

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE “MEDICINA VETERINARIA”



Determinación de la presencia de *Sarcocystis neurona*
en heces de tacuacines (*Didelphidae*) en el Parque
Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, Ciudad de
Guatemala

Andrea Polanco Chacón

Médica Veterinaria

GUATEMALA, MARZO DE 2013

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE “MEDICINA VETERINARIA”**

**Determinación de la presencia de *Sarcocystis neurona* en heces
de tacuacines (*Didelphidae*) en el Parque Deportivo Nacional
Ecuestre La Aurora, Ciudad de Guatemala**



TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD

POR

ANDREA POLANCO CHACÓN

Al conferírsele el título profesional de

MÉDICA VETERINARIA

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, MARZO DE 2013

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

| | |
|--------------------|---|
| DECANO: | M.V. Leónidas Ávila Palma |
| SECRETARIO: | M.V. Marco Vinicio García Urbina |
| VOCAL I: | Lic. Zoot. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo |
| VOCAL II: | M.V. MSc Dennis Sigfried Guerra Centeno |
| VOCAL III: | M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco |
| VOCAL IV: | Br. Mercedes de los Ángeles Marroquín Godoy |
| VOCAL V: | Br. Jean Paul Rivera Bustamante |

ASESORES

M.V. MSc Dennis Sigfried Guerra Centeno
M.V. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
M.V. Gustavo Enrique Taracena Gil

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

Determinación de la presencia de *Sarcocystis neurona* en heces de tatuacines (*Didelphidae*) en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, Ciudad de Guatemala

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título profesional de:

MÉDICA VETERINARIA

DEDICATORIAS

- A: Dios Nuestro Señor por estar siempre conmigo y permitirme alcanzar esta meta.
- A mi Madre: Sonia Chacón Polanco, por los grandes esfuerzos y sacrificios realizados para ayudarme a alcanzar mis objetivos y por sus valiosos consejos.
- A mi Abuelo: Lic. Moisés Chacón, siempre permanecerá vivo en mi mente y en mi corazón.
- A mis compañeros de carrera y amigos: Por su apoyo, consejos, alegría y cariño, especialmente a: María de los Ángeles Landaverde, Cristina Flores, Lucía Soto, Ana Suruy, Felipe Gutiérrez y Alfonso Montufar.
Por su amor y apoyo a: Pablo Eduardo Urías Johnson.
- A mi padrino de graduación: M.V. Alfonso Montúfar, por el apoyo y amistad durante el tiempo que cursamos nuestra carrera.

AGRADECIMIENTOS

- A la Universidad de San Carlos: Por haberme dado la oportunidad de formarme en la noble carrera de Medicina Veterinaria.
- A la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia: Excelente unidad académica que me dio las herramientas necesarias para poder desempeñarme como profesional.
- A mis catedráticos: Quienes de manera muy especial me impartieron sin celo sus conocimientos y experiencia, especialmente a:
M.V. Mario Llerena, M.V. Carlos Camey, M.V. Jaime Méndez, M.V. Luis Morales y M.V. Willson Valdez.
- A mis asesores de Tesis: M.V. Dennis Sigfried Guerra, M.V. Manuel Rodríguez y M.V. Gustavo Taracena por su invaluable tiempo y apoyo.
- A: Centro de Salud de Panajachel, por haberme permitido realizar mi Ejercicio Profesional Supervisado.
- A: Parque deportivo nacional ecuestre La Aurora, por facilitarme el ingreso a sus instalaciones como parte de la realización de la metodología de mi trabajo de Tesis.
- A: Todos los presentes que de alguna manera me apoyaron para culminar con mi carrera.

ÍNDICE

| | | |
|------|--|----|
| I. | INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| II. | HIPÓTESIS..... | 3 |
| III. | OBJETIVOS | |
| | 3.1 Generales..... | 4 |
| | 3.2 Específicos..... | 4 |
| IV. | REVISIÓN DE LITERATURA | |
| | 4.1 <i>Sarcocystis neurona</i> | 5 |
| | 4.1.1 Clasificación Taxonómica | 5 |
| | 4.1.2 Antecedentes..... | 6 |
| | 4.1.3 Morfología de <i>Sarcocystis neurona</i> | 7 |
| | 4.1.4 Ciclo de vida..... | 8 |
| | 4.1.5 MPE..... | 10 |
| | 4.2 Tacuazines comunes en Guatemala | |
| | 4.2.1 Zarigüeya o Tacuazín de Virginia (<i>Didelphis virginiana</i>)..... | 11 |
| | 4.2.2 Zarigüeya o Tacuazín Común (<i>Didelphis marsupialis</i>)..... | 13 |
| | 4.2.3 Zarigüeya o tacuazín gris cuatro ojos (<i>Philander opossum</i>)..... | 15 |
| V. | MATERIALES Y MÉTODOS | |
| | 5.1 Materiales | |

| | | |
|-------------|-----------------------------|----|
| 5.1.1 | Recursos humanos | 17 |
| 5.1.2 | Recursos biológicos..... | 17 |
| 5.1.3 | Recursos químicos..... | 17 |
| 5.1.4 | Materiales..... | 18 |
| 5.1.5 | Centros de referencia..... | 19 |
| 5.1.6 | Área de Estudio..... | 20 |
| 5.2 Métodos | | |
| 5.2.1 | Captura de Tacuacines..... | 20 |
| 5.2.2 | Inmovilización Química..... | 20 |
| 5.2.3 | Toma de muestra..... | 21 |
| 5.2.4 | Análisis de la muestra..... | 21 |
| 5.2.5 | Registro de los datos..... | 22 |
| 5.2.6 | Método Estadístico..... | 23 |
| VI. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 24 |
| VII. | CONCLUSIONES..... | 27 |
| VIII. | RECOMENDACIONES..... | 28 |
| IX. | RESUMEN..... | 29 |
| | SUMMARY..... | 31 |
| X. | BIBLIOGRAFÍA..... | 33 |
| XI. | ANEXOS..... | 39 |

I. INTRODUCCIÓN

Existen enfermedades parasitarias relativamente desconocidas en Guatemala, una de ellas es la Mieloencefalitis Protozoaria Equina (MPE), causada por el protozoo *Sarcocystis neurona* quién se aloja en diferentes áreas del Sistema Nervioso Central (SNC) del caballo causando una sintomatología degenerativa y progresiva.

La presencia de *Sarcocystis neurona* como de MPE se ha descrito en Estados Unidos, el sur de Canadá y Brasil. En otros países, se ha observado esta entidad en caballos que han sido importados de Estados Unidos (El Manual Merck...2003). La MPE merece ser tratada como una enfermedad aparte de los demás problemas clínicos causados por parásitos, ya que además de ser un descubrimiento relativamente reciente, es de gran importancia en América, donde se encuentra restringida a ciertas zonas donde habita el huésped definitivo de *Sarcocystis neurona*. Sin embargo, la presencia de *Sarcocystis neurona* como de MPE comienza a tener relevancia mundial debido al alto nivel de competencia con que se practican actualmente los deportes ecuestres y con ello el transporte intercontinental de los caballos, sumado al impacto económico en los propietarios de caballos debido a los gastos realizados en pruebas diagnósticas en laboratorios especializados, largos tratamientos y servicios veterinarios.

En Guatemala se diagnosticaron cuatro casos de MPE en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora en el año 2009, confirmándose dicho diagnóstico en Estados Unidos (Arévalo, 2010 *com pers*). Con el presente estudio investigaré la presencia de *Sarcocystis neurona* en las heces de los tacuacines del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.

Si compruebo la presencia del parásito en las heces de los tacuacines del estudio, demostraré que este protozoo es la fuente más probable de infección de

MPE en el Hipódromo y aportaré importante información sobre el ciclo evolutivo de *Sarcocystis neurona*.

Arévalo, A. 2010. MPE y *Sarcocystis neurona* (entrevista) .Guatemala, M.V. Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.

