

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



**ESTUDIO COMPARATIVO DEL EFECTO DEL USO DE
SEMILLA DE PAPAYA, EN DOS DIFERENTES
INTERVALOS DE ADMINISTRACIÓN, SOBRE LA
CANTIDAD DE HUEVOS POR GRAMO DE HECES, EN
EQUINOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA, CHIMALTENANGO.**

ANA GABRIELA MANDUJANO

Médica Veterinaria

GUATEMALA MAYO DE 2017

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



**ESTUDIO COMPARATIVO DEL EFECTO DEL USO DE SEMILLA DE
PAPAYA, EN DOS DIFERENTES INTERVALOS DE
ADMINISTRACIÓN, SOBRE LA CANTIDAD DE HUEVOS POR
GRAMO DE HECES, EN EQUINOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA,
CHIMALTENANGO.**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

ANA GABRIELA MANDUJANO

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA MAYO DE 2017

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

DECANO:	M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
SECRETARIO:	Dr. Hugo René Pérez Noriega
VOCAL I:	M.Sc Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
VOCAL IV:	Br. Brenda Lissette Chávez López
VOCAL V:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez

ASESORES

**M.A. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA
M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA**

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:

**ESTUDIO COMPARATIVO DEL EFECTO DEL USO DE SEMILLA DE
PAPAYA, EN DOS DIFERENTES INTERVALOS DE
ADMINISTRACIÓN, SOBRE LA CANTIDAD DE HUEVOS POR
GRAMO DE HECES, EN EQUINOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA,
CHIMALTENANGO.**

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

Como requisito previo para optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A:

- A DIOS:** Por permitirme alcanzar una meta más, fortalecerme y protegerme en todo momento.
- A MI ABUELITO (†)** Arturo Mandujano Hernández, por ser siempre mi amor más grande.
- A MI ABUELITA:** Lucille Potts, gracias por ser siempre una luz en mi camino.
- A MI MADRE:** Ana Isabel Mandujano, por amarme y darme la libertad de seguir el camino que yo quería.
- A MIS TIOS:** Genoveva Mandujano y Álvaro Mirón, porque sin ustedes este gran éxito, no sería posible. Infinitas gracias por ser mis padres de corazón, mis pilares, siempre confiar en mí y apoyarme en todas las etapas de mi vida.
- A MIS TIOS:** Luis Enrique y Luisa Cáceres por todo su cariño y por ser un gran apoyo para mí cuando más lo necesite, este éxito también es para ustedes.
- A MI HERMANA DE CORAZÓN:** Mónica Medina, gracias por tu amistad y apoyo incondicional. La vida me dio la mejor hermana, no de sangre, pero de corazón.

A MIS PRIMOS:

Juanpa, Nando, Pame, Nico, José, Lupita, Michelle, Susy, Andy, Renato, por tanto, cariño y apoyo durante mi vida. ¡Los adoro!

A MIS AMIGOS:

Raiza, Lester, Fernando, Héctor, Juanfer, Juanricardo, Astrid, Dieguito, Erika, Marta, José, André, Marie, Estrella. Más que amigos, mi familia, le doy gracias a Dios por tenerlos en mi vida y seguir compartiendo muchos éxitos juntos. ¡Los adoro!

FAMILIA Y AMIGOS:

A mi demás familia y amigos, me es imposible mencionar a cada uno, pero sepan que los llevo en mi corazón, y agradezco su presencia en mi vida.

AGRADECIMIENTOS:

A MIS ASESORES Y EVALUADOR:

M.A. Manuel Zea, M.A Jaime Méndez y M.A. Ludwig Figueroa; por su infinita paciencia, apoyo y tiempo dedicado a la culminación de este trabajo.

A WORLD HORSE WELFARE:

M.V. Leonardo Montúfar, Tefa; Jaime Pérez, Otto, Brayan, Lisandro. Por su apoyo con la realización de la parte práctica de este trabajo y a la organización por financiarlo.

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA:

Por ser mi pilar de formación académica.

A MIS CATEDRÁTICOS:

Por su paciencia y compartir sus innumerables conocimientos.

A MIS PADRINOS:

Ing. Álvaro Mirón e Ing. Luis Cáceres, por todo su apoyo durante toda mi vida, infinitas gracias, los amo.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	HIPÓTESIS	2
III.	OBJETIVOS	3
	3.1 Objetivo general	3
	3.2 Objetivo general	3
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	4
	4.1 Papaya	4
	4.2 Parasitosis del aparato digestivo de los équidos	6
	4.2.1 Cestodos gastrointestinales	6
	4.2.1.1 Anoplocefalidosis	6
	4.2.2 Nemátodos gastrointestinales	11
	4.2.2.1 Estrongilidosis	11
	4.2.2.2 Tricoststrongilosis	16
	4.2.2.3 Estrongiloidosis	17
	4.2.2.4 Parascariosis	18
	4.3 Métodos de diagnóstico	23
	4.3.1 Método de McMaster	23
	4.3.2 Material necesario	24
	4.3.3 Procedimiento	24
	4.3.4 Técnica	24
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	26
	5.1 Materiales	26
	5.1.1 Recursos humanos	26
	5.1.2 Recursos biológicos	27
	5.1.3 Recursos de campo	27
	5.1.4 Recursos de laboratorio	27

5.2	Métodos	28
5.2.1	Diseño del estudio	28
5.2.2	Descripción de los tratamientos.....	28
5.2.3	Método de laboratorio.....	28
5.2.4	Análisis de datos	29
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
VII.	CONCLUSIONES	31
VIII.	RECOMENDACIONES	32
IX.	RESUMEN	33
	SUMMARY	34
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
XI.	ANEXOS	37

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.

Parásitos Gastrointestinales en Equinos	22
---	----

Cuadro 2.

Programación muestreos coproparasitológicos.	28
---	----

Cuadro 3.

Hoja de control de datos de administración desparasitante grupo 1.....	39
--	----

Cuadro 4.

Hoja de control de datos de administración desparasitante grupo 2.....	40
--	----

Cuadro 5.

Hoja de control muestreos coproparasitológicos grupo 1	41
--	----

Cuadro 6.

Hoja de control muestreos coproparasitológicos grupo 2	42
--	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.

Tabla comparativa de tratamientos al grupo 1 y grupo 2	38
--	----

I. INTRODUCCIÓN

En Guatemala aproximadamente el 60% de las personas viven en pobreza y cerca de un 30% en pobreza extrema y su principal fuente de sustento se encuentra en la actividad agrícola. El equino representa para dicha población, un eje fundamental como colaborador en el trabajo diario para obtener el sustento para las familias. Los equinos de estas poblaciones son ejemplares criollos, que se encuentran en un sistema de bajos insumos, en el cuál son percibidos únicamente como instrumento de trabajo, utilizados para el transporte en los caminos del área rural, trabajo de carga y vaquería, su alimentación se basa en el pastoreo, careciendo de suplementación y programas sanitarios. Razón por la cual surge la necesidad de cumplir con planes profilácticos en equinos, particularmente en el campo de la parasitología. La utilización de un método alternativo que permita mantener una protección efectiva contra parásitos gastrointestinales a un bajo costo, es necesaria, ya que el uso de desparasitantes comerciales en estas áreas rurales puede ser restringido e inaccesible.

La papaya es una fruta nativa con muchos beneficios para la salud ya que aporta vitaminas y minerales además su consumo es muy popular en nuestro país. En Guatemala un único estudio reporta el efecto desparasitante de las semillas de papaya en equinos, sin embargo, no se obtuvieron los resultados esperados, debido a que demostró un efecto de corto plazo. Ante la escasez de recursos y poca disponibilidad de fármacos en el área rural de nuestro país, resulta de gran utilidad evaluar un método natural como desparasitante en los animales domésticos. En otros países el extracto de papaya ha demostrado ser eficaz contra helmintos gastrointestinales en equinos.

El objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de la semilla de papaya administrada por vía oral, en dos diferentes intervalos de administración contra parásitos gastrointestinales en equinos de San Andrés Itzapa, Chimaltenango.

II. HIPÓTESIS

La semilla de papaya (*Carica papaya*) desecada al ambiente, administrada por vía oral en equinos a dosis de 6 gramos durante tres días consecutivos, tiene el mismo efecto antihelmíntico que administrando tres dosis de 6 gramos con un intervalo de cinco días, entre cada dosis.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- Explorar el área de la etnoveterinaria, para proveer a las comunidades de bajos recursos del área rural, una alternativa de desparasitación natural a bajo costo.

3.2 Específico

- Comparar el efecto de la semilla de papaya desecada, administrada por vía oral a dos grupos de equinos, en dos diferentes intervalos de administración, y determinar las cargas parasitarias, a través de conteo de huevos por gramo de heces.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Papaya (*Carica papaya*)

Planta frutal perennifolia, semiherbácea, dioica, de 2 a 8 m de alto; tronco desnudo, hasta 30 cm de diámetro, cicatrices foliares; látex fluido y lechoso; sistema radical radial, ramificado. Las hojas son alternas y simples, sin estípulas, lámina palmatilobada, hasta 70 cm de diámetro, 7-13 lóbulos, verde pálidas. Inflorescencia masculina axilar, compuesta de racimos intermedios, multirramificados; flores masculinas suavemente perfumadas, cáliz pequeño, 5 lóbulos, corola blanca o amarilla; flores femeninas solitarias en las axilas foliares, cáliz pequeño, corola blanca, pistilo amarillo. Fruto variable, esférico a ovoide, 10-40 cm de diámetro, piel amarilla, savia lechosa, pulpa amarilla o anaranjada, dulce o insípida; cavidad central con numerosas semillas negras, casi globulares. Dentro de su composición química debemos destacar su riqueza en papaína que es una enzima proteolítica, de acción semejante a la pepsina del jugo gástrico (Cáceres, 1996).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

Clase: Magnoliopsida

Orden: Brassicales

Familia: Caricaceae

Género: *Carica*

Especie: *C. papaya*

(Cáceres, 1999)

Hábitat

Nativa de laderas bajas de los Andes Orientales, la Cuenca Amazónica y Centro América en clima tropical húmedo en alturas hasta 1,500 msnm. Introducida en los trópicos del viejo mundo, donde se produce comercial y artesanalmente. En Guatemala se cultiva principalmente en las costas atlántica y pacífica. (Cáceres, 1999) Florece y fructifica todo el año (Orellana, 2014).

Semillas

Germinan a las 2 o 3 semanas de sembradas. Con el fin de facilitar la germinación de las semillas, debe eliminarse una capa de gelatina que las recubre (mucílago). El porcentaje de germinación es de 50 a 60 % en plantas silvestres con tratamiento previo, en el caso de plantas cultivadas el porcentaje es mayor a 80 % (Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad [CONABIO], 2013).

Usos Medicinales Atribuidos

Las semillas de papaya desecadas al aire libre, administradas con miel han demostrado un efecto desparasitante sobre parásitos intestinales en humanos, sin causar efectos secundarios. Por lo tanto, su consumo es una alternativa económica, natural, segura, accesible y preventiva contra parasitosis intestinales (Krishna et al., 2008). Algunos estudios han reportado la utilización de semillas secas molidas y el látex como purgante contra parásitos intestinales y amebas. El fruto, látex, semilla y raíz; tienen propiedades medicinales como analgésico, antibiótico, amebicida, antibacterial, cardiotónico, colagogo, digestivo, emenagogo, febrífugo, hipotensivo, laxativo, pectoral, estomáquico y vermífugo (Cáceres, 1999; CONABIO, 2013; Orellana, 2014).

Papaína

La papaína es un polipéptido de 212 residuos, parcialmente soluble en agua y glicerol, insoluble en disolventes orgánicos; es una enzima proteolítica cuya potencia depende de la forma de preparación, generalmente digiere 35 veces su peso de carne (Cáceres, 1999).

4.2 PARASITOSIS DEL APARATO DIGESTIVO DE LOS ÉQUIDOS

4.2.1 Cestodos gastrointestinales

4.2.1.1 Anoplocefalidosis

Cestodosis es la denominación general para las parasitosis causadas por los estados adultos y larvarios de los cestodos. Son producidas por las fases adultas de cuatro especies de la familia Anoplocephalidae y deben designarse como anoplocefalidosis. Los parásitos localizados en el intestino delgado o en la parte anterior del ciego, originan en los équidos cuadros de enteritis, manifestados preferentemente por dolores cólicos y adelgazamiento. Afectan exclusivamente a los équidos en pastoreo. Con excepción de *Moniezia pallida*, que se ha reportado únicamente en África del sur y en Angola, las otras especies de tenias de los équidos se encuentran presentes en el caballo, asno, mulo y cebrá en diferentes partes del mundo. *Anoplocephala perfoliata* es la especie más frecuentemente encontrada, mientras que *Anoplocephala magna* y *Paranoplocephala mamillana* son menos comunes. La presencia de *A. perfoliata* y de *A. magna* se realiza por ciclos, *A. perfoliata* posee un ciclo anual y *A. magna* tiene ciclos de intervalos de varios años; esta diferencia determina las frecuencias con que se encuentran ambas especies (Cordero del Campillo et al., 2002).

El género *Anoplocephala*:

- ***Anoplocephala magna***

Alcanza hasta 80 cm de largo x 2 cm de ancho, tiene un escólex grande y globuloso, de 4-6 mm de ancho, abriéndose las cuatro ventosas en su parte anterior. El estróbilo se ensancha con rapidez detrás del escólex, alcanza su mayor anchura hacia la mitad y después se hace más estrecho. Los testículos son pequeños (52 μm) en número de cuatrocientos a quinientos. La bolsa del cirro mide 1.4 mm de largo x 10 μm de ancho. Posee una vesícula seminal interna y otra externa. Los huevos miden 70-80 μm de diámetro y contienen un embrión de 8 μm con aparato piriforme bien desarrollado. Se localiza en los primeros tramos del intestino delgado y en ocasiones en el estómago del caballo, asno, mulo y cebrá (Cordero del Campillo, et al., 2002).

- ***Anoplocephala perfoliata***

Mide 3-8 cm de largo x 1,2 cm de ancho, su escólex es casi cúbico, y mide 2-3 mm de diámetro; presenta, en su parte posterior, dorsal y ventral, apéndices en forma de pequeñas lengüetas. Los anillos son gruesos y encajan entre sí, no adhiriéndose más que por su parte central. Los testículos son aproximadamente 200, extendidos por toda la anchura del anillo. La bolsa del cirro mide 500 μm x 200 μm y el conducto deferente se ensancha para formar una vesícula seminal interna y otra externa. La vagina se abre detrás de la bolsa del cirro (Cordero del Campillo, et al. 2002). El ovario presenta dos alas desiguales que ocupan toda la anchura del anillo y el vitelógeno se halla detrás de él. El útero es al principio tubular y transversal y después se hace sacciforme y lobulado. Los huevos miden 65-80 μm de diámetro y contienen un embrión de 16 μm , también con aparato piriforme. Se encuentra en el intestino ciego en las proximidades de la válvula íleocecal y en ocasiones en la parte final del íleon del caballo asno y mulo. Cuando se trata de ejemplares inmaduros, es difícil diferenciar entre *A. magna* de *A. perfoliata* (Cordero del Campillo, et al., 2002).

