

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



**“DETERMINACIÓN DE LA RESISTENCIA A IVERMECTINA EN
PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN EQUINOS DE TRABAJO DE
LAS COMUNIDADES DE LOS MUNICIPIOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA
Y PARRAMOS DEL DEPARTAMENTO DE CHIMALTENANGO,
GUATEMALA”**

KARIN LORENA MORALES ARENAS

Médica Veterinaria

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2013

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



**“DETERMINACIÓN DE LA RESISTENCIA A IVERMECTINA EN
PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN EQUINOS DE TRABAJO
DE LAS COMUNIDADES DE LOS MUNICIPIOS DE SAN ANDRÉS
ITZAPA Y PARRAMOS DEL DEPARTAMENTO DE
CHIMALTENANGO, GUATEMALA”**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

KARIN LORENA MORALES ARENAS

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, OCTUBRE DE 2013

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

DECANO:	MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo
VOCAL I:	Lic. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo
VOCAL II:	MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez
VOCAL V:	Br. Juan René Cifuentes López

ASESORES

MSc. JUAN JOSÉ PREM GONZÁLEZ
MSc. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA
MSc. CARLOS ENRIQUE CAMEY RODAS

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 RESISTENCIA A IVERMECTINA EN PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN EQUINOS DE TRABAJO DE LAS COMUNIDADES DE LOS MUNICIPIOS DE SAN ANDRÉS ITZAPA Y PARRAMOS DEL DEPARTAMENTO DE CHIMALTENANGO, 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: Ser supremo Omnipotente, mi creador y mi luz, que me ha iluminado y dado fortaleza para alcanzar mis metas.
- A MIS PADRES: Víctor Manuel Morales y Carmen Arenas, por su esfuerzo, amor, dedicación y paciencia, pilares de mi vida, que me enseñaron la bondad, moral, perseverancia y el camino correcto. Gracias por hacer realidad este sueño, que es recompensa de su inmenso amor y sacrificio.
- A MIS HERMANOS: Paola y Kerin, por su confianza y apoyo incondicional, espero ser un buen ejemplo para ustedes.
- A MIS ABUELITOS: Heliodoro (+), Rosita (+), Rigoberto (+) y Salome (+), por ser un gran ejemplo a seguir de amor y servicio a los demás, los extraño.
- A MI SOBRINO: Paolo, que le da luz y alegría a mi hogar.

A MI PROMETIDO: Álvaro González, por su apoyo incondicional, confianza, amor, por ser parte importante de este sueño y futuro compañero idóneo en mi vida.

A LAS FAMILIAS: Morales Pacheco, Arenas Chaján y González Ardón, por su apoyo y confianza.

A MIS AMIGOS: Dulce, Ligia, Vicky, Chino, Wicho, Ema, Abel y Olson, por compartir momentos de alegría y amistad inolvidables y por ser parte indispensable en mi vida. **Muy especialmente** a Abby López y Diana Peláez, con quienes me identifiqué más y compartí lindas experiencias. Que Dios les bendiga.

A MIS ASESORES: M.V. Juan José Prem González, M.V. Manuel Rodríguez Zea y M.V. Carlos Enrique Camey, por su orientación, apoyo, paciencia y dedicación en la realización de mi tesis, además de su amistad.

A MI NIKY: Por ser mi inspiración y fiel compañera en todas esas noches de desvelo.

AGRADECIMIENTOS

- A DIOS Y LA VIRGEN MARIA
- A MIS PADRES
- A MIS ASESORES
- A MIS PADRINOS
- A FUNDACIÓN EQUINOS SANOS PARA EL PUEBLO
- A MIS COMPAÑEROS
- A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
- A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
- A MI PATRIA GUATEMALA

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	1
HIPÓTESIS	3
OBJETIVOS	4
General.....	4
Específicos.....	4
REVISION DE LITERATURA	5
Nematodos gastrointestinales en equinos	5
Familia Strongylidae.....	5
Grandes y pequeños Estrongylos.....	5
Familia Trichostrongylidae.....	17
<i>Trichostrongylus axei</i>	17
Familia Strongyloididae.....	21
<i>Strongyloides westerii</i>	21
Familia Ascaridae	24
<i>Parascaris equorum</i>	24
Familia Oxyridae.....	28
<i>Oxyuris equi</i>	28
Ivermectina 1%	32
Resistencia a los antiparasitarios.....	34
MATERIALES Y MÉTODOS	44
Materiales	44
Recursos Humanos	44
Recursos Biológicos.....	44
Materiales de campo	44
Materiales de laboratorio	44
Centros de referencia	45
Métodos.....	45
Área de estudio.....	46

Criterios de inclusión	47
Procedimiento.....	47
Técnicas diagnósticas.....	51
Análisis de estudio	55
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	56
Resultados.....	56
Discusión.....	61
CONCLUSIONES	68
RECOMENDACIONES	67
RESUMEN.....	68
SUMMARY	69
BIBLIOGRAFÍA.....	70
ANEXOS.....	75

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1	
Nematodos gastrointestinales en equinos.....	32
Cuadro No. 2	
Métodos de Carroll y Huntigton, condición corporal en caballos	43
Cuadro No. 3	
Administración del tratamiento.....	48
Cuadro No. 4	
Muestreos coprológicos post-tratamiento.....	49
Cuadro No. 5	
Resultados de la carga parasitaria pre-tratamiento por Método de Flotación y Graham modificado.....	56
Cuadro No. 6	
Resultados de muestreos post-tratamiento obtenidos por el Método McMaster ...	57
Cuadro No. 7	
Resultados de muestreos post-tratamiento obtenidos por medio del Método Hakarua Ueno	58
Cuadro No. 8	
Resultados de muestreos post-tratamiento obtenidos por medio del Método de Graham Modificado	59
Cuadro No. 9	
Resultados del muestreo inicial por Medio del Método de Flotación y Graham Modificado.....	76

Cuadro No. 10	
Muestreo post-tratamiento, Método McMaster grupo “A”	78
Cuadro No. 11	
Muestreo post-tratamiento, Método McMaster grupo “B”	79
Cuadro No. 12	
Muestreo post-tratamiento, Método Hakarua Ueno.....	80
Cuadro No. 13	
Muestreo post-tratamiento, Método Hakarua Ueno.....	81
Cuadro No. 14	
Muestreo post-tratamiento, Método Graham Modificado.....	82
Cuadro No. 15	
Muestreo post-tratamiento, Método Graham Modificado.....	83
Cuadro No. 16	
Resultados analizados por el Método KruskalWallis.....	84
Cuadro No. 17	
Resultados analizados por el Método Diferencia de Porcentajes.....	85

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica No. 1	
Método de Graham Modificado.....	84

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1	
Métodos de Carroll y Huntigton, condición corporal en caballos.....	86

I. INTRODUCCIÓN

En el área rural de Guatemala es muy común la utilización de equinos como elemento de trabajo, brindando un ingreso económico a diferentes familias (14).

Lamentablemente estos animales se ven afectados por parasitosis gastrointestinales que hacen disminuir su rendimiento y productividad porque ocasionan diversos trastornos como anemia, pérdida de peso, cólicos y otros (14). Esto se convierte en una problemática para los propietarios de los equinos, debido a que afecta la economía familiar ya que cada equino de trabajo representa una cantidad de dinero diario que les sirve a las personas para el sostenimiento familiar (14).

El control eficiente de las parasitosis en equinos se puede lograr mediante un buen manejo de las superficies de pastoreo y el uso estratégico y adecuado de antiparasitarios. Sin embargo, en la práctica se ha instaurado la administración de antiparasitarios como una rutina que se realiza sin control y sin ningún criterio técnico, siendo este hecho la principal causa de un aumento de la resistencia antihelmíntica de parásitos.

La ivermectina es mundialmente la droga más utilizada para el control de nematodos que parasitan equinos; sin embargo, la eficacia original de ésta para controlar parásitos gastrointestinales está disminuyendo (1,2). En la actualidad no existen estudios que determinen la resistencia en los parásitos de equinos de Guatemala.

Por los puntos anteriormente expuestos, se determinó que es importante la realización de este estudio en Guatemala para demostrar si existe resistencia a la Ivermectina oral en solución al 1%, en los parásitos gastrointestinales que afectan a equinos de trabajo de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango.

II. HIPÓTESIS

No existe resistencia parasitaria a ivermectina por los parásitos gastrointestinales que afectan a los equinos de las comunidades de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango, Guatemala.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- Contribuir al estudio de enfermedades parasitarias causadas por nematodos gastrointestinales que afectan a los equinos de trabajo en el área de las comunidades de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango, Guatemala.

3.2 Específicos

- Identificar los principales huevos y larvas infectivas de los parásitos gastrointestinales que afectan a los equinos de trabajo en el área de las comunidades de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango, a través de la realización de pruebas de laboratorio.
- Determinar por medio de métodos coproparasitológicos, la existencia de resistencia a ivermectina de parásitos gastrointestinales que afectan a equinos de trabajo las comunidades de los municipios de San Andrés Itzapa y Parramos del departamento de Chimaltenango.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Nematodos Gastrointestinales en Equinos

4.1.1 Familia Strongylidae

4.1.1.1 Grandes y Pequeños Estrongylos

Este grupo de nematodos que provocan la estrongilidosis en los equinos son morfológicamente similares, pero biológicamente se distinguen por las diferentes migraciones que realizan dentro del organismo del hospedador, a partir de éstas, se clasifican en grandes estrongilos a los nematodos que migran órganos diferentes al intestino grueso y los pequeños estrongilos que en su ciclo no incluyen lejanas migraciones a otros órganos distintos al intestino grueso (11,23,27).

En general estos nematodos causan manifestaciones clínicas que no nos permiten diferenciar patologías atendiendo a su etiología, pero cabe mencionar que afectan principalmente a equinos en sus primeros tres años de vida y que la prevalencia de estos parásitos favorece su difusión, presentándose infecciones del 100% en animales en pastoreo (11,23).

En su taxonomía estos nematodos corresponden a la familia Strongylidae Baird, 1853, se incluyen dentro del orden Strongylida Molin, 1861, y en la superfamilia Strongyloidea Weinland, 1858 (9,16,23).

Los Pequeños Strongylos, cuentan con una boca rodeada de laminillas u hojas denominándose *corona radiata*, característica por la cual estos parásitos también reciben el nombre de “Vermes en Empalizada”, tienen también una cápsula bucal con dientes o placas cortantes y un esófago en forma de maza. En los machos una bolsa copuladora provista de radios o costillas y en su extremo caudal, llamado cono genital, contiene dos espículas iguales, un gobernáculo y frecuentemente un telamón; en las hembras, un útero bien desarrollado con ovoyectores musculosos (23,27).

Dentro de estos nematodos están comprendidos los siguientes géneros, que contienen especies parásitas del intestino grueso en equinos:

- Género *Triodontophorus* (*T. serratus*, *T. brevicauda*, *T. tenuicollis* y *T. bronchotriloculatus*) (11).
- Género *Craterostomun* (*C. acuticaudatum* y *C. tenuicauda*) (11).
- Género *Oesophagodontus* (*O. robustus*) (11).

Se incluyen más de treinta especies parásitas del ciego y colon en equinos, las más importantes son:

- Género *Cyathostomun* (*C. coronatum*, *C. labratum*, *C. catinatum*, *C. pateratum*) (11).
- Género *Cylicodontophorus* (*C. bicoronatum*) (11).
- Género *Cylicocyclus* (*C. nassatum* y *C. elongatus*) (11).
- Género *Cylicostephanus* (*C. longibursatum* y *C. goldi*) (11).
- Género *Poteriostomun* (*P. ratzii* y *P. imparidentatum*) (11).
- Género *Gyalocephalus* (*G. capitatus*) (11).

Los grandes strongylos, se caracterizan por tener una cápsula bucal globosa, con o sin dientes en su fondo y gotera esofágica dorsal bien desarrollada; los machos tienen espículas muy largas y delgadas y las hembras son anfidelfas y con una vulva por detrás de la mitad del cuerpo. Este género contiene tres especies importantes parásitas del intestino grueso en equinos:

- *Strongylus equinus* (11)
- *Strongylus edentatus* (11)
- *Strongylus vulgaris* (11)

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 ovals de cubierta delgada quitinosa miden 75-92 x 40-54 μm . Es la especie menos frecuente (9,11,23).

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 ovals, con capa de quitina (9,11).

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 (9,23).

Ciclo Biológico

Los hospedadores de los strongilidos son los equinos domésticos, caballos, asnos, mulos, burdéganos y cebras. Los animales jóvenes (primeros tres años de vida) y con bajo nivel de nutrición son los más susceptibles a la acción patógena de estos vermes, así como a albergar grandes cantidades de éstos en su intestino grueso, los hospedadores adultos son más resistentes a la acción patógena pero actúan como reservorios produciendo contaminación a los pastos y por ende infección a potros, que pueden llegar a estar gravemente afectados (10, 19, 26).

Las especies Strongylidae tienen ciclo biológico con características comunes difiriendo únicamente en la migración que realizan las larvas de los grandes strongilos en el hospedador (9,11,20,23).

Los huevos de los Strongylus se localizan en el intestino grueso (ciego y colon) conteniendo su fase de división, posteriormente son eliminados hacia el exterior (medio ambiente) donde eclosionan habiendo terminado su desarrollo larvario, liberan larvas L-I éstas en estado aletargado, mudan y se transforman en L-II son rhabditiformes (esófago rhabditoideo) se alimentan de bacterias y sustancias de las heces, luego mudan, se desarrollan las L-III con esófago strongiliforme, se alimentan dependiendo de la supervivencia de sustancias de reserva, así como de temperatura y humedad principalmente, ya que sirve para la movilización de larvas

de las heces hacia el pasto y agua denominándose a este estadio larvario “Fase Infecciosa” (11,20,23).

Al presentarse larvas infectivas, se da la infección de los equinos por la ingestión de L-III en pastos o en agua de bebida contaminados, dándose la liberación de larvas infectivas de su vaina que las envuelve a nivel del intestino delgado, a partir de esta etapa se determinan diferentes ciclos endógenos por las diferentes migraciones de las diferentes especies de estróngilos (9,20).

