



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN**

**Estudio sobre los parásitos gastrointestinales y hemoparásitos que afectan
al Pecari de collar (Pecari tajacu) en condiciones de cautiverio en el
Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre en
Yucatán, México.**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

**P R E S E N T A :
NAYELI MOLINA HUERTA**

Asesor: M. en C. Jorge Alfredo Cuéllar Ordaz

Coasesor: Dr. Roger Iván Rodríguez vivas



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

Dedicatorias

A mi querida madre por los esfuerzos realizados para que concluyera la carrera, por los valores transmitidos durante mi vida, por su apoyo, comprensión y cariño que siempre me han impulsado, por ser un ejemplo, un orgullo y los pilares que nunca me dejaron caer. Gracias mama por tener la fuerza de ser madre y padre para mí, no olvides que toda meta cumplida es dedicada a ti.

Gracias por acompañarme en cada paso que doy, por apoyarme y aconsejarme en todo, por corregirme cuando es necesario, por tu sabiduría, enseñanzas y valores transmitidos; pero sobre todo por el gran amor que me das.

Te amo

Agradecimientos

A la Universidad Nacional Autónoma de México representada por la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán por permitirme ser parte de ella y cursar la licenciatura.

A la Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales por las facilidades prestadas para el muestreo en este trabajo.

Al M en C. Jorge Alfredo Cuellar Ordaz por la asesoría y apoyo brindado para la realización de la Tesis y quien a pesar de la distancia siempre supo hacerme llegar su conocimiento.

Al Doctor Roger Iván Rodríguez Vivas por sus enseñanzas y conocimientos transmitidos, y quien sin conocerme previamente acepto asesorarme.

Al laboratorio de Parasitología de la Universidad Autónoma de Yucatán por las facilidades prestadas para este trabajo y en especial a la Q.F.B. Iris por su paciencia y apoyo en el laboratorio.

A todas y cada una de las personas que colaboraron con el muestreo, especialmente al Biólogo David Velazquez Casales que me brindo su experiencia y apoyo incondicional; que durante toda la realización de la tesis me apoyó y quien ahora es mi esposo, ya que sin su ayuda esta tesis no se hubiera realizado exitosamente.

De forma especial a mi Mama por su amor, comprensión y apoyo que siempre me ha brindado; por todos los esfuerzos realizados para que concluyera la carrera y por ser un ejemplo para mí. Gracias por estar siempre y en los momentos difíciles.

Indice

1. Resumen.....	1
2. Introducción.....	2
3. Antecedentes.....	4
3.1 Descripción de la especie.....	4
3.2 Parásitos en el Pecari de collar.....	8
3.2.1 Género <i>Ascaris</i>	8
3.2.2 Género <i>Strongyloides</i>	10
3.2.3 Género <i>Oesophagostomum</i>	11
3.2.4 Género <i>Metastrongylus</i>	12
3.2.5 <i>Familia Eimeriidae (coccidias): Género Eimeria</i>	14
3.2.6 <i>Familia Eimeriidae (coccidias): Género Isospora</i>	15
4. Hipótesis.....	18
5. Objetivos.....	18
5.1 Objetivo general.....	18
5.2 Objetivos particulares.....	18
6. Materiales y métodos.....	19
6.1 Área de estudio.....	19
6.2 Población de estudio.....	20
6.3 Obtención de muestras.....	20
6.4 Procesamiento de muestras.....	21
6.4.1 Detección de parásitos gastrointestinales.....	21
6.4.2 Detección de hemoparásitos.....	21
6.4.3 Análisis de datos.....	22
7. Resultados.....	23
8. Discusión.....	27
9. Conclusiones.....	30
10. Bibliografía.....	31
11. Anexos.....	36
11.1 Huevos y ooquistes.....	36
11.2 Hoja de campo.....	39
11.3 Fotos.....	41

Índice de figuras

Figura 1.- Pecari de collar.	5
Figura 2.- Distribución del Pecari de collar.	6
Figura 3.- Ooquistes de la familia Eimeriidae en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	36
Figura 4.- Huevo de Metastrongylus sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	36
Figura 5.- Huevo de Strongyloides sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	37
Figura 6.- Huevo de Oesophagostomum sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	37
Figura 7.- Huevo de Ascaris sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	38
Figura 8.- Ejemplar de Pecari de collar del CIVS, San Bartolomé Tekax en Yucatán.	41
Figura 9.- Encierro de los ejemplares de Pecari de collar del CIVS, San Bartolomé Tekax.	41
Figura 10.- Comederos en el encierro de los ejemplares de Pecari de collar.	41
Figura 11.- Procesamiento de muestras en el laboratorio de parasitología de la Universidad Autónoma de Yucatán.	41

Índice de gráficos

Gráfico 1.- Resultados obtenidos en las muestras del recto y letrinas para conocer los parásitos gastrointestinales que afectan a los Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.....	23
Gráfico 2.- Resultados de cultivo de ooquistes en muestras de recto para la familia de Eimeriidae (coccidias) en Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	24
Gráfico 3.- Prevalencia de parásitos gastrointestinales en las muestras de letrina de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.	24
Gráfico 4.- Resultados de cultivo de ooquistes en muestras de letrinas para la familia de Eimeriidae (coccidias) en Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.....	25

Índice de tablas

Tabla 1.- Clasificación taxonómica del Pecari de collar.....	4
Tabla 2. Resultados de técnica McMaster realizado a Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México	26
Tabla 3.- Hoja de campo del muestreo de Pecari de collar del CIVS “San Bartolomé Tekax”, Yucatán, México.....	39

1. Resumen.

El objetivo del presente estudio fue identificar y determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos en el Pecari de collar (*Pecari tajacu*) en la época de transición de lluvias a seca. Se consideró una población de 27 ejemplares de Pecarí de collar mantenidos en cautiverio, en el Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) "San Bartolomé Tekax", el cual se localiza en el municipio de Tekax al sur del estado de Yucatán, México. Se obtuvieron para el muestreo indirecto 23 muestras al azar de 12 letrinas ubicadas en el área que alberga a los individuos, procurando coleccionar las excretas más frescas, siendo depositadas en bolsas de polietileno; para el muestreo directo se consideraron las normas de bienestar animal; para su manejo por medio de la contención química, utilizando una combinación anestésica de Xilacina + Zoletil a dosis de 4 mg por kg de peso vivo (1 mg/Kg de Xilacina + 3 mg/Kg de Zoletil). Las muestras de sangre y excremento se obtuvieron una vez que el animal se encontraba en anestesia profunda; las primeras muestras se obtuvieron de la vena cava (en la fosa de las yugulares) con una jeringa de 3 ml y depositada en tubos al vacío con EDTA como anticoagulante, las segundas muestras se obtuvieron directamente del recto con guantes de látex, se depositaron en bolsas de plástico para su trasportación al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Autónoma de Yucatán, donde se procesaron. Para las muestras de heces se utilizó la técnica de flotación y Mc Master; el procesamiento de las muestras de sangre se realizó con la técnica de tinción de Giemsa para la identificación de hemoparásitos. Los géneros de parásitos gastrointestinales identificados en recto fueron *Eimeria* sp. e *Isospora* sp.; en las letrinas se identificaron: *Metastrongylus* sp., *Strongyloides* sp., *Oesophagostomum* sp., *Ascaris* sp. y de la familia Eimeriidae (*Eimeria* sp. e *Isospora* sp.), en las muestras directas de excretas el 62% fueron positivas y el 38% negativas: en las letrinas 69% resultaron positivas y 31% negativas. En el análisis de sangre todas las muestras fueron negativas. En conclusión y bajo las condiciones del presente trabajo la población de Pecari de collar se encuentra infectada por parásitos de la familia Eimeriidae y nematodos gastrointestinales, incluyendo nematodos pulmonares.

2. Introducción.

El Pecari de collar (*Pecari tajacu*) es un animal omnívoro, con una dieta amplia y variada depredando principalmente frutos y aprovechando también raíces, cactáceas, tubérculos, rizomas, semillas y brotes de plantas. El consumo de frutas implica la dispersión de semillas de las especies que consume, donde los pecaríes juegan un papel importante en el establecimiento de la estructura vegetal de los ecosistemas que habitan, teniendo también una importancia ecológica como dispersor de semillas y promotor de la fertilidad del suelo al removerlo en busca de lombrices y otros invertebrados^{1,2}.

El Pecari de collar constituye una parte importante de la dieta de los campesinos mexicanos al cazarlos principalmente como subsistencia y ser una fuente importante de proteína de origen animal. El Pecari de collar tiene múltiples usos que incluye el consumo de su carne y el uso de su piel para fabricar zapatos y cinturones³. Mucha gente en áreas rurales cría y reproducen esta especie animal en cautiverio, lo que ha favorecido su preservación como especie silvestre⁴.

En el estado de Yucatán, México, investigadores como Segovia⁵, reportan que en el sur del estado el Pecari de collar es la tercera especie animal más cazada (11%) después del venado cola blanca (22%) y del venado Temazate (44%). Según Villarreal⁶ en México, el Pecari de collar junto con otras especies enfrentan problemas de conservación y se encuentran fuertemente amenazados; sin embargo, en la legislación mexicana el Pecari de collar no aparece en la lista de especies en riesgo de la NOM-059-SEMARNAT-2001, y se encuentra en la categoría LC (Least Concern) de preocupación menor en la lista roja de especies amenazadas de CITES^{7,8,9}.

La enorme capacidad adaptativa y la rusticidad del Pecari de collar permiten a la especie mantener grupos de animales en buen estado sanitario, en este sentido, se han identificado una gran cantidad de ectoparásitos y endoparásitos en el Pecari de collar. Las enfermedades que estos parásitos pueden llegar a provocar en el Pecari de collar aún no están suficientemente estudiadas. Sin embargo, Samuel y Low¹⁰ destacaron que bajo circunstancias especiales como falta de alimento, los parásitos pueden desarrollar patologías importantes en esta especie.

Existe una amplia gama de parásitos internos que afectan al Pecari de collar, siendo desde protozoarios, platelmintos, nematodos hasta artrópodos^{3,11}.

Así por ejemplo, en un estudio realizado en el estado de Yucatán para conocer los parásitos gastrointestinales que afectan al Pecari de collar se encontró que los géneros *Oesophagostomum*, *Eimeria* e *Isospora*¹² son los más frecuentes en estos animales en condiciones de cautiverio. Sin embargo, no se han realizado estudios más precisos para conocer los parásitos gastrointestinales y sanguíneos que afectan al Pecari de collar, por este motivo y debido a que las poblaciones de Pecari de collar en cautiverio están en constante crecimiento y el establecimiento de nuevos criaderos se encuentran relacionados con sistemas pecuarios tradicionales, por esa razón es importante conocer más de los parásitos que pueden afectar a estos animales en condiciones de cautiverio.