El género *Paranoplocephala*:

- ***Paranoplocephala mamillana*.**

Es un pequeño cestodo de 1-5 mm de ancho x 6 mm de largo. Su escólex es pequeño y cuadrangular, midiendo 700 μm de diámetro y está provisto de cuatro ventosas poco salientes y de hendidura longitudinal. El estróbilo se ensancha rápidamente después del escólex. Los poros genitales son unilaterales. Posee sesenta a cien testículos, que se disponen en varias capas en el parénquima, en la mitad del anillo opuesto al poro genital. Presenta una vesícula seminal externa y otra interna (Cordero del Campillo, et al. 2002). El útero, al principio tubular y transversal, se dilata y forma divertículos, llegando a ocupar todo el anillo. Los huevos miden 50-60 μm de diámetro y contienen un embrión con aparato piriforme. Parasita intestino delgado (yeyuno e íleon preferentemente) y el estómago del caballo (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Epidemiología

El ciclo de todas estas especies de cestodos es indirecto, los équidos actúan como hospedadores definitivos y precisando de un hospedador intermediario en el que se desarrolla la fase larvaria, que es un cisticercoide. Los hospedadores intermediarios de las especies de cestodos de los équidos son ácaros oribátidos. Son pequeños ácaros de vida libre, que se encuentran preferente y abundantemente en lugares húmedos como la hierba, el musgo y bajo las piedras en los pastos y se alimentan de hongos, musgos, líquenes y sustancias vegetales en descomposición. Los anillos grávidos de las tenías localizadas en el tubo digestivo de los équidos se desprenden y mezclados con las heces se expulsan al ambiente. Los proglotis se desprenden aislados y se observan en las heces como masas blanquecinas opacas o translúcidas, blandas, como pequeños gusanos o granos de arroz (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Ya en el suelo, los oribátidos ingieren los huevos libres o en el anillo que se desintegra, que eclosionan dejando libre a la oncosfera que, atravesando el intestino y alcanzando la cavidad celómica del ácaro, se transforma en un cisticercoide en un plazo de 2-6 meses, en tiempo cálido se acelera este desarrollo. Los équidos se infectan cuando ingieren oribátidos con la hierba de los pastos. El desarrollo de los cestodos en los équidos requiere de 2-4 meses, cuando los parásitos ya se han hecho fértiles y sus anillos y huevos se expulsan con las heces. Un ácaro puede contener de uno a trece cisticercoides, por lo que el potencial infectivo es enorme (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Patogenia

- *A. Perfoliata* es la especie comúnmente relacionada con graves trastornos de los équidos como oclusiones intestinales por hematomas submucosos o por engrosamiento de la mucosa, perforación del ciego y del intestino delgado, invaginaciones intestinales (ileocecales, cecocecales y cecocólicas) y torsión intestinal del colon y del ciego. Como consecuencia de las lesiones, se alteran la motilidad y la absorción intestinal. La alteración de la motilidad puede ocasionar invaginaciones en el intestino delgado, que se manifiestan por un síndrome agudo y violento de cólico. Parece existir una correlación entre este parasitismo y los cólicos de origen íleocecal (Cordero del Campillo, et al., 2002).
- *A. magna* se fija en el intestino delgado y puede producir también inflamación catarral de la mucosa y en algún caso, perforación intestinal (Cordero del Campillo, et al., 2002).
- *P. mamillana* (en intestino delgado y estómago) no parece determinar alteraciones ostensibles en los équidos que parasitan (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Síntomas

Deben transcurrir 6 a 8 meses para que los animales se manifiesten clínicamente enfermos. En los équidos jóvenes se observa un retraso del crecimiento, que se acompaña de pérdida de peso, pelo hirsuto y quebradizo, falta de brillo. En infecciones moderadas a intensas se presenta una diarrea intermitente. En los casos crónicos, los trastornos son poco aparentes y de curso lento y los potros se desarrollan mal. Se ha señalado en algunos casos anemia. En animales adultos no se observan manifestaciones clínicas, a menos que se encuentren intensamente parasitados (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Si se produce perforación o invaginación intestinal, aparecen súbitamente dolores cólicos intensos y endurecimiento de las paredes abdominales, que están tensas y dolorosas a la presión con la mano. Las mucosas se congestionan y el pulso se acelera, se produce fiebre y puede causar la muerte. La etiología parasitaria de la rotura o de la invaginación sólo es posible encontrarla de manifiesto en la necropsia. En la obstrucción de la válvula íleocecal por una masa de exudado los se pueden presentar cólicos, mostrándose el animal inquieto, con frecuentes miradas al ijar derecho (Quiroz, 2005; Cordero del Campillo, et al., 2002).

Diagnóstico

Debido a la ausencia de síntomas característicos, el diagnóstico clínico no es posible. La infestación parasitaria se puede diagnosticar por la observación de proglótidos o fragmentos del parásito en las heces o en la región perineal. El examen coproparasitológico mediante las técnicas de enriquecimiento por flotación es de utilidad. (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Tratamiento

Está demostrada su sensibilidad a la niclosamida, un antihelmíntico que bloquea el ciclo de Krebs en el parásito, inhibiendo la absorción de glucosa y alterando los procesos oxidativos de fosforilación mitocondriales. Actúa por contacto con el parásito y se recomienda su administración por vía oral, a una dosis de 88 mg/kgpv. El pamoato de pirantel ha demostrado índices de eficacia 81-100% a una dosis de 13.2 mg/kgpv por vía oral. El praziquantel vía oral a la dosis de 1 mg/kgpv, ha demostrado índices de eficacia del 98% (Cordero del Campillo, et al., 2002).

4.2.2 Nemátodos gastrointestinales

4.2.2.1 Estrongilidosis

Los grupos conocidos como grandes y pequeños estróngilos, pertenecientes a las subfamilias: Strongylinae y Cyathostominae; son los causantes de la enfermedad denominada Strongilidosis, definiéndose como el síndrome causado en los équidos por asociaciones variadas de los estados adultos y larvarios de los nematodos pertenecientes a la familia Strongylidae, afectando órganos diferentes, pero con manifestaciones clínicas similares (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Clasificación taxonómica del orden Strongylida.

Orden: Strongylida

Suborden: Strongylina

Superfamilia: Ancylostomatoidea

Familia: Strongylidae

Subfamilia: Strongylinae “Grandes Estróngilos”

Especies:

- *Strongylus equinus*
- *Strogylus edentatus*
- *Strongylus vulgaris*

Subfamilia: Cyathostominae “Pequeños Estróngilos”

Géneros:

- *Caballonema*
- *Cyathostomum*
- *Cylicocyclus*
- *Cylicodontophorus*
- *Cylicostephanus*
- *Cylindropharynx*
- *Gyalocephalus*
- *Posterio stomum*

(Quiroz, 2005)

Los nemátodos pertenecientes al orden *Strongylida* tienen de tres a seis labios o una corona radiata, la boca está bien desarrollada o es rudimentaria, rodeada por tejido esofágico en forma de vestíbulo. El esófago en las larvas consiste en pro y meta corpus, istmo y bulbo; los adultos tienen el esófago claviforme. El sistema excretor tiene canales laterales y pares subventrales (Quiroz, 2005).

Ambos grupos de parásitos son morfológicamente muy similares, pero biológicamente se distinguen porque el género *Strongylus*, realiza en el organismo del hospedador migraciones a órganos distantes y diferentes del intestino grueso, en donde habitan como adultos, y por su mayor tamaño se designan como “grandes estróngilos”. Desde el punto de vista de su acción patógena, producen las alteraciones más graves e importantes como consecuencia de sus migraciones durante las fases larvarias (Cordero del Campillo, et al., 2002).

