16 mm de largo por 0.5 a 0.75 mm de ancho; su región caudal termina en punta. Los huevos son ovalados y miden de 110 a 130 μ de largo por 50 a 60 μ de ancho (Fig.26b.).

El número de labios, las proyecciones en la faringe, la presencia de dos bulbos esofágicos, las espículas largas y curvadas en los machos, así como los datos morfométricos fueron los caracteres utilizados para determinar a género, lo cual se corroboró con literatura (Yamaguti, 1961; Cañeda, 1997; Monet, 2002).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*.

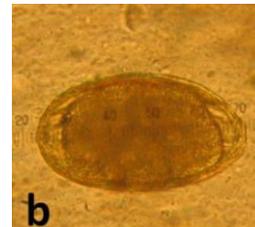


Figura.26. a) Espículas región caudal macho *Cruzia* sp.; b) Huevo de *Cruzia* sp. (Foto: N. Pacheco).

***Turgida turgida* (Rudolphi 1819)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum NEMATODA (Rudolphi, 1808) Potts, 1932

Orden SPIRURIDA Chitwood 1933

Familia PHYSALOPTERIDAE (Railliet 1893 subfam) Leiper 1908

Género *Turgida* Travassos 1919

Especie *Turgida turgida* (Rudolphi 1819) Travassos, 1919

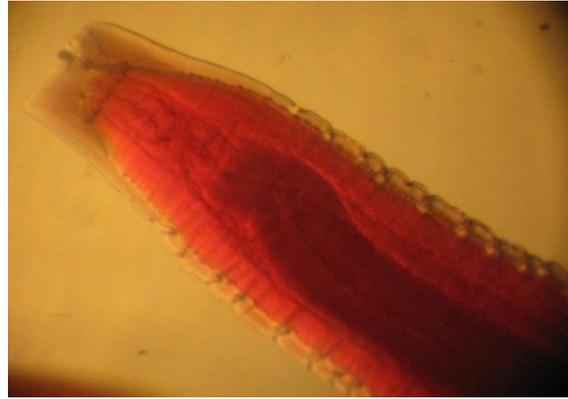


Figura.27. Extremo anterior de *Turgida turgida* (Foto: Noé Pacheco).

Descripción para su identificación

Son gusanos parásitos de estómago, cuando están vivos son de color rosáceos, generalmente grandes y robustos (Fig.30), con cutícula gruesa y finamente estriada. En la parte anterior presentan dos labios, alrededor de estos se encuentra un collar cefálico. Se recolectaron 257 machos y 751 hembras.

Los machos miden de 7 a 34 mm de largo por 1 a 2 mm de ancho, tienen en la región caudal una bolsa copuladora bien desarrollada (Fig. 29.), provista en sus bordes de cuatro pares de papilas pedunculadas. En medio de cuerpo y a la altura de las papilas pedunculadas, tienen 13 papilas sésiles dispuestas de la siguiente manera: tres pre-cloacales en patrón triangular, cuatro post-cloacales; dos asimétricas del lado de las post-cloacales; cuatro papilas al final de la cola.

Las hembras miden de 6 a 42 mm de largo por 1 a 3 mm de ancho, su cola es cónica y redondeada. Los huevos son ovalados y miden de 45 a 70 μ de largo por 20 a 40 μ de ancho (Fig.28).

Figura.28.Huevos de *Turgida turgida* de heces de tlacuaches, imagen en 40x (Fotografía Noé Pacheco).



La presencia de dos labios, el collar cefálico, la bolsa copuladora en los machos con sus papilas pedunculadas y sésiles, así como sus datos morfométricos fueron características que se utilizaron para determinar la especie, corroborándose con literatura (Yamaguti, 1961; Cañeda, 1997; Monet, 2002).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*.



Figura.29. Bolsa copuladora de un macho de *Turgida turgida* (Foto: Noé Pacheco).



Figura.30. *Turgida turgida* adheridos a la pared del estómago de un tlacuache (Fotografía Noé Pacheco).

***Ctenocephalides felis* (Bouché, 1835)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus 1758

Phylum ARTROPODA Latreille 1829

Clase INSECTA Linnaeus 1758

Orden SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Familia PULICIDAE Stephens 1829

Género *Ctenocephalides* Stiles y Collins, 1930

Especie *Ctenocephalides felis* (Bouché, 1835)



Figura.31. Pulga *Ctenocephalides felis*.

Descripción para su identificación

Son insectos con el cuerpo aplanado lateralmente son de color café rojizo, ápteras, con cabeza, tórax y abdomen; la cabeza presenta un par de ojos, un par de antenas, los órganos bucales están formados por: labro diminuto, estilete epifaríngeo, palpo y lacinia. Las hembras de las pulgas tienen una estructura llamada espermateca y los machos un pene que se encuentra enrollado.

Las pulgas *Ctenocephalides felis* colectadas se caracterizan por tener una cabeza que no es convexa en su parte anterior, la cual le da un aspecto alargado. Tiene ocho espinas del ctenidio genal, siendo la primera espina, ligeramente más corta que la segunda. En el ctenidio pronotal también tiene ocho de espinas (Fig.32.).

La forma de la cabeza, presencia de ojos, el número y forma de los ctenidos genal y pronotal fueron caracteres utilizados para determinar la especie, lo cual se corroboró con literatura (Martín Mateo *et al.*, 1999; Acosta y Morrone, 2003; Quintero, 2006).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*, cacomixtle *Bassariscus astutus*, perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris* y gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

Figura.32. Cabeza *C. felis* (Foto: Noé Pacheco).



***Ctenocephalides canis* (Curtis, 1826)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus 1758

Phylum ARTROPODA Latreille 1829

Clase INSECTA Linnaeus 1758

Orden SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Familia PULICIDAE Stephens 1829

Género *Ctenocephalides* Stiles y Collins, 1930

Especie *Ctenocephalides canis* (Curtis, 1826)



Figura.33. Pulga *Ctenocephalides canis*.

Descripción para su identificación

Esta pulga es de cuerpo compacto, la cabeza se caracteriza por ser redondeada en la región anterior, en ambos sexos; tiene ocho espinas del ctenidio genal, la primera espina de este ctenidio tiene una longitud, de la mitad del tamaño de la segunda espina (Fig.34.). La tibia de las patas posteriores, tienen las dos últimas sedas laterales interiores, separadas y son de la misma longitud.

La forma de la cabeza y las características del ctenidio genal fueron empleados para determinar a especie (Martín Mateo *et al.*, 1999; Acosta y Morrone, 2003).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana* y perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

Figura.34. Cabeza *C. canis* (Foto: Noé Pacheco).



***Echidnophaga gallinacea* (Westwood, 1875)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus 1758

Phylum ARTROPODA Latreille 1829

Clase INSECTA Linnaeus 1758

Orden SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Familia PULICIDAE Stephens 1829

Género *Echidnophaga* Ollif, 1886

Especie *Echidnophaga gallinacea*
(Westwood, 1875)



Figura.35. Pulga *Echidnophaga gallinacea*.

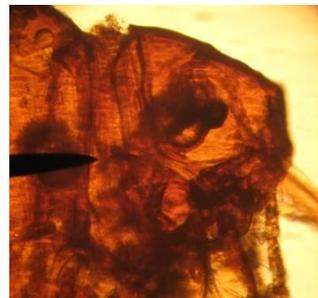
Descripción para su identificación

Las pulgas *Echidnophaga gallinacea* se caracterizan por ser de cuerpo compacto, no tienen ctenidio genal y pronotal, la cabeza es angulosa, el ojo es pequeño y redondo, la lacinia es ancha y dentada (Fig. 35 y 36.). El tórax es más estrecho que el tergum I.

La forma de la cabeza, la ausencia de ctenidios genal y pronotal y el tórax estrecho fueron las características utilizadas para determinar la especie (Quiroz, 1984; Martín *et al.*, 1999; Acosta y Morrone, 2003).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*, cacomixtle *Bassariscus astutus* y gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

Figura.36. Cabeza de *Echidnophaga gallinacea*
(Foto: Noé Pacheco).



***Euhoplopsyllus glacialis affinis* (Baker, 1904)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus 1758

Phylum ARTROPODA Latreille 1829

Clase INSECTA Linnaeus 1758

Orden SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Familia PULICIDAE Stephens 1829

Género *Euhoplopsyllus* Ewing, 1940

Especie *Euhoplopsyllus glacialis affinis*
(Baker, 1904).



Figura.37. Pulga *Euhoplopsyllus glacialis affinis*.

Descripción para su identificación

El material revisado se caracteriza por ser pulgas de cuerpo compacto, cabeza redondeada y corta, ojos grandes, no tienen el ctenidio genal. El ctenidio pronotal está formado por diez espinas que están compactadas y dirigidas hacia la parte superior (Fig.38.). El mesotórax tiene sutura pleural.

La presencia de la sutura pleural en el mesotórax, tener ctenidio pronotal y la ausencia del ctenidio genal fueron utilizados para la determinación taxonómica (Acosta y Morrone, 2003).

Hospederos en la REPSA: Gato *Felis silvestris* sin. *F. catus*.

Figura.38. Cabeza de *Euhoplopsyllus glacialis affinis* (Foto: Noé Pacheco).



***Plusaetis parus* (Traub, 1950)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase INSECTA Linnaeus, 1758

Orden SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Familia CERATOPHYLLIDAE
Dampf, 1908

Género *Plusaetis* Smit, 1983

Especie *Plusaetis parus* (Traub,
1950)



Figura.39. Pulga *Plusaetis parus*

Descripción para su identificación

La pulga *Plusaetis parus* se caracteriza por tener ctenidio pronotal con diez espinas, carecen del ctenidio genal. La cabeza es ligeramente larga y tiene su borde redondeado, el cuerpo es largo. Tienen antenas y ojos ligeramente ovalados (Fig.40).

Tiene estilete anal con seda dorsal muy desarrollada, los machos tienen crochet (phallosoma) de forma rectangular con ápice en forma de uña. El apodema del edeago es más largo que ancho y no tiene lóbulos; esternito VII de las hembras con el contorno no redondeado.

La presencia de ctenidio pronotal, del estilete anal con seda, del apodema del edeago y del esternito VII fueron utilizados para la determinación taxonómica (Acosta y Morrone, 2003).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*.

Figura.40. Cabeza de *Plusaetis parus* (Foto: Noé Pacheco).



***Heterodoxus spiniger* (Enderlein, 1909)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase INSECTA Linnaeus, 1758

Orden PHTHIRAPTERA Haeckel, 1896

Suborden AMBLYCERA Kellogg, 1896

Familia BOOPIIDAE Mjöberg, 1910

Género *Heterodoxus* Le Souëf y Bullen,
1902

Especie *Heterodoxus spiniger* (Enderlein,
1909)



Figura.41. Hembra de *Heterodoxus spiniger*.

Descripción para su identificación

Los piojos revisados tienen las siguientes características: son de cuerpo alargado, la cabeza tiene forma triangular (Fig.41.), en la parte ventral de esta, tiene un par de procesos con forma de espina, a un lado de los palpos maxilares.

El protórax es más estrecho que la cabeza; el abdomen es largo y de forma ovalada, en el cual se presentan sedas alineadas en los márgenes de los bordes de los esternitos y terguitos del II al VI.

Los machos tienen un saco prepucial, provisto de un par de espinas largas. En las hembras el margen vulvar es recto, liso y membranoso en su zona media.

La forma de la cabeza, la presencia del par de procesos en forma de espina y los palpos maxilares fueron utilizados para la determinación taxonómica con las claves de Emerson y Price, (1975) y Furman y Catts, (1982).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

***Neotrichodectes* Ewing, 1929**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase INSECTA Linnaeus, 1758

Orden PHTHIRAPTERA Haeckel, 1896

Suborden ISCHNOCERA Kellogg, 1896

Familia TRICHODECTIDAE Kellogg, 1896

Género *Neotrichodectes* Ewing, 1929



Figura.42. Hembra de *Neotrichodectes* sp.

Descripción para su identificación

Los piojos masticadores del género *Neotrichodectes* son de tamaño pequeño menor de 1.50 mm de longitud; el cuerpo está dividido en cabeza, tórax y abdomen, tienen mandíbulas anchas, antenas filiformes expuestas con tres segmentos, en los machos el primer segmento de las antenas es más grueso que los siguientes. No tienen espiráculos abdominales y presentan una sola garra en el tarso.

Las hembras tienen una placa subgenital sin prolongación y con una corta o larga seda transversal. La genitalia del macho está apicalmente dividida en una placa endomerale apical y arco parameral con un proceso apical puntiagudo (Fig.43).

Las antenas filiformes expuestas, la ausencia de espiráculos abdominales y la genitalia del macho fueron utilizados para la determinación taxonómica utilizando las claves de Emerson y Price (1975).

Hospederos en la REPSA: Cacomixtle *Bassariscus astutus*

Figura.43. Genitalia de macho de *Neotrichodectes* sp. (Foto: Noé Pacheco).



***Trichodectes canis* (De Geer, 1778)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase INSECTA Linnaeus, 1758

Orden PHTHIRAPTERA Haeckel, 1896

Suborden ISCHNOCERA Kellogg, 1896

Familia TRICHODECTIDAE Kellogg, 1896

Género *Trichodectes* Nitzsch, 1818

Especie *Trichodectes canis* (De Geer,
1778)



Figura.44. Hembra de *Trichodectes canis*.

Descripción para su identificación

Los piojos masticadores revisados se caracterizan por tener la cabeza ancha, un tórax corto y abdomen ancho. Las antenas están formadas por tres segmentos, en los machos el primer segmento es más grueso que en las hembras, tienen un par de fuertes mandíbulas. En el abdomen se observan seis pares de espiráculos marginales, tienen sedas abdominales en cada segmento. Las patas tienen una uña en cada tarso.

Las hembras tienen una placa genital muy desarrollada, alcanzando el VII esternito, el margen de la vulva es membranoso. La genitalia del macho tiene una placa basal larga, los parameros y endomeros son libres.

La forma de la cabeza, la presencia de los espiráculos y la genitalia del macho fueron utilizados para determinar la especie la cual se corroboró con literatura (Emerson y Price, 1975; Furman y Catts, 1982; Martín Mateo *et al.*, 1999).

Hospederos en la REPSA: Perro *Canis lupus* sin. *C.familiaris*.

***Archemyobia inexpectatus* Jameson, 1955**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase ARACHNIDA Lamarck, 1815

Subclase ACARI Sundevall, 1833

Orden PROSTIGMATA Kramer, 1877

Familia MYOBIIDAE Megnin, 1877

Género *Archemyobia* Jameson, 1955

Especie *Archemyobia inexpectatus*

Jameson, 1955



Figura.45. Ácaro *Archemyobia inexpectatus*.

Descripción para su identificación

La familia Myobiidae son ácaros parásitos de mamíferos de los ordenes Insectivora, Chiroptera, Rodentia y Didelphimorphia (Jameson, 1955).

Los ácaros examinados tienen el idiosoma con los bordes con ondulaciones (Fig.45.), la pata I tiene cinco segmentos; tiene dos fuertes y curvadas uñas tarsales, el segundo y tercer segmento de la pata I con proyecciones en forma de gancho. Las dos uñas tarsales de la pata II subiguales; las uñas de las patas III y IV son diferentes, la posterior uña es una cuarta parte tan larga como la anterior uña.

En el dorso tienen sedas acuminadas laterales I-III de mayor tamaño que las sedas que se encuentran en la región media. Las sedas de la región media a la altura de la pata II, disminuyen su tamaño conforme se alejan del gnatosoma. En la región posterior tiene dos sedas largas tan grandes como la pata IV.

La forma del cuerpo, de la pata I y la disposición de las sedas corresponden con lo publicado por Jameson (1955) (Ver imagen apéndice 4) y a la imagen obtenida por Montiel *et al* (2009).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*.

***Pseudoschoengastia pedregalensis* (Hoffmann, 1951)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase ARACHNIDA Lamarck, 1815

Subclase ACARI Sundevall, 1833

Orden PROSTIGMATA Kramer, 1877

Familia TROMBICULIDAE Ewing, 1929

Género *Pseudoschoengastia* Lipovsky, 1951

Especie *Pseudoschoengastia pedregalensis*
(Hoffmann, 1951)



Figura.46. Larva de *Pseudoschoengastia pedregalensis*.

Descripción para su identificación

Las larvas de estos ácaros presentaron las siguientes características: son de tamaño pequeño, ovalados; con palpos normales, hexápodos (Fig.46.), con los artejos de las patas 7-6-6, la genua I tiene dos sedas genuales, las genuas II y III con una seda genual. Seda galeal ramificada.

El escudo dorsal sobre la superficie del tegumento bien diferenciado (Ver dibujo del escudo en el apéndice 4), con tres proyecciones ligeras en la parte anterior y los bordes de los ángulos posteriores redondeados, tiene tres sedas plumosas, anteriores, dos laterales y una media así como dos sedas plumosas laterales, por fuera del escudo. La seda anteromediana mide 28.5 μ y la anterolateral 17.4 μ , ambas sedas se encuentran en el escudo. Los ejemplares colectados perdieron las sensilas globosas que se encuentran en la parte media del escudo, solo se observó el área donde van insertadas.

Los ojos se encuentran en una placa ocular a cada lado del escudo dorsal.

El número de artejos en las patas, la presencia y forma del escudo dorsal; el número, forma y posición de las sedas plumosas fueron considerados para determinar la especie con la literatura especializada (Hoffmann, 1951; Hoffmann, 1990).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana* y cacomixtle *Bassariscus astutus*.

***Ornithonyssus bacoti* (Hirst, 1913)**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase ARACHNIDA Lamarck, 1815

Subclase ACARI Sundevall, 1833

Orden MESOSTIGMATA Canestrini 1819

Familia MACRONYSSIDAE Oudemans,
1936

Género *Ornithonyssus* Sambon, 1928

Especie *Ornithonyssus bacoti* (Hirst,
1913)



Figura.47. Macho de *Ornithonyssus bacoti*.

Descripción para su identificación

Los ácaros revisados tienen las siguientes características: el idiosoma es largo y ovalado, los pedipalpos y quelíceros son largos (Fig.47.).

Las hembras de *Ornithonyssus bacoti* tienen un solo escudo holodorsal, el escudo dorsal no es hipertrícico, la región opistonotal con 10 a 16 sedas incluyendo la pareja marginal posterior; pareja de sedas j6 en el escudo dorsal alcanzando los niveles de la base del siguiente par de sedas.

Los machos se caracterizan por tener en el escudo dorsal cuatro pares de sedas incluyendo las pequeñas sedas Z4, la pareja de sedas j6 del escudo dorsal se encuentra alcanzando la base del siguiente par de sedas.

La forma del idiosoma, la presencia del escudo dorsal la disposición de las sedas fueron empleadas para determinar la especie con las claves de Krantz, (1978) y Radovsky, (2007).

Hospederos en la REPSA: Tlacuache *Didelphis virginiana*.

***Ixodes* Latreille, 1795**

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum ARTROPODA Latreille, 1829

Clase ARACHNIDA Lamarck, 1815

Subclase ACARI Sundevall, 1833

Orden IXODIDA

Familia IXODIDAE Murray, 1877

Género *Ixodes* Latreille, 1795



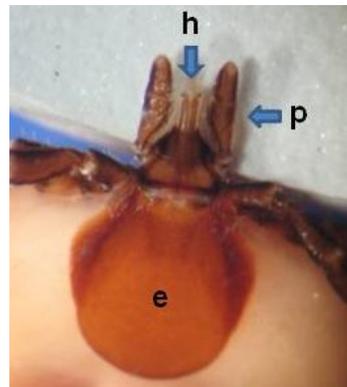
Figura.48. Hembra de *Ixodes* sp.

Descripción para su identificación

La garrapata revisada tuvo una longitud de 4.5 mm de la punta de los pedipalpos al extremo posterior del idiosoma; presenta el surco anal anterior al ano. El escudo es inornado, sin ojos, sin festones en el idiosoma. Los pedipalpos son robustos, el hipostoma está fuertemente dentado. El escudo dorsal de la hembra abarca hasta el cuarto par de patas (Fig. 48 al 50).

La presencia del surco anal anterior al ano, el escudo inornado y sin ojos así como la ausencia de festones fueron los caracteres utilizados para determinar a género lo cual se corroboró con literatura (Krantz, 1978; Quiroz, 1984). El ejemplar obtenido tiene el hipostoma dañado, es por eso que no se determinó a especie.