3. Antecedentes.

3.1 Descripción de la especie.

La clasificación taxonómica del Pecari de collar es:

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Artiodactyla
Familia	Tayassuidae
Género	<i>Pecari</i>
Especie	<i>Tajacu</i>

Fuente: integrated taxonomic information system. <http://www.itis.gov/servlet/singleRpt>

Tabla 1.- Clasificación taxonómica del Pecari de collar

Pertenece al orden Artiodactyla, familia Tayassuidae, género *Pecari*, especie *tajacu*^{2,11}. Tiene numerosos nombres comunes dependiendo del área geográfica en que se encuentre: Estados Unidos (Collared Peccary), Belice (Peccari), Colombia (Pecari acollarao, Puerco de collar), Venezuela (Baquiro de collar), Ecuador (Puerco Sajino), Brasil (Caitetu), Perú (Huangana, Jabali), Argentina (Chanco de monte) y en México (Puerco salvaje, Puerco de monte, Pecari, Jabalina o Kitam)³.

El Pecari de collar es un artiodáctilo semejante a un cerdo, el tamaño en un adulto es de 40 a 50 cm a la cruz. El cuerpo es robusto con una longitud que va de 70 a 110 cm, la cola vestigial mide en promedio 5 cm y la cabeza es grande. Los caninos están ampliamente desarrollados y la nariz termina en un disco nasal. Las extremidades son cortas, delgadas y terminan en pezuñas; las anteriores presentan cuatro dígitos y las posteriores tres, y en ambos casos sólo dos dedos son funcionales. La coloración del adulto varía de grisácea a negra en las extremidades y tronco, pálida en el vientre y la punta de las orejas; presenta una franja amarillenta o blanquecina a manera de collar en ambos lados del cuello. El color del pelaje de las crías varía de amarillento a café claro o rojizo, presentando una franja más oscura en la línea media dorsal; después de los tres meses la coloración de las crías se torna como la de los adultos. El pelaje está constituido por cerdas que en el dorso son más gruesas y largas que en el resto del cuerpo; posee una crin eréctil a lo largo de la línea media dorsal a partir de la cabeza (Figura 1)¹³. Presenta una glándula en la parte caudal del dorso (grupa), situada a

casi 15 cm de la base de la cola, sin pelo y abultada que secreta una sustancia aceitosa (llamada amizcle). El peso vivo en machos adultos es de 23 a 25 Kg y de 20 Kg en hembras, pero pueden llegar a pesar desde 11 a 35 Kg. No presenta dimorfismo sexual significativo, solo es posible identificar a los machos observando la bolsa escrotal; en Estados Unidos y norte de México son de mayor tamaño que en Centro y Sudamérica¹¹.



Fuente: <http://www.semarnat.gob.mx/galeria/Documents/seccion/mamiferos.html>

Figura 1.- Pecari de collar

El hábitat del Pecari de collar contempla un amplio espectro de vegetación que incluyen al bosque tropical perennifolio, subcaducifolio y caducifolio, bosque espinoso, matorral xerófilo, pastizales, bosque de encino, bosque de coníferas, bosque mesófilo de montaña, en áreas transformadas y con vegetación secundaria, siendo considerado un animal altamente adaptable^{11,14,15}.

Se distribuye desde el sur de Estados Unidos hasta el norte de Argentina y Uruguay¹¹. En México, se encuentra presente en la mayor parte del territorio nacional, estando ausente en la península de Baja California y en una buena parte de la altiplanicie central² (Figura 2).

El Pecari de collar es omnívoro aunque principalmente herbívoro, se alimenta de frutas, semillas de palma, raíces y tubérculos, hierbas, caracoles y de otros pequeños animales^{1,2}.

Las hembras adquieren su madurez sexual al año, y permanecen reproductivas hasta la muerte. Los machos maduran entre los diez y once meses de edad, son

sexualmente activos todo el año. El periodo de gestación varía de 141 a 151 días con un promedio de 146 días. El tamaño de la camada es de dos crías^{11,16,17}.

El Pecari de collar vive en grupos cuyo tamaño varía de uno a 20 individuos. Estos grupos están compuestos por ambos sexos de edades variables. Ocupan áreas de entre 24 a 800 ha, siendo en promedio de 150 hectáreas^{11,18}.



Fuente: International Union Conservation of Nature. <http://www.iucnredlist.org>

Figura 2.- Distribución del Pecari de collar.

Es posible mantener al Pecari de collar en cautiverio y/o semicautiverio, es decir, en un espacio fijo más reducido (corrales), o en semi-libertad en un espacio más amplio como puede ser el ámbito del predio. Un manejo en semicautiverio reduce los costos de mantenimiento porque los alimentos están más disponibles; se reduce el tiempo y trabajo de cuidado de la piara y el ataque de enfermedades es menor en razón de que no hay hacinamiento. Para esto es recomendable iniciar con una sola pareja en cada corral de manejo, porque hay dominancia de sexo, con las nuevas camadas van estableciéndose grupos más grandes que son respetados, es decir; los padres toleran (y no eliminan) a los más jóvenes de su misma descendencia, sean machos o hembras¹⁹.

Por lo que respecta a normativa, la Ley General de Vida Silvestre (LGVS) se constituyó como el primer instrumento normativo en materia de regulación de la vida silvestre reconociendo el uso de ésta como una herramienta de conservación a través de su uso y aprovechamiento. La Dirección General de Vida Silvestre crea el plan de manejo tipo del Pecari de collar en climas áridos y semiáridos del Norte de México, elaborado por la SEMARNAT para homogenizar el desarrollo de las actividades de conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de la vida silvestre en especies y grupos de especies que así lo requieran²⁰.

En cuanto a enfermedades infecciosas se ha reportado la existencia de procesos respiratorios, digestivos, renales y dermatológicos. Debido al desconocimiento sanitario de estos animales y a que los pecaríes se consideran similares al cerdo doméstico se ha acostumbrado a extrapolar las clásicas enfermedades porcinas a las del Pecari de collar (por ejemplo: cólera porcino, exantema vesicular, estomatitis vesicular, fiebre aftosa y rabia)¹¹.

Por otra parte, los parásitos son organismos animales o vegetales que en forma permanente o temporal y de manera obligatoria debe nutrirse a expensas de otro organismo llamado hospedador, sin que ésta relación implique la destrucción de éste como lo hace un depredador²¹. El daño que causan los parásitos en los pecaríes no es bien conocido, algunas enfermedades y parásitos causan muertes, otros solo los debilitan y disminuyen la capacidad para reproducirse, sin embargo otros parecen no tener efectos perjudiciales³.

Aunque son muchas las especies que los parasitan, no se sabe con certeza cuál es el efecto patológico de ellos. En lugares desérticos y semidesérticos, donde es poca la cantidad de agua y alimento, es posible que la parasitosis provoque daños importantes e incluso la muerte³.

Como ya se mencionó, algunos de los parásitos reportados en el pecari son protozoarios (*Eimeria sp.*, *Isospora sp.*, *Balantidium sp.* y *Eperythrozoon sp.*), trematodo (*Fascioloides sp.*), cestodo (*Moniezia sp.*) y nematodos (*Ascaris sp.*, *Toxocara sp.*, *Strongyloides sp.*, *Trichostrongylus sp.*, *Oesophagostomum sp.*, *Parabronema sp.*, *Gongylonema sp.* y *Dirofilaria sp.*)^{3,11}.

3.2 Parásitos en el Pecari de collar.

A continuación se describen las principales características de cada género de parásitos identificados en el presente estudio:

3.2.1 Género *Ascaris*.

Este nematodo está presente en el ganado porcino de todo el mundo y es especialmente frecuente en los trópicos. Se localiza en el intestino delgado. Es de color blanquecino de tamaño considerable, miden de 15 a 40 cm de longitud. Los huevos tienen una membrana gruesa y miden 45 x 60 μm .

El ciclo biológico de *A. suum* es directo. Las hembras producen más de 100,000 huevos al día (en ocasiones hasta más de un millón) que salen al exterior junto con las heces. Estos huevos son muy resistentes a las condiciones externas y pueden permanecer infectivos durante años. Dependiendo de la humedad y temperatura, los huevos se desarrollan a larvas infectantes del estadio 2 en unos 25 a 40 días. El hospedador ingiere estos huevos con las larvas dentro, mismas que eclosionan en el intestino, atraviesan la pared intestinal y emprenden una migración no del todo elucidada. La mayoría de las larvas pasan al hígado a través del sistema circulatorio portal. En el hígado dañan los tejidos y causan hemorragias. A través de la sangre alcanzan los pulmones, atraviesan la pared de los alvéolos, llegan a la faringe y de allí son deglutidas. El resto del desarrollo a adultos en el intestino delgado ocurre a las siete semanas después de la ingestión de los huevos con larvas infectantes^{21,22,23}.

La migración masiva de larvas puede causar numerosas hemorragias pequeñas, enfisema y una neumonía pasajera por eso es llamada en algunos casos como neumonía por áscaris, quizá atribuible a otras infecciones o anemia de lechón. En el hígado, la migración larval puede causar manchas de leche o mancha blanca que son de más de un centímetro de diámetro sobre la superficie del hígado y representan la reparación fibrosa de reacciones inflamatorias causadas por el paso de las larvas a través del hígado de cerdos sensibilizados anteriormente. Estas lesiones pueden ser identificadas durante la inspección del órgano a la necropsia. En ocasiones algunos áscaris pasan por el estómago y son vomitados, otros migran cranealmente por el páncreas o ductos biliares. Algunas veces puede originarse obstrucción biliar, ictericia o colangitis purulenta, aunque rara vez ocurre perforación intestinal²¹. Las infecciones causadas de forma experimental en cerdos jóvenes ocasionan importantes efectos sobre la economía en la alimentación, con una pobre conversión alimenticia y una baja ganancia de peso alargando el periodo de engorda hasta por 6 a 8 semanas²³.

Los signos clínicos de la ascariasis incluyen una baja ganancia de peso, pérdida de condición corporal, además puede haber obstrucción intestinal y del conducto biliar de tal manera que las Infecciones fuertes incrementan la susceptibilidad de cerdos jóvenes a otras infecciones bacterianas o virales. Así por ejemplo en lechones menores de cuatro meses de edad la actividad larval durante la fase de migración puede causar neumonía, la cual es usualmente transitoria y de rápida resolución²³.