II. HIPÓTESIS

- No hay presencia de *Sarcocystis neurona* en heces de tacuacines (*Didelphidae*) del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.
- La prevalencia de *Sarcocystis neurona* en tacuacines no depende de la especie, la categoría de edad, o el sexo del tacuazín.

III. OBJETIVOS

3.1 General:

Generar conocimiento sobre la historia natural de *Sarcocystis neurona*.

3.2 Específicos:

- Determinar la presencia de *Sarcocystis neurona* en heces de las diferentes especies de tacuacines capturados en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.
- Determinar si *Sarcocystis neurona* está presente en la misma magnitud, tanto en tacuacines jóvenes, como en adultos.
- Determinar si *Sarcocystis neurona* está presente en la misma proporción en tacuacines hembras que en machos.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 *Sarcocystis neurona*

4.1.1 Clasificación taxonómica

Dominio: Eucarya

Reino: Protista

Sub - reino: Protozoa

Phylum: Apicomplexa

Familia: Sarcocystidae

Subfamilia: Sarcocystinae

Clase: Sporozoea

Sub - clase: Coccidia

Orden: Eucoccidiida

Sub - orden: Eimeriina

Género: *Sarcocystis*

Especie: *Sarcocystis neurona* (Bohórquez s.f.)

4.1.2 Antecedentes

En la década de 1980 se hicieron intentos por reproducir de forma experimental la MPE en caballos, inoculando oralmente oocistos o esporocistos de diferentes parásitos Apicomplexa, incluyendo *Sarcocystis*. Estos estudios no pudieron determinar al agente causal. (Dubey et al. 2001).

Casos de MPE fueron examinados desde distintas ubicaciones en América del Norte. Estudios estructurales de los parásitos en estos casos indicaron la presencia de un único agente parasitario. En 1991 el nombre de *Sarcocystis neurona* fue propuesto para el agente causante de MPE en caballos. El parásito fue aislado por primera vez de un caballo proveniente de Ithaca, Nueva York. Se le administraron corticosteroides para aumentar la posibilidad de aislar el parásito. Más tarde ese año, se aisló *Sarcocystis neurona* de dos caballos de California y se describe su desarrollo en cultivos celulares bovinos (Dubey et al. 2001).

Se hizo factible el diagnóstico antemortem de MPE cuando se desarrolló un Western blot (Inmunoblot) de prueba específico para *Sarcocystis neurona* para detectar anticuerpos en el suero y el líquido cefalorraquídeo (LCR) de caballos. En la actualidad dos empresas (EBI y Neógeno) en Lexington, Kentucky y el Laboratorio de diagnóstico de Michigan State University utilizan Inmunoblot en el suero de caballo y LCR (Dubey et al. 2001).

La transmisión y el ciclo de vida de *Sarcocystis neurona* permanecieron indeterminados hasta 1995, cuando se propone que el tacaquí norteamericano (*Didelphis virginiana*) es un huésped definitivo para el parásito, basado en la comparación de secuencia de genes RNA de merozoitos derivados de cultivos y esporocistos obtenidos de los intestinos de tacaquines. Se indujo MPE clínico en

caballos negativos a *Sarcocystis neurona* por medio de alimentación de esporocistos de tacuacines infectados. Los Caballos alimentados con esporocistos tenían anticuerpos contra *Sarcocystis neurona* y desarrollaron trastornos neurológicos que se observan en los caballos naturalmente infectados, pero no se demostró la presencia de *Sarcocystis neurona* histológicamente o por cultivo celular. Dubey et al. (2001), proporcionan pruebas concluyentes de que el tacuazín es el huésped definitivo para *Sarcocystis neurona*. Ellos demostraron que en los ratones alimentados por esporocistos de tacuacines infectados, se desarrollaban trastornos neurológicos similares a los vistos en caballos con MPE y demostraron la presencia de *Sarcocystis neurona* histológicamente y por cultivo celular. Los merozoitos recolectados de los cultivos celulares también produjeron encefalitis en ratones, cumpliendo así con los postulados de Koch. El ciclo de vida de *Sarcocystis neurona* se completó cuando fueron encontrados sarcoquistes en los músculos de gatos domésticos (*Felis domesticus*) alimentados de esporocistos de las heces de tacuacines infectados en laboratorio (Dubey et al. 2001).

4.1.3 Morfología de *Sarcocystis neurona*

Estructuralmente, los esquizontes y merozoitos se encuentran en el citoplasma de la célula huésped y no presentan vacuola parasitófora en ninguna etapa del desarrollo. Los merozoitos se desarrollan por endopoligenia, una forma de esquizogonia en que numerosos merozoitos inician su desarrollo internamente y más tarde brotan en la superficie del esquizonte. Después de que los esquizontes alcanzan un tamaño determinado, los merozoitos aparecen sincrónicamente y por encima de cada lóbulo del núcleo (Dubey et al. 2001).

Algunos merozoitos escapan de sus células huésped, penetran en otras células y forman generaciones de esquizogonias. Sin embargo, la mayoría de

merozoitos permanecen dentro de la célula huésped en que originalmente se habían desarrollado e inician otra generación de esquizogonias. Sólo unos pocos de ellos realmente desarrollan esquizontes maduros. (Dubey et al. 2001).

Los merozoitos totalmente conformados tienen una película, numerosos polisomas y ribosomas, retículo endoplasmático liso y rugoso, 22 microtúbulos subpeliculares, de 9 a 16 gránulos densos, 25 a 75 micronemas, un plastidio, un aparato de Golgi, de 1 a 3 mitocondrias, un conoide, 2 anillos apicales, 2 anillos polares, de 0 a 6 órganos lipídicos, un núcleo y nucléolo. Los roprios son ausentes. La mayoría de micronemas se encuentran anterior al núcleo, incluyendo los 1 a 6 micronemas en el conoide (Dubey et al. 2001).

Los merozoitos pueden medir de $7.3 \times 1.7 \mu\text{m}^2$ ó $7.7 \times 3.1 \mu\text{m}^2$. Gránulos densos parecen surgir de la faz de la maduración de aparato de Golgi (Dubey et al. 2001).

4.1.4 Ciclo de vida

El huésped definitivo de *Sarcocystis neurona* es el tacuazín, común en las zonas rurales. Su distribución abarca todo el continente americano, que posee una amplia variedad de ambientes, desde bosques, humedales, pastizales y matorrales. Sin embargo, con el aumento de la deforestación, los tacuacines se están trasladando a los ranchos, granjas y ciudades en busca de alimento (Pepe 2009).

Los huéspedes intermediarios pertenecen a una amplia gama que a su vez incluye: mapaches, nutrias, aves, armadillos, zorrillos y los insectos que también actúan como hospederos de transporte. Experimentalmente, se ha comprobado que los gatos también actúan como hospedadores intermediarios (Pepe 2009).

Todos los miembros del grupo de parásitos del género *Sarcocystis* requieren por lo menos dos huéspedes para su desarrollo. Estos parásitos se reproducen de forma sexual en la pared intestinal de un hospedador definitivo que es un carnívoro o depredador, y el hospedador intermediario puede ser un carnívoro o un herbívoro que actúe en cualquier caso como presa (Mansfield 2002).

En el tracto intestinal del huésped intermediario, los esporocistos se abren y liberan los esporozoitos infecciosos. Estos penetran en la mucosa intestinal y se diseminan por el sistema vascular, desarrollándose intracelularmente en varias células endoteliales de los capilares y pequeños vasos. Los esporozoitos se tornan multinucleados, convirtiéndose en esquizontes que producirán numerosos merozoitos. El rompimiento de la célula huésped, libera los merozoitos en el sistema vascular (Pepe 2009).