Hospederos en la REPSA: Cacomixtle *Bassariscus astutus*.



Figuras.49 y 50. Hembra de *Ixodes* sp., vista ventral y acercamiento del escudo (e), hipostoma (h) y pedipalpo (p).

DESCRIPCIÓN DE LAS FRECUENCIAS DE PARÁSITOS

En esta sección se muestran los cuadros de las frecuencias de parásitos, su localización en el hospedero, abundancia promedio y diagnóstico para cada especie de mamífero que se abordó en esta investigación.

Cuadro 7. Frecuencia de parásitos de 15 perros ferales *Canis lupus* sin. *C familiaris*, de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM. El número de muestras de suero fueron 14.

Parásito	Localización anatómica o muestra analizada	# parásitos recolectados	Abundancia Promedio	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Frecuencia %	Diagnóstico
Phylum PROTOZOA						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Suero y tejidos	-----	-----	4/14	28.5	ELISA, PCR y bioensayo en ratones
Phylum PLATYHELMINTHES						
<i>Dipylidium caninum</i>	Intestino delgado	1	0.06	1/15	6.6	Necropsia
<i>Taenia pisiformis</i>	Intestino delgado	43	2.86	4/15	26.6	Necropsia
Phylum NEMATODA						
<i>Toxocara canis</i>	Intestino delgado	14	0.93	8/15	53.3	Necropsia
<i>Ancylostoma caninum</i>	Intestino delgado	10	0.66	2/15	13.3	Necropsia
Phylum ARTHROPODA						
<i>Trichodectes canis</i>	Pelo	26	1.73	2/15	13.3	Revisión pelo
<i>Heterodoxus spiniger</i>	Pelo	44	2.93	9/15	60	Revisión pelo
<i>Ctenocephalides felis</i>	Pelo	20	1.33	6/15	40	Revisión pelo
<i>Ctenocephalides canis</i>	Pelo	8	0.53	3/15	20	Revisión pelo

En los perros ferales se encontraron dos especies de cestodos *Dipylidium caninum* y *Taenia pisiformis* siendo esta última la que obtuvo una mayor frecuencia (26.6%) y abundancia promedio (2.86). Se encontraron también dos especies de nematodos *Toxocara canis* y *Ancylostoma caninum*, siendo la primera especie la que obtuvo una mayor frecuencia (53.3%).

De las cuatro especies de ectoparásitos el que obtuvo una mayor frecuencia fue el piojo masticador *Heterodoxus spiniger* (60%) y la pulga *Ctenocephalides felis* (40%) (Cuadro

7). Siendo el piojo *H. spiniger* el que obtuvo una mayor abundancia promedio respecto a los otros ectoparásitos en los perros que se estudiaron. La riqueza de especies de parásitos en estos perros fue de nueve.

Cuadro 8. Frecuencia de parásitos de ocho gatos ferales *Felis catus*, de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM. El número de muestras de suero fueron seis.

Parásito	Localización anatómica o muestra analizada	# parásitos recolectados	Abundancia Promedio	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Frecuencia %	Diagnóstico
Phylum PROTOZOA						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Suero	-----	-----	3/6	50	ELISA
Phylum PLATYHELMINTHES						
<i>Dipylidium caninum</i>	Intestino delgado	13	1.62	2/8	25	Necropsia
<i>Taenia taeniaeformis</i>	Intestino delgado	1	0.12	1/8	12.5	Necropsia
Phylum NEMATODA						
<i>Toxocara cati</i>	Intestino delgado y heces	39	4.87	7/8	87.5	Necropsia
Phylum ARTHROPODA						
<i>Ctenocephalides felis</i>	Pelo	45	5.62	8/8	100	Revisión pelo
<i>Euhoplopyllus glacialis affinis</i>	Pelo	6	0.75	2/8	25	Revisión pelo
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Pelo	1	0.12	1/8	12.5	Revisión pelo

En los gatos ferales se encontraron dos especies de cestodos *Dipylidium caninum* y *Taenia taeniaeformis* siendo la primera la que obtuvo una mayor frecuencia (25%) y abundancia promedio (1.62). Solo se encontró una especie de nematodo *Toxocara cati* con una frecuencia elevada (87.5%).

En lo que respecta a los ectoparásitos la que obtuvo la mayor frecuencia fue la pulga *Ctenocephalides felis* (100%) y una abundancia (5.62), este ectoparásito es muy común en gatos de la REPSA (Cuadro 8). Las pulgas *Euhoplopyllus glacialis affinis* y *Echidnophaga gallinacea* fueron especies poco abundantes y frecuentes.

La riqueza de especies obtenida para los gatos capturados en la REPSA fue de siete.

En los tlacuaches se encontraron las siguientes dos especies de nematodos: *Turgida turgida* con una frecuencia de 81.8% y abundancia promedio (45.8) y *Cruzia* sp., con frecuencia del 72.7% y una abundancia promedio (48.5).

El nematodo *Turgida turgida* es muy frecuente encontrarlo en el estómago de tlacuaches adultos de la REPSA, mientras que *Cruzia* sp., se encontró en el ciego también de tlacuaches jóvenes y adultos (Cuadro .9.).

Se encontraron cuatro especies de pulgas, las que obtuvieron una mayor frecuencia fueron *Ctenocephalides felis* (78.6%) y *Plusaetis parus* (20%) (Cuadro 9). Aunque la que se observó con una abundancia promedio mayor fue la pulga del gato *Ctenocephalides felis* (7.74).

Cuadro 9. Frecuencia de parásitos de 75 tlacuaches *Didelphis virginiana*, de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM. El número de muestras de suero fueron 26.

Parásito	Localización anatómica o muestra analizada	# parásitos recolectados	Abundancia Promedio	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Frecuencia %	Diagnóstico
Phylum PROTOZOA						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Suero	-----	-----	4/26	15.4	ELISA
Phylum NEMATODA						
<i>Turgida turgida</i>	Estómago	1008	45.8	18/22	81.8	Necropsia
<i>Cruzia</i> sp	Ciego	1067	48.5	16/22	72.7	Necropsia
Phylum ARTHROPODA						
<i>Ctenocephalides felis</i>	Pelo	581	7.74	59/75	78.6	Revisión pelo
<i>Ctenocephalides canis</i>	Pelo	1	0.01	1/75	1.3	Revisión pelo
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Pelo	60	0.8	10/75	13.3	Revisión pelo
<i>Plusaetis parus</i>	Pelo	20	0.26	15/75	20	Revisión pelo
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pelo	900	12	2/75	2.6	Revisión pelo
<i>Archemyobia inexpectatus</i>	Oído	4	0.05	2/75	2.6	Revisión cerumen
<i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i>	oído	1	0.01	1/75	1.33	Revisión cerumen

Durante el trabajo de campo se encontraron dos tlacuaches una hembra y un macho adultos infestados por el ácaro *Ornithonyssus bacoti* con una frecuencia (2.6%), el total de ácaros por ambos tlacuaches fue de alrededor de 900 individuos; la hembra se encontró muerta en la periferia de la Zona Núcleo Oriente de la REPSA y el macho se capturó en

las instalaciones del CCH sur. Este ácaro fue poco frecuente en los tlacuaches que se revisaron.

Ambos tlacuaches se encontraron caquéxicos, en el caso del macho se veía muy débil, con alopecia que abarcaba más del 50% de su cuerpo, con debilidad para respirar y con abundantes secreciones en la región del ano (Fig. 51). La riqueza de especies obtenida para los tlacuaches capturados en la REPSA fue de diez.



Figura.51. Tlacuache macho con alopecia y severa infestación con ácaros *Ornithonyssus bacoti* (Fotografía Noé Pacheco).

Cuadro 10. Frecuencia de parásitos de 10 cacomixtles *Bassariscus astutus*, de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de la UNAM. El número de muestras de suero fueron seis.

Parásito	Localización anatómica o muestra analizada	# parásitos recolectados	Abundancia Promedio	Hosp. parasitado /Hosp.rev	Frecuencia %	Diagnóstico
Phylum PROTOZOA						
<i>Toxoplasma gondii</i>	Suero	-----	-----	0/6	0	ELISA
Phylum PLATYHELMINTHES						
<i>Taenia pencei</i>	Intestino delgado	15	3.75	2/4	50	Necropsia
Phylum ARTHROPODA						
<i>Neotrichodectes sp.</i>	Pelo	23	2.3	7/10	70	Revisión pelo
<i>Ctenocephalides felis</i>	Pelo	14	1.4	6/10	60	Revisión pelo
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	Pelo	12	1.2	2/10	20	Revisión pelo
<i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i>	Cerumen de oído	2	0.2	1/10	10	Revisión cerumen
<i>Ixodes sp.</i>	Pelo	1	0.1	1/10	10	Revisión pelo

En los cacomixtles se encontró una sola especie de cestodo *Taenia pencei* en el intestino delgado con una frecuencia del (50%) y abundancia promedio de (3.75) (Cuadro .10.).

Un cestodo de *T. pencei* se recolectó en un cacomixtle que se encontró muerto en los límites de la zona núcleo oriente, a la altura de la Facultad de Ciencias. El otro cacomixtle del cual se obtuvo 14 cestodos completos se encontró muerto por ataque de perros en la zona núcleo poniente, muy cerca de la unidad de seminarios y los límites del Jardín Botánico. Este cestodo es un nuevo registro para México y para la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Se encontraron cinco especies de ectoparásitos de los cuales los que tuvieron una mayor frecuencia fueron el piojo masticador *Neotrichodectes* sp. (70%) y la pulga *Ctenocephalides felis* (60%) (Cuadro 10). El piojo masticador *Neotrichodectes* sp., fue el que tuvo una mayor abundancia (2.3) respecto a los otros ectoparásitos; este piojo también es un nuevo registro para la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel. La riqueza de especies para los cacomixtles capturados fue de seis.

Con lo que respecta al análisis de heces por medio de las técnicas de flotación y McMaster, se encontraron heces positivas de perros, gatos y tlacuaches a huevos de nematodos, los que tuvieron una mayor frecuencia fueron los nematodos de tlacuache *Cruzia* sp. (85.7%) y el nematodo del gato *Toxocara cati* (57%). En el caso de los valores de la media de huevos de parásito por gramo de heces, los que obtuvieron un mayor valor fueron el nematodo del perro *Ancylostoma caninum* (1550) y el del gato *Toxocara cati* (1375) (Cuadro.11.). Los valores de rango de hpgh más altos fueron los de *Ancylostoma caninum* y *Toxocara cati* con respecto a los otros nematodos.

Cuadro.11. Frecuencia, rango y media en la eliminación de huevos por gramos por heces (hpgh) de nematodos de mamíferos de la REPSA.

Especie de parásito	Especie de hospedero	# de heces positivas/# de heces analizadas	Frecuencia de heces positivas	Rango del # de hpgh	Media McMaster hpgh
<i>Ancylostoma caninum</i>	Perros	2/5	40	50-3050	1550
<i>Toxocara canis</i>	Perros	2/5	40	50	50
<i>Toxocara cati</i>	Gatos	4/7	57	350-4050	1375
<i>Cruzia</i> sp.	Tlacuaches	18/21	85.7	50-1300	292
<i>Turgida turgida</i>	Tlacuaches	9/21	42.8	50-250	38

En el cuadro 12, se observa la lista completa de los parásitos encontrados en tlacuaches, cacomixtles, gatos y perros ferales, así como su localización en las zonas donde se realizaron los muestreos en la REPSA. El protozooario *Toxoplasma gondii* y la pulga *Ctenocephalides felis*, fueron los parásitos que se encontraron en la mayor parte de estos hospederos y en las cuatro zonas estudiadas.

Cuadro.12. Lista completa de parásitos, sus hospederos y zonas donde se encontraron en el CCH-Sur y la REPSA.

Parásito	CCH- Sur	Zona núcleo poniente	Zona núcleo oriente	Cantera oriente
Phylum PROTOZOA				
<i>Toxoplasma gondii</i>	P,G,T	P,G,T	P,	G,T
Phylum PLATYHELMINTHES				
<i>Dipylidium caninum</i>	P		G	G
<i>Taenia pisiformis</i>	P	P		
<i>Taenia taeniaeformis</i>	G			
<i>Taenia pencei</i>		C	C	
Phylum NEMATODA				
<i>Toxocara canis</i>	P	P		
<i>Toxocara cati</i>	G	G		G
<i>Ancylostoma caninum</i>	P	P		
<i>Turgida turgida</i>	T	T	T	T
<i>Cruzia</i> sp.	T	T	T	T
Phylum ARTHROPODA				
<i>Trichodectes canis</i>	P	P		
<i>Neotrichodectes</i> sp.	C	C	C	
<i>Heterodoxus spiniger</i>	P	P		
<i>Ctenocephalides felis</i>	P,G,T,C	P,G,T,C	P,G,T,C	G,T
<i>Ctenocephalides canis</i>	P	T	P	
<i>Euhoplopsyllus glacialis affinis</i>		G		
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	G,T,C	T	C	T
<i>Plusaetis parus</i>	T	T		T
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	T		T	
<i>Archemyobia inexpectatus</i>		T		
<i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i>	T	C		
<i>Ixodes</i> sp.			C	
TOTAL DE ESPECIES DE PARÁSITOS POR ZONA	18	18	11	8

Claves de los hospederos que tuvieron parásitos: perro (P); gato (G); tlacuache (T) y cacomixtle (C).

La otra especie de pulga que tuvo una amplia distribución en las zonas de la REPSA fue *Echidnophaga gallinacea*, siendo en el CCH Sur donde se encontraron tlacuaches, cacomixtles y un gato parasitados.

Los nematodos del tlacuache *Turgida turgida* y *Cruzia* sp., se encontraron en las cuatro zonas de estudio.

Por otro lado los parásitos que se registraron en una sola especie de hospedero y en una zona en particular fueron: el cestodo *Taenia taeniaeformis* y la pulga *Euhoplopyllus glacialis affinis* encontrados en un gato cada una, del CCH sur y de la Zona núcleo Poniente.

El ácaro del tlacuache *Archemyobia inexpectatus* solo se obtuvo registró en la Zona núcleo poniente. Un caso semejante es la garrapata *Ixodes* sp., que se obtuvo de un cacomixtle de la Zona núcleo oriente.

El número total de especies de parásitos encontradas en cada una de las zonas fue: CCH sur y Zona núcleo poniente (18 especies cada una); Zona núcleo oriente (11) y Cantera Oriente (8).

Se obtuvieron registros de las cuatro especies de mamíferos estudiados, con un rango de uno a nueve parásitos en todas las zonas de estudio, a excepción de la Cantera Oriente ya que solo se logró la captura de tlacuaches y gatos (Fig.52).

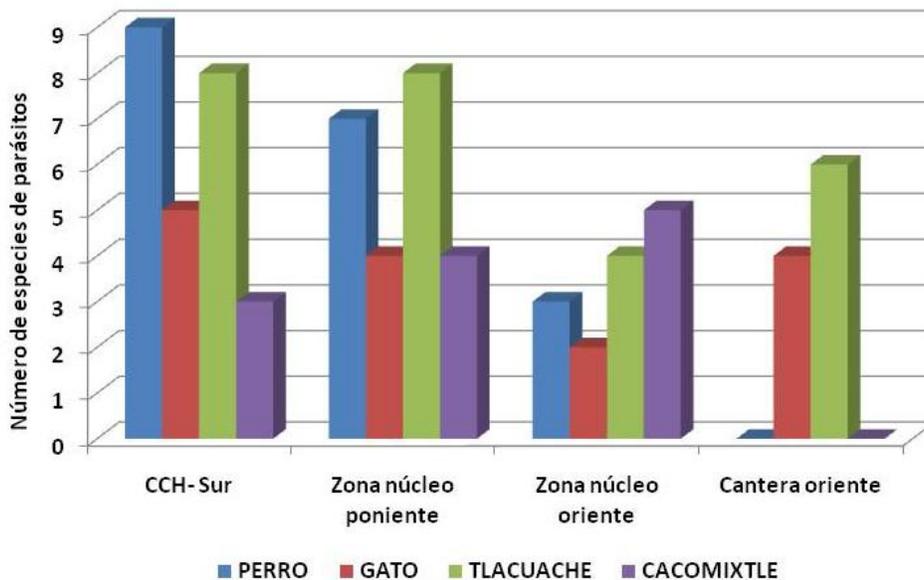


Figura.52. Riqueza de especies de parásitos en mamíferos silvestres y ferales en las zonas estudiadas.

En la gráfica (Fig.52.), se observa que de las cuatro zonas de estudio, los perros que se capturaron en los alrededores del CCH sur tuvieron una mayor riqueza de parásitos (nueve especies) con respecto a los otros mamíferos estudiados.

Al realizar el índice de similitud de Jaccard con el número de especies de parásitos de cada hospedero se observó un valor de 0.23 entre tlacuache y cacomixtle ya que solo comparten tres especies de ectoparásitos. Este mismo valor se obtiene entre gatos y perros ferales ya que también comparten tres especies de parásitos (*Toxoplasma gondii*, *Dipylidium caninum* y *Ctenocephalides felis* (Cuadro .13).

Cuadro 13. Índice de similitud de parásitos de mamíferos ferales y silvestres en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Espece hospedero a / # especies parásitos	Espece hospedero b/ # especies parásitos	Valor de similitud de Jaccard I_j	Especies parásitos compartidas
Tlacuache 10	Cacomixtle 6	0.23	<i>Ctenocephalides felis</i> <i>Echidnophaga gallinacea</i> <i>Pseudoschoengastia pedregalensis</i>
	Gato 7	0.21	<i>Toxoplasma gondii</i> <i>Ctenocephalides felis</i> <i>Echidnophaga gallinacea</i>
	Perro 9	0.18	<i>Toxoplasma gondii</i> <i>Ctenocephalides felis</i> <i>Ctenocephalides canis</i>
Cacomixtle 6	Gato 7	0.18	<i>Ctenocephalides felis</i> <i>Echidnophaga gallinacea</i>
	Perro 9	0.07	<i>Ctenocephalides felis</i>
Gato 7	Perro 9	0.23	<i>Toxoplasma gondii</i> <i>Dipylidium caninum</i> <i>Ctenocephalides felis</i>

En el dendograma de similitud con Jaccard (Fig.53.), se observa de manera gráfica la relación entre los parásitos encontrados de tlacuaches y cacomixtles, respecto a los que se encuentran en perros y gatos.

Al realizar el índice de similitud de Jaccard entre las zonas de estudio y el número de especies de parásitos, se encontró que el CCH sur y la zona núcleo poniente fueron las que obtuvieron un valor alto (0.71) y la que obtuvo un menor valor fue entre la Zona núcleo poniente y la Cantera oriente (0.36) (Cuadro.14).

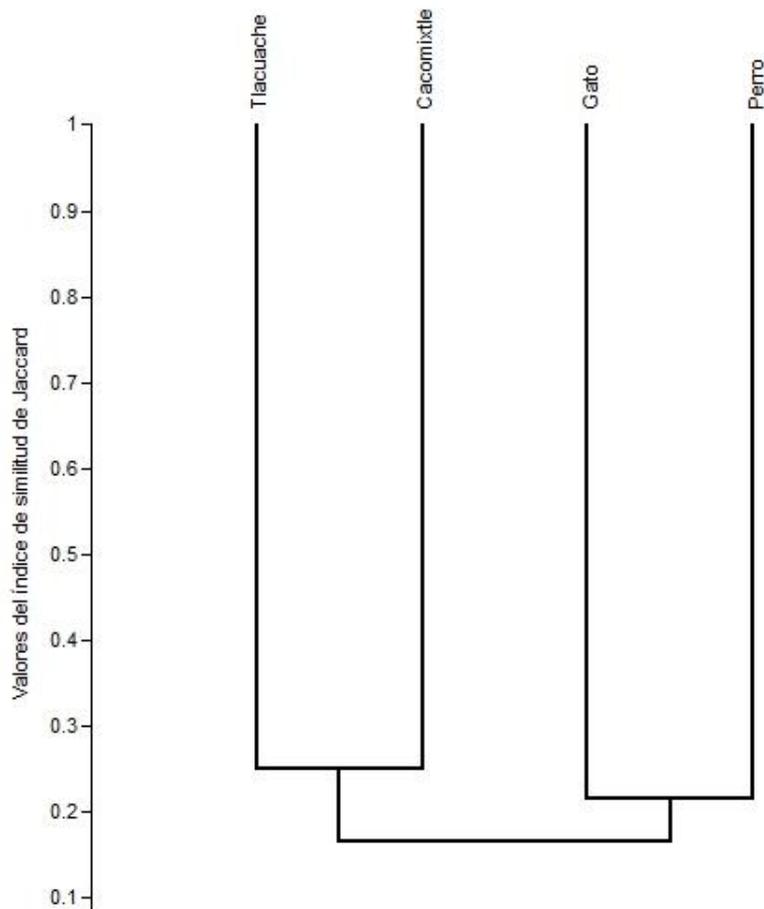


Figura 53. Dendrograma de similitud de Jaccard entre las especies de hospederos y la relación con sus parásitos.

