

ALBA MARIA SOARES BARBOSA

**CLASSIFICAÇÃO DE CAPRINOS E OVINOS COM INFECÇÃO
NATURAL POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS POR MEIO
DO MÉTODO FAMACHA, PROTEINOGRAMA E EXAMES
COPROPARASITOLÓGICOS**

RECIFE - PE

2011

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA

ALBA MARIA SOARES BARBOSA

**CLASSIFICAÇÃO DE CAPRINOS E OVINOS COM INFECÇÃO
NATURAL POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS POR MEIO
DO MÉTODO FAMACHA, PROTEINOGRAMA E EXAMES
COPROPARASITOLÓGICOS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Veterinária.

Orientador: Prof. Dr. Francisco Feliciano da Silva

Co-Orientadora: Prof^a. Dr^a. Néria Vânia Marcos dos Santos

RECIFE - PE

2011

Ficha Catalográfica

B238c Barbosa, Alba Maria Soares
 Classificação de caprinos e ovinos com infecção natural
 por parasitos gastrointestinais por meio do método Famacha,
 proteínoograma e exames coproparasitológicos / Alba Maria
 Soares Barbosa. -- 2011.
 45 f. : il.

 Orientador: Francisco Feliciano da Silva.
 Dissertação (Mestrado em Ciência Veterinária) –
 Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento
 de Medicina Veterinária, Recife, 2011.
 Referências.

 1. Helminose 2. Exames laboratoriais 3. Caprino
 4. Ovino 5. Resistência I. Silva, Francisco Feliciano da,
 Orientador II. Título

CDD 636.089

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA

**CLASSIFICAÇÃO DE CAPRINOS E OVINOS COM INFECÇÃO
NATURAL POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS POR MEIO
DO MÉTODO FAMACHA, PROTEINOGRAMA E EXAMES
COPROPARASITOLÓGICOS**

Dissertação de Mestrado elaborada por

ALBA MARIA SOARES BARBOSA

Aprovada em: ____/____/____

BANCA EXAMINADORA

Orientador - Prof. Dr. Francisco Feliciano da Silva
Departamento de Medicina Veterinária – UFRPE

Prof^a. Dr^a. Marilene Maria de Lima
Departamento de Medicina Veterinária da UAST – UFRPE

Prof^a. Dr^a. Maria Aparecida da Gloria Faustino
Departamento de Medicina Veterinária - UFRPE

Prof^a. Dr^a. Néria Vânia Marcos dos Santos
Departamento de Medicina Veterinária - UFRPE

Dedico

“A meus pais e Jairinho, que são a razão da minha vida”.

*“Embora ninguém possa voltar e fazer um novo começo,
qualquer um pode começar agora e fazer um novo fim.”*

Chico Xavier

AGRADECIMENTOS

À Deus pela vida, por sua misericórdia que me encoraja a seguir o caminho.

À meus pais Valdemiro (*in memoriam*) e Lourdes por tudo, agradeço muito a Deus por ter permitido ser filha de quem sou.

Ao Grande Amor da minha vida “JAIRINHO” (meu filho), o anjo que me dá luz e protege com seu carinho, que muitas vezes me faz sentir filha, que sempre me apóia, que me faz feliz.

À minha família, Thamyres, Maria Eduarda, Valdemiro Filho, Valmir e Márcia, pois a família é a base de tudo.

À minha comadre e amiga Maria José (Mimosa), minha afilhada (linda) Karine (Naninha) e Arthur pela amizade e apoio tanto nos bons quanto nos maus momentos.

À Professora Jacinta (carinhosamente Jaça), pois se não fosse por ela eu não teria ingressado no Mestrado, agradeço muito pela amizade, confiança e acima de tudo pela grande oportunidade.

Ao meu Orientador Professor Francisco Feliciano da Silva, por me aceitar como sua orientada, pela amizade, confiança e acima de tudo paciência.

À minha Co-orientadora Professora Néria Vânia Marcos dos Santos (não tenho nem palavras para expressar a minha gratidão) por sua dedicação, amizade, “paciência” e compreensão. Foram muitos momentos difíceis e seu apoio foi fundamental para conclusão deste trabalho.