La migración larval induce lesiones en hígado y pulmón. En los pulmones las lesiones son grandes y están delimitadas por numerosos focos de hemorragias diseminadas fuera y dentro del parénquima pulmonar. Hay edema y enfisema alveolar. Microscópicamente hay bronquiolitis eosinofílica, los bronquiolos están rodeados por macrófagos y eosinófilos, la pared alveolar es infiltrada por eosinófilos y presenta tejido necrótico en el lumen. Pueden detectarse larvas en cortes de tejidos (alveolos, conductos alveolares, bronquiolos, bronquios y en casos crónicos son encontrados granulomas eosinofílicos). Las lesiones en el hígado resultan en pérdidas económicas cuando se decomisa el órgano en la inspección sanitaria. Las hemorragias están presentes cerca del área portal y al final de los lóbulos, hay áreas rojas bien definidas directamente visibles en la capsula, algunas veces con una ligera depresión y rodeadas por una estrecha zona pálida. Estas lesiones cicatrizan por fibrosis, que se prolongan alrededor del tracto portal y por fuera acentuando el contorno lobular. Los focos granulomatosos contienen células gigantes, macrófagos y eosinófilos, que pueden encontrarse sobre los remanentes de larvas atrapadas y destruidas en el hígado. Las infiltraciones inflamatorias en animales expuestos a larvas de *A. suum* pueden volverse agudas y difusas que se ven reflejadas en la apariencia engrosada del hígado, con extensas y definidas manchas de leche en lóbulos. El hígado está firme y pesado, las cicatrices pueden volverse confluentes obliterando algunos lóbulos y extendiéndose fuera del septo interlobular hasta el final del hígado^{21,22, 23}.

El diagnóstico se basa en los signos clínicos y la historia clínica, además de la detección de huevos por técnicas de laboratorio como la de flotación, donde se utilizan soluciones saturadas con diferentes densidades: sulfato de zinc a 1.300, sulfato de magnesio a 1.280 o cloruro de sodio 1.200. Los huevos son ovoides color café amarillento de corteza gruesa con protuberancias. A la necropsia se pueden encontrar gusanos adultos en el intestino delgado²³.

Este parásito es susceptible a muchos de los antihelmínticos disponibles en el mercado, por ejemplo los benzimidazoles administrados en el alimento durante varios días. Se puede emplear el levamisol a dosis de 0.72 g/Kg en alimento, otro

ejemplo es el tetramisol utilizando 5 Kg por cada 500Kg de alimento, la ivermectina a dosis de 0.3mg/Kg de peso se utiliza especialmente cuando se sospecha de neumonía favorecida por las larvas migrantes de *A. suum*²¹.

3.2.2 Género *Strongyloides*.

Son nematodos que se localizan en el intestino delgado; se pueden hallar estadios inmaduros de modo transitorio en piel, sangre, pulmones, en incluso en la glándula mamaria. Los adultos son pequeños y filiformes, no superan los 6 mm de longitud. Tienen un esófago largo característico. Sólo las hembras adultas partenogenéticas son fases parasitarias. Los adultos sexualmente activos viven libres en el exterior, son de menor talla y muestran una morfología ligeramente distinta a las hembras partenogenéticas. Los huevos miden 25 por 50 µm y cuando abandonan el hospedador a través de las heces, cada uno contiene ya una larva completamente desarrollada^{21,22,23}.

Strongyloides sp. tiene un ciclo vital especial. En el intestino del hospedador, las hembras partenogenéticas (es decir, que producen huevos que se desarrollan sin necesidad de ser fecundados por un macho) producen huevos que empiezan a desarrollarse antes de alcanzar las heces. Fuera del hospedador estas larvas eclosionan y completan su desarrollo a larvas infectivas del estadio 3 en uno o dos días. Pueden sobrevivir hasta cuatro meses fuera del hospedador. Estas larvas penetran a través de la piel o de forma oral mediante el consumo de pasto. Además de éste ciclo partenogenético (homogónico), las hembras adultas pueden poner huevos que producen otro tipo de larvas que en el exterior se desarrollan a adultos machos o hembras (ciclo heterogónico). Los huevos fertilizados de esta población se desarrollan a larvas infectivas que ingerirá el hospedador. La identificación de huevos embrionados en las heces puede confirmar el diagnóstico. En las heces no frescas pueden hallarse larvas de 600 µm de longitud^{21,22,23}.

La penetración de la larva infectante a través de la piel puede causar una reacción eritematosa. Cuando hay gran número de parásitos adultos en el duodeno y yeyuno, causan inflamación con edema y destrucción del epitelio. Esto resulta en una enteritis catarral disminuyendo la capacidad de la digestión y absorción²².

Los animales con una infección ligera no muestran signos clínicos, no obstante, en las severas hay diarrea constante, signos de anemia y emaciación, además de que puede ocurrir la muerte repentina. Durante la fase migratoria puede haber tos, dolor abdominal y vómito²².

El diagnóstico se basa en la identificación de huevos en excremento, el reconocimiento de adultos expulsados desde el intestino y la observación de los mismos en el examen post-mortem^{21,22}.

Para el tratamiento se administran benzimidazoles o lactonas macrocíclicas. En este último caso, una aplicación de ivermectina de 4 a 16 días antes de la gestación de la cerda, favorece la supresión en la excreción de larvas en la leche²¹. Del grupo de Benzimidazoles; el albendazol, flubendazol y levamisol pueden ser administrados a dosis de 5 mg/Kg²².

3.2.3 Género *Oesophagostomum*.

El nematodo *Oesophagostomum dentatum* es muy frecuente en porcinos y jabalís. Lo más habitual es que aparezcan en infecciones mixtas con otros nematodos gastrointestinales. Se localizan en el colon y las larvas se encuentran en nódulos entre el estómago y hasta el colon y ciego. Los gusanos adultos alcanzan entre 15 y 20 mm de longitud: las hembras son mayores que los machos. En la parte anterior existe una gran vesícula cefálica²¹.

Todas las especies del género *Oesophagostomum* poseen un ciclo de vida directo. Los huevos salen del hospedador con las heces en etapa de blástula, después se forma la larva 1 que eclosiona. Una semana más tarde aparecen las larvas infectivas del estadio 3. Una vez ingeridas con el pasto por el hospedador definitivo, como ya se mencionó, penetran en la pared intestinal y forman nódulos en cualquier lugar entre el estómago y hasta el colon. Después de una semana abandonan los nódulos y emigran al colon donde completan el desarrollo a adultos y se reproducen. El periodo de prepatencia es de cinco a seis semanas. Los huevos son sensibles a la desecación y a temperaturas bajas o altas, pero pueden sobrevivir hasta dos o tres meses en el pasto y pueden resistir inviernos suaves^{21,22,23}.

El enquistamiento de las larvas en la pared intestinal provoca la formación de extensas zonas nodulares, tanto en el intestino delgado como en el ciego y colon, interfieren con la absorción, el movimiento intestinal y la digestión, de hecho cuando un nódulo es supurativo puede romper la pared intestinal provocando peritonitis y múltiples adherencias. Aunque los gusanos adultos no son hematófagos, producen un marcado engrosamiento de la pared intestinal, congestión y gran cantidad de moco. Las nodulaciones formadas por fases larvarias causan enteritis, anorexia y heces hemorrágicas, mientras que en las infecciones severas hay diarreas y pérdida acelerada de peso; la enfermedad

puede determinarse a partir del examen de heces diarreicas que puede poner de manifiesto la presencia de larvas del cuarto estadio o la detección de huevos en las heces²².

En las cerdas gestantes hay inapetencia, pérdida de peso, al momento del parto reducen la producción de leche afectando la cantidad de lechones destetados. Ocasionalmente en los animales en crecimiento, hay diarrea y una alteración en la conversión alimenticia²².

El diagnóstico está basado en encontrar lesiones nodulares en el examen post-mortem y en la identificación de huevos en excremento por medio de técnicas de flotación con soluciones saturadas de sulfato de zinc a una densidad de 1.300 o cloruro de sodio a 1.200²².

Los parásitos adultos son susceptibles a los benzimidazoles, levamisol y lactonas macrocíclicas. Los tratamientos con antihelmínticos no siempre afectan a las larvas enquistadas y en ocasiones se requiere la aplicación de fármacos durante varias semanas para reducir la población de adultos lo que resulta poco práctico y costoso²¹.

3.2.4 Género *Metastrongylus*.

El género *Metastrongylus* corresponde a nematodos que se localizan en bronquios y bronquiolos del cerdo y suidos salvajes. Los huevos del parásito miden de 45 a 57 por 38 a 41 μm , tienen una pared gruesa y rugosa, contienen un embrión totalmente desarrollado en el momento de la puesta. Los huevos son eliminados en heces del hospedador y pueden eclosionar inmediatamente o poco después de haber sido ingeridos por el hospedador intermediario. La larva puede vivir hasta tres meses en el ambiente, pero no es infectante y sólo puede proseguir su ciclo evolutivo tras haber sido ingerida por alguna especie de lombriz de tierra, entre las cuales se citan; principalmente *Lombricus terrestres*, *L. rubellus* y *Eisenia sp.* Las larvas se desarrollan en los vasos sanguíneos de las paredes del esófago, proventrículo y los espacios hemáticos, alcanzando su estadio infectante a unos diez días, tras sufrir dos mudas y retener la segunda como vaina. La lombriz no sufre ningún daño de infestación intestinal. Los cerdos se infectan por ingestión de lombrices parasitadas o por larvas infectantes liberadas accidentalmente. La larva pasa a través de los ganglios linfáticos mesentéricos donde mudan una vez y alcanzan los pulmones donde crece hasta el estadio adulto tras una cuarta muda. Los primeros huevos se eliminan alrededor del día 24 post-infección²¹.

Los parásitos adultos se encuentran en el lumen de bronquios y bronquiolos, especialmente en los lóbulos posteriores de los pulmones y provoca una bronquiolitis eosinofílica crónica catarral y bronquitis. En muchos casos de metrastrongilosis se ha notado una infección secundaria con *Staphylococcus*. También se cree que los parásitos son responsables de la transmisión ocasional del virus de la influenza porcina^{21,22,23}.