En la misma familia, pero en géneros diferentes, se encuentran los llamados "pequeños estróngilos", caracterizados biológicamente porque sus ciclos no incluyen migraciones a otros órganos distintos al intestino grueso, sino que las formas larvarias van tan sólo hasta la pared de dicho órgano y después regresan a su luz para completar su desarrollo, ya adultos y en la luz del intestino grueso, comparten con los adultos de las especies del género *Strongylus* su localización y patogenia (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Ciclo Biológico

Poseen un ciclo biológico común, pero difieren en las migraciones que realizan las larvas, en el organismo del hospedador. Los adultos se localizan en el intestino grueso y los huevos, cuya cubierta está formada por una capa externa quitinosa y una fina membrana vitelina interna y ya están en fase de división cuando son puestos, se eliminan al exterior con las heces (Cordero del Campillo, et al. 2002).

En el exterior los huevos eclosionan liberando las larvas L1 que se desarrollan, pasando por tres fases separadas por dos mudas, periodos en los que las larvas se aletargan y se transforman en la siguiente fase. Los dos primeros tipos de larvas (L1 y L2) son rahbдитiformes es decir, tienen un esófago de tipo rahbдитоideo, con una parte anterior fusiforme, que se continúa posteriormente con un ensanchamiento en forma de bulbo. Ambas larvas son de vida libre y se alimentan de bacterias y sustancias de las heces. La L3 conserva la cubierta de la L2 a manera de vaina o estuche y tiene un esófago estrongiliforme y ya no se alimenta, su supervivencia depende de las sustancias de reserva almacenadas en sus células intestinales durante las fases previas. Este tercer estadio larvario es el único que puede proseguir el ciclo en los équidos, por lo que estas larvas son las infectivas (Cordero del Campillo, et al., 2002).

El desarrollo y supervivencia de las larvas hasta la fase infectiva dependen fundamentalmente de la humedad y de la temperatura. La desecación es fatal para los huevos hasta que termina el desarrollo embrionario previo a la eclosión. Los embriones totalmente desarrollados pueden permanecer vivos algunas semanas, en tales condiciones, dentro del huevo y, eclosionan, si vuelven a disponer de humedad. Las L1 mueren rápidamente si las heces se desecan, mientras que las L2 son bastante resistentes y paralizan su desarrollo cuando las heces se desecan y lo reanudan tan pronto aparecen condiciones de humedad como la lluvia. Las larvas infectivas, al estar protegidas por su vaina, son todavía más resistentes. La desecación impide la migración de las larvas infectivas desde las heces hacia la hierba (Cordero del Campillo, et al., 2002).

El desarrollo del embrión necesita temperaturas superiores a los 3°C, pero la eclosión no se produce a temperaturas inferiores a los 7.5 °C. El desarrollo de los huevos y larvas hasta el estadio infectivo se realiza entre temperaturas de 10°C a 35°C, a mayor temperatura será más rápido el desarrollo. A 10 °C la eclosión total se ha producido a los siete días, y el estadio infectivo se ha alcanzado a los 24 días para el 80% de las larvas. A 20 °C la eclosión se ha completado en uno o dos días y la mayoría de las larvas son infectivas a los siete días. A 35 °C todas las larvas han alcanzado el estadio infectivo a los 3 o 4 días. El desarrollo hasta el estadio infectivo no tiene lugar a temperaturas superiores a 38°C y las larvas mueren. Los huevos en desarrollo son capaces de resistir la congelación durante algún tiempo, aunque muchos de ellos mueren si la exposición es prolongada. Por el contrario, las larvas pre infectivas son muy poco resistentes a las bajas temperaturas y la mayoría mueren cuando se exponen a temperaturas bajo cero. Las larvas infectivas, así como los huevos son más resistentes a bajas temperaturas (Cordero del Campillo, et al., 2002).

- *Strongylus edentatus*: son más cortos miden 23-28 mm de longitud los machos y 33-44 mm de longitud las hembras. Tienen un estrechamiento a manera de cuello detrás de la cabeza, que es más ancha que el resto.

La cápsula bucal tiene forma de copa, carece de dientes, pero si tiene gotera esofágica dorsal. Los huevos miden 78-88 μm de longitud por 48-52 μm de grosor, son ovales, con capa de quitina (Cordero del Campillo, et al., 2002; Quiroz, 2005).

- *Strongylus equinus*: los nematodos machos miden de 26-35 mm de longitud y hembras 38-47 mm de longitud y unos 2 mm de grosor, son rígidos, de coloración grisácea-rojiza. Su cápsula bucal es oval presentando al fondo un diente dorsal bifurcado unido a la gotera esofágica, dos subcentrales cortos. Huevos ovales de cubierta delgada quitinosa miden 75-92 de longitud x 40-54 μm de grosor. Es la especie menos frecuente (Cordero del Campillo, et al., 2002; Quiroz, 2005).
- *Strongylus vulgaris*: este nematodo es el más pequeño de las especies anteriormente descritas mide 14-16 mm de longitud los machos y 20-24 mm de longitud con 1.5 mm de grosor las hembras. Su cápsula bucal es ovoide, tienen dos dientes redondeados en forma de oreja al fondo en posición dorsal unidos a la gotera esofágica. Los huevos también son ovales con cubierta delgada quitinosa y miden 83-93 μm de longitud por 48-52 μm de grosor (Cordero del Campillo, et al., 2002; Quiroz, 2005).

Síntomas

Anorexia, pica, pérdida de peso, retraso en el crecimiento, diarrea o heces blandas, pirexia, dolores cólicos remitentes (Cordero del Campillo, et al. 2002).

Diagnóstico

Análisis coprológico, método cuantitativo, McMaster, repetir análisis 3 semanas después, la presentación reiterada de cólicos en el animal o la explotación hace sospechar de estrongilidosis larvaria si es que los équidos han estado pastando.

Método de Hakarua Ueno para cultivo y recolección de larvas en heces. Los coprocultivos proporcionan un medio conveniente para el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de la larva llega a su estado infectivo en donde se puede tipificar (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Tratamiento

La fenotiacina es 100% activa frente a los pequeños y grandes estróngilos, administrada en el pienso durante 5 días, a la dosis de 5 g/ 45 kgpv. El tiabendazol se utiliza a dosis de 44 mg/ kgpv con buenos resultados, formulado en el pienso. El fenbendazol a dosis de 5 mg/ kgpv y el oxbendazol a dosis de 10 mg/ kgpv, se han utilizado con buenos resultados y sin efectos colaterales. El pamoato de pirantel muy eficaz contra *S. vulgaris* y *S. equinus*, a dosis de 12.5 mg/ kgpv. La ivermectina con excelente eficacia en dosis de 0.02 mg/ kgpv por vía oral (Cordero del Campillo, et al., 2002).

4.2.2.2 Tricoststrongilosis

Producida por *Trichostrongylus axei*, el único parásito de este grupo que afecta a los équidos. En el caballo se localiza en la pared del estómago y del intestino delgado causando inflamación en dichos órganos. Los vermes adultos viven en la mucosa del estómago de los équidos y frecuentemente se extienden también al intestino delgado. Los huevos puestos por las hembras se eliminan al exterior con las heces. Los équidos se infectan cuando ingieren las larvas infectivas con la hierba de los pastos y en el hospedador las larvas pierden la vaina que los recubre, penetran en la mucosa del estómago y se hacen adultos tras sufrir una nueva muda. El periodo pre patente en los equinos se estima de alrededor de 25 días. El pastoreo mixto favorece la difusión del parásito. Se asocia su presencia con el desarrollo de gastritis crónica hiperplástica y erosiva circunscrita (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Tratamiento

El Fenbendazol, es el fármaco más recomendado a dosis de 5 mg/kgpv. El oxfendazol a dosis de 10 mg/kgpv, que deben administrarse vía oral en forma de pasta o brebaje (Cordero del Campillo, et al., 2002).

