



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOCiência ANIMAL

FREQUÊNCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINAIS E AVALIAÇÃO DA
EFICÁCIA ANTI-HELMÍNTICA EM EQUINOS SUBMETIDOS A DIFERENTES
REGIMES DE CRIAÇÃO

IRMA YANETH TORRES LÓPEZ

RECIFE – PE

2017



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOCÊNCIA ANIMAL**

**FREQUÊNCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINAIS E AVALIAÇÃO DA
EFICÁCIA ANTI-HELMÍNTICA EM EQUINOS SUBMETIDOS A DIFERENTES
REGIMES DE CRIAÇÃO**

IRMA YANETH TORRES LÓPEZ

Dissertação apresentada ao Programa de pós-graduação em Biociência Animal da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como pré-requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Biociência Animal.

Orientador: Prof. Dr. Leucio Câmara Alves

RECIFE

2017

Ficha Catalográfica

L864f López, Irma Yaneth Torres
 Frequência de parasitos gastrointestinais e avaliação da eficácia
 anti-helmíntica em equinos submetidos a diferentes regimes de criação
 / Irma Yaneth Torres López. -- 2017.
 93 f.: il.

 Orientador: Leucio Câmara Alves.
 Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de
 Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Biociência Animal,
 Recife, BR-PE, 2017.
 Inclui referências e anexo(s).

 1. Equídeos 2. Helmintos 3. Resistência anti-helmíntica 4. Manejo
I. Alves, Leucio Câmara, orient. II. Título

CDD 636.089



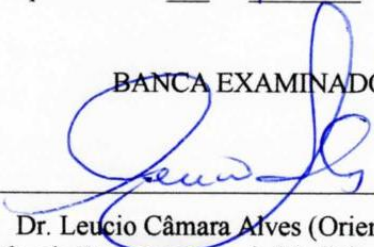
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOCÊNCIA ANIMAL

FREQUÊNCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINAIS E AVALIAÇÃO
DA EFICÁCIA ANTI-HELMÍNTICA EM EQUINOS SUBMETIDOS A
DIFERENTES REGIMES DE CRIAÇÃO

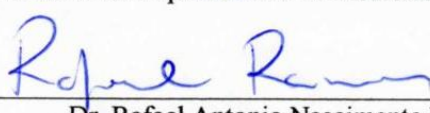
IRMA YANETH TORRES LÓPEZ

Aprovada em 21 de fevereiro de 2017

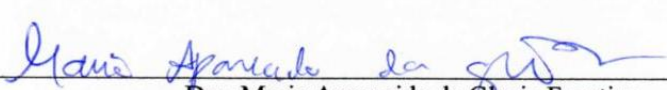
BANCA EXAMINADORA:


Dr. Leucio Câmara Alves (Orientador)

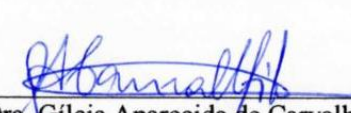
Professor Titular do Departamento de Medicina Veterinária- UFRPE


Dr. Rafael Antonio Nascimento Ramos

Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE


Dra. Maria Aparecida da Gloria Faustino

Professora Titular do Departamento de Medicina Veterinária- UFRPE


Dra. Gilcia Aparecida de Carvalho Silva

Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE

A minha mãe Maria Lita López e minha irmã Elsy Noemy Torres, pelo apoio, amor, compreensão, por ser um pilar na construção da minha vida profissional, sendo exemplos de responsabilidade e superação. Vocês sempre serão meu espelho, já que suas infinitas virtudes e grandeza do coração me levam a admirar vocês cada dia mais.

AGRADECIMENTOS

Agradeço em primeiro lugar a Deus, por ter iluminado meus passos durante a realização deste projeto, por ter me dado força nos momentos de dificuldade, por me permitir ter uma vida cheia de novas experiências e sobre tudo de felicidade.

Aos meus avós, Albertina Rivera e Celso López por ter me concedido seu carinho e amor desde sempre, por terem confiado em mim e me incentivar a lutar pelos meus sonhos.

Aos meus tios, Ruben López, Rutílio López, Rosa López, Oscar López, Tulio López, Isabel López, Dina López e Carmen López, por ter acreditado sempre em mim e oferecer seu apoio e carinho em todo momento.

A Manuel Mendoza, por sua paciência, amor, apoio e compreensão, por estar sempre me incentivando e dando palavras de ânimo nos momentos difíceis. T. A.

Ao meu irmão, Carlos Torres, pela torcida e motivação, apesar da distância e do pouco tempo de termos convivido, Te Amo.

Ao meu pai Daniel Torres, porque sei que sempre deseja o melhor para mim, porque sei que o amor e carinho dele por mim são imensos.

Ao meu orientador Prof. Dr. Leucio Câmara Alves, por dar a oportunidade a outras pessoas expandir seus conhecimentos, por nos ajudar a viver nosso sonho de superação. Nesta ocasião exalto seu trabalho e lhe agradeço pela paciência, confiança e orientação neste projeto.

A minha equipe de coleta, em especial a Alexandre Melo, Ingrid Ramos, Victor Lima, Raphael Lepold, Gabriela Silva, Edson Moura e Marcilio Correia de Melo, por ter dedicado grande parte de seu tempo me ajudando me apoiando na realização deste projeto.

Ao Prof. Dr. Rafael Ramos pelo carinho e a motivação que sempre me deu nos momentos difíceis e sobre tudo por compartilhar suas experiências e me apoiar na realização deste projeto.

Aos meus amigos do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos da Universidade Federal Rural de Pernambuco, por compartilhar seus conhecimentos e amizade, em particular a Inês Cavalcante, Neurisvan Guerra, Hévila Guerra, Nadine Nicolau, Marília de Andrade, Fernanda Melo, Diogo de Farias, Andreia Nascimento, Vitor Huaranga, Janilene Oliveira, Hanna Shttoves e Luísa Mello, meu muito Obrigada!

À Prof. Dra. Maria Aparecida da Glória Faustino por seus ensinamentos e orientação nos momentos de dúvidas.

A Fabiana, por ter me acolhido com muito carinho e me fazer parte de sua família.

A minhas amigas, Iliana Guevara e Nory Alas, que fizeram parte desses momentos sempre me ajudando e me incentivando.

Aos proprietários dos haras que permitiram a coleta de material de seus animais, o qual foi indispensável para poder realizar este projeto.

Ao programa de bolsas da Organização dos Estados Americanos (OEA) em conjunto com o Grupo Coimbra de Universidades Brasileiras (GCUB) pela cessão da bolsa de estudo.

RESUMO

As helmintoses gastrointestinais dos equinos são consideradas um dos principais problemas de saúde nestes animais, sendo responsáveis por ocasionar quadros de desconforto abdominal seguido de cólica e morte, gerando perdas diretas e indiretas. A utilização indiscriminada de fármacos anti-helmínticos no controle dessas parasitoses tem levado ao aparecimento da resistência anti-helmíntica, o que representa um problema crescente na indústria equina. Tendo em vista a carência de informações relacionadas as helmintoses e a eficácia dos tratamentos anti-helmínticos em rebanhos de equinos no estado de Pernambuco, o objetivo deste trabalho foi determinar a frequência de parasitos gastrointestinais e avaliar a eficácia anti-helmíntica em equinos. Para tanto, foram coletadas inicialmente amostras fecais de equinos de diferente raças e gênero submetidas a diferentes regimes de criação, procedente de seis haras do estado de Pernambuco e analisadas através da técnica de FLOTAC. Posteriormente foi realizada a avaliação da eficácia dos principais produtos anti-helmínticos em cinco propriedades (Ivermectina e fenbendazole), através do teste de redução na contagem de ovos fecais. O resultado do exame coproparasitológico revelou uma positividade geral de 87,1% (148/170) para parasitos gastrointestinais com uma prevalência maior de Estrongilídeos (97,97%), sendo que, os animais criados em sistemas de manejo extensivo foram os mais acometidos (100%), sem apresentar diferenças significativas quando comparado com os outros sistemas de manejo. Por outro lado, o fenbendazole apresentou resistência em 100% das propriedades estudadas e a ivermectina em apenas uma das propriedades (25%). Em conclusão, a técnica de FLOTAC pode ser empregada no diagnóstico de helmintos gastrointestinais de equinos, sendo que a frequência de helmintos não sofre influência do regime de criação. Nas propriedades estudadas não é indicado a utilização fenbendazole no tratamento anti-helmíntico.

Palavras chave: Equídeos, Helmintos, Resistência anti-helmíntica, Manejo

ABSTRACT

The gastrointestinal helminths of equines are considered one of the major health problems in the animals, being responsible for causing the abdominal discomfort followed of colic and death, generating direct and indirect losses. The indiscriminate use of anthelmintic drugs in the control of these parasites has led to the appearance of anthelmintic resistance, which is a growing problem in the equine industry. Given the lack of information related to helminths and efficacy of anthelmintic treatments in horse herds in the state of Pernambuco, the aim of this study was to determine the frequency of gastrointestinal parasites and to evaluate of anthelmintic efficacy in equines. Therefore, were collected fecal samples of horses from different races, gender under different husbandry systems from six farms in the Pernambuco state and analyzed by FLOTAC technique. Posteriorly it was realized the evaluation efficacy of main anthelmintic products in five properties (Ivermectina and fenbendazol), by fecal egg count reduction test. The results of coproparasitological exam showed an overall positivity of 87.1% (148/170) for gastrointestinal parasites with a higher prevalence of Strongyles (97.97%), being that, animals kept in extensive management systems were the most affected (100%), without presenting significant differences when compared to other management systems. On the other hand, fenbendazole showing resistance in 100% of the properties analyzed and ivermectin in only one properties (25%). In conclusion, the FLOTAC technique can be applied for diagnose of gastrointestinal parasites in horses, being that the frequency of gastrointestinal helminths it is not influenced by husbandry system. The use of fenbendazole in the anthelmintic treatment is not indicated in the studied properties.

Key words: Equidae, Helminths, Anthelmintic resistance, management

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo biológico de <i>Parascaris equorum</i>	19
Figura 2. Ciclo biológico de <i>Strongyloides westeri</i>	20
Figura 3. Ciclo biológico de <i>Oxyuris equi</i>	21
Figura 4. Ciclo biológico de <i>Anoplocephala</i> sp.	23
Figura 5. Ciclo biológico dos Estrongilídeos.	26

CAPÍTULO 1

Figure 1. Map of study areas	67
---	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Prevalência das principais helmintoses gastrintestinais de equídeos nos diversos continentes.	28
Tabela 2. Prevalência das principais helmintoses gastrointestinais de equídeos em diferentes regiões do Brasil.	29
Tabela 3. Resistência anti-helmíntica em ciatostomíneos nos diversos continentes.	35

CAPÍTULO I

Table 1. Frequency of gastrointestinal parasites in horses according to type of breeding...	69
--	----

CAPITULO II

Table 1. Efficacy of ivermectin and fenbendazole in the properties studied.....	80
--	----

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	15
2.1 Epidemiologia das helmintoses gastrointestinais	15
2.1.1 Principais espécies de helmintos que infectam equinos	16
2.1.1.1 Helmintos gastrointestinais que infectam o estômago.....	16
2.1.1.2 Helmintos gastrointestinais que infectam o intestino delgado.....	18
2.1.1.3 Helmintos gastrointestinais que infectam o intestino grosso.	20
2.2 DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DAS HELMINTOSES GASTROINTESTINAIS DOS EQUINOS	27
2.3 TRATAMENTO E CONTROLE DAS HELMINTOSES GASTROINTESTINAIS DOS EQUINOS	30
2.4 RESISTÊNCIA ANTI-HELMÍNTICA	31
2.4.1 Mecanismos de desenvolvimento da resistência anti-helmíntica	32
2.4.2 Resistência anti-helmíntica em ciatostomíneos	34
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36
4. OBJETIVOS	63
CAPÍTULO I	64
ABSTRACT	65
INTRODUCTION	66
MATERIAL AND METHODS.....	67
RESULTS	68
DISCUSSION	69
REFERENCES	71
CAPÍTULO II.....	75
ABSTRACT.....	76
INTRODUCTION	77
MATERIAL AND METHODS.....	78
RESULTS	79
DISCUSSION.....	80
REFERENCES	82
ANEXOS	89

1. INTRODUÇÃO

No Brasil, a população de equídeos é estimada atualmente em 5.400.000 animais, sendo a quarta maior do mundo, onde estão concentrados 69,4% de equinos (*Equus caballus*), 14,2% de asininos (*Equus asinus*) e 16,4% de muares (*Equus asinus caballus*) distribuídas nas regiões Sudeste (24,2%), Nordeste (22,9%), Centro-Oeste (19,1%), Sul (17,7%) e Norte (16.1%) (IBGM, 2014).

A partir do ano de 2000, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento do Brasil, instituiu os programas nacionais de saúde animal, sendo o Programa Nacional de Sanidade dos Equídeos (PNSE), criado objetivando o fortalecimento do complexo agropecuário dos equídeos, através de ações de vigilância e defesa sanitária animal (BRASIL, 2009). No entanto, muitas lacunas ainda permanecem no conhecimento das doenças infecciosas e parasitárias em equinos (NIELSEN, 2012).

No que concerne às infecções parasitárias, as helmintoses e o sistema e manejo de criação dos equinos favorecem uma elevada prevalência de infecção helmíntica, o que repercute diretamente no bem-estar e produtividade na criação de equídeos (ALMEIDA e SILVA, 2010; ANZIANI et al., 2013).

Entre os helmintos gastrointestinais de importância na indústria equina destacam-se os pequenos estrôngilos ou ciatostomíneos, grandes estrôngilos: *Strongylus vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus*; *Parascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri*, *Trichostrongylus axei*, *Anoplocephala* spp., *Habronema* spp (MOLENTO, 2005).

O controle das helmintoses de equinos baseia-se principalmente na aplicação de anti-helmínticos de três principais classes de medicamentos: as lactonas macrocíclicas, pirimidinas e imidazotiazóis e o grupo dos benzimidazóis (VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, 2012).

Contudo, nos últimos anos, devido à falta de conhecimento dos produtores aliado à escassez de dados referentes à prevalência da infecção, além da uma dosagem incorreta, vários

compostos químicos têm sido utilizados de forma indiscriminada (KAPLAN e VIDYASHANKARB, 2012; PEREGRINE et al., 2014), favorecendo o desenvolvimento da resistência anti-helmíntica (KAPLAN e VIDYASHANKAR, 2012).

Tendo em vista a grande problemática das helmintoses na espécie equina, objetivou-se com este estudo determinar a frequência de helmintos gastrointestinais e avaliar a eficácia dos principais produtos anti-helmínticos usados em equinos submetidos a diferentes regimes de criação.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Epidemiologia das helmintoses gastrointestinais

As helmintoses gastrointestinais dos equinos estão distribuídas em todo o mundo (PEREIRA e VIANA, 2006; NIELSEN et al., 2012), cuja ocorrência pode ser influenciada por diversos fatores, sendo estes de caráter intrínsecos como idade, raça e sexo dos animais (FRANCISCO et al., 2009), assim como também fatores extrínsecos como a sazonalidade (AL ANAZI e ALYOUSIF, 2011) e o tipo de manejo empregado (MOLENTO, 2005).

Equinos de qualquer raça, sexo (MFITILODZE e HUTCHINSON, 1989; FIKRU et al. 2005) ou idade podem estar infectados com parasitos gastrointestinais (PEREIRA e VIANNA, 2006), no entanto, algumas infecções são mais importantes em determinada etapa de vida destes animais, como no caso de *Strongiloides westeri* que acomete principalmente potros de até quinze semanas de vida (SOULSBY, 1982; WELLS et al., 1998) e *Parascaris equorum* que é mais frequente em animais com menos de dois anos de idade (BUCKNELL et al. 1995; HINNEY et al., 2011).

As infecções parasitárias nos equinos são problemas frequentes em países temperados e tropicais (LYON et al., 2001; SANTOS et al., 2011; MATTO et al., 2015), especialmente na época de chuva, onde existe uma alta disponibilidade de pastos, o que favorece a disseminação dos parasitos e a ingestão de gramíneas contaminadas principalmente por estrongilídeos (BEZERRA et al., 2007), mas, isto também vai depender do tipo de manejo empregado (KORNAS et al., 2004), já que nos sistemas de manejo extensivo, onde os equinos realizam pastoreio, a chance de se infectar por helmintos gastrointestinais e pulmonares é maior (LOVE et al., 1999).

2.1.1 Principais espécies de helmintos que infectam equinos

Os equídeos e seus híbridos são hospedeiros de uma grande variedade de helmintos gastrointestinais (TEIXEIRA et al., 2014) e bronco-pulmonares (MOLENTO, 2005), que frequentemente causam quadros clínicos ou mortalidade (REHBEIN et al., 2013). Em todo o mundo, os nematódeos parasitos de equídeos pertencem a sete subordens, 12 famílias, 29 gêneros e 83 espécies, sendo a grande maioria pertencente à família Strongylidae (LICHTENFELS, 1975, LICHTENFELS et al., 2008).

As espécies de helmintos de maior importância são definidas de acordo com o local de parasitismo. Sendo assim, existem espécies de helmintos que parasitam o estômago, intestinos delgado e grosso (TEIXEIRA et al., 2014) e pulmão (VENEZIANO et al., 2011).

2.1.1.1 Helmintos gastrointestinais que infectam o estômago

***Habronema* sp.**

A habronemose equina é causada por três espécies de espirúridos: *Habronema muscae*, *Habronema microstoma* e *Draschia megastoma* (SCHUSTER e SIVAKUMAR, 2013), cujos adultos se alojam na parte glandular do estômago dos equídeos (NAEM, 2007). São parasitos transmitidos por diversas espécies de muscídeos (TRAVERSA et al., 2004), principalmente *Musca domestica* e *Stomoxys calcitrans* (SCHUSTER e SIVAKUMAR, 2013).

Os nematódeos adultos alojados no estômago depositam os ovos que são eliminados junto com as fezes (NAEM, 2007). As larvas de primeiro estágio (L1) são ingeridas por larvas dos muscídeos que se desenvolvem nas fezes, sendo que o desenvolvimento da L1 até L3 sincronizado com a evolução das moscas através dos estádios larvários, pupal e adultos (PUGH et al., 2014). As larvas dos nematódeos se desenvolvem nos tubos de Malpighi ou nos tecidos adiposos das larvas da mosca, logo a L2 se dirige para a cavidade geral do inseto, onde mudam para L3. A L3 se dirige para o tórax e daí para a cabeça da mosca, atingindo o

lábio, entre 15 e 16 dias (FREITAS, 1976), assim quando a mosca emerge do pupário, a L3 é encontrada na probóscide da mosca (PUGH et al., 2014).