Durante la fase de prepatencia se consolidan áreas del pulmón, se presenta hipertrofia de la capa muscular de los bronquios y se desarrolla hiperplasia linfoide peribronquial acompañada con áreas de inflamación. Cuando los parásitos son adultos los huevos son aspirados hacia los bronquiolos y hasta los alveolos y el parénquima, aumenta la consolidación y el enfisema. Durante este estadio también ocurre la hipersecreción de moco en los bronquios. Cerca de seis semanas después de la infección se establece una bronquitis crónica con enfisema y pueden encontrarse pequeños nódulos grisáceos en la parte posterior de los lóbulos diafragmáticos; que pueden agruparse y formar extensas áreas que se desvanecen lentamente^{21,22,23}.

En vista que la enfermedad es más frecuente en cerdos de traspatio, los signos clínicos y la historia de la enfermedad son de ayuda para el diagnóstico^{21,22}. Muchas infecciones son ligeras y subclínicas, principalmente en cerdos adultos, sin embargo, en los animales jóvenes con infecciones graves se presenta una marcada tos acompañada por disnea y escurrimiento nasal. Las infecciones secundarias bacterianas pueden complicar los signos, inducir fiebre, inapetencia y pérdida de peso²³.

Para el diagnóstico se hace el examen de excremento usando técnica de flotación con solución saturada de sulfato de magnesio a una densidad de 1.280; Los huevos larvados poseen una corteza rugosa característica²¹.

Muchos antihelmínticos, incluyendo los benzimidazoles, levamisol y las lactonas macrocíclicas son altamente eficaces. De los primeros, el albendazol se puede administrar a dosis de 10mg/Kg, el mebendazol a 15 mg por animal por 6 días o 30 mg/Kg de alimento por 5 días, mientras que el levamisol se puede administrar a dosis de 5mg/Kg; de las lactonas macrocíclicas, la ivermectina se utiliza a dosis de 0.5mg/Kg²¹.

3.2.5 Familia Eimeriidae (coccidias): Género *Eimeria*.

Los protozoarios del género *Eimeria*, comúnmente llamadas coccidias, son parásitos intracelulares del epitelio intestinal. Tienen un solo hospedador en el que experimentan multiplicación asexual (esquizogonia y esporogonia) y sexual (gametogonia). Los macrogametos y microgametos se desarrollan independientemente, produciendo los últimos muchos gametos. De la unión de estos se produce un cigoto que por un proceso de esporogonia forma los ooquistes, lo cual ocurre fuera del hospedador^{21,22,23}.

El ooquiste de *Eimeria* que contiene un cigoto, es expulsado de los tejidos del hospedador y sale al exterior en las heces, que en condiciones apropiadas de humedad y temperatura forman el ooquiste infectante, maduro o esporulado. Las formas más comunes de los ooquistes son las esféricas, ovoides o elipsoidales que varían de tamaño, la pared ésta compuesta por dos capas, generalmente es clara y trasparente con un contorno doble bien definido, en algunas especies es amarillento o verde. En el ooquiste esporulado existen cuatro estructuras llamadas esporoquistes, que contienen dos esporozoítos en forma de coma cada una²¹.

El ciclo biológico parasitario de las coccidias se inicia cuando el ooquiste infectante es ingerido por un hospedador. El desenquistamiento deja en libertad a los esporozoítos que miden 10 por 1.5 μm y son transparentes, con movimiento de contracción y elongación que les permite un deslizamiento veloz. Inicialmente los esporozoítos invaden el epitelio intestinal en la punta de las microvellosidades ahí son ingeridos por macrófagos y transportados hasta las células epiteliales para experimentar el desarrollo posterior²¹.

La primera etapa de reproducción (asexual), llamada esquizogonia se da cuando el esporozoíto penetra a la célula epitelial y comienza a redondearse a lo que se le conoce como trofozoíto y en pocos días su núcleo se divide y se convierte en esquizonte; ésta es la primera generación de la esquizogonia en donde la división nuclear es mitótica, que genera organismos fusiformes alargados llamados merozoítos. Cuando el esquizonte madura, se libera la primera generación de merozoítos y entonces penetran a otras células epiteliales del área y continua el ciclo de desarrollo asexual. La segunda generación de merozoítos puede dar lugar a una tercera o más generaciones de reproducción asexual o diferenciarse en formas sexuales o gametos^{21,22}.

En la reproducción sexual o gametogonia, los merozoítos destinados para la gametogonia muestran dimorfismo sexual, los microgametos (forma masculina) son más numerosos y pequeños que los macrogametos (formas femeninas), la

fertilización del macro por el microgameto puede llevarse a cabo por cualquier lugar de la superficie del macrogameto, de esta manera se forma un cigoto, formándose la pared quística alrededor del mismo, cuando ésta se completa, el ooquiste es expulsado de los tejidos y pasa al exterior²¹.

La esporogonia ocurre hasta que el ooquiste es vertido al exterior del cuerpo, donde a las pocas horas de haber abandonado al hospedador se forma el esporonte, que después se divide en cuatro esporoblastos, que se diferencian en esporoquistes (al dividirse su protoplasma se forman dos esporozoítos). Las infecciones por las coccidias se autolimitan y la reproducción asexual no continúa indefinidamente; como consecuencia de infecciones repetidas el hospedador puede desarrollar inmunidad de manera que solo se producen pocos ooquistes en infecciones posteriores²¹.

Los efectos patógenos de las coccidias se presentan en cerdos jóvenes; los animales más viejos en raras ocasiones padecen afecciones clínicas. Los cambios patológicos consisten en inflamación catarral de los intestinos delgado y grueso, en asociación con gran número de ooquistes. La pared del intestino grueso puede estar marcadamente engrosada y, a veces, se presenta un exudado mucofibrinoso adherido a dicha pared y una enteritis necrótica intensa^{21,23}.

Por el daño en el epitelio intestinal hay mala absorción de nutrientes, enteritis y diarrea, hay pérdida del apetito y emaciación que en los animales jóvenes puede llevar a la muerte^{21,22,23}.

Para el tratamiento de coccidiosis se puede emplear la administración de nitrofurazona a dosis de 200- 500 ppm en el alimento por 7 días y el uso de toltrazuril en dosis única de 20 mg por kg de peso vivo en lechones de 3 a 5 días es eficaz pues afecta a todas las fases intracelulares de la reproducción asexual del parásito²¹.

3.2.6 Familia Eimeriidae (coccidias): Género *Isospora*.

El ciclo biológico de *Isospora* en general es similar al de *Eimeria*. El ooquiste que contiene un cigoto, es expulsado de los tejidos del hospedador y sale al exterior junto con las heces donde esporula para formar dos esporoquistes, cada uno con cuatro esporozoítos en forma de coma. Una vez que el ooquiste esporulado es ingerido por el hospedador se liberan los esporozoítos que invaden las células intestinales para dar lugar a la formación de merozoítos de primera generación. Los merozoítos están en las células epiteliales de las vellosidades del intestino

delgado y por lo general en el tercio distal y de bajo de los núcleos de las células infectadas. La primera generación de merozoítos está presente de dos a tres días post-infección. La segunda infección de merozoítos están presentes a los cuatro días y los gametos maduros se presentan a los cinco días post-infección. El periodo de prepatencia es de cuatro a seis días y el de patencia de tres a 13 días^{21,22,23}.

La infección puede ocurrir con gran facilidad y bajo todo tipo de sistemas de manejo. Los lechones con una infección clínica desarrollan una diarrea no hemorrágica que no responde a la terapia de antibióticos. Las diarreas pueden ocurrir en individuos de cerca de seis días de edad, pero la mayoría ocurren entre los ocho y diez días de edad. Los rangos de diarrea van desde un excremento blanco cremoso a una diarrea acuosa. Se ven afectados los lechones pequeños y desnutridos, los lechones gravemente afectados se deshidratan y tienen el pelo hirsuto; aunque continúan mamando, la ganancia de peso es reducida, pudiendo llegar a la emaciación. La mortalidad es generalmente de baja a moderada. La *Isospora* puede causar infección en combinación con otros microorganismos enteropatógenos como la *Escherichia coli* enteropatógena, los rotavirus y el virus de la gastroenteritis transmisible porcina^{21,22,23}.

Las lesiones causadas por *I. suis* en lechones se presentan en el yeyuno e íleon y son asociadas con el desarrollo del parásito, el intestino afectado está inflamado y enrojecido, los cambios microscópicos incluyen atrofia de vellosidades, hiperplasia de las criptas y enteritis necrótica^{22,23}.

El diagnóstico es difícil y se confirma plenamente por el examen post-mortem donde se puede hacer observación microscópica de numerosas fases del desarrollo endógeno en el intestino. El diagnóstico a través de la detección de ooquistes en las heces es limitado y sólo puede considerarse válido cuando exista una elevada cantidad de esas fases parasitarias^{21,22}.

El tratamiento más eficaz consiste en la administración de toltrazuril por vía oral en los lechones desde los cuatro días de edad a dosis única de 20 mg/Kg de peso, además de reforzar la alimentación con vitaminas y minerales²².

Por otro lado, el monitoreo sistemático de las enfermedades y agentes patógenos en los animales silvestres debería formar parte de los estudios de biodiversidad, debido a que conocer estos factores además de la prevalencia de las enfermedades y sus efectos sobre las poblaciones de fauna nos proporcionaría datos para mejorar las estrategias de conservación de dichos ejemplares. En programas de conservación es importante contar con información del perfil

epidemiológico de las especies silvestres que se desean manejar para identificar y evaluar los efectos de los parásitos y las enfermedades presentes en las poblaciones^{24,25,26}.

Los animales silvestres que son decomisados o entregados de forma voluntaria a algún centro de conservación, al ser mantenidos en cautiverio sin poder evitarse sufren algún grado de estrés causado posiblemente por el hacinamiento o por el cambio de su hábitat, siendo esto último lo más importante. Mantener mamíferos silvestres con el mejor estado de salud posible cuando están en cautiverio implica mantener controladas enfermedades que los afectan siendo importantes las enfermedades parasitarias ya que pueden desencadenarse por el estrés sufrido por hacinamiento, por el contacto cercano de diferentes especies silvestres e incluso por el contacto con animales domésticos^{27,28}.

4. Hipótesis.

El Pecari de collar en una población cautiva en Yucatán, México se encuentra infectado por parásitos gastrointestinales y hemoparásitos.

5. Objetivos.

5.1 Objetivo general.

Identificar y determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales y hemoparásitos del Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

5.2 Objetivos particulares.

Identificar y determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales del Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

Identificar y determinar la prevalencia de hemoparásitos del Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

6. Materiales y métodos.

6.1 Área de estudio.