Ciclo endógeno de pequeños estróngilos

Las L-III llegan a la mucosa del ciego y colon, penetrándolo, alcanzan la submucosa y a través de la *musculares mucosae* se determina la formación de quistes dentro de ellos muda al estadio L-IV tras un período de 1-2 meses vuelven a la luz del colon y ciego mudando como L-V siendo adultos (9,20).

Presentan 2 meses de período de prepatencia, aunque en algunos casos está indicado 5-6 semanas, bastante corto (11,23).

Ciclos endógenos de grandes estróngilos

S. edentatus, las L-III atraviesan la mucosa intestinal y por el sistema portal alcanzan el parénquima hepático en 40 horas pi. Luego de 2-3 semanas mudan a L-IV y permanecen en el hígado durante 6-8 semanas, después migran por ligamentos hepáticos hasta la región subperitoneal parietal, con preferencia a los ijares, dando lugar a quistes subperitoneales, en cuyo interior migran a L-V,

permaneciendo en estos quistes hasta unos 3 meses pi. Desde aquí y entre las capas del mesocolon, las L-V llegan hasta las paredes del ciego y del colon, forman en ellas nuevos nódulos hemorrágicos, que pueden observarse entre los 3-5 meses pi. Estos nódulos se hacen purulentos, se abren, permitiendo que las larvas lleguen a la luz del intestino grueso en donde se hacen adultos (9,11,20).

El período prepatente se estima en 10-12 meses (20,27).

S. equinus, L-III llegan a intestino y atraviesan paredes del ciego y colon, penetran la mucosa, se localizan en subserosa, en la que forman pequeños nódulos a partir del 4° día pi. Tras sufrir una muda y pasar a L-IV hacia el 5°-7° día pi, migran desde los nódulos por las capas subserosa y muscular de la pared intestinal hasta la cavidad peritoneal en donde se hallan al 11° día y de ella hasta el día 19° pi. Donde permanecen errantes durante unas 6-8 semanas. Después abandonan el hígado por vía sanguínea dirigiéndose hacia atrás por el peritoneo, invaden los tejidos peri pancreático y pancreático, donde realizan una última muda, encontrándose un gran número de larvas en estos lugares hacia la semana 22° de infección como L-V (adultos inmaduros), abandonan el páncreas y tejidos que lo rodean, desconociéndose por qué vía llegan hacia el ciego, si bien se supone que penetran a través de la pared de la cabeza del ciego que está próxima al páncreas, ya en la luz del ciego y colon alcanzan la madurez sexual, se aparean, las hembras comienzan a poner huevos. El período prepatente es de 8-9 meses (9,11,20).

S. vulgaris, las L-III penetran en la mucosa y submucosa de la pared de los intestinos delgado y grueso 1-3 días pi, en la submucosa del intestino mudan a L-IV hacia del 7° día pi. Estas larvas han penetrado hasta la luz de las arteriolas submucosas, ascendiendo por ellas en dirección contraria a la corriente

sanguínea, llegan a las arterias cecal y cólica hacia el 14° día pi y al tronco de las mesentéricas anteriores hacia el 21° día pi. En este momento miden 1-2 mm de longitud, permaneciendo en estos lugares 3-4 meses, tiempo durante el que crecen y al final del cual las larvas realizan su última muda, como L-V o inmaduros midiendo 10-18 mm de longitud, migran de nuevo por las arterias hacia el intestino grueso. Cuando alcanzan la superficie serosa del intestino, hallándose las larvas todavía dentro de los vasos, se forman nódulos en la pared de los intestinos ciego y colon, que se abren posteriormente, liberando en la luz intestinal los vermes que alcanzan la madurez sexual (11,20,27).

El período prepatente se estima en 6-7 meses (20,23).

Patogenia

Los vermes adultos localizados en intestino grueso, colon, y ciego, llegan a formar poblaciones grandes, sus mecanismos patógenos están relacionados con sus hábitos alimentarios, con sus grandes cápsulas bucales armadas de dientes que permiten atrapar mucosa intestinal para romper capilares e ingerir sangre. Los pequeños estróngilos tienen cápsulas bucales pequeñas y las usan de la misma manera, aunque no profundizan más allá del epitelio glandular. Los grandes estróngilos llegan más profundamente con sus cápsulas bucales y las heridas sangran cuando el verme se desprende de la mucosa dando lugar a úlceras y después a cicatrices en la misma (11,16).

Pese a estos hábitos hematófagos (alimentarse de sangre) causan una disminución de la vida de los glóbulos rojos, un aumento del catabolismo de la albúmina, como consecuencia de esta pérdida de sangre en el intestino. (10, 19).

En infecciones por mayor número de vermes, las pérdidas repetidas de sangre llegan a producir anemia normocrómica y normocítica, sin que se haya observado que el sistema hematopoyético llegue a alterarse hasta el punto de conducir a otros tipos de anemia (9,11).

En infecciones por estos vermes se ha demostrado pérdida del apetito, mala absorción y disminución de ganancia de peso, así como la disminución de la capacidad de absorción de agua por la mucosa lesionada del ciego y colon; también se da un incremento del contenido acuoso de heces, que induce a diarrea y a la incompleta formación de las heces. La emergencia de las larvas desde la mucosa a la luz intestinal puede ser un importante factor causante de cólicos (11,23).

La reacción de los hospedadores a la invasión de las L-III, tanto de los grandes como pequeños estróngilos, es en principio una marcada eosinofilia alrededor de las larvas durante 3 semanas y ésta reacción ocasiona edema de la mucosa del intestino, causada por la liberación de componentes de los vermes.

Por otra parte, hay alteraciones de las proteínas séricas siendo ésta la manifestación más importante, habrá un incremento de la fracción de beta-globulina, alteraciones determinadas por una sustancia mitógena presente en L-IV y L-V. También ocurre un incremento del catabolismo proteico, consecuencia del derrame de albúmina a través de la mucosa intestinal (11,20,23).

La invasión larvaria produce también anticuerpos IgG específicos a las 3 semanas pi (20,23,27).

Las larvas de *S. edentatus* rompen capilares y arteriolas del hígado, causan pequeñas hemorragias que deambulan por el parénquima, dando lugar a lesiones cuya extensión y consecuencias se hallan relacionadas con el número de larvas invasoras. La migración posterior y penetración de las larvas en el peritoneo parietal determina la formación de nódulos edematosos e inflamación de esta serosa en mayor o menor extensión, aunque experimentalmente no se ha podido comprobar que den lugar a manifestaciones clínicas (11,20,27).

Las larvas de *S. equinus*, no se ha determinado que tengan consecuencias en la fisiopatología del intestino durante la formación de los nódulos en las paredes intestinales, pero la migración posterior al hígado causa hemorragias en la cápsula y después en el parénquima, más intensas que las de la especie anterior, dejando extensas cicatrices (9,11,20).

La invasión del páncreas por larvas causa la atrofia de las células secretoras exógenas de jugo pancreático. No se tiene noticia que se hayan estudiado las consecuencias fisiopatológicas de esta atrofia, pero puede deducirse que, además de la disminución de la secreción del jugo pancreático por la atrofia celular, debe ser menor la producción de colecistoquinina, la cual tiene influencia sobre la secreción del jugo pancreático e indirectamente, sobre el apetito. Las migraciones aberrantes al diafragma, pulmones, omento e incluso a los cordones espermáticos y testículos, dan lugar a granulomas eosinofílicos a alteraciones morfológicas y funcionales de los órganos parasitados (11,23,27).

Respecto a las larvas de *S. vulgaris*, la gravedad varía con el número de larvas y período en el que se ingirieron, el número, tamaño de las arterias afectadas y el estado inmunitario de los equinos infectados. La ingestión de miles

de larvas durante varias semanas produce cuadros de enfermedad agudos, mientras que la de un pequeño número de larvas durante un período más prolongado y por caballos adultos resistentes da lugar a enfermedad crónica (11,16,27).

La principal y más grave acción de las larvas de esta especie es la inducción a la formación de aneurismas verminosos en las arterias que irrigan el intestino y otros órganos digestivos y extradigestivos (9,11,27).

La acción patógena principal se desarrolla en las arterias mesentéricas e ileocecólicas tras ascender hasta ellas por la luz de los vasos intestinales. Después de llegar a ellas, producen edema, hemorragia e infiltración celular y más tarde arteritis (9,11,20,27).

La actividad de las larvas de estos vasos lesiona el endotelio, determina la adhesión de las plaquetas y dispara todo el mecanismo de la coagulación sanguínea. Se forma progresivamente alrededor de la larva un trombo, la pared arterial produce estenosis y trombosis de los vasos periféricos causando infarto y necrosis del tramo intestinal afectado (20,27).

Todos estos mecanismos pueden producir, entre otras consecuencias el cólico tromboembólico (90% de cólicos causados por strongilos) (27).

Las lesiones de las arterias ilíacas son causa de claudicaciones intermitentes. Los trombos desprendidos son arrastrados por la corriente sanguínea hasta

detenerse en alguna arteria o arteriola que tenga el diámetro menor. Pueden verse afectados en cualquier punto del organismo y se han denunciado casos de trombosis de las coronarias y de las cerebrales (20,27).

Diagnóstico

- Se sospecha de estrongilosis crónica en equinos que hayan estado pastando meses anteriores o si están en su primer año de pastoreo, además de las manifestaciones clínicas indicadas, aunque debido a que éstas no son características, es imprescindible la realización de análisis coprológicos con método cuantitativo como McMaster, para indicarnos el grado de parasitismo del equino. Debemos tomar en cuenta que los resultados de este método pueden ser negativos o muy bajos si se realizan antes que los vermes adultos se hagan fértiles, entonces debemos repetir el análisis 2-3 semanas después ya que hay que tomar en cuenta las fases del ciclo biológico de los estongylos, procurando que estén en etapa fértil (11,23).
- Para determinar si está afectando un estrongylo grande o pequeño se debe realizar un cultivo de heces para el estudio de L-III desarrolladas (11,23).
- La presentación reiterada de cólicos en los potros hace pensar en la presencia de estrongilosis larvaria y si los equinos han estado o están en pastoreo. Es importante diferenciar otros tipos de cólicos como el espasmódico agudo y algunas intoxicaciones por arsénico o plomo principalmente, manifestándose pérdida de peso y manifestaciones crónicas (11,23).

Tratamiento

Se dispone de varios antihelmínticos eficaces para el tratamiento de vermes:

Fenotiazina

- Pequeños *strongylus*: 3 g/45 kgpv formulado en el pienso, durante 5 días (11).
- Grandes *strongylus*: 5 g/45 kgpv (11).

Benzimidazoles como:

- Tiabendazol: 44 mg/kgpv formulado en el pienso (11).
- Cambendazol: 20 mg/kgpv (11).
- Oxibendazol: 10 mg/kgpv (11).
- Fenbendazol. 5 mg/kgpvm(11).
- Oxifendazol: 10 mg/kgpv (11).

Imidotiazoles:

- Febantel: 6 mg/kgpv (11).

Tetrahidropirimidinas:

- Pamoato de Pirantel (*S. vulagis* y *S. equinus*): 12.5 mg/kgpv (11).

Nitrofenilguanidina:

- Netobimin: 12.5 mg/kgpv (11).

Avermectinas:

- Ivermectina: 0.02 mg/kgpv por vía oral (11).

La administración de una ración rica en proteínas y un tratamiento sintomático con complejo vitamínico-mineral que contenga hierro, permite una recuperación más rápida del equino (12).

Profilaxis

- El tratamiento de los animales en los pastos con antihelmínticos facilita la eliminación o disminución de la carga de vermes en los equinos en pastoreo. Se debe repetir el tratamiento cada 1-2 meses (11,16).
- Es conveniente alternar antihelmínticos utilizados cada período de 6 meses sustituyéndolos por otro de distinto grupo con el que no presente resistencias cruzadas (11,16).
- Pueden utilizarse antihelmínticos distintos o dos o más antihelmínticos simultáneamente, en tratamientos diferentes durante la profilaxis de un año (11,16).
- Recoger manualmente las deyecciones de los equinos en los prados, teniendo la ventaja que aumente el área de pastoreo, ya que los equinos no pastan cerca de las deyecciones (11,16).
- El empleo de la vacuna de larva irradiadas (*S. vulgaris*) aplicada a las 8-10 semanas de vida del potro, protege contra lesiones originadas por larvas migrantes en las arterias mesentéricas, además disminuye le número de larvas presentes (11,16).

4.1.2 Familia Trichostrongylidae

4.1.2.1 *Trichostrongylus axei*

Parásito nematodo causante de Estrongiloidosis o Tricostrongilosis a equinos (26).

Se localiza en la pared del estómago y del intestino delgado de los caballos, causando inflamación (20,23,27).

En cuanto a su taxonomía, se incluye en la familia Trichostrongylidae Leiper (1912) del orden Strongylida. Es un pequeño nematodo que mide 2.3-6 mm de longitud y 50-60 μm de diámetro en machos y en las hembras 3.2-8mm de longitud y 55-70 μm de diámetro. En el macho la bolsa caudal no tiene lóbulo dorsal bien diferenciado, en la hembra la cola es corta, los ovoyectores no muy desarrollados. Los huevos son ovoideos y miden 79-92 x 31-41 μm de anchura (9,11,20,23).

Ciclo Biológico

Los vermes adultos viven en la mucosa del estómago y algunas veces se expanden hasta la mucosa del intestino delgado; al ser fértiles producen huevos los cuales son eliminados hacia el exterior del hospedador por medio de las heces (9,11,20,23).

En el medio ambiente se desarrollan diferentes estadíos larvarios L-I, L-II separados por mudas al desarrollarse la larva infectiva o L-III con su respectiva cubierta pasa de estar en las heces a instalarse al pasto. Los equinos se infectan ingiriendo pastos contaminados con larvas infectivas (L-III) al ser ingeridas las larvas dentro del organismo del hospedador se liberan de la vaina que las recubre, penetran en la mucosa del estómago y ahí dentro mudan haciéndose adultas. Presenta un período prepatente de 25 días (11,23).