As larvas infectantes do nematódeo são transmitidas aos equídeos quando as moscas posam nos lábios dos equinos, as L3 saem através da probóscide, quando então são ingeridas pelos hospedeiros definitivos (FREITAS, 1976). Algumas larvas podem ser ingeridas junto com as moscas que caem na água ou na ração completando o ciclo (PUSTERLA et al., 2003).

Existem também outras formas de habronemose nos equídeos: aquela denominada conjuntival e a cutânea, que estão associadas com a presença de larvas nessas áreas, sendo que neste caso o parasito não completa seu ciclo de vida, resultando em problemas associados à hipersensibilidade local (PUGH et al., 2014) com produção de tecido de granulação cutânea (AMADO et al., 2014).

As formas adultas de *Habronema* spp. são responsáveis por ocasionar gastrites catarral crônica (SCHUSTER et al., 2010), ocasionando sinais clínicos como anorexia, transtornos digestivos, diarreia, perda de peso progressiva (REDDY et al., 1976).

Trichostrongylus axei

Trichostrongylus axei infecta várias espécies de herbívoros com um alto potencial patogênico em caprinos, bovinos e equídeos (KATES, 1965). Os equídeos se infectam com a ingestão de larvas infectantes (L3) de *T. axei* quando pastejam em áreas comuns com ruminantes (AL ANAZI e ALYOUSIF, 2011), e realizam sua evolução no lúmen das criptas da mucosa do estômago (COLLOBERT-LAUGIER et al., 2000). As larvas L3 no estômago, entram na fase do ciclo histotrófico ou fase tecidual, durante a qual se alimentam à custa dos tecidos do hospedeiro. Não há migração das larvas de trichostrongilídeos pelo corpo do hospedeiro (FREITAS, 1976). O período pré-patente é de três semanas (COLLOBERT-LAUGIER et al., 2000).

Ocasionalmente pode ocasionar quadros de gastrites (LELAND et al., 1961; JACOBS, 1986). Contudo em infecções pesadas, uma reação hiperplásica do tecido glandular com formação de placas circunscritas, principalmente no fundo do estômago, com produção de muco, tem sido observada (DUNN, 1978; JACOBS, 1986).

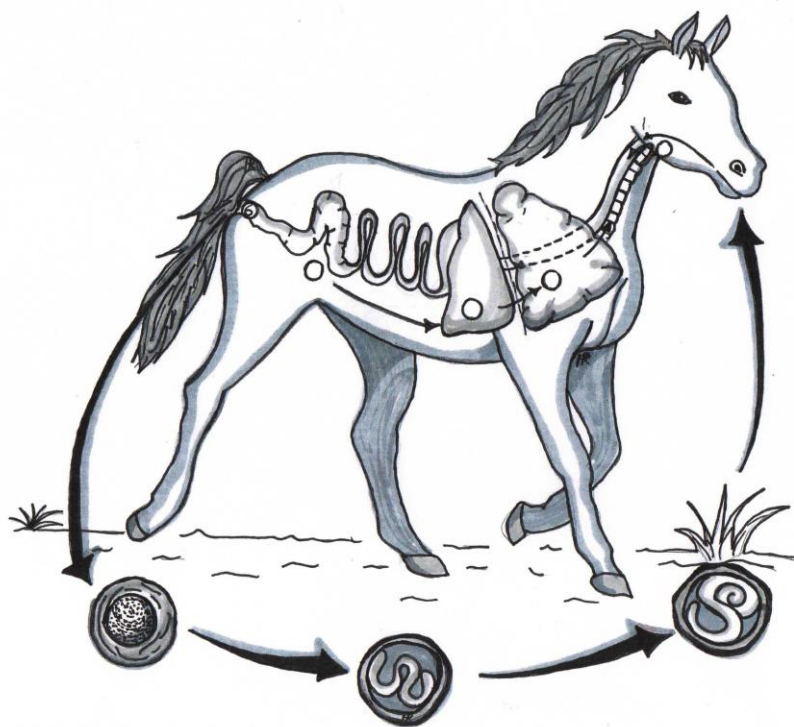
2.1.1.2 Helmintos gastrointestinais que infectam o intestino delgado

Parascaris equorum

Parascaris equorum é um nematódeo do intestino delgado de potros e equídeos novos que podem produzir patologia leve a grave (BURK et al., 2014). O animal se infecta pela ingestão de ovos contendo a larva de segundo estágio. A eclosão dos ovos acontece no intestino delgado (CLAYTON e DUNCAN, 1979). As larvas penetram nas paredes do intestino, atingem as vênulas e pela veia porta chegam ao fígado. Do fígado a larva é carregada, pela circulação, para o coração e daí chega aos pulmões onde pode ser detectada, como L4, após cinco a seis dias (SRIHAKIM e SWERCZEK, 1978). Rompendo os capilares, as larvas passam para os alvéolos pulmonares, de onde atingem os bronquíolos e brônquios; em cerca de 12 dias após ingestão do ovo, a larva pode ser encontrada na traquéia (FREITAS, 1976). Ajudada pela expectoração natural, as larvas são expelidas e em seguida deglutidas, para atingir o intestino delgado, onde crescem e atingem o estágio adulto em 75 dias, quando iniciam a ovipostura (CLAYTON e DUNCAN, 1979). O período pré-patente deste parasito é de 10 a 15 semanas (CLAYTON, 1986).

Níveis moderados a elevados de infecção podem causar sinais respiratórios e má apetite associados com fraqueza, diminuição do crescimento, enterite e, ocasionalmente, obstrução e peritonite (BOYLE e HOUSTON, 2006).

Figura 1. Ciclo biológico de *Parascaris equorum*



Fonte: Lepold (2016).

Strongyloides westeri

Strongyloides westeri é um parasito de maior importância em animais jovens (WELLS et al., 1998). Quando um animal infectado elimina os ovos, estes são carregados com as fezes, os quais podem evoluir de forma indireta ou também conhecido como sexual ou heterogônica e a direta também conhecida como assexual ou homogônica (VINEY e LOK, 2015).

No ciclo indireto as larvas de primeiro estágio (L1) eclodem do ovo nas fezes, no ambiente, desenvolvendo posteriormente larvas rabditóides machos e fêmeas de vida livre (VINEY e LOK, 2015). As fêmeas de vida livre produzem ovos que vão originar larvas rabditóides que se desenvolvem para larvas infectantes semelhantes às do ciclo direto (FREITAS, 1976). No ciclo direto as larvas rabditóides após sofrerem as mudas, se transformam em larvas filarióides infectantes (L3) (FREITAS, 1976). A fase adulta deste parasito aloja-se no intestino delgado dos equídeos (LYONS et al., 1973).

Figura 2. Ciclo biológico de *Strongyloides westeri*



Fonte: Lepold (2016).

2.1.1.3 Helmintos gastrointestinais que infectam o intestino grosso.

Oxyuris equi

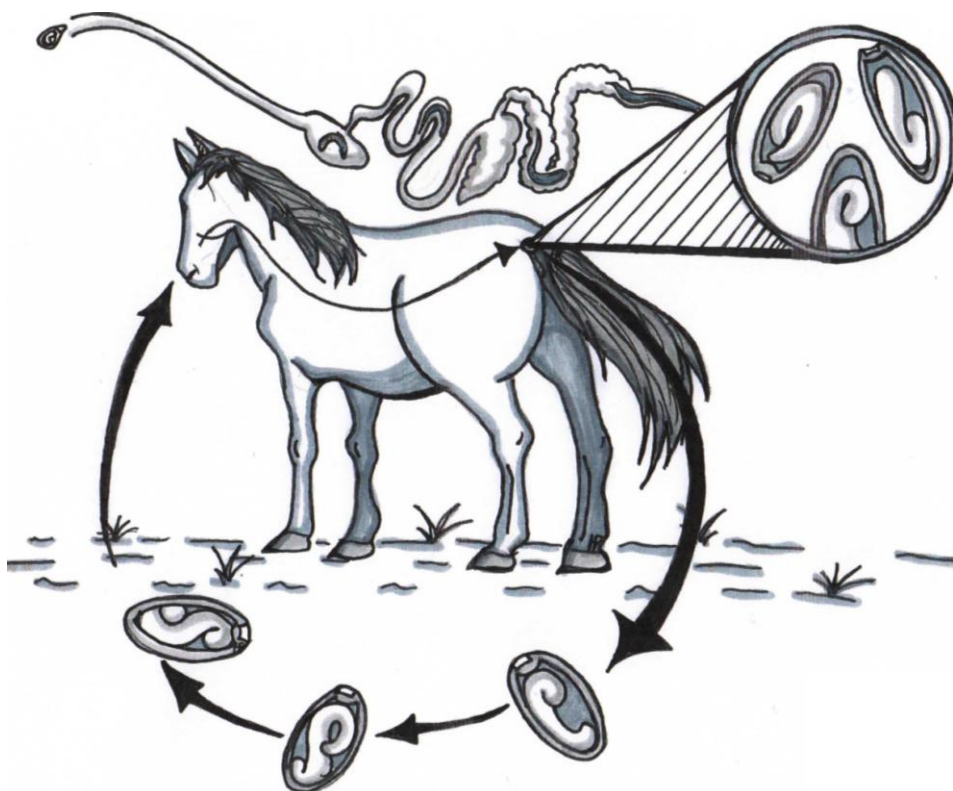
Os nematódeos adultos de *O. equi* se alojam no ceco e cólon dos equídeos (WOLF et al., 2014), mas, as fêmeas adultas no momento da ovipostura migram para o reto e depositam seus ovos na região perianal, onde permanecem aglutinados por uma substância gelatinosa (ENIGK, 1949).

Dentro dos ovos, ocorre a evolução para a larva infectante (L3) em três a cinco dias (TANG e TANG, 2009). Os equídeos adquirem a parasitoses quando ingerem ovos que acidentalmente caem nos alimentos, água dos bebedouros, e também pela lambedura das paredes e cama das baias contaminadas (ENIGK, 1949; TANG e TANG, 2009).

A eclosão dos ovos se dá no intestino delgado e as larvas penetram nas criptas do ceco e colo onde mudam para o quarto estágio. Os adultos imaturos são encontrados no lúmen intestinal 50 dias após infecção. As fêmeas iniciam a postura em aproximadamente cinco meses (FREITAS, 1976).

Os sinais clínicos mais evidentes são alopecia em resposta ao prurito ocasionado pela aderência de grandes quantidades de ovos na região perianal (JACOBS et al., 2016). Por outro lado, as larvas de *O. equi* ao penetrar na mucosa causam reação inflamatória (WOLF et al., 2014), e como consequência o animal apresenta alterações no comportamento, retardo no crescimento, além de alterações na fisiologia intestinal e imunidade do animal gerando importantes perdas econômicas para os criadores (PEREIRA e VIANNA, 2006).

Figura 3. Ciclo biológico de *Oxyuris equi*



Fonte: Lepold (2016).

***Anoplocephala* sp. e *Paranoplocephala* sp.**

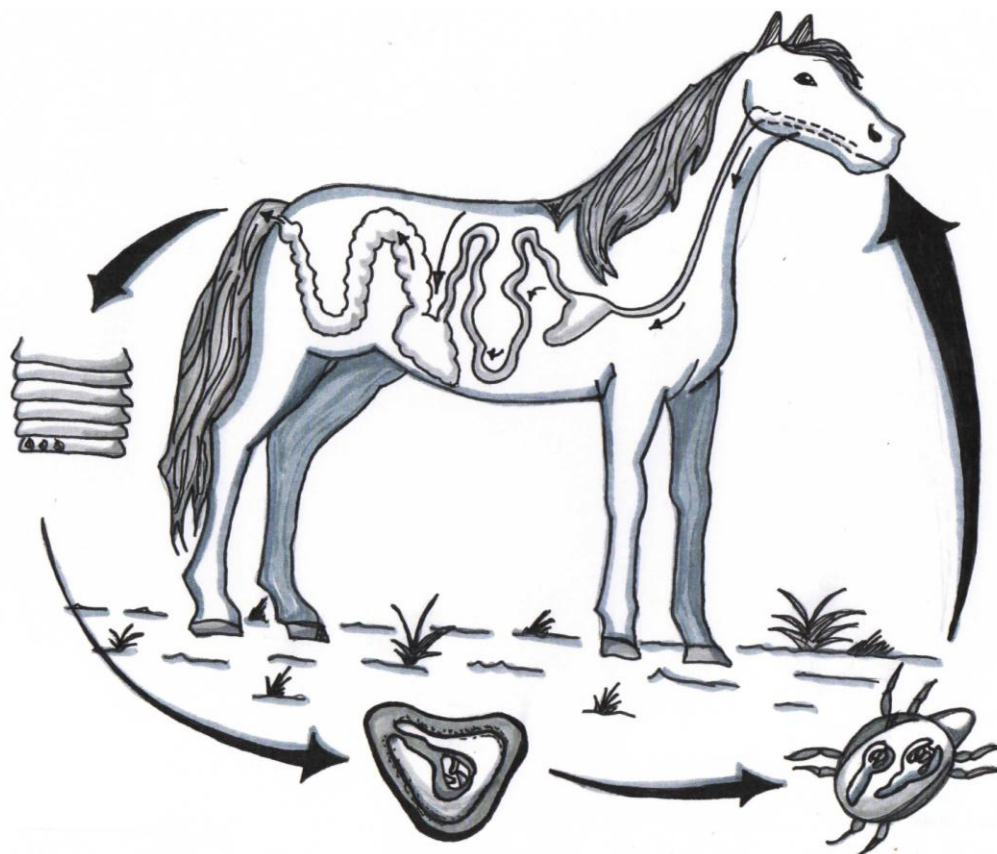
Dentre os cestódeos que podem parasitar equídeos, *Anoplocephala magna*, *A. perfoliata*, e *Paranoplocephala mamillana* são os mais conhecidos, sendo *A. perfoliata* a mais comum, registrada mundialmente (REHBEIN et al., 2011).

Os proglotes grávidos são eliminados nas fezes, e no ambiente, os ovos são libertados pela desintegração desses proglotes (FREITAS, 1976), sendo ingeridos por ácaros oribatídeos dos gêneros *Galumna* e *Scheloribates* que vivem nas pastagens (TROTZ-WILLIAMS et al., 2008). Nestes ácaros a oncosfera se liberta do embrióforo, e evolui para cisticercoide em dois ou três meses (FREITAS, 1976). Os equídeos se infectam ao ingerir acidentalmente os ácaros parasitados, que estão presentes nas pastagens, pela ação da mastigação e digestão do ácaro o cisticercoide é liberado (FREITAS, 1976; TROTZ-WILLIAMS et al., 2008).

A. perfoliata se localiza em regiões, tais como o íleo, ceco e cólon (LYONS et al., 1986; FOGARTY et al., 1994), *A. magna* e *P. mamillana* se localizam no intestino delgado (FREITAS, 1976). O período pré-patente é de quatro a seis semanas (FREITAS, 1976).

Embora este parasito tenha sido considerado apatogênico por um longo período de tempo, vários estudos têm mostrado uma forte associação entre a infecção por *A. perfoliata* e vários quadros de cólicas, intussuscepção, compactações ileais e perfurações intestinais (PROUDMAN et al., 1998; MATTHEWS et al., 2004; GASSER et al., 2005).

Figura 4. Ciclo biológico de *Anoplocephala* sp.



Fonte: Lepold (2016).

Estrongilídeos

Este grupo de parasitos está constituído pelos grandes estrôngilos e os ciatostomíneos conhecidos também como pequenos estrôngilos (LICHTENFELS et al., 2008).

De modo geral, as fêmeas adultas destes parasitos, se fixam na mucosa intestinal do ceco e cólon onde logo após põem milhares de ovos que são eliminados ao exterior junto com as fezes (STUDZIŃSKA et al., 2012). Em condições favoráveis os ovos se rompem depois de 24 a 48 horas, liberando a larva de primeiro estágio (L1), estas entram em repouso e mudam para larvas de segundo estágio (L2), logo a larva infectante (L3) (FREITAS, 1976). Estas larvas infectantes migram para a vegetação das pastagens, de onde são ingeridas pelos equídeos e a

rota de migração das larvas dentro do hospedeiro varia de espécie para espécie (OGBOURNE, 1978).

Grandes estrôngilos

Estão compostos por 14 espécies organizadas em cinco gêneros: *Strongylus*, *Oesophagodontus*, *Triodontophorus*, *Bidentostomum* e *Craterostomum* (LICHTENFELS et al., 2008). Destes o gênero dos *Strongylus* é o mais importantes e comumente conhecido, onde estão agrupadas as espécies *Strongylus vulgaris*, *S. equinus*, *S. edentatus* (MOLENTO, 2005).

Strongylus vulgaris é considerado o mais patogênico dos grandes estrôngilos e conhecido por sua extensa migração no sistema arterial mesentérico (ANDERSEN et al., 2013b). No ciclo biológico, as larvas infectantes (L3) após terem sido ingeridas, penetram na mucosa do intestino, onde evoluem para larvas de quarto estágio (L4) nos primeiros cinco dias (FREITAS, 1986). As formas L4 continuam a migração até atingir a Artéria Mesentérica Cranial (AMC), local onde evoluem para o estágio de adulto imaturo (L5), após o que retornam ao lúmen intestinal (DUNCAN e PIRIE, 1972). Esta migração das larvas causa endarterite fibrinosa com trombose pronunciada, formação de aneurismas, e outras alterações patológicas das estruturas dos vasos sanguíneos (DUNCAN, 1974; ANDERSEN et al., 2013b; NIELSEN et al., 2015). O período pré-patente é de seis a sete meses (URQUHART et al., 1996).

Por outro lado, as larvas (L3) de *Strongylus edentatus*: penetram nas paredes intestinais, caem na circulação, e pelo sistema porta são carregadas para o fígado, onde 11 ou 18 dias após mudam para larvas de quarto estágio (L4) e aí permanecem durante um período de cerca de nove semanas (FREITAS, 1976). Posteriormente migram sob o peritônio parietal, onde

são encontradas larvas L4 e adultos jovens associados a nódulos hemorrágicos. (MCCRAW e SLOCOMBE, 1978; STUDZIŃSKA et al., 2012). Continuando sua evolução, *S. edentatus*: arrastando-se pelos folhetos do mesocólon, atingem as paredes do ceco e colo, onde penetram e formam nódulos hemorrágicos (FREITAS, 1976; STUDZIŃSKA et al., 2012). Mas tarde os parasitos passam para o lúmen intestinal, onde evolui ao estágio adulto (FREITAS, 1976).

No que concerne à infecção por *Strongylus equinus*, após ingestão pelo hospedeiro, as larvas infectantes chegam até o intestino grosso, e penetrando na mucosa do ceco e do colo, atingem a subserosa onde formam nódulos (FREITAS, 1976; STUDZIŃSKA et al., 2012). As larvas L4 são aí encontradas e continuam sua migração, onde caem na cavidade peritoneal e atingem o fígado (FREITAS, 1976), no qual permanecem durante cerca de dois meses, logo estas larvas abandonam o fígado pela região dos ligamentos hepáticos e migram pelos tecidos próximos do pâncreas (MCCRAW e SLOCOMBE, 1985), dos rins e de outros órgãos, onde sofrem a quarta muda. Os adultos jovens regressam à luz intestinal, atravessando as paredes do intestino, sem causar danos graves (FREITAS, 1976). O período pré-patente dessa espécie é de oito a nove meses (URQUHART et al., 1996).