Cuadro 14. Índice de similitud de la riqueza de parásitos en las cuatro zonas de estudio en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Zona de estudio a, # especies parásitos	Zona de estudio b, # especies parásitos	# especies compartidas c	Valor de similitud de Jaccard I_j
CCH- Sur 18	Zona núcleo poniente 18	15	0.71
	Zona núcleo oriente 11	9	0.45
	Cantera oriente 8	8	0.44
Zona núcleo poniente 18	Zona núcleo oriente 11	8	0.38
	Cantera oriente 8	7	0.36
Zona núcleo oriente 11	Cantera oriente 8	6	0.46

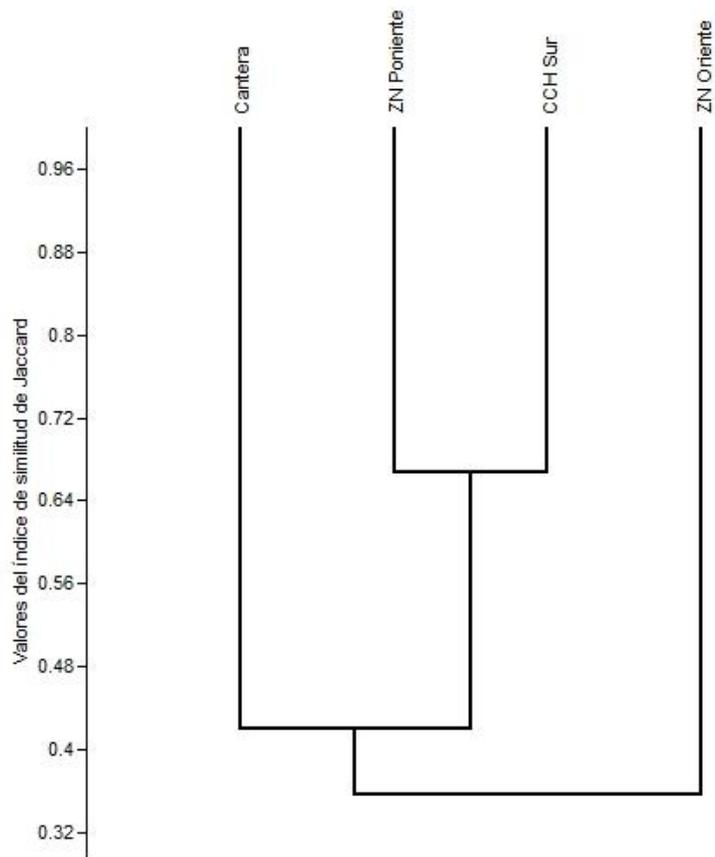


Figura 54. Dendrograma de similitud de Jaccard entre las zonas de estudio y la riqueza de parásitos.

En el dendrograma de similitud de Jaccard (Fig.54.), se observa que está más cercana la composición de especies de parásitos en los hospederos capturados del Colegio de Ciencias y Humanidades y los de la Zona núcleo poniente.

Discusión

En este trabajo capturamos un total de 80 animales y recolectamos 28 cadáveres de las instalaciones de Ciudad Universitaria.

No se logró la captura de individuos de zorra gris *Urocyon cinereoargenteus* esto posiblemente se debió a que esta especie tiene un número muy reducido de individuos en la REPSA, ya que en el estudio de García (2007) solo logró la captura de seis individuos recapturando solo tres animales en el periodo comprendido entre los años 2002 y 2003.

Se encontraron un total de 22 especies de parásitos en los mamíferos estudiados repartidos de la siguiente manera: nueve en perros, siete en gatos, diez en tlacuaches y seis en cacomixtles. Se realiza la discusión por cada especie de parásito y sus respectivos hospederos.

En el caso de la infección por el protozooario *Toxoplasma gondii*, se confirma la presencia y frecuencia actual por medio de la detección de anticuerpos contra *T. gondii* en sueros de perros, gatos y tlacuaches de la REPSA mediante la prueba de ELISA; no se logró detectar por esta técnica en sueros de cacomixtles. Además se demuestra la presencia del parásito en el caso de un perro por bioensayo en ratones Balb/c, al observar quistes tisulares con bradizoitos del pulmón de dichos ratones.

Las pruebas serológicas como el ELISA para la demostración específica de anticuerpos contra *T. gondii*, son las primeras técnicas a emplear para detectar la infección, tanto en animales domésticos, silvestres y humanos. Esto se debe a la persistencia por gran tiempo de los quistes tisulares y a que la detección de anticuerpos contra *T.gondii* es sugerente de infección. El hallazgo de anticuerpos en suero indica que el hospedador fue infectado en algún momento de su vida, en algunos hospedadores pueden persistir títulos elevados de anticuerpos por meses después de una infección (Montoya, 2002; Rico, 2005; Correa *et al*, 2006; Cedillo, 2009).

No se logró detectar en los tejidos de los animales de la REPSA mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), ya que aunque es considerada una técnica moderna altamente sensible y específica, tiene también limitaciones que pueden depender del tipo y tamaño de la muestra para analizar, del tiempo de almacenamiento y del protocolo de extracción de DNA. Además si el protozooario se encuentra localizado en zonas discretas del tejido u órgano, existe la posibilidad de que no sea detectado (Hyman *et al*, 1995; Montoya, 2002; Fowler y Miller, 2003; Rico, 2005; Cedillo, 2009)

La infección por *T. gondii* en mamíferos REPSA, fue diagnosticada en la zona hace 13 años mediante la técnica de fijación de complemento directo para detectar anticuerpos contra *T. gondii*, encontrando las siguientes frecuencias: perros (50%) en un caso positivo de dos sueros analizados, gatos (50%) en dos de cuatro sueros, tlacuaches (12%) en tres de 25 sueros y cacomixtles (18%) en dos de 11 sueros (Suzán, 1999; Suzán y Ceballos, 2005).

La frecuencia actual que se obtuvo en perros fue de 28.5%, en gatos de 50%, en tlacuaches de 15.4%. La diferencia de los valores entre las frecuencias obtenidas para perros ferales de la REPSA por Suzán y Ceballos (2005) y nuestro estudio, se puede deber al tamaño de las muestras analizadas y a la sensibilidad de las técnicas empleadas. Ya que los sueros de perros analizados en esta investigación fueron 14 encontrando a cuatro como sugerentes a la infección por *T. gondii*.

La frecuencia de los gatos positivos por *T. gondii* en el trabajo de Suzán y Ceballos (2005) y el nuestro, obtiene el mismo valor (50 %), lo que indica la permanencia de la infección en gatos ferales de la REPSA. Esto es de relevancia en el mantenimiento y dinámica de la infección por *T. gondii* en mamíferos de la reserva, ya que al ser los gatos los hospederos definitivos estos juegan un papel muy importante en el ciclo de vida del protozoario (Correa *et al*, 2006; Cedillo, 2009).

En el caso de los tlacuaches se obtuvieron valores de frecuencia muy semejantes en ambos estudios ya que Suzán y Ceballos (2005) mencionan que detectaron tres sueros positivos de 25 analizados con una frecuencia del 12%, mientras que en esta investigación se encontró cuatro sueros positivos de 26 analizados con una frecuencia del 15.4%, en este caso el tamaño de muestra si es comparable en los dos estudios y también nos indica que estos marsupiales son susceptibles a la infección por *T. gondii*.

La presencia de *Toxoplasma gondii* en perros y tlacuaches de la REPSA, se debe a que en esta reserva se mantienen poblaciones de gatos ferales que son hospederos definitivos del parásito así como de la presencia de ratas y ratones tanto nativos como introducidos que sirven como hospederos intermediarios. Los mamíferos ferales y silvestres se pueden infectar al ingerir alimento contaminado por heces de gato con ooquistes, o al capturar y alimentarse de roedores infectados. En el estudio de Granados (2008) documenta la presencia de restos de ratones de las especies *Reithrodontomys fulvescens*, *Peromyscus gratus* y *Mus musculus* en heces de perros y gatos de la REPSA.

El hallazgo de tlacuaches infectados en la reserva puede ser explicada por la contaminación de alimento por heces con ooquistes, o bien por un mecanismo que fue observado por Bettiol *et al.*, (2000) en el que demostró de manera experimental la infección por *T. gondii* en marsupiales de Tasmania Bandicoot *Perameles gunnii*; en dicho experimento se ofreció lombrices de tierra que fueron alimentadas con suelo contaminado con ooquistes de *T. gondii*, posteriormente se les ofreció este alimento a dos marsupiales que fueron negativos a la prueba de aglutinación de anticuerpos para *T. gondii*, estos animales murieron a los 11 y 14 días post infección, los hallazgos de necropsia fueron células necrosadas con aguda inflamación de tejidos y órganos, cambios en los músculos del corazón, hígado, pulmones, páncreas esto les indico una aguda toxoplasmosis; por lo que confirmaron que las lombrices pueden servir como hospederos paraténicos o de transporte para los ooquistes de *T. gondii*. Esto posiblemente esté sucediendo también con los tlacuaches de la REPSA, ya que estos animales son omnívoros de hábitos generalistas por lo que en su dieta incluye una amplia variedad de alimentos tanto vegetales como animales entre los que figuran una serie de invertebrados como artrópodos, caracoles y lombrices. Aunque este tipo de infección se debe confirmar con más estudios en la REPSA.

Este parásito tiene una gran importancia ya que causa abortos en ganado y en humanos, lesiones discapacitantes e incluso la muerte (Correa *et al*, 2006; Besné, 2006; Cedillo, 2009).

En el caso de los cacomixtles, no se logró obtener alguna muestra superior al punto de corte lo que sugiere la ausencia de infección por *T. gondii*. Aunque este parásito ya había sido detectado por Suzán y Ceballos (2005) con una frecuencia de (18%) en dos de 11 sueros analizados. Es muy posible que este parásito siga presente en los cacomixtles de la REPSA, ya que estos animales se alimentan de diferentes roedores que podrían servir portar quistes tisulares con bradizoitos. Se requiere continuar con más investigación respecto al tema.

Se encontraron cuatro especies de cestodos (*Dipylidium caninum*, *Taenia pisiformis*, *T. taeniaeformis* y *T. pencei*) en perros, gatos y cacomixtles de la REPSA.

El cestodo *D. caninum* se encontró en mamíferos ferales de la REPSA con una frecuencia en los perros (6.6%) y en gatos (25%) mediante necropsia, la presencia de este cestodo en los perros y gatos está asociada a la infestación por pulgas *Ctenocephalides felis*, *C. canis* y el piojo masticador *Trichodectes canis* ya que estos ectoparásitos están

involucrados en su ciclo de vida (Salas, 2006), dichos ectoparásitos los encontramos con frecuencias considerables en perros y gatos de la reserva.

Este cestodo ya había sido registrado en perros del Distrito Federal por diferentes autores con frecuencias que van del 1.2 hasta el 60% (Flores, 1955; Ríos, 1964; Styles, 1967; Cruz, 1971; Eguía *et al.*, 2005), las variaciones en estas frecuencias pueden estar dadas por el tamaño de la muestra de perros analizados, así como por la relación de la infestación de ectoparásitos que sirven como hospederos intermediarios.

Este cestodo tiene importancia en la medicina ya que puede parasitar al humano, aunque su pronóstico es benigno pues la infección es de carácter crónico y es tolerada por el hospedero y tiene buena respuesta al tratamiento antihelmíntico (Salas, 2006).

Otro cestodo que se encontró en perros ferales de la REPSA, fue *Taenia pisiformis* que presentó una mayor frecuencia (26.6%); este cestodo logra completar su ciclo de vida en el Pedregal de San Ángel porque existen poblaciones de conejos silvestres *Sylvilagus floridanus* los cuales son depredados por los perros ferales. Los conejos sirven como hospederos intermediarios de este parásito (Vera, 2006). Es importante resaltar que en este estudio se encontraron heces de perro que contenían pelo de conejo.

Este cestodo ya había sido documentado por otros autores en perros de la Ciudad de México, aunque con frecuencia mucho menores como es el caso de Cruz (1971) quien lo encontró en 7 de 105 perros analizados con una frecuencia del 6.66 % y Eguía *et al.*, (2005) que lo encontraron en 2 de 120 perros con una frecuencia del 1.6%. Los valores altos que obtuvimos con respecto a los estudios pasados pueden ser debido a la disponibilidad y la depredación de los conejos silvestres en la REPSA para los perros.

Se registró el hallazgo de *Taenia taeniaeformis* en el intestino delgado de un gato feral de la REPSA con una frecuencia del (12.5%). El ciclo de vida de este parásito requiere de ratones y ratas (Neveu, 1936; Quiroz, 1984; Foreyt, 2001); en donde se encuentra su larva antes conocida como *Cysticercus fasciolaris*, en el hígado de sus hospederos intermediarios; por lo que en la reserva del Pedregal, puede completar su ciclo. Los ratones de las especies *Reithrodontomys fulvescens*, *Peromyscus gratus* y *Mus musculus* al ser depredados por gatos (Granados, 2008); pueden participar en la dinámica de infección de este parásito. Se requiere realizar investigación respecto al tema para poder conocer su hospedero intermediario en la REPSA.

Este parásito ya había sido documentado en gatos del Distrito Federal por Flores (1955), el cual revisó 100 intestinos de gato encontrando positivos a 24 con una frecuencia del (24 %).

Se han reportado casos esporádicos de infección en humanos de Argentina, Checoslovaquia, Dinamarca y Taiwan (Nichol, *et al.*, 1981; Ekanayake, *et al.*, 1999; Al-Jashamy e Islam, 2007).

Por otra parte, en perros sacrificados en centros de control canino de la ciudad de México, algunos autores en distintos años han encontrado cestodos como *Taenia hydatigena* y *Echinococcus granulosos* con frecuencias que tuvieron un rango de 0.8% a 4.76%, analizando muestras de intestinos de perros en número considerable que fueron de 105 a 120 intestinos. En nuestro trabajo no se detectaron estas especies de cestodos, esto puede estar asociado a la ausencia de ganado tanto ovino como bovino y de rastros de los mismos animales en las cercanías de la Reserva del Pedregal, ya que estos animales domésticos forman parte de los ciclos de vida de estos parásitos (Styles, 1967; Cruz, 1971; Eguía *et al.*, 2005).

Se encontró una especie de cestodo en el intestino delgado de dos de cuatro cacomixtles que se les realizaron necropsia con una frecuencia del (50 %). Se determinó como *Taenia pencei* porque coinciden con el número de ganchos encontrados en el róstelo de los parásitos adultos, por las medidas de la longitud del estróbilo así como las longitudes y formas de los ganchos (Rausch, 2003). *Taenia pencei* es un nuevo registro para México.

Taenia pencei es descrita por Rausch (2003) de cacomixtles *Bassariscus astutus* del oeste de Texas, Estados Unidos, el menciona que es el primer cestodo del género *Taenia* conocido para la familia Procyonidae. El encuentra una frecuencia del (20%), ya que encontraron estos cestodos en tres de 15 animales revisados (Pence y Willis, 1978; Rausch, 2003).

El ciclo de vida de este cestodo involucra a ratones *Peromyscus maniculatus*, en los cuales se desarrolla su larva, en los músculos esqueléticos en la región de las escápulas. Las poblaciones de estos ratones se encuentran en varias regiones de México, incluyendo en la REPSA. Se debe realizar investigaciones dirigidas a la captura de los roedores de esta especie y de otras, para conocer más a detalle el ciclo de vida.

Con lo que respecta a los nematodos, se encontraron cinco especies: *Toxocara canis*, *T. cati*, *Ancylostoma caninum*, parasitando a perros y gatos; además de *Turgida turgida* y *Cruzia* sp., en tlacuaches.

Los nematodos *Toxocara canis* obtuvieron una frecuencia del (53.3%), ya que se registró en ocho de 15 perros analizados; este es un parásito común en perros de la ciudad de México; los perros se infectan al ingerir huevos larvados del parásito, en el caso de los cachorros las otras formas de infección es la prenatal, así como por la lactancia (Alba, 2006; Quiroz, 1984).

Las frecuencias con las que se han encontrado en perros de la Ciudad de México por otros autores van de 9.52 a 93 % (Flores, 1955; Ríos, 1964; Styles, 1967; Cruz, 1971; Eguía *et al.*, 2005) (Cuadro.4.). Esta variación en las frecuencias puede estar dada por el tamaño de muestra analizado, el tipo de muestra, así como por técnica de diagnóstico utilizada, si fue por hallazgo en la necropsia o por análisis de heces.

Al analizar las heces de los perros de la REPSA mediante McMaster se encontró un valor de 50 huevos de *T. canis* por gramo de heces. Esto es un dato de importancia ya que los perros al merodear por las áreas verdes de Ciudad Universitaria y defecar en dichos sitios, puede favorecer a la transmisión de estos parásitos a la gente que descansa y se recrea en estos lugares. *Toxocara canis* puede ocasionar en humanos cuadros clínicos de toxocariosis: el síndrome de larva migrans visceral y el de larva migrans ocular, el primero es producido cuando las larvas migran a través de los tejidos y el segundo cuando las larvas quedan enquistadas en los ojos (Alba, 2006).

Se encontró al nematodo *Toxocara cati* en gatos de la reserva con una frecuencia del (87.5 %) parasitando a siete de ocho felinos analizados. Los gatos de la reserva se infectan al ingerir huevos larvados del parásito, así como en el caso de las crías mediante la ingesta de la leche de las hembras (Foreyt, 2001).

Otra forma de adquirir al parásito es al ingerir ratas y ratones que sirven como hospederos paraténicos o de transporte, ya que en ellos la segunda larva migra y se encapsula en diferentes tejidos (Quiroz, 1984; Tay, 1984).

Este parásito ya había sido registrado en gatos del Distrito Federal con frecuencias del 42.5 al 50% (Flores, 1955; Martínez *et al.*, 2003).

Toxocara cati tiene importancia médica ya que en humanos causa la larva migrans visceral (Foreyt, 2001).

Al analizar las heces de los gatos mediante la técnica de McMaster se obtuvo una media de 1375 huevos por gramo de heces, siendo este un valor alto con respecto a los otros nematodos que encontramos.

Dada su frecuencia elevada en gatos de la Reserva del Pedregal, así como su elevado número de huevos por gramo de heces *Toxocara cati*, es un parásito que tiene un gran potencial para poder infectar a nuevos hospederos, entre ellos al hombre ya que cuando el gato defeca en ciertas áreas verdes y en areneros donde juegan los niños estos sitios se pueden volver focos favorables para una posible infección.

El nematodo *Ancylostoma caninum* se encontró en dos perros parasitados de 15 revisados con una frecuencia del 13.3 %, uno de los cuales se capturó en la Zona núcleo poniente y el otro en los alrededores del CCH sur.

Este nematodo algunos autores ya han documentado su frecuencia en perros de la Ciudad de México con rangos que van de 29.52% a 62.5% (Ríos, 1964; Styles, 1967; Cruz, 1971; Eguía *et al.*, 2005). La frecuencia encontrada en los perros de la REPSA es baja, comparándola con estos autores; al igual que con los nematodos anteriores, este valor puede estar influido por el tamaño de la muestra analizada.

Este nematodo tiene un ciclo de vida directo; los perros se infectan por vía oral, cutánea, placentaria y lactogénica; constituye una zoonosis por larva migrans cutánea. Su transmisión se favorece en suelos arenosos, húmedos y bien oxigenados, con rango de temperatura ambiental óptima de 23 -30°C, en donde el huevo que sale de las heces pasa por las etapas de L1, L2 y L3, esta última es la que puede infectar (Quiroz, 1984; Foreyt, 2001; Figueroa, 2006).