Otro ciclo de desarrollo por lo general se da en las células endoteliales, produciendo una segunda generación de merozoitos. La última generación de merozoitos penetra en las células del músculo cardíaco y esquelético transformándose en un sarcoquiste (quiste muscular) que contiene bradizoitos. La infección del hospedador definitivo se produce por la ingestión de carne que contenga sarcoquistes. Los bradizoitos provenientes del quiste muscular penetran en la lámina propia del tracto intestinal donde se desarrollan las fases sexuales, el sexo masculino (micro gametos) y femenino (macro gametos). Los ooquistes esporulan en el hospedador definitivo, produciendo dos esporoquistes, cada uno con cuatro esporozoitos (Pepe 2009).

Los caballos se consideran un huésped aberrante, ya que no pueden transmitir la enfermedad y se infectan cuando ingieren accidentalmente alimentos contaminados con heces de tacuacines que contienen esporocistos infectantes. Una vez que los esporocistos se ingieren, migran desde el intestino al torrente

sanguíneo, atraviesan la barrera hematoencefálica y llegan al SNC (Dubey 2001) (Figura 1).

4.1.5 MPE

La MPE es a menudo una enfermedad debilitante y progresiva que afecta el SNC de los caballos. Los síntomas clínicos pueden variar de una aguda a insidiosa aparición de signos focales o multifocales de enfermedad neurológica en relación con el cerebro, tronco encefálico, la médula espinal o cualquier combinación de las áreas de la SNC. Algunos caballos afectados con MPE tienen función anormal en las vías respiratorias superiores, cojera inusual o atípica o incluso convulsiones. En casos graves, el caballo puede tener dificultades para mantenerse de pie, caminar y en la ingesta de alimentos. La enfermedad puede progresar muy rápidamente y en algunos caballos, la enfermedad parece estabilizarse o permanecer estática durante un período (Dubey et al. 2001).

La MPE es una enfermedad endémica en las Américas, pero se han reportado casos en Europa, Asia y África del Sur en los caballos importados de las Américas. Los principales factores de riesgo para la aparición de MPE están relacionados con la proximidad geográfica a las zonas de ocurrencia del huésped definitivo, el tacuazín, ya que los caballos se infectan al comer alimentos contaminados por las heces del hospedador definitivo (Pepe 2009).

4.2 Tacuazines comunes en Guatemala

Orden Didelphimorphia
Familia Didelphiadae (Read 1997)

4.2.1 Zarigüeya o Tacuazín de Virginia (*Didelphis virginiana*)

Didelphis viene del prefijo griego di (dos) y el delphys palabra griega que significa matriz, esto hace referencia al aparato reproductor femenino par de los tacuazines hembra. El nombre de la especie es la palabra latinizada que significa "de Virginia", que se refiere al estado de donde provenía el primer [especimen](#) descrito (Didelphis virginiana...2011).

Descripción

Presenta un dorso que puede ser color gris o blanco (raramente es negro). El área ventral es de color blanco, crema o amarillento. Poseen un pelaje largo, grueso y tupido. Orejas desnudas, negras y a veces con puntas blancas. Cara blanca, con aros negros alrededor de los ojos y una línea media negra sobre la frente. La longitud de la cola es igual o más corta que la longitud de la cabeza y el cuerpo, su base está cubierta de pelaje como el resto del cuerpo. La porción desnuda de la misma por lo general es mitad negra y mitad blanca o 2/3 negra, 1/3 blanca y algunas veces es completamente negra. Los miembros posteriores son de color negro y todos sus dedos son casi de la misma longitud (Read 1997).

Distribución

Sureste de Ontario, Canadá; Estados Unidos, México, norte de América Central hasta el noroeste de Costa Rica (Read 1997).

Estatus y hábitat

Es común y localmente abundante en diferentes hábitat, incluyendo el bosque caducifolio de tierras bajas y regiones montañosas. Se encuentra ausente o es mucho menos común que *Didelphis marsupialis* en bosques de tierras bajas de hoja perenne (Read 1997).

Hábitos

Es similar en varios aspectos a *Didelphis marsupialis*, aunque puede ser ligeramente más terrestre en sus hábitos y es mucho menos agresivo cuando es capturado. Si *Didelphis virginiana* se asusta, utiliza un mecanismo de defensa, el cual es “hacerse el muerto” rodando sobre un lado de su cuerpo, con la boca abierta y la mirada fija (Read 1997).

Se le encuentra a menudo cerca de viviendas humanas y botaderos de basura (Read 1997).

Sus guaridas se encuentran usualmente a nivel de la tierra, entre rocas, maleza, troncos huecos o en madrigueras construidas por otros mamíferos. Esta especie es seminómada. Las hembras poseen 13 mamas y por consiguiente puede criar camadas numerosas (Read 1997).

Dieta

La especie es omnívora. Su dieta incluye frutas, bayas, insectos, cangrejos, pequeños roedores, carroña, e incluso basura humana. La cola prensil, el pulgar oponible y los miembros posteriores ayudan al tacuazín a trepar a los árboles en busca de aves, huevos y crías para su consumo (*Didelphis virginiana*...2011).

4.2.2 Zarigüeya o Tacuazín Común (*Didelphis marsupialis*)

Descripción

Presenta un dorso color negro, gris o con menor frecuencia blanco y la región ventral es de color amarillo, naranja o crema. El pelaje es largo, grueso y tupido. Posee orejas desnudas y completamente negras en su fase adulta. Presenta una cara pálida con aros negros alrededor de sus ojos y una línea media negruzca sobre la frente. La longitud de la cola es ligeramente más larga que la longitud de la cabeza y cuerpo. La porción desnuda cerca de la base es de color negro con un toque blanco. Los miembros posteriores son de color negro y el cuarto dedo es más largo que el segundo y tercer dedo (Read 1997).

Distribución

Tamaulipas, México; América Central y Sur América hasta Perú, Bolivia y noreste de Argentina (Read 1997).

Estatus y Hábitat

Es de común a abundante en variedad de hábitat; se ve favorecido en bosques y regiones de tierra baja, orillas de arroyos y botaderos de basura rurales (Read 1997).

Hábitos

Didelphis marsupialis es nocturno, pero ocasionalmente puede verse de día. Esta especie viaja usualmente por el suelo pero escala bien entre los arbustos

y usualmente descansa sobre ramas bajas durante la noche. Cuando es acorralado o atrapado es mucho más agresivo que *Didelphis virginiana* y muestra muy pocas veces la técnica de “hacerse el muerto”. El comportamiento agresivo de *Didelphis marsupialis* incluye el abrir ampliamente el hocico, silbar y mecerse de un lado a otro colocando el peso de su cuerpo en cada pata trasera cuando lo hace. Otra técnica de defensa consiste en rociar orina o heces cuando se voltea o gira su cuerpo. Las guaridas se encuentran sobre el suelo, en troncos huecos o en madrigueras de otros mamíferos. Los machos cambian de nido diariamente, pero las hembras regresan por lo menos cinco días seguidos. Durante la noche estos individuos viajan distancias de 1 a 3 km, pero mantienen bien definido su ámbito de hogar (Read 1997).

Esta especie puede ser usada para combatir plagas, ya que mata y come ratas en trampas o murciélagos en redes de niebla (Read 1997).

Las hembras producen dos o más camadas al año y pueden ser de 20 o más crías. Solamente nueve logran acomodarse en las mamas de la hembra y los demás mueren. Son destetados a los tres meses y las hembras se podrán reproducir a los siete meses de edad (Read 1997).

Dieta

El tatuacín común es omnívoro. La dieta incluye: pequeños vertebrados, invertebrados, carroña, frutas, néctar y vegetales. En época seca se alimenta principalmente de néctar y frutas (Janson et al., 1981). Visita botaderos de basura en zonas rurales y asalta gallineros, comiendo gallinas y huevos (Read 1997).