Pequenos estrôngilos ou Ciatostomíneos

Os ciatostomíneos são considerados os parasitos mais prevalentes dos equídeos (REINEMEYER, 1986), e uma das principais causas de mortalidade nestes animais, particularmente pela síndrome de cólica (MARCHAND, 2000).

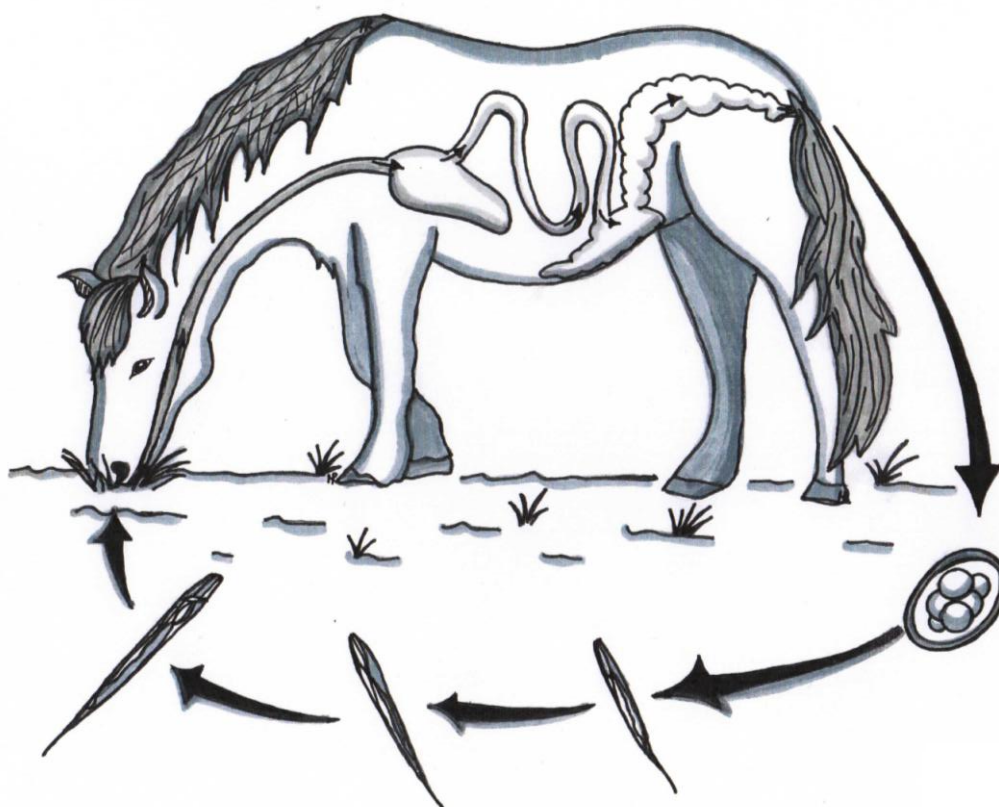
Está composto por aproximadamente 50 espécies de parasitos (LICHTENFELS et al., 2008) agrupados em 14 gêneros, onde os gêneros *Cyathostomum*, *Cylicocyclus* e *Cylicostephanus* são os mais comuns (MOLENTO, 2005).

Estes nematódeos possuem um ciclo de vida direto, onde os animais se infectam ao ingerir as larvas de terceiro estágio (L3), presentes no pasto (OGBOURNE, 1978). Após a ingestão

estas L3 atingem o intestino grosso, encistando-se na mucosa, local onde ocorre fase histotrófica (OGBOURNE, 1978).

Vale salientar que mais de 90% dos ciatostomíneos encistados podem tornar-se inibidos no estágio L3 de desenvolvimento, e podem permanecer na mucosa intestinal por períodos de quatro a 24 meses (PROUDMAN e MATTHEWS, 2000). Durante a fase parasitária não migram pelos tecidos dos hospedeiros (FREITAS, 1976). Contudo depois de evoluírem para larvas de quarto estágio (L4), estas regressam ao lúmen intestinal e atingem a maturidade sexual no intestino grosso (Ceco e colo) (OGBOURNE, 1978). As fêmeas põem diariamente milhares de ovos que são eliminados nas fezes. O período pré-patente é de cerca de 40 dias (LOVE e DUNCAN, 1992).

Figura 5. Ciclo biológico dos Estrongilídeos.



Fonte: Lepold (2016).

2.2 DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DAS HELMINTOSES GASTROINTESTINAIS DOS EQUINOS

As helmintoses gastrointestinais dos equídeos apresentam distribuição de forma cosmopolita em diferentes condições geográficas e climáticas (BARRET et al., 2004; ANDERSEN et al., 2013a), sendo as mesmas espécies de helmintos presentes em todas as regiões do planeta (NIELSEN, 2012). Apesar de as formas de criação dos equídeos favorecerem a grande incidência de infecções parasitárias, já nas primeiras semanas de vida (MOLENTO, 2005), a distribuição das helmintoses varia de acordo com a espécie parasitária, local (Tabela 1, 2), susceptibilidade do hospedeiro, fatores climáticos além da metodologia utilizada na pesquisa (LESTER e MATTHEWS, 2014).

Tabela 1. Prevalência das helmintoses gastrintestinais de equídeos nos diversos continentes.

Continente	País	Helmintos	Técnica	Referência
Ásia	Índia	Gastrointestinais e pulmonares (0,23-13,19%)	Método de diluição de Stoll	MATTO et al. (2015)
	Iran	Gastrointestinais (6,3-72,9%)	**	TAVASSOLI et al. (2010)
Europa	Alemanha	Gastrointestinais (4,0-98,4%)	McMaster (OPG)	HINNEY et al. (2011)
	Grécia	Gastrointestinais (0,4-25,6%)	Técnica de Teleman, flutuação em zinco	PAPAZAHARIADOU et al. (2009)
	Polônia	Gastrointestinais (0,25-58%)	Técnica de flotação Fülleborn	SOKÓL et al. (2015)
	România	Gastrointestinais (8,92-73,21%)	McMaster (OPG)	MORARIU et al. (2012)
África	Camarões	Gastrointestinais e pulmonares (2,99 - 35,84%)	McMaster (OPG) Full Born Willis	LEM et al. (2012)
	Etiópia	Gastrointestinais (3,0-100%)	McMaster (OPG)	AYELE et al. (2006)
		Gastrointestinais (0,7-100%)	McMaster (OPG)	SHEFERAW e ALEMU (2015)
		Gastrointestinais (2,0-99%)	McMaster (OPG)	GETACHEW et al. (2010)
	Lesoto	Gastrointestinais (6,2-88, 2%)	FECPAK	UPJOHN et al. (2010)
América	Turquia	Gastrointestinais (1,8-100%)	Técnica de Fülleborn's e sedimentação	USLU e GUÇLU (2007)
	Colômbia	Gastrointestinais (5,0-100%)	McMaster (OPG)	PRADA e ROMERO (2009)
	Venezuela	Gastrointestinais (23,0-100%)	Willis- Molay	FORLANO et al. (2012)
	México	Gastrointestinais (90%)	McMaster (OPG)	VALDÉZ-CRUZ et al. (2013)
	Cuba	Gastrointestinais (10,2-100%)	McMaster (OPG)	ROMERO et al. (2014)

** Não especifica técnica

Tabela 2. Prevalência das principais helmintoses gastrointestinais de equídeos em diferentes regiões do Brasil.

Região	Estado	Helmintos	Técnica	Referencia
Nordeste	Pernambuco	Gastrointestinais (4,08-85,71%)	McMaster (OPG)	FERREIRA et al. (2013)
	Rio Grande do Norte	Gastrointestinais (20-71%)	McMaster (OPG)	AHID et al. (2009)
	Sergipe	Gastrointestinais (3,45-75,86%)	McMaster (OPG)	ANDRADE et al. (2009)
Sudeste	Rio de Janeiro	Gastrointestinais (2,5-94,6%)	McMaster (OPG), Sedimento-centrifugo-flutuação, Ueno e Baermann	MARTINS et al. (2009)
		Gastrointestinais (43,18%)	McMaster (OPG)	BOTELHO et al. (2012)
Sul	Paraná	Gastrointestinais (21,95-14,6%)	McMaster (OPG)	FERRARO et al. (2008)
		Gastrointestinais (13,3-23,3%)	Hoffman	HEIN et al. (2012)
		Gastrointestinais (4,8-35,0%)	McMaster (OPG)	REGO et al. (2009)
	Rio Grande do Sul	Gastrointestinais (7-96,03%)	Willis-Molay	PICCOLI et al. (2015)
	Santa Catarina	Gastrointestinais (11,28-98%)	McMaster (OPG)	QUADROS et al. (2014)

2.3 TRATAMENTO E CONTROLE DAS HELMINTOSES GASTROINTESTINAIS DOS EQUÍDEOS

Tradicionalmente, o controle de nematódeos gastrointestinais de equídeos é realizado através da utilização de anti-helmínticos pertencentes a três classes de fármacos: os benzimidazóis, tetrahidropirimidinas e as lactonas macrocíclicas (KAPLAN e NIELSEN 2010), sendo que as lactonas macrocíclicas tipicamente constituem o anti-helmíntico mais utilizado (ALLISON et al., 2011).

Dentre os benzimidazois, o tiabendazol foi um dos primeiros anti-helmínticos deste grupo a ser desenvolvido (DRUDGE et al., 1963), logo após, outros fármacos dentro deste grupo foram introduzidos no mercado, os quais eram muito utilizados pela sua excelente atividade na remoção dos principais nematódeos dos equídeos, a baixa toxicidade e alta adaptabilidade para serem utilizados com outras formulações (LYONS et al., 1999). Além disso atuam na remoção das etapas larvárias e migratórias dos grandes estrôngilos, assim como também as larvas encistadas dos ciatostomíneos, quando aplicados em doses altas (MAFF, 1983). Na atualidade a utilização destes compostos tem sido restrita em função da baixa eficácia principalmente no tratamento de ciatostomíneos (KUMAR et al., 2016).

As tetrahidropirimidinas foram introduzidas no mercado a partir de 1966 para uso em ovinos e posteriormente para outras espécies animais (HERD e MAJEWSKI, 1994). Na espécie equina três sais de pirantel (Cloridrato, pamoato, tartarato) mostraram ser ativos no tratamento de nematódeos gastrointestinais de equídeos (CORNWELL e JONES, 1968), sendo relatada a eficácia do tartarato de pirantel no tratamento de parascariose, estrongílideos (grandes e pequenos estrôngilos) e oxiurídeos (SUMANO e OCAMPO, 2006).

Por outro lado, a ivermectina foi o primeiro composto da classe das lactonas macrocíclicas a ser usado nos equídeos em 1981 (SCRÖDER e SWAN, 1982) sendo a moxidectina

introduzida na década de 90, ambas com atividade endectocida (LYONS et al., 1992). A ivermectina pode ser muito eficaz no tratamento de estádios imaturos de pequenos e grandes strôngilos, oxiurideos, ascarídeos, microfilárias de *Onchocerca* e larvas de *Gasterophilus* spp (EGERTON et al., 1981). Estas drogas são muito utilizadas devido a sua alta margem de segurança, ação de amplo espectro e alta eficácia sobre determinados parasitos (COSTA et al., 1998).

Com a chegada das formulações anti-helmínticas acessíveis e seguras, programas de controle de parasitos baseados em tratamentos aplicados com intervalos regulares durante todo o ano foram elaborados (DRUDGE e LYON, 1989; MATTHEE et al., 2002, O'MEARA e MULCAHY, 2002; RELF et al., 2012) em muitas regiões do mundo.

Ao mesmo tempo em que estes programas tiveram êxito na redução substancial de infecções parasitárias, sua disseminação tem contribuído no desenvolvimento da resistência anti-helmíntica, principalmente nos ciatostomíneos (KAPLAN, 2004).

2.4 RESISTÊNCIA ANTI-HELMÍNTICA

Resistência anti-helmíntica (RA) é definida como a capacidade que tem a fração de uma população de parasitos para tolerar doses tóxicas de substâncias químicas que são letais para outras populações da mesma espécie (PRICHARD et al., 1980; SUAREZ, 2002), sendo a herdabilidade da resistência a característica mais importante deste fenômeno (STEAR et al., 1999). Neste processo, a pressão exercida pela quimioterapia elimina seletivamente os nematódeos susceptíveis da população geneticamente heterogênea, produzindo-se um incremento de indivíduos portadores de genes que conferem resistência aos medicamentos e são transmitidos para as próximas gerações (KÖHLER, 2001).

Um fator muito importante para diminuir este fenômeno é manter populações de nematódeos refugiados (COLES, 2002), os quais são larvas que permanecem na pastagem sem sofrer ação das drogas, parasitos de animais não tratados e larvas hipobióticas (VÁSQUEZ et al., 2007).

Quando é realizado um primeiro tratamento dito eficaz, a progênie dos parasitos sobreviventes (resistentes) irá se desenvolver junto com a refúgia (MOLENTO, 2005), contribuindo para a diluição dos genes que codificam para RA nas próximas gerações (VAN WYK, 2001). Então o tamanho da população em refúgia pode ter um papel fundamental na manutenção da eficácia das drogas, retardando o processo de seleção (MOLENTO, 2005).

2.4.1 Mecanismos de desenvolvimento da resistência anti-helmíntica

Alguns indivíduos de uma mesma população parasitária possuem genes que codificam para a resistência contra determinadas moléculas (HODGKINSON et al., 2008). Portanto, a resistência é herdada e seu desenvolvimento requer que os genes de resistência estejam presentes, e que a expressão destes aumente na população por seleção genética (HODGKINSON et al., 2008). Após várias gerações, os genes que conferem resistência predominam o que permite a sobrevivência de um alto número de helmintos resistentes em uma determinada população após o tratamento com anti-helmíntico (KÖHLER, 2001).

Acredita-se que o principal mecanismo de resistência aos benzimidazóis envolve o próprio modo de ação do produto químico, sabendo que estes se ligam com alta afinidade à proteína β -tubulina, um componente dos microtúbulos das células (LUBEGA e PRICHARD, 1990), o que resulta na ruptura de diversas funções na célula (VERA, 2014). Quando existe resistência, há uma diminuição do efeito destes compostos sobre os microtúbulos, reduzindo a ligação de

alta afinidade deste grupo de anti-helmínticos com a proteína β -tubulina (LUBEGA e PRICHARD, 1990; BLACKHALL, 2011).

A resistência à classe dos benzimidazóis (BZ) tem sido observada em nematódeos parasitos de animais desde o início da década de 1960 (DRUDGE et al. 1964), e existe evidência clara de que há duas substituições de um único aminoácido (isto é, nos códons F167Y e F200Y) na proteína β -tubulina de diferentes espécies de nematódeos (SILVESTRE e CABARET, 2002; GHISI et al., 2007), estudos nos ciatostomíneos de equídeos relatam que existe polimorfismo no gene β -tubulina, Isótipo 1 (BLACKHALL et al., 2006), onde é identificada uma substituição de Fenilalanina por Tirosina (TAC/TTC) nos códons 167 ou 200, sendo mais comumente identificada no códon 167 (BLACKHALL, 2011; HODGKINSON et al., 2008; LAKE et al., 2009).

Por outro lado, as lactonas macrocíclicas (LM) são consideradas os anti-helmínticos mais eficazes disponíveis na atualidade (KASCHNY et al., 2015), que exercem seus efeitos mediante a união dos canais de cloreto ligados ao glutamato (GluCl) expressadas em neurônios e células musculares faríngeas dos nematódeos (WOLSTENHOLME e ROGERS, 2005). Estes compostos se ligam aos canais de cloreto glutamato, os quais são abertos de forma irreversível, aumentando a condução intracelular do cloro, hiperpolarizando o neurônio e resultando na paralisia motora do tipo flácida, eliminando o parasito (AYRES e ALMEIDA, 2002; WOLSTENHOLME e ROGERS, 2005). Acredita-se que o mecanismo de resistência dos nematódeos às LM envolve transportadores tais como P-glicoproteínas (PGPS) (JANSSEN et al., 2013). Os PGPS estão localizados na membrana celular apical, e agem como transportadores dependentes de ATP para xenobióticos hidrofóbicos, tais como anti-helmínticos e diminuem a concentração das drogas nos seus locais alvos (KERBOEUF et al., 2003).

Vários isotipos de PGPS estão normalmente presentes num organismo. Apenas dois destes, PGP-1 e PGP-3, parecem desempenhar um papel na resistência a substâncias tóxicas (BROEKS et al., 1995, 1996). O PGP-A foi o primeiro gene encontrado para ser associado com resistência contra LM em *H. contortus* de ruminantes (BLACKHALL et al., 1998; XU et al., 1998). Nenhuma informação está disponível descrevendo o modo de ação das latonas macrocíclicas em ciatostomíneos, mas presume-se que a droga age de forma semelhante em todos os nematódeos (SANGSTER, 1999).

2.4.2 Resistência anti-helmíntica em ciatostomíneos

O primeiro caso de resistência anti-helmíntica no mundo foi relatado em *H. contortus* de ovinos a uma formulação de fenotiazina (DRUDGE et al., 1964), no entanto, a resistência aos três principais grupos de anti-helmínticos tem aumentado dramaticamente nos nematódeos de ovino e caprinos em várias partes do mundo (WOLSTENHOLME et al., 2004). Na atualidade a resistência aos anti-helmínticos em nematódeos gastrointestinais de equídeos tem se tornado um fenômeno mundial (LESTER et al., 2013; CERNEA et al., 2015; MARTÍNEZ-VALLADARES et al., 2015), principalmente nos ciatostomíneos que são considerados os parasitos mais prevalentes (FISCHER et al., 2015).

Tabela 3. Resistência anti-helmíntica em ciatostomíneos nos diversos continentes.