4.2.2.3 Estrongiloidosis

Está producida por *Strongyloides westeri* y se caracteriza por afectar preferentemente a potros de pocas semanas o meses de edad y manifestarse por alteraciones intestinales, especialmente diarrea, que dan lugar a modificaciones en el estado general y en el crecimiento. El parásito es de amplia distribución geográfica, puede afectar a los équidos domésticos (caballo, asno y mulo) y a la cebra en sus primeros meses de vida. Las larvas pueden penetrar en la piel de los seres humanos y producir lesiones en su migración por ella, se considera por tanto una zoonosis transmisible (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Se encuentra en la mucosa del intestino delgado de caballos, burros, mulas, cebras y cerdos. Las hembras parásitas miden 8 a 9 mm de largo, con huevos embrionados, miden de 40 a 52 por 23 a 49 μm . Las hembras se reproducen por partenogénesis, viven en la mucosa del intestino delgado, en donde ponen huevos embrionados. Los huevos salen por las heces de los equinos; la primera larva eclosiona a las 6 horas de haber salido, a una temperatura de 27 °C. Estas larvas pueden dar lugar a larvas infectantes o a larvas de vida libre por una o varias generaciones. A una temperatura de 34 °C el proceso evolutivo entre larvas ocurre en 24 horas, a menores temperaturas se prolonga el período y a 15°C se detiene. La Larva 3 puede infestar al huésped por vía cutánea a través de la piel o de los folículos pilosos y por vía oral (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Patogenia

Las larvas ejercen acción traumática al penetrar por piel y los diferentes tejidos hasta llegar al pulmón y romper la pared capilar y alveolar. Paralelamente ejercen acción tóxica por medio de la secreción de enzimas proteolíticas, mecánica por obstrucción en los pequeños vasos y mecánica por presión sobre los tejidos circunvecinos, además de acción expoliatriz histófaga, de exudado tisular y sangre según el sitio de localización durante su trayecto. En su estado adulto, en el intestino ejerce acción traumática, taladrante e histófaga, ya que las hembras se localizan en el espesor del epitelio y de la submucosa, la cual destruyen (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Tratamiento

El tiabendazol es muy utilizado en dosis de 40 mg/kgpv y el Fenbendazol en dosis de 5 mg/kgpv, por vía oral (Cordero del Campillo, et al., 2002).

4.2.2.4 Parascariosis

La parascariosis es una enfermedad de los équidos causada por *Parascaris equorum*, que en su forma adulta se localiza en el intestino delgado y que en sus fases larvarias realiza migraciones a través del hígado y pulmones, afecta principalmente a los potros y caballos jóvenes y se manifiesta por retardo en el crecimiento, alteraciones pulmonares catarrales y enteritis posterior, acompañada de pérdida del estado general de los animales afectados. La transmisión es por el suelo, y la infestación tiene lugar por vía oral. El áscaris del caballo está difundido por todo el mundo (Cordero del Campillo, et al., 2002; Quiroz, 2005).

Etiología

Parascaris equorum es un nematodo de gran tamaño que se incluye dentro de la familia Ascarididae, del orden Ascaridia. Los machos miden de 15-28 cm de largo x 3-6 mm de ancho, y las hembras de 18-50 cm de largo x 2-2.5 cm de ancho. De coloración blanco-amarillenta o cremosa, su cuerpo es notablemente rígido y elástico y en su extremo anterior presenta una marcada cabeza formada por tres labios principales, bien acusados y prominentes, que rodean la boca. Estos labios son cuadrangulares y en su superficie interna presentan una membrana transparente provista de anillos dentígeros, divididos en dos partes por surcos aproximadamente horizontales. El labio dorsal tiene dos grandes papilas dobles y cada uno de los labios subventrales, una papila doble y grande. Los labios principales están separados por pequeños interlabios y carecen de alas cervicales. Existe dimorfismo sexual (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Los hospedadores de *P. equorum* son los équidos domésticos, caballos, asno y mulo y los équidos de vida silvestre, como las cebras, el hemión u onagro. Los équidos jóvenes son mucho más receptivos que los adultos, especialmente entre 3-9 meses o el año de edad son los que manifiestan la enfermedad. Équidos adultos pueden presentar la parasitosis, aunque en estos casos las cargas de vermes que albergan son muy pequeñas (Cordero del Campillo, et al., 2002; Quiroz, 2005).

Epidemiología

Las hembras son muy fértiles y ponen cientos de miles de huevos que eliminan al exterior con las heces. Los huevos son muy resistentes a los agentes ambientales desfavorables y las larvas se desarrollan protegidas dentro de las cubiertas del huevo hasta la larva L2 envainada, que es infectiva y que permanece en el interior de las cubiertas del huevo. La temperatura mínima a la que se desarrollan los embriones es de 10 °C y la máxima de 38-40 °C, siendo las óptimas entre 15-35 °C. Las cubiertas del huevo hacen a la larva muy resistente a los agentes

químicos y ambientales y los huevos que no se desarrollan cuando las temperaturas son bajas conservan la vitalidad durante muchos meses. A 35 °C alcanza el estadio infectivo en 9 días, aunque a temperaturas más bajas se precisan 14 días o más. (Cordero del Campillo, et al., 2002). Los huevos con larvas infectivas conservan su infectividad durante años. La infección se realiza al ingerir los huevos infectivos con los alimentos o el agua de bebida. Una vez ingeridos, los huevos eclosionan en el intestino del hospedador, para lo que parecen precisar, lo mismo que otros nematodos, un estímulo del hospedador que produzca el llamado <<líquido de eclosión>> que contiene diversas enzimas. El período prepatente es de 44 a 77 días, y el patente 101-104 días (Quiroz, 2005; Cordero del Campillo, et al., 2002).

Las larvas de *P. equorum* realizan migración hepato-pulmonar-traqueal hasta alcanzar el intestino delgado. A las 48 horas las larvas se hallan en el hígado y en él permanecen varios días. De los 7 a los 14 post infección llegan a los pulmones y sufren dos mudas, pasando sucesivamente a la larva L3 y a L4 y como las L4 atraviesan los alvéolos pulmonares, entran en los bronquiolos y ascienden por el árbol bronquial, son expectoradas y por la tráquea llegan a la faringe, momento en que son deglutidas y llegan al intestino. La fase migratoria finaliza a las 4 semanas y las larvas, tras una nueva muda, se convierten en quinto estado larvario precoz L5 o adulto inmaduro, comenzando después un período de crecimiento rápido que dura unas 10 semanas, en el que completan su desarrollo y se hacen fértiles (Quiroz, 2005). La localización preferente es el duodeno y la parte anterior del yeyuno, pero en infestaciones muy intensas pueden hallarse a lo largo de todo el intestino delgado. Los áscaris muertos, muchas veces parcialmente digeridos, se expulsan con las heces. Puesto que está comprobado que los potros pueden eliminar huevos del parásito cuando tienen 10-13 semanas de edad, se admite que la infección puede tener lugar inmediatamente después de nacer. Se ha comprobado experimentalmente que el período prepatente oscila entre 72-115 días. Los recuentos de huevos en la fase patente son al principio muy altos, pero entre los 6-12 meses de edad disminuye su número y dejan de aparecer en las heces (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Experimentalmente se ha demostrado en potros una inmunidad dependiente de la edad y que se establece hacia los 6 meses, incluso en équidos que no hayan tenido contactos previos con el parásito. Puesto que en los caballos y potros de más edad que reciben infecciones experimentales con *P. equorum* se producen intensas lesiones hepáticas y pulmonares, pero muy pocos vermes llegan a completar su desarrollo en el intestino, debe suponerse que es en dichos órganos donde se establece la inmunidad. El estadio adulto, únicamente se desarrolla en los équidos (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Patogenia