Debemos tomar en cuenta que un factor predisponente a la infección es el pastoreo mixto con rumiantes ya que también parasitan rumiantes y de esta forma favorecen su ciclo biológico teniendo más hospedadores (11,23).

Patogenia

Trichostrongylus axei presenta actividad hematófaga (se alimenta de sangre) y en casos de infecciones con numerosos vermes este mecanismo puede predisponer a anemia (11,20,23).

Cuando las larvas infectivas llegan a penetrar la mucosa gástrica de los equinos lo hacen de forma profunda hasta llegar a la capa muscular localizándose las larvas en criptas, esta actividad de las larvas provoca engrosamiento de la mucosa glandular en forma de placas circunscritas irregulares, ésto se da como consecuencia del aumento del volumen de las glándulas mucosas y por hiperplasia de la mucosa gástrica, se dice que estas alteraciones son provocadas por irritaciones mecánicas de las larvas o por toxinas secretadas por las vermes. Todas estas alteraciones en la pared gástrica provocan disminución de la secreción gástrica, de la degradación de alimentos y de la asimilación de nutrientes. Provoca trastornos de motilidad intestinal, diarrea y pérdida de peso (11,20,23).

Diagnóstico

- La presencia de un cuadro crónico de adelgazamiento y anorexia, aunado a la presencia de rumiantes en pastoreo junto con equinos, predispone a que se trate de una parasitosis trichostrongilosis (11,12).

- Se deben realizar coprocultivos y distinguir entre diferentes larvas infectivas presentes (11,12).
- Es conveniente realizar recuentos de huevos en heces de previos coprocultivos y establecer en estos los porcentajes de larvas de *T. axei* y de los diferentes estróngilos (11,12).
- En casos en donde haya anemia, deben diferenciarse entidades que lleguen a producirla, tanto nutricionales como tóxicas y de otra naturaleza (11,12).

Tratamiento

Benzimidazoles

- Cambendazol: 20 mg/kgov (11).
- Fenbendazol: 5 mg/kgpv (11).
- Oxfendazol: 10 mg/kgpv (11).
- Oxibendazol: 10 mg/kgpv (11).

Deben administrarse por vía oral en forma de pasta o brebaje (11).

Avermectinas

- Ivermectina: 0.2-1 mg/kgpv en formulación de pasta oral (11,12,20,27).

Profilaxis

- Realizar la administración periódica de tratamientos para mantener los niveles de eliminación de huevos lo más bajo posible. (12,16)
- Mantener particular atención a equinos que pasten con rumiantes o en los que se aplique el pastoreo mixto para controlar los parasitismos, debido a

que esto favorece la presencia de altos niveles de larvas en los pastos (12,16).

4.1.3 Familia Strongyloididae

4.1.3.1 *Strongyloides westerii*

Nematodo que afecta principalmente a potros en sus primeras semanas de vida manifestando alteraciones intestinales como diarrea que da lugar a modificaciones en su estado general y su crecimiento (20,23,27).

Estudios recientes, demuestran que la estrongiloidosis puede considerarse como una zoonosis *Larva migrans* (27).

Este pequeño nematodo se incluye en la familia Strongyloididae del orden Rhabditida, destacándose dos tipos de generaciones: la parásita y la de vida libre (20,23,27).

Las hembras de la generación parásita miden 8 mm de longitud y 80-90 μm de ancho con esófago largo y cilíndrico, los huevos embrionados son translúcidos y ovals miden 40-52 x 32-40 μm , presentan cubierta fina. Los machos y hembras de la generación de vida libre son pequeños y robustos, midiendo los machos menos de 1 mm de longitud y 40-50 μm de ancho, las hembras son ligeramente más grandes (20,23,27).

Ciclo biológico

Los hospedadores naturales son el caballo, asno, mulo, cebrá y cerdo,

siendo susceptibles los animales jóvenes principalmente (11,20,23,27).

El ciclo inicia con las hembras de generación parásita ubicadas en la mucosa del intestino delgado de cualquiera de los hospedadores, las cuales depositan sus huevos, al eclosionar se da lugar a la liberación de larvas rabadiformes en su primer y segundo estadio, luego mudan a larvas infectivas filariformes, estas dan lugar a una nueva generación de hembras de generación parásita, ciclo que dura aproximadamente 24 horas (11,23,27).

Luego de varias generaciones de hembras parásitas, éstas liberan sus huevos entre las heces de los hospederos dando lugar a diferentes estadios larvarios en el medio ambiente L-II, L-III y I-IV, originando a machos y hembras de vida libre, éstos se aparean formando 35 huevos que evolucionan a larvas infectivas en el mismo medio ambiente, este ciclo dura 2-3 días; si las hembras siguen copulando con los machos, una hembra puede llegar a producir hasta 180 huevos (11,20,27).

El principal problema de las larvas infectivas es que no presentan vaina que las recubra lo cual las hace vulnerables a la muerte por la desecación (9,11,23,27).

Posteriormente, las larvas infectivas son ingeridas en alimentos contaminados o introducidas por piel al hospedador siendo estas las principales vías de infección de los potros, aunque estudios recientes han demostrado que a través de la ingestión de leche materna se presenta la infección; cualquiera de las vías de infección, provocan la colonización de estas larvas en la luz intestinal (11,27).

Patogenia

Es importante tomar en cuenta que para que se presenten manifestaciones debe haber un gran número de larvas en el hospedador (9,11,20,27).

Cuando las larvas hembras penetran la mucosa intestinal y la colonizan, provocan inflamación de este tejido, causando atrofia de las vellosidades, la absorción de nutrientes y agua a este nivel se disminuye; por lo tanto el agua acumulada en el intestino aumenta causando diarreas, deshidratación y muerte mayormente en potros o bien al sobrevivir tienden a adelgazar (9,11,23,27).

Es importante mencionar que la penetración de esta larva infectiva en la piel del hombre causa lesiones de *Larva migrans* (27).

Diagnóstico

Se lleva acabo por medio del hallazgo de huevos característicos en las heces mediante el examen coprológico y la utilización de métodos cuantitativos; tomando en cuenta la cantidad de diarreas que presenta el animal, edad y manifestaciones clínicas (11,20,27).

Tratamiento

Utilización de Benzimidazoles, via oral:

- Tiabendazol 40 mg/kgpv (11).
- Cambendazol 20 mg/kgpv (11).
- Fenbendazol 5 mg/kgpv (11).

Reposición de líquidos y sales perdidas con solución de electrolitos (0.5-1 L/hora) o suero fisiológico glucosado (22 mL/ kgpv SC, IV) (11,12,16).

Profilaxis

- Mantenimiento seco y limpio del suelo de caballerías y potreros (11,14,16).
- Tratar a las yeguas recién paridas con Cambendazol por una o varias semanas para retrasar la eliminación de larvas en la leche materna (11,14,16).
- Higiene del personal para evitar la infección por *larva migrans cutánea* (11,14,16).

4.1.4 Familia Ascaridade

4.1.4.1 *Parascaris equorum*

Nematodo causante de parascariosis en equinos, en su forma adulta se localiza en el intestino delgado y en sus fases larvarias realiza migraciones a hígado y pulmones causando alteraciones pulmonares catarrales y enteritis, acompañada de pérdida del estado general del animal. Afecta principalmente a potros y caballos jóvenes (20,23,27).

Parascaris equorum es un nematodo de gran tamaño que pertenece a la familia Ascaridae del orden Ascaridida (Foreyt W. 2001). Los machos miden 15-28 cm x 3-6 mm y las hembras 18-50 x 2-2-5 cm. Estos nematodos son de

coloración blanco amarillenta o cremosa y su cuerpo es rígido y elástico (19, 22, 26).

Los huevos de este nematodo son esféricos y miden 90-100 μm de diámetro (20,23,27).

Ciclo biológico

Los hospedadores de *Parascaris equorum* son los équidos domésticos como el caballo, asno y mulo; los équidos de vida silvestre y de zoológico como cebras, hemion y onagro. Los caballos jóvenes de 3-9 meses de edad son los más susceptibles a manifestar la enfermedad (9,11,29,23).

El ciclo inicia con la oviposición de los huevos por las hembras fértiles en el intestino eliminándolos al exterior con las heces, estos huevos se caracterizan por su alta resistencia al medio ambiente ya que presentan cubiertas protectoras; la larva infectiva o L-II alcanza su potencial, estadio infectivo cuando se encuentra a 35 °C aproximadamente a los 9 días, pero en ambientes más templados que este puede durar hasta 14 días (9,11,20,23).

Los hospedadores se infectan por la ingestión de larvas infectivas en agua o alimentos contaminados, estas larvas realizan migración atravesando la mucosa, llega por vía sanguínea al hígado, luego por vasos sanguíneos al pulmón atravesando alvéolos, bronquiolos, bronquios hasta llegar a tráquea (migración hepatopulmonar-traqueal). De los 7-14 días PI, cuando se encuentran en pulmones estas larvas mudan a L-III y L-IV, atravesando alvéolos como L-IV llegan a bronquiolos, bronquios, tráquea, luego faringe y son deglutidos hasta llegar a

intestino, localizándose preferentemente en duodeno y parte anterior del yeyuno (11,27).

Patogenia

La acción patógena se establece en dos períodos: el de las larvas durante la migración, el de los estadíos inmaduros y adultos en el intestino (11,27).

Cuando se realiza la penetración y desplazamiento de larvas estas causan ruptura de numerosos capilares sanguíneos, provocando hemorragias las cuales no son graves para el organismo del hospedador (11,23,27).

A los 7-14 días las larvas invaden pulmones causando pequeñas hemorragias por ruptura de capilares sanguíneos invadiendo los alvéolos y bronquiolos, reaccionado con bronquitis y bronquiolitis eosinofílicas, luego las larvas invaden el intestino donde completan su desarrollo gracias a la cantidad de nutrientes que adquieren en la luz intestinal, provocando una baja en los niveles de azúcar del hospedador, ocasionando una disminución de peso corporal, falta de apetito y baja en la absorción de proteínas.

Además de lo anterior, se presentan complicaciones quirúrgicas como invaginaciones, oclusiones, perforaciones intestinales, por la presencia de un número considerable de vermes afectando el intestino, siendo ésta la causa más frecuente de mortalidad por parascariosis (9,11,20,27).

Diagnóstico

- Debe tomarse en cuenta que en la fase prepatente en potros de 2-4 meses de edad, se presentan signos catarrales y eosinofilia marcada (11,27).
- En la fase patente se determina por el hallazgo de los inconfundibles huevos a través de pruebas coprológicas (11,27).
- Es importante el diagnóstico diferencial cuando no está en la fase patente, ya que las manifestaciones respiratorias también podrían ser debido a una infección bacteriana o viral como influenza equina o micoplasmosis (11,27).

Tratamiento

Utilización de Adipato de piperazina (ataca vermes) administrar en dosis de 10 mg de piperazina por kgpv.

Utilización de Benzimidazoles:

- Oxibendazol: 10 mg/kgpv (11).
- Mebendazol: 8.8 mg/kgpv (11).
- Cambendazol 20 mg/kgpv (11).
- Fenbendazol 10 mg/kgpv (11).
- Dienbendazol 5 mg/kgpv (11).

Avermectinas:

- La aplicación de Ivermectina 0.2 mg/kgpv, en presentaciones de pasta o líquida muestra una eficacia del 100% en vermes y mayor intensidad en estados larvarios (11,12,16).

Profilaxis

- Eliminar la carga de *Parascaris* en los potros y adultos portadores mediante tratamiento (11,12,16).
- Destinar a los potros con sus madres a praderas no contaminadas (11,12,16).
- Disminuir la contaminación de las praderas y caballerizas (11,12,16).

4.1.5 Familia Oxyridae

4.1.5.1 *Oxyuris equi*

Es un nematodo pequeño o mediano perteneciente a la familia Oxyridae (Cobbold 1864) del suborden Oxyurata, se caracteriza por provocar prurito en regiones de la cola y perineal de los caballos, así como alteraciones en su estado general y pérdida de apetito (20,23).

Este nematodo presenta tres labios. Los machos presentan varias papilas alrededor de la cloaca y las hembras generalmente son de mayor tamaño (9,27).

El macho tiene una longitud de 9-12 mm y la hembra 49-150 mm son blanquecinos o blancogrisáceos. La hembra se caracteriza por presentar cuerpo en forma de látigo, engrosado y curvo de la parte anterior y posteriormente agudizada (27).

Los huevos de estos nematodos son asimétricos y tienen un opérculo en uno de sus dos polos, miden 85-95 μm x 40-45 μm , son embrionados al ser puestos (20,23,27).

Ciclo Biológico

Son nematodos que habitan el intestino grueso de equinos y afecta a caballos, asnos, mulos y cebras (12,27).

Presentan ciclo directo sin precisar de un hospedador intermediario. Inicia cuando la hembra oviposita, dejando que los huevos lleguen al ano y luego se depositen en la región perianal. Para que la hembra saque los huevos, esta estalla diseminando los huevos a la cola y región perineal donde se lleva a cabo el primer estadio larvario, luego de 3-5 días llega a su estadio larvario infectivo, conteniendo los huevos dentro las larvas infectivas ya que no eclosionan; luego estos huevos contaminan el suelo y el agua de bebida de los animales donde se infectan a través de la ingesta de alimentos o agua contaminada. Los huevos llegan al intestino delgado donde se liberan las larvas de las capas del huevo y alcanzan su cuarto estadio larvario en 3-10 días, se alimentan de las mucosidades del intestino, aunque no se ha comprobado que sean hematófagas, sino que se alimentan de los nutrientes del hospedero 50 días después llegan a su quinto estadio larvario donde completan su desarrollo en la luz intestinal y comienza de nuevo la diseminación de huevos aproximadamente 5 meses después de la infección (9,11,20,27).

Patogenia

Cuando se presenta un gran número de *Oxyuris equi* a nivel intestinal, producen inflamación de la mucosa, debido a que se alimentan de sustancias contenidas en él (11,23).