El estudio se realizó en el Centro para la Conservación e Investigación de Vida Silvestre (CIVS) “San Bartolomé” Tekax, el cual pertenece a la Dirección General de Vida Silvestre de la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). En la Ley General de Vida Silvestre el CIVS tiene como funciones la recepción, rehabilitación, protección, recuperación, reintroducción, canalización, y cualquier otra que contribuyan a la conservación de ejemplares producto de rescate, entregas voluntarias o aseguramientos por parte de la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA) o la Procuraduría General de la República (PGR)^{16,20}.

El CIVS se encuentra ubicado en la zona sur del estado de Yucatán, en el punto geográfico N 20°12'17.4" y W 089°14'51.7", pertenece al municipio de Tekax, kilómetro 3.5 carretera de Tekax-Tixcuytun, el cual colinda al norte con el poblado de Teabo, al sur con los estados de Campeche y Quintana Roo, al este con las poblaciones de Tzucacab y Tixmehuac y al oeste con la población de Akil y el municipio de Oxxutxab; los ranchos que colindan con el área del CIVS son: al norte con *Pacanxiu I y II*, al sur con el rancho *Santo Domingo*, al este con el rancho *Guadalupe* y al oeste con el Ejido de Tekax.

El área del CIVS abarca 276 hectáreas de selva mediana subcaducifolia, algunas de las especies forestales más abundantes son: Chaca (*Bursera simaruba*), tzalam (*Lysiloma latisiliquum*), kanchunup (*Tohuina paucidentata*), jabin (*Piscidia piscipula*), xuul (*Lonchocarpus xuul*), zapote (*Manilkara sapota*) y se encuentran delimitadas por una malla ciclónica de dos metros de altura, de las cuales 9 hectáreas están consideradas como pecuarias, en donde se alberga la fauna silvestre que se encuentra cautiva.

De acuerdo con la clasificación de Köppen^{29,30}, el clima presente en el área de estudio es cálido subhúmedo del tipo Awo (x') (i') g. siendo el más seco de los subhúmedos, con lluvias en verano y una temperatura promedio anual de 26.8° C (diciembre y enero son los meses más fríos con 23.3° C, mientras que en mayo se alcanza la temperatura promedio más alta del año con 29.6° C); la precipitación pluvial anual oscila entre 415 mm y 1,290 mm, con una época de menor precipitación de noviembre a abril y con una temporada lluviosa de mayo a octubre

6.2 Población de estudio.

El estudio contempló la evaluación de 27 ejemplares de Pecarí de collar. Los animales se encuentran en condiciones de cautiverio y han sido obtenidos mediante la canalización de ejemplares provenientes de zoológicos, entregas voluntarias y reproducción en el CIVS ya que una de sus funciones de éste es la recepción de ejemplares silvestres.

Los 27 ejemplares comprenden una sola tropa 12. 15.00, mismos que en el primer caso tienen un promedio de edad de 3.5 ± 1.6 años, mientras que las hembras presentan una edad promedio de 2.5 ± 0.8 años.

6.3 Obtención de muestras.

El muestreo se realizó en la época de transición de lluvias a seca y fue dividido en dos días; tanto el primero como el segundo muestreo se iniciaron a las 7:00 horas con la finalidad de evitar un choque calórico en los ejemplares muestreados. Para la contención química se utilizó un equipo *teleinjet* (dardos, pistola, cerbatana y bomba de aire), los dardos fueron cargados con un cóctel anestésico de zoletil más xilacina a dosis de 4 mg por kg de peso vivo (1 mg/Kg de Xilacina + 3 mg/Kg de Zoletil), se dispararon en el tren posterior administrando el fármaco de forma intramuscular y así evitar un daño en órganos vitales.

En algunos ejemplares la anestesia no fue profunda con la primera dosis debido a varios factores, por ejemplo cuando el fármaco no era administrado en su totalidad (debido a que se doblaba la aguja del dardo o se caía con el contenido) y fue necesaria una nueva dosificación con la mitad de la dosis inicial.

Una vez anestesiado el ejemplar se utilizó un paliacate para evitar el estímulo visual y proteger sus ojos que se mantienen abiertos por el efecto del fármaco, administrando también gotas lubricantes en los mismos para evitar resequedad ocular. Inmediatamente se le tomaron las constantes fisiológicas (temperatura, frecuencia cardiaca y frecuencia respiratoria), que fueron tomadas con lapsos de 15 minutos durante todo su manejo; para el traslado de los ejemplares al área de la obtención de muestra se utilizaron transportadoras Vari Kennell (70 cm de ancho por 100 cm de largo y 75 cm de alto).

El área destinada para la obtención de muestras fue previamente acondicionada con cartón y lonas donde se colocaron los ejemplares para evitar en lo posible la pérdida de temperatura durante la anestesia. Cada ejemplar fue colocado en decúbito lateral localizando la vena yugular (fosa de las yugulares), se realizó la

limpieza y desinfección del área de punción con cloruro de benzalconio y una solución yodada, con guantes de látex y con una jeringa estéril (3ml) se obtuvieron 2 ml de sangre, vertidos en tubos microtainer con EDTA (ácido etilendiaminotetraacético), los cuales fueron colocados en condiciones de refrigeración.

Para la obtención de excretas se introdujo el dedo índice por el recto estimulando la defecación con un ligero masaje; se extrajeron de 3 a 5 g de materia fecal y se colocaron en bolsas de polietileno previamente identificadas y se mantuvieron en condiciones de refrigeración con una temperatura promedio de 2°C hasta su procesamiento.

Adicionalmente se tomaron 23 muestras al azar de las 12 letrinas previamente identificadas en el encierro, procurando colectar las excretas más frescas, siendo depositadas en bolsas de polietileno, para ser trasladadas al laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Autónoma de Yucatán (UADY) donde se procesaron.

6.4 Procesamiento de muestras.

6.4.1 Detección de parásitos gastrointestinales.

Las muestras de heces se procesaron mediante la técnica de flotación y Mc Master descrita por Rodríguez-Vivas y Cob-Galera^{31,32}. Esta técnica determina la cantidad de huevos que hay en 1 g de heces y se basa en diluir 2 g de excremento aforados en 30 ml de solución saturada de glucosa o sal común. La lectura se efectúa en una cámara de Mc Master con un área de 1 cm y una profundidad de 0.15 mm lo que da un volumen de lectura de 0.15 ml, es decir una centésima parte por gramo de excremento; es por eso que para obtener el número de huevos por gramo se tiene que usar un factor de corrección de 100 para cada cuadrícula observada. Las muestras que fueron positivas a ooquistes de la familia Eimeriidae (coccidias) fueron colocadas en una solución al 2% de dicromato de potasio para facilitar la identificación del género.

6.4.2 Detección de hemoparásitos.

Con las muestras de sangre se realizaron frotis que tuvieron un proceso de fijación con metanol absoluto por tres minutos, los cuales posteriormente fueron teñidos con Giemsa al 5% por un periodo de 45 minutos de acuerdo a la técnica descrita por Rodríguez-Vivas y Cob-Galera³¹. La identificación de los hemoparásitos se

realizó mediante la observación microscópica con el lente de 100x de acuerdo a las características morfológicas descritas por Campbell y Ellis³³.

6.4.3 Análisis de datos.

Los resultados de laboratorio se procesaron por medio de estadística descriptiva con la elaboración de tablas y gráficas. Asimismo se obtuvo la prevalencia de parásitos encontrados de forma individual y por grupo estudiado (parásitos gastrointestinales y hemoparásitos). Los géneros de parásitos identificados son expresados como prevalencias de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{Prevalencia (\%)} = \frac{\text{Número de animales positivos}}{\text{Número de animales estudiados}} \times 100$$

7. Resultados.

De los 27 ejemplares de Pecari de collar estudiados se obtuvieron solo 21 muestras de heces directas, ya que en 6 de ellos no se encontró excremento en el recto al momento del muestreo, de las cuales el 61.9% (13/21) fueron positivas a coccidias de la familia Eimeriidae y el 38.1% (8/21) negativas. Por otro lado en letrinas se tomaron 23 muestras resultando 69.5% (16/23) positivas a por lo menos un género parásito y el 30.5% negativas, dónde se identificaron los siguientes géneros: *Strongyloides sp*, *Metastrongylus sp*, *Oesophagostomum sp*, *Ascaris sp*, y coccidias de la familia Eimeriidae (Gráfico 1).

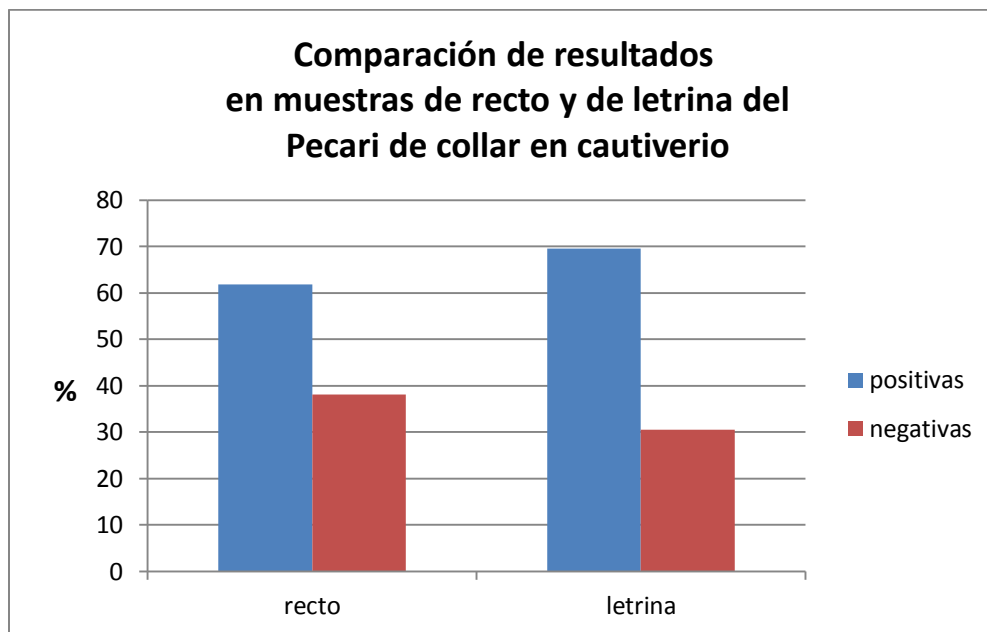


Gráfico 1.- Resultados obtenidos en las muestras del recto y letrinas para conocer los parásitos gastrointestinales que afectan a los Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

Con respecto a las muestras de recto se determinó una prevalencia de 61.9 % (13/21) de la familia Eimeriidae (coccidias); De ésta familia se encontró en el cultivo de ooquistes que el género *Eimeria* representan el 46% e *Isospora* el 54% (Gráfico 2).