Las larvas, los estadios inmaduros y adultos, ejercen acción patógena en los tejidos. Entre los 7-14 días de la infestación, las larvas invaden los pulmones y causan petequias y pequeñas hemorragias en la superficie y en el tejido pulmonar por la rotura de los capilares sanguíneos. A la vez estimulan la secreción de moco que rodea a las larvas en los alvéolos y bronquiolos. Las reacciones más importantes son la bronquitis y bronquiolitis eosinofílicas. El parásito en su forma juvenil y el adulto ejercen su acción patógena en el intestino delgado y algunas veces en los conductos biliares. Los parásitos pueden ejercer obstrucción mecánica, debido al tamaño y el número de gusanos presentes, pueden ocluir la luz intestinal, causar vólvulos e incluso la muerte. En cargas parasitarias menores interfieren con el paso normal de los alimentos o bloquean la salida en forma total o parcial por su localización hepática (Cordero del Campillo, et al., 2002).

La acción expoliatriz del *Parascaris* es quimófaga, se alimentan de contenido intestinal en forma selectiva o de células epiteliales. La utilización selectiva de vitaminas, minerales, proteínas, etc., se traduce en el mal estado general de los animales parasitados. La acción tóxica debida a los productos de secreción y excreción, así como a la del líquido celómico que experimentalmente ha demostrado ser un potente veneno, integran un complejo entérico, hepático y pulmonar (Quiroz, 2005).

Síntomas

Los signos clínicos observados en potros son alteraciones respiratorias manifestadas por taquipnea y en ocasiones secreción nasal blanca o grisácea (Cordero del Campillo, et al., 2002).

Diagnóstico

Por los signos clínicos, es necesario realizar exámenes coproparasitológicos, los huevos son característicos y permiten un diagnóstico específico (Quiroz, 2005).

Tratamiento

El pamoato de pirantel a dosis de 12.5 mg/kgpv, se utiliza mucho por su actividad en vermes adultos y formas inmaduras. El tartrato de pirantel a dosis de 12.5 mg/kg y el mebendazole a dosis de 15-20 mg/kg (Quiroz, 2005; Cordero del Campillo, et al., 2002).

Cuadro 1. Parásitos Gastrointestinales en Equinos.

Especie	Localización	Edad susceptible	Periodo Prepatente	Vías de penetración/ Ciclo
<i>Anoplocephala magna</i>	Intestino delgado y ciego	2 ½ meses	2 meses	Oral/Indirecto
<i>Anoplocephala perfoliata</i>	Intestino delgado	2 ½ meses	2 meses	Oral/Indirecto
<i>Paranoplocephala mamillana</i>	Intestino delgado	2 ½ meses	2 meses	Oral/ Indirecto
<i>Stongylus sp</i>	Intestino grueso	1-1 ½ año	4-9 meses	Oral/ Directo

<i>Pequeños Strongylus</i>	Intestino grueso	2 meses	35 días	Oral/ Directo
<i>Strongyloides westerii</i>	Intestino grueso	10-15 días	5-7 días	Oral, M, C, T/Directo
<i>Trichostrongylus axei</i>	Estómago, Intestino delgado	2 meses en adelante	25 días	Oral/ Directo
<i>Parascaris equorum</i>	Intestino delgado	3-4 meses	28 días	Oral/ Directo

(Quiroz, 2005; Rodríguez, 2011)

4.3 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO

Melgar et al. (1984): recomiendan realizar la determinación del grado de infestación parasitaria a partir de los hallazgos en el número de huevos por gramo de heces al utilizar el método de McMaster. Rodríguez y Figueroa (2007) reportan además que este puede ser un indicador del estado parasitario.

4.3.1 Método de McMaster

Los recuentos de los huevos en heces pueden ser de cierta ayuda en el diagnóstico de las helmintiasis de los animales domésticos, a pesar de que no todos los helmintos eliminan la misma cantidad de huevos por día y éstos no se encuentran distribuidos uniformemente en las heces. Asimismo, puede influir la ovoposición de los vermes, la resistencia del hospedero y en algunos casos estos recuentos no son muy exactos por la presencia de helmintos inmaduros, aun cuando estas fases, en algunas especies, son altamente patógenas y no da una idea exacta de la carga parasitaria (Rodríguez y Figueroa, 2007).

Se han descrito cierto número de técnicas cuantitativas y cualitativas para determinar el grado de infestación parasitaria. Una de las más utilizadas es el método de McMaster, el cual se explica a continuación (Rodríguez y Figueroa, 2007).

4.3.2 Material Necesario

- Cámara de McMaster
- Tubo plástico con doble línea en el extremo superior o medio
- Gotero
- Mortero con pistilo
- Tamiz
- Beaker
- Solución sobresaturada de azúcar

4.3.3 Procedimiento

El método de McMaster lo podemos realizar utilizando únicamente el recipiente plástico, la cámara de McMaster, el gotero y la solución para simplificar la técnica; se puede efectuar tanto en el laboratorio, como a nivel de campo. En el laboratorio, se ha modificado utilizando el recipiente de plástico para medir la solución, las heces y mortero para efectuar una buena homogenización de la muestra, el colador para evitar el exceso de materia orgánica y el tamizado se deposita en un beaker pequeño, del cual se llena las cámaras de McMaster con el gotero (Rodríguez y Figueroa, 2007).

4.3.4 Técnica

- Llenar el tubo plástico hasta la línea inferior con la solución de azúcar sobresaturada.
- Agregar heces hasta la segunda marca (2 gramos).
- Agitar vigorosamente el contenido.
- Mantener la mezcla en movimiento, llenar con un gotero las cámaras de McMaster (evitar la presencia de aire y/o burbujas en las mismas).

- Dejar en reposo por 3-5 minutos para permitir que los huevos suban a la superficie, coloque la cámara en la platina del microscopio, enfoque 10 X y cuente los huevos en el área marcada de cada celda.
- Multiplicar el conteo por 100 para obtener el número de huevos por gramo de heces si lee una celda, y por 50 si lee las dos. Al realizar el conteo, primero enfoque la línea que marca el borde del área a contarse y luego hágase recorrido sistemático de arriba hacia abajo, leyendo toda la celda (Rodríguez y Figueroa, 2007).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El estudio se realizó en el municipio de San Andrés Itzapa, Departamento de Chimaltenango. Esta área es clasificada según De La Cruz (1982) como Bosque Húmedo Montano Bajo Subtropical (bh-MB), a una altitud promedio de 1850 metros sobre el nivel del mar. Su extensión territorial es de aproximadamente 90 kilómetros cuadrados, con una población aproximada de 31.956 habitantes. Con un clima templado, donde la temperatura oscila entre 15-23 °C, con una precipitación pluvial promedio de 1,344 mm anuales.

Selección de la muestra

La investigación se realizó con 30 equinos, divididos en dos grupos de 15 individuos cada uno; comprendidos entre 1 a 10 años de edad. Las muestras se obtuvieron directamente del recto de los caballos, y fueron transportadas a laboratorio en una hielera para ser procesadas el mismo día de la toma de la muestra.