La presencia de vermes en la región perineal causa irritación de la piel, un excesivo prurito y eso hace que los caballos se rasquen insistentemente en paredes, columnas, postes etc. Es importante tratar estas heridas ya que predisponen a una infección bacteriana secundaria (11,27).

Diagnóstico

- Observación de lesiones ocasionadas por pruritos en la región perianal (11,12,16).
- Diagnóstico por medio de papel celofán adherible a la región perianal (región prurito) para determinar la presencia de huevos de *Oxyuris* a través de la observación en el microscopio con lente 100x (11,12,16).
- Es importante determinar el diagnóstico diferencial, para esto se debe detectar la presencia de prurito de pediculosis (11,12,16).

Tratamiento

Utilización de Benzimidazoles:

- Cambendazol: 20 mg/kgpv (11).
- Fenbendazol 5 mg/kgpv (11).
- Oxfendazol 10 mg/kgpv (11).
- Mebendazol 8.8 mg/kgpv (11).
- Febantel 6 mg/kgpv (11).

Organofosforados

- Diclorvos 31-41 mg/kgpv (11).

Profilaxis

- Tratar a todos los equinos que presenten síntomas de la enfermedad (12,16).
- Limpiar con jabón y agua la región perianal para eliminar huevos de parásito adheridos (12,16).
- Limpiar cuidadosamente los comederos y bebederos así como caballerizas (2-3 veces/semana) (12,16).
- Retirar al menos cada 2 días las camas y las deyecciones (12,16).

Con excepción de *Passalurus*, *Aspikulurus* y *Heterakis*, que ponen sus huevos en el interior del intestino, los huevos de los oxiurus se encuentran raramente en deposiciones (4).

Oxiyuris equi es común en los equinos. En un estudio de 28 años en Kentucky se encontró que el 40% de los caballos necropsiados tenían infección por adultos y 78% por larvas. En promedio, cada caballo tenía 60 adultos y 900 larvas. Los caballos se infectan consumiendo huevos con su comida y agua. Los huevos del oxiurus del humano son livianos, flotan fácilmente en el aire y pueden infectar por inhalación. No se sabe si lo mismo ocurre con los demás oxiurus. A juzgar por el estudio del oxiurus con el humano, la supervivencia de los huevos es muy corta: solo 4-5 días a 12 y 19 °C. en Kentucky la infección es prevalente a mediados del verano e invierno; la primera época probablemente porque la temperatura ambiente es favorable, y la segunda porque los caballos están hacinados, lo cual favorece el pasaje rápido de los huevos entre ellos (4).

Control

No existe un protocolo de control aprobado, pero el tratamiento y la remoción mecánica de los huevos perianales a principios del verano y del invierno van a disminuir la contaminación de los establos y potreros. El cambio de las

camas de paja en esta ocasión, también ayudaran a la descontaminación de los establos y potreros. Poner los comederos y abrevaderos lejos del piso, para que los caballos no tengan contacto con el suelo contaminado también puede ser útil (4).

Cuadro No. 1: Nematodos gastrointestinales en equinos

Parásito	Localización	Edad Susceptible	Vía de Penetración	Ciclo Biológico	Período Prepatente
<i>Parascaris equorum</i>	Intestino delgado	5-9 meses en adelante	Oral	Directo	44-70 días
<i>Trichostrongylus axei</i>	Estómago, intestino delgado	2 meses en adelante	Oral	Directo	25 días
<i>Oxyuris equi</i>	Intestino grueso	1.5 años en adelante	Oral	Directo	4-5 meses
<i>Strongylus</i> <i>Grandes</i> <i>Pequeños</i>	Intestino grueso	8 meses en adelante 2 meses en adelante	Oral	Directo	6-9 meses
<i>Strongyloides westeri</i>	Intestino delgado	8 días a 3 meses	Oral/ cutanea	Directo	5-7 días

Fuente: (22)

4.2 Ivermectina al 1%

La ivermectina es un miembro de la familia de las avermectinas, la cual, a su vez, es miembro de las lactonas macrocíclicas (5).

Las avermectinas se producen por una mezcla de ocho componentes distintos de la fermentación del *Streptomyces avermitilis* (5).

Sus diferentes mecanismos de acción sobre el parásito son:

- 1) Aumenta la liberación del ácido gamma aminobutírico (GABA) un neurotransmisor inhibitorio de los estímulos nerviosos en la placa neuromuscular, del cual no requieren en su función metabólica los cestodos y trematodos. Actualmente también se sabe que la ivermectina tiene cierta afinidad por los canales iónicos de las células nerviosas y musculares, sobre todos las del cloro (5,14).
- 2) Aumenta la permeabilidad de la membrana y provoca alteraciones nerviosas en el parásito, a menudo hiperpolarización celular que le ocasionan la muerte (5,24).
- 3) Interfiere en la reproducción de los artrópodos (5,24).

La ivermectina posee una alta afinidad por un canal cloruro ligado al glutamato y dirigido específicamente a nematodos y distinto de los canales cloruros sensibles al GABA. Se cree que el influjo de cloruros causa la parálisis y la muerte que se observa en los nematodos. La ivermectina no es activa contra trematodos y cestodos, ya que estos no poseen un sistema GABA (24).

El efecto benéfico residual del fármaco en muchos casos puede ser de 10 a 12 semanas, dependiendo de su administración, presentándose menos

biodisponibilidad la formulación por vía oral (42 días). Se considera ideal para el control de ectoparásitos como pulgas, garrapatas o moscas (24).

En cuanto a la farmacocinética, el metabolismo de la ivermectina se realiza por procesos de hidroxilación en rumen, estómago o intestino, independientemente de la vía de administración. Se elimina por la bilis, por lo que se detectarán grandes cantidades en heces, aunque también se excreta por la orina y en la leche (5,24).

4.3 Resistencia a los antiparasitarios

Es la capacidad heredable que tienen los parásitos para sobrevivir al tratamiento antihelmíntico a niveles terapéuticos (8,14).

De forma en la que se administra el producto se debe tomar en cuenta, qué dosis aplican y con qué frecuencia, para descartar estos problemas como falla de antiparasitarios (26).

Se puede diagnosticar con diferentes métodos de laboratorio:

- *In Vitro*
- *In Vivo*

Test de la reducción del conteo de huevos (FECRET) (PG)

Se presentan algunas estrategias para prolongar la aparición de resistencia:

1. Uso de dosis correcta (26).
2. Reducir la frecuencia de tratamientos (26).
3. Rotar grupos antihelmínticos (26).
4. Emplear control integrado de animales y pasturas (26).

El uso de un solo método para el control de parásitos ha demostrado, que es poco sustentable, es por eso que se ha empleado un control integrado de parásitos, que combina varias herramientas de control, para desestabilizar la formación de poblaciones parasitarias con mayor proporción de individuos genéticamente resistentes (8):

- Manejo de pastoreo
- Manejo de animales

El control integrado de parásitos (CIP) se define como la combinación y utilización adecuada de los métodos de control parasitario disponibles. Intenta retardar el aumento de aquellas poblaciones parasitarias con mayor proporción de individuos genéticamente resistentes a uno o más antiparasitarios. Las estrategias de CIP, combinan los principales métodos de control de ecto y endoparásitos a saber: Control Químico y No-Químico. En áreas del mundo donde todavía la resistencia a los antiparasitarios no representa un grave problema, no han existido incentivos para desarrollar alternativas no-químicas de control (8,18,26).

Son tres los niveles de aplicación en donde se pueden utilizar los sistemas de CIP:

- Para el control de una especie parasitaria, combinando métodos químicos, biológicos y si fuera apropiado, mecánicos (18,26).

- Para el control de dos o más especies que conviven con el huésped (18,26).
- Para el control de dos o más especies que conviven con el huésped integrando aspectos socioeconómicos y particularidades de los sistemas de producción (18,26).

Métodos para retardar la aparición de resistencia

Algunos autores han especulado que, como las poblaciones susceptibles, son las que están presentes en la naturaleza, deben tener alguna ventaja evolutiva, de modo que con el tiempo y sin la presión de selección, las poblaciones resistentes deberían revertir espontáneamente al estado de susceptibilidad. No obstante, observaciones de terreno por 15 años con nematodos resistentes, y observaciones experimentales con 4, 6 y 9 años, no han podido demostrar esta reversión. Además los artrópodos que desarrollaron resistencia al DDT en los años 1960, aun son resistentes. La evidencia entonces, es que la resistencia es irreversible dentro del período de interés para el agricultor. Por otro lado, la selección por resistencia, es inherente al uso de cualquier parasiticida que no tenga un 100% de eficacia, de modo que no podemos escaparnos de ella. Como la resistencia ante los antiparasitarios puede ser un tremendo problema para la ganadería dentro de unos pocos años, es urgente que todos los veterinarios empiecen a crear medidas simples que puedan, evitar o al menos postergar el problema (4).

Tratamientos infrecuentes

Cada vez que se trata a un animal, se están seleccionando los parásitos que son resistentes a la droga; cuanto menos tratamientos se efectúen, menor será la selección para la resistencia. La mayor presión para la selección ocurre

cuando los tratamientos coinciden con los períodos prepatentes; en este caso todos los parásitos susceptibles son eliminados y solo quedan los parásitos resistentes para acumularse en los potreros. Cuando se efectúa el tratamiento, entonces, los parásitos resistentes seleccionados se diluyen entre los parásitos susceptibles ya presentes en los pastos (4).

- Alta eficiencia y dosaje apropiado (4).
- La única manera de prevenir la resistencia a las drogas es utilizar antiparasitarios con 100% de letalidad. Este nivel de eficiencia no deja ningún parasito resistente. El uso de drogas poco eficiente o de dosis inferiores a las optimas, por el contrario, deja una población cada vez mayor, de parasitos resistentes para contribuir con su genoma a las futuras generaciones. El uso de dosis sub-optimas es regularmente común, sin embargo, ya sea por que el agricultor quiere ahorrar dinero en tratamientos, o porque la dosis se calcula sobre el peso promedio de los animales de modo que los animales más grandes reciben dosis sub-optimas. (4).
- Alternación de diferentes parasiticidas (4).
- Rotación rápida, provoca resistencia pero de forma contraria la rotación lenta de por lo menos una vez al año y en dosificaciones adecuadas provocara resistencia a largo plazo, la clave para no crear resistencia es la dosificación adecuada. (4).
- Manejo de los potreros (4).
- Vigilancia de los animales propios e introducidos (4).

Estudios relacionados

Información reciente sobre resistencia de *Parascaris equorum* a las avermectinas en Europa y América del Norte impulsaron la realización del

presente estudio en un establecimiento de producción de equinos deportivos con antecedentes de uso de esta droga. Las observaciones se efectuaron en animales sin manifestaciones clínicas de parasitismo y forman parte de un programa de control en el que se evalúa la eficacia de los antihelmínticos en uso para detectar y prevenir el desarrollo de la resistencia a los mismos en nuestros herbívoros domésticos. De 54 potrillos de tres a cinco meses de edad se observaron 26 animales con huevos de *P. equorum* (método cualitativo de Cornell-Wisconsin) y se seleccionaron 19 con número de huevos por gramo (h.p.g.) > 100. De estos animales, 11 se trataron con ivermectina 1 % oral (0,2 mg/ kg de peso ; “Vermectin equinos”, Lab. Over) y ocho permanecieron como controles sin tratamiento. Nueve potrillos tratados tenían además huevos de Strongylidae (hpg : 80-1.260). En el día 14 post tratamiento, se tomaron nuevas muestras de materia fecal para realizar el test de reducción en el conteo de huevos (TRCH). En tres potrillos el nº de huevos de *P. equorum* se incrementó luego del tratamiento con ivermectina, en cuatro se mantuvo constante y en cuatro decreció. La eficacia de la ivermectina considerando *P. equorum* fue < al 65 % (TRCH) (2).

Los objetivos de los estudios en 2002 y 2003 en tres fincas con 76 potrillos infectados naturalmente con *Parascaris equorum* fueron: (i) identificar si el nematodo fue resistente a la ivermectina y moxidectina, (ii) confirmar la eficacia del fenbendazol y pirantel para el parásito. Se llevaron a cabo doce ensayos clínicos, cada uno con un huevo de prueba de reducción del recuento fecal, en dos pura sangre y uno proviniendo de granjas Standardbred en el suroeste de Ontario, Canadá. En cada finca y de cada ensayo, los potros fueron asignados al azar a grupos de tratamiento. Los tratamientos fueron ivermectina, moxidectina, fenbendazol, pirantel administrada en dosis recomendadas por los fabricantes, y algunos potros no se trataron. La eficacia global de la ivermectina fue 33,5% (19 potros) y moxidectina 47,2% (28 potros). Fenbendazol (16 potros) y pirantel (21 potros) fueron muy eficaces para *P. equorum* cada uno en 97.6%. Para

fenbendazol, 15 potros tenían 100% y para el pamoato de pirantel 17 potros tenían > 97% con 14 a 100% (19).

En la Universidad Austral de Chile, en el 2007, se considera que hay resistencia cuando la efectividad de un fármaco cesa o disminuye. Ello se produce porque después de cada tratamiento sobrevive un pequeño número de individuos que son resistentes al fármaco utilizado, por ejemplo la resistencia antihelmíntica frente a los benzimidazoles, probencimidazoles, levamisol, morantel y avermectinas se presenta especialmente en los equinos, ovinos y caprinos (10).

Este estudio trata sobre la prevalencia de la resistencia a antihelmínticos como benzimidazoles, pirantel e ivermectina en *Strongylus* de caballos en Dinamarca. Se utilizó el método de Reducción del Conteo Fecal de Huevos (FECR), ya que este es el recomendado por la Asociación Mundial para el avance de la Parasitología Veterinaria, porque es el más sensible para la detección de la resistencia. Los resultados obtenidos son los siguientes: resistencia a benzimidazoles en 33 (79%) de 42 granjas examinadas. Resistencia a Pirantel en 15 granjas de 42 examinadas. En 2 granjas en las que se detectó resistencia a pirantel también se detectó resistencia a los benzimidazoles. Por último en una de 16 granjas se evaluó la resistencia a ivermectina, indicándose en el día 14 un aumento en el conteo fecal de huevos, pero siendo eficaz en las 15 granjas restantes (10).