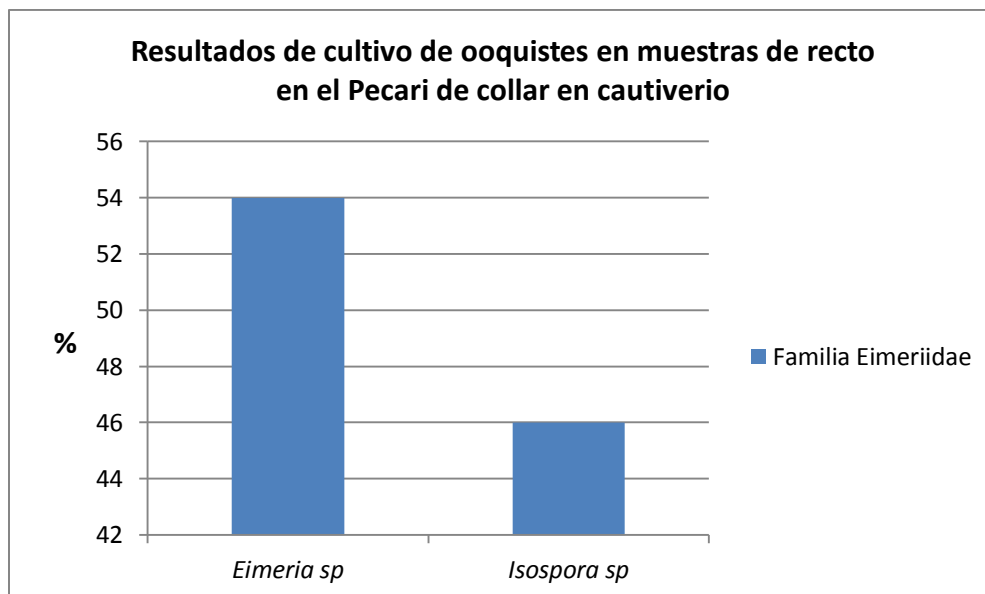


Gráfico 2.- Resultados de cultivo de ooquistes en muestras de recto para la familia de Eimeriidae (coccidias) en Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

En las muestras de letrinas la prevalencia de parásitos gastrointestinales fue 56.5%; la Familia Eimeriidae 17.4% (4/23), *Strongyloides sp.* 17.4 % (4/23), *Oesophagostomum sp.* 8.7% (2/23) y *Ascaris sp* 4.3% (1/23) (Gráfico 3).

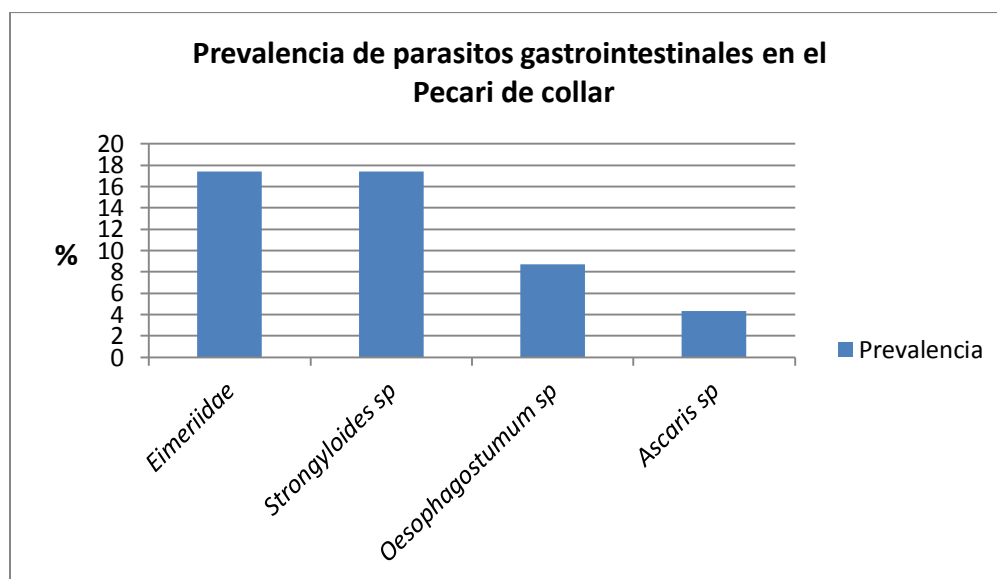


Gráfico 3.- Prevalencia de parásitos gastrointestinales identificados en las muestras recolectadas a partir de letrina de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

Al realizar el cultivo de ooquistes para la Familia *Eimeriidae* de las muestras de letrinas se encontró que el 75% corresponde al género de *Eimeria* sp. y el 25 % para el género *Isospora* sp.(Gráfico 4).

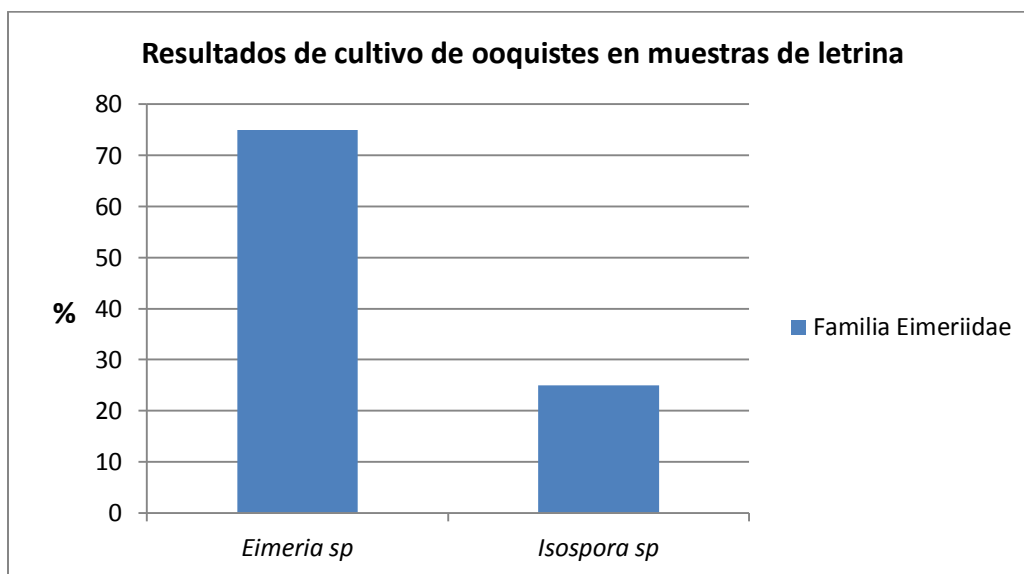


Gráfico 4.- Resultados de cultivo de ooquistes en muestras de letrinas para la familia de Eimeriidae (coccidias) en Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

Fue identificado el parásito *Metastrongylus* sp, nematodo pulmonar que debido a su ciclo biológico presenta un estadio en el tracto digestivo y el huevo sale con las heces, por lo que puede ser identificado en exámenes coproparasitológicos. La prevalencia de éste parásito fue de 34.8% (8/23), considerado también para sacar el resultado en la prevalencia de parásitos identificados en las muestras colectadas de letrinas (56.5%) mencionado anteriormente.

Algunas muestras presentaron solo un tipo de parásito; Infección monoespecífica 60.86% (14/23), mientras que otras más de uno, Infección mixta 8.69% (2/23).

A continuación en la tabla 2 se muestran los resultados de la técnica de McMaster con factor de corrección de 100 para cada género de parásito identificado:

Número de ooquistes y huevos en 1 gramo de heces			
	Parásito	Muestras de recto	Muestras de letrinas
Protozoarios	<i>Eimeria</i>	1,900	1050
	<i>Isospora</i>	1,100	350
Nematodos	<i>Strongyloides</i>	0	550
	<i>Oesophagostomum</i>	0	200
	<i>Ascaris</i>	0	50
	<i>*Metastrongylus,</i>	0	800

Tabla 2. Resultados de técnica McMaster realizado a Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

*El Parásito *Metastrongylus* sp. es un nematodo pulmonar no gastrointestinal, sin embargo, se identifican huevos del mismo en heces por su ciclo biológico.

Respecto a las muestras sanguíneas; en todos los animales fue posible la obtención sangre. Los resultados fueron negativos ya que en el examen de los frotis sanguíneos teñidos con Giemsa, no se identificaron hemoparásitos en glóbulos rojos, glóbulos blancos, ni extracelularmente.

8. Discusión.

Los parásitos son agentes patógenos causantes de diferentes enfermedades, las cuales pueden ser silenciosas por mucho tiempo y no presentar signos clínicos o por el contrario ser agudas con marcados signos clínicos que pueden causar la muerte. Existen muchas especies de parásitos que son relativamente inocuas, pero existen también muchas formas parasitarias que producen efectos patológicos que pueden conducir a un estado grave, o incluso la muerte del hospedador^{21,22,23}.

Por otro lado, debido a que las poblaciones de Pecari de collar en cautiverio están en constante crecimiento y el establecimiento de nuevos criaderos se encuentran relacionados con sistemas pecuarios tradicionales, es importante conocer los géneros de parásitos a los que se exponen estas especies en cautiverio por ser criados recientemente de manera intensiva o extensivas en las Unidades de Manejo de Fauna Silvestre (UMAS)^{15,20}.

Los resultados generales del análisis coproparasitológico en el Pecari de collar en cautiverio en el Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre demostraron que un 65.9% fueron positivos a por lo menos un agente endoparasitario en las muestras de letrinas. La presencia de coccidias como principal endoparásito en los ejemplares estudiados, principalmente en las muestras de recto, indica que existe una posibilidad de que los animales presenten signos clínicos como la anorexia, inapetencia o pérdida de peso, entre otros, como lo describe Quiroz²¹, sin embargo, ante la ausencia de signos clínicos de enfermedad, se puede suponer entonces que los animales del estudio se encontraban en un estado de parasitiasis.