4.2.3 Zarigüeya o Tacuazín Gris Cuatro Ojos (*Philander opossum*)

Descripción

Presenta un dorso color gris café a gris negro con salpicado de pelo blanco, la región ventral del cuerpo y dorsal a sus patas traseras son de color crema o amarillo que imparte un ligero brillo a su aspecto. El pelaje es denso y ligeramente lanudo. Las orejas son desnudas y negras; y en su base posee un poco de pelaje color crema. La cabeza es negra con puntos de color crema sobre sus ojos rojizos. La cola desde su base hasta unos 30 a 50 mm tiene un pelaje como el resto del cuerpo, luego continua la porción desnuda que puede ser 2/3 negra o más de la longitud de la misma, contrastando con una punta blanca (Read 1997).

Distribución

Tamaulipas, México; América Central y Sur América hasta Perú y el noreste de Argentina (Read 1997).

Estatus y hábitat

Es común y algunas veces abundante en bosque caduciforme, matorrales, jardines y arroyos (Read 1997).

Hábitos

Es comúnmente visto de noche alimentándose en las orillas de los arroyos y en zonas boscosas. Este tacuazín es tanto terrestre como arbóreo pero es más común encontrarlo en el suelo que en los árboles (Read 1997).

Los nidos son fabricados sobre el suelo, en enredaderas o troncos huecos, también pueden ser vistos bajo árboles caídos o sus raíces (Read 1997).

El tamaño de una camada es de dos a siete crías y las hembras producen de dos a más camadas por año (Read 1997).

Dieta

Es omnívoro y su dieta incluye: invertebrados como camarón, cangrejo e insectos. Pequeños vertebrados como aves, ratones y ranas. Frutas como *Cecropia* y *Piper* spp. Están incluidas en su dieta (Read 1997).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1.1 Recursos Humanos

Un estudiante tesista

Tres médicos veterinarios asesores

Técnico de laboratorio

Asistente

5.1.2 Recursos Biológicos

Tacuazines capturados en el período de un mes en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.

5.1.3 Recursos Químicos

Clorhidrato de Xilacina al 2%

Clorhidrato de Ketamina

250 ml Solución Salina

2,000 ml H₂O destilada

450 g detergente

10 ml formalina al 2 %

10 ml formalina al 5 %

5.1.4 Materiales

3 Trampas Tomahawk (32"x 10" x 12")

Pesa manual

Cebo (avena en hojuelas, banano, mantequilla de maní y tocino)

Guates de cuero

1 caja de guates de látex

Jeringas de 1ml con aguja (27G x 1/2")

Gazas

Yodo

Algodón

Equipo mínimo de cirugía

Tubos graduados de plástico, de 15 ml a 20 ml con tapa (10)

Embudo con malla

Láminas porta objetos

Laminillas cubre objetos

Microscopio

Bolsas negras

Frascos de vidrio

Hielo

1 Hielera

Vehículo

Combustible

Útiles de oficina (lápices, bolígrafos, papel, entre otros.)

Cámara Fotográfica digital

5.1.5 Centros de Referencia

- ✓ Biblioteca Central de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- ✓ Departamento de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- ✓ Internet.

5.1.6 Área de Estudio

Estudié los tacuacines (*Didelphidae*) del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, ubicado en la 6^a Calle 8-00 zona 13 en la Ciudad de Guatemala, Guatemala.

Llevé a cabo el presente estudio en el área metropolitana de la ciudad capital de Guatemala, la cual se localiza a 1,500 m.s.n.m. en una latitud de 14° 15´ 11´´ y a una longitud de 90° 31´ 58´´.

Presenta una precipitación promedio anual entre 1,100 a 1,349mm y temperatura promedio de 20° a 26° (De la Cruz 1982). La humedad relativa es de 79% (Lemus 1995).

5.2 Métodos

5.2.1 Captura de Tacuacines

Realicé un esfuerzo de captura de 120 noches – trampa. Coloqué trampas Tomahawk fuera de los tramos de los caballos en horario de la tarde y las recogí en la mañana del día siguiente. Utilicé como cebo: hojuelas de avena, banano, mantequilla de maní y atún (Cáceres 1999, Kajim, et al. 2008).

5.2.2 Inmovilización Química

Inmovilicé a los tacuacines capturados administrándoles Clorhidrato de Ketamina, en dosis de 10 mg/kg y Clorhidrato de Xilacina al 2% en dosis de 2 mg/kg. El tiempo de anestesia generado por estos fármacos (Duración aproximada de 30 min y tiempo de recuperación aproximado de 90 min) me permitió recolectar la muestra (Guerra y Fuentes 2003). En cada tacuazín anestesiado procedí a recolectar datos sobre su especie, sexo y la edad del mismo. Determiné la categoría de edad mediante el pesaje de cada tacuacín capturado y los clasifiqué según los rangos de peso de cada especie. Los tacuacines de la especie *Didelphis virginiana* los clasificaría como jóvenes si su peso era menor a 3.5 lb y

adultos si su peso era mayor a 3.5 lb. Los tatuacines de la especie *Philander opossum* los clasificaría como jóvenes si su peso era menor a 1.7 lb y adultos si era mayor a 1.7 lb y por último los tatuacines de la especie *Didelphis marsupialis* los clasifiqué como jóvenes si su peso fue menor a 3 lb y adultos si su peso fue mayor a 3lb (Read 1997).

5.2.3 Toma de muestra

Tomé aproximadamente 2 g de heces directamente del recto de los tatuacines capturados utilizando guantes de látex y aplicando aceite mineral en el área rectal para así lesionar lo menos posible el área. Coloqué en un frasco de vidrio la muestra recolectada, la cual identifiqué con el sexo y especie del tatuazín muestreado. Tomada la muestra marqué cada tatuazín con una muesca en una oreja. Coloqué al tatuazín dentro de una trampa en la misma área destinada por el Parque Deportivo Nacional Ecuéstre La Aurora para la realización del procedimiento y esperé a que el tatuazín despertara de la anestesia inducida para asegurarme del bienestar del mismo y así liberarlo en el área boscosa del Parque.

Analicé las muestras recolectadas en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria, USAC.

5.2.4 Análisis de la muestra

Analicé cada muestra mediante el método directo con solución salina y la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente.

Para el método directo tomé pequeñas porciones de distintas partes de la muestra y las coloqué en un porta objetos. Agregué a la muestra una gota de

solución salina, la homogenicé y le coloqué un cubre objetos para observarla a gran aumento (40x) (Figueroa y Rodríguez 2007) (Figuras 6 y 7).

Para la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente preparé una solución madre mezclando formalina, detergente y agua destilada para realizar una solución al 10 % de detergente y formalina al 2 %. Adicioné 9.5 ml de la solución Formalina Detergente en un tubo graduado, agregué heces fecales en el tubo hasta que alcanzó la medida de 10 ml. Mezclé y homogenicé la muestra, con una varilla de madera, luego lo dejé reposar por treinta minutos; esto se realizó con el fin de dejar actuar al detergente, el cual libera a los huevos y larvas de parásitos, así como también ooquistes de protozoos de los detritos fecales. (De la Rosa 2007). En el siguiente paso tamicé la muestra a través de un embudo (con malla) a otro tubo, este se tapó y se agitó vigorosamente por 30 segundos para luego dejarla reposar por tres horas (De la Rosa 2007). Luego de transcurridas las tres horas, descarté el sobrenadante, luego ajusté el sedimento con formalina al 5 % hasta llegar a 1 ml, homogenicé la muestra y la observé al microscopio con una lámina porta objetos. Efectué la lectura de las muestras enfocando uno de los extremos superiores del preparado y fui observando el mismo en forma de Zigzag (De la Rosa 2007) (Figuras 8, 9, 10, 11 y 12).

La identificación de estadios parasitarios de *Sarcocystis neurona* se realizó en base de la investigación realizada por Linsay et al. (2004).

5.2.5 Registro de los datos

Anoté los datos recolectados de cada tacuazín atrapado y de su muestra en una tabla de resultados.