Continente	País	Anti-helmíntico			Referência
		FBZ	IVM	PYR	
Oceania	Austrália	X			POOK et al. (2002)
Ásia	Índia	X			KUMAR et al. (2016)
	Turquia	X			CIRAK et al. (2004)
	Ucrânia			X	LAWSON et al. (2015)
		X			KUZMINA e KHARCHENKO (2008)
Europa	Alemanha	X			WIRTHERLE et al. (2004)
		X		X	TRAVERSA et al. (2009) a
		X			FISCHER et al. (2015)
	Dinamarca	X		X	CRAVEN et al. (1998)
				X	NIELSEN et al. (2013)
	Eslováquia	X			VÁRADY et al. (2000)
		X			CERNĀNSKÁ et al. (2009)
	Finlândia		X	X	NÄREAHÖ et al. (2011)
	França	X		X	TRAVERSA et al. (2012)
	Inglaterra	X		X	LESTER et al. (2013)
	Itália	X		X	TRAVERSA et al. (2007)
		X	X	X	TRAVERSA et al. (2009) a
		X			TRAVERSA et al. (2009) b
	Reino Unido	X		X	COMER et al. (2006)
		X	X	X	RELF et al. (2014)
		X	X	X	TRAVERSA et al. (2009) a
		X		X	STRATFORD et al. (2013)
	Suécia	X		X	LIND et al. (2007)
	Suíça		X		MEIER e HERTZBERG (2005)
África	África do Sul	X			DAVIES e SCHWALBACH (2000)

FBZ: Fenbendazole **IVM:** Ivermectina **PYR:** Pirantel **X:** Resistência presente

Continente	País	Anti-helmíntico			Referência
		FBZ	IVM	PYR	
América	Canadá	X			SLOCOMBE e COTE (1977)
				X	SLOCOMBE e DE GANNES (2006)
	Estados Unidos	X			SLOCOMBE et al. (2008)
		X		X	LYONS et al. (2001)
		X		X	TARIGO-MARTINIE et al. (2001)
		X		X	KAPLAN et al. (2004)
			X		LYONS et al. (2008)
		X			ROSSANO et al. (2010)
			X		LYON et al. (2011)
		X			GARCIA et al. (2013)
	Argentina	X			CERUTTI et al. (2012)
	Brasil	X	X	X	MOLENTO et al. (2008)
		X	X	X	CANEVER et al. (2013)
			X		FELIPPELLI et al. (2015)

FBZ: Fenbendazole **IVM:** Ivermectina **PYR:** Pirantel **X:** Resistência presente

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHID, S. M. M.; SUASSUNA, A. C. D.; FILGUEIRA, K. D. Fauna parasitológica em animais domésticos e exóticos no município de Mossoró–RN. **Biociências, Porto Alegre**, v. 17, n. 1, p. 44-47, 2009.

AL ANAZI, A. D.; ALYOUSIF, M. S. Prevalence of non-strongyle gastrointestinal parasites of horses in Riyadh region of Saudi Arabia. **Saudi Journal of Biological Sciences**., v. 18, n.3, p. 299–303, 2011.

ALLISON, K.; TAYLOR, N. M.; WILSMORE, A.J.; GARFORTH, C. Equine anthelmintics: survey of the patterns of use, beliefs and attitudes among horse owners in the UK. **Veterinary Record**, v. 168, n. 18, p. 483–487, 2011.

ALMEIDA, F. Q; SILVA V. Progresso científico em equideocultura na 1ª década do século XXI. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n. 9, p. 119-129, 2010.

AMADO, S.; SILVEIRA, A. K.; VIEIRA, F. D.; TRAVERSA, D. *Habronema muscae* (Nematoda: Habronematidae) larvae: developmental stages, migration route and morphological changes in *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). **Experimental Parasitology**, v. 136, p. 35-40, 2014.

ANDERSEN, U. V.; HOWE, D. K.; DANGOUDOUBIYAM, S.; TOFT, N.; REINEMEYER, C. R.; LYONS, E. T.; OLSEN, S. N.; MONRAD, J.; NEJSUM, P.; NIELSEN, M. K. SvSXP: a *Strongylus vulgaris* antigen with potential for prepatent diagnosis. **Parasites & Vectors**, v. 6, n. 84, 2013. (a).

ANDERSEN, U. V.; HOWE, D. K.; OLSEN, S. N.; NIELSEN, M. K. Recent advances in diagnosing pathogenic equine gastrointestinal helminths: the challenge of prepatent detection. **Veterinary Parasitology**, v. 192, n. 1-3, p. 1-9, 2013. (b)

ANDRADE, R. L. F. S.; SOBRAL, J. C.; SILVA, K. M. G. Avaliação clínica, hematológica e parasitária em equinos de tração na cidade de Aracajú, Sergipe. **Acta Veterinária Brasileira**, v. 3, n. 3, p. 138-142, 2009.

ANZIANI, O.; CAFFE, G.; CARACOSTANTO GOLO, J. L.; CASTAÑO, R.; CUTULLÉ, C.; DOMINGUEZ, M. - Importancia, prevención y control de las helmintiasis que afectan principalmente a pequeños productores de ganado en Latinoamérica y el Caribe. **Red de**

Helmintología para América Latina y el Caribe. INTA - FAO. Conferencia electrónica, p. 45- 50, 2013.

AYELE, G.; FESEHA, G.; BOJIA, E; JOE, A. Prevalence of gastrointestinal parasites of Don Keys in Duda Borá Distrito, Etiópia. **Livestock Research for Rural Development**, v. 18, n. 10, 2006.

AYRES, M. C. C.; ALMEIDA. M. A. O. **Agentes antinematódeos, Agentes antiparasitários.** In: SPINOSA H.S., GÓRNIAC S.L. & BERNADI M.M. (ed.) *Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária*. 3ª ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, p.476-488, 2002.

BARRET, E.J.; FARLAM, J.; PROUDMAN, C.J. Field trial of the efficacy of a combination of ivermectin and praziquantel in horses infected with roundworms and tapeworms. **Veterinary Record**, v. 154, n. 11, p. 323-325, 2004.

BEZERRA, S.; COUTO, Q. M.; C, SOUZA, T. M.; BEVILAQUA, C.; ANJOS, M. L.; SAMPAIO, I. B. M.; RODRIGUES, M. L. A. - Ciatostomíneos (Strongylidae-Cyathostominae) parasitos de cavalos: Ecologia experimental dos estágios pré- parasíticos em gramínea tifton 85 (*Cynodon* spp. cv. Tifton 85) na baixada Fluminense, RJ, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 62, n. 1-2, p. 27-34. 2007.

BLACKHALL, W.J.; DROGEMULLER, M.; SCHNIEDER, T.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Expression of recombinant β -tubulin alleles from *Cylicocyclus nassatus* (Cyathostominae). **Parasitology Research**, v. 99, n. 6, p. 687-693, 2006.

BLACKHALL, W. J.; LIU, H. Y.; XU, M.; PRICHARD, R. K.; BEECH, R. N. Selection at a P-glycoprotein gene in ivermectin- and moxidectin-selected strains of *Haemonchus contortus*.

Molecular and Biochemical Parasitology, v. 95, n. 2, p. 193–201, 1998.

BLACKHALL, W. J. - β -Tubulin genotypes in six species of cyathostomins from anthelmintic-naïve Przewalski and benzimidazole-resistant brood horses in Ukraine.

Parasitology Research, v. 109, n. 4, p. 199-203, 2011.

BOTELHO, G. G.; CASSIANO, A. L. V.; BOTELHO, C. F. M.; BOTELHO C.M. Análise hematológica, bioquímico-sérica e coproparasitológica de equinos criados em Seropédica, RJ.

Revista Brasileira de Medicina Veterinária, v. 34, n. 1, p. 69-72, 2012.

BOYLE, A.G.; HOUSTON, R. Parasitic pneumonitis and treatment in horses. **Clinical Techniques in Equine Practice Journal**, v. 5, n. 3, p. 225–232, 2006.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Manual de Legislação: Programas Nacionais de Saúde Animal do Brasil**. Brasília: MAPA/SDA/DSA, 2009. 440p.

BROEKS, A.; GERRARD, B.; ALLIKMETS, R.; DEAN, M.; PLASTERK, R. H. Homologues of human multidrug resistance genes MRP and MDR contribute to heavy metal resistance in soil nematode *Caenorhabditis elegans*. **European Molecular Biology Organization Journal**, v. 15, n. 22, p. 6132–6143, 1996.

BROEKS, A.; JANSSEN, H. W.; CALAFAT, J.; PLASTERK, R. H. A P-glycoprotein protects *Caenorhabditis elegans* against natural toxins. **European Molecular Biology Organization Journal**, v. 14, n. 9, p. 1858–1866, 1995.

BUCKNELL, D. G.; GASSER, R. B.; BEVERIDGE, I. The prevalence and epidemiology of gastrointestinal parasites of horses in Victoria, Australia. **International Journal for Parasitology**, v. 25, n. 6, p. 711–724, 1995.

BURK, S. V.; DANGOUDOUBIYAM, S.; BREWSTER-BARNES, T.; BRYANT, U. K.; HOWE, D. K.; CARTER, C. N.; VANZANT, E. S.; HARMON, R. J.; KAZACOS, K. R.; ROSSANO, M. G. In vitro culture of *Parascaris equorum* larvae and initial investigation of parasite excretory-secretory products. **Parasitology Research**, v. 113, n. 11, p. 4217-24, 2014.

CANEVER, R. J.; BRAGA, P. R.; BOECKH, A.; GRYCAJUCK, M.; BIER, D.; MOLENTO M. B. Lack of cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 194, n.1, p. 35–39, 2013.

CERŇANSKÁ, D.; PAOLETTI, B.; KRÁL'OVÁ-HROMADOVÁ, I.; IORIO, R.; CUDEKOVÁ, P.; MILILLO, P.; TRAVERSA, D. Application of a Reverse Line Blot hybridisation assay for the species-specific identification of cyathostomins (Nematoda Strongylida) from benzimidazole-treated horses in the Slovak Republic. **Veterinary Parasitology**, v. 160, n. 1-2, p. 171–17, 2009.

CERNEA, M.; CRISTINA, R. T.; STEFANUT, L. C.; MADEIRA DE CARVALHO, L. M.; TAULESCU, M. A.; COZMA, V. Screening for anthelmintic resistance in equid strongyles (Nematoda) in Romania. **Folia Parasitologyca**, v. 62, 2015.

CERUTTI, J.; COOPER, L.; CAFFE, G.; CERVILLA, N.; MUCHIUT, S.; ANZIANI, O. Bencimidazole resistance in equine cyathostomes of the central Argentina. **Investigación Veterinaria**, v. 14, n. 1, p. 41-46, 2012.

CIRAK, V. Y.; GÜLEĞEN, E.; BAUER, C. Benzimidazole resistance in cyathostomin populations on horse farms in western Anatolia, Turkey. **Parasitology Research**, v. 93, n. 5, p. 392-395, 2004.

CLAYTON, H. M. Ascarids. Recent advances. **Veterinary Clinics of North America: Equine Practice**, v. 2, n.2, p. 313–327, 1986.

CLAYTON, H. M.; DUNCAN, J. L. The migration and development of *Parascaris equorum* in the horse. **International Journal for Parasitology**, v. 9, n. 4, p. 285–292, 1979.

COLLOBERT-LAUGIER, C.; LAMIDEY, C.; BRISSEAU, N.; MOUSSU, C.; HAMET, N. Prevalence of stomach nematodes (*Habronema* spp, *Draschia megastoma* and *Trichostrongylus axei*) in horses examined post mortem in Normandy. **Revue de Médecine Vétérinaire**, v. 151, n. 2, p. 151-156, 2000.

COMER, K. C.; HILLYER, M. H.; COLES, G. C. Anthelmintic use and resistance on thoroughbred training yards in the UK. **Veterinary Record**, v. 158, n. 17, p. 596–598, 2006.

COSTA, A. J.; BARBOSA, O. F.; MORAES, F. R.; ACUNA, A .H.; ROCHA, U. F.; SOARES, V. E.; PAULLILO, A. C.; SANCHES, A. Comparative efficacy evaluation of moxidectin gel and ivermectin paste against internal parasites of equines in Brazil, **Veterinary Parasitology**, v. 80, n. 1, p. 29–36, 1998.

CORNWELL, R.L.; JONES, R.M. Critical tests in the horse with the anthelmintic pyrantel tartrate. **Veterinary Record**, v. 82, pp. 483–484, 1968.

COLES, G. “Sustainable use of anthelmintics in grazing animals”. **Veterinary Record**, v. 151, n. 6, p. 165-169, 2002.

CRAVEN, J.; BJORN, H.; HENRIKSEN, S. A.; NANSEN, P.; LARSEN, M.; LENDAL, S. Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction. **Equine Veterinary Journal**, v. 30, n. 4, p. 289–293, 1998.

DAVIES, J. A.; SCHWALBACH, L. M. A study to evaluate the field efficacy of ivermectin, fenbendazole and pyrantel pamoate, with preliminary observations on the efficacy of doramectin, as anthelmintics in horses. **Journal of the South African Veterinary Association**, v.71, n. 3, p. 144-7, 2000.

DRUDGE, J. H.; LYONS, E. T. **Internal parasites of equids with emphasis on treatment and control. Hoechst-Roussel** (Monograph), p. 26, 1989.

DRUDGE, J. H.; SZANTO, J.; WYANT, Z. N.; ELAM, G. Critical tests of thiabendazole as an anthelmintic in the horse. **American Journal of Veterinary Research**, v. 24, p. 1217-22.1963.

DRUDGE, J. H.; SZANTO, J.; WYANT, Z. N.; ELAM, G. Field Studies on Parasite Control in Sheep: Comparison of Thiabendazole, Ruelene, and Phenothiazine. **American Journal of Veterinary Research**, v. 25, p. 1512-1508, 1964

DUNCAN, J. L. *Strongylus vulgaris* infection in the horse. **Veterinary Record**, v. 95, n. 2, p. 34-37, 1974.

DUNCAN, J. L.; PIRIE, H. M. The life cycle of *Strongylus vulgaris* in the horse. **Research in Veterinary Science**, v. 13, n. 4, p. 374-379, 1972.

DUNN, A. M. **Equidae: Alimentary tract. In: Veterinary Helminthology**, 2^a ed. Heinemann Medical Books Ed., London, p. 209-210, 1978.

ENIGK, K. Zur Biologie und Bekämpfung von *Oxyuris equi*. **Zeitschrift für Tropenmedizin und Parasitologie**, v. 1, p. 259–272, 1949.

EGERTON, J.R.; BROKKEN, E.S.; SUHAYDA, D.; EARY, C.H.; WOODEN, J.W.; KILGORE, R.L. The antiparasitic activity of ivermectin in horses. **Veterinary Parasitology**, v. 8, n. 1, p. 83-88, 1981.

FELIPPELLI, G.; CRUZ, B. C.; GOMES, L. V.; LOPES, W. D.; TEIXEIRA, W. F.; MACIEL W. G.; BUZZULINI, C.; BICHUETTE, M. A.; CAMPOS, G. P.; SOARES, V. E.; BERGAMASCO, P. L.; DE OLIVEIRA, G. P.; DA COSTA, A. J. Susceptibility of helminth species from horses against different chemical compounds in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 212, n. 3-4, p. 232-238, 2015.

FERRARO, C. C.; KLOSS, A. B.; SOUZA, D. F.; DECONTO, I.; BIONDO, A.W.; MOLENTO, M. B. Prevalência parasitológica de cavalos de carroceiros em Curitiba, Paraná. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.17, supl.1, p.175-177, 2008.

FERREIRA, D. R. C.; BARROS, A. V.; BARROS, M. B. S.; MOTA, A. E. R.; OLIVEIRA, J. B. Parasitos gastrointestinais de equinos em três municípios Pernambucanos, Anais da **XIII Jornada de Ensino, Pesquisa e Extensão – JEPEX 2013**. Recife: UFRPE; 2013.

FIKRU, R.; RETA, T.; TESHAE S.; BIZUNESH M. Prevalence of equine gastrointestinal parasites in western highlands of Oromia, Etiópia. **Bulletin of Animal Health and Production in Africa**, v. 53, n. 3, p. 161-166, 2005.

FISCHER, J. K.; HINNEY, B.; DENWOOD, M. J.; TRAVERSA, D.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; CLAUSEN, P. H. Efficacy of selected anthelmintic drugs against

cyathostomins in horses in the federal state of Brandenburg, Germany. **Parasitology Research**, v. 114, n. 12, p. 4441-4450, 2015.

FOGARTY, U.; DEL PIERO, F.; PURNELL, R. E.; MOSURSKI, K. R. Incidence of *Anoplocephala perfoliata* in horses examined at an Irish abattoir. **Veterinary Record**, v. 134, n. 20, p. 515–518, 1994.

FORLANO, M.; CANELÓN, J.; MUJICA, F.; ÁLVAREZ, E.; CONCEPCIÓN, J.; GRANDA, F. Prevalencia de endoparásitos en caballo criollo venezolano en dos hatos del estado Apure – Venezuela. **Gaceta de Ciencias Veterinarias**, v. 17, n.1, p 11-17, 2012.

FRANCISCO, I.; ARIAS, M.; CORTIÑAS, F. J.; FRANCISCO, R.; MOCHALES, E.; DACAL, V.; SUÁREZ, J. L.; URIARTE, J.; MORRONDO, P.; SÁNCHEZ-ANDRADE, R.; DÍEZ-BAÑOS, P.; PAZ-SILVA, A. Intrinsic Factors Influencing the Infection by Helminth Parasites in Horses under an Oceanic Climate Area (NW Spain). **Journal of Parasitology Research**, v. 2009, p. 1-5, 2009.

FREITAS, M.G. **Helmintologia Veterinária**. Belo Horizonte: Rabelo & Brasil, 1976. 396p.

GARCIA, A.; BRADY, H. A.; NICHOLS, W. T.; PRIEN, S. Equine cyathostomin resistance to fenbendazole in Texas horse facilities. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 33, n. 4, p. 223–228, 2013.

GASSER, R. B.; WILLIAMSON, R. M.; BEVERIDGE, I. *Anoplocephala perfoliata* of horses-significant scope for further research, improved diagnosis and control. **Parasitology**, v. 131, n. 1, p. 1–13, 2005.

GETACHEW, M.; TRAWFORD, A.; FESEHA, G.; REID, SW. Gastrointestinal parasites of working donkeys of Ethiopia. **Tropical Animal Health and Production**, v. 42, n. 1, p 27-33. 2010.

GHISI, M.; KAMINSKY, R.; MASER, P. Phenotyping and genotyping of *Haemonchus contortus* isolates reveals a new putative candidate mutation for benzimidazole resistance in nematodes. **Veterinary Parasitology**, v. 144, n. 3-4, p. 313–320, 2007.

HEIN, K. K.; YOKOYOMA, M. R.; SCHAULE, M. T.; BUDEL G. D.; NOGARI F.; GONÇALVES D.; FUNCHAL E. Verificação da ocorrência parasitológica com potencial zoonótico em fezes de equinos na Vila Osternack–Curitiba–PR. **Revista Eletrônica da Faculdade Evangélica do Paraná**, Curitiba, v. 2, n. 2, p. 71-79, 2012. Disponível em: <http://www.fepar.edu.br/revistaeletronica/index.php/revfepar/article/view/49/61>. Acesso em: 30 jul. 2016.

HERD, R.P.; MAJEWSKI, G.A. Comparison of daily and monthly pyrantel treatment in yearling thoroughbreds and protective effect of strategic medication of mares on their foals. **Veterinary Parasitology**, v. 55, n. 1-2, p. 93-104, 1994.