Debido a la alta prevalencia de resistencia a antihelmínticos en manadas de caballos daneses se recomienda que las pruebas de eficacia antihelmíntica se realicen rutinariamente para monitorear la efectividad de los programas de control de estróngilos (10).

El desarrollo de resistencia a los fármacos antihelmínticos por estróngilos de caballo, constituye una amenaza creciente para la salud equina. En consecuencia, las estrategias de control de los parásitos deben tratar de mantener la eficacia del fármaco durante el tiempo que sea posible. La proporción de la población de parásitos que no esté expuesto a un tratamiento antihelmíntico se describe como "en los refugios", y aunque muchos factores que afectan la velocidad con que se desarrolla la resistencia, se consideran los niveles de refugios lo más importante, ya que estos parásitos no son seleccionados por el tratamiento y va a proporcionar un grupo de genes sensibles en la población. Por consiguiente, el tratamiento debe ser evitado cuando los refugios son pequeños porque tales tratamientos van a colocar la presión de selección para la resistencia significativa sobre las poblaciones de gusano. Teniendo en cuenta este nuevo paradigma para el control de parásitos, se ha tomado importancia para identificar las estaciones y las circunstancias en las que los refugios están disminuidos (15).

Las etapas de vida libre de estróngilos equinos son altamente dependientes de las influencias climáticas, en ésta revisión se resumen los estudios sobre el desarrollo de estróngilos, la supervivencia en condiciones de laboratorio y de campo (15).

Informes de resistencia a los medicamentos se han hecho en cada host de ganado y para todas las clases de antihelmíntico. En algunas regiones del mundo, la alta prevalencia de resistencia a múltiples fármacos (MDR) en los nematodos de ovejas y cabras en peligro la viabilidad de las pequeñas industrias rumiantes. La resistencia en los nematodos de caballos y ganado aún no ha alcanzado los niveles observados en los pequeños rumiantes, pero la evidencia sugiere que los problemas de la resistencia, incluyendo gusanos resistentes a múltiples fármacos, también están aumentando en estos huéspedes. Hay una necesidad urgente de

desarrollar nuevos enfoques no químicos para el control de parásitos y ensayos moleculares capaces de detectar gusanos resistentes (13).

La resistencia antihelmíntica se ha generalizado en los nematodos parásitos de ovejas, cabras y caballos. La resistencia también se está desarrollando en nematodos parásitos del ganado y se ha detectado en los parásitos del cerdo (21).

El recuento de gusano o la reducción de recuento de huevos después del tratamiento son útiles para la detección de todos los tipos de resistencias antihelmínticas. Algunos, como el ensayo de eclosión de los huevos son específicos para una clase particular de antihelmínticas, mientras que otros, tales como los ensayos de desarrollo de las larvas se pueden utilizar con la mayoría de los antihelmínticos. Las mejoras en nuestra comprensión de la genética bioquímica y molecular de las acciones antihelmínticas deben conducir al desarrollo de las pruebas más sensibles para la detección de resistencia antihelmíntica de nematodos individuales (22).

De la resistencia antihelmíntica, actualmente se ha informado que existen factores que influyen para aumentar la selección y muchos programas de control de parásitos que minimizan la selección. Uno de los mayores problemas encontrados en el intento de reducir la selección para la resistencia a los medicamentos es la necesidad de pruebas más sensibles para el desarrollo de la resistencia. A largo plazo, los nuevos enfoques a la quimioterapia y a la superación de los problemas de resistencia a antihelmínticos surgirán de mejorar nuestra comprensión de sus modos de acción y los mecanismos de resistencia a los antihelmínticos, en el nivel de las proteínas receptoras y sus genes (21).

Un estudio post mortem cuantitativo de 150 caballos del poblado de Victoria llevó a cabo para determinar la prevalencia y epidemiología de los parásitos gastrointestinales. Se hallaron un total de 42 especies de parásitos metozoos. Se encontraron las siguientes especies de parásito no ciatostomas (% de prevalencia): *Trichostrongylus axei* (51%); *Habronema muscae* (13%); *H. majus* (2%); *Draschia megastoma* (5%); *Gasterophilus intestinalis* (81%) ; *G. nasalis* (29%); *Parascaris equorum* (5%); *Anoplocephala perfoliata* (29%); *Fasciola hepáticas* (0,7%); *Oxyaris equi* (7%); *Strongylus vulgaris* (23%); *S. edentatus* (23%); *S. equino* (3%); *Craterostemum acuticaudatum* (7%); *Triodontophorus serrato* (8%); *T. tenuicollis* (8%); *T. brevicauda* (3%). El noventa y cinco por ciento de los caballos fueron infectados por etapas enquistadas de ciatostomas con una media de 113.000 larvas por caballo. Noventa y tres por ciento de todos los caballos albergaba ciatostomas gusanos adultos; se encontraron 24 especies, distribuidas en 6 géneros. Las especies más prevalentes fueron *Cylicostephanus longiburstatus* (76%); *Cyathostomem catinatum* (68%) y *Cylicocyclus nassatus* (54%). Diecisiete especies de estróngilos estaban presentes en gran abundancia, lo que permitió su distribución en el intestino grueso. Doce especies prefieren el colon mayor y ciego, y las 5 restantes especies prefieren el ciego. El análisis estadístico de los datos parasitológicos establece efectos permitidos de sexo, edad, tipo y condición física del caballo, así como la estación y el medio ambiente sobre la prevalencia y la intensidad de la infección por determinar (6).

Cuadro No. 2: Método de Carroll y Huntington, condición corporal en caballos

Grado	Características
0	MUY POBRE: Huesos de la pelvis y espalda o dorso muy pronunciados, costillas resaltadas y ángulos del cuello remarcado y muy cóncavo.
1	POBRE: Huesos de la pelvis y espalda o dorso pronunciados, costillas poco resaltadas y ángulos del cuello remarcado y poco cóncavo.
2	MODERADO: Huesos de la pelvis y espalda o dorso poco cubiertos por musculo, costillas poco cubiertas y ángulo del cuello semi recto.
3	BUENO (ideal): Huesos de la pelvis y espalda o dorso cubiertos por musculo, costillas cubiertas y ángulo del cuello recto.
4	GORDO: Huesos de la pelvis y espalda o dorso muy cubiertos por musculo y grasa, costillas muy cubiertas y ángulo del cuello poco convexo.
5	MUY GORDO: Huesos de la pelvis y espalda o dorso extremadamente cubiertos de musculo y grasa, costillas extremadamente cubiertas y ángulo del cuello totalmente convexo.

* Basado en la observación de pelvis, espalda o dorso, costillas y cuello.

Fuente: (7)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos Humanos

- Tres profesionales veterinarios asesores del estudio.
- Una estudiante ejecutora del estudio.

5.1.2 Recursos Biológicos

- Treinta caballos con características similares en edad y condición corporal. (Heces fecales)

5.1.3 Materiales de Campo

- Jeringas de 10 ml
- Ivermectina al 1%
- Bolsas plásticas (4 x 8 cm).
- Portaobjetos.
- Cinta adhesiva.
- Hielera.
- Lazos.
- Pateras.
- Libreta de apuntes.
- Bolígrafo.

5.1.4 Materiales de Laboratorio

- Cámara de McMaster
- Tubo plástico con doble línea en el extremo superior o medio.
- Gotero.
- Mortero con pistilo.
- Tamiz.
- Beakers.
- Solución sobresaturada de azúcar.
- Portaobjetos.
- Cinta adhesiva.
- Aceite de inmersión.
- Microscopio óptico.
- Aserrín estéril.
- Incubadora.
- Frascos pequeños de boca ancha (tipo Gerber)
- Caja de petri.
- Pipeta de Pasteur.
- Refrigerador.
- Agua.
- Jabón.

5.1.5 Centros de Referencia

- Biblioteca Universidad de San Carlos de Guatemala
- Biblioteca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
- Biblioteca M.V. Manuel Rodríguez Zea - Departamento de Parasitología.

5.2 Métodos

5.2.1 Área de Estudio

El estudio se llevó a cabo en las siguientes comunidades: Los Corrales y Cajagualten del municipio de San Andrés Itzapa y Parrojas del municipio de Parramos del departamento de Chimaltenango, Guatemala, las cuales son áreas cubiertas por la Fundación Equinos Sanos para el Pueblo –ESAP- quien se encuentra desarrollando un plan profiláctico para los equinos de trabajo desde el año 2008.

Las comunidades se encuentran distantes una de la otra aproximadamente 3 kilómetros, esto significa que comparten similitudes topográficas y climatológicas, se localizan a 4 kms hacia el occidente de la cabecera municipal de Parramos a una altitud aproximada de 1800 msnm las comunidades de Corrales y Cajagualten; y a 1900 msnm la comunidad de Parrojas.

Parramos y San Andrés Itzapa se localizan hacia el Sureste del departamento de Chimaltenango a una distancia de la capital de 60 y 59 Kilómetros respectivamente.

A partir del año 2008 al año 2009 se utilizó como desparasitante de elección, el Fembendazol cada 4 meses a todos los equinos afiliados al Programa de Bienestar Equino; a partir del año 2010 a la fecha se ha utilizado Ivermectina al 1% por vía oral como único desparasitante durante 3 aplicaciones anuales, cada cuatro meses.

Los equinos además de ser desparasitados son vacunados anualmente contra Encefalitis Equina Venezolana y vitaminados con Vitaminas ADE en época seca, Aminoácidos y minerales en época lluviosa, la alimentación es a base de restos de cosechas de hortalizas locales, follaje de maíz y rastrojo, pastan en las orillas de caminos comunales con Kikuyu; son suplementados con afrecho, granillo y/o maíz, les son cubiertas sus necesidades básicas y brindados los cuidados básicos por parte de sus propietarios.

5.2.2 Criterios de Inclusión

Equinos de trabajo con características similares de edad y condición corporal, inscritos en ESAP, durante el período de mayo-julio 2012.

5.2.3 Procedimiento

Para determinar la existencia de resistencia a ivermectina en parásitos gastrointestinales en equinos de trabajo desparasitados con la misma al 1% por más de un año de las comunidades, se procedió de la manera siguiente:

Colecta de muestras para diagnóstico inicial

- Se realizaron muestreos coprológicos a equinos en pastoreo, desparasitados tres veces al año, cada 4 meses con Ivermectina al 1% en Solución, Vía Oral, para establecer los animales que serán sujetos a estudio basándose en el nivel de carga parasitaria.

- Posteriormente se transportaron las muestras de heces fecales frescas en refrigeración al laboratorio de parasitología de la FMVZ para determinar la carga parasitaria por medio del procesamiento de éstas por el método de flotación y Graham Modificado; tomándose en cuenta para esta investigación los caballos que presenten más de tres cruces (+++) de carga parasitaria o más de 11 huevos por campo.

Administración del tratamiento

Luego de identificar los 30 equinos que fueron sujetos a estudio, se dividieron en dos grupos al azar de 15 equinos cada uno y se les administró el tratamiento de la siguiente manera:

Cuadro No. 3: Administración del tratamiento

Grupo	Tratamiento
A	Se le administró 200 µg/kg de peso corporal de Ivermectina al 1% en solución inyectable, vía oral.
B	No se administró tratamiento (grupo control, placebo).

Muestreos coprológicos post-tratamiento (campo)

Posteriormente se realizaron cuatro muestreos coprológicos seriados de heces fecales frescas así como de la zona anal y perianal con tape y laminas portaobjetos, para evaluar la carga parasitaria, post-tratamiento a los 2 grupos sujetos a estudio de la siguiente manera:

Cuadro No. 4: Muestreos coprológicos post-Tratamiento

Muestreo Coprológico	Día Post- Tratamiento
1	5
2	15
3	20
4	30

Procesamiento de muestras coprológicas post-tratamiento (laboratorio)

Después de la realización de cada muestreo en fechas establecidas, se transportaron las muestras de heces fecales frescas y en refrigeración al laboratorio de Parasitología de la FMVZ para procesar cada muestra por el

método de McMaster y determinar el número de huevos de nematodos por gramo de heces así como su tipificación; también se empleo el método de Hagarua Ueno para determinar el número de larvas infectivas (LIII) así como su tipificación; así mismo por el método de Graham Modificado se observó directamente la muestra para determinar presencia de huevos de *Oxyuris equi*.

La forma en la que se determinó si existe o no resistencia a Ivermectina fue por:

- La presencia o ausencia de huevos y número de huevos/g de heces determinado por el Método de McMaster.
 - Presencia de huevos/g de heces (+)
 - Ausencia de huevos/g de heces (-)

- Presencia o ausencia e identificación de larvas determinado por Método de Hagarua Ueno
 - Permanencia de larvas en heces (+)
 - Ausencia de larvas en heces (-)

- La presencia o ausencia de huevos de *Oxyuris equi* determinado por el Método de Graham Modificado:
 - Permanencia de huevos de *Oxyuris equi* (+)
 - Ausencia de huevos de *Oxyuris equi* (-)

Se consideró que sí hay resistencia a ivermectina en parásitos gastrointestinales de equinos, al medir el grado de carga parasitaria de los equinos post- tratamiento y se detecte igual al grupo control o aumentada al muestreo inicial. Se considero que no se presenta resistencia a ivermectina,

cuando la carga parasitaria ha disminuido después de la administración del tratamiento, determinando así la eficacia de la ivermectina al 1%.

5.2.4 Técnicas Diagnósticas

Descripción de las pruebas de laboratorio a utilizar:

Método de McMaster

Los recuentos de 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, éstos no se encuentran distribuidos uniformemente en las heces. Asimismo, puede influir la oviposición de los vermes, la resistencia del hospedero y en algunos casos estos recuentos no son muy exactos por la presencia de helmintos inmaduros, aún cuando estas fases, en algunas especies, son altamente patógenas lo cual no da una idea exacta de la carga parasitaria (25).

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 (25).

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 (25).
- 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; el tamizado se deposita en un beaker pequeño, del cual se llenan las cámaras de McMaster con el goteo (25).