À Professora Aparecida por todo apoio recebido, pela amizade, bondade e dedicação na realização deste trabalho, sem ela realmente seria impossível, serei eternamente grata.

À Márcia Paula pelo grande apoio no Laboratório de Doenças Parasitárias, acima de tudo pela grande demonstração de amizade.

À Fabíola, Hévila, Juliana, Mariana, Carina, enfim a todos do Laboratório de Doenças Parasitárias do DMV-UFRPE pela grande ajuda na realização dos exames e ao amigo Tadeu pela amizade e incentivo.

Aos alunos do CODAI-UFRPE Gleyce, Amanda, Elane, Thiago, Rumennig, Heloíse, Gizele, enfim todos, pois foram muito importantes na realização deste trabalho.

À meus amigos queridos Elizabeth (Betinha), Alessandra e Júlio pelo constante apoio e amizade.

À meus queridos amigos Sandrinho e Andréia (Deinha) pelo apoio no início do Mestrado.

A todos os funcionários do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, meus amigos queridos: Felipe (Meu filhinho), Tereza (Minha Neguinha), Lana, Adeline, Flávia, Acácio, José Faustino (Fausto), Edna Chérias, Eugênio (Geninho), Diana, Virgínia, Claudécio (Leozinho), Fábio (Fabinho), Gustavo (Guguinha), Vandilson, Eduardo, Dona Irene, Eliete, Goretti, Waltinho, Eduardo, Serginho Silvana, Jesualdo, Joana, Alcir, Antônio Menezes (Tom), enfim agradeço a todos os meus amigos por terem sempre uma palavra de incentivo. Agradeço a todos (espero não ter esquecido nenhum nome, sintam-se todos abraçados).

Aos Amigos da Sol pela amizade: Dona Sônia, Guiomar, Marquinho, Severino, Ilma, Vera, Maria, Josi, Manoel, Léo, enfim todos.

À Direção atual do DMV Professoras Evilda e Ana Paula (Paulinha) pelo apoio para conclusão de mais esta etapa da minha vida.

À antiga Direção Professoras Cristina, Eneida e Miriam também pelo apoio, ajuda e palavras de incentivo sempre.

Às professoras Márcia Brayner e Rosilda pela disposição em sempre querer ajudar.

Aos professores do DMV Roseana, Dr. Marcos, Leucio, Paulo, Agenor, enfim a todos os amigos professores pelo apoio e palavras de incentivo, não vou mais citar nomes para não ser injusta.

Enfim, agradeço a todos que fazem o Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Pernambuco, pois posso não ter um milhão de amigos, mas os que tenho fazem a diferença.

Aos Criadores Sr. Marcos, Sr. Kleber, aos Responsáveis pela Granja 1, ao Departamento de Zootecnia através da Zootecnista Maria Presciliana.

Aos animais todo meu carinho e respeito, pois sem eles nada seria possível

MUITO OBRIGADA!

RESUMO

Objetivou-se, com este trabalho, identificar o parasitismo gastrintestinal e avaliar a resposta à infecção por estrongilídeos em rebanhos caprinos e ovinos da Região Metropolitana de Recife – PE, por meio de exames coproparasitológicos, do método famacha e proteinograma. Foram utilizados animais pertencentes a quatro propriedades, sendo duas com criação concomitante de caprinos e ovinos, identificadas como granja 1 (G1) e granja 2 (G2), uma com criação apenas de caprinos (G3) e outra com criação apenas de ovinos (G4). A pesquisa foi desenvolvida entre os meses de setembro de 2009 e julho de 2010. Os rebanhos G1, G3 e G4 foram acompanhados por 10 meses e o rebanho G2 por 8 meses. Os animais foram examinados pela técnica Famacha, determinação do volume globular e da concentração plasmática de proteína total. Foi realizada a contagem de ovos (OPG), contagem de oocistos (OoPG) e larvas (LPG) por grama de fezes, e os animais caracterizados de acordo com classificação convencional para os valores dos parâmetros avaliados, utilizando-se os dados de referência para OPG, Hematócrito e Famacha em resistentes, resilientes e doentes. O parasitismo foi constatado em todo período de estudo em caprinos e ovinos, identificando-se ovos tipo Strongyloidea, *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp., *Moniezia* spp. e oocistos de *Eimeria* spp. Os ovinos apresentaram melhor resposta ao parasitismo na região estudada, classificando-se em sua maioria como resistentes e resilientes, enquanto a maior parte dos caprinos foi classificada como doentes.