HINNEY, B.; WIRTHERLE, N. C.; KYULE, M.; MIETHE, N.; ZESSIN, K. H.; CLAUSEN, P. H. Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1083-91, 2011.

HODGKINSON, J. E.; CLARK, H. J.; KAPLAN, R. M.; LAKE, S. L.; MATTHEWS, J. B. The role of polymorphisms at beta tubulin isotype 1 codons 167 and 200 in benzimidazole resistance in cyathostomins. **International Journal for Parasitology**, v 38, p 1149-1160, 2008.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2014. Disponível em <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua/default.asp?t=2&z=t&o=24&u1=3&u3=1&u4=1&u5=1&u6=1&u7=1&u2=2P>>. Acesso em 10 de Agosto. 2016.

JACOBS, D. R. **Hyperplastic gastritis - Habronemiasis**. In: **A colour Atlas of Equine Parasites**, Baillière Tinda, 11^o Ed., London, p. 4.10-4.14., 1986.

JACOBS, D.; FOX, M.; GIBBONS, L.; HERMOSILLA, C. **Principles of Veterinary Parasitology**. UK, John Wiley & Sons, Ltd. 2016, p. 463.

JANSSEN, I. J.; KRÜCKEN, J.; DEMELER, J.; BASIAGA, M.; KORNAŚ, S.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Genetic variants and increased expression of *Parascaris equorum* P-glycoprotein-11 in populations with decreased ivermectin susceptibility. **Public Library of Science One**, v. 8, n. 4, 2013.

KASCHNY, M.; DEMELER, J.; JANSSEN, I. J.; KUZMINA, T. A.; BESOGNET, B.; KANELLOS, T.; KERBOEUF, D.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; KRÜCKEN, J. Macrocyclic lactones differ in interaction with recombinant P-glycoprotein 9 of the parasitic nematode *Cylicocyclus elongatus* and ketoconazole in a yeast growth assay. **Public Library of Science Pathogens**, v. 11, n. 4, 2015.

KAPLAN, R. M. Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. **Trends in Parasitology**, v. 20, n. 10, p. 477–481, 2004.

KAPLAN, R. M.; KLEI, T. R.; LYONS, E. T.; LESTER, G.; COURTNEY, C. H.; FRENCH D. D.; TOLLIVER, S. C.; VIDYASHANKAR, A. N.; ZHAO, Y. Prevalence of anthelmintic resistant cyathostomes on horse farms. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 225, n. 6, p. 903–910, 2004.

KAPLAN, R. M.; NIELSEN, M. K. An evidence-based approach to equine parasite control: it ain't the 60s anymore. **Equine Veterinary Education**, v 22, n. 6, p. 306-316, 2010.

KAPLAN, R. M.; VIDYASHANKARB, A. N. An inconvenient truth: Global worming and anthelmintic resistance. **Veterinary Parasitology**, v. 186, n 1-2, p. 70– 78, 2012.

KATES, K. C. Ecological aspects of helminth transmission in domesticated animals. **American Zoologist**, v. 5, p. 95–130, 1965.

KERBOEUF, D.; GUEGNARD, F.; VERN, Y. L. Detection of P-glycoprotein-mediated multidrug resistance against anthelmintics in *Haemonchus contortus* using anti-human *mdr1* monoclonal antibodies. **Parasitology Research**, v.91, n. 1, p. 79–85, 2003.

KÖHLER, P. The biochemical basis of anthelmintic action and resistance. **International Journal for Parasitology**, v. 31, n. 4, p. 336-345, 2001.

KORNAŚ, S.; NOWOSAD, B.; SKALSKA, M. Intestinal parasite infections in horses from different types of environments. **Medycyna Weterynaryjna**, v. 60, p. 853–856. 2004

KUMAR, S.; GARG, R.; KUMAR, S.; BANERJEE, P. S.; RAM, H.; PRASAD, A. Benzimidazole resistance in equine cyathostomins in India. **Veterinary Parasitology**, v. 218, p. 93-97, 2016.

KUZMINA, T. A.; KHARCHENKO, V. O. Anthelmintic resistance in cyathostomins of brood horses in Ukraine and influence of anthelmintic treatments on strongylid community structure. **Veterinary Parasitology**, v. 154, n. 3-4, p. 277–288, 2008.

LAKE, S. L.; MATTHEWS, J. B.; KAPLAN, R. M.; HODGKINSON, J. E. Determination of genomic DNA sequences for beta-tubulin isotype 1 from multiple species of cyathostomin

and detection of resistance alleles in third-stage larvae from horses with naturally acquired infections. **Parasites & Vectors**, v. 2, n. 2, S6, 2009.

LAWSON, E.; BURDEN, F.; ELSHEIKHA, H. M. Pyrantel resistance in two herds of donkey in the UK. **Veterinary Parasitology**, v. 207, n. 3-4, p. 346-349, 2015.

LELAND, S. E.; DRUDGE, J. H.; WYANT, Z. N.; ELAM, G. W. Studies on *Trichostrongylus axei* (Cobbold, 1879). VII. Some quantitative and pathologic aspects of natural and experimental infections in the horse. **American journal of veterinary research**, v. 22, p 128-138, 1961.

LEM, M. F.; VINCENT, K. P.; PONE, J. W.; JOSEPH, T. Prevalence and intensity of gastrointestinal helminths in horses in the Sudano-Guinean climatic zone of Cameroon. **Tropical Parasitology**, v. 2, n. 1, p 45-8, 2012.

LESTER, H. E.; MATTHEWS, J. B. Faecal worm egg count analysis for targeting anthelmintic treatment in horses: points to consider. **Equine Veterinary Journal**, v. 46, n. 2, p. 139–145, 2014.

LESTER, H.E.; SPANTON, J.; STRATFORD, C.H.; BARTLEY, D.J.; MORGAN, E.R.; HODGKINSON, J.E.; COUMBE, K.; MAIR, T.; SWAN, B.; LEMON, G.; COOKSON, R.; MATTHEWS, J.B. Anthelmintic efficacy against cyathostomins in horses in Southern England. **Veterinary Parasitology**, v. 197, p. 189–196. 2013.

LICHTENFELS, J. R. Helminths of domestic equids. Illustrated keys to genera and species with emphasis on NorthAmerican forms. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 42, p. 1-92, 1975.

LICHTENFELS, J.R.; KHARCHENKO, V.A.; DVOJNOS, G.M. Illustrated identification keys to strongylid parasites (Strongylidae: Nematoda) of horses, zebras and asses (Equidae).

Veterinary Parasitology, v. 156, n. 1-2, p 4-161, 2008.

LIND, E. O.; KUZMINA, T.; UGGLA, A.; WALLER, P.J.; HOGLUND, J. A field study on the effect of some anthelmintics on cyathostomins of horses in Sweden. **Veterinary Research Communications**, v. 31, n. 1, p. 53-65, 2007.

Communications, v. 31, n. 1, p. 53-65, 2007.

LOVE, S.; DUNCAN, J. L. The development of naturally acquired Cyathostome infection in ponies. **Veterinary Parasitology**, v. 44, n. 1-2, p.127-142, 1992.

LOVE, S.; MURPHY, D.; MELLOR, D. Pathogenicity of cyathostome infection. **Veterinary Parasitology**, v. 85, n. 2-3, 113–122. 1999.

LUBEGA, G.W.; PRICHARD, R.K. Specific interaction of benzimidazole anthelmintics with tubulin: high-affinity binding and benzimidazole resistance in *Haemonchus contortus*.

Molecular and Biochemical Parasitology, v. 38, n. 2, p. 221-232, 1990.

LYONS, E.T.; DRUDGE, J.H.; TOLLIVER, S.C. On the life cycle of *Strongyloides westeri* in the equine. **Journal of Parasitology**, v. 59, n. 5, p. 780-787, 1973.

LYONS, E.T.; DRUDGE, J.H.; TOLLIVER, S.C.; SCERESEK, T.W. Pyrantel pamoate: evaluating its activity against equine tapeworms. **Journal of Veterinary Medicine**, v. 81, p. 280-285, 1986.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; DRUDGE, J.H. Historical perspective of cyathostomes: prevalence, treatment and control programs. **Veterinary Parasitology**, v. 85, n. 2-3, p. 97-111, 1999.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; DRUDGE, J.H.; GRANSTROM, D.E.; COLLINS, S.S.; STAMPER, S. Critical and controlled tests of activity of moxidectin (CL 301423) against natural infections of internal parasites of equids. **Veterinary Parasitology**, v. 41, n. 3-4, p. 255-284, 1992.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; DRUDGE, J.H.; COLLINS, S.S.; SWERCZEK, T.W. Continuation of studies on Population benzimidazole-resistant small strongyles in a Shetland pony herd in Kentucky: effect of pyrantel pamoate (1992–1999). **Veterinary Parasitology**, v. 94, n. 4, p. 247–256, 2001.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; IONITA, M.; LEWELLEN, A.; COLLINS, S.S. Field studies indicating reduced activity of ivermectin on small strongyles in horses on a farm in Central Kentucky. **Parasitology Research**, v. 103, n. 1, p. 209–215, 2008.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; COLLINS, S.S. Reduced activity of moxidectin and ivermectin on small strongyles in young horses on a farm (BC) in Central Kentucky in two field tests with notes on variable counts of eggs per gram of feces (EPGs). **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1315-1319, 2011.

MAFF. Anthelmintics for cattle, sheep, pigs and horses. MAFF (Publications), 24, 1983, 12–38.

MARCHAND, C. **Le Parasitisme digestif facteur de risque dès coliques chez les Équidés: enquête cas-témoin réalisée auprès des écoles vétérinaires**. These pour le Doctorat, Vétérinaire, N° 73 - 2000, Diplôme d'Etat, Ecole Nationale Veterinaire de Lyon, 140 pp., 2000.

MARTINS, V.F.; VEROCAI, G.G.; CORREIA, T.R.; MELO, M.P.S.; PEREIRA, M.J.S.; SCOTT, F.B.; GRISI, L. Survey on control and management practice of equine helminths infection. **Pesquisa Veterinaria Brasileira**, v. 29, n. 3, 253-257, 2009.

MARTÍNEZ-VALLADARES, M.; GEURDEN, T.; BARTRAM, D.J.; MARTÍNEZ-PÉREZ, J.M.; ROBLES-PÉREZ, D.; BOHÓRQUEZ, A.; FLOREZ, E.; MEANA, A.; ROJO-VÁZQUEZ, F.A. Resistance of gastrointestinal nematodes to the most commonly used anthelmintics in sheep, cattle and horses in Spain. **Veterinary Parasitology**, v. 211, n. 3-4, p. 228-33, 2015.

MATTO, T.N.; BHARKAD, G.P.; BHAT, S.A. Prevalence of gastrointestinal helminth parasites of equids from organized farms of Mumbai and Pune. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 39, n. 2, p. 179-185, 2015.

MATTHEE, S.; DREYER, F.H.; HOFFMANN, W.A.; NIEKIRK, F.E. An introductory survey of helminth control practices in South Africa and anthelmintic resistance on thoroughbred stud farms in the Western Cape Province. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 73, n. 4, p. 195–200, 2002.

MATTHEWS, J.B.; HODGKINSON, J.E.; DOWDALL, S.M.J.; PROUDMAN, C.J. Recent developments in research into the Cyathostominae and *Anoplocephala perfoliata*. **Veterinary Research**, v. 35, n. 4, p. 371–381, 2004.

MCCRAW, B.M.; SLOCOMBE, J.O. *Strongylus edentatus*: development and lesions from ten weeks post infection to patency. **Canadian Journal of Comparative Medicine**, v. 42, n. 3, p. 340-356, 1978.

MCCRAW, B.M.; SLOCOMBE, J.O. *Strongylus equinus*: development and pathological effects in the equine host. **Canadian Journal of Comparative Medicine**, v. 49, n.4, p.372-383, 1985.

MEIER, A.; HERTZBERG, H. Equine strongyles. II. Occurrence of anthelmintic resistance in Switzerland. **Schweizer Archiv für Tierheilkunde**, v. 147, n. 9, p. 389-396, 2005.

MFITILODZE, M.W.; HUTCHINSON, G.W. Prevalence and intensity of non-strongyle intestinal parasites of horses in northern Queensland. **Australian Veterinary Journal**, v. 66, n. 1, p. 23-26, 1989.

MOLENTO, M.B. Resistência parasitária em helmintos de equídeos e propostas de manejo. **Ciência Rural**. v. 35, n. 6, p. 1469-1477, 2005.

MOLENTO, M.B.; ANTUNES, J.; BENTES, R.N.; COLES, G.C. Anthelmintic resistance in nematodes in Brazilian horses. **Veterinary Record**, v. 162, n. 12, p. 384-385, 2008.

MORARIU, S.; OPRESCU, I.; MEDERLE, N.; ILIE, M.; DĂRĂBUȘ, G. Helminth Parasites in Horses from Five Locations of Arad County. **Animal Sciences and Biotechnologies**, v. 45, n. 2, p. 184-187, 2012.

NAEM, S. First description of the horse stomach worm, *Habronema muscae* (Spirurida: Habronematidae) by scanning electron microscopy. **Parasitology Research**, v. 101, n. 2, p. 427-32, 2007.

NÄREAHO, A.; VAINIO, K.; OKSANEN, A. Impaired efficacy of ivermectin against *Parascaris equorum*, and both ivermectin and pyrantel against strongyle infections in trotter foals in Finland. **Veterinary Parasitology**, v. 182, n. 2-4, p. 372–377, 2011.

NIELSEN, M.K. - Sustainable equine parasite control: Perspectives and research needs. **Veterinary Parasitology**, v. 185, n. 1, p. 32-44. 2012.

NIELSEN, M.K.; VIDYASHANKAR, A.N.; OLSEN, S.N.; MONRAD, J.; THAMSBORG, S.M. *Strongylus vulgaris* associated with usage of selective therapy on Danish horse farms: is it reemerging? **Veterinary Parasitology**, v. 189, n. 2-4, p. 260–266, 2012.

NIELSEN, M.K.; VIDYASHANKAR, A.N.; HANLON, B.M.; DIAO, G.; PETERSEN, S.L.; KAPLAN, R.M. Hierarchical model for evaluating pyrantel efficacy against strongyle parasites in horses. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 3-4, p. 614-622, 2013.

NIELSEN, M.K.; VIDYASHANKAR, A.N.; BELLAW, J.; GRAVATTE, H.S.; CAO, X.; RUBINSON, E.F.; REINEMEYER, C.R. Serum *Strongylus vulgaris*-specific antibody responses to anthelmintic treatment in naturally infected horses. **Parasitology Research**, v. 114, n. 2, p 445-51, 2015.

O'MEARA, B.; MULCAHY, G.A. survey of helminth control practices in equine establishments in Ireland. **Veterinary Parasitology**, v. 109, n. 1-2, p. 101–110, 2002.

OGBOURNE, C.P. Pathogenesis of cyathostome (*Trichonema*) infections of the horse. A review. **Commonwealth Institute of Helminthology**, v. 5, n. 5, p. 1-25, 1978.

PAPAZAHARIADOU, M.; PAPADOPOULOS, E.; DIAKOU, A.; PTOCHOS, S. Gastrointestinal Parasites of Stabled and Grazing Horses in Central and Northern Greece. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 29, n. 4, p. 233-236, 2009.

PEREGRINE, A.S.; MOLENTOB, M.B.; KAPLAN, R.M.; NIELSEN, M K. Anthelmintic resistance in important parasites of horses: does it really matter? **Veterinary Parasitology**, v 201, n. 1-2, p 1-8, 2014.

PEREIRA, J.R.; VIANNA, S.S. Gastrointestinal parasitic worms in equines in the Paraíba valley, state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, 140, n. 3-4, p. 289-295, 2006.

PICCOLI, C.; MARQUES, S.M.T.; APPEL, G.; SILVEIRA, E.; SIQUEIRA, G.B.; LOOS, D.E.; MATTOS, M.J.T. Helintos intestinais em cavalos de trabalho e de lazer de Porto Alegre/RS. **Science and animal health**, v. 3, n.1, P. 56-64, 2015.

POOK, J.F.; POWER, M.L.; SANGSTER, N.C.; HODGSON, J.L.; HODGSON, D.R. Evaluation of tests for anthelmintic resistance in cyathostomes. **Veterinary Parasitology**, v. 106, n. 4, p. 331-343, 2002.

PRADA, G.A.; ROMERO, C.S. Determinación de géneros de endoparásitos que afectan a los equinos de las sabanas del Casanare. **Revista de Medicina Veterinaria**, n. 18, 2009.

PRICHARD, R.K.; HALL, C.A.; KELLY, J.D.; MARTIN, I.C.A.; DONALD, A.D. The problem of anthelmintic resistance in nematodes. **Australian Veterinary Journal**, v. 56, n. 5, p. 239-250, 1980.

PROUDMAN, C.J.; FRENCH, N.P.; TREES, A.J. Tapeworm infection is a significant risk factor for spasmodic colic in the horse. **Equine Veterinary Journal**, v. 30, n. 3, p. 194-199, 1998.

PROUDMAN, C.J.; MATTHEWS, J. Control of intestinal parasites in horses. **In Practice**, v. 22, n. 2, p 90-97, 2000.

PUGH, D.G.; HU, X.P.; BLAGBURN, B. Habronemiasis: biology, signs, and diagnosis, and treatment and prevention of the nematodes and vector flies. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 34, n. 2, p. 241-248, 2014.

PUSTERLA, N.; WATSON, J.L.; WILSON, W.D.; AFFOLTER, V.K.; SPIER, S.J. Cutaneous and ocular habronemiasis in horses: 63 cases (1988–2002). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 222, n. 7, p. 978-982, 2003.

QUADROS, R.M.; MARQUES, S.M.T.; LISBOA, B.R.; BUNN, S.; SILVA, M.O. Helmintos intestinais em cavalos de raça da região serrana catarinense, **Veterinária em Foco**, v.12, n.1, p. 10-19, 2014.

REDDY, A.B.; GAUR, S.N.; SHARMA, U.K. Pathological changes due to *Habronema muscae* and *H. megastoma* (*Draschia megastoma*) infection in equines. **Indian Journal of Animal Sciences**, v. 46, p. 207-210, 1976.

REGO, D.X.; SCHMEIL, B.R.P.; SCHILLER, J.W.; SILVA, M.M.; RAMOS, C.G.; JÚNIOR, P.V.M. Incidência de endoparasitos e ectoparasitos em equinos do município de Curitiba – PR. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais, Curitiba**, v. 7, n. 3, p. 281-287, 2009.

REHBEIN, S.; LINDNER, T.; VISSER, M.; WINTER, R. Evaluation of a double centrifugation technique for the detection of *Anoplocephala* eggs in horse faeces. **Journal of helminthology**, v. 85, n. 4, p. 409-14, 2011.