En Ciudad Universitaria y en la REPSA estas condiciones se pueden encontrar entre los meses de junio a octubre que es el periodo comprendido de lluvias reportado en la zona, además de que la temperatura oscila entre una mínima de 10°C y máxima 25°C con una media de 17.5°C (Orozco *et al.*, 2009). Estas condiciones además se pueden prolongar por algunos meses más, en ciertas zonas de Ciudad Universitaria como son las áreas verdes que se encuentran en los alrededores de la Unidad de Seminarios Ignacio Chávez o en los límites de la zona Núcleo Poniente con el CCH sur, en donde son sitios sujetos a riego durante todo el año, presentan árboles que pueden brindar sombra y amortiguar la temperatura del suelo, para permitir el desarrollo del nematodo hasta la L3. Es necesario realizar estudios específicos respecto al tema, para conocer la dinámica de este parásito en la REPSA.

En las heces de los perros analizadas encontramos una media de 1550 de huevos de *Ancylostoma caninum* por gramo de heces. Esta cantidad de huevos de parásito en heces de perros también es considerable, en la contaminación de las aéreas verdes de Ciudad Universitaria.

Figuroa (2006) menciona que las hembras de *Ancylostoma caninum*, pueden depositar diariamente de 10,000 a 28,000 huevos en estado de mórula que se eliminan en las heces.

El nematodo *Turgida turgida* se encontró alojado en las paredes del estómago de los tlacuaches, se hallaron 18 tlacuaches infectados de 22 revisados con una frecuencia del (81.8 %), se recuperaron un total de 1008 nematodos, con una abundancia promedio de 45.8 (Cuadro 9).

Estos parásitos ya habían sido encontrados en México, en los estados de Morelos con una frecuencia del (75 %) con 15 tlacuaches infectados de 20 revisados (Ortiz *et al*, 1989); en Veracruz con una frecuencia del (50%), en cinco infectados de diez revisados (Cañeda, 1997); en Guerrero con una frecuencia del (100%) en 11 tlacuaches infectados (Monet, 2002).

La frecuencia obtenida para los tlacuaches de la REPSA, se encuentran en los rangos de frecuencia de las otras localidades. Este es el primer registro del parásito para la REPSA.

Este es un parásito común en tlacuaches del género *Didelphis*, en algunas ocasiones provoca una úlcera en el epitelio gástrico que más tarde sufre una infección bacteriana secundaria (Gray y Anderson, 1982a); estos mismos autores encontraron que *T. turgida* se alimenta de la comida del estómago del tlacuache y que se unen a la pared del mismo cuando no está alimentándose. Estas úlceras fueron observadas en tlacuaches adultos de la REPSA.

Turgida turgida es una especie de ciclo de vida indirecto; las cucarachas como *Blattella germanica*, grillos y saltamontes pueden fungir como hospederos intermediarios (Anderson, 2000). Durante las necropsias de algunos de los tlacuaches de la REPSA se encontraron restos de artrópodos, uno de los cuales se identificó como el cara de niño *Stenopelmatus* sp., el cual puede servir como hospedero intermediario para este parásito, aunque se requieren más estudios para confirmarlo.

La media de huevos por gramo de heces obtenida por la técnica de McMaster fue de 38.

El otro nematodo es del género *Cruzia* sp., este se encontró alojado en el ciego de 16 tlacuaches infectados de 22 revisados con una frecuencia del (72.7 %), se recolectaron un total de 1067, obtenidos de 16 tlacuaches infectados de 22 revisados, con una abundancia media de 48.5. Este también es un nuevo registro para la REPSA.

En México se han encontrado dos especies *Cruzia americana* y *C. tentaculata*, los parásitos que encontramos en la REPSA deben de pertenecer a una de estas dos especies, pero por el momento solo se determinaron hasta nivel de género.

Las especies de este género se han encontrado en el caso de *C. tentaculata* en los siguientes estados: Morelos con una frecuencia del 20%, con cuatro tlacuaches infectados de 20 revisados (Ortiz *et al*, 1989) y Veracruz con 80, con ocho infectados de diez revisados (Cañeda, 1997). La especie *C. americana* se encontró en Guerrero en tres tlacuaches infectados de 11 revisados con una frecuencia del (27 %) (Monet, 2002).

La transmisión de *Cruzia* sp., es directa, no requiere de hospedadores intermediarios y no se conoce el enquistamiento dentro de los tejidos del hospedador; son organismos inoocuos patológicamente (Blumenthal *et al.*, 1976), aún cuando las infecciones masivas interfieren con la nutrición del hospedador y pueden producir algún grado de debilidad (Alden, 1995).

La media obtenida de hpgh por la técnica de McMaster fue de 292 huevos, este es el huevo de nematodo que más comúnmente se encuentra en las heces de los tlacuaches de la REPSA (Cuadro.11.)

Las cuatro especies de cestodos y las cinco de nematodos son nuevos registros de parásitos que infectan a perros, gatos, tlacuaches y cacomixtles en la REPSA y Ciudad Universitaria. De estos registros se destaca el de *Taenia pencei*, por ser un nuevo registro para México.

Se encontraron 12 especies de ectoparásitos en los mamíferos de la reserva, repartidas de la siguiente forma: cinco pulgas, tres piojos masticadores, tres ácaros y una garrapata.

Se encontraron pulgas de la especies *Ctenocephalides felis* en las cuatro especies de mamíferos estudiadas y *C. canis* solo se encontró en perros y en un tlacuache.

Las frecuencias de infestación por pulgas *Ctenocephalides felis* obtenidas en los hospederos de la REPSA fueron: Perros (40%) con seis perros infestados de 15

revisados; gatos (100%) con los ocho gatos infestados, tlacuaches (78.6%) con 59 infestados de 75 revisados y cacomixtles (60%) con seis infestados de 10 revisados.

La abundancia promedio con valores más altos entre los cuatro mamíferos la obtuvo el tlacuache con (7.74), le sigue el gato (5.62), ambos hospederos obtuvieron las frecuencias más altas, esta pulga es común en gatos domésticos, lo que se ve reflejado en el estudio. El encontrarla en tlacuaches con la mayor abundancia promedio y con una frecuencia considerable nos indica que estos marsupiales son susceptibles a la infestación por esta especie de ectoparásito.

La pulga *Ctenocephalides felis*, es considerada como muy eurixena esto quiere decir que puede parasitar diferentes especies de mamíferos incluso algunas aves (Ponce y Llorente, 1993); esto le ha permitido su fácil introducción a nuevas aéreas como es el caso de la REPSA.

En el caso de la pulga *C. canis* solo se recolectaron de los perros de tres perros parasitados ocho ejemplares y en el caso del tlacuache solo un ejemplar; por lo que nos indica que es una especie poco representada en número en estos mamíferos comparándola con *C. felis*.

La pulga *Ctenocephalides felis* y *C. canis* ya habían sido recolectadas y documentadas en estas especies de mamíferos en el Distrito Federal (Barrera, 1952; Ayala *et al.*, 1988; Rojas, 1991; Zenteno, 1990, García, 1994).

Barrera (1952) menciona que *C. canis* es una especie relativamente rara en el valle de México. Esto lo vemos reflejado con las muestras que se recolectaron de los mamíferos de la REPSA.

La pulga *Echidnophaga gallinacea* se encontró en gatos, tlacuaches y cacomixtles, pero los que tuvieron una mayor frecuencia fueron los tlacuaches (13.3%) y cacomixtles (20%). Esta pulga es parásita de aves tanto domésticas como silvestres, así como de ratones como *Peromyscus levipes* y *Liomys irroratus* (Acosta *et al.*, 2008; Quiroz, 1984). Su presencia en estos mamíferos de la REPSA puede estar dada por la depredación de aves silvestres o de los roedores antes mencionados.

Esta pulga ya ha sido documentada para tlacuaches y cacomixtles de Querétaro (Acosta *et al.*, 2008).

Barrera (1952) la menciona en un cacomixtle de Chapultepec y en perros del Distrito Federal.

La pulga *Plusaetis parus* solamente se encontró en tlacuaches con una frecuencia del (20%) en 15 tlacuaches infestados de 75 revisados, con una abundancia media de (0.26), dichos tlacuaches se capturaron del CCH sur, Zona núcleo Poniente y Cantera Oriente.

Esta especie ha sido encontrada en México principalmente en ratones silvestres de los géneros *Peromyscus*, *Megadontomys*, *Reithrodontomys*, *Baiomys*, *Neotomodon* (Acosta *et al*, 2008).

Los ratones de los géneros *Peromyscus* y *Reithrodontomys*, tienen especies que viven en la REPSA, es posible que la infestación de los tlacuaches por estas pulgas se deba a la interacción de los hospederos en espacios en comunes.

La pulga *Euhoplopyllus glacialis affinis* obtuvo una frecuencia del (25 %), esta pulga es parásita de conejos silvestres *Sylvilagus floridanus* y *S. cunicularius* (Acosta *et al.*, 2008) su presencia en gatos ferales puede ser explicada por la depredación de conejos silvestres por parte de estos felinos.

Las pulgas del género *Euhoplopyllus* muestran una preferencia de parasitar conejos y liebres, su distribución geográfica esta en correlación con la distribución de sus hospederos (Méndez y Del Pino, 1977). Granados Pérez (2008) documenta la depredación del conejo *Sylvilagus floridanus* por gatos de la REPSA, ya que encontró restos de estos animales en heces del felino.

Los dos gatos que portaban estas pulgas se capturaron en la Zona núcleo poniente, donde es común, encontrar heces y pelo de conejo entre la vegetación lo que nos indica que su presencia en este sitio.

Se encontraron solo tres especies de piojos: dos de perros ferales y uno de cacomixtle. Los piojos masticadores que se encontraron en perros tuvieron una frecuencia de *Trichodectes canis* (13.3%) ya que solo se encontraron en dos perros de 15 analizados, y *Heterodoxus spiniger* (60%) estos se encontraron nueve perros de 15 analizados.

Otero (2006) menciona que estos piojos son más frecuentes en animales jóvenes o en muy viejos, además es más común en perros de pelo largo y descuidado.

Se determinó hasta género la especie de piojo masticador *Neotrichodectes* sp., esto fue por no tener las claves para identificación a especie se utilizó la información de las claves para géneros de Emerson y Price (1975). Este piojo lo encontramos con una frecuencia del (70 %) en los cacomixtles de la REPSA, se recolectaron un total de 23 ejemplares de 7 animales infestados. Es posible que pertenezca a la especie de piojo *Neotrichodectes*

thoracicus ya que es la única especie de piojo masticador que se ha descrito para el cacomixtle, se requiere conseguir la clave para confirmarla.

La transmisión de piojos es por contacto directo de los hospederos, esto puede ser durante el cuidado de las crías, la lactancia, por dormir o descansar juntos los animales en la misma madriguera y durante el apareamiento (Otero, 2006).

Las especies de pulgas y piojos encontradas en los mamíferos de la REPSA, son nuevos registros para la reserva y para Ciudad Universitaria.

Con lo que respecta a los ácaros se encontraron cuatro especies, solamente en tlacuaches y cacomixtles.

Se recolectaron cuatro ácaros *Archemyobia inexpectatus* en muestras de cerumen de tlacuache con una frecuencia del 2.6%, en 2 hospederos de 75 que se revisaron. Los tlacuaches de donde se recolectaron estos ácaros se capturaron en la Zona núcleo poniente.

Este ácaro ya se había documentado recientemente en tlacuaches de la REPSA por Montiel *et al.* (2009), ellos mencionan que fue una especie muy abundante en la base del pelo de la parte dorsal del cuerpo.

Este ácaro fue descrito por primera vez por Jameson (1955), en tlacuaches *Didelphis virginiana* de la reserva y refugio de vida silvestre en Maryland.

Se requieren de estudios específicos sobre este ácaro para conocer su dinámica en los tlacuaches de la REPSA.

El ácaro *Pseudoschoengastia pedregalensis* se recolectó en muestras de cerumen de dos especies de hospederos de la reserva: un tlacuache con una frecuencia baja de 1.33%, ya que se revisaron 75 hospederos de esta especie, encontrando cuatro ácaros. También se halló en un cacomixtle con una frecuencia de 10%, en este caso se revisaron 10 cacomixtles y se encontró 2 ácaros.

Este ácaro también ya se había registrado en la zona, sobre ratones *Baiomys taylori*, *Peromyscus gratus* y la musaraña *Sorex saussurei* esta última la registraron recientemente en la Senda Ecológica del Museo Universum (Hoffmann, 1951; Montiel-Parra *et al.*, 2009), el presente estudio aporta información del tlacuache como hospedero para el ácaro en la REPSA.

El tlacuache y el cacomixtle son nuevos hospederos para este ácaro en la REPSA. Se debe de continuar realizando monitoreos de estos mamíferos, para conocer datos de su biología y dinámica en sus hospederos.

El ácaro *Ornithonyssus bacoti* se registró en dos tlacuaches parasitados de 75 que se revisaron, con una frecuencia del 2.6%, este ácaro es un caso especial, ya que aunque se encontró con una frecuencia baja, este se encuentra asociado con las causas de muerte por enfermedad en tlacuaches de la REPSA, ya que lo encontramos causando severa infestación en dos tlacuaches de la reserva, de los cuales se recolectaron más de 900 ejemplares.

Durante el examen de los cadáveres encontramos al ácaro *Ornithonyssus bacoti* asociado con pulgas *Ctenocephalides felis* y al realizar las necropsias encontramos una alta carga parasitaria de los siguientes nematodos, en el caso del tlacuache hembra se contó, 212 ejemplares de *Turgida turgida* en el estomago, 193 de *Cruzia* sp., en el ciego; además ambos tlacuaches tenían neumonitis y daño en hígado.

Este ácaro ha sido documentado causando prurito severo, anemia, debilidad, decremento en la reproducción y muerte en especímenes de laboratorio y roedores mascotas. Además de ser un vector del tifo murino y la fiebre Q (Dvorak *et al*, 2008).

Es posible que algunos roedores como la rata gris *Rattus norvegicus*, el ratón *Mus musculus* así como algunos roedores silvestres estén involucrados como hospederos de estos ácaros, aunque se requieren más estudios respecto al tema.

La especie *Ornithonyssus bacoti* ha sido encontrada en México en ratas *Rattus rattus* y ratones *Mus musculus* del Distrito Federal, Edo. De México, Morelos, San Luis Potosí (Hoffmann y López, 2000). También se ha encontrado sobre ratones silvestres de las especies *Liomys pictus*, *Oryzomys* sp. y *Peromyscus melanophrys* (Bassols 1981; Bassols de Barrera 1979).

El ácaro *Ornithonyssus bacoti* pueden afectar a humanos causando dermatitis y pápulas en aéreas de piel del cuello, hombros, cara y el tronco superior (Mahmoud y Vazirianzadeh, 2009).

Quintero y Juárez (2003) documenta la presencia de ácaros *O. bacoti*, en un departamento de la zona de Mixcoac, estos ácaros los recolectaron saliendo de un interruptor de luz, estos ácaros son capaces de desplazarse distancias considerables, por lo que su presencia en el departamento se asoció a la muerte de algún roedor cercano al

área. Se debe de continuar con investigaciones respecto a este ácaro y sus posibles asociaciones con los hospederos de la REPSA y otras áreas de la Ciudad de México.

Se recolectó una garrapata *Ixodes* sp., en un cacomixtle con una frecuencia del 10%. Esta garrapata ya había sido registrada recientemente por Montiel *et al.*, (2009) ellos mencionan la presencia de *Ixodes* sp., en ratones *Peromyscus gratus* y en el zorrillo *Spilogale putorius angustifrons*, los ejemplares que recolectaron eran larvas, por lo tanto tampoco las determinaron a especie ya que se requirieron ejemplares adultos. La garrapata que se obtuvo en este estudio le falta la primera pata derecha y se encuentra dañada del hipostoma por lo que solo se logró determinar hasta género.

Especies de garrapatas del género *Ixodes* ya han sido documentadas para el país parasitando al cacomixtle, como son los casos de *I. rubidus* por Hoffmann y López (2000) en Guanajuato e *I. cookei* por Montiel *et al.*, (2007) en Nuevo León.

Se deben realizar más estudios dirigidos hacia este ectoparásito para conocer que especie es, que otras especies de mamíferos infesta; además de que garrapatas de este género están implicadas en la transmisión de enfermedades de importancia médica tal es el caso de la enfermedad de Lyme.

Al describir la riqueza de especies por cada una de las zonas de estudio, se encontró que en el CCH sur y la Zona núcleo poniente tienen 18 especies de parásitos cada una en sus respectivos hospederos, le siguió la Zona núcleo oriente con 11 especies y la cantera con 8. Esto se corroboró al realizar el índice de similitud de Jaccard y su dendrograma respectivo, ya que se obtuvo un valor de $I_{j=}$ 0.71, lo que nos indica que hay un mayor número de especies de parásitos que se comparten entre los hospederos de estas zonas, esto se explica ya que los límites del CCH sur colindan con la Zona núcleo poniente y que tanto perros, gatos, tlacuaches y cacomixtles se mueven por ambos sitios en busca de alimento o madrigueras. Esto tiene también importancia médica ya que de los parásitos que tienen potencial para producir zoonosis se encontraron en perros y gatos de estas zonas dichos parásitos son: *Toxoplasma gondii*, *Dipylidium caninum*, *Toxocara canis*, *T. cati*, *Ancylostoma caninum*. Aunque también tiene interés médico la *Taenia taeniaeformis* y el ácaro *Ornithonyssus bacoti*.

Se encontró un valor de similitud moderado entre la Zona núcleo oriente y la Cantera, con un valor de $I_{j=}$ 0.46, esto nos indica que comparten entre ambas, casi la mitad de sus especies.

Al analizar el índice de similitud de Jaccard entre los diferentes hospederos que se trabajaron se encontró que entre cacomixtle y tlacuache comparten tres especies de ectoparásitos: las pulgas *Ctenocephalides felis*, *Echidnophaga gallinacea* y el ácaro *Pseudoschoengastia pedregalensis*, alcanzando un valor de similitud de $I_j = 0.23$. Este mismo valor se obtiene entre gatos y perros ferales, pero las especies que comparten son: el protozoario *Toxoplasma gondii*, el cestodo *Dipylidium caninum* y la pulga *Ctenocephalides felis*.

La relación entre tlacuache y gato, también comparten tres especies, pero su valor de similitud es $I_j = 0.21$. En el caso de la relación entre tlacuache y perro también se comparten tres especies de parásitos con un valor de similitud de $I_j = 0.18$. Estas relaciones nos indica que tanto perros como tlacuaches, pueden adquirir los parásitos del gato el protozoario *Toxoplasma gondii* y la pulga *Ctenocephalides felis*. Pero también nos refleja que el tlacuache es susceptible de adquirir parásitos de gatos y perros ferales.

El valor de similitud entre cacomixtle y gato fue de $I_j = 0.18$ y comparten a las pulgas *Ctenocephalides felis* y *Echidnophaga gallinacea*. En el caso de la relación cacomixtle perro el valor de similitud fue bajo ya que ambos son parasitados por la pulga *Ctenocephalides felis*.

En este estudio se observó que la pulga *Ctenocephalides felis* se encuentra en estos cuatro hospederos y en las cuatro zonas de estudio, mientras que *Toxoplasma gondii* se detecto solo en tres hospederos, aunque esto no limita de que sea posible encontrarlo en el cacomixtle con realizando más estudios, este parásito también se detecto en hospederos de las cuatro zonas de estudio.

La similitud entre la riqueza de parásitos y sus hospederos esta en relación de varios aspectos: el contacto entre hospederos en un área y tiempo determinado, tipos de hábitos alimentarios, relación filogenética de los hospederos, si el parásito es permanente o accidental, si sólo parasitan una especie de hospedero (monoxeno) o si requieren para completar su ciclo de vida a un hospedero definitivo y varios intermediarios (polixenos).

Este estudio da un panorama general de algunos de los parásitos que se encuentran en mamíferos silvestres y ferales de la REPSA. Pero se requiere continuar realizando el inventario de los parásitos y sus hospederos, realizar estudios específicos enfocados a entender los procesos tanto epidemiológicos como ecológicos, para así conocer la dinámica de las comunidades de parásitos que se encuentran en mamíferos que habitan en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, con la finalidad de participar en el

diseño de programas de manejo y control de especies ferales así como planes de recuperación de especies de mamíferos silvestres.