Palavras chaves: helmintose, resistência, exames laboratoriais

ABSTRACT

The aim of this research was to identify the gastrointestinal parasites and evaluate the infection with strongyles in dairy goats and sheep in the Metropolitan Region of Recife - PE, through parasitologic fecal exams, Famacha tests and proteinogram. Animals were used from four farms, and two with concomitant goats breeding and sheep farm identified as 1 (G1) and farm 2 (G2), a only goats breeding (G3) and one only sheep breeding (G4). The research was conducted from September 2009 until July 2010. Flocks G1, G3 and G4 were studied for 10 months and Flock G2 for 8 months. The animals were examined by Famacha technique, packed cell volume and total protein plasma concentration. It was performed egg count (EPG), oocyst count (OoPG) and larvae count (LPG) per gram of feces, e animals were classified according a prior established convention to evaluating parameters values, using reference data for OPG, Hematocrit, and Famacha test to resistant, resilient and sick animals. Parasitism was observed in all study period in goats and sheep, identifying type Strongyloidea eggs, *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp., *Moniezia* spp. and oocysts of *Eimeria* spp. The sheep had a better response to parasitism at studied region, ranking mostly of them as resistant and resilient, while most of the goats were framed as sick.

Key words: helminths, resistance, laboratory tests

LISTA DE QUADROS

	Pág
Quadro 1 - Classificação proposta para resposta de caprinos e ovinos à infecção por nematóides estrongilídeos	24

LISTA DE TABELAS

	Pág
Tabela 1 - Frequência absoluta de caprinos e ovinos de rebanhos da região metropolitana de Recife positivos para parasitos gastrintestinais segundo os meses de avaliação	26
Tabela 2 - Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de <i>Eimeria</i> spp (OoPG). em fezes de caprinos e ovinos de rebanhos da região metropolitana de Recife segundo os meses de avaliação	27
Tabela 3 - Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero <i>Haemonchus</i> obtidos de coproculturas de caprinos e ovinos segundo os meses de avaliação.	29
Tabela 4 - Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero <i>Oesophagostomum</i> obtidos de coproculturas de caprinos e ovinos segundo os meses de avaliação	30
Tabela 5 - Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero <i>Trichostrongylus</i> obtidos de coproculturas de caprinos e ovinos segundo os meses de avaliação.	31
Tabela 6 – Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de <i>Eimeria</i> spp (OoPG) e larvas de terceiro estágio (LPG) em fezes de caprinos da região metropolitana de Recife segundo as propriedades	32
Tabela 7 – Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de <i>Eimeria</i> spp (OoPG) e larvas de terceiro estágio (LPG) em fezes de ovinos da região metropolitana de Recife segundo as propriedades	33

Tabela 8-	Avaliação da resposta de caprinos e ovinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides strongilídeos segundo os meses de avaliação	34
Tabela 9-	Avaliação da resposta de caprinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides strongilídeos segundo os meses de avaliação	36
Tabela 10-	Avaliação da resposta de ovinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides strongilídeos segundo os meses de avaliação	37
Tabela 11 –	Correlação de Pearson (rP) ou de Spearman (rS) entre o número de larvas de <i>Haemonchus</i> sp e de ovos tipo <i>Strongyloidea</i> (SDEA) com o PPT, HT e famacha nos caprinos de acordo com as propriedades.	38
Tabela 12 –	Correlação de Pearson (rP) ou de Spearman (rS) entre o número de larvas de <i>Haemonchus</i> sp e de ovos tipo <i>Strongyloidea</i> (SDEA) com o PPT, HT e famacha nos ovinos de acordo com a (s) propriedades.	38

SUMÁRIO

	Pág.
1 INTRODUÇÃO	14
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	17
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	21
3.1 Caracterização das propriedades e rebanhos.....	21
3.2 Teste Famacha.....	22
3.3 Colheita de material.....	22
3.3.1 Colheita de sangue.....	22
3.3.2 Colheita de Fezes.....	23
3.4 Exames hematológicos.....	23
3.5 Exames coproparasitológicos.....	23
4 Classificação dos animais.....	24
5 Análise estatística.....	25
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	26
6.1 Avaliação parasitológica.....	26
6.2 Resposta à infecção por strongilídeos.....	33
7 CONCLUSÕES.....	39
8 REFERÊNCIAS.....	40

1 INTRODUÇÃO

A caprino-ovinocultura destaca-se entre as atividades desenvolvidas no semi-árido nordestino pela capacidade de resistência dos animais às condições de dificuldades e o retorno que proporciona aos investidores (REIS, 2004).