REHBEIN, S.; VISSER, M.; WINTER, R. Prevalence, intensity and seasonality of gastrointestinal parasites in abattoir horses in Germany. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 407-413, 2013

REINEMEYER, C.R. Small strongyles: recent advances. **Veterinary Clinics of North America: Equine Practice**, v. 2, n. 2, p. 281-312, 1986.

RELF, V.E.; MORGAN, E.R.; HODGKINSON J.E., MATTHEWS J.B. A questionnaire study on parasite control practices on UK breeding Thoroughbred studs. **Equine Veterinary Journal**, v. 44, n. 4, p. 466-471, 2012.

RELF, V.E.; LESTER, H.E.; MORGAN, E.R.; HODGKINSON, J.E.; MATTHEWS, J.B. Anthelmintic efficacy on UK Thoroughbred stud farms. **International Journal for Parasitology**, v. 44, n. 8, p. 507-14, 2014.

ROMERO, J.S.; CAMEJO, B.B.; VILLAVICENCIO, L.P.; PONCE, J.D.; LLORENS, Y.G. Prevalencia de nematodos gastrointestinales en la unidad equina Las criollas Rancho La Belén. **Revista de producción animal**, v. 26, n. 3. 2014.

ROSSANO, M.G.; SMITH, A.R.; LYONS, E.T. Shortened strongyle-type egg reappearance periods in naturally infected horses treated with moxidectin and failure of a larvicidal dose of fenbendazole to reduce fecal egg counts. **Veterinary Parasitology**, v. 173, n. 3-4, p. 349–352, 2010.

SANGSTER, N. C. Pharmacology of anthelmintic resistance in cyathostomins: Will it occur with the avermectin/milbemycins? **Veterinary Parasitology**, v. 85, n. 2-3, p. 189-204, 1999.

SANTOS, C.N.; SOUZA, L.S.; QUINELATO, S.B.; COUTO, M.C.M.; PINHEIRO, J.; RODRIGUES, M.L.A. Seasonal dynamics of cyathostomin (Nematoda-Cyathostominae) infective larvae in *Brachiaria humidicola* grass in tropical southeast Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 180, n 3-4, p. 274-278, 2011.

SHEFERAW, D.; ALEMU, M. Epidemiological study of gastrointestinal helminths of equines in Damot-Gale district, Wolaita zone, Ethiopia. **Journal of Parasitology Disease**, v. 9, n. 2, p 315-320. 2015.

SCRÖDER, J.; SWAN, G.E. Ivermectin as an antiparasitic agent in horses. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 53, p. 127-128, 1982.

SCHUSTER, R.K.; SIVAKUMAR, S.; KINNE, J.; BABIKER, H.; TRAVERSA, D.; BUZZELL, G.R. Cutaneous and pulmonal habronemosis transmitted by *Musca domestica* in a stable in the United Arab Emirates. **Veterinary Parasitology**, v. 174, n. 1-2, p. 170-174, 2010.

SCHUSTER, R.K.; SIVAKUMAR, S. A xenodiagnostic method using *Musca domestica* for the diagnosis of gastric habronemosis and examining the anthelmintic efficacy of moxidectin. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 1-2, p. 176-181, 2013.

SILVESTRE, A.; CABARET, J. Mutation in position 167 of isotype 1 beta-tubulin gene of Trichostrongylid nematodes: role in benzimidazole resistance? **Molecular and Biochemical Parasitology**, v. 120, n. 2, p. 297-300, 2002.

SLOCOMBE, J.O.D.; COTE, J.F. Small strongyles of horses with cross resistance to benzimidazole anthelmintics and susceptibility to unrelated compounds. **Canadian Veterinary Journal**, v. 18, n. 8, p. 212–217, 1977.

SLOCOMBE, J.O.D.; DE GANNES, R.V.G. Cyathostomes in horses in Canada resistant to pyrantel salts and effectively removed by moxidectin. **Veterinary Parasitology**, v. 140, n. 1-2, p. 181–184, 2006.

SLOCOMBE, J.O.; COTÉ, J.F.; DE GANNES, R.V. The persistence of benzimidazole-resistant cyathostomes on horse farms in Ontario over 10 years and the effectiveness of ivermectin and moxidectin against these resistant strains. **Canadian Veterinary Journal**, v. 49, n. 1, p. 56-60. 2008.

SOKÓŁ, R.; RAŚ-NORYŃSKA, M.; MICHALCZYK, M.; RAŚ, J.; RAPACZ-LEONARD, A.; KOZIATEK, S. Estimation of infection of internal parasites in horses from different type of farms. **Annals of Parasitology**, v. 61, n. 3, p. 189–192, 2015

SOULSBY, E.J.L. Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals. 7th ed. London: ELBS; 809 pp., 1982.

SRIHAKIM, S.; SWERCZEK, T.W. Pathologic changes and pathogenesis of *Parascaris equorum* infection in parasite-free pony foals. **American Journal of Veterinary Research**, v. 39, n. 7, p. 1155-1160, 1978.

STEAR, M.J.; BAIRDEN, K.; MCKELLER, Q.A.; SCOTT, I.; STRAIN, S.; BISHOP, S.C. The relationship between the number and size of nematodes in the abomasum and the concentration of pepsinogen in ovine plasma. **Research in Veterinary Science**, v. 67, n. 1, p. 89-92, 1999.

STRATFORD, C.H.; LESTER, H.E.; PICKLES, K.J.; MCGORUM, B.C.; MATTHEWS, J.B. An investigation of anthelmintic efficacy against strongyles on equine yards in Scotland. **Equine Veterinary Journal**, v. 46, n. 1, p. 17-24, 2013.

STUDZIŃSKA, M.B.; TOMCZUK, K.; DEMKOWSKA-KUTRZEPA, M.; SZCZEPANIAK, K. The Strongylidae belonging to *Strongylus* genus in horses from southeastern Poland. **Parasitology Research**, v.111, n. 4, p 1417-1421, 2012.

SUAREZ, V. Helminthics control on grazing ruminants and environmental risks in South America. **Veterinary Research**, v. 33, n. 5, p. 563-573, 2002.

SUMANO, L.H.; OCAMPO, C.L. **Farmacología Veterinaria**. 3ra ed. México. Mc Graw Hill. 2006.

TANG, Z..; TANG, C.T. **Human and Animal Nematology**, 2009, Science Press, Beijing, p. 194–197, 2009.

TARIGO-MARTINIE, J.L.; WYATT, A.R.; KAPLAN, R.M. Prevalence and clinical implications of anthelmintic resistance in cyathostomes of horses. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 218, n. 12, p. 1957–1960, 2001.

TAVASSOLI, M.; DALIR-NAGHADEH, B.; ESMAEILI-SANI, S. Prevalence of gastrointestinal parasites in working horses. **Polish Journal of Veterinary Sciences**, v. 13, n. 2, p. 319-24, 2010.

TEIXEIRA, W.F.; FELIPPELLI, G.; CRUZ, B.C.; MACIEL, W.G.; FÁVERO, F.C.; GOMES, L.V.; BUZZULINI, C.; PRANDO, L.; BICHUETTE, M.A.; LOPES, W.D.; OLIVEIRA, G.P.; COSTA, A.J. Endoparasites of horses from the Formiga city, located in center-west region of the state of Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria**, v. 23, n. 4, p. 534-538. 2014.

TRAVERSA, D.; GIANGASPERO, A.; GALLI, P.; PAOLETTI, B.; OTRANTO, D.; GASSER, R.B. Specific identification of *Habronema microstoma* and *Habronema muscae* (Spirurida, Habronematidae) by PCR using markers in ribosomal DNA. **Molecular and Cellular Probes**, v. 18, n. 4, p. 215-221, 2004.

TRAVERSA, D.; KLEI, T.R.; IORIO, R.; PAOLETTI, B.; LIA, R.P.; OTRANTO, D.; SPARAGANO, O.A.; GIANGASPERO, A. Occurrence of anthelmintic resistant equine cyathostome populations in central and southern Italy. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 82, n. 3-4, p. 314-320, 2007.

TRAVERSA, D.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; DEMELER, J.; MILILLO, P.; SCHURMANN, S.; BARNES, H.; OTRANTO, D.; PERRUCCI, S.; DI REGALBONO, A.F.; BERALDO, P.; BOECKH, A.; COBB, R. Anthelmintic resistance in cyathostomin populations from horse yards in Italy, United Kingdom and Germany. **Parasites & Vectors**, v. 2, n.2, 2009a.

TRAVERSA, D.; IORIO, R.; OTRANTO, D.; GIANGASPERO, A.; MILILLO, P.; KLEI, T.R. Species-specific identification of equine cyathostomes resistant to fenbendazole and susceptible to oxibendazole and moxidectin by macroarray probing. **Experimental Parasitology**, v. 121, n. 1, p. 92–95, 2009b.

TRAVERSA, D.; CASTAGNA, G.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; MELONI, S.; BARTOLINI, R.; GEURDEN, T.; PEARCE, M.C.; WORINGER, E.; BESOGNET, B.; MILILLO, P.; D'ESPOIS, M. Efficacy of major anthelmintics against horse cyathostomins in France. **Veterinary Parasitology**, v. 188, n. 3-4, p 294-300, 2012.

TROTZ-WILLIAMS, L.; PHYSICK-SHEARD, P.; MCFARLANE, H.; PEARL, D.L.; MARTIN, S.W.; PEREGRINE, A.S. Occurrence of *Anoplocephala perfoliata* infection in horses in Ontario, **Canada and associations with colic and management practices**, v, 153, n. 1–2, p. 73–84, 2008.

UPJOHN, M.M.; SHIPTON, K.; LEROTHOLI, T.; ATTWOO, G.; VERHEYEN, K.L.P. Coprological prevalence and intensity of helminth infection in working horses in Lesotho. **Tropical Animal Health and Production**, v. 42, n. 8, p 1655-1661, 2010.

URQUHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996.

USLU, U.; GUÇLU, F. Prevalence of endoparasites in horses and donkeys in turkey. **Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy**, v. 51, p. 237-240, 2007.

VALDÉZ-CRUZ, M.P.; HERNÁNDEZ-GIL, M.; GALINDO-RODRÍGUEZ, L.; ALONSO-DÍAZ, M.A. Gastrointestinal nematode burden in working equids from humid tropical areas of central Veracruz, Mexico, and its relationship with body condition and haematological values. **Tropical Animal Health and Production**, v. 45, n. 2, p. 603-607, 2013

VÁRADY, M.; KÖNIGOVÁ, A.; CORBA, J. Benzimidazole resistance in equine cyathostomes in Slovakia. **Veterinary Parasitology**, v. 94, n. 1-2, p. 67-74, 2000.

VAN WYK, J.A. Refugia - overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. **Onderstepoort, Journal of Veterinary Research**, v. 68, n. 1, p. 55-67, 2001.

VÁSQUEZ, P.T.; SANMIGUEL, G.A.P.; LARA, D.M. Resistencia antihelmíntica en los Nemátodos Gastrointestinales del bovino. **Revista de Medicina Veterinária**, n. 13: 59-76, 2007.

VENEZIANO, A. V.; DI LORIAN, A.; MASUCCIC, R.; DI PALOD, R.; BRIANTIE, E.; GOKBULUT, C. Efficacy of eprinomectin pour-on against *Dictyocaulus arnfieldi* infection in donkeys (*Equus asinus*). **The Veterinary Journal**, v. 190, n. 3, p. 414-415, 2011.

VERA, J. H. S. **Resistência anti-helmíntica em equinos na região oeste do estado de São Paulo**. Dissertação de mestrado. 2014, p. 23. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Faculdade de Engenharia do Campus de Ilha Solteira e Campus Experimental de Dracena.

VINEY, M.E.; LOK, J.B. 'The biology of *Strongyloides spp*'. in: WormBook., pp. 1-17.

2015

VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Anthelmintic resistance in equine parasites - detection, potential clinical relevance and implications for control. **Veterinary Parasitology**, v. 185, n.1, p. 2-8, 2012.

WELLS, D.; KRECEK, R.C.; WELLS, M.; GUTHRIE, A.J.; LOURENS, J.C. Helminth levels of working donkeys kept under different management systems in the Moretele 1 district of the North-West Province, South Africa. **Veterinary Parasitology**, v. 77, n. 2-3, p. 163-167, 1998.

WIRTHERLE, N.; SCHNIEDER, T.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Prevalence of benzimidazole resistance on horse farms in Germany, **Veterinary Record**, v. 154, n. 2, p. 39-41, 2004.

WOLF, D.; HERMOSILLA, C.; TAUBERT, A. *Oxyuris equi*: lack of efficacy in treatment with macrocyclic lactones. **Veterinary Parasitology**, v. 201, n. 1-2, p. 163–168, 2014.

WOLSTENHOLME, A.J.; FAIRWEATHER, I.; PRICHARD, R.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; SANGSTER, N.C. Drug resistance in veterinary helminths. **Trends in Parasitology**, v. 20, n. 10, p. 469–476, 2004.

WOLSTENHOLME, A.J.; ROGERS, A.T. Glutamate-gated chloride channels and the mode of action of the avermectin/milbemycin anthelmintics. **Parasitology**, v. 131, p. 85-95, 2005.

XU, M.; MOLENTO, M.; BLACKHALL, W.; RIBEIRO, P.; BEECH, R.; PRICHARD, R. Ivermectin resistance in nematodes may be caused by alteration of P-glycoprotein homolog. **Molecular and Biochemical Parasitology**, v. 91, n. 2, p. 327–335, 1998.

4. OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

- Determinar a frequência de helmintos gastrointestinais e avaliar a eficácia dos principais produtos anti-helmínticos usados em equinos submetidos a diferentes regimes de criação.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar as principais espécies de helmintos gastrointestinais que acometem os equinos através da técnica de FLOTAC;
- Avaliar a eficácia de ivermectina e fenbendazole no tratamento de ciatostomíneos parasitando equinos através do teste de redução na contagem de ovos fecais.

CAPITULO I

Diagnosis of gastrointestinal helminths of horses under different husbandry systems using FLOTAC technique

Diagnosis of gastrointestinal helminths of horses under different husbandry systems using FLOTAC technique

ABSTRACT

Gastrointestinal parasites (GI) of horses can cause significant and potentially life threatening disease. Clinical signs presented by horses infected with GI parasites may include, weight loss, diarrhea and colic syndrome. The aim of this study was to detect GI helminths of horses under different husbandry systems by FLOTAC technique. Fecal samples of horses (n = 170) of different ages, genders, breeds and husbandry systems were analyzed. The coproparasitological analysis revealed a general positivity of 87.1% (148/170). Being that the Strongyles were the most frequent 97.97% (145/148), followed by *Parascaris equorum*, *Oxyuris equi*, *Strongyloides westeri* and *Anoplocephala perfoliata*. The highest positivity was observed in the extensive system (100%) followed by the semi-intensive system (87.7%) and the intensive system (82.5%). Adult females (94.68%) from extensive systems were more parasitized than male horses. In conclusion, the management system does not influence the worm prevalence in horses. The FLOTAC is a simple and sensitive technique for diagnose of gastrointestinal helminths in horses.

Keywords: FLOTAC, helminths, copromicroscopic techniques, horses

INTRODUCTION

Equine industry, involving business, sport, gaming, entertainment, or recreation is an important activity that contributes towards the economies of various countries (TRAVERSA et al., 2009). Brazil is home to approximately 5.7 million horses and other equids and the handling and the sanity of these animals (IBGE, 2016), especially regarding helminth infections, are commonly observed among animals exposed to pasture (NIELSEN, 2012).

Equids are hosts of a great number of gastrointestinal helminths species, particularly large and small strongyles, ascarids, lungworm, pinworms, threadworm and tapeworms (MOLENTO, 2005; ANDERSEN et al., 2013). On the other hand, little is known about the husbandry systems under which the horse are kept and the impact of helminth infections of horses under different management systems.

Although the variety of tests for the detection of the diagnosis of helminthic disease, the accurate diagnosing of parasitic infections is important both for individual animal management and for epidemiological studies (CRINGOLI et al., 2010). In fact, the accuracy of the technique depends on the sensitivity of the method used.

Recently, a technique known as FLOTAC has been used to detect gastrointestinal parasites of animals and humans (CRINGOLI et al., 2013). This method is a multivalent technique for making qualitative and quantitative diagnoses of parasites in stool samples, based on floatation of eggs, oocysts and/or larvae using saturated solutions (CRINGOLI et al., 2010). It is important to highlight that this technique is able to detect levels as low as one egg per gram of feces, thus making it highly sensitive (RINALDI et al., 2010).

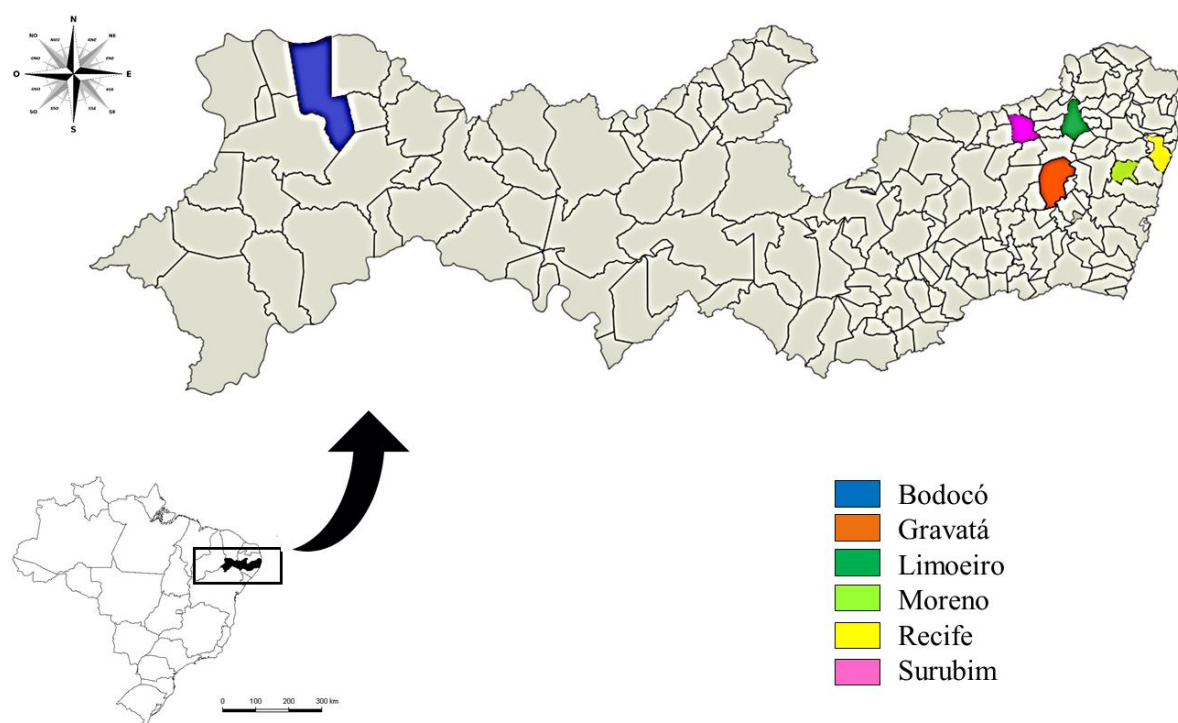
Therefore, the aim of this study was to detect the intestinal helminths of horses under different husbandry systems by using FLOTAC technique. In addition, the importance and applicability of this method have been discussed.