5.2.6 Método Estadístico

Dado que no se determinó la presencia de *Sarcocystis neurona* en los tacuacines del estudio, no fue necesario realizar pruebas estadísticas.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El esfuerzo de captura fue de 120 noches – trampa. Los ocho tatuacines capturados fueron de la especie *Didelphis marsupialis*.

Se realizaron dos pruebas de laboratorio con las muestras obtenidas, correspondiendo ocho al método directo con solución salina y ocho a la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente. Las muestras de heces provinieron de los ocho tatuacines *Didelphis marsupialis* capturados para el estudio, de los cuales cuatro fueron hembras y cuatro machos. Los resultados de los exámenes fecales fueron negativos a *Sarcocystis neurona* (Cuadro 1). No fue necesario realizar pruebas estadísticas.

Hallazgos incidentales:

Nematodos como *Ancylostoma sp* (Figura 13 ,14 y 15), *Ascaris sp* (Figura 16), *Capillaria sp* (Figura 17) y *Oxyuris sp* (Figuras 18).

Discusión

Con el objeto de investigar la presencia de *Sarcocystis neurona* en los tatuacines del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora se capturaron y se examinaron ocho tatuacines. Las características físicas y de comportamiento de los tatuacines *Didelphis marsupialis* capturados coinciden con las descripciones realizadas por Read (1997). Según los estudios realizados por Fleming (1973) se observa mayor cantidad de *Didelphis marsupialis* jóvenes en los meses de junio a octubre ya que en este período las hembras se encuentran en la temporada de reproducción y pueden llegar a producir hasta tres camadas; ésto coincide con los

resultados obtenidos en el período de captura de este estudio ya que cinco de los ocho tacuacines capturados se clasificaron como jóvenes correspondiendo a dos hembras y tres machos. Como tacuacines adultos fueron clasificados como dos hembras y un macho únicamente.

Después de examinar los tacuacines capturados se procedió a la toma de muestras fecales las cuales fueron procesadas a través de la utilización del método directo y con la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente, ya que en un estudio anterior se menciona que son técnicas bastante exactas en la determinación de huevos de protozoos (De la Rosa 2007). Al no determinar la presencia de *Sarcocystis neurona* en este estudio podemos considerar la aplicación de los métodos señalados por Dubey (2001). En su estudio Dubey (2001) indica que los tacuacines son hospederos de tres especies de *Sarcocystis*: *Sarcocystis neurona*, *Sarcocystis falcatula* y *Sarcocystis speeri*. Dubey (2001) sugiere la identificación de *Sarcocystis neurona* por métodos moleculares y cultivo *in vitro*, ya que no está demostrada la eficacia de un método coproparasitológico para diferenciar morfológicamente las tres especies de *Sarcocystis* en heces de tacuazín. Las investigaciones realizadas por Dubey (2000, 2001) indican que la presencia de *Sarcocystis neurona* no depende de la edad o del sexo del tacuazín. Al no poder determinar la presencia de *Sarcocystis neurona* en los tacuacines capturados, no se demostró que *Sarcocystis neurona* se encuentra presente en la misma magnitud, tanto en tacuacines jóvenes, como en adultos. Tampoco se demostró si *Sarcocystis neurona* está presente en la misma proporción en tacuacines hembras como en machos y así confirmar los datos proporcionados por Dubey (2000, 2001) en sus estudios.

En un estudio realizado por Fleming (1973) en Panamá sobre los ciclos reproductivos de tres especies de tacuacines, se estableció un rango poblacional para *Didelphis marsupialis* de 0.09 a 1.32 ind/ha. En base a este dato se estima que el tamaño de la población de tacuacines en el Parque Deportivo Nacional

Ecuestre La Aurora está entre 1 a 17 individuos ya que este cuenta con 13.3 ha. de extensión de tierra. Se deduce que los ocho tacuacines capturados no tienen relación con la transmisión de *Sarcocystis neurona* a los caballos que presentaron Mieloencefalitis Protozoaria Equina en el Hipódromo; sin embargo, los nueve tacuacines no muestreados según el tamaño de la población estimada en el Hipódromo, si podrían haber transmitido el parásito.

En el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora habitan aves, ratas y gatos, quienes podrían actuar como hospederos intermediarios en el ciclo biológico de *Sarcocystis neurona* (Dubey 2001). Cabe la posibilidad de que los hospederos intermediarios, principalmente las aves, podrían haber transportado a *Sarcocystis neurona* de algún área rural del país y así, transmitírselo a los tacuacines no muestreados del Hipódromo, por lo que no se puede asegurar que éstos no portan el parásito (Cáceres y Monteiro 1998).

En el estudio realizado por Cáceres y Monteiro (1998) sobre dinámicas poblacionales de *Didelphis marsupialis*, indican que esta especie de tacuazín se encuentra bien distribuida en zonas rurales y en ambientes urbanos desde México hasta el norte de Argentina. Los casos observados en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, podrían haberse originado en el área del país de donde provenían los caballos, ya que la población de tacuacines es ampliamente distribuida en Guatemala.

Por último, en un estudio realizado por Dubey (2001), se indica que los síntomas clínicos de MPE se manifiestan dependiendo del área del SNC donde *Sarcocystis neurona* se encuentra parasitando. No se ha demostrado que factores pueden intervenir en el tiempo de desarrollo de MPE clínico en caballos infectados con *Sarcocystis neurona*. Los caballos con MPE del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, podrían haber adquirido el parásito en otro país y que éste, se encontrara en modo pasivo.

VII. CONCLUSIONES

1. No hay presencia de *Sarcocystis neurona* en los tacuacines muestreados para el estudio, más, no podría asegurarse que no hay presencia de *Sarcocystis neurona* en toda la población de tacuacines del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora.
2. No se comprobó que la presencia de *Sarcocystis neurona* en tacuacines depende de la especie, la categoría de edad, o el sexo del tacuazín.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Realizar investigaciones orientadas a estudiar el ciclo biológico de *Sarcocystis neurona* en todos sus reservorios intermedios, definitivos y accidentales en caballerizas y clubs hípicas en todo el país.
2. Para una captura más rápida de tacuacines, previamente se deben localizar madrigueras y colocar en éstas las trampas, así como también en los lugares donde se ha observado que éstos visitan. Puede utilizarse como un cebo alternativo atún, pollo crudo, plátano y banano ya que éste es más palatable para los tacuacines maximizando así la probabilidad de ingreso de los mismos a las trampas.
3. Estimar el tamaño de la población de tacuacines así como también realizar una recaptura y un nuevo muestreo, ayudaría al investigador a encontrar el parásito en un individuo que no lo portaba anteriormente o, a confirmar o no, la presencia del mismo.
4. Tomar más de una muestra fecal del mismo tacuazín podría dar un dato más certero de la presencia o no de *Sarcocystis neurona* en el momento de realizar las pruebas coproparasitológicas.
5. Para la determinación de la presencia de *Sarcocystis neurona* en su huésped definitivo, se sugiere la identificación de éste protozoo por métodos moleculares como PCR y cultivo *in vitro*.

IX. RESUMEN

Con el propósito de determinar la presencia de *Sarcocystis neurona* se examinaron ocho tacuacines (*Didelphidae*) capturados en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora en la Ciudad de Guatemala. Se recolectaron datos del sexo, categoría de edad y especie de tacuazín así como muestras fecales para ser analizadas mediante el método directo con solución salina y la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente.

El esfuerzo de captura fue de 120 noches – trampa. Las muestras de heces provinieron de los ocho tacuacines *Didelphis marsupialis* capturados y de los cuales cuatro fueron hembras y cuatro machos. Se realizaron dos pruebas de laboratorio con las muestras, correspondiendo ocho al método directo con solución salina y ocho a la técnica modificada de sedimentación con formalina detergente. Los resultados de los exámenes fecales realizados fueron negativos a *Sarcocystis neurona*.