Conclusiones

En este estudio se cumplió con el objetivo planteado que fue el de determinar la frecuencia y riqueza de algunos parásitos en cuatro especies de mamíferos ferales y silvestres de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Se documenta la presencia de 22 especies de parásitos en mamíferos ferales y silvestres que habitan en la REPSA.

Se aportan datos actuales de frecuencias de estos parásitos en sus hospederos.

Se contribuye con nuevos registros de cestodos, nematodos, pulgas, piojos y ácaros de perros, gatos, cacomixtles y tlacuaches para la Reserva Ecológica, el Distrito Federal y México.

Se aporta información sobre la presencia actual de mamíferos seropositivos a *Toxoplasma gondii* en esta reserva.

Con los registros obtenidos se observa que el tlacuache es el que tiene el mayor número de especies de parásitos entre estos mamíferos, además de ser una especie susceptible a parásitos de otros hospederos.

Se observa que la pulga *Ctenocephalides felis*, es el parásito que se encuentra con mayor frecuencia en las cuatro áreas de estudios y en estos cuatro hospederos.

Se observa un valor de similitud de Jaccard moderado entre tlacuaches y cacomixtles, compartiendo tres especies de pulgas.

Se detecta que entre gatos y perros de la reserva se comparten tres especies de parásitos y que ambos portan especies de importancia en la salud pública.

Existen parásitos en los mamíferos de la REPSA con potencial para provocar zoonosis, las cuales son: *Toxoplasma gondii*, *Dipylidium caninum*, *Toxocara canis*, *T. cati* y *Ancylostoma caninum*.

Se detecta que en la Zona núcleo poniente y el CCH sur es donde se encontraron un mayor número de especies de parásitos así como un mayor valor de similitud de Jaccard.

Referencias

1. ABAD IC. Estudio histopatológico de los pulmones del “tlacuache” *Didelphis virginiana californica* con *Paragonimus mexicanus* en México. (Tesis de licenciatura). México DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1989.
2. ACOSTA R, MORRONE JJ. Clave ilustrada para la identificación de los taxones supraespecíficos de SIPHONAPTERA de México. Acta Zoológica Mexicana (nueva serie), 2003; 089:39-53.
3. ACOSTA R, FERNÁNDEZ JA. Pulgas (Insecta: Siphonaptera) Fauna de pulgas asociada a mamíferos. En: FERNÁNDEZ JA, LÓPEZ-DOMINGUEZ JC, editores. Biodiversidad del Parque Nacional Malinche Tlaxcala, Tlaxcala, México, 2006.
4. ACOSTA R, FERNÁNDEZ JA, LLORENTE-BOUSQUETS J, JIMENEZ MC. Catálogo de pulgas (Insecta: Siphonaptera) Catálogo 1 Volumen 2. México: Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, 2008.
5. AGUIRRE A, GUERRERO R. Mexico, Central and South America. En: CHOWDHURY N, AGUIRRE AA, editors. Helminths of Wildlife. Enfield, NH, USA: Science Publishers, Inc. 2001.
6. ALBA HF, Manual de Prácticas de Parasitología Veterinaria. México: Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, Universidad Nacional Autónoma de México. 1994.
7. ALBA HF. Toxocariosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. Enfermedades parasitarias en perros. México: Editorial CASTDEL. 2006:261-272.
8. ALDEN, KJ. Helminths of the opossum *Didelphis virginiana*, in Southern Illinois, with a compilation of all helminthes reported from this host in North America. J Helm Soc Wash 1995; 62 (2):197-208.
9. AL-JASHAMY K, ISLAM MN. Morphological study of *Taenia taeniaeformis* scolex under scanning electron microscopy using hexamethyldisilazane. Annals of microscopy. 2007; 7:80-83.
10. ÁLVAREZ RJG, MEDELLÍN RA, OLIVERAS DE ITA A, GÓMEZ DE SILVA H, SÁNCHEZ O. Animales exóticos en México: una amenaza para la biodiversidad. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Instituto de Ecología, UNAM, Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2008.
11. AMBIA MJ. Incidencia de *Trichinella spiralis*, en perros de la ciudad de México (Tesis de licenciatura). México DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1974.
12. ANAYA SMG, CRUZ I, HEREDIA JM, LECUMBERRI J. Frecuencia de géneros y especies de coccidias en heces de gato en México, Veterinaria México 1997; 28(1):63- 67.
13. ANDERSON RC. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. U.K: C.A.B. International, 1992.
14. ANDERSON RC. Nematodes parasites of vertebrates. Their development and transmission. 2° Ed. Wallingford, U.K: C.A.B. Publishing, 2000.

15. ARANDA SJM, MARTINEZ DEL RIO MC, COLMENERO RLC, MAGALLÓN SVM. Los mamíferos de la Sierra del Ajusco. México: Comisión Coordinadora para el Desarrollo Agropecuario del Distrito Federal, 1980.
16. ARIZMENDI MC, ESPINOSA A, ORNELAS F. Las aves del Pedregal de San Ángel. En: ROJO A, compilador. Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel": Ecología, Historia Natural y Manejo. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1994:239-260.
17. AYALA BR, MORALES MJC, WILSON N, LLORENTE BJE, PONCE UHE. Catálogo de las pulgas (Insecta: Siphonaptera) en el Museo de Zoología, Catálogo 1 Volumen 1. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1988.
18. BARRATT, DG. Predation by house cats, *Felis catus* (L.), in Canberra, Australia. I. Prey composition and preference. *Wildlife Research* 1997; 24:263-277.
19. BARRERA VMA. Siphonaptera de la Cuenca de México (tesis de licenciatura). México DF: Instituto Politécnico Nacional, 1952.
20. BARRÓN RMR. Contribución al estudio de la incidencia de las Coccideas en perros de México D.F. (Tesis de licenciatura). México DF: Universidad Nacional Autónoma de México. 1971.
21. BASSO W, VENTURINI MC, MORE G, QUIROGA A, BACIGALUPE D, UNZAGA JM *et al.* Toxoplasmosis in captive Bennett's wallabies (*Macropus rufogriseus*) in Argentina. *Veterinary Parasitology*. 2007; 144(1-2):157-161.
22. BASSOLS IB. Mesostigmatid ectoparasites of mammals in México. En: RODRIGUEZ JG, editor. *Recent Advances in Acarology Vol.2*. New York: Academic Press, 1979: 475-480.
23. BASSOLS IB. Catálogo de los ácaros Mesostigmata de mamíferos de México. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas* 1981; 14:35-46.
24. BESNÉ MA. Frecuencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* y su relación con factores de riesgo en gatos de la ciudad de México (tesis de licenciatura). México DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2006.
25. BESNÉ MA, FIGUEROA CJA, QUIROZ RH, RAMIREZ GA, RAMOS ME. Manual de Prácticas de Laboratorio de Parasitología. México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. 2005.
26. BETTIOL SS, OBENDORF DL, NOWARKOWSKI M, MILSTEIN T, GOLDSMID JM. Earthworms as paratenic hosts of Toxoplasmosis in Eastern Barred Bandicoots in Tasmania. *Journal of Wildlife Diseases*. 2000; 36 (1):145-48.
27. BLUMENTHAL EM, KIRKLAND GJ Jr. The biology of the opossum, *Didelphis virginiana* in Southcentral Pennsylvania. *Proc. Penn. Acad. Sci.* 1976; 50:81-86.
28. BRAVO HM, CABALLERO D. Catálogo de la colección del Instituto de Biología. Addenda I. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx. Ser.Zool.* 1979; 50: 443-468.

29. BUSH AO, LAFFERTY KD, LOTZ JM, SHOSTAK AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *J Parasitol* 1997; 83 (4) 575-583.
30. CABALLERO EC. Nematodos de algunos vertebrados del valle del Mezquital, Hidalgo. *An. Inst. Biol. Univ. Nac .Autón. Méx. Ser. Zool* 1937; 8:189-193.
31. CABALLERO EC, PEREGRINA DI. Nematodos de mamíferos de México I. *An. Inst. Biol. Univ. Nac .Autón. Méx. Ser. Zool* 1938; 9: 89-306.
32. CABALLERO EC, BRAVO HM, CERECERO MC. Estudios helmintológicos. Tremátodos de mamíferos 1. *An. Inst. Biol. Univ. Nac .Autón. Méx.* 1944; 15: 59-72.
33. CAÑEDA GIC. Parasitos de tres especies de marsupiales de la estación “Los Tuxtlas” y algunas zonas cercanas, Veracruz, México (Tesis de licenciatura). México DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1997.
34. CAÑEDA GIC, CHAMBRIER A, SCHOLZ T. *Thaumasioscolex didelphidis* n. gen., n. sp. (Eucestoda: Proteocephalidae) from the black eared opossum *Didelphis marsupialis* from Mexico, the first proteocephalidean tapeworm from a mammal. *J Parasitol* 2001; 87:639-646.
35. CASTAÑEDA BJA. Frecuencia de *Dipylidium caninum* en gatos necropsiados en los antirrábicos del D.F. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1992.
36. CASTELLANOS MG. Sobre el ámbito hogareño y hábitos alimentarios de un carnívoro en un ambiente suburbano. El Cacomixtle (*Bassariscus astutus*) en la Reserva Ecológica “El Pedregal de San Ángel”. Ciudad Universitaria. México, D.F. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2006.
37. CEBALLOS S, GALINDO C. Mamíferos Silvestres de la Cuenca de México. México: Limusa, 1984.
38. CEBALLOS G, OLIVA G, coordinadores. Los Mamíferos Silvestres de México. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Fondo de Cultura Económica, 2005.
39. CEDILLO PC. Determinación de genotipos de *Toxoplasma gondii* en fauna silvestre en México (tesis de maestría). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009.
40. CHAVARRÍA CM. Platelminfos determinados en animales domésticos de México. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* 1940; 1 (2):97-102.
41. CHÁVEZ CJ, CEBALLOS G. Historia Natural Comparada de los Pequeños Mamíferos de la Reserva El Pedregal. En: ROJO A, compilador. Reserva Ecológica “El Pedregal de San Ángel: Ecología, Historia Natural y Manejo” México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1994.
42. CHÁVEZ CH, GURROLA HMA. Avifauna. En: LOT A, CANO S, editores. Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009.

43. COFFIN DL. Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria. México: Editorial La Prensa Medica Mexicana 1977.
44. CORREA BMD, CAÑEDO SI, ORTIZ ALB, MEZA LA, COBALLASE UE, RICO TC, MEDINA EE, MANDUJANO MA, MEDINA FY, HERNÁNDEZ IJL, LUNA PH. Manual de Procedimientos de Laboratorio. Curso Teórico Práctico de Inmunología y Biología Molecular de Parásitos. México: Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto Nacional de Pediatría, 2004.
45. CORREA BMD, COBALLASE UE, CAÑEDO SI, RICO TC. Toxoplasmosis. En: FLISSER A, PÉREZ TR, editores. En: Flisser A, Pérez TR, editores. Aprendizaje de la parasitología basado en problemas. México: Editores de Textos Mexicanos, 2006: 355-367.
46. CORREA CO. Incidencia de *Trichinella spiralis* en gatos del Distrito Federal (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1962.
47. CRUZ RA. Frecuencia de algunos helmintos parásitos de perros (*Canis familiaris* Linnaeus, 1758) del Distrito Federal, México (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1971.
48. CRUZ RA, CAMARGO CB. Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. México: UNAM, PUIS, Plaza y Valdés, 2001.
49. DE ALUJA AS. Toxoplasmosis. Estudio anatomo-patológico de un caso en perro. Veterinaria. 1970; I (3): 9-12. 1970.
50. DIETZ HH, HENRIKSEN P, BILLE-HANSEN V, HENRIKSEN SA. Toxoplasmosis in a colony of new world monkeys. Vet Parasitol 1997; 68(4): 299-304.
51. DIEZ BP, DIEZ BN, MORRONGO PMP. Nematodosis: Toxocarosis, toxascariosis, ancilostomatidosis, tricurirosis, estrogiloidosis, espirocercosis y olulanosis. En: CORDERO DCM, ROJO VFA, coordinadores. Parasitología Veterinaria. España: McGraw-Hill, Interamericana, 1999.
52. DOUGLAS JR, Beker NR. The chronology of experimental intrauterine infection with *Toxocara canis* (Werner, 1782) in the dog. J Parasitol 1959; 45:43-44.
53. DUBEY J.P. Toxoplasmosis. J American Veterinary Medical Ass 1994; 205:1593-1598.
54. DURDEN LA, KLOMPEN JSH, KEIRANS JE. Parasitic arthropods of sympatric opossum, cotton rats y cotton mice from Merrit Island, Florida. J. Parasitol 1993; 79 (2): 283-286.
55. DVORAK G, RAVID-SPICKLER A, ROTH J.A. Handbook for zoonotic diseases of companion animals. USA: The Center for Food Security and Public Health. Iowa State University. Bayer Healthcare, Animal Health, 2008.
56. EGUÍA AP, CRUZ RA, MARTÍNEZ MJJ. Ecological analysis and description of the intestinal helminths present in dogs in Mexico City. Vet Parasitol 2005; 127: 139-146.

57. EKANAYAKE S, WARNASURIYA ND, SAMARAKOON PS, ABEWICKRAMA H, KURUPPUARACHCHI ND, DISSANAIKE AS. An unusual "infection" of a child in Sri Lanka with *Taenia taeniaeformis* of the cat. *Ann Trop Med Parasitol.* 1999; 93 (8): 869-873.
58. EMERSON KC, PRICE RD. Mallophaga of Venezuelan Mammals. *Brigham Young Univ Sc Bull* 1975; 20(3):1-77.
59. EMMONS LH, FEER F.. Neotropical rainforest mammals. 2nd ed. Chicago, Illinois: The University of Chicago Press, 1997.
60. EPIPHANIO S, GUIMARARAES MABV, FEDULLO DL, CORREA SHR, CATAO-DIAS JL. Toxoplasmosis in golden-headed lion tamarins (*Leontopithecus chrysomelas*) and emperor marmosets (*Sanguinus imperator*) in captivity. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine.* 2000; 31(2): 231-235.
61. EVANS RH. Racoons and Relatives. En: HEARD D, editor. *Zoological Restraint and Anesthesia.* International Veterinary Information Service (www.ivis.org). 2002.
62. FIGUERAS MS. Análisis de conglomerados o cluster [online] 2001, 5campus.org, Estadística [cited April 2010] Available from: <http://www.5campus.org/leccion/cluster>
63. FIGUEROA CJA. Ancilostomosis y uncinariosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. *Enfermedades parasitarias en perros.* México: Editorial CASTDEL. 2006: 281-287.
64. FLORES BL. Helminthos de los perros *Canis familiaris* y gatos *Felis catus* en la Ciudad de México. *An. Esc. Nac. Cienc. Biol.* 1955; VIII (3-4) 159-202.
65. FOREYT WJ. *Veterinary Parasitology Reference Manual.* Iowa, USA: Blackwell Publishing, 2001.
66. FOWLER ME, MILLER RE. Editors. *Zoo and wild animal medicine.* 5th ed. Philadelphia, USA: Saunders. 2003.
67. FURMAN DP, CATTS EP. *Manual of medical entomology.* 4th ed. New York: Cambridge University Press, 1982.
68. GALINDO LC, WEBER M. *El venado de la sierra madre occidental. Ecología, manejo y conservación.* México: EDICUSA-CONABIO, 1998.
69. GARCÍA E. Datos de la carta de climas hoja de México, según el sistema climático de Köppen, modificado por la autora. México: CONABIO, Estadigrafía, 1997.
70. GARCIA FT. Determinación de géneros y especies de pulgas de gatos en la delegación Tlalpan del Distrito Federal. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1994.
71. GARCÍA PL. Estudio taxonómico de algunos cestodos de vertebrados de México (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1986.
72. GARCÍA PL, PÉREZ PG, OSORIO SD. Helminthos y sus huéspedes mamíferos en la Colección Nacional de Mamíferos. In: *Aportaciones al conocimiento y conservación de los*

mamíferos mexicanos. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2010:233-238. En prensa.

73. GARCÍA PMN. Sobre el ámbito hogareño y hábitos alimentarios de un carnívoro en un ambiente suburbano. La zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) en la Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel". Ciudad Universitaria. México, D.F. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2007.

74. GARDNER AL. The systematics of the genus *Didelphis* (Marsupialia: Didelphidae) in North and Middle America. Spec. Pub. Mus. Texas Tech, 1973; 4:1-81.

75. GEORGI G. Parasitología en clínica canina. México: McGraw-Hill, 1994.

76. GÓMEZ OR. Contribución a la determinación de la incidencia de *Trichuris vulpis* en perros del Distrito Federal (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1971.

77. GRANADOS PY. Ecología de mamíferos silvestres y ferales de la Reserva Ecológica "El Pedregal": Hacia una propuesta de manejo. (Tesis de Maestría). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2008.

78. GRAY JB, ANDERSON RC. Observations on *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) (Nematoda: Physalopteroidea) in the American opossum (*Didelphis virginiana*). J Wildl Dis 1982a; 18(3):279-285.

79. GRAY JB, ANDERSON RC. Development of *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) (Nematoda:Physalopteroidea) in the opossum (*Didelphis virginiana*). Can. J. Zool. 1982b; 60(6): 1265–1274.

80. GUTIÉRREZ, FI. Estudio de helmintos parásitos de algunos animales del Parque Zoológico de Chapultepec, México, D.F. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1966.

81. HALL ER. The Mammals of North America. Vol. 2. New York: John Wiley & Sons, 1981.

82. HOFFMANN A, LÓPEZ CG. Biodiversidad de los ácaros de México. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad, Universidad Nacional Autónoma de México, 2000.

83. HOFFMANN A. Contribuciones al conocimiento de los trombiculidos mexicanos (4ª parte). Ciencia 1951; XI (3-4): 97-103

84. HOFFMANN A. Los trombiculidos de México (Acarida: Trombiculidae). Publicaciones especiales 2. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1990.

85. HOLMES JC. Parasites as threats to biodiversity in shrinking ecosystems. Biodiversity Conserv 1996; 5:975-983.

86. HORTELANO MY, CERVANTES FA, TREJO A. Mamíferos silvestres. En: LOT A, CANO S, editores. Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009.

87. HUBBARD CA. Mexican jungle and desert fleas with three new descriptions. *Entomol News* 1958; 69:161-166
88. HYMAN JA, JOHNSON LK, TSAI MM, O'LEARY TJO. Specificity of polymerase chain reaction identification of *Toxoplasma gondii* infection in paraffin-embedded animal tissues. *J Vet Diagn Invest* 1995; 7(2): 275-278.
89. JAMESON EW. A summary of the genera of Myobiidae (Acarina). *J Parasitol*, 1955; 41:407-415.
90. JARAMILLO ACJ, MARTÍNEZ MJJ. *Epidemiología veterinaria*. México: Manual Moderno, 2010.
91. KHALIL LF, A. JONES A, BRAY RA. *Keys to the Cestode parasites of vertebrates*. Cambridge, UK: CAB International, 1994.
92. KING JM, ROTH JL, DODD DC, NEWSON ME. *The necropsy book*. Illinois USA: Charles Louis Davis, DVM Foundation Publisher, 2005.
93. KRANTZ GW. *A manual of acarology*. 2nd ed. Oregon State University Book Stores. 1978
94. KREBS CJ. *Ecología. Estudio de la distribución y la abundancia*. 2^a ed. México: Oxford University Press México, 2000.
95. LAMOTHE AR. Trematodos de mamíferos 1. Redescipción de *Rhopalias macracanthus* Chandler, 1932 y algunas consideraciones sobre el género. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx., Ser. Zool* 1978; 49 (1): 25-34.
96. LAMOTHE AR. Hospederos definitivos e intermediarios de *Paragonimus mexicanus*, Miyasaki e Ishii, 1968 en México. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx., Ser Zool* 1981; 52:39-44.
97. LAMOTHE AR. *Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres*. México DF: A.G.T. Editor, S.A., 1997.
98. LAMOTHE AR, PINEDA LR, MEAVE GO. Infección natural de *Paragonimus mexicanus* en *Didelphis virginiana californica* en Colima, México. *An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx., Ser. Zool* 1981; 52:45-50.
99. LAMOTHE AR, CABALLERO DJ, PINEDA LR, MEAVE GO. Hallazgo de *Paragonimus mexicanus* en un nuevo hospedero y una localidad en México. *Universidad y Ciencia* 1985; 2(3):41-45.
100. LAMOTHE AR, GARCIA PL, OSORIO SD, PEREZ PDLG. *Catálogo de la Colección Nacional de Helmintos*. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1997.
101. LEIBY DA, SCHAD GA, DUFFY CH, DARWIN MK. *Trichinella spiralis* in an agricultural ecosystem. III. Epidemiological investigations of *Trichinella spiralis* in resident wild and feral animals. *J Wildl Dis* 1988; 24(4) pp 606-609.
102. LEOPOLD, A.S. *Wildlife of Mexico. The game birds and mammals*. Berkeley: University of California Press. 1959.