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos Humanos

- Estudiante a cargo de la investigación de tesis.
- 2 asesores
- 2 caballerangos
- Propietarios de caballos

5.1.2 Recursos Biológicos

- 30 caballos
- Las semillas de 38 papayas (Variedad Solo)

5.1.3 Recursos De Campo

- Martillo
- 90 bolsas de 1 libra o menos
- Colador
- Jeringas 60 ml
- Agua pura
- Balanza (g)
- Guantes
- Marcador Indeleble
- Hielera
- Hielo
- Aceite mineral
- Lapicero
- Cámara
- Registros
- Lazos

5.1.4 Recursos De Laboratorio

- Microscopio
- Cámara de McMaster
- Solución sobre saturada de sacarosa
- Beaker
- Gotero
- Tubo plástico con doble línea en el extremo superior o medio
- 2 gramos de heces por muestra
- Colador

5.2 Métodos

5.2.1 Diseño del estudio

Se realizó un estudio experimental con dos tratamientos con 15 repeticiones cada uno.

5.2.2 Descripción de los tratamientos

La administración del desparasitante se realizó de la siguiente manera:

Al grupo 1 se le dosificaron 6 g de semilla de papaya desecada, por tres días consecutivos. Al grupo 2 se le dosificaron 6 g de semilla de papaya 3 días con intervalo de 5 días, entre cada dosificación.

Muestreo coproparasitológico:

Cuadro 2. Programación muestreos coproparasitológicos.

Muestreo	Días Post-Tratamiento
Primer muestreo	8
Segundo Muestreo	15
Tercer Muestreo	21
Cuarto Muestreo	30

5.2.3 Método de laboratorio:

- Se recolectaron muestras de heces directamente del recto de 30 caballos sujetos a estudio, en muestreos establecidos, 1 muestreo control y 4 muestreos post-tratamiento.

- Las muestras fueron procesadas en el laboratorio de la Institución World Horse Welfare, Chimaltenango.
- El método utilizado para establecer el número de huevos por gramo de heces fue McMaster.

Todas las muestras fueron procesadas de la siguiente manera:

- Se llenó el tubo plástico hasta la línea inferior con la solución sobresaturada de azúcar.
- Se agregó 2 gramos de heces de equino, hasta la segunda marca.
- Se agito vigorosamente el contenido.
- Se llenó con un gotero la cámara de McMaster, evitando la presencia de burbujas de aire en las misma. Dejando reposar por 3 minutos para permitir que los huevos subieran a la superficie.
- Se observó la cámara al microscopio, bajo el enfoque 10 X y contamos los huevos en el área marcada de cada celda.
- Para la obtención del número de huevos por gramo de heces, se leyó las dos celdas y se multiplico por 50.

5.2.4 Análisis de datos

Para comparar el efecto antihelmíntico de los dos tratamientos administrados, se utilizó la prueba de hipótesis para diferencia de promedios.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente estudio se seleccionaron 30 equinos, divididos en dos grupos de 15 individuos cada uno. En los cuáles durante el muestreo control se determinó una alta carga parasitaria, en su mayoría los huevos encontrados fueron del género *Strongylus* sp.

En ambos grupos se determinó que, después de haber administrado la semilla de papaya, se logró la reducción de la carga parasitaria en un 20.44% para el grupo 1 y 43.65 % para el grupo 2. Esta disminución se mantuvo durante 15 días, después de los cuales la carga parasitaria volvió a aumentar a casi los mismos niveles que en el muestreo de control. Mostrando el grupo 2 una mayor reducción en el número de huevos por gramos de heces en los primeros tres muestreos realizados, pero estadísticamente no existió diferencia significativa entre los dos métodos evaluados. A partir del muestreo tres, existió un aumento en la carga parasitaria en ciertos individuos, esto se pudo deber a que algunos individuos pudieron ingerir una dosis menor de semilla de papaya o en sus lugares de pastoreo la carga parasitaria es muy alta y se volvieron a infestar.

El hecho de que no existió diferencia estadísticamente significativa entre ambos métodos de administración se puede deber a que el efecto antihelmíntico de la semilla de papaya se lleva a cabo en los primeros días post administración, disminuyendo su efecto progresivamente a partir de la tercera semana después de haber administrado la semilla de papaya. En este estudio se pudo concluir que el efecto antihelmíntico de la semilla de papaya no se ve influenciado por la periodicidad de la administración, sino que por la dosis en la que se da.

Es importante mencionar que, durante el estudio, no se observó ninguna reacción desfavorable derivada de la administración de la semilla de papaya, en la salud de los equinos sometidos al estudio.

VII. CONCLUSIONES

- Al realizar el diagnóstico parasitológico los parásitos encontrados fueron *Strongylus* sp.
- La administración de semilla de papaya en tres dosis de 6 gramos, con un intervalo de cinco días entre cada dosis, mostró un mejor efecto, dando una mayor disminución de huevos por gramo de heces en equinos, aunque la diferencia no fue estadísticamente significativa entre los dos métodos evaluados.
- Los dos métodos reducen la carga parasitaria contra *Strongylus* sp. por un período de 15 días, después de los cuales comienza a aumentar progresivamente.

VIII. RECOMENDACIONES

- Investigar cuál es la concentración de papaína, a la cual tiene un mejor efecto desparasitante.
- Establecer la dosis letal de papaína, con el fin de llegar a establecer una dosis mayor de semilla de papaya, que sea segura como desparasitante en equinos.
- Evaluar el efecto antihelmíntico de la semilla de papaya, a una dosis mayor en una administración única.
- Evaluar el efecto antihelmíntico de la semilla de papaya en combinación con otro antihelmíntico natural que pueda potencializar su efecto parasitocida como el apazote.
- Evaluar el costo de las semillas de papaya como desparasitante comparado contra un desparasitante comercial.

IX. RESUMEN

El presente estudio se realizó para evaluar el efecto antihelmíntico de la semilla de papaya (*Carica papaya*), en equinos de trabajo del área de San Andrés Itzapa, Chimaltenango. Se utilizaron 30 equinos, los cuáles se dividieron en dos grupos de 15 individuos cada uno. Se realizó un muestreo coproparasitológico previo a la aplicación del tratamiento, para determinar la carga parasitaria, y para identificar género de parásitos afectando.

Al realizar el diagnóstico parasitológico por medio de la prueba de McMaster el parásito encontrado fue *Strongylus* sp en el 100% de las muestras de 30 equinos sujetos a estudio. Al completar la parte práctica y obtener los resultados de esta investigación se pudo establecer que con ambos métodos hubo una reducción en la carga parasitaria de *Strongylus* sp. Por consiguiente, se concluyó que la semilla de papaya administrada por tres días consecutivos a una dosis de 6 gramos, vía oral, no muestra una diferencia estadísticamente significativa, comparada con la administración de semilla de papaya a una dosis de 6 gramos, por tres días, pero con un intervalo de 5 días entre cada dosis.

La administración de semilla de papaya es un método efectivo en la reducción de la carga parasitaria de *Strongylus* sp en equinos.

SUMMARY

The present study was performed to evaluate the anthelmintic effect of papaya (*Carica papaya*) seed, in working horses from the San Andrés Itzapa area, Chimaltenango.

30 equines were used, which were divided into two groups of 15. A pre-treatment co-parasitic sampling was performed to determine the parasite load and to identify the genus of parasites affected.

When the parasitological diagnosis was made by means of the McMaster test the parasites found were *Strongylus* sp with 100% of 30 horses subject to study.

By completing the practical part and obtaining the results of this investigation it was possible to establish that with both methods there was a reduction in the parasite load of *Strongylus* sp. Concluding that papaya seed administered for three consecutive days at a dose of 6 grams, orally, does not show a statistically significant difference, compared to the administration of papaya seed at a dose of 6 grams, for three days, but with a Interval of 5 days between each dose.