Los resultados obtenidos en las muestras del recto y letrinas son similares, ya que en ambos se identificaron protozoarios de la familia *Eimeriidae*; *Eimeria* sp. e *Isospora* sp.; Tales parásitos también fueron reportados por Zapata¹² en una población cautiva de pecaríes en Mérida, Yucatán, siendo su resultado una prevalencia alta para coccidias hasta de un 93%. Por otro lado, fueron reportados por primera vez en Brasil por Farret *et al.*³⁴, cuatro protozoarios gastrointestinales en el Pecari en cautiverio, *Giardia* sp., *Balantidium* sp., *Cryptosporidium* sp y *Eimeria* sp, de los cuales sólo éste último género de coccidias también fue identificado en el presente trabajo. La posible razón de haber encontrado coccidias es que en el presente estudio solo se utilizaron las técnicas de Flotación centrifugada y Mc Master, mismas que no son las apropiadas para el diagnóstico de *Giardia* sp., *Balantidium* sp., *Cryptosporidium* sp. De esta manera en futuros

estudios se recomienda realizar las técnicas de observación directa y tinción de Ziehl Neelsen.

Zapata¹² además de coccidias identificó el género de nematodo *Oesophagostomum* sp, mismo que fue identificado en este estudio teniendo una prevalencia en las muestras de 8.69%, organismo que parasita comúnmente a cerdos y jabalís, además de bovinos, ovinos, caprinos y venados^{11, 22}.

Otro nematodo identificado en las muestras analizadas fue *Ascaris* sp, considerado un parásito que afecta comúnmente a cerdos domésticos principalmente a los de traspatio²¹. No obstante Carlos *et al.*³⁵ en Perú, identificó también en el Pecari de collar la presencia de *Ascaris* sp.

Por otra parte, el género *Metastrongylus* fue identificado con una prevalencia de 30.43%, parásito que tiene como hospedador principal al cerdo y al jabalí (pecari) principalmente en animales no estabulados^{22,23}, a pesar de que los semovientes estudiados están en cautiverio puede explicarse la presencia de este nematodo en las muestras dado que muchos de los ejemplares fueron decomisos o entregas de personas que pueden haber adquirido a los ejemplares de vida libre, extraídos directamente de su hábitat.

Valdés *et al.*³⁶ realizó una investigación sobre parásitos en el venado cola blanca (*Odocoelus virginianus*) y *Pecari tajacu*, teniendo como resultados la presencia entre otros parásitos a *Strongyloides*, con una prevalencia de 28%, el cual también fue identificado en el presente estudio con una prevalencia de 17.39%.

Debido a la etología del pecari de collar, como refrescarse en cuerpos de agua o en lodo en vida libre^{2, 4, 11}, en cautiverio lo hace en los bebederos sumergiendo las patas, causando la contaminación del agua y propiciando la diseminación de parásitos en la pira; ya que de acuerdo con el ciclo de biológico de la mayoría de parásitos gastrointestinales, presentan la expulsión de huevos en las heces y a partir de ahí pueden ser transportados en las patas de los animales como lo describe Taylor²³. Por otro lado su hábito alimenticio de osar la tierra buscando alimento (raíces, pequeños vertebrados, lombrices) predispone a ingerir un hospedador intermediario de un género de parásito como *Metastrongylus* sp. e infectarse.

Los resultados negativos en sangre respecto a los hemoparásitos reflejan que a pesar de que el estudio fue realizado en una zona de alta población de garrapatas, derivada de las explotaciones de ganado bovino en la región, organismos de los que se sabe pueden ser transmisores de patógenos que se detectan en sangre, no

hubo la presencia de esos parásitos en las muestras analizadas. Esto puede ser atribuible a la escasa presencia de ectoparásitos en los ejemplares de estudio, quienes pudieran transmitir hemoparásitos, y que a pesar de ello sólo se encontraron dos ejemplares de garrapatas del género *Amblyoma* en diferentes animales. Cabe mencionar que el Centro para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre (CIVS) alberga diferentes especies de animales silvestres, por ejemplo los venados (*Odocoileus virginianus*) que tienen una gran cantidad de ectoparásitos, ya que el centro fue un rancho ganadero, es por eso que un dato importante es que los pecaríes alojados en un encierro cercano al de venados y en las mismas condiciones tengan una escasa población de ectoparásitos.

A pesar de esto no se descarta la posibilidad de que haya presencia de parásitos en sangre ya que se han identificado en Yucatán garrapatas y moscas hematófagas como *Haematobia irritans*, *Stomoxys calcitrans* y *Tabanus* sp.^{37,38} que pueden transmitir agentes hemáticos a la fauna doméstica y silvestre.

Estos resultados en sangre concuerdan con los obtenidos por Gómez *et al.*,³⁹ en el estudio realizado a pecaríes alojados en cautiverio, donde todas las muestras sanguíneas analizadas resultaron negativas a hemoparásitos como *Trypanosoma* sp., por otro lado, es necesario mencionar que se han realizado en Yucatán, estudios en animales silvestres (*Didephis virginiana*) obteniendo como resultado el 53.9% de los animales seropositivos a *Trypanosoma cruzi*⁴⁰.

Se sugiere que en futuros estudios se incremente el número de animales estudiados con la finalidad de aumentar los registros y datos acerca de la especie de parásitos que afectan al Pecari de collar en cautiverio para contribuir al campo de investigación y al conocimiento de esta especie animal.

9. Conclusiones.

En ejemplares cautivos de Pecari de collar en Yucatán se identificaron los parásitos de la familia Eimeriidae (coccidias): *Eimeria* sp. e *Isospora* sp. En lo que respecta a Nematodos los principales géneros identificados son: *Strongyloides* sp., *Oesophagostomum* sp., *Ascaris* sp. y *Metrastrongylus* sp.

De los géneros de parásitos identificados en ejemplares cautivos de Pecari de collar, se determinó que la familia de Eimeriidae (coccidias) presenta la más alta prevalencia.

Del mismo modo, se concluye que en las muestras de sangre bajo los métodos de estudio, no se identificaron hemoparásitos en la especie estudiada.

10. Bibliografía.

1. Kitlie RA, Stomach Contents of Rain Forest Peccaries (*Tayassu tajacu* and *T. peccary*), *Biotropica*, 13: 234-236, 1981.
2. Ceballos G. y Oliva G., *Los Mamíferos Silvestres de México*, Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad, Fondo de Cultura Económica, México, 2005.
3. Montes P, Rubén C, *Crianza del Kitam o Pecari de collar (Pecari tajacu) en Corral*, UADY, Yucatán, México, 2005.
4. Leopold, Starker, A., *Fauna Silvestre de México, Aves y Mamíferos de Caza*, edit. PAX-MEXICO, D.F. 1985.
5. Segovia A, *La Cacería de Subsistencia en Tzucacab, Yucatán, México (Tesis de maestría)* Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida Yucatán, México, 2001.
6. Villareal G, *Muestreo de Poblaciones Silvestre del Venado Cola Blanca: método conteo físico nocturno con auxilio de luz artificial*. *Revista DUMAC*, 12(3):17-24, 1989.
7. CITES, *Convención Sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora silvestre*. Ed. CITES 1973.
8. Hilton-Taylor C, 2000 *IUCN Red List of Threatened Species* UICN, Gland, Suiza. 2000.
9. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2001, *Protección ambiental-Especies Nativas México de flora y fauna silvestre-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo*. *Diario Oficial de la Federación Mexicana*, 6 de Marzo del 2002.
10. Samuel WM y Low WA, *Parasites of the collared Peccary from Texas*, *Bull, Wildlife Diseases Association*, 6:16-23, 1970

11. SOWLS LK, Javalines and other Peccaries, Their biology, Management and use, Texas, University Press College Station, second edition, United States of America, 1984.
12. Zapata EM, Parásitos Gastrointestinales en el Pecarí tajacu en un Criadero del Estado de Yucatán (Tesis de licenciatura) Facultad de Medicina y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida, Yucatán, 2004.
13. Leopold AS, Wildlife of Mexico, The Game Birds and Mammals, University of California Press, Berkeley, 1959.
14. Schweinsburg RE, Home Range; Movement and Herd Integrity of the Collared Peccary. *Journals of Wildlife Management*, 35:455-460, 1971.
15. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales, Plan de Manejo Tipo del Pecari de collar en climas Áridos y Semiáridos del Norte de México, México, D.F. SEMARNAT, 2009.
16. Coates ER, Estrada A, Manual de Identificación de Campo de los Mamíferos de la Estación de Biología "Los Tuxtlas", Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, 1ª edición, México, 1986.
17. Lochmiller RL, Hellgren EC y Gran WE, Reproductive Responses to Nutritional Estress in Adult Female Collared Peccaries, *Journals of Wildlife Diseases*, USA, 20:47-50, 1986.
18. Bodmer RL, SOWLS AT, Economic Importance and Human Utilization of Peccaries. En: *Pigs, Peccaries and Hippos Status Survey and Action Plan*. W. Oliver, Ed. IUCN The world conservation union. Switzerland. 1996.
19. Medardo TR, Manual para el Manejo y Cria del Pecari o Puerco Sahino, Pecari tajacu, editores Convenio Andrés Bello, Bogotá, Colombia, 2000.
20. Ley General de Vida Silvestre y su Reglamento, SEMARNAT, México D.F. 2010.
21. Quiroz RH, Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos, 10ª reimpresión, editorial UTEHA, México, D.F. 2002.