No Brasil, tradicionalmente, a exploração da espécie caprina era constituída de sistema de criação extensivo, voltado essencialmente à produção de carne e pele. Entretanto ao longo das duas últimas décadas, a exploração caprina tornou-se mais racional, direcionada à produção comercial de leite e derivados, com novas perspectivas comerciais voltadas à exploração da carne (SANTA ROSA, 1980).

Segundo GOUVEIA (2003), a caprino-ovinocultura brasileira divide-se em dois segmentos distintos: o tradicional, de grande importância social, e o tecnificado, de importância econômica, mais moderna e produtiva, mostrando-se como uma possibilidade de agronegócio para produção de carne, leite e pele. Embora devam ser abordados de forma diferenciada, os dois segmentos apresentam características comuns, tais como a falta de conhecimento sobre manejo sanitário e nutricional.

A transformação econômico-social da caprino-ovinocultura brasileira vem ocorrendo notadamente nas regiões Sudeste, Sul e Nordeste. Em 2009, foram registradas 9.163.560 cabeças de caprinos no País. A Bahia é o Estado com o maior efetivo (30,2%), seguido por Pernambuco com 1.638.514 cabeças (17,9%). Os três principais municípios produtores de caprinos foram Casa Nova e Juazeiro, ambos na Bahia, e Floresta, em Pernambuco (PPM, 2009; IBGE, 2010).

O efetivo nacional de ovinos constituía-se em 16.811.721 cabeças em 2009, com o Rio Grande do Sul respondendo por 23,5% do total de animais. O segundo maior produtor foi a Bahia, com 18,0%. Pernambuco conta com 1.487.228 cabeças (PPM, 2009; IBGE, 2010).

A mesorregião do Sertão tem sua caprino-ovinocultura já bastante conhecida, porém, a atividade vem ganhando importância especial no Agreste do Estado e nas áreas do litoral, Zona da Mata e, onde os criadores começam a instruir formas mais tecnificadas de manejo, que de outrora, em seu aspecto nutricional, sanitário ou reprodutivo. No entanto, o crescimento e a intensificação do sistema de criação, assim como a importância das matrizes e reprodutores com objetivo de melhorar o potencial genético dos rebanhos, propiciaram o aparecimento de problemas sanitários de proporções significativas (LIMA et al., 2010).

Por outro lado, a eficiência do desempenho dos rebanhos é resultante do equilíbrio entre as condições ambientais e o organismo animal e a disfunção deste sistema podem provocar alterações significativas na eficácia da produção. O meio é, portanto, responsável em parte pelo aparecimento de doenças em qualquer ecossistema, uma vez que determinadas condições, como excesso de calor ou frio, escassez de alimentos, entre outras, podem determinar estresse no organismo animal, favorecendo a proliferação de microorganismos (agentes bacterianos, virais, fúngicos e parasitários) capazes de se instalarem e provocarem doenças a partir de lesões num órgão, num sistema ou no organismo como um todo (MELO, 1999).

O controle dos parasitas é de fundamental importância dentro do rebanho para que haja sanidade, pois a disseminação dos mesmos é a grande causa de perdas econômicas. Para que haja um desenvolvimento produtivo dos animais nas propriedades, é necessário um manejo sanitário adequado e este implica principalmente no controle parasitário (MOLENTO, 2005; LIMA, 2007).