Técnica

- Llenar el tubo plástico hasta la línea inferior con la solución de azúcar sobresaturada (25).
- Agregar heces hasta la segunda marca (2 gramos) (25).
- Agitar vigorosamente el contenido (25).
- Mantener la mezcla en movimiento, llenar con un gotero las cámaras de McMaster (evitar la presencia de aire y/o burbujas en las mismas) (25).
- Dejar en reposo por 3-5 minutos para permitir que los huevos suban a la superficie, colocar la cámara en la platina del microscopio, enfoque 100X y contar los huevos en el área marcada de cada celda (25).
- Multiplicar el conteo por 100 para obtener el número de huevos por gramo de heces si se lee una celda, y por 50 si se leen las dos. Al realizar el conteo, primero enfoque la línea que marca el borde del área a contarse y luego hágase un recorrido sistemático de arriba hacia abajo, leyendo toda la celda (25).

Método de Hakarua Ueno

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 (25).

Técnica

- Colectar directamente del recto del animal 10-20 gramos de heces (24).
- Mezclar las heces con aserrín estéril en un frasco pequeño de boca ancha (tipo Gerber) y homogenizar bien, dejando un espacio en el centro de la materia fecal, tapando ligeramente (25).
- Incubar durante 7-12 días a temperatura de 25-27°C agregando suficiente cantidad de agua durante los días de incubación con el propósito de evitar la resequedad de la muestra (25).
- Quitar la tapa y agregar al frasco suficiente cantidad de agua a 37°C, luego colocar una caja de *petri* encima del frasco e invertirla (25).
- Dejar reposar durante 30 minutos o más, calzar la placa con un lápiz o pedazo de madera para inclinarla (25).
- Con una pipeta *pasteur*, tomar una pequeña cantidad de la muestra, depositarla en un portaobjetos y observarla al microscopio con 100X (25).
- Muchas veces es necesario agregar una gota de lugol parasitológico para matar las larvas y poder observar detalles que ayudan a su identificación (25).
- La identificación de las larvas (L3) se tiene que hacer en base a sus características morfológicas diferenciales (25).

Método de Graham Modificado

Para el diagnóstico de especímenes de la familia *oxyuridae* que parasitan al hombre y a los equinos como lo es *Oxyuris equi*, se requiere de un método específico debido a que las hembras tienen el hábito de emigrar a la región perianal para realizar la puesta de huevos, los cuales se quedan adheridos en la región, por lo que se dificulta grandemente su diagnóstico por medio de métodos tradicionales como es el de flotación (25).

En los equinos para el diagnóstico de *oxyuriasis* se utiliza el método de Graham modificado (25).

La recolección de la muestra se efectúa mediante una lámina portaobjetos, a la cual se le coloca longitudinalmente un pedazo de cinta adhesiva (tape) de aproximadamente 9 cm de largo por 1 cm de ancho. En uno de los extremos queda un sobrante para fijar un papel blanco, donde se anotará el nombre, número, edad y procedencia del animal (25).

Técnica

- Realizar el muestro en horas de la mañana (antes de que salga el sol, o que éste aun no esté generando mucho calor) (25).
- Para realizar el diagnóstico, un ayudante levanta la cola del animal, el operador despega la cinta adhesiva por el extremo donde tiene el papel blanco, utilizando un baja lenguas como base, sosteniéndole firmemente con el pulgar y el índice, quedando la parte engomada expuesta (25).

- Aplicar la cinta a la zona anal y perianal, frotando varias veces para cubrir la mayor extensión posible de la mucosa y zona mucocutánea (25).
- Colocar la cinta adhesiva nuevamente en su posición inicial, comprimiéndola con firmeza (25).
- Depositar el o los portaobjetos en cajas porta láminas hasta el momento de su observación (25).

En el laboratorio, se coloca la preparación en la platina del microscopio y con aumento de 100X se procede a la búsqueda de huevos que se caracterizan por ser unioperculados y asimétricos (25).

5.2.5 Análisis de estudio

Los resultados fueron analizados por:

- Prueba de Kruskal-wallis para cada una de las variables a medir por el método de McMaster, en cada época de muestreo.
- Diferencia de Porcentajes para el método de Graham, en cada época de muestreo.
- Se utilizó la estadística descriptiva, para la presentación de series temporales de los parásitos y determinó las cargas parasitarias en una secuencia temporal.
- Los resultados se presentaron en tablas y gráficas.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Resultados

En el muestreo inicial, se obtuvieron los siguientes resultados, para determinar la carga parasitaria:

Cuadro No. 5: Resultados de la carga parasitaria pre-tratamiento método de Flotación y Graham Modificado

Grupo	Carga Parasitaria Promedio (No. Huevos)	Huevos de Parásitos Encontrados
A	+++ (11-15)	<i>Strongylus sp./ Strongyloides westerii/ Trichostrongylus axei/ Parascaris equorum/ Oxyuris equi</i>
B	+++ (11-15)	<i>Strongylus sp./ Strongyloides westerii/ Trichostrongylus axei/ Parascaris equorum/ Oxyuris equi</i>

* Ver el detalle de los resultados en Anexo 1.

Posteriormente se realizaron los muestreos a los 5, 15, 20 y 30 días post-tratamiento para observar el comportamiento parasitario y se obtuvieron los siguientes resultados:

**Cuadro No. 6: Resultados de muestreos post-tratamiento
obtenidos por el método McMaster
(Promedio de número de huevos/gr de heces y porcentaje de
equinos parasitados)**

GRUPO	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
A	0	0	400 <i>Strongyloides</i> sp. (6.66% Equinos)	1000 <i>Strongyloides</i> sp. 200 <i>Strongylus</i> sp. (13.33% Equinos)
B	16,600 <i>Strongyloides</i> sp. 700 <i>Parascaris equorum</i> (100% Equinos)	10,000 <i>Strongylus</i> sp 10,500 <i>Strongyliodes</i> sp. 600 <i>Parascaris equorum</i> (100% Equinos)	6000 <i>Strongylus</i> sp. 10,600 <i>Strongyloides</i> sp. 100 <i>Parascaris equorum</i> (100% Equinos)	8,000 <i>Strongylus</i> sp. 10,000 <i>Strongyloides</i> sp. 100 <i>Parascaris equorum</i> (100% Equinos)

* Ver detalle de los resultados en Anexo 2 y 3.

**Cuadro No. 7: Resultados de muestreos post-tratamiento
obtenidos por medio del método Hakarua Ueno
(Tipificación de parásitos encontrados)**

GRUPO	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
A	0	0	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> y <i>Trichostrongylus axei.</i>
B	<i>Strongyloides westerii</i> y <i>Trichostrongylus axei.</i>	<i>Strongyloides westerii,</i> <i>Strongylus equinus</i> y <i>Trichostrongylus axei.</i>	<i>Strongyloides westerii, Strongylus equinus</i> y <i>Trichostrongylus axei.</i>	<i>Strongyloides westerii</i> y <i>Trichostrongylus axei.</i>

* Ver detalle de los Resultados en Anexo 4 y 5.

**Cuadro No. 8: Resultados de muestreos post-tratamiento
obtenidos por medio del método de Graham Modificado
(Porcentaje de equinos con *Oxyuris equi*)**

GRUPO	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
A	0	0	13% Equinos	27% Equinos
B	80% Equinos	73% Equinos	80% Equinos	73% Equinos

* Ver detalle de los Resultados en Anexo 6, 7 y 8.

Se determinó por medio del análisis estadístico de Kruskal-Wallis (Anexo 9), con 14 grados de libertad y con un 5% de límite de confianza, que no existe resistencia ante el fármaco anteriormente mencionado, ya que a través de la comparación de los muestreos 1, 2, 3 y 4 del Grupo A vs. Grupo B, estadísticamente se presentó una diferencia significativa en las cargas parasitarias, lo cual denota el efecto del fármaco ante los parásitos gastrointestinales de equinos de trabajo, por lo que se acepta la hipótesis nula planteada en este estudio.

A través del análisis estadístico por Diferencia de Porcentajes (Anexo 10), se determinó de igual forma que no existe resistencia del fármaco para *Oxyuris equi*, ya que se estableció que sí hay diferencia significativa en la presencia de este parásito durante los muestreos 1, 2 , 3 y 4, del Grupo A vrs. Grupo B.

6.2 Discusión

De acuerdo a los resultados obtenidos durante la investigación se pudo determinar que no existe resistencia de nematodos gastrointestinales ante la Ivermectina al 1%.

Se estableció que existe diferencia significativa ($p < 0.05$) entre el grupo control y el tratado con ivermectina al 1% durante los muestreos I, II, III y IV.

Cabe mencionar que de los huevos encontrados e identificados en el Método McMaster y posteriormente larvas tipificadas por el Método Hakarua Ueno encontradas fueron *Strongylus equinus*, *Strongyloides westerii*, *Trichostrongylus axei* y huevos de *Oxyuris equi* y *Parascaris equorum* (Anexo 4 y 5).

Para el comportamiento parasitario de uno de los equinos del Grupo A o experimental, se pudo observar que se presentó un pequeño aumento en la carga parasitaria, el cual no es estadísticamente representativo, durante el tercer y cuarto muestreo, encontrándose *Strongyloides Westerii*, *Trichistrongylus axei*, *Strongilus equinus* y *Oxyuris equi* (Anexo 2 y 4); esto se debió a factores como el mal manejo en la alimentación del equino, ya que la ingestión de alimento contaminado por larvas, es una de las principales vías de infección (6,11); ó a una inmunodepresión (27).

Así mismo otro factor que se debe considerar es que los ciclos biológicos de los parásitos encontrados son diferentes, concordando con el estudio realizado

por Ray Kaplan (2) en la Universidad de Georgia, sobre la Resistencia de Medicamentos en Nematodos de Importancia Veterinaria, donde refiere que muchos parásitos nematos de importancia veterinaria tienen ciertas características genéticas que favorecen su sobrevivencia en el hospedador y por ende el desarrollo de la resistencia, por lo tanto, hay que tomar en cuenta medidas específicas en el manejo del equino, para combatir estos nematodos; en el caso de *Trichostrongylus axei*, es muy común el pastoreo mixto o compartido con rumiantes (11), lo cual hace más predisponente a que los equinos adquieran esta parasitosis puesto que de esta forma se favorece su ciclo biológico teniendo más hospedadores (11); en las comunidades donde se realizó el estudio, es común observar el pastoreo de equinos de trabajo junto con otros animales como vacas, ovejas, cabras, cerdos, aves de traspatio y perros, lo que hace que estas especies sean más susceptibles a padecer infecciones e infestaciones inter específicas.

En el caso de la presencia de grandes estróngilos como *Strongylus equinus*, podemos decir que por su ciclo biológico, se lleva a cabo el desarrollo de diferentes tipos larvarios que migran a diferentes órganos del cuerpo y que sólo después de unas semanas regresan al tracto gastrointestinal, específicamente al ciego y colon donde alcanzan su madurez sexual (L5) y es aquí, donde se hacen más propensos a ser atacados por la ivermectina, hecho que concuerda con un estudio realizado en Nicaragua, donde se demostró que la ivermectina es altamente eficaz contra los estadios parenterales y lumbinales de los grandes estróngilos, más no a estadios larvarios en migración (4,14). Por esta razón se recomienda que las pruebas de eficacia antihelmíntica se realicen rutinariamente para monitorear la efectividad de los programas de control de estróngilos (10,13), pruebas sensibles, económicas y rápidas (21,22), porque debemos de considerar que la mayor presión para la selección de parásitos resistentes ocurre cuando la aplicación de los tratamientos coinciden con los períodos prepatentes, provocando

en este caso que todos los parásitos susceptibles o luminales sean eliminados, y que queden solo los parásitos resistentes seleccionados (4).

Por esta razón, cabe mencionar que el desarrollo de la resistencia a los fármacos antihelmínticos por estróngilos de equino, constituye una amenaza creciente para la salud de esta especie (1,15). Por tal razón, Romana Artho en su tesis sobre Resistencia a Antihelmintos en Nematodos Gastrointestinales de Rumiantes y Equinos, de la Universidad de Zürich, recomienda que para el control de estróngilos equinos se deben incluir medidas que reduzcan al mínimo el riesgo del desarrollo de resistencia contra los antihelmínticos eficaces, ya que en su estudio da a conocer que las Lactonas Macrocíclicas, son el grupo antihelmíntico mas joven y poderoso actualmente, utilizado en equinos y que una de las medidas a tomar para reducir el riesgo a desarrollar resistencia en este, es la dosificación correcta en base al peso del equino y en tiempo determinado de aproximadamente 3.5 veces por año, mediante el equino lo requiera.

Anziani O. et. al. en el 2006, en su estudio reciente sobre resistencia a las avermectinas en *Parascaris equorum* en Europa y América del Norte, encontró un incremento en el número de huevos de esta especie a los 14 días post-tratamiento, en 3 potrillos de los 11 tratados, por lo tanto consideró la eficacia de la ivermectina para este parásito menor al 65% (TRCH), caso contrario al presente estudio, donde se denota la eficacia de este fármaco, ya que durante los treinta días post-tratamiento no se encontraron estos parásitos en ninguno de los equinos del grupo experimental. Sin embargo, debe tomarse en cuenta que *Parascaris equorum* afecta principalmente a equinos jóvenes y en el presente estudio los equinos muestreados eran adultos. Asimismo, se han hecho estudios donde se expresa que el desarrollo de la resistencia antihelmíntica en potros es

prácticamente inevitable, dado a las características biológicas de *Parascaris* y las características farmacológicas de las lactonas macrocíclicas (19).

Los resultados del presente estudio coinciden con los obtenidos por Owen D. et al en la Universidad de Guelph, Canada (19), donde se determinó por medio de muestreos pre y post tratamiento, realizando técnicas de laboratorio de flotación y McMaster, que en potros la efectividad de la ivermectina al 1% fue de un 33.5% debido a la prevalencia de *Parascaris equorum* en los muestreos, por las características biológicas de este, no se pudo eliminar en su totalidad, pero estadísticamente el fármaco no presenta resistencia.