22. Soulsby LJ, Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos, 7ª Edición, edit. Interamericana, México, 1987.
23. Taylor MA, Coop RL and Wall RL, Veterinary Parasitology, 3rd edition, Blackwell publishing, printed and bound Singapore, 2007.
24. Rivera MM, Identificación y cuantificación de helmintos gastrointestinales del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en un rancho cinegético del estado de Nuevo León. Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. México. 1991
25. Arrojo Lily, Parásitos de animales silvestres en cautiverio en Lima, Perú, Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM, Nota científica, *Rev. Perú. Biol.*, 9(2): 118 – 120, 2002.
26. Rodríguez VRI, Cob GLA, Domínguez JL, Frecuencia de parásitos en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México, Universidad Autónoma de Yucatán. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Departamento de Parasitología. Mérida, Yucatán, México. *Rev Biomed*; 12:19-25, 2001.
27. Reyes NE; Ruíz PH; Escobedo OJ; Rodríguez VI; Bolio GM; Polanco RÁ; Manrique SP, Situación Actual y Perspectivas para el estudio de las Enfermedades Zoonóticas Emergentes, Reemergentes y Olvidadas en la península de Yucatán, México, *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, Universidad Autónoma de Yucatán, Yucatán, México; 14 (1): 35-54, 2011.
28. Rodríguez V RI, Domínguez AJL, Grupos entomológicos de importancia veterinaria en Yucatán, México, Departamento de Parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. *Rev Biomed*; 9:26-37, 1998.
29. García E. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). 3ra. ed. Offset Larios S. A. México, D. F. 1981.
30. Mapas de Climas, conabio/estadigrafia. 1997. Carta de climas Yucatán. Sistema de köppen modificado por e. García, Escala 1:1, 000,000, 1973

31. Rodríguez VR y Cob GL, Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria, edit. UADY, Yucatán, México, 2005.
32. Rodríguez VR, Domínguez AJ y Cob GL, Técnicas Diagnósticas de Parasitología Veterinaria, edit. UADY, Yucatán, México, 1994.
33. Campbell W. Terry and Ellis K., Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology. Third Edition, Blackwell Publishing, 2007.
34. Farret HM, Da Rosa FV, Schafer DA, González MS, Protozoários Gastrointestinais em Tayassu pecari mantenidos em cativeiro no Brasil, Ciencias Agrarias /londrina, Brasil 2010; 31(4):1041-1044.
35. Carlos NE, Tantaleán M, Leguía PVG, Alcázar GP & Donadi SR. Frecuencia de helmintos en huanganas silvestres (Tayassu pecariLink, 1795) residentes en áreas protegidas del departamento de madre de dios, Perú. Neotropical Helminthology, vol. 2, nº2, pp. 48-53, 2008.
36. Valdés SVV; Saldaña PA; Pineda SVJ; Camacho SJA.; Charpentier ECV y Cruz STA, Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en Odocoileus virginianus y Tayassu tajacu en cativeiro de la república de panamá. Acta Zoológica Mexicana, vol. 26;2: 477-480, 2010.
37. Rodríguez VRI, Torres AJF, Ramírez CG, Rosado AJA, Aguilar CAJ, Ojeda CMM, Bolio GME, Manual Técnico; Control de parásitos internos y externos que afectan al ganado bovino en Yucatán, México, Universidad Autónoma de Yucatán, Facultad de Medicina Veterinaria, Yucatán, México, 2011.
38. Rodríguez V RI.1, Quiñones AF1, Ramírez CGT 1, Ruiz PH 2, Presencia del género Trypanosoma en la garrapata Boophilus microplus en el trópico mexicano. 1Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 2Centro de Investigaciones Regionales "Dr. Hideyo Noguchi", Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México, Rev Biomed; 14:29-33,2003.

39. Gómez PL, Chávez VA, Li EO, Gálvez CH, Sánchez PN, Presencia de Trypanosoma sp. en Sajinos (Tayassu tajacu) Criados en Cautiverio en el Trópico Peruano. Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Rev Inv Vet Perú; 21 (1): 136-139, 2010.
40. Rodríguez VRI, Bolio GM, Ramírez CG, Cob GL, Rosado AA, Manrique SP, Hemoparásitos de animales domésticos y silvestres, Biodiversidad y desarrollo humano, Enfermedades asociadas a la biodiversidad, México, actualización 2011.<http://www.cicy.mx/sitios/biodiversidad/index.php/cap-v-enfermedades-asociadas-a-la-biodiversidad>

11. Anexos.

11.1 Huevos y ooquistes.

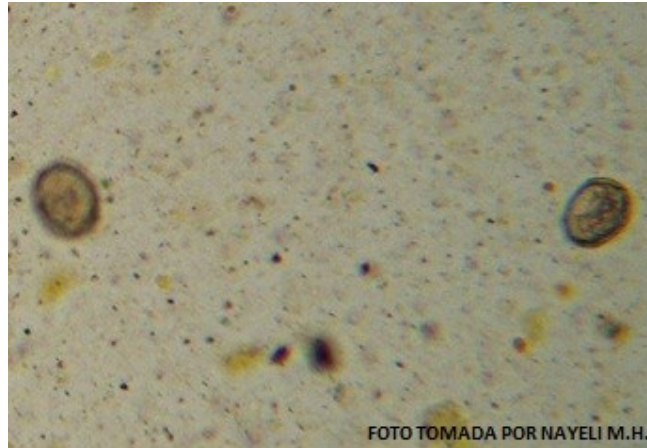


Figura 3.- Ooquistes de la familia Eimeriidae en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.



Figura 4.- Huevo de *Metastrongylus* sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.



Figura 5.- Huevo de *Strongyloides* sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.



Figura 6.- Huevo de *Oesophagostomum* sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.



Figura 7.- Huevo de *Ascaris* sp. en muestras de Pecari de collar en cautiverio en Yucatán, México.

11.2 Hoja de campo.

**Estudio sobre los parásitos gastrointestinales y hemoparásitos
en el Pecari de Collar (*Pecari tajacu*)
en condiciones de cautiverio en Yucatán, México"**

H. Inicio de manejo: 6:00 horas

Muestreo: 16/08/11

Muestreo: 18/08/11

	Marcaje	*ID	Sexo	Edad (años)	Anestésico	Peso	**H.A.	***H.A.P.	Hora
M1	Muesca y tatuaje	1	Macho	6	(Zoetil + Xilacina)	22	06:42	06:55	07:08
M2	Arete	28	Macho	6	(Zoetil + Xilacina)	18	06:48	06:58	07:08
M3	Tatuaje	2	Macho	4	(Zoetil + Xilacina)	15	07:38	07:48	07:55
M4	Tatuaje	1	Hembra	4	(Zoetil + Xilacina)	17.5	07:43	08:00	08:08
M5	Tatuaje	3	Macho	5	(Zoetil + Xilacina)	18.5	07:45	08:03	08:10
M6	Tatuaje	4	Macho	2	(Zoetil + Xilacina)	18	08:56	09:15	09:18
M7	Tatuaje	5	Macho	1	(Zoetil + Xilacina)	22	09:00	09:18	09:25
M8	Arete	31	Hembra	4	(Zoetil + Xilacina)	20	09:03	09:25	09:40
M9	Tatuaje	6	Macho	3	(Zoetil + Xilacina)	20	10:06	10:28	10:30
M10	Tatuaje	2	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	16	10:12	10:40	10:42
M11	Tatuaje	3	Hembra	3	(Zoetil + Xilacina)	20	10:21	10:43	10:45
M12	Muesca y tatuaje	7	Macho	4	(Zoetil + Xilacina)	19	06:44	07:00	07:07
M13	Arete	29	Hembra	2.5	(Zoetil + Xilacina)	24	06:48	07:13	07:20
M14	Arete	30	Macho	3.5	(Zoetil + Xilacina)	22	07:18	07:26	07:40
M15	Arete	27	Hembra	3	(Zoetil + Xilacina)	20	07:57	08:06	08:15
M16	Tatuaje	8	Macho	3	(Zoetil + Xilacina)	16	08:03	08:09	08:21
M17	Tatuaje	4	Hembra	3.5	(Zoetil + Xilacina)	22	08:08	08:15	08:25
M18	Tatuaje	5	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	17	08:22	08:49	08:50
M19	Tatuaje	9	Macho	2	(Zoetil + Xilacina)	12	08:40	08:50	08:54
M20	Tatuaje	7	Hembra	1.5	(Zoetil + Xilacina)	17	08:50	09:00	09:27
M21	Tatuaje	6	Hembra	1.5	(Zoetil + Xilacina)	12	08:56	09:10	09:23
M22	Tatuaje	8	Hembra	2.5	(Zoetil + Xilacina)	20	09:12	09:30	09:55
M23	Arete	11	Macho	2	(Zoetil + Xilacina)	18	10:12	10:40	11:00
M24	Muesca y tatuaje	9	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	14	10:14	10:45	11:24
M25	Tatuaje	10	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	15	10:16	10:56	11:30
M26	Arete	2T	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	16	10:18	11:00	11:30
M27	Tatuaje	11	Hembra	2	(Zoetil + Xilacina)	16	10:24	11:20	11:33

*ID= Identificación, **H.A.= Hora de Administración del Fármaco, ***H.A.P.= Hora de Anestesia Profunda

Tabla 3.- Hoja de campo del muestreo de Pecari de collar del CIVS "San Bartolomé Tekax", Yucatán, México.

**Estudio sobre los parásitos gastrointestinales y hemoparásitos
en el Pecari de collar (*Pecari tajacu*)
en condiciones de cautiverio en Yucatán, México.**

	Constantes Fisiológicas												Muestras	
	*FC (latidos/min)				**FR (Resp/min)				***T(°C)					
	1era	2da	3era	4ta	1era	2da	3era	4ta	1era	2da	3era	4ta	Sangre (ml)	Heces (g)
M1	66	68			56	54			34.3	34.9			2	6
M2	68	70			32	34			37.2	38			2	
M3	79	78	58		89	70	32		34.8	36			2	8
M4	72	70	68		36	32			37.3	38			2	5
M5	70	76	76	68	38	40	40	34	38.5	38	38		2	9
M6	84	68			74	44			38.5	38			2	8
M7	72	70			44	44			37.8	38			2	6
M8	52	50			36	34			37.8	38.5			2	8
M9	70	68			48	46	46		38	38.5	38		2	2
M10	84	86			36	35			37.8	38.5			2	
M11	60	62			47	70			38	38			2	7
M12	78	78	75		48	36			36.5	37.6			2	13
M13	82	68			36	36			37	37	38	37	2	16
M14	72	68	68		44	40			39.2	38.2			2	10
M15	80	78	80		48	40			38.3	38			2	10
M16	88	88	86		40	42			37.9	38.2	38	38.5	2	1.2
M17	82	78			42	44			40.7	39.7	40	39	2	
M18	76	78	82		44	46	48		40.4	40.8	40.2	40.3	2	7
M19	92	94			54	48			41.2	41	40.8		2	20
M20	90	78			59	48			39.4	39.6			3	13
M21	74	80	78		52	47	52		40.1	41.6	41.9		2	
M22	90	92			54	58			40.6	41.6			2	16
M23	73	75			63	60			37.1	38			2	
M24	88	90			88	86			39.9	42			2	
M25	72	75			70	70			35.4	37			2	9
M26	80	82			48	48			38	39			2	7
M27	92	82			104	40	42		40.7	43.3	37.5		2	7

*FC= Frecuencia cardiaca (latidos/minutos), **FR= Frecuencia respiratoria (respiraciones/ minuto), ***T= Temperatura (°C)

11.3 Fotos



Figura 8.- Ejemplar de Pecari de collar del CIVS, San Bartolomé Tekax, en Yucatán.



Figura 9.- Encierro de los ejemplares de Pecari de collar del CIVS, San Bartolomé Tekax.



Figura 10.- Comederos en el encierro de los ejemplares de Pecari de collar.



Figura 11.- Procesamiento de muestras en el laboratorio de parasitología de la Universidad Autónoma de Yucatán.