MATERIAL AND METHODS

Study area

This study was conducted from April to September 2015. The animals used in this research were raised in different types of husbandry systems. Being, two farms of an extensive system (Recife, 08°03'14" S e 34°52'52" W; e Gravatá, 08°12'35" S e 35°34'10" W), two farms of a semi-intensive system (Surubim, 7° 50' 60" S e 35° 45' 18" W; e Bodocó 07°46'14" S e 39°55'41" W) and two farms of an intensive system Moreno, 8° 7' 4" S e 35° 5' 35" W e Limoeiro 02°52'20" S e 35°26'23" W) in the state of Pernambuco, northeastern region of Brazil.

Figure 1. Map of study areas



Fecal samples analysis

Fecal samples were collected ($n = 170$; 76 males and 94 females) and sent in for analysis. A total of 25 samples were obtained from horses reared using the extensive system, 65 from the semi-intensive system and 80 from the intensive system. Most of the animals

used in this study were between four and fifteen years old (110/170), followed by animals from one to four years old (55/170) and, to a lesser extent, old animals (5/170).

Identify and faecal egg counts were carried out using a FLOTAC dual technique (CRINGOLI et al., 2010). Briefly, four grams of feces were homogenized in 36 ml of water and then were centrifuged and the supernatant was removed. In order to promote the eggs flotation solutions of sodium chloride (sd. 1.200) and saturated zinc sulfate (sd. 1.350), were used. The method was performed in accordance with the instructions reported in the original description.

Data were analyzed through the Student's T test using the InStat software (GraphPad Software, Inc., 2000).

RESULTS

The overall results showed that 87.1% (148/170) of the samples analyzed were positive for the presence of eggs of gastrointestinal parasites. In particular, the animals reared in the extensive system showed 100% (25/25) of positivity, followed by those in the semi-intensive system 87.7% (57/65), and finally-intensive 82.5% (66/80).

The helminths most commonly detected in this study were those belonging to the Strongylidae family (small and large strongyles), which accounted for 97.97% (145/148), followed by *Parascaris equorum* (18.92%; 28/148), *Oxyuris. equi* (8.78%; 13/148) and *Strongyloides westeri* (7.43%; 11/148). Conversely, *Anoplocephala. perfoliata* (0.67%) was less frequently reported (Table 1).

The presence of eggs of gastrointestinal helminths was higher in mares (94.68%; 89/94) than males (77. 63%; 59/76) ($P < 0.002$).

Table 1. Frequency of gastrointestinal parasites in horses according of type of breeding

Parasite	Type of breeding			Egg per gram/X	Frequency % (n/N)
	Extensive	Semi- Intensive	Intensive		
<i>Anaplocephala perfoliata</i>	-	1/57	-	64/64	0,67% (1/148) a
<i>Oxyuris equi</i>	5/25	3/57	5/66	832/64	8,78% (13/148) b
<i>Parascaris equorum</i>	8/25	15/57	5/66	3080/110	18,9% (28/148) c
Strongylidae Family	25/25	57/57	63/66	98600/680	97,97% (145/148) d
<i>Strongyloides westeri</i>	5/25	3/57	3/66	392/35,6	7,43% (11/148) e
Total %/(n/N)	100% (25/25)	87,7% (57/65)	82, 5% (66/80)		

Different letters in the same column indicate significant differences in the frequency of parasites ($p < 0.0001$) and type of breeding ($p < 0.002$).

(-) absence of parasites

DISCUSSION

In this study, the overall occurrence of helminthic infection was 87.1%, independently of husbandry system, which was considered high, compared with other studies such as those conducted by EHIZIBOLO et al. (2012), where reported just 11.9% of positivity in Nigeria, REHBEIN et al. (2013) that reported 77.5% in Germany, MATTO et al. (2015), 20.63% in Maharashtra in India, SOKÓL et al. (2015), 64.3% in Poland and ALMEIDA et al. (2004) which reported 36.9% of positivity in Rio Grande do Sul, Brazil.

The most commonly helminths detected in this study was those belonging to the Strongylidae family, followed by the species *P. equorum* and *O. equi*. These data corroborate the findings from other studies, which showed that these parasite species are commonly found in horses (EHIZIBOLO et al., 2012; ADEPPA et al., 2014), Regardless of the husbandry systems.

All the systems studied showed high levels of positive animals indicating that any breeding system presents risks of infection by gastrointestinal parasites which disagree with Molento, (2005), who indicated that the type of husbandry systems can be important to gastrointestinal parasites in horses.

In this study was reported the high prevalence of Strongyles parasites in extensive and semi-intensive systems. In fact, Strongyles eggs may reach up to 100% in some horse's populations (AYELE et al., 2006; SHEFERAW & ALEMU, 2015), being observed a higher percentage of these parasites in animals breeding in husbandry systems with pasturage included (FRITZEN et al., 2010; SOKÓL et al., 2015).

The occurrence of *P. equorum* was low in this study, principally in extensive and intensive production system, possibly due that, the infection in adult horses is an unusual finding. The infection is more common in young animals (HINNEY et al., 2011) because the protective immunity against this parasite develops after the age of six months (CLAYTON, 1986). The prevalence of *P. equorum* infection was higher at the semi-intensive system where the cleaning and disinfection of stall horses were poor and the animals can be infected daily.

The prevalence of *O. equi* was higher in extensive and intensive systems because animals can be infected through grassing and stall horse, as they may ingest the parasite eggs by licking walls where infected animals came in contact and in the grass with some eggs that could be eliminated with feces (ENIGK, 1949).

Interestingly, *Anoplocephala* sp. presented low occurrence (1.1%). This parasite was identified in animals from semi-intensive systems with availability of pastures in small areas, resulting in consumption of fresh grass and therefore more likely to ingest cysticercoids in the intermediate hosts compared with animals from extensive production (PAPAZAHARIADOU et al., 2009).

Curiously, the lower occurrence of *Strongyloides westeri* (7.43%) was observed in extensive husbandry system. The grazing animals, particularly foals (LYONS et al., 1973) are always exposed to parasites (KUMAR et al., 2013) and threadworm has been found in the foals

In general, the parasite load of helminth infections also is influenced by factors as age and gender of the animals and eggs excretion of helminthes were found be higher in females than males horses. This can be explained because females are subjected to different management regardless breeding system, mainly in the postpartum which are brought to the grass, being more prone to parasitic infections.

In conclusion, the FLOTAC technique can be applied for diagnose of gastrointestinal parasites in horses, being that the frequency of gastrointestinal helminths it is not influenced by husbandry system.

REFERENCES

- ADEPPA, J.; ANANDA, K.J.; KRISHNA, M.C.M.; SATHEESHA, G.M. Incidence of gastrointestinal parasites in horses of Shimoga region, Karnataka state. **Journal of Parasitic Disease**, v. 1, p. 1–3, 2014.
- ALMEIDA, G.L.; MARIN, J.B.; GOMES, R.O.; FILHO, J.O.J.; MOLENTO, M.B. Frequência de tratamento antiparasitário e falta de eficácia de helmintos de eqüinos Puro Sangue de Corrida no Jockey Club de Santa Maria, RS Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 13 (Suppl.1), p. 274. 2004.
- ANDERSEN, U.V.; HOWE, D.K.; OLSEN, S.N.; NIELSEN, M.K. Recent advances in diagnosing pathogenic equine gastrointestinal helminths: the challenge of prepatent detection. **Veterinary Parasitology**, 192, n. 1-3, p. 1-9, 2013.
- AYELE, G.; FESEHA, G.; BOJIA, E.; JOE, A. Prevalence of gastro-intestinal parasites of donkeys in Dugda Bora District, Ethiopia. **Livestock Research for Rural Development**, v. 18, n. 10, 2006.

CLAYTON, H.M. Ascarids. Recent advances. **Veterinary Clinics of North America: Equine Practice**, v. 2, p. 313–328, 1986.

CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MAURELLI, M.P.; UTZINGER, J. FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature Protocols**, 5, n. 3, p. 503–515, 2010.

CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; ALBONICO, M.; BERGQUIST, R.; UTZINGER J. Geospatial (s) tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Geospatial Health**, v. 7, n. 2, p. 399-404, 2013.

EHIZIBOLO, D.O.; KAMANI, J.; EHIZIBOLO, P.O.; EGWU, K.O.; DOGO, G.I.; SALAMI-SHINABA, J.O. Prevalence and significance of parasites of horses in some states of Northern Nigeria. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 23, n. 1, p. 1-4, 2012.

ENIGK, K. Zur Biologie und Bekämpfung von *Oxyuris equi*. **Zeitschrift fuer Tropenmedizin und Parasitologia**, v.1, p. 259-272, 1949.

FRITZEN, B.; ROHN, K.; SCHNIEDER, T.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Endoparasite control management on horse farms--lessons from worm prevalence and questionnaire data. **Equine Veterinary Journal**, v. 42, n. 1, p. 79-83, 2010.

HINNEY, B.; WIRTHERLE, N.C.; KYULE, M.; MIETHE, N.; ZESSIN, K.H.; CLAUSEN P.H. Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1083-1091, 2011.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Pernambuco 2014. Disponível em < <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua/default.asp?t=2&z=t&o=24&u1=3&u3=1&u4=1&u5=1&u6=1&u7=1&u2=2>>. Acesso em 10 de Agosto. 2016.

KUMAR, N.; RAO, T.K.S.; VARGHESE, A.; RATHOR, V.S. Internal parasite management in grazing livestock. **Journal of Parasitic Diseases: Official Organ of the Indian Society for Parasitology**, v. 37, n. 2, p. 151-157, 2013.

LYONS, E.T.; DRUDGE, J.H.; TOLLIVER, S.C. On the life cycle of *Strongyloides westeri* in the equine. **Journal of Parasitology**, v. 59, n. 5, p. 780-787, 1973.

MATTO, T.N.; BHARKAD, G.P.; BHAT, S.A. Prevalence of gastrointestinal helminth parasites of equids from organized farms of Mumbai and Pune. **Journal of Parasitic Disease**, v. 39, n. 2, p. 179-85, 2015.

MOLENTO, M.B. Resistência parasitária em helmintos de equídeos e propostas de manejo. **Ciência Rural**, v. 35, n. 6, p. 1469-1477, 2005.

NIELSEN, M.K. Sustainable equine parasite control: Perspectives and research needs. **Veterinary Parasitology**, v. 185, n. 1, p. 32–44, 2012.

PAPAZAHARIADOU, M.; PAPADOPOULOS, E.; DIAKOU, A.; PTOCHOS, S. Gastrointestinal Parasites of Stabled and Grazing Horses in Central and Northern Greece. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 29, n. 4, p. 233-236, 2009.

REHBEIN, S.; VISSER, M.; WINTER, R. Prevalence, intensity and seasonality of gastrointestinal parasites in abattoir horses in Germany. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 407-13, 2013.

RINALDI, L.; MAURELLI, M.P.; MUSELLA, V.; SANTANIELLO, A.; COLES, G.C.; CRINGOLI, G. FLOTAC: An improved method for diagnosis of lungworm infections in sheep. **Veterinary Parasitology**, v. 169, n. 3-4, p. 395-398, 2010.

SHEFERAW, D.; ALEMU, M. Epidemiological study of gastrointestinal helminths of equines in Damot-Gale district, Wolaita zone, Ethiopia. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 39, n. 2, p. 315-320, 2015.

SOKÓŁ, R.; RAŚ-NORYŃSKA, M.; MICHALCZYK, M.; RAŚ, A.; RAPACZ-LEONARD, A.; KOZIATEK, S. Estimation of infection of internal parasites in horses from different type of farms. **Annals of Parasitology**, v. 61, n. 3, p. 189-92, 2015.

TRAVERSA, D.; IORIO, R.; OTRANTO, D.; GIANGASPERO, A.; MILILLO, P.; KLEI, T.R. Species-specific identification of equine cyathostomes resistant to fenbendazole and susceptible to oxibendazole and moxidectin by macroarray probing. **Experimental Parasitology**, v. 121, n. 1, p. 92-95, 2009.

CAPITULO II

Anthelmintic efficacy of two commercial products against cyathostomins

(Nematoda: cyathostominae) in horses

Anthelmintic efficacy of two commercial products against cyathostomins (Nematoda: cyathostominae) in horses

ABSTRACT

The control of the cyathostomins in horses is based on the use of anthelmintic products of several kinds. However, the indiscriminate use of these products has generated resistance to benzimidazoles and more recently to macrocyclic lactones. In this study was evaluated the efficacy of the two anthelmintic products used in the treatment of horses cyathostomins. Animals (n = 70) from five different farms of the state of Pernambuco were treated with commercial products based on ivermectin and fenbendazole. Efficacy was determined by calculating the percentage of fecal egg reduction count at days zero, seven, 14 and 21 after treatment. Fenbendazole showed low efficacy in 100% of the studied properties, while ivermectin presented resistance in only 25% of the farms. The results of this study revealed a high degree of anthelmintic resistance of FBZ in all farms studied. Although the resistance against both FBZ and IVM was detected in one farm, the efficacy of ivermectin against strongyle nematodes was still sufficient in this study.

Key words: Equine, anthelmintic resistance, cyathostomins, diagnosis.

INTRODUCTION

Horses are host of a great number of gastrointestinal parasite species, where the cyathostomins are considered the most important nematodes, due to their high prevalence and pathogenic potential at both larval and adult stages (LESTER et al., 2013). These parasites have a primary importance in equine medicine, for their worldwide distribution and impact on health and performance of infected animals (HEIDI and WADE, 2009). It is important to highlight the syndrome known as larval cyathostominosis characterized by colic followed of diarrhea and weight loss (MATTHEWS et al., 2004), and adult cyathostominosis associated with mild diarrhea (LIND, 2005).

Currently, the control of cyathostomins infections is based on the use of systematic anthelmintic treatments based on frequent application of products belonging to three different classes: benzimidazoles, tetrahydropyrimidines and macrocyclic lactones (VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, 2012). Regular anthelmintic treatment is necessary for protection against this parasitic infection because immunity against cyathostomins is slow to develop and incomplete (KLEI and CHAPMAN, 1999).

However, the unrestricted access of commercially available anthelmintics, inexpensive and easily administered, to have exerted high selection pressures on the parasite populations for resistance (KAPLAN, 2002). Being that, since the 1960s, the anthelmintic resistance to benzimidazoles has been reported (DRUDGE e and ELAM, 1961) and more recently to pyrantel and ivermectin (CHAPMAN et al., 1996; MOLENTO et al., 2008).

Considering the lack of data on anthelmintic resistance in horses of Brazil, the objective of this study was to evaluate the efficacy of ivermectin and fenbendazole used for the control of cyathostomins in horses in the Pernambuco state, Brazil.

MATERIAL AND METHODS

- *Study area*

The study was carried from January to June of 2016, in five different farms located in the Metropolitan region of Recife (8°03'14"S 34°52'51"O) and the Zona da Mata (07° 30' 19" S 35° 19' 06" W) of Pernambuco State, Brazil.

- *Investigative questionnaire*

An investigative questionnaire was applied in each farm studied, to identify and evaluate the management practices used in the control of gastrointestinal helminths of horses (Annexed 2, 3).

- *Animals*

Initially, fecal samples of 208 horses of Manga Larga and Quarter Mile breeds were examined by FLOTAC technique. Then, a total of 70 animals of with *twelve months of age or more* and with *Faecal Egg Count (FEC)* superior to 100 *eggs/gram* of Strongylidae were selected.

- *Experimental groups and administration of anthelmintic products*

No anthelmintic treatments were performed in selected animals in the three months before the trial. Ten days after the first collection and copromicroscopic evaluation, the experimental groups were formed: Group I - seven animals treated with fenbendazole (FBZ) and Group II - seven treated animals with ivermectin (IVM), on each property, totaling 70 animals. The animals were treated with each of the anthelmintics according to the manufacturer recommendation.

- *Sample collection and laboratory analyzes*

Individual fecal samples were collected directly from the equine rectal. Samples were stored at 8° C until laboratory for processing by the FLOTAC technique (CRINGOLI et al., 2010).

In addition, in order to confirm the presence of cyathostominae larvae, coprocultures were performed in all fecal samples (ROBERT and O'SULLIVAN (1950) and the cyathostominae larvae were identified by using morphological keys (BEVILAQUA et al., 1993).

The individual FECs of each horse was determined at day zero (day of treatment), seven, 14 and 21 days after treatment, in order to observe the reduction in counting and evaluate the effectiveness of the treatments applied.

- *Data analysis*

The Fecal Egg Count Reduction Test (FECRT) was carried out according to the recommendations of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) and Coles et al. (1992). In order to determinate the *faecal egg count* the FLOTAC technique was used. Percentage reductions in the fecal egg count were determined for each treatment group with the following formula: $100 \times (\text{pre-treatment EPG arithmetic mean} - \text{post-treatment EPG arithmetic mean} / \text{pre-treatment EPG arithmetic mean})$.

Presence of resistance to FBZ or IVM in each farm studied was considered when values less than 95% were obtained in FECRT and a confidence limit (LCL) lower than 90% (POOK et al., 2002; KAPLAN and NIELSEN, 2010; CANEVER et al., 2013).

RESULTS

All farms studied showed resistance to fenbendazole with efficacy ranging from 38.8 to 91.0%. Despite the good efficacy of ivermectin in 80% of the farms studied, resistance was observed in one property (Table 1).

The larvae (L3) identification revealed that cyathostomins were the most prevalent in pre and post treatment with an average of 97% and 100%, respectively.

Table 1. Efficacy of ivermectin and fenbendazole in the properties studied.

Properties	Ivermectin		Fenbendazole	
	FECRT (%)	LCL (%)	(%)	LCL (%)
A	92.1	84.9	38.9	-27.0
B	99.8	98.2	45.5	-1.9
C	100	100	91.0	86.0
D	100	100	90.4	88.3
E	95.0	97.9	70.3	45.3

The main management practices identified in 100% of the farms that presented resistance to FBZ, were treatment at short intervals and inadequate or improper dosing. In the property that showed resistance to IVM it was observed that, anthelmintic treatments were applied in all animals without regard to fecal eggs count, age, weight or presence of clinical signs in animals.