A infecção por parasitas gastrintestinais constitui-se numa das enfermidades mais comuns e que causa mais mortalidade, sendo considerada a mais frequente entre as doenças do sistema digestivo nos caprinos e ovinos. Animais parasitados apresentam diminuição do crescimento, perda de peso, redução no consumo de alimentos, altas taxas de mortalidade em infecções maciças e custo elevado para o controle da parasitose, queda na produção leiteira e ainda diminuição da fertilidade dos rebanhos (SANTA ROSA, 1996; VIEIRA, 1999). Entre as parasitoses gastrintestinais destaca-se a hemonose, doença provocada por *Haemonchus contortus*, altamente patogênico e de elevada prevalência desta espécie entre caprinos e ovinos. *Haemonchus contortus* tem hábito hematófago e se localiza no abomaso. Estudos revelam que ovinos ou caprinos com infecção chegam a apresentar uma perda média em torno de 5 a 7% de seu volume sanguíneo por dia (VIEIRA et al., 1991; CHAGAS, 2005). Além do gênero *Haemonchus*, outros helmintos como *Trichostrongylus*, *Strongyloides*, *Cooperia*, *Oesophagostomum*, *Trichuris* e *Moniezia* são responsáveis por elevadas quedas na produtividade destes animais, somando-se às infecções por coccídios do gênero *Eimeria* (CHAGAS, 2005; LIMA, 2007; AHID, 2008).

Em relação às ações patogênicas, diferentes graus e hematofagia dos parasitas provocam uma anemia grave seguida de edema submandibular, que se apresenta em intervalos curtos. A saúde desses animais, no que se refere aos aspectos produtivos,

torna-se prejudicada devido ao retardo no crescimento e morte das categorias mais susceptíveis (VIEIRA et al., 1997).

De acordo com Amarante (2003), caprinos e ovinos jovens apresentam maior susceptibilidade quando comparados aos adultos frente às infecções por parasitos gastrintestinais. O grau de infecção nos jovens pode variar de acordo com o nível de contaminação da pastagem.

A elevada prolificidade, adaptabilidade e resistência a diversas condições climáticas fazem com que tanto ecto quanto endoparasitas tenham ampla distribuição geográfica e alta prevalência, tanto em regiões com clima temperado como em clima tropical. Sabe-se que cada parasita possui um determinado número de combinações ecológicas que permitem seu desenvolvimento em uma determinada região e não em outra (MOLENTO, 2005). A maior ou menor prevalência de uma ou mais espécies depende de um conjunto de fatores como: temperatura, precipitação pluviométrica, solo, tipo e manejo da pastagem, espécie, raça, idade, estado fisiológico e nutricional e manejo dos animais (RUAS e BERNE, 2001).

Associado aos prejuízos econômicos provocados por nematódeos gastrintestinais, surgiu na África do Sul uma técnica para o controle do *H. contortus* em ovinos, técnica conhecida como Famacha - Faffa Malan chart (VAN WYK e BATH, 2002). Os pesquisadores associaram os valores do hematócrito com as diferentes colorações da conjuntiva. A intensidade das colorações observadas foram pré-estabelecidas com auxílio de computação gráfica, representando cinco graus de anemia.

Van Wyk e Bath (2002) comprovaram também, que os diferentes graus de anemia apresentavam correlação 0,8, com grau de confiabilidade superior a 95% para infecção causada por *H. contortus*. Este método auxiliou identificar animais resistentes, resilientes e sensíveis às infecções parasitárias, otimizando o tratamento em situações reais no campo, onde não se dispõe de exames laboratoriais.

Diante do contexto, objetivou-se com este trabalho, identificar o parasitismo gastrintestinal e avaliar a resposta à infecção por estrongilídeos em rebanhos caprinos e ovinos da Região Metropolitana de Recife – PE, por meio de exames coproparasitológicos, do método famacha, do valor do hematócrito e da proteinograma.

2 REVISÃO DA LITERATURA

As parasitoses gastrintestinais diminuem a produtividade de ruminantes, tanto nas regiões tropicais como nas regiões temperadas do mundo (OVER et al., 1992; WALLER, 1997; PERRY et al., 2002). A confiança no tratamento anti-helmíntico como um método para o controle impôs forte seleção sobre os parasitas, resultando no surgimento de cepas resistentes a anti-helmíntico (WALLER, 1997). Além disso, o uso excessivo de drogas está sob crescente controle assim como a consciência intensificada de questões do meio ambiente. Os anti-helmínticos são frequentemente indisponíveis ou demasiado caros para pequenos produtores em países tropicais em desenvolvimento, podem também ser adulterados (MONTEIRO et al., 1998), contribuindo assim para a precariedade da vermifugação. Por essas razões, estratégias de controle alternativas que irão diminuir a dependência de anti-helmínticos e reduzir o custo do controle parasitário estão sendo procuradas. Um potencial meio alternativo de controle de parasitas gastrintestinais é a criação de animais geneticamente resistentes.