Al no determinar la presencia de *Sarcocystis neurona* en los tacuacines del estudio podemos suponer que estos no tienen relación con la transmisión del parásito a los caballos que presentaron Mieloencefalitis Protozoaria Equina en el Hipódromo. Los casos observados en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, podrían haberse originado en el área del país de donde provenían los caballos, ya que la población de tacuacines es ampliamente distribuida en Guatemala.

En el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora habitan aves, ratas y gatos quienes podrían actuar como hospederos intermediarios en el ciclo biológico de *Sarcocystis neurona*. Cabe la posibilidad que los hospederos intermediarios, principalmente las aves, podrían haber transportado a *Sarcocystis neurona* de

algún área rural del país y así transmitírselo a los tacuacines no muestreados del Hipódromo, por lo que no se puede asegurar que estos no portan el parásito.

Por último, los síntomas clínicos de MPE se manifiestan dependiendo del área del SNC donde *Sarcocystis neurona* se encuentra parasitando. No se ha demostrado que factores pueden intervenir en el tiempo de desarrollo de MPE clínico en caballos infectados con *Sarcocystis neurona*. Los caballos con MPE del Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora podrían haber adquirido el parásito *Sarcocystis neurona* en otro país y que este se encontrara en modo pasivo.

Este estudio proporciona una pauta para la investigación de los casos de Mieloencefalitis Protozoaria Equina que se presentaron en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora. Proporciona información sobre las posibles vías de transmisión de *Sarcocystis neurona* en los casos que puedan presentarse tanto en el Hipódromo como en otros lugares. Las conclusiones y recomendaciones se encuentran orientadas a ayudar a futuras investigaciones sobre *Sarcocystis neurona* para así poder generar conocimiento e interés sobre el tema en nuestro país.

SUMMARY

In order to determine the presence of *Sarcocystis neurona* were examined eight opossums (*Didelphidae*) captured in the National Equestrian Sports Park La Aurora in Guatemala City. Data were collected on sex, age class and species of opossum and fecal samples for analysis by the direct method with saline solution and sedimentation modified technique with formalin detergent.

The capture effort was 120 nights - trap. Stool samples were from the eight opossums *Didelphis marsupialis* captured and which four were females and four were males. We conducted two laboratory tests on the samples, corresponding eight to direct method with saline solution and eight to the modified technique of sedimentation with formalin detergent. The fecal tests results were negative to *Sarcocystis neurona*.

By not determine the presence of *Sarcocystis neurona* in the opossums of the study, we can assume that these are not related to the transmission of the parasite to horses with Equine Protozoal Myeloencephalitis (MPE) presented at the Hippodrome. The cases observed in the National Equestrian Sports Park La Aurora, may have originated in another area of the country from where the horses and the opossums population is widely distributed in Guatemala.

In the National Equestrian Sports Park La Aurora live birds, rats and cats who could act as intermediate hosts in the life cycle of *Sarcocystis neurona*. It is possible that the intermediate hosts, mainly birds, may transported *Sarcocystis neurona* of any country rural area and thus not transmit it to the sampled opossums, therefore cannot ensure that the opossums not tested do not carry the parasite.

Finally, clinical symptoms manifest in MPE depend on the area where is parasitizing *Sarcocystis neurona*. It has not been shown what kind of factors can

intervene in time MPE clinical development in horses infected with *Sarcocystis neurona*. Horses with MPE in National Equestrian Sports Park La Aurora might have acquired the parasite in another country and it was founded in a passive mode.

This study provides a guideline for the investigation of cases of MPE presented at the National Equestrian Sports Park La Aurora. Provides information on possible routes of transmission of *Sarcocystis neurona* in cases that may occur both at the Hippodrome and other areas. The conclusions and recommendations are designed to help future research on *Sarcocystis neurona* in order to generate knowledge and interest in the subject in our country.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Bohórquez, C. s.f. Breve reseña de sarcosporidiosis – sarcosistosis. (en línea) Colombia. Consultado 25 ene. 2011. Disponible en http://biogensa.eje.com.com/pdf/claudio_bohorquez.pdf
2. Cáceres, NC; Monteiro Filho, ELA. 1998. International journal of mammalian biology. Population dynamics of the Common opossum, *Didelphis marsupialis* (Mammalia, Marsupialia), in Southern Brazil. (en línea). 63. Curitiba, Brasil, Universidade Federal do Paraná. Consultado 1 feb. 2012. Disponible en http://jararaca.ufsm.br/websites/niltoncaceres/download/Pop_dyn_aurita98.pdf
3. Cáceres, NC. Revista Brasileira de Biología. 1999. Tamanho corporal em populações naturais de *didelphis* (mammalia: marsupialia) do sul do Brasil. (en línea). 59 (3) Brasil. Consultado 30 ene. 2011. Disponible en www.Scielo.br/pdf/rbbio/v59n3/v59n3a10.pdf
4. Cruz, LE. et al. Acta Zoológica Mexicana. 2004. Diversidad de mamíferos en cafetales y selva mediana de las cañadas de la selva Lacandona, Chiapas, Mexico. (en línea). 20 (1) Mexico. Consultado 21 nov. 2011. Disponible en <http://redalyc.uaemex.mx/pdf/575/57520106.pdf>

5. Cruz de la, SJ. 1982. Clasificación de zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, MAGA Ministerio de Agricultura Ganadería y Alimentación. 18p.

6. *Didelphis virginiana* (*Virginia opossum*). (en línea). Consultado 10 ene. 2011. Disponible en <http://zipcodezoo.com/Animals/P/PhilanderDefault.asp#cr iption>

7. Dubey, JP. et al. 2001. A Review of sarcocystis neurona and equine protozoal myeloencephalytis (EPM). Estados Unidos. Consultado 26 ene. 2011. Disponible en <http://ddr.nal.usda.gov/bitstream/10113/24766/1/IND22563319.pdf>

8. Dubey, JP. et al. The journal of Parasitology of the American Society of Parasitologists. 2000. Completion of the life cycle of Sarcocystis neurona. (en línea) 86(6). U.S.A. Parasite Biology and Epidemiology Laboratory, United States Department of Agriculture. Consultado 20 ene. 2012. Disponible en <http://ddr.nal.usda.gov/dspace/bitstream/10113/49098/1/IND22302029.pdf>

9. El manual Merck de Veterinaria: Un manual de diagnóstico, tratamiento, prevención y control de las enfermedades para el veterinario. 2000. Ed. CM Fraser. 5 ed. Barcelona, ES, Merck & CO. 2558 p.

10. Fenger, CK. et al. 2004. The journal of Parasitology of the American Society of Parasitologists. Identification of opossums (*Didelphis virginiana*) as the putative definitive host of *Sarcocystis neurona*. (en línea) 81(6). Kentucky, U.S.A, Department of Veterinary Sciences, University of Kentucky. Consultado 21 nov. 2011. Disponible en <http://www.jstor.org/discover/10.2307/3284040?uid=3738144&uid=2129&uid=2&uid=10.2307/3284040?uid=70&uid=4&sid=55>

11. Fleming, HT. 1973. Journal of Mammology of the American Society of Mammologists. The Reproductive Cycles of Three Species of Opossums and Other Mammals in the Panama Canal Zone. (en línea). 54(2). U.S.A. American Society of Mammologists. Consultado 10 de ene. 2012. Disponible en <http://www.jstor.org/discover/10.2307/1379129?uid=3738144&uid=3738144&uid=2134&uid=2&uid=70&uid=4&sid=47698855481907>

12. Figueroa Hernández, LE; Rodríguez Zea, ME. 2007. Manual de técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria USAC/FMVZ. Guatemala. 56p.

13. Guerra Centeno, D; Fuentes Rousselin, H. 2010. Crestomatía Módulo de Unidad de Vida Silvestre USAC/FMVZ. Guatemala. 1 disco compacto, 8mm.