Asimismo, los resultados del presente estudio coinciden con los resultados obtenidos por Alocilla A. & Siervers S. en la Universidad Austral de Chile (1) y por Martin K. en la Universidad de Georgia (15), donde los anteriores determinaron que hay resistencia cuando la efectividad de un fármaco cesa o disminuye, que esto se produce porque después de cada tratamiento sobrevive un pequeño número de individuos que son resistentes al fármaco utilizado, porque estos parásitos no son seleccionados por el tratamiento debido a que en dado momento no se encontraron expuestos al fármaco por características de su ciclo biológico o genéticas, se encontraban “refugiados” provocando de esta forma el riesgo a ser resistentes, siendo así una amenaza creciente para la salud equina. Por su parte Craven J. en su estudio realizado en 1998, demostró la aparición de *Strongylus* a los 14 días después de la aplicación de ivermectina 1%, la cual fue un poco ineficaz en una de las 16 fincas evaluadas por medio del cálculo de la reducción del conteo fecal de huevos (FECR), pero aún así demostró la efectividad de la ivermectina al 1%. Por aparte, el estudio realizado por Bucknell D. Gasser, R y Beveridge I. en la Universidad de Melbourne, Australia (6), demuestra la prevalencia y epidemiología de parásitos gastrointestinales en 150 caballos, donde

determinaron la ubicación que prefiere cada parasito encontrado y las ventajas que ésta tiene para ser alcanzados por un fármaco.

Asimismo se debe hacer notar que la variación entre los resultados obtenidos en el presente estudio y los discutidos anteriormente se debe a varios factores como clima, alimentación y manejo.

VII. CONCLUSIONES

1. No existe resistencia a ivermectina de los nematodos gastrointestinales en caballos de trabajo de las comunidades de Corrales y Cajagualtén de San Andrés Itzapa y de Parrojas, de Parramos Chimaltenángo, ya que se determinó que la carga parasitaria post tratamiento se mantuvo estable a nivel bajo, dando el efecto deseado por la Ivermectina al 1%.
2. Los huevos de larvas identificados que afectan a equinos de trabajo comúnmente en las comunidades donde se realizó el estudio, fueron; *Strongylus equinus*, *Strongyloides westerii*, *Trichostrongylus axei*, *Parascaris equorum* y *Oxyuris equi*.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Realizar muestreos coprológicos cada tres meses a los equinos de trabajo de las aldeas de Parrojas, del municipio de Parramos y las aldeas de Cajagualtén y Corrales, del municipio de San Andrés Itzapa, para determinar la carga parasitaria de los equinos de trabajo.
2. Se recomienda el uso adecuado de los antiparasitarios, rotándolos o usándolos alternados con otros, cada cierto tiempo y en dosis adecuadas, determinados por el ambiente del equino y la condición física o nivel de infestación que tenga.

IX. RESUMEN

Debido a que los equinos son un elemento de trabajo en el área rural de Guatemala, es importante mantener un control con respecto a las parasitosis gastrointestinales que estos puedan padecer, ya que el padecimiento de una enfermedad parasitaria es capaz de ocasionar trastornos en el animal por lo que se ve afectado su desempeño, provocando dificultades para el sostenimiento económico familiar. Actualmente la ivermectina es mundialmente utilizada como desparasitante en los equinos, pero debido a su uso indiscriminado y sin criterio técnico para su administración, se presentan problemas de resistencia, es por eso que el objetivo de esta investigación fue determinar la existencia de resistencia o no a ivermectina en parásitos gastrointestinales de equinos de trabajo infestados, mediante muestreos coprológicos seriados que se realizaron posteriormente a la administración de tratamiento con ivermectina a los cinco, quince, veinte y treinta días, para evaluar la carga parasitaria, procedimiento mediante el cual se pudo establecer que no existe resistencia en nematodos gastrointestinales, debido a que se mantuvo una carga parasitaria muy baja en los equinos que recibieron la aplicación del antiparasitario vrs. los equinos que no recibieron ningún tratamiento, por ser el control, que siempre presentó infestaciones altas de parásitos. Asociado a esto se puede afirmar que el grupo experimental mantuvo un efecto residual de más de 20 días post-tratamiento.

SUMMARY

By the fact that horses are used as a working tool in most of the rural area in Guatemala, it is important to maintain strict controls over gastrointestinal parasites that they may suffer. As a result of parasitic disease, these horses can be affected by their work performance causing a direct impact in family economy. Ivermectin is currently used worldwide as a dewormer in horses, but due to its indiscriminate use and without technical criteria for its administration, resistance problems are caused. So the objective of this research is to determine whether or not there is resistance to ivermectin by the gastrointestinal parasites in working horses infected. The process used to determine if there was resistance or not, was to use coprological samples collected after the ivermectin administration at the fifth, fifteenth, twentieth and thirtieth day of its administration. This process allowed measuring the parasite load and established that no gastrointestinal nematode resistance exists because parasitic load was very low in horses that received the application of antiparasitic against untreated horses, which always presented higher parasite infestation in all samples. Associated with this we can mention that the experimental group maintained a residual effect of more than 20 days post-treatment.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Alocilla, A; Siervers S 2007. Determinación de la Resistencia Antihelmíntica Frente a Ivermectina de Nematodos del Bovino en dos predios del sur de Chile. Universidad Austral de Chile. (en línea). Valdivia, Chile. Consultado 10 oct. 2011. Disponible en <http://www.scielo.cl/pdf/amv/v39n1/Art10.pdf>
2. Anziani; O et al. 2006. Probable Resistencia de *Parascaris equorum* a la Ivermectina en Portrillos, Universidad de Córdoba (en línea). Las Peñas, Córdoba. Consultado 11 oct. 2011. Disponible en <http://www.inta.gov.ar/Rafaela/infodocumentos/anuarios/anuario2006/sanidad-27.pdf>
3. Artho, R. 2006. Resistencia a Antihelmintos en Nematodos Gastrointestinales de Rumiantes y Equinos, de la Universidad de Zurich. (en línea). Alemania. Consultado 11 jun. 2013. Base de Datos de Investigación Universidad de Zürich.
4. Barriga, O. 2002. Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos, en América Latina. Editorial Germinal. Santiago, Chile. 91, 123, 209.
5. Booth, N; McDonald, L. 1988. Farmacología y Terapéutica Veterinaria. Trad. F Infante Miranda y Cols. Zaragoza. ES. Acribia. V. I. 823 p.
6. Bucknell, D; Gasser, R; Beveridge, I. 1995. The prevalence and epidemiology of gastrointestinal parasites of horses in Victoria, Australia. Department of Veterinary Science, University of Melbourne, (en línea). International Journal for Parasitology, Australia. Consultado 03 mayo. 2013. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S002075199400214>

7. Carroll & Huntington. 2007. Method. Corporal Condition, (en línea). Consultado 20 ene. 2013. Disponible en <http://www.scotland.gov.uk/Publications/2007/10/16091227/4>
8. Cetrá B. 2011. Resistencia a los Antiparasitarios. EEA, Centro Regional Corrientes, (en línea). Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, INTA. Consultado 29 nov. 2011. Disponible en <http://www.inta.gov.ar/mercedes/info/Pubdiversas/folletos/sanidad/Resistencia%20a%20los%20Antiparasitarios.pdf>
9. Cordero del Campillo M. et Al. 1999. Parasitología Veterinaria. Madrid, ES., McFraw-Hill, Interamericana. 545-582 p.
10. Craven J. et al. 1998. Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction, (en línea). Equine Veterinary Journal. Consultado 17 sept. 2012. Disponible en <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.2042-3306.1998.tb04099.x/abstract>
11. Foreyt, W. 2001. Veterinary Parasitology. 5 ed. S.I., Blackwell Publishing. p. 122, 124-126, 128, 130, 132-133.
12. Geoffrey, I. 1962. Monnig's Veterinary helminthology and entomology. 5 ed. Baltimore, US. The Williams and Wiltins Company. p. 282-285.
13. Kaplan, R. 2004. Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. Department of Infectious Diseases, College of Veterinary Me-

dicine, University of Georgia, (en línea). Athens. Consultado 03 mayo. 2013. Disponible en <http://www.cell.com/trends/parasitology/retrieve/pii/S1471492204002041?cc=y>

14. Kyvsgaard, N. et al. 2011. Prevalencia de estróngilos y la eficacia de fenbendazol e ivermectina en caballos de trabajo en El Sauce, (en línea). Nicaragua. Consultado 16 mayo. 2013. Disponible en http://www.mailattachment.googleusercontent.com/attachment/?ui=2&ik=77acd6b293&view=att&th=13e7e85203381510&attid=0.1&disp=inline&safe=1&zw&saduie=AG9B_P9X8Fx2BxK1i9c7j7ZfaepG&sadet=1369287873173&sads=z2uzYetGqpcb7417vLtofeUUjjo.
15. Martin K. et al. 2007. climatic influences on development and survival of free-living stages of equine strongyles: Implications for worm control strategies and managing anthelmintic resistance. University of Georgia, (en línea). College of Veterinary Medicine. Athens. Consultado 17 sep. 2012. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1090023306000967>
16. Melhorn H; Düwel D; Raether W. 1994. Manual de Parasitología Veterinaria. España, Grass-Latros. p.122-134.
17. Merial. 2006. Efermedades: Parasitismo en caballos. Consultado 2 oct. 2011. Disponible en <HTTP://uy.merial.com/equine/disease-info.asp>.
18. Nari, A; Eddi, C. 2002. Control integrado de las parasitosis, Servicio de sanidad animal (en línea). FAO. Consultado nov. 27 2011. Disponible en http://cni.inta.gov.ar/helminto/resumenes/rtandil_17.htm

19. Owen D. et al. 2006. Macrocyclic lactone-resistant *Parascaris equorum* on stud farms in Canada and effectiveness of fenbendazole and pyrantel pamoate, Department of Pathobiology, Ontario Veterinary College, University of Guelph, Guelph, (en línea). Ontario, Canada. Consultado 18 sept. 2012. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401706004717>
20. Payne, P. Carter. 2007. Parasitic Diseases; Helminths (en línea). Consultado 28 sept. 2011. Disponible en http://www.ivis.org/advances/Center_Equine/section3_helm/charter.asp?LA=1
21. Prichard, R. 1990. Anthelmintic resistance in nematodes: Extent, recent understanding and future directions for control and research. Institute of Parasitology of McGill University, (en línea). International Journal for Parasitology, El Servier. Canadá. Consultado 03 de May.2013. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/002075199090199W>
22. Prichard, R. 1998. Anthelmintic resistance, Institute of Parasitology, McGill University, (en línea). El Sevier.Veterinary Parasitology, Canada. Consultado 03 de May. 2013. Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0304401794900949>
23. Quiroz, H. 1988. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. 2 ed. México DF. Limusa Editorial. p. 398-401, 422-425, 435, 460, 490-499, 515.
24. Rivas, C. 2008. Determinación de la efectividad de dos tratamientos (Triclorfón al 10% e Ivermectina) contra *Oestrus ovis* enovinos de la Aldea Exchimal,

Aguacatán, Huehuetenango (en línea). Guatemala. USAC-FMVZ. Consultado 30 nov. 2011. Disponible en <http://es.scribd.com/doc/63673160/27/VI-RESULTADOS-Y-DISCUSION>

25. Rodríguez M; Figueroa L. 2007. Manual de técnicas diagnosticas en parasitología Veterinaria. Guatemala. USAC-FMVZ. 56 p.
26. Rossanigo, C. 2005. Control integrado de parasitos como herramienta para prevenir la resitencia antiparasitaria: evaluacion de un sistema de bajo riesgo en invernada (en línea). Argentina. FAO. Estación experimental agropecuaria San Luis. Consultado 28 nov. 2011. Disponible en <http://cniia.inta.gov.ar/helminto/pdf%20Resistencia/Rossanigo.pdf>
27. Soulsby, E. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en animales domésticos. 7 ed. México DF. Interamericana. p. 148-149, 158-159, 173-177.

XI. ANEXOS

Cuadro No. 9: Resultados del muestreo inicial
Por medio del método de Flotación y Graham Modificado

GRUPO A							
	Comunidad	Equino	Sexo	Edad (años)	Condición Corporal*	Carga Parasitaria (No. Huevos/Campo)	Parásitos
1	Corrales	"Princesa"	H	5	2	+++ (14)	<i>Strongylus sp. Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
2	Corrales	"Princesa"	H	8	2	++++ (17)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
3	Corrales	"Muñeca"	H	8	2	++++ (16)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei</i>
4	Corrales	"Cabo Blanco"	M	7	1	++++ (42)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
5	Corrales	"Chalupa"	M	6	1	++++ (32)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
6	Cajagualten	"Buriona"	H	5	2	+++ (13)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei</i>
7	Cajagualten	"Payaso"	M	5	2	+++ (12)	<i>Parascaris equorum / Strongylus sp. Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
8	Cajagualten	"Lucera"	H	5	2	+++ (11)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
9	Cajagualten	"Blanca"	M	8	1	++++ (22)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
10	Cajagualten	"Cometa"	H	6	2	+++ (11)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei</i>
11	Parrojas	"Canche"	M	7	2	+++ (13)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
12	Parrojas	"Potrito"	M	7	1	++++ (17)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
13	Parrojas	"Tono"	M	8	1	++++ (17)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
14	Parrojas	"Rayo"	M	6	1	++++ (16)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
15	Parrojas	"Estrella"	H	8	1	++++ (47)	<i>Strongylus sp. / Strongyloides sp. / Trichostrongylus axei / Oxyuris equi.</i>
				6.6			

*Condición Corporal, basada en Método de Carroll y Huntington, Anexo 11.