DISCUSSION

Resistance to FBZ was observed in 100% of the properties studied, proving that benzimidazole resistance is already widespread in the studied areas. Similarly, previous studies have reported the inefficiency of this compound in the treatment of cyathostomins in several regions of the world such as in Oceania (POOK et al., 2002), Asia (CIRAK et al., 2004; KUMAR et al., 2016), Africa (DAVIES and SCHWALBACH, 2000), Europe (TRAVERSA et al., 2012; LESTER et al., 2013; RELF et al., 2014; STRATFORD et al., 2014; FISCHER et al., 2015) and Americas (ROSSANO et al., 2010; GARCIA et al., 2013). On the other hand, in Brazil the resistance to FBZ in equine parasites has been observed in the states of Paraná (MOLENTO et al., 2008; CANEVER et al., 2013), Rio Grande do Sul (BELMONTE et al., 2009), Minas Gerais, Rio de Janeiro and São Paulo (CANEVER et al., 2013).

Fenbendazole, which came on the market in the 1960s, showed efficacy in the removal of main nematodes with low toxicity and easy administration (LYONS et al., 1999). Young et al. (1999) and Kaplan et al. (2004) determined the reduction of the efficacy of FBZ against cyathostomins observing that, the short interval of treatments and use of low doses for prolonged periods are important factors in the installation of resistance phenomena. In fact, in the present study was observed that treatments with short intervals were commonly identified in all properties that showed resistance.

On the other hand, IVM was effective in 80% of the properties, coinciding with reports of some authors that indicated the efficacy of macrocyclic lactones (MLs) in the treatment of gastrointestinal parasites of horses (SLOCOMBE et al., 2008; NIELSEN, 2009; TRAVERSA et al., 2009; TRAVERSA et al., 2012; LESTER et al., 2013). However, one of only five properties studied showed resistance to IVM, similar to other studies that demonstrated the reduction in the efficacy of these compounds in several regions of the world (LYONS et al., 2008; TRAVERSA et al., 2009; NÄREAHO et al., 2011; LYON et al., 2011; RELF et al., 2014; PEREGRINE et al., 2014), including Brazil (MOLENTO et al., 2008; CANEVER et al., 2013; FELIPPELLI et al., 2015).

In the farm with resistance to IVM has been showed, it was observed that anthelmintic program was implemented in all animals, regardless of weight, being thus a factor that contributes to selection pressure on the parasite population and consequently favoring the development of anthelmintic resistance (HODGKINSON et al., 2008).

Crusade resistance was identified in the property that showed resistance to IVM, since it also presented resistance to FBZ. This phenomenon develops when occur a decrease in efficacy simultaneously to two anthelmintic compounds with different mechanism of action (MÁRQUEZ LARA, 2003). Possibly this is due to the limited number of anthelmintic

products available for the treatment of gastrointestinal helminths of horses (CANEVER et al., 2013), combined with the management of anthelmintic products.

In conclusion, the results of this study revealed that, the use of fenbendazole in the anthelmintic treatment in horses is not indicated in the studied properties.

REFERENCES

BELMONTE, C.; FERNANDES, F.; GASPARY, J. et al. Antiparasitários no controle de helmintoses em cavalos mantidos em campo nativo na região central do Rio Grande do Sul, Brasil. **Veterinária em Foco**, v.7, n.1, p.46-51, 2009.

BEVILAQUA, C.M.L.; RODRIGUES, M.L.; CONCORDET D. Identification of infective larvae of some common nematode strongylids of horses. **Revue de Medicine Veterinaire**, v. 12, p. 989–995, 1993.

CANEVER, R. J.; BRAGA, P. R.; BOECKH, A.; GRYCAJUCK, M.; BIER, D.; MOLENTO M. B. Lack of cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 194, n.1, p. 35–39, 2013.

CHAPMAN, M.R.; FRENCH, D.D.; MONAHAN, C.M.; KLEI, T.R. Identification and characterization of a pirantel pamoate resistant cyathostome population. **Veterinary Parasitology**, v. 66, p. 205–212, 1996.

CIRAK, V.Y.; GÜLEĞEN, E.; BAUER, C. Benzimidazole resistance in cyathostomin populations on horse farms in western Anatolia, Turkey. **Parasitology Research**, v. 93, n. 5, p. 392-395, 2004.

CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MAURELLI, M.P.; UTZINGER, J. FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature Protocols**, v. 5, n. 3, p. 503–515, 2010.

COLES, G.C.; BAUER, C.; BORGSTEEDE, F.H.; GEERTS, S.; KLEI, T.R.; TAYLOR, M.A.; WALLER, P.J. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. **Veterinary Parasitology**, v. 44, p. 35–44, 1992.

DAVIES, J. A.; SCHWALBACH, L. M. J. A study to evaluate the field efficacy of Ivermectin, fenbendazole, and pyrantel pamoate, with preliminary observations on the efficacy of doramectin, as anthelmintic in horses. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 71, p. 144-147, 2000.

DRUDGE, J.H.; ELAM, G. Preliminary observations on the resistance of horse strongyles to phenothiazine. **Journal of Parasitology**. 47, 38–39, 1961.

FELIPPELLI, G.; CRUZ, B. C.; GOMES, L. V.; LOPES, W. D.; TEIXEIRA, W. F.; MACIEL W. G.; BUZZULINI, C.; BICHUETTE, M. A.; CAMPOS, G. P.; SOARES, V. E.; BERGAMASCO, P. L.; DE OLIVEIRA, G. P.; DA COSTA, A. J. Susceptibility of helminth species from horses against different chemical compounds in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 212, n. 3-4, p. 232-238, 2015.

FISCHER, J.K; HINNEY, B; DENWOOD, M.J; TRAVERSA, D; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G; CLAUSEN, P.H. Efficacy of selected anthelmintic drugs against cyathostomins in horses in the federal state of Brandenburg, Germany. **Parasitology Research**, v. 114, n. 12, 2015.

GARCIA, A.; BRADY, H. A.; NICHOLS, W. T.; PRIEN, S. Equine cyathostomin resistance to fenbendazole in Texas horse facilities. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 33, n. 4, p. 223–228, 2013.

HEIDI, A.B.; WADE T.N. Drug resistance in equine parasites: an emerging global problem. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 29, n. 5, p. 285–295, 2009.

HODGKINSON, J. E.; CLARK, H. J.; KAPLAN, R. M.; LAKE, S. L.; MATTHEWS, J. B. The role of polymorphisms at beta tubulin isotype 1 codons 167 and 200 in benzimidazole resistance in cyathostomins. **International Journal for Parasitology**, v 38, p 1149-1160, 2008.

KAPLAN, R.M. Anthelmintic resistance in nematodes of horses. **Veterinary Research**, v. 33, p. 491–507, 2002.

KAPLAN, R.M.; KLEI, T.R.; LYONS, E.T.; LESTER, G.; COURTNEY, C.H.; FRENCH, D.D.; TOLLIVER, S.C.; VIDYASHANKAR, A.N.; ZHAO, Y. Prevalence of anthelmintic resistance on horse farms in the southern United States. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 225, n. 6, p. 903-10, 2004.

KAPLAN, R. M.; NIELSEN, M. K. An evidence-based approach to equine parasite control: it ain't the 60s anymore. **Equine Veterinary Education**, v 22, n. 6, p. 306-316, 2010.

KLEI, T.R., CHAPMAN, M.R. Immunity in equine cyathostome infections. **Veterinary Parasitology**, v. 85, p. 123-136, 1999.

KUMAR, S.; GARG, R.; KUMAR, S.; BANERJEE, P. S.; RAM, H.; PRASAD, A. Benzimidazole resistance in equine cyathostomins in India. **Veterinary Parasitology**, v. 218, p. 93-97, 2016.

LESTER, H.E.; SPANTON, J.; STRATFORD, C.H.; BARTLEY, D.J.; MORGAN, E.R.; HODGKINSON, J.E.; COUMBE, K.; MAIR, T.; SWAN, B.; LEMON, G.; COOKSON, R.; MATTHEWS, J.B. Anthelmintic efficacy against cyathostomins in horses in Southern England. **Veterinary Parasitology**, v. 197, n. 1-2, 2013.

LIND, O. E. **Prevalence and control of strongyle nematode infections of horses in Sweden**. Doctoral thesis, 29-2005. Swedish University of Agricultural Sciences, Uppsala, 60 pp., 2005.

LYONS, E.; TOLLIVER, S.; DRUDGE, J. Historical perspective of cyathostomes: prevalence, treatment and control programs, **Veterinary Parasitology**, v. 85, p. 97-112, 1999.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; IONITA, M.; LEWELLEN, A.; COLLINS, S.S. Field studies indicating reduced activity of ivermectin on small strongyles in horses on a farm in Central Kentucky. **Parasitology Research**, v. 103, n. 1, p. 209–215, 2008.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; COLLINS, S.S. Reduced activity of moxidectin and ivermectin on small strongyles in young horses on a farm (BC) in Central Kentucky in two field tests with notes on variable counts of eggs per gram of feces (EPGs). **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1315-1319, 2011.

MÁRQUEZ LARA, D. Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control. **Revista Corpoica**, v.4, p.55-71, 2003.

MATTHEWS, J.B.; HODGKINSON, J.E.; DOWDALL, S.M.J.; PROUDMAN C.J. Recent developments in research into the Cyathostominae and Anoplocephala perfoliata. **Veterinary Research**, v. 35, p. 371–381, 2004.

MOLENTO, M.B.; ANTUNES, J.; BENTES, R.N.; COLES, G.C. Anthelmintic resistant nematodes in Brazilian horses. **Veterinary Record**, V. 162, N. 12, p.384-5, 2008.

NÄREAHÖ, A.; VAINIO, K.; OKSANEN, A. Impaired efficacy of ivermectin against *Parascaris equorum*, and both ivermectin and pyrantel against strongyle infections in trotter foals in Finland. **Veterinary Parasitology**, v. 182, n. 2-4, p. 372–377, 2011.

NIELSEN, M.K. Restrictions of anthelmintic usage: perspectives and potential consequences. **Parasites & Vectors**, v.2, (Suppl 2):S7, doi: 10.1186/1756-3305-2-S2-S7, 2009.

PEREGRINE, A.S.; MOLENTO, M.B.; KAPLAN, R.M.; NIELSEN, M.K. Anthelmintic resistance in important parasites of horses: does it really matter? **Veterinary Parasitology**, v. 201, n. 1-2, p. 1-8, 2014.

POOK, F.; POWER, M.L.; SANGSTER, N.C.; HODGSON, J.L.; HODGSON D.R. Evaluation of tests for anthelmintic resistance in cyathostomes. **Veterinary Parasitology**, v. 106, p. 331–346, 2002.

RELF, V.E.; LESTER, H.E.; MORGAN, E.R.; HODGKINSON, J.E.; MATTHEWS, J.B. Anthelmintic efficacy on UK Thoroughbred stud farms. **International Journal for Parasitology**, v. 44, n. 8, p. 507-14, 2014.

ROBERT, F.H.S.; O'SULLIVAN, P.J. Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infecting tract of cattle. **Australian Journal of Agricultural Research**, v.1, p. 99-102, 1950.

ROSSANO, M.G.; SMITH, A.R.; LYONS, E.T. Shortened strongyle-type egg reappearance periods in naturally infected horses treated with moxidectin and failure of a larvicidal dose of

fenbendazole to reduce fecal egg counts. **Veterinary Parasitology**, v.173, n. 3-4, p. 349-52, 2010.

SLOCOMBE, J.O.; COTÉ, J.F.; DE GANNES, R.V. The persistence of benzimidazole-resistant cyathostomes on horse farms in Ontario over 10 years and the effectiveness of ivermectin and moxidectin against these resistant strains. **Canadian Veterinary Journal**, v. 49, n. 1, p. 56-60. 2008.

STRATFORD, C.H.; LESTER, H.E.; PICKLES, K.J.; MCGORUM, B.C.; MATTHEWS, J.B. An investigation of anthelmintic efficacy against strongyles on equine yards in Scotland. **Equine Veterinary Journal**, v. 46, n. 1, 2014.

TRAVERSA, D.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; DEMELER, J.; MILILLO, P.; SCHURMANN, S.; BARNES, H.; OTRANTO, D.; PERRUCCI, S.; FRANGIPANE, D.I.; REGALBONO, A.; BERALDO, P.; BOECKH, A.; COBB, R. Anthelmintic resistance in cyathostomin populations from horse yards in Italy, UK and Germany. **Parasitites & Vectors**, v. 2 (Suppl. 2), 2009.

TRAVERSA, D.; CASTAGNA, G.; VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G.; MELONI, S.; BARTOLINI, R.; GEURDEN, T.; PEARCE, M.C.; WORINGER, E.; BESOGNET, B.; MILILLO, P.; D'ESPOIS, M. Efficacy of major anthelmintics against horse cyathostomins in France. **Veterinary Parasitology**, v. 188, n. 3-4, p 294-300, 2012.

VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G. Anthelmintic resistance in equine parasites – detection, potential clinical relevance and implications for control. **Veterinary Parasitology**, v. 185, n. 1, p. 2-8, 2012.

YOUNG, K.E.; GARZA, V.; SNOWDEN, K.; DOBSON, R.J.; POWELL, D.; CRAIG TM.
Parasite diversity and anthelmintic resistance in two herds of horses. **Veterinary
Parasitology**, v.85, n. 2-3, p.205-214, 1999.

ANEXOS

ANEXO 1



Universidade Federal Rural de Pernambuco

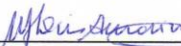
Rua Dom Manoel de Medeiros, s/n,
Dois Irmãos - CEP: 52171-900 - Recife/PE

Comissão de ética no uso de animais - CEUA

Licença para o uso de animais em experimentação e/ou ensino

O Comitê de ética no uso de animais CEUA da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no uso de suas atribuições, autoriza a execução do projeto descrito abaixo. O presente projeto também se encontra de acordo com as normas vigentes no Brasil, especialmente a Lei 11794/2008.

Número da licença	011/2016
Número do processo	23082.022039/2015
Data de emissão da licença	15 de Fevereiro de 2016
Título do Projeto	Diagnóstico da resistência anti-helmíntica em <i>ciatostomíneos</i> (nematoda-cyathostominae) parasitando equídeos nos Estados de Pernambuco .
Finalidade (Ensino, Pesquisa, Extensão)	Pesquisa
Responsável pela execução do projeto	Leucio Câmara Alves
Colaboradores	Irma Yaneth Torres López ; Edson Moura da Silva; Victor Fernando Santana Lima; Neurisvan Ramos Guerra ; Maria Aparecida da Glória Faustino .
Tipo de animal e quantidade total autorizada	Equídeo : total de 196 animais (Machos e fêmeas)


Prof.ª Dra. Marleyne José Afonso Accioly Lins Amorim
(Coordenadora da CEUA-UFRPE)



Prof.ª Dra. Marleyne Amorim
Coordenadora CEUA

ANEXO 2

FICHA DE IDENTIFICAÇÃO

DATA: _____

Nº

DADOS GERALES

Nome do Proprietário _____

Local _____

Telefone _____

DADOS DO ANIMAL

Nome do animal _____

Raça _____

Sexo _____

Capa _____

Idade _____

Condição corporal

Magro

☐

boa

☐

obeso

☐

DADOS CLÍNICOS

Peso _____ Frequência Cardíaca: _____ Frequência Respiratória: _____

TESTE

Grupo	Anti-helmíntico	Dose

RESULTADOS

	Dia -10	Dia 0	Dia 7	Dia 14	Dia 21
OPG					

ANEXO 3

QUESTIONARIO: INVESTIGAÇÃO DE RESISTÊNCIA ANTI-HELMÍNTICA EM EQUINOS

Propriedade N°

Nome da Propriedade: _____
Proprietario: _____
Responsavel: _____
Município: _____ Cidade: _____

1. PROPIEDADE

Área total da propriedade: _____
Tipo de exploração:
Cria e Reprodução () esportes () exposição () Trabalho ()
Cria outro tipo de animais: sim () não ()
Bovinos () Caprinos ovinos () Suínos () Aves () outros: _____

2. MANEJO

Sistema de criação

Pastoreio Extensivo () semiextensivo () estabulado ()
Os animais ficam estabulados: sim () não ()
Se a resposta fosse sim, quanto tempo?
Apenas na noite () Todo tempo () Só no verão ()

Manejo da pastagem

Faz rodízio de pastagens: sim () não ()
Faz tratamento dos pastagens antes de introduzir animais: sim () não ()
Divide pasto com outras espécies? Sim () não () Quais? _____
Qual é o tipo de pastagem que possui? _____

Faz fertilização da pastagem: sim () não ()

Qual é o tipo de fertilizante usado:

() Minerais/ inorgânicos

() Esterco

() Resíduos orgânicos

() outros, quais? _____

No caso de usar esterco, faz compostagem antes de lançar as fezes ao pasto:

Sim () não ()

Já tem observado vermes no pasto? Sim () não ()

Manejo do estabulo

Quantos piquetes tem? _____

Existe algum tipo de ordem de utilização dos piquetes de acordo com as categorias animais?

() Uso de mesmo piquete para éguas lactantes e seus potros por anos consecutivos

() Rodízio de piquetes

() Não existe ordem de utilização de piquetes.

Há desinfecção dos piquetes? Sim () não ()

Qual é a frequência de retirada de esterco do estábulo/baia? () Diariamente () Períodos Irregulares

Manejo sanitário

Protocolo com animais recém adquiridos:

☐ Tratados assim que chegam na propriedade e isolados por ____ dias.☐ Apenas isolados por ____ dias.☐ São misturados ao restante do plantel sem tratamento.☐ Outro: _____Colocam algum tipo de tratamento aos animais novos? Sim ☐ não ☐

Qual? _____

3. ANIMAIS

Raça	Número de fêmeas	Número de machos	Número de prenhes	Número de potros	TOTAL

4. TRATAMENTO ANTIPARASITARIO

Como é feita a vermifugação dos animais?

☐ Todos os animais do rebanho na mesma ocasião☐ Somente alguns animais ou lotes

Qual a frequência de aplicação de vermífugos utilizada?

☐ Mensal☐ Anual☐ A cada 2 meses☐ Sempre que necessário com base em exames de fezes☐ A cada 3 meses☐ Em animais com sinais clínicos de verminose☐ A cada 4 meses☐ Estratégica (ex. éguas antes do parto e potros no desmame)☐ Semestral☐ Não utilizo vermífugo

Outra: _____

Qual ou quais são os principal produto anti-helmíntico usado na propriedade?

Como escolhe o medicamento antiparasitário?

☐ Indicação do técnico Veterinário☐ Balconista de agropecuária ou Cooperativa☐ Pelo melhor preço☐ Vendedor na fazenda☐ Propaganda (revista, TV, folder, etc).

Outros: _____

Quando troca de vermífugo?

☐ A cada vermifugação☐ De acordo com teste de eficácia do vermífugo☐ Quando o produto não faz mais efeito☐ De acordo com orientação do veterinário☐ Sem critério**5. RESISTENCIA ANTI-HELMÍNTICA**Sabe o que é resistência aos produtos antiparasitários? Sim ☐ não ☐Alguma vez suspendeu um produto anti-helmíntico devido a que tinha diminuído sua efetividade? Sim ☐ não ☐ Quais? _____