14. Kajim, M. et al. Revista Brasileira de Zoologia. 2008. Nine-year demography of the black-eared opossum *Didelphis aurita* (*Didelphimorphia: Didelphidae*) using life tables. (en línea). 25 (2) Brasil. Consultado 30 ene. 2011. Disponible en www.scielo.br/pdf/rbzool/v25n2/a07v25n2.pdf

15. Kaufmann, J. 1996. Parasitic infections of domestic animals: a diagnostic manual (en línea). Alemania. Consultado 18 ene. 2011. Disponible en http://bookscom.gt/books?id=fUBq2P3vgokC&pg=PA241&dq=SARCOCYSTIS+NEURONA+equinos&hl=es&ei=HjITcm5HIH48Aa3xNG3Cg&sa=X&oi=book_result&ct=result&resnum=6&ved=0CD8Q6AEwBQ#v=onepage&q&f=false
16. Leal de Urbano, F. 2009. Medicina interna, clínica ambulatoria e cirugía de equinos teriogenología de equinos. (en línea) Tesis. Mag. Sc. Brasil. Consultado 27 ene. 2011. Disponible en http://74.125.155.132/scholar?q=cache:pipjxUddckUJ:scholar.google.com/+sarcocystis+neurona+historia+natural&hl=es&as_sdt=0,5
17. Lemus Espina, VM. 1995. Características de los sistemas de producción de caprina en el Valle de la ciudad de Guatemala. Tesis. Lic. Zoot. Guatemala, GT, USAC/FMVZ. 24p.
18. Linsay, DS. et al. 2004 The journal of Parasitology of the American Society of Parasitologists. Sarcocystis neurona (protozoa: apicomplexa): description of oocysts, sporocysts, sporozoites, excystation, and early development. (en línea). 90 (3). Michigan, U.S.A, College of Veterinary Medicine, Virginia Tech. Consultado 10 ene. 2011. Disponible en <http://ddr.nal.usda.gov/bitstream/10113/21271/1/IND43680526.pdf>
19. Mansfield, L. 2002. EPM newsletter (en línea) Michigan, U.S.A. Consultado 26 ene. 2011. Disponible en www.greystonevet.com/fyi/epm_bulletin.doc

20. Mieloencefalitis equina por Protozoos (EMP) Portal Veterinaria. s.f. (en línea). Consultado 5 ene. 2011. Disponible en <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/3339/>
21. Nowak, RM. 2005. Walker's Marsupials Of The World. (en línea). Estados Unidos. Consultado 10 feb. 2012. Disponible en <http://google.com.gt/books?id=5RT9W1WkePYC&pg=PA82&dq=fleming+1972++didelphis&hl=es&sa=X&ei=5h6CTjfNYGTweNurCqBg&ved=0CEMQ6AEwAw#v=onepage&q=fleming%201972%20%20didelphis&f=false>
22. Orsini, J. 2000. Manual de urgencias en la clínica equina. (en línea). España. Consultado 20 ene 2011. Disponible en http://books.google.com.gt/books?id=AsnPZ0PwC3kC&dq=SARCOCYSTIS+NEURONA&hl=es&source=gbs_navlin
23. Pepe, PE. 2009. Mieloencefalite Protozoária Equina. (en línea). Tesis. inédita. Brasil, UNI/FMU. Consultado 27 ene. 2011. Disponible en <http://arquivo.fmu.br/prodisc/medvet/pep.pdf>
24. Read, FA. 1997. A field guide to the Mammals of Central America and Southeast Mexico. 1 ed. New York, U.S., Oxford University Press. 333p.
25. Rosa Gómez de la, ES. 2007. Evaluación de la técnica modificada Formalina Detergente en comparación con la técnica de flotación con sacarosa y solución salina, para la detección de parásitos gastrointestinales en caprinos

de ordeño en el municipio de Villa Nueva, Guatemala. Tesis. Lic. Med. Vet. Guatemala, GT, USAC/FMVZ. 38p.

26. Sokal, RR; Rohlf, FJ. 1995. Biometry The principles and Practice statistics in Biological research. 3 ed. New York, U.S., W.H. Freeman and Company. 869 p.

27. Sumano López, HS; Lizárraga M., I. 2001. Farmacología y toxicología aplicada en equinos. 2 ed. México, Intervet. 710p.

XI. ANEXOS

Cuadro 1:

Tabla de resultados de trabajo de campo y laboratorio de los tacuacines capturados en el Parque Deportivo Nacional Ecuestre La Aurora, Ciudad de Guatemala.

| No. | Especie | Sexo | Joven | Adulto | M. Directo | M. Sedimentación |
|-----|-----------------------|------|-------|--------|------------|------------------|
| 1 | <i>D. marsupialis</i> | ♀ | | X | (-) | (-) |
| 2 | <i>D. marsupialis</i> | ♂ | X | | (-) | (-) |
| 3 | <i>D. marsupialis</i> | ♂ | X | | (-) | (-) |
| 4 | <i>D. marsupialis</i> | ♀ | X | | (-) | (-) |
| 5 | <i>D. marsupialis</i> | ♀ | | X | (-) | (-) |
| 6 | <i>D. marsupialis</i> | ♀ | X | | (-) | (-) |
| 7 | <i>D. marsupialis</i> | ♂ | | X | (-) | (-) |
| 8 | <i>D. marsupialis</i> | ♂ | X | | (-) | (-) |