103. LOT A, editor. Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de Ciudad Universitaria. Reglamento Interno. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2006.
104. LOT A, coordinador. Guía Ilustrada de la Cantera Oriente, Caracterización Ambiental e Inventario Biológico. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2007.
105. MARTIN GR, TWIGG LE, ROBINSON DJ. Comparison of the diet of feral cats from rural and pastoral Western Australia. *Wildlife Research* 1996; 23: 475-484.
106. MARTÍN MMP, DÍEZ BP, DÍEZ BN. Malofagidosis, anopluridosis y sifonapteridosis. En: CORDERO DCM, ROJO VFA, coordinadores. *Parasitología Veterinaria*. España: McGraw-Hill, Interamericana, 1999.
107. MARTINEZ B, VÁZQUEZ TO, ROMERO CR, GUTIÉRREZ CEM, ARMANCIO CO. The prevalence of *Toxocara cati* in domestic cats in Mexico City. *Vet Parasitol* 2003; 114(1):43-49.
108. MARTÍNEZ FAR, CORDERO DCM. El parasitismo y otras asociaciones biológicas. Parásitos y hospedadores. En: CORDERO DCM, ROJO VFA, coordinadores. *Parasitología Veterinaria*. España: McGraw-Hill, Interamericana, 1999; 22-38.
109. MAZZOTTI, L. Datos sobre cisticercosis en México. *Rev. Inst. Salubr. Enferm. Trop* 1944; 5 (4): 238-392.
110. McCALLUM H, DOBSON A. Detecting disease and parasite threats to endangered species and ecosystems. *Trends in Ecology and Evolution* 1995; 10:190-194.
111. McCHESNEY GL, TERSHY BR. History and status of introduced mammals and impacts to breeding seabirds on the California Channel and northwestern Baja California islands. *Colonial Waterbirds*. 1998; 21(3):335-347.
112. McMANUS JJ. *Didelphis virginiana*. *Mammalian species* 1974; 40:1-6.
113. MEEK PD. The movement, roaming behavior, and homerange of free-roaming domestic dogs, *Canis lupus familiaris*, in coastal New South Wales. *Wildlife Research* 1999; 26: 847-860.
114. MELLINK E. The status of *Neotoma anthonyi* (Rodentia, Muridae, Cricetinae) of Todos Santos Islands, Baja California, Mexico. *Bulletin of the Southern California Academy of Science* 1992;91 (3):137-140.
115. MÉNDEZ DE LA CRUZ FR, DIAZ DE LA VEGA PAH, JIMENEZ AVH. Herpetofauna. En: LOT A, CANO S, editores. *Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel*. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009
116. MENDEZ E, DEL PINO ER. The presence of *Euhoplopsyllus glacialis exoticus* in Ecuador (SIPHONAPTERA:PULICIDAE). *Pacific Insects* 1977; 17 (2-3):257-260
117. MITTERMEIER RA, GOETTSCHE C. La importancia de la diversidad biológica de México. En: SARUKAN J, DIRZO R, editores. *México ante los retos de la biodiversidad*. México: Conabio, 1990.

118. MIYAZAKI I, ISHII Y. Studies on the mexican lung flukes, with special reference to a description of *Paragonimus mexicanus* sp. (Trematoda: Troglotrematidae). Jap J Parasitol 1968; 17 (5):445-453.
119. MIYAZAKI I, KIFUNE T, LAMOTHE AR. Taxonomical and biological studies on the lung flukes of Central America. Occass Publ Fukuoka Univ 1980; 2:1-80.
120. MONET MA. "Nematodos parásitos del Tlacuache *Didelphis virginiana* Kerr 1792, de dos localidades de Guerrero, México." (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2002.
121. MONSIVAIS AMBG. Estudio sobre algunos nematodos de mamíferos (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1958.
122. MONTIEL PG, FUENTES MH, VARGAS M. Primer registro de *Ixodes cookei* (Acari: Ixodidae) para México. Rev Mex Biodiv 2007; 78:205-206.
123. MONTIEL PG, PAREDES LR, GUZMAN CC, HORTELANO MY, PEREZ TM. Ácaros asociados a vertebrados. En: LOT A, CANO S, editores. Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009; 385-393.
124. MONTOYA JG. Laboratory diagnosis of *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis. J Infect Dis 2002; 185 (Suppl 1): S73-82.
125. MORENO CE. Métodos para medir la biodiversidad. M y T- Manuales y Tesis SEA. Zaragoza: ORCYT/UNESCO y SEA, 2001.
126. NAVA VV. *Bassariscus astutus* (Lichtenstein, 1830) Cacomixtle. En: CEBALLOS G, OLIVA G, coordinadores. Los Mamíferos Silvestres de México. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Fondo de Cultura Económica, 2005; 408-410.
127. NEGRETE YA. Los Mamíferos Silvestres de la Reserva Ecológica El Pedregal (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1991
128. NEGRETE YA, SOBERÓN J. Los mamíferos silvestres de la Reserva Ecológica El Pedregal. En: ROJO A, compilador. Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel": Ecología, Historia Natural y Manejo. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1994:219-228.
129. NEVEU L. Traité d' Helminthologie Médicale et Vétérinaire. Paris, France: Vigot Frères, Editeurs. 1936.
130. NICHOL S, BALL S, SNOW KR. Prevalence of intestinal parasites in feral cats in some urbana reas of England. Vet Parasitol 1981; 9(2): 107-110.
131. NOWAK RM. Walkers Mammals of the World, 5th ed. Baltimore, Maryland, USA: The Johns Hopkins University Press, 1991.
132. NUÑEZ GA. Los mamíferos del Orden Carnivora en Michoacán. Michoacán, México: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Coordinación de la investigación científica, 2002.

133. OLSEN OW. Animal parasites. Baltimore, Maryland, USA: Park Press, 1974.
134. OLSEN OW. Animal parasites, their life cycles and ecology. 3rd ed. USA: Universal Park Press. 1979.
135. OROZCO SA, GAMBOA DBA, BARRADAS MVL. La diversidad funcional del ecosistema. En: LOT A, CANO S, editores. Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 2009:297:318.
136. ORTIZ VAL, A.A. SÁNCHEZ AA, SANTILLAN AS. Helmintofauna del “tlacuache” *Didelphis virginiana* en los municipios de Cuernavaca y Tepoztlán, Morelos. Memorias del Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria CONAPAVET, 1989 octubre 25-27; Aguascalientes (Ags.) México.
137. OSORNO ME. *Babesia canis* en perros en México. Revista Técnica Pecuaria, México, 1974; 26: 36-40.
138. OTERO NJ. Ptitiraterosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. Enfermedades parasitarias en perros. México: Editorial CASTDEL. 2006:245:250.
139. PENCE DB, WILLIS KD. Helminths of the ringtail, *Bassariscus astutus*, from west Texas. J Parasitol 1978; 64:568-569.
140. PÉREZ PG, GARCÍA PL. Diversidad de helmintos parásitos de vertebrados silvestres de México. Biodiversitas 2001;37:7-11.
141. POGLAYEN-NEUWALL I, TOWEILL DE. *Bassariscus astutus*. Mammalian species 1988; 327:1-8.
142. PONCE UHE, LLORENTE BJ. Distribución de los Siphonaptera de la sierra Atoyac de Álvarez, Guerrero. An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx. (Publicación especial) 1993:1-73.
143. PRADO AJD. Estudio taxonómico de 10 especies de Acantocéfalos (Acanthocephala, Rudolphi, 1801) de vertebrados de México. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1993.
144. PRADO R. Descripción del parásito y alteraciones macro y microscópicas del pulmón del “tlacuache” (*Didelphis virginiana*) producida por el trematodo (*Paragonimus mexicanus*) en Madrid, Colima, México. (Tesis de licenciatura). Colima, México: Univ de Colima, 1995.
145. PRICE WP. General concepts on the evolutionary biology of parasites. Evolution 1977; 31:405-420.
146. PUJOL RM, DEROUIN F, GARCÍA QA, VALLS ME, MIRÓ JM, JIMÉNEZ DE ANTA MT. Design a one-tube hemi-nested PCR for detection of *Toxoplasma gondii* and comparasion of three DNA purification methods. . J Med. Microbiol 1999; 48:857-862
147. QUINTERO MMT. Pulcidosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. Enfermedades parasitarias en perros. México: Editorial CASTDEL. 2006: 387-393.

148. QUINTERO MMT, JUÁREZ VG. *Ornithonyssus bacoti* (Acari: Mesostigmata: Macronyssidae) En: ROMERO NJ, ESTRADA VEG, EQUIHUA MA, editores. Entomología Mexicana, Vol. 2. México: Sociedad Mexicana de Entomología, 2003:9-10.
149. QUIROZ RH. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México: Edit. Limusa, 1984.
150. RADOVSKY FJ. A new species of *Ornithonyssus* (Acari: Macronyssidae) in Western North America and a review of nearctic species. Int J Acarol 2007; 33(3): 223-229.
151. RAHDAR M, VAZIRIANZADEH, B. A case report of tropical rat mite infestation *Ornithonyssus bacoti* (Dermanyssidae: Acarina) in Ahvaz, SW Iran. Jundishapur Journal of Microbiology 2009; 2(2):78-80.
152. RAMIREZ PJ, BRITTON MC, PERDOMO A, CASTRO A. Guía de los mamíferos de México. Referencias hasta 1983. México: Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, 1986.
153. RAUSCH RL. *Taenia pencei* n. sp. from the Ringtail, *Bassariscus astutus* (Carnivora: Procyonidae), in Texas, U.S.A. Comp Parasitol 2003; 70 (1): 1-10.
154. RICO TPC. Estandarización y validación a nivel de laboratorio de una prueba de PCR para la detección de *Toxoplasma gondii* en muestras biológicas (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 2005.
155. RIOS SJM. Contribución al estudio de la incidencia de parásitos internos en caninos registrados en la Clínica de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1964.
156. ROJAS BCMG. Frecuencia de pulgas en perros del centro de control canino antirrábico de la Delegación Tlahuac, D.F. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1991.
157. ROJO A, RODRÍGUEZ J. La flora del Pedregal de San Ángel. México: Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Instituto Nacional de Ecología, 2003.
158. RZEDOWSKI J, DE RZEDOWSKI GC. Flora Fanerogámica del Valle de México. Vol. 1. México: Compañía Editorial Continental, S.A., 1979.
159. SAAVEDRA DR. Toxoplasmosis. En: Becerril MA, editor. Parasitología Médica. 2ª ed. México: McGraw Hill, 2008.
160. SALAS GB. Dipilidiosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. Enfermedades parasitarias en perros. México: Editorial CASTDEL. 2006: 245-250.
161. SALGADO MG, CRUZ RA. *Porrorchis nickoli* n. sp. (Acanthocephala: Plagiorhynchidae) from mammals in southern Mexico, first known occurrence of *Porrorchis* in the western hemisphere. J Parasitol, 2002; 88: 146- 152.
162. SÁNCHEZ AC, QUÍLEZ J, DEL CACHO E. Cestodosis: Teniosis, Equinococosis, Dipilidiosis, Mesocestoidosis y Difilobotriosis. En: CORDERO DCM, ROJO VFA, coordinadores. Parasitología Veterinaria. España: McGraw-Hill, Interamericana, 1999.

163. SÁNCHEZ H, LÓPEZ OG, LÓPEZ WR. Murciélagos de la Ciudad de México y sus Alrededores. En: GIO-ARGAEZ R. HERNÁNDEZ RI, SÁINZ HE, editores. Ecología urbana. México: Sociedad Mexicana de Historia Natural, 1989:141-165.
164. SCHANTZ FM, BIAGI FF. Coexistence of *Toxocara* and *Toxascaris* in dogs in Mexico city. J Parasitol 1968; 54 (1):185-186.
165. SIMBERLOFF D. The proximate causes of extinction. In: RAUP MD, JABLONSKI, D, editors. Patterns and processes in the history of life. Berlin, Germany: Springer-Verlang, 1986: 259-276.
166. SMITH FGAM. Handbook for the identification of British insects. London, UK: Royal Entomological Society of London, 1957.
167. SMIT FGAM. Siphonaptera of Mongolia. Results of the Mongolian-German biological expeditions since 1962. Mitt. Zool. Mus. Berl. 1967; 43:77-115
168. SMITH V, PAGE, R. Phthiraptera. Parasitic lice [serial on line] The Tree of Life Web Project, Version 07 March 1997 [cited April 2010] Available from: <http://tolweb.org/Phthiraptera>
169. SOULSBY E.JL. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7° Ed. México: Interamericana, 1987.
170. STYLES TJ. Incidence of *Toxocara canis* and other helminthes parasites of dogs in Mexico city. J Parasitol 1967; 53(4):822-823.
171. SUZÁN AG. Rabia, Toxoplasma y Parvovirus en mamíferos silvestres de dos Reservas del Distrito Federal (Tesis de Maestría). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1999.
172. SUZÁN AG, GALINDO MF, CEBALLOS GG. La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Vet. Méx 2000; 31(3):223-229
173. SUZÁN AG, CEBALLOS GG. The role of feral mammals on wildlife infectious disease prevalence in two nature reserves within Mexico City limits. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 2005: 36(3):479-484
174. TAY ZJ, LARA AR, VELASCO CO, GUTIERREZ QM. Parasitología Médica. México: Editor Francisco Méndez Cervantes, 1984.
175. TERÁN OR. Formar alumnos que respondan a las exigencias del país, prioridad del Plantel Sur. Gaceta CCH. Órgano informativo del Colegio de Ciencias y Humanidades, UNAM. 2005; Año XXX, No.1058:2-8.
176. VALENZUELA D, CEBALLOS G, GARCIA A. Mange epizootic in white-nosed coatis in western México. J Wildl Dis 2000; 36(1): 56-63.
177. VALIENTE BA, DE LUNA GE. Una lista florística actualizada para la reserva del Pedregal de San Ángel, México, D.F. En: ROJO A, compilador. Reserva Ecológica "El Pedregal de San Ángel": Ecología, Historia Natural y Manejo. México: Universidad Nacional Autónoma de México, 1994: 67-82.

178. VERA MY. Teniosis. En: QUIROZ RH, IBARRA VOF, editores. Enfermedades parasitarias en perros. México: Editorial CASTDEL. 2006: 209-219.
179. VILLA, RB. Mamíferos silvestres del Valle de México. An. Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. Méx., Ser. Zool. 1953; 23:269-492
180. WHITAKER, JJO, MORALES MJB. Ectoparasites and other associates (Ectodytes) of mammals of Mexico. En: SANCHEZ CV, MEDELLIN RA, editores. Contribuciones Mastozoológicas en Homenaje a Bernardo Villa. México: Universidad Nacional Autónoma de Mexico, CONABIO, 2005: 535-666.
181. WILSON DE, REEDER DM. Mammals species of the world: a Taxonomic and Geographic reference. 2nd ed. Washington DC: Smithsonian Institution Press, 1993.
182. WILSON DE, REEDER DM. Mammal Species of the World. A Taxonomic and Geographic Reference. 3rd ed. Johns Hopkins University Press, 2005.
183. YAMAGUTI, S. Systema Helminthum. The Nematodes of Vertebrates. Part. I y II. New York: Interscience Publishers, Inc., 1961: 331-917.
184. ZARZA H, MEDELLÍN RA. Tlacuache *Didelphis virginiana* Kerr, 1792. En: CEBALLOS G, OLIVA G, coordinadores. Los Mamíferos Silvestres de México. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Fondo de Cultura Económica, 2005: 108-110.
185. ZENTENO JF. Identificación de géneros y especies de pulgas aisladas de gatos de la Delegación Gustavo A. Madero del Distrito Federal. (Tesis de licenciatura). México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México, 1990.

Páginas electrónicas:

Schistosomiasis Research Group [homepage on the internet] University of CAMBRIDGE. Department of Pathology, 2009. Issue: Helminth Taxonomy. Available from: http://www.path.cam.ac.uk/~schisto/helminth_taxonomy/taxonomy_nematoda.html

ITIS [homepage on the internet] Website of the Integrated Taxonomic Information System [Last Updated: Wednesday, 09-Dec-2009 16:12:06 MST] Available from: <http://www.itis.gov>

Apéndice 1. Técnicas de laboratorio.

Técnica de flotación

Tiene como fundamento utilizar soluciones con pesos específicos mayores que el agua (1.200-1.300), donde las estructuras parasitarias flotan. Se empleó la solución saturada con cloruro de sodio (S.S.NaCl) (ver apéndice 3).

Los pasos fueron los siguientes:

- 1.- Con la cuchara, se colocaron de 3 a 5 gramos de heces en un vaso de plástico.
- 2.- Se agregaron unas gotas de S.S.NaCl y se mezcló hasta obtener una pasta, posteriormente, se agregó de 45 a 100 ml de S.S.NaCl y se mezcló.
- 3.-Se coló en un segundo vaso y se dejó reposar de 15 a 20 minutos. Se flameó el asa de alambre y se dejó enfriar.
- 4.- Se tomaron de la superficie de la solución 3 gotas de diferentes zonas, se depositaron cada gota de manera individual en un portaobjetos y se observó al microscopio con el objetivo de 10x, posteriormente se observó con el objetivo de 40x (Besné *et al.*, 2005).

Técnica de tamizado

Se fundamenta en el fenómeno de filtración, utilizando tamices de diferentes diámetros, donde quedan atrapados los parásitos.

Se siguieron los siguientes pasos:

- 1.- Se colocaron pequeñas cantidades de heces en el tamiz.
- 2.- Se dispersó la muestra con ayuda de una cuchara o una espátula y agua, hasta lograr un filtrado lo más limpio posible.
- 3.- Se revisó cuidadosamente las partículas de las heces y los parásitos encontrados, se colocaron en cajas de petri con solución salina fisiológica, para su observación en el microscopio estereoscópico.
- 4.- Se fijaron en alcohol etílico al 70% tibio o formol al 10 %, para la conservación de los especímenes (Besné *et al.*, 2005).

Técnica Mc Master

Esta técnica sirve para determinar el número de ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos por gramo de materia fecal. El equipo está integrado por un tubo con taparrosca, un gotero y la cámara de McMaster; el tubo tiene una capacidad de 30 ml y presenta dos o tres marcas, según el modelo; la cámara de McMaster está constituida por un portaobjetos y un cubreobjetos unidos, formando dos cámaras; cada cámara tiene marcado un cuadro de 1 cm² con seis divisiones. La cámara tiene una profundidad de 1.5 mm y una capacidad de 0.15ml, sumando ambas cámaras, tiene un volumen de 0.30 ml, lo que corresponde a una centésima parte de la dilución original, esto es, cuando se trabaja con 2 g de heces y 28 ml de S.S.NaCl (Besné *et al.*, 2005).

Los pasos que de la técnica que se realizaron son los siguientes:

- 1.- Se colocó la solución salina de cloruro de sodio (S.S.NaCl) hasta la primera marca del tubo.
- 2.- Se agregó materia fecal (2 gramos) hasta la segunda marca, se tapó el tubo y se homogenizó.
- 3.-Se destapó el tubo y se adicionó S.S.NaCl hasta la tercera marca, se tapó y homogenizó nuevamente.
- 4.- Se colocó una gasa, se introdujo el gotero para tomar la muestra y se llenó las dos cámaras, teniendo cuidado de que no queden burbujas, se dejó reposar de tres a cinco minutos.
- 5.- Se colocó la cámara de McMaster en el microscopio compuesto y se enfocó las cuadrículas con el objetivo de 10x.
- 6.- Para realizar la lectura de la cámara de McMaster se debe enfocar el ángulo superior derecho del cuadro e ir subiendo y bajando por cada carril hasta terminar con las seis divisiones de la primera cámara, se anotaron el número de ooquistes, quistes de protozoarios y huevos de helmintos encontrados, se hizo lo mismo con la siguiente cámara y al terminar el conteo, se sumo el total de huevos y ooquistes encontrados en ambas cámaras, se multiplicó por 100 y se dividió entre 2; el resultado obtenido fue el número de huevos, quistes u ooquistes por gramo de materia fecal (Besné *et al.*, 2005).