GRUPO B							
	Comunidad	Equino	Sexo	Edad (años)	Condición Corporal*	Carga Parasitaria (No. Huevos/Campo)	Parásitos
1	Corrales	"Lupe"	M	5	2	+++ (12)	<i>Parascaris equorum</i> / <i>Strongylus</i> sp. / <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
2	Corrales	"Moro"	M	7	1	++++ (23)	<i>Strongylus</i> sp. / <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
3	Corrales	"Paloma"	H	7	2	+++ (12)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
4	Corrales	"Mari"	H	8	1	++++ (21)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
5	Corrales	"Prieto"	M	6	2	+++ (11)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
6	Corrales	"Alazan"	M	5	2	++++ (17)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
7	Cajagualten	"Pimienta"	M	5	2	+++ (11)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
8	Cajagualten	"Gloria"	H	6	1	++++ (15)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
9	Cajagualten	"Paloma"	H	7	1	++++ (22)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
10	Cajagualten	"Blanquita"	H	6	2	++++ (15)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
11	Parrojas	"Ardilla"	M	6	1	++++ (24)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
12	Parrojas	"Poni"	M	5	2	+++ (13)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
13	Parrojas	"Ines"	H	7	1	++++ (33)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Oxyuris equi</i> .
14	Parrojas	"Golondrina"	H	5	2	+++ (11)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
15	Parrojas	"Princesa"	H	6	2	+++ (13)	<i>Strongylus</i> sp./ <i>Strongyloides</i> sp. / <i>Trichostrongylus axei</i>
				6.06			

Cuadro No. 10: Muestreo post-tratamiento

Método McMaster Grupo "A"

GRUPO A						
	Comunidad	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corrales	"Princesa"	0	0	0	0
2	Corrales	"Princesa"	0	0	400 <i>Strongyloides</i> <i>sp.</i>	1000 <i>Strongyloides</i> <i>sp.</i> / 200 <i>Strongylus sp.</i>
3	Corrales	"Muñeca"	0	0	0	0
4	Corrales	"Cabo Blanco"	0	0	0	0
5	Corrales	"Chalupa"	0	0	0	0
6	Cajagualten	"Buriona"	0	0	0	0
7	Cajagualten	"Payaso"	0	0	0	0
8	Cajagualten	"Lucera"	0	0	0	0
9	Cajagualten	"Blanca"	0	0	0	0
10	Cajagualten	"Cometa"	0	0	0	0
11	Parrojas	"Canche"	0	0	0	0
12	Parrojas	"Potrito"	0	0	0	0
13	Parrojas	"Tono"	0	0	0	0
14	Parrojas	"Rayo"	0	0	0	0
15	Parrojas	"Estrella"	0	0	0	0

Cuadro No. 11: Muestreo post-tratamiento

Método McMaster Grupo "B"

GRUPO B						
	Propietarios	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corrales	"Lupe"	3,300 <i>Strongyloides</i> sp.	5700 <i>Strongylus</i> sp. / 600 <i>Strongyloides</i> sp./ 100 <i>Parascaris</i>	800 <i>Strongyloides</i> sp. 1500 <i>Strongylus</i> sp.	600 <i>Strongyloides</i> sp. / 1100 <i>Strongylus</i> sp.
2	Corrales	"Moro"	1,400 <i>Strongyloides</i> sp / 600 <i>Parascaris equorum</i>	4100 <i>Strongyloides</i> sp / 400 <i>Parascaris</i> <i>equorum</i>	4300 <i>Strongyloides</i> sp.	1200 <i>Strongyloides</i> sp.
3	Corrales	"Paloma"	400 <i>Strongyloides</i> sp.	1000 <i>Strongyloides</i> sp.	500 <i>Strongyloides</i> sp. / 400 <i>Strongylus</i> sp.	1000 <i>Strongyloides</i> sp.
4	Corrales	"Mari"	2,400 <i>Strongyloides</i> sp.	1400 <i>Strongylus</i> sp. / 1200 <i>Strongyloides</i> sp.	1800 <i>Strongylus</i> sp.	2000 <i>Strongylus</i> sp.
5	Corrales	"Prieto"	2,000 <i>Strongyloides</i> sp.	600 <i>Strongyloides</i> sp.	500 <i>Strongyloides</i> sp.	1200 <i>Strongyloides</i> sp.
6	Corrales	"Alazan"	300 <i>Strongyloides</i> sp.	1400 <i>Strongyloides</i> sp.	1600 <i>Strongyloides</i> sp.	1000 <i>Strongyloides</i> sp.
7	Cajagualten	"Pimienta"	500 <i>Strongyloides</i> sp.	1600 <i>Strongylus</i> sp.	800 <i>Strongylus</i> sp.	1000 <i>Strongylus</i> sp.
8	Cajagualten	"Gloria"	700 <i>Strongyloides</i> sp.	100 <i>Strongyloides</i> sp./ 100 <i>Parascaris</i> <i>equorum</i>	200 <i>Strongyloides</i> sp.	100 <i>Strongyloides</i> sp
9	Cajagualten	"Paloma"	300 <i>Strongyloides</i> sp.	200 <i>Strongyloides</i> sp.	100 <i>Strongyloides</i> sp./ 100 <i>Parascaris</i> <i>equorum</i>	100 <i>Strongyloides</i> sp.
10	Cajagualten	"Blanquita"	700 <i>Strongyloides</i> sp.	400 <i>Strongyloides</i> sp.	900 <i>Strongyloides</i> sp.	800 <i>Strongyloides</i> sp.
11	Parrojas	"Ardilla"	700 <i>Strongyloides</i> sp.	200 <i>Strongyloides</i> sp.	700 <i>Strongyloides</i> sp. / 700 <i>Strongylus</i> sp.	300 <i>Strongylus</i> .
12	Parrojas	"Poni"	500 <i>Strongyloides</i> sp.	1,300 <i>Strongylus</i> sp.	100 <i>Strongyloides</i> sp. / 500 <i>Strongylus</i> sp.	800 <i>Strongylus</i> sp.
13	Parrojas	"Ines"	300 <i>Strongyloides</i> sp.	300 <i>Strongyloides</i> sp.	800 <i>Strongylus</i> sp.	2300 <i>Strongylus</i> sp.
14	Parrojas	"Golondrina"	200 <i>Strongyloides</i> sp./ 100 <i>Parascaris equorum</i>	200 <i>Strongyloides</i> sp.	500 <i>Strongyloides</i> sp.	4000 <i>Strongyloides</i> sp. / 100 <i>Parascaris</i> <i>equorum</i>
15	Parrojas	"Princesa"	2900 <i>Strongyloides</i> sp.	200 <i>Strongyloides</i> sp.	400 <i>Strongyloides</i> sp.	1000 <i>Strongylus</i> sp.

Cuadro No. 12: Muestreo post-tratamiento

Método Hakarua Ueno

GRUPO A						
	Comunidad	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corrales	"Princesa"	0	0	0	0
2	Corrales	"Princesa"	0	0	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Strongylus equinus</i> .
3	Corrales	"Muñeca"	0	0	0	0
4	Corrales	"Cabo Blanco"	0	0	0	0
5	Corrales	"Chalupa"	0	0	0	0
6	Cajagualten	"Buriona"	0	0	0	0
7	Cajagualten	"Payaso"	0	0	0	0
8	Cajagualten	"Lucera"	0	0	0	0
9	Cajagualten	"Blanca"	0	0	0	0
10	Cajagualten	"Cometa"	0	0	0	0
11	Parrojas	"Canche"	0	0	0	0
12	Parrojas	"Potrito"	0	0	0	0
13	Parrojas	"Tono"	0	0	0	0
14	Parrojas	"Rayo"	0	0	0	0
15	Parrojas	"Estrella"	0	0	0	0

* Presencia de larvas en heces (+), Ausencia de larvas en heces (-)

Cuadro No. 13: Muestreo post-tratamiento

Método Hakarua Ueno

GRUPO B						
	Comunidad	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corarles	"Lupe"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
2	Corarles	"Moro"	<i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongylus equinus</i> / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides equinus</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
3	Corarles	"Paloma"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i>
4	Corarles	"Mari"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>
5	Corarles	"Prieto"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>
6	Corarles	"Alazan"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongylus equinus</i> / <i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongylus equinus</i> / <i>Strongyloides westerii</i>
7	Cajagualten	"Pimienta"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>
8	Cajagualten	"Gloria"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
9	Cajagualten	"Paloma"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
10	Cajagualten	"Blanquita"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
11	Parrojas	"Ardilla"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i>
12	Parrojas	"Poni"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>
13	Parrojas	"Ines"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Strongylus equinus</i>
14	Parrojas	"Golondrina"	<i>Strongyloides westerii</i> / <i>Parascaris equorum</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongylus equinus</i> / <i>Strongyloides westerii</i> / <i>Trichostrongylus axei</i> / <i>Parascaris equorum</i>
15	Parrojas	"Princesa"	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongyloides westerii</i>	<i>Strongylus equinus</i>

Cuadro No. 14: Muestreo post-tratamiento

Método Graham Modificado

GRUPO A						
	Comunidad	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corrales	"Princesa"	-	-	-	-
2	Corrales	"Princesa"	-	-	+	+
3	Corrales	"Muñeca"	-	-	-	-
4	Corrales	"Cabo Blanco"	-	-	-	+
5	Corrales	"Chalupa"	-	-	-	-
6	Cajagualten	"Buriona"	-	-	-	-
7	Cajagualten	"Payaso"	-	-	-	-
8	Cajagualten	"Lucera"	-	-	-	-
9	Cajagualten	"Blanca"	-	-	-	+
10	Cajagualten	"Cometa"	-	-	-	-
11	Parrojas	"Canche"	-	-	-	-
12	Parrojas	"Potrito"	-	-	-	-
13	Parrojas	"Tono"	-	-	+	+
14	Parrojas	"Rayo"	-	-	-	-
15	Parrojas	"Estrella"	-	-	-	-
			0%	0%	13.33%	26.66%

* Presencia de huevos de *Oxyuris equi* (+)

* Ausencia de huevos de *Oxyuris equi* (-)

Cuadro No. 15: Muestreo post-tratamiento

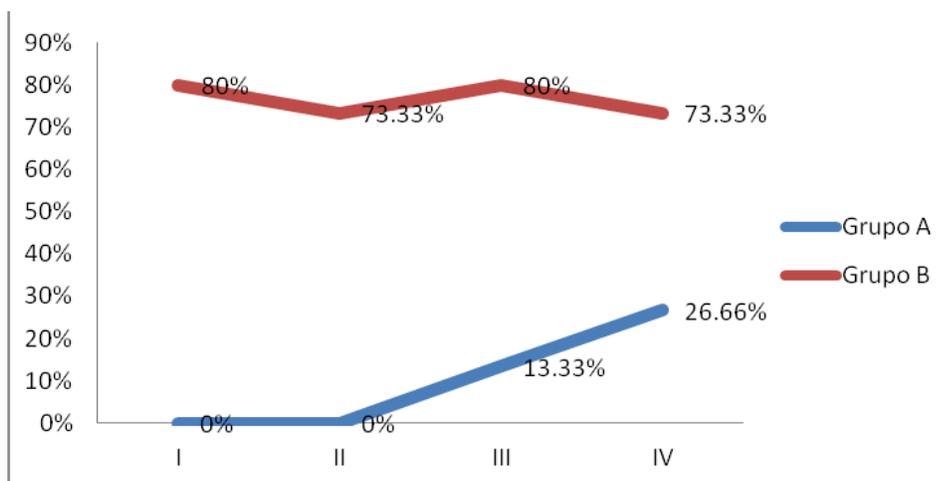
Método Graham Modificado

GRUPO B						
	Propietarios	Equino	Muestreo I (5 días)	Muestreo II (15 días)	Muestreo III (20 días)	Muestreo IV (30 días)
1	Corrales	"Lupe"	+	+	-	+
2	Corrales	"Moro"	+	-	+	+
3	Corrales	"Paloma"	-	+	+	-
4	Corrales	"Mari"	+	-	+	+
5	Corrales	"Prieto"	+	+	+	-
6	Corrales	"Alazan"	+	+	-	+
7	Cajagualten	"Pimienta"	+	+	+	+
8	Cajagualten	"Gloria"	+	+	+	-
9	Cajagualten	"Paloma"	-	+	+	+
10	Cajagualten	"Blanquita"	+	+	+	+
11	Parrojas	"Ardilla"	+	-	+	+
12	Parrojas	"Poni"	+	+	-	+
13	Parrojas	"Ines"	+	-	+	+
14	Parrojas	"Golondrina"	+	+	+	-
15	Parrojas	"Princesa"	-	+	+	+
			80%	73.33%	80%	73.33%

* Presencia de huevos de *Oxyuris equi* (+)

* Ausencia de huevos de *Oxyuris equi* (-)

Gráfica No. 1: Método de Graham Modificado



Cuadro No. 16: Resultados del Método Kruskal-Wallis

M1	133.92
M2	133.92
M3	132.58
M4	130.65
Grupo A	0.65
Grupo B	0.96

($p < 0.05$)

Cuadro No. 17: Resultados del Método Diferencia de Porcentajes

M1	4.47	
M2	4.13	
M3	3.679	
M4	1.295	
Grupo A	M1 = M2	0
	M2 = M3	- 1.4615
	M3 = M4	- 0.91
Grupo B	M1 = M2	0.4336
	M2 = M3	-2.8151
	M3 = M4	0.4336

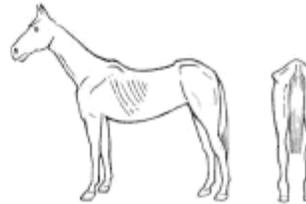
Figura No. 1: Método Carroll y Huntington

BODY CONDITION SCORING OF HORSES

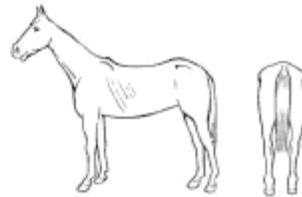
0 Very Poor



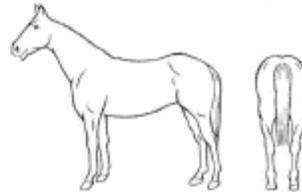
1 Poor



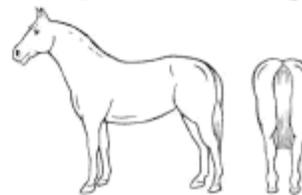
2 Moderate



3 Good



4 Fat



5 Very Fat