The administration of papaya seed is an effective method in reducing the parasite burden of *Strongylus* sp in horses.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Cáceres, A. (1996) *Plantas de uso medicinal en Guatemala*. Guatemala: Editorial Universitaria.
2. CONABIO. (2013). *Carica papaya*. Recuperado de http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/23-caric1m.pdf
3. Cordero del Campillo, M., Rojo Vasquez, F.A., Martinez Fernandez, A.R., Sanchez Acedo, M.C., Hernandez Rodriguez, S., Navarrete Lopez-Cozar, I., Diez Baños, P., Quiroz Romero, H. y Carvalho Varela, M. (2002). *Parasitología Veterinaria*. Madrid, Es: McGraw, Hill Interamericana.
4. De la Cruz, R. (1976). *Clasificación de Zonas de Vida de Guatemala*.
5. Krishna, K. L., Paridhari, M., & Patel, A.J. (2008). *Review on nutritional, medicinal and pharmacological properties of Papaya (Carica papaya Linn.)*. Natural Product Radiance, 7(4).
6. Melgar, R.; Aguilera, L. 1971. *Métodos de Diagnóstico en parasitología Veterinaria*. Guatemala: USAC. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
7. Orellana Polanco, A. D., (2014). *Catálogo de frutales nativos de Guatemala*. Guatemala: ICTA.
8. Quiroz, H. 2005. *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*, 1 ed. México: LIMUSA.

9. Rodríguez, M; Figueroa, L; 2007. *Manual de Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria*. Guatemala: FMVZ, USAC.
10. Soulsby, E. 1987. *Parasitología y Enfermedades parasitarias en los animales domésticos*, Trad. A. Martínez, F. Vásquez, 7 ed. México: Interamericana.

XI. ANEXOS

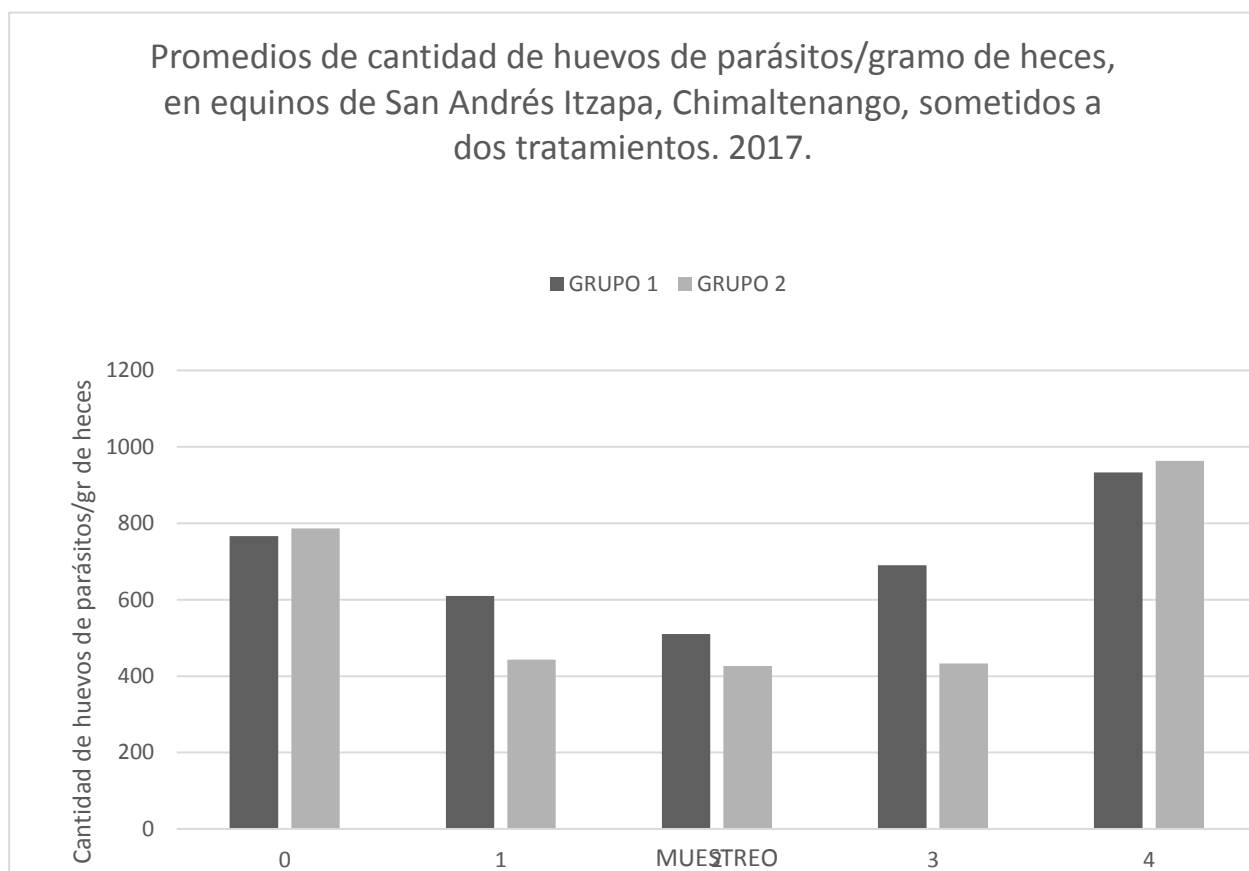


Figura 1. Promedios de cantidad de huevos de parásitos/gramo de heces, en equinos de San Andrés Itzapa, Chimaltenango, sometidos a dos tratamientos. 2017.

Cuadro 3. Hoja de control de datos de administración desparasitante grupo 1.

GRUPO # 1 Administración desparasitante 3 días continuos
--

No.	Nombre Equino	Sexo	Edad	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 3
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						

Cuadro 4. Hoja de control de datos de administración desparasitante grupo 2.

GRUPO # 2 Administración desparasitante 3 dosis, 5 días de por medio
--

No.	Nombre Equino	Sexo	Edad	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 3
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						

Cuadro 5. Hoja de control muestreos coproparasitológicos grupo 1.

GRUPO # 1
MUESTREO

Carga Parasitaria huevos x g/heces

No.	Nombre Equino	Muestreo Piloto	Parásitos Encontrados	M#1 Día 8	Parásitos Encontrados	M#2 Día 15	Parásitos Encontrados	M#3 Día 21	Parásitos Encontrados	M#4 Día 30	Parásitos Encontrados
1											
2											
3											
4											
5											
6											
7											
8											
9											
10											
11											
12											
13											
14											
15											

Cuadro 6. Hoja de control muestreos coproparasitológicos grupo 2.

GRUPO # 2
MUESTREO

Carga Parasitaria huevos x g/heces

No.	Nombre Equino	Muestreo Piloto	Parásitos Encontrados	M#1 Día 8	Parásitos Encontrados	M#2 Día 15	Parásitos Encontrados	M#3 Día 21	Parásitos Encontrados	M#4 Día 30	Parásitos Encontrados
1											
2											
3											
4											
5											
6											
7											
8											
9											
10											
11											
12											
13											
14											
15											

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

ESTUDIO COMPARATIVO DEL EFECTO DEL USO DE SEMILLA DE
PAPAYA, EN DOS DIFERENTES INTERVALOS DE
ADMINISTRACIÓN, SOBRE LA CANTIDAD DE HUEVOS POR
GRAMO DE HECES, EN EQUINOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA,
CHIMALTENANGO.

f. _____

ANA GABRIELA MANDUJANO

f. _____

M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
ASESOR PRINCIPAL

f. _____

M.A. Jaime Rolando Méndez Sosa
ASESOR

f. _____

M.A. Ludwig Estuardo Figueroa
Hernández
EVALUADOR

IMPRIMASE

f. _____

M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
DECANO