Técnica de sedimentación

Se basa en la diferencia entre el peso específico del líquido empleado (agua tibia) y el peso de los huevos, los cuales tienden a depositarse en el fondo del recipiente. Por medio de esta técnica se observan huevos pesados como los de trematodos.

Los pasos de la técnica fueron los siguientes:

- 1.- Se colocó de 3 a 5 gramos de heces en un vaso de precipitado.
- 2.- Se agregó agua tibia y se mezcló hasta obtener una pasta uniforme y bajo constante agitación se aforó a 250 ml. Se filtró un segundo vaso de precipitado a través del tamiz o coladera de malla fina.
- 3.- Se dejó reposar aproximadamente 5 minutos y después se decantó 2/3 del contenido del vaso y se aforó nuevamente a 250 ml con agua tibia, este paso se repitió varias veces hasta que el sobrenadante quedó limpio.
- 4.- Se depositaron pequeñas cantidades del sedimento en una caja de Petri cuadrículada y se agregaron de dos a tres gotas de colorante para hacer resaltar los huevos.
- 5.- Se observó en el microscopio estereoscópico o en el microscopio compuesto con el objetivo débil (10x) para identificar huevos de trematodos. Se tomó como referencia las cuadrículas para revisar toda la muestra de la caja (Besné *et al.*, 2005).

Técnica para preparar ácaros ectoparásitos

Los ácaros requieren un cuidado especial, pueden ser recolectados directamente de sus hospederos, utilizando pinceles mojados en alcohol al 70% y preservados en solución de Koenike (Lamothe, 1997). Los ácaros son conservados con OH etílico 70%.

Los pasos para realizar preparaciones permanentes de ácaros parásitos, son los siguientes:

- 1.- Los parásitos pueden recolectarse directamente de sus hospederos o de sus nidos, con pinceles mojados en alcohol etílico al 70%.
- 2.- Se fijaron directamente en alcohol etílico al 70%
- 3.- Se hirvieron en potasa al 10% unos minutos hasta que quedaran transparentes.
- 4.- Se lavaron en agua destilada.

- 5.- Se deshidrataron en alcoholes sucesivos de 25; 50, 70, y 96% por 10 min en cada cambio.
- 6.- Se deshidrataron en alcohol absoluto por 20 min.
- 7.- Se aclararon en Xilol-creosotado-fenicado.
- 8.-Se montaron en bálsamo de Canadá.
- 9.- Se etiquetaron (Lamothe, 1997).

Técnica para preparar pulgas y piojos

Las pulgas y piojos se recolectaron directamente de sus hospederos, utilizando pinceles mojados en alcohol etílico al 70% y se fijaron directamente en un frasco que contenía alcohol etílico al 70%.

Una vez fijados los ectoparásitos, los pasos para aclarar y montar son los siguientes:

- 1.- Se colocaron los insectos en hidróxido de potasio KOH al 10% durante 24 a 48 hrs, con la finalidad de llevar a cabo el aclaramiento y limpieza interna, además se les realizó una pequeña incisión en el abdomen.
- 2) Se lavaron con agua destilada durante 15 min.
- 3) Se dejaron en ácido acético glacial al 10% durante 10 min.
- 4) Se colocaron en una caja de petrí o en un godete con alcohol isopropílico durante 5 a 10 min.
- 5) Se introdujeron en una solución de 1:1 de alcohol isopropílico/esencia de clavo de 15 a 20 min.
- 6) Se colocaron en esencia de clavo durante 10 a 15 min, para dar maleabilidad a los escleritos y terminar de aclarar las estructuras.
- 7) Se realizaron los montajes en portaobjetos, colocando una gota de bálsamo de Canadá, cuidando que el costado izquierdo del ejemplar sea claramente observable (Smith, 1957).

Análisis de las muestras sanguíneas

Las muestras de sangre se separaron completamente con una centrifuga Hermle Z300K, las cuales se centrifugaron a 3000 rpm por 10 minutos, se guardaron en viales que se mantuvieron en congelación a -70°C en un congelador marca REVCO.

Las muestras de suero se procesaron para la determinación de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii*, mediante ELISA (Enzyme Linked Immuno-Sobent Assay) (Correa *et al.*, 2004).

A continuación se dan los pasos para la detección de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii*:

Se sensibilizan los pozos de poliestireno de las placas para el ELISA con un volumen de 100µl/pozo de la solución del antígeno crudo de taquizoítos de la cepa RH a una concentración de 1µg/ ml diluido en solución amortiguadora de carbonatos 0.01M pH 9.6 (Besné 2006). Se dejó la placa de ELISA a 4°C durante toda la noche.

Se lavó 3 veces con 200 µl/pozo de la solución amortiguadora de fosfatos 0.01M, NaCl 0.15 M, pH 7.4 (PBS) con Tween – 20 al 0.05% (PBS-T), durante 5 min cada vez. Se agregaron 200 µl/pozo de la solución de bloqueo leche descremada al 5% o albumina al 1%, preparada en PBS-T y se incubó durante 30 minutos a 37°C. Se incubó dos horas a 37°C con 100 µl por pozo de los sueros, diluidos en PBS-T como sigue: gatos y perros 1:400, cacomixtles 1:100 y tlacuaches 1:200.

Se colocó en cada pozo 100 µl del conjugado respectivo (biotina-anti IgG de gato diluido a 1:200 o peroxidada anti-IgG de perro diluido a 1:5000 en PBS- T 20 para los sueros de perro y cacomixtle) se incubó 2 horas a 37°C. Para los tlacuaches se utilizó la mezcla de proteínas A y G acopladas a peroxidada diluida 1:4000.

Después de repetir los lavados se continuó con el revelado en el caso de los perros, cacomixtles y tlacuaches. En el caso de los gatos se realizó un paso extra que consistió en incubar cada pozo con 100 µl de una solución 1:4000 de estrepto-avidina peroxidasa en PBS-T20 y se dejó incubando 2 horas a 37°C, para lavar nuevamente y revelar, como sigue: se preparó una solución de 4 mg de orto-fenilediamina en 5 ml de ácido cítrico y 5 ml de citrato de sodio más 4 µl de peróxido de hidrógeno, a cada pozo se agregaron 100 µl. Se dejó incubar en la oscuridad durante un máximo de 30 minutos. Se detuvo la reacción enzimática, añadiendo 50 µl/pozo de ácido sulfúrico 2N. Se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro para ELISA marca Wallac Victor 2 Modelo 1420 Multilabel counter a 490 nm (Correa *et al.*, 2004).

Se utilizó como blanco un par de pozos con amortiguador de carbonatos solo, como control negativo el antígeno más el anticuerpo o en el caso del suero de tlacuaches la mezcla de proteínas y como control positivo un suero de uno de los animales que ya se haya confirmado positivo con otras técnicas diluido 1:100.

Determinación del criterio de positividad en el ELISA

La positividad de una muestra de determinó cuando su valor de absorbancia fue igual o mayor al punto de corte del ensayo. El punto de corte se obtuvo al sumar la media más tres veces la desviación estándar de los valores de absorbancia del grupo negativo (Besné, 2006).

Técnica de necropsia y recolecta de endoparásitos y muestras de tejidos.

Se estableció un acuerdo con personal de vigilancia y jardinería del Jardín Botánico Exterior, de la Cantera Oriente y con profesores del CCH-Sur para que en el caso de encontrar tlacuaches, zorras y cacomixtles muertos, se nos comunicara para recuperar el cuerpo y realizar la necropsia correspondiente.

Los cadáveres se revisaron en el Área de Necropsia del Departamento de Patología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM.

Para cada cadáver evaluado, se examinó la piel, el pelo y los orificios naturales. Posteriormente se realizó una incisión por la línea media separando la piel y se procedió a evaluar el tejido subcutáneo. Se continuó la disección de los tejidos exponiendo la cavidad oral y la región orofaríngea. Se separó el esternón cortando las uniones costocondrales; se continuó cortando los músculos de la cavidad abdominal. Se expusieron los órganos de las cavidades, los cuales se revisaron *in situ* y posteriormente se extrajeron para su revisión individual (Fig.55.). Una vez retirados los órganos de las cavidades, éstos se revisaron macroscópicamente con base en lo referido por King *et al.*, (2005).

Los parásitos encontrados fueron fijados, montados e identificados siguiendo las técnicas convencionales para cada grupo:

Los endoparásitos se lavaron con solución salina fisiológica (SSF) y posteriormente se fijaron. Los nematodos se colocaron en alcohol glicerinado tibio para que se distiendan y se conserven en él. Se aclararon con lactofenol de Amman, posteriormente se conservaron en alcohol etílico al 70% (Besné *et al.*, 2005).

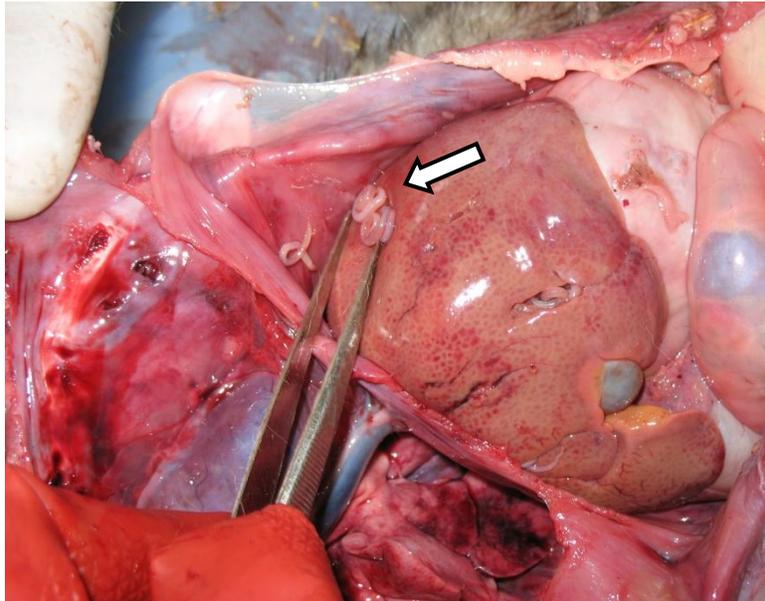


Figura.55. Nematodos *Turgida turgida* encontrados en cavidad abdominal de tlacuache, debido a una perforación del estómago, ocasionada por la mordida de un perro (Fotografía Noé Pacheco).

Los cestodos se lavaron con SSF y se dejaron 12 h en SSF en el refrigerador para que se relajaran y se distiendan. Después se colocaron entre dos placas de vidrio y se introdujeron en un recipiente con formol al 10% durante 12 h y se conservaron en alcohol etílico al 70% (Besné *et al.*, 2005).

Algunos de los cestodos se tiñeron con Paracarmín de Mayer (Ver técnica en el apéndice 3) (Lamothe, 1997).

Para la identificación taxonómica de los helmintos se utilizaron las claves de Yamaguti (1961) y Khalil *et al.*, (1994).

De cada mamífero muerto se obtuvieron muestras de: corazón, pulmón, hígado, bazo y cerebro, con la finalidad de obtener una purificación de DNA y realizar una PCR para detección de *Toxoplasma gondii*.

Purificación de DNA con DNA-zol

Durante el procedimiento se mantuvieron las muestras en frío; se centrifugaron a 10,000 rpm durante 10 min. a 4°C y al precipitado se le añadió 500µl del reactivo comercial agitando en vortex 10 seg. Se centrifugó a 10,000 rpm durante 10 min a 4°C. Al sobrenadante se le añaden 250 µl de etanol al 100%, se incubó 3 minutos a temperatura ambiente y se centrifugó a 5000 rpm a 4°C durante 1 a 2 min. La pastilla se lavó la pastilla 2 veces con etanol al 95%; después de secar al aire a temperatura ambiente, se resuspendió el botón en 20-30 µl de NaOH 8mM y se conservó a -20°C hasta su empleo (Correa *et al.*, 2004).

PCR para *Toxoplasma gondii*

Se utilizó el método descrito por Pujol-Riquié *et al.*, (1999). Se adicionaron 10 µl de la extracción de DNA de muestra biológica a un volumen final de reacción de 50 µl, el cual contenía: 50 mM KCl, 10 mM Tris.HCl (pH=8.3), 1.5mM MgCl₂, 200µM de cada dATP, dCTP, dGTP, dUTP, 0.01 µM del iniciador TM1, 0.1 µM del iniciador TM2. Se adicionaron 2U de DNA taq polimerasa y los oligonucleótidos específicos del gen B1 de *T. gondii*: iniciador sentido TM2 a 0.01 µM, 5'CTGCTGGTGCGA GGGAGTG3', e iniciador antisentido TM3 a 0.1M 5'CAGGAGTTGGATTTGTAGA3'. Las muestras fueron revestidas con aceite mineral y amplificadas en un termociclador de punto final Applied Biosystems. Se incubó 3 minutos a 95°C, y luego se hicieron 30 ciclos que consistieron en: desnaturalización 30 segundos 94°C, alineamiento 30 segundos 65°C y elongación 1 minuto 72°C. Posteriormente se realizó una extensión de 10 segundos a 72°C y se mantuvieron a 4°C hasta su análisis. Cuando se requirió se hizo una segunda amplificación semi anidada usando las siguientes condiciones y adicionando el iniciador TM1 5'GAGAGGTCCGCC CCACAAC3': desnaturalización 3 minutos a 95°C. Luego 30 ciclos de: 30 segundos 94°C, alineamiento 30 segundos 55°C, y 1 minuto 72 °C. Después de una extensión 10 segundos se conservaron las muestras a 4°C.

Se incluyó un control negativo (agua desionizada) en cada ensayo y un control positivo (taquizoitos puros cepa RH). Los productos de amplificación fueron analizados por electroforesis en gel de agarosa al 2% revelado con bromuro de etidio.

Apéndice 2. Soluciones y reactivos para ELISA

Solución 1. Solución amortiguadora de carbonatos 0.1M pH 9.6

Pesar 3.18 g de carbonato de sodio (Na_2CO_3) más 5.86 g de bicarbonato de sodio (NaHCO_3). Disolver los carbonatos en 800 ml de agua destilada, ajustar el pH a 9.6, aforar a 1000 ml una vez hecha se mantiene a 4°C.

Solución 2. Solución salina de fosfatos (NaCl 0.15 M, fosfatos 0.01 M, pH 7.2 (PBS)

Medir 800 ml de agua destilada, agregar 100 ml de PB 10X y 8.75 g de NaCl , disolver las sales y ajustar el pH a 7.2, aforar a 1000 ml con agua bidestilada una vez hecha se mantiene a 4°C.

Solución 3. PB 10X. Se pesa 2.62 g de $\text{NaH}_2\text{HPO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (fosfato de sodio monobásico monohidratado más 11.5 g de Na_2HPO_4 (fosfato de sodio dibásico anhidro). Disolver en 200 ml de agua bidestilada (calentar un poco hasta disolver los cristales), aforar a 1000 ml con agua bidestilada.

Solución 4. Amortiguador de lavado (PBS-tween-20, 0.05%), a un litro de PBS pH 7.2 (sol.2) añadir 500 μl de Tween 20, una vez hecho se guarda a 4°C.

Solución 5. Solución de bloqueo (leche descremada al 5%), pesar 5 g de leche descremada en polvo, disolver en 100 ml de PBS-Tween (sol.4), una vez hecho se guarda a -20°C o se usa de inmediato.

Solución 6. Solución de cromógeno/sustrato (ELISA) para peroxidasa, se pesan 4mg de Orto-fenilendiamina, añadir 5 ml de ácido cítrico 0.1 M y 5 ml de citrato de sodio 0.1 M, adicionar 4 μl de H_2O_2 al 30%.

Solución 8. Solución de ácido sulfúrico 2N

Tomar 850 ml de agua destilada y añadir cuidadosamente 98.08 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) (Nota importante disolver el ácido en el agua, NO al revés), aforar a 1000 ml (Correa *et al.*, 2004).

Apéndice 3. Soluciones para técnicas de flotación, McMaster, solución fisiológica y Paracarmín de Meyer.

Solución 1. Solución Saturada de NaCl

Para prepararla se calientan 1000 ml de agua de la llave o agua destilada y se disuelven 400 g de Cloruro de Sodio NaCl, se deja que se enfríe y se colocan en recipientes para que después se utilicen en las técnicas de flotación simple y McMaster (Foreyt, 2001).

Solución 2. Solución fisiológica

Se coloca en un recipiente 1000 ml de agua destilada y se agregan 9 g de NaCl (Lamothe, 1997).

Solución 3. Paracarmín de Meyer

En un recipiente con 100 ml de alcohol etílico al 70% se agregan 1 g de ácido carmínico, más 0.5 g de Cloruro de aluminio hidratado y 4 g de Cloruro de calcio anhidro. Se mezcla y se deja reposar antes de usar (Lamothe, 1997).

Tinción con Paracarmín de Meyer

Una vez fijados y aplanados los trematodos y cestodos se proceden a los siguientes pasos tomados de Lamothe (1997).

- 1.- Se lavan los parásitos con alcohol etílico al 70% hasta que queden blancos.
- 2.- Se lavaron en alcohol al 96%, dos cambios de 10 minutos cada uno.
- 3.- Se tiñeron con Paracarmín de Meyer durante 8 a 10 minutos.
- 4.- Se lavaron con alcohol al 96% para quitar el exceso de colorante durante 5 minutos.
- 5.- Se colocaron en alcohol acidulado al 2% con ácido clorhídrico, hasta que los bordes del gusano queden blancos y los órganos internos visiblemente teñidos.
- 6.- Se lavaron con alcohol al 96% por unos minutos.
- 7.- Se lavaron con alcohol absoluto durante 20 o 30 minutos.
- 8.-Se aclararon con aceite de clavos, xilol o salicilato de metilo no más de 15 minutos.
- 9.- Se montaron con bálsamo de Canadá, el parásito debe de quedar ventral, vertical y en el centro de la preparación.
- 10.- Se etiquetaron con los datos de recolecta.

Apéndice 4. Esquemas de ácaros parásitos de tlacuaches

Figura.56. *Archemyobia inexpectatus*. A, pata I, vientre; B vientre; C, dorso; D pata I dorso. (Tomado y modificado de Jameson, 1955).

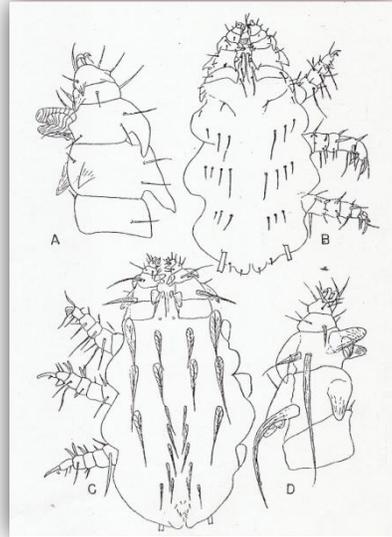
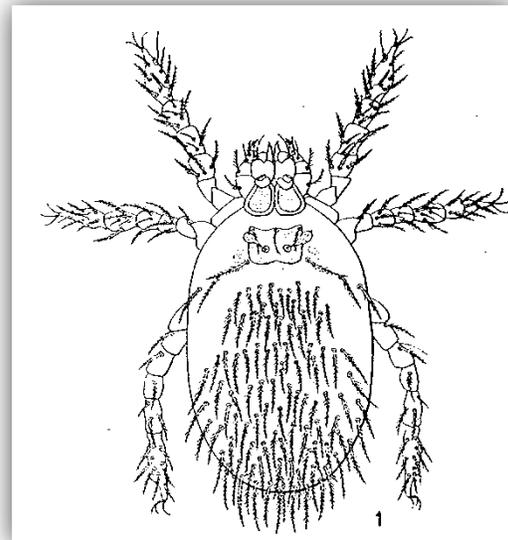


Figura.57. Dibujo elaborado en base del escudo dorsal de *Pseudoschoengastia pedregalensis*, colectado durante el trabajo de investigación.