Figura 1

Ciclo Biológico de *Sarcocystis neurona*

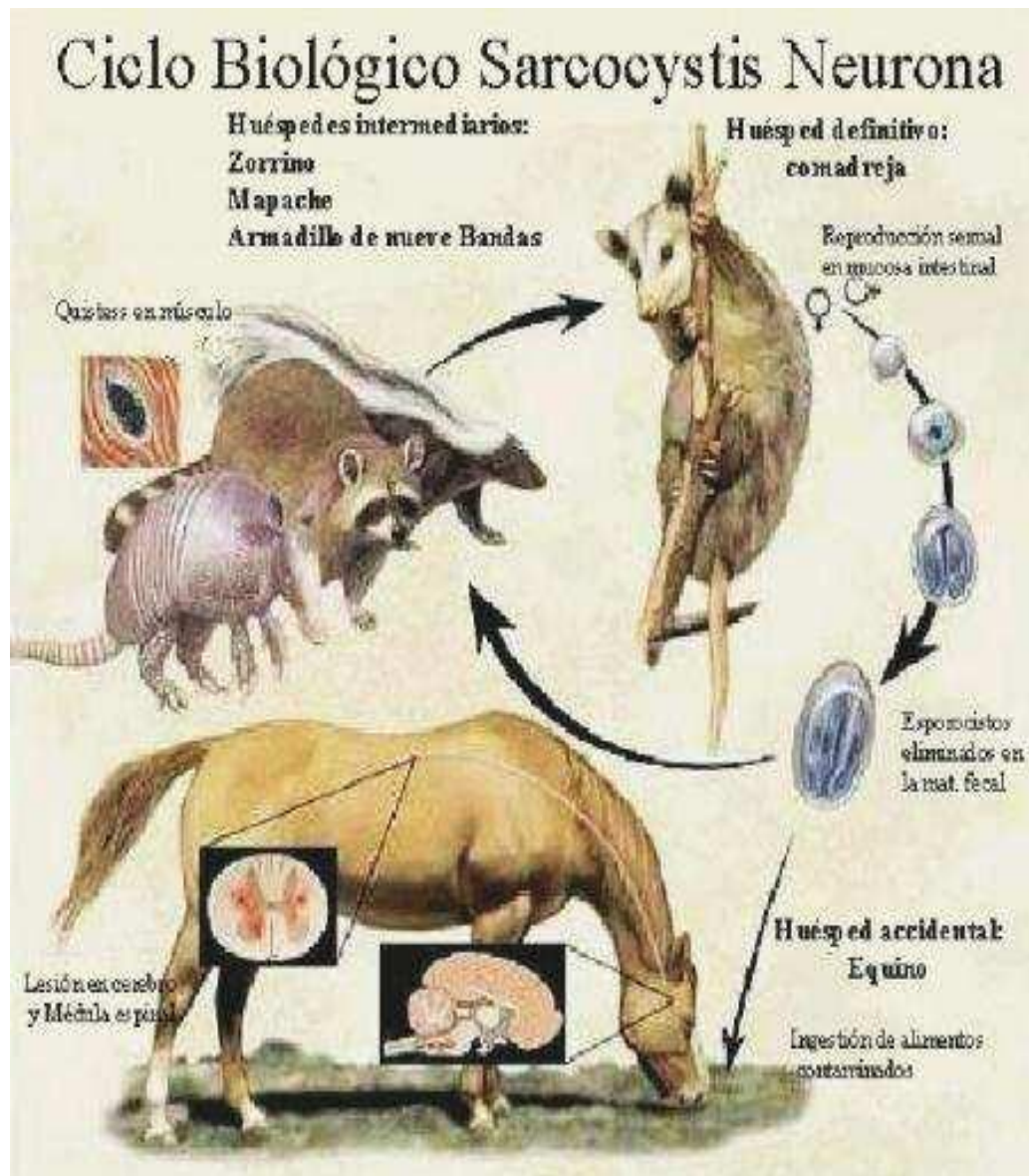


Figura 2

Trampa Tomahawk para captura de tacuacines



Figura 3

Inmovilización Química



Figura 4

Toma de muestra



Figura 5

Realización de muesca en oreja



Figura 6

Procesamiento de muestras mediante el método directo con solución salina

Toma de distintas partes de muestra



Figura 7

Adición de solución salina y observación



Figura 8

**Procesamiento de muestra mediante la técnica modificada de sedimentación
con formalina detergente**

Adición de heces a la solución



Figura 9

Reposo de 30 minutos para después tamizar la muestra y proceder al reposo de la misma por tres horas



Figura 10

Descarte de sobrenadante



Figura 11

Adición de Formalina al 5%



Figura 12

Observación



Figura 13

Ancylostoma sp

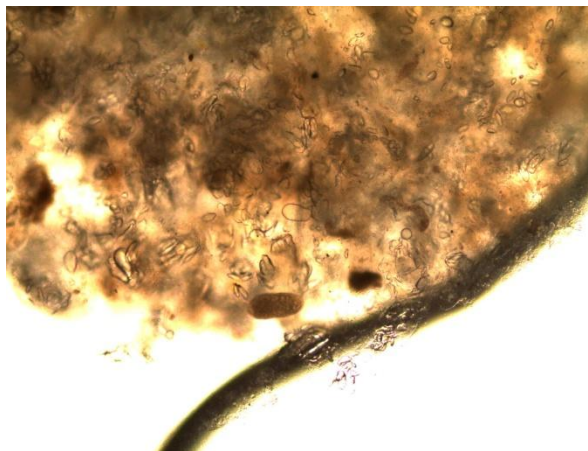


Figura 14

Ancylostoma sp

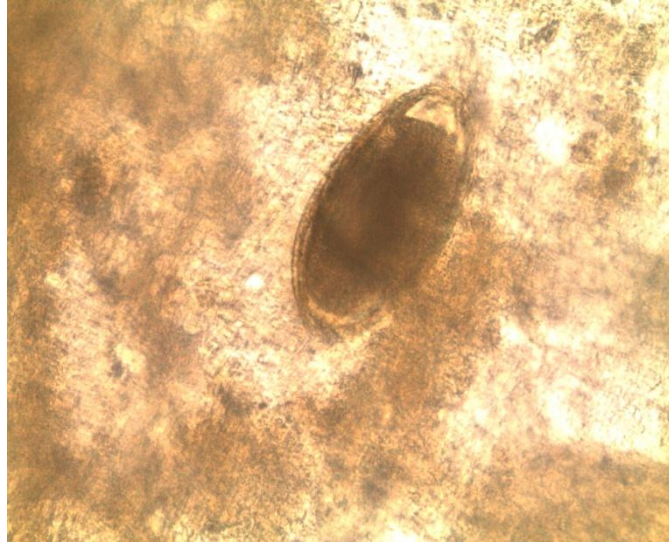


Figura 15

Ancylostoma sp

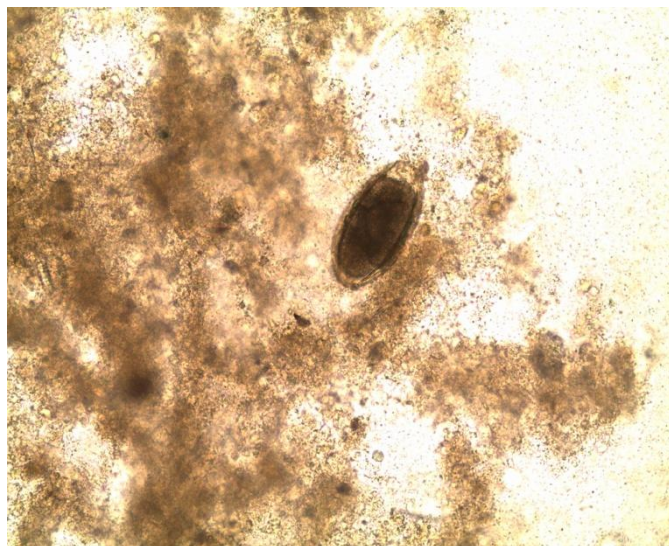


Figura 16

Ascaris sp

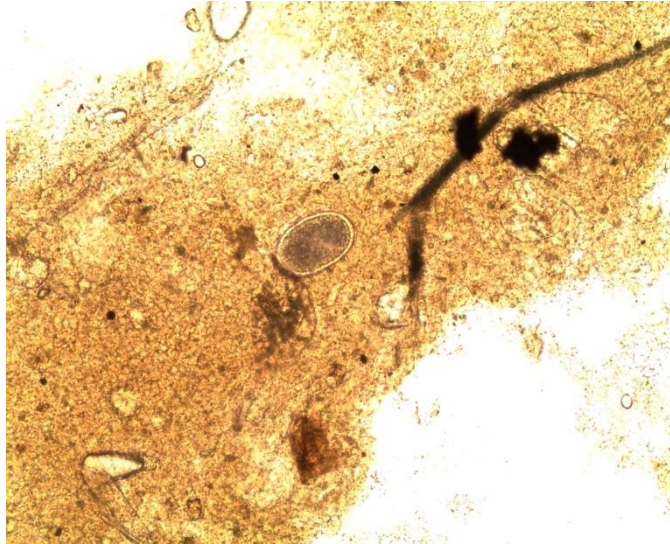


Figura 17

Capillaria sp

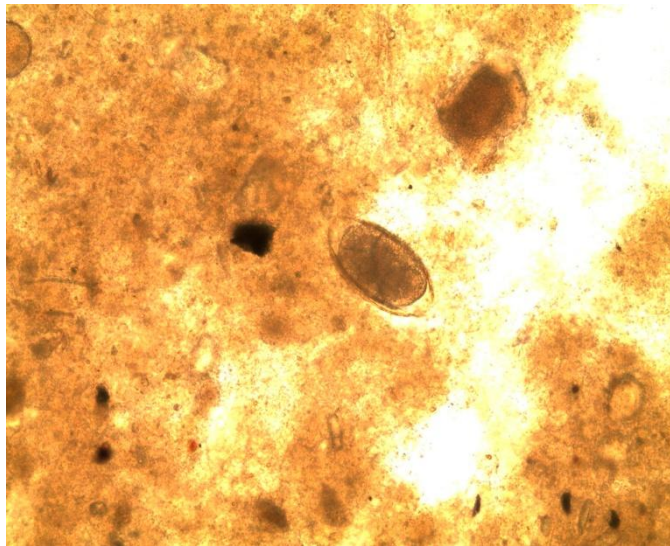


Figura 18

Oxyuris sp