Figura.58. *Pseudoschoengastia pedregalensis* (Tomado de Hoffmann, 1951).



Apéndice 5. Mamíferos de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel.

Familia DIDELPHIDAE

La familia está representada por 12 géneros y alrededor de 76 especies de tlacuaches, de las cuales la mayor parte habita en Sudamérica. En México existen cinco especies, que representan a 4 géneros (*Chironectes*, *Didelphis*, *Metachirus* y *Philander*) (Zarza y Medellín, 2005).

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758
Phylum CHORDATA Bateson, 1885
Subphylum VERTEBRATA Cuvier, 1812
Clase MAMMALIA Linnaeus, 1758
Subclase THERIA Parker and Haswell, 1897
Infraclasse METATHERIA Huxley, 1880
Orden DIDELPHIMORPHIA Gill, 1872
Familia DIDELPHIDAE Gray, 1821
Género *Didelphis* Linnaeus, 1758
Especie *Didelphis virginiana* Kerr, 1792



Figura. 59. Tlacuache (Fotografía: Noé Pacheco Coronel).

Nombre común: Tlacuache

Descripción

Es un marsupial de tamaño relativamente grande, de cuerpo robusto y fuerte, con rostro largo y puntiagudo. Presenta mejillas blancas, usualmente la cola es más corta o igual que la longitud del cuerpo y la porción negra de la cola es mayor que la porción blanca (Zarza y Medellín, 2005; Emmons y Feer, 1997). La coloración del cuerpo en la parte dorsal es gris o blancuzca (raramente obscura), presenta pelos de guardia con puntas blancas. Toda la parte ventral es blanca, crema o amarillenta, la parte media basal de la cola, las piernas y las patas son negras. El pelo es largo y áspero. Las orejas son desnudas y negras con una línea delgada blanca en la punta, presente en las poblaciones norteñas. El rostro es pálido, con estrechos anillos oculares negros y una línea media pálida en la frente. Cola prensil, aguzada y peluda en la base y escamosa en el resto (Zarza y Medellín, 2005; Ceballos y Galindo, 1984; Emmons y Feer, 1997). Existe un

marcado patrón geográfico de coloración entre las subespecies de *D. virginiana*, las poblaciones del centro y norte de los Estados Unidos se caracterizan por presentar un color del cuerpo más pálido, mientras que las poblaciones sureñas (sureste de los Estados Unidos, México y Centroamérica) presentan una coloración oscura (Gardner, 1973).

Medidas:

Cuadro 15. Datos morfométricos de tlacuaches (Zarza y Medellín, 2005).

Longitud de cabeza y cuerpo (mm)	Longitud de la cola (mm)	Pata (mm)	Oreja (mm)	Peso (g)
645 a 1017	255 a 535	48 a 80	45 a 60	1100 a 2800

Distribución en México

En México, se distribuye en casi todo el país con excepción de la parte centro del Altiplano Mexicano y Baja California sur (Ramírez *et al.*, 1986).



Figura.60. Distribución en México del tlacuache *Didelphis virginiana*, elaborado por Noé Pacheco modificado de Ceballos y Oliva (2005).

Distribución en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel

Se menciona la presencia de tlacuaches en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, en la zona núcleo poniente, en los alrededores del Instituto de Biología, del Jardín Botánico Exterior y de la Unidad de seminarios (Negrete y Soberón, 1994; Castellanos, 2006).

Alimentación

Los tlacuaches son omnívoros y presentan un patrón altamente oportunista. Se alimentan de insectos, pequeños vertebrados, carroña y materia vegetal, preferentemente frutas y semillas de temporada (Emmons y Feer, 1997; Nowak, 1991).

Familia PROCYONIDAE

Los prociónidos son una familia diversa, compuesta de aproximadamente 18 especies, que tienen una amplia distribución que abarca a todos los continentes con excepción de Australia, Antártica y algunas islas del Pacífico (Wilson y Reeder. 1993). En México está representada por siete especies y cuatro géneros. La mayoría de las especies, como los cacomixtles (*Bassariscus astutus*, *B. sumichrasti*), el coatí (*Nasua nasua*), el mapache (*Procyon lotor*) y la martucha (*Potos flavus*) tienen áreas de distribución amplias. Dos especies de mapaches insulares, el de la Isla Cozumel (*P. pygmaeus*) y el de las Islas Marías (*P. insularis*), son endémicas de México y tienen distribuciones bastante reducidas. Se estima que ninguna especie continental presenta problemas serios de conservación (Ceballos y Oliva, 2005).

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum CHORDATA Bateson, 1885

Subphylum VERTEBRATA Cuvier, 1812

Clase MAMMALIA Linnaeus, 1758

Subclase THERIA Parker and Haswell, 1897

Infraclase EUTHERIA Gill, 1872

Orden CARNIVORA Bowdich, 1821

Familia PROCYONIDAE Gray, 1825

Género *Bassariscus* Coues, 1887

Especie *Bassariscus astutus* (Lichtenstein, 1830)



Figura.61. Cacomixtle (Fotografía: Noé Pacheco Coronel)

Nombre común: Cacomixtle

Bassariscus astutus (Lichtenstein, 1830)

Descripción

Es un carnívoro de tamaño mediano. Los ojos son grandes y están rodeados por anillos de color negro o café oscuro. Las orejas son estrechas, de color blanco a rosas con parches de color café, el cuerpo es largo y esbelto, la cola es de igual tamaño al cuerpo, muy peluda y esponjada con 7 a 8 anillos negros intercalados con blancos (Nowak, 1991). Las patas traseras son más largas y robustas que las delanteras. El segundo, tercero, cuarto y quinto dedos de las patas y manos están densamente cubiertos de pelo. Las garras son cortas y semi-retráctiles (Hall, 1981; Nava, 2005). El pelaje del dorso es de textura gruesa y tiesa, generalmente gris, con tonos café-amarillentos. La parte ventral es más suave y de color blanquecino (Poglayen y Toweill, 1988). El cráneo es pequeño y carece de cresta sagital. Los carnaciales no están bien desarrollados, los caninos son redondeados y los molares presentan crestas altas y afiladas (Hall, 1981).

Medidas:

Cuadro 16. Datos morfométricos de cacomixtles (Nava-Vargas, 2005).

Longitud de cabeza y cuerpo (mm)	Longitud de la cola (mm)	Pata (mm)	Oreja (mm)	Peso (g)
616 a 811	310 a 438	57 a 78	44 a 50	870 a 1100

Distribución en México

En México, habita prácticamente en todo el norte y centro del país; sólo se encuentra ausente en la Vertiente del Golfo de México, la península de Yucatán, Chiapas y parte de Oaxaca (Leopold, 1959; Hall, 1981; Poglayen y Toweill, 1988).



Figura.62. Distribución en México del cacomixtle *Bassariscus astutus*, elaborado por Noé Pacheco modificado de Ceballos y Oliva (2005).

Distribución en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel

Se menciona la presencia de cacomixtle en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, en la zona núcleo Poniente, en los alrededores del Instituto de Biología, del Jardín Botánico Exterior y de la Unidad de seminarios (Negrete y Soberón, 1994; Castellanos, 2006).

Alimentación

Los cacomixtles son animales omnívoros aunque presentan una preferencia por alimento de origen animal, el cual incluye artrópodos, mamíferos (roedores, conejos, liebres, ardillas), aves, lagartijas, serpientes, anfibios, peces y frutas (Nava, 2005; Nuñez, 2002; Poglayen y Toweill, 1988).

En el Pedregal de San Ángel se menciona que la dieta del cacomixtle esta compuesta por artrópodos, roedores como *Peromyscus gratus* y *Neotoma mexicana*, la musaraña *Sorex saussurei*, el conejo *Sylvilagus floridanus*, aves y frutos de plantas como *Passiflora subpeltata*, *Opuntia* spp., *Phoenix canariensis*, *Acalypha* sp. y *Phytolacca icosandra* (Castellanos, 2006).

Familia CANIDAE

Los cánidos son un familia que agrupa alrededor de 35 especies silvestres, e incluye al perro doméstico (Wilson y Reeder, 1993). Se encuentran ampliamente distribuidos en todo el mundo, con excepción de Australia y otras islas. En México existen cuatro especies de tres géneros (*Canis*, *Urocyon* y *Vulpes*) (Ceballos y Oliva, 2005). Además de las poblaciones de cánidos silvestres que se encuentran en el país, existen poblaciones de perros ferales en diferentes estados e islas de México que se encuentran asociadas a núcleos de poblaciones humanas.

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum CHORDATA Bateson, 1885

Subphylum VERTEBRATA Cuvier, 1812

Clase MAMMALIA Linnaeus, 1758

Subclase THERIA Parker and Haswell, 1897

Infraclase EUTHERIA Gill, 1872

Orden CARNIVORA Bowdich, 1821

Familia CANIDAE Fischer, 1817

Género *Canis* Linnaeus, 1758

Especie *Canis lupus* (Linnaeus,1758) sin. *C. familiaris*



Figura.63. perro feral (Fotografía: Noé Pacheco Coronel)

Nombre común: Perro

Canis lupus (Linnaeus,1758) sin. *C. familiaris*

Descripción

Presentan una gran variedad de formas y tamaños derivada del proceso de domesticación por el hombre, pero se puede identificar algunas características comunes a todos ellos. En general, se caracterizan por un cuerpo relativamente alto, patas largas y cola cilíndrica y peluda. Poseen una glándula odorífera en la base de la cola; aunque no producen un olor muy fuerte. El cráneo tiene senos frontales grandes y crestas temporales bastante juntas, comúnmente unidas para formar una cresta sagital. Las hembras tienen 6 pares de mamas. Existen aproximadamente unas 400 razas de perros, desde el Chihuahua hasta el Mastín que varían mucho en tamaño, color, tipo de pelo y constitución física (Nowak, 1991).

Medidas

Cuadro 17. Datos morfométricos de perros (Nowak, 1991)

Longitud de cabeza y cuerpo (mm)	Longitud de la cola (mm)	Pata (mm)	Oreja (mm)	Peso (g)
360 a 1450	130 a 510	Varía según la raza	Varía según la raza	1000 a 79000

Distribución en México

Esta especie se encuentra fuertemente asociada a las poblaciones humanas, manteniendo una relación tipo comensal. Por lo anterior, la distribución de la misma en el país se puede ver reflejada en la distribución misma de los núcleos poblacionales (Álvarez *et al*, 2008). Se le encuentra en todos los estados de la República Mexicana asociada a poblaciones humanas. Su radio de acción es de 15 Km alrededor del núcleo poblacional. Se han identificado poblaciones ferales en las siguientes islas: Cedros, Guadalupe, María Cleofas, María Magdalena y San Marcos. Por otro lado ha sido erradicada de Isla Natividad y Todos Santos Sur. En otras, como Carmen, Cozumel, María Madre, Mujeres, Tiburón, Isla del Carmen y Todos Santos Norte existen poblaciones asociadas al hombre (Álvarez *et al*, 2008).

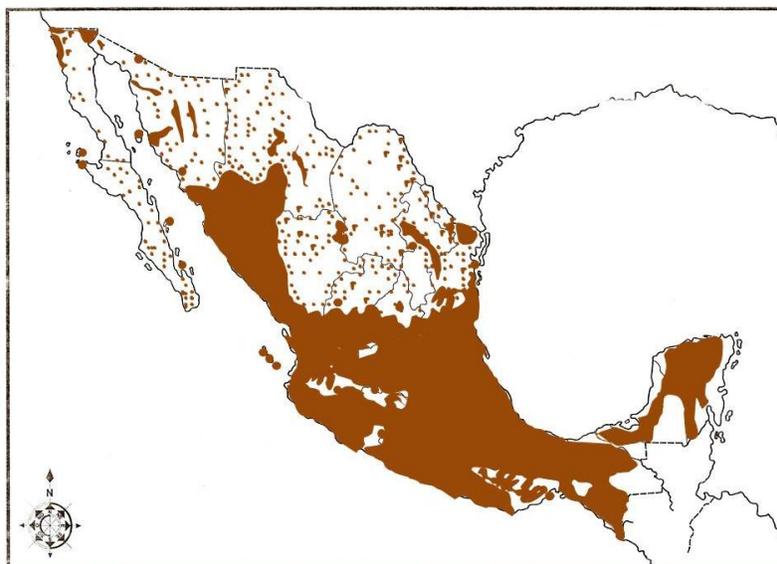


Figura.64. Distribución exótica en México del perro *Canis lupus* sin. *C. familiaris*, elaborado por Noé Pacheco modificado de Álvarez-Romero (2008).

Distribución en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel

En la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, se han encontrado jaurías de perros ferales en la Zona Núcleo Poniente, en los alrededores del Instituto de Biología, del Jardín Botánico Exterior y de la Unidad de seminarios; en la Zona Núcleo Oriente, en el espacio escultórico y en la Zona Núcleo sur oriente a un lado del Museo de las Ciencias UNIVERSUM.

Alimentación

De acuerdo con algunos estudios de poblaciones ferales, se determinó que se alimentaban de aves acuáticas, algunos vegetales, pequeños animales, animales muertos como venados y basura (Nowak, 1991).

Los perros son depredadores que han sido considerados como un importante factor de riesgo para las poblaciones de aves marinas de islas oceánicas (McChesney y Tershy 1998). Esta especie probablemente está asociada a la reducción poblacional del conejo (*Sylvilagus bachmani cerrosensis*) y del venado bura (*Odocoileus hemionus cerrosensis* de Isla Cedros (Mellink, 1992). Esta especie podría desplazar competitivamente a especies de depredadores nativos como zorras, coyotes y lobos. Sin embargo, su efecto más negativo es la afectación de poblaciones de presas como aves, reptiles y algunos mamíferos, sobre todo pequeños y medianos. También como la causa de pérdida de ganado doméstico, lo mismo que portadores de parásitos y enfermedades cuyas consecuencias en la fauna nativa han sido poco estudiadas (Meek, 1999). Esta especie además es un portador de numerosas enfermedades y parásitos transmisibles al ser humano (Álvarez *et al*, 2008).

Granados (2008) encontró que los perros ferales que habitan en la Reserva del Pedregal se alimentan de roedores como *Peromyscus gratus*, *Mus musculus*, conejos *Sylvilagus floridanus*, materia vegetal y alimento de origen antropogénico como restos de pollo.

Familia FELIDAE

Esta familia agrupa alrededor de 36 especies de felinos, incluyendo al gato doméstico (Wilson y Reeder, 1993). Se encuentran distribuidos en todos los continentes con excepción de Oceanía y la Antártica. En México se distribuyen seis especies que representan a cinco géneros (*Herpailurus*, *Leopardus*, *Lynx*, *Panthera* y *Puma*). El jaguar, ocelote y margay se encuentran amenazados con la extinción (Ceballos y Oliva, 2005).

Además de las poblaciones de felinos silvestres que se encuentran en el país, existen poblaciones de gatos ferales en diferentes estados e islas de México que se encuentran asociadas a núcleos de poblaciones humanas.

Taxonomía

Reino ANIMALIA Linnaeus, 1758

Phylum CHORDATA Bateson, 1885

Subphylum VERTEBRATA Cuvier, 1812

Clase MAMMALIA Linnaeus, 1758

Subclase THERIA Parker and Haswell, 1897

Infraclase EUTHERIA Gill, 1872

Orden CARNIVORA Bowdich, 1821

Familia FELIDAE Fischer de Waldheim, 1817

Género *Felis* Linnaeus, 1758

Especie *Felis silvestris* (Schreber, 1775);

sin. *Felis catus*.



Figura.65.Gato feral (Fotografía: Noé Pacheco Coronel)

Nombre común: Gato

***Felis silvestris* (Schreber, 1775); sin. *Felis catus*.**

Descripción

Posee un pelaje suave, lanoso con una apariencia brillante y bigotes muy desarrollados. Su cuerpo es flexible, ligero, musculoso y compacto. Las patas delanteras tienen cinco dígitos y las traseras cuatro. Las garras son retráctiles, largas, afiladas, muy curvadas y comprimidas lateralmente. Posee cojinetes desnudos y patas peludas para su avance sigiloso como depredadores. Las hembras poseen cuatro pares de mamas. La cabeza es redonda y corta, las orejas son redondeadas (Nowak, 1991).

Cuentan con un párpado secundario o membrana nictitante para proteger el ojo y con glándulas en la cabeza, cerca de la cola y el hocico, que utilizan para marcar (Kopack, 2001). Existen una gran variedad en formas, tamaños y colores ya que existen más de 30 razas diferentes en el mundo (Álvarez *et al.*, 2008).

Medidas:

Cuadro 18. Datos morfométricos de gatos (Nowak, 1991)

Longitud de cabeza y cuerpo (mm)	Longitud de la cola (mm)	Pata (mm)	Oreja (mm)	Peso (g)
450 a 740	200 a 380	107 a 125	60 a 65	2000 a 9000

Distribución en México

En México esta especie se encuentra fuertemente asociada a los asentamientos humanos como especie comensal, la distribución de la misma en el país se puede ver reflejada en la distribución misma de los núcleos poblacionales. Su radio de acción es de aproximadamente 5 Km alrededor de cada núcleo poblacional (Álvarez *et al.*, 2008).

Distribución en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel

Se han encontrado gatos en el interior de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, en la Zona Núcleo Poniente, en la zona Núcleo Oriente y en la Cantera Oriente.

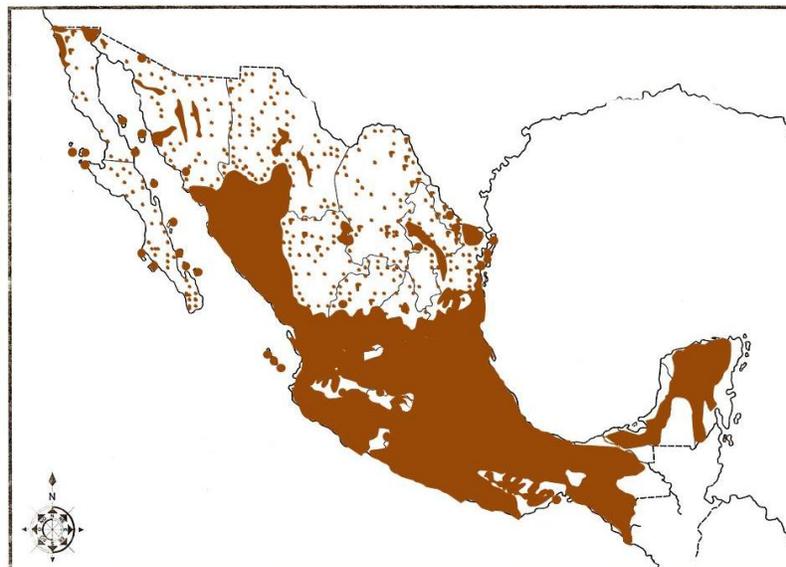


Figura.66. Distribución exótica en México del gato *Felis catus*, elaborado por Noé Pacheco modificado de Álvarez (2008).

Alimentación

Los gatos ferales han sido causantes de la disminución o extinción de varias especies nativas de animales pequeños y medianos en varias partes del mundo (Martin *et al.* 1996; Barratt, 1997). Han sido identificados como los depredadores con mayor impacto sobre las poblaciones de aves marinas de islas oceánicas. Ha sido considerado como un factor de riesgo para las poblaciones de numerosas especies de roedores endémicos como los ratones *Chaetodipus anthonyi* y *Peromyscus interparietalis* y la rata *Neotoma bryanti* y la extinción de las ratas endémicas *N. anthonyi* y *N. martinensis* (Álvarez *et al.*, 2008).

Es muy probable que en las islas y en los ambientes naturales que rodean los núcleos poblacionales a los que están asociados, también estén teniendo un fuerte impacto sobre poblaciones de otros mamíferos pequeños (ardillas, tlacuaches), reptiles y anfibios, al ser excelentes depredadores con un gran potencial reproductivo. El gato doméstico es también un competidor potencial con otros carnívoros nativos del país. Esta especie además es un portador y eficiente transmisor de numerosas enfermedades y parásitos, algunas de las cuales son transmisibles al mismo ser humano.

Granados (2008) encontró que los gatos ferales que habitan en el Pedregal de San Ángel se alimentan de ratones *Reithrodontomys fulvescens*, *Peromyscus gratus*, conejos *Sylvilagus floridanus*, lagartijas *Sceloporus torquatus* y materia vegetal.