Embora o método mais empregado no controle de helmintoses de ruminantes domésticos seja o uso de produtos químicos, a utilização de anti-helmínticos como ferramenta exclusiva de controle tem seu futuro comprometido devido ao progressivo aumento do número de casos de resistência e à falta de perspectiva de descoberta de novas moléculas com propriedades terapêuticas antiparasitárias. Desta forma, é importante adotar medidas que prolonguem a vida útil das drogas disponíveis no mercado, assim como meios de controle complementares (FAO, 2003).

Estes fatores tem levado ao desenvolvimento de pesquisas em busca de medidas alternativas, tais como pastejo alternado (FERNANDES et al., 2004), seleção de animais geneticamente resistentes (AMARANTE e AMARANTE, 2003) e controle biológico utilizando fungos nematófagos (ARAÚJO et al., 2004), dentre outros.

Embora haja um esquema de tratamento estratégico preconizado para o semiárido no nordeste brasileiro, tratando-se todo rebanho três vezes no período seco e uma vez no período chuvoso (EMBRAPA, 1994). O controle do parasitismo por nematóides gastrintestinais tem sido ainda realizado indiscriminadamente. Em virtude do rápido desenvolvimento de resistência consequente a esta situação, torna-se necessária a busca de novas alternativas de controle como o seletivo, do tipo FAMACHA. O método FAMACHA, desenvolvido para ovinos e caprinos, é baseado nos sinais clínicos de anemia, onde apenas os animais considerados anêmicos são tratados (VAN WYK e

BATH., 1997; VATTA et al., 2001). Neste tipo de controle, supõe-se que o nematóide *H. contortus* seja o principal causador de anemia nos animais.

O aumento da incidência da resistência anti-helmíntica em nematóides gastrintestinais de pequenos ruminantes, frente ao uso indiscriminado de anti-helmínticos, tem sido limitante para as estratégias de controle que são de fundamental importância para os rebanhos. Com isso, o papel indispensável da imunidade adquirida do hospedeiro na regulação das populações de parasitos tem sido muito estudado em algumas raças e ambiente (BARGER, et al, 1985; WOOLASTON e BAKER, 1996; EADY et al., 2003; REIS, 2004).

A susceptibilidade dos animais às infecções parasitárias está relacionada à constituição genética dos indivíduos, podendo variar entre raças ou indivíduos dentro da mesma raça (VIEIRA et al, 1997). Certas raças de ovinos e caprinos possuem altos níveis de resistência inata aos nematóides parasitos (WALLER, 1993b). Os melhores exemplos são aqueles encontrados nas regiões onde a exposição às larvas pode ser extremamente alta e, além disso, é provável que estas raças tenham adquirido esta resistência como uma vantagem de sobrevivência pelo processo de seleção natural (WALLER, 1993b; REIS, 2004).

Em relação à resistência antiparasitária, há uma grande variação entre os indivíduos no que diz respeito à susceptibilidade a doenças parasitárias e parte dessa variação está ligada a fatores genéticos. Uma metodologia mais eficiente nos índices de detecção para determinar hospedeiros geneticamente resistentes a doenças conduzirá a uma maior pressão sobre os criadores para a escolha de animais mais saudáveis e resistentes. Em pequenos ruminantes, é bem evidente o grande número de doenças em que a variação genética tem essa influência (BISHOP, 2005).

Entre os benefícios do melhoramento genético para animais resistentes a nematóides, está a redução da necessidade de se utilizar anti-helmínticos (BISHOP e STEAR, 2003).

A escolha de animais resistentes a parasitas é uma das alternativas mais promissoras do manejo integrado. A seleção de hospedeiros pode ser feita através de reações imunológicas (genotipal) ou pela seleção individual de animais que são resilientes à infecção (fenotipal). Marcadores genéticos eficientes tem colaborado na identificação e possibilitado que uma vasta quantidade de programas de controle parasitário seja desenvolvido, já que nos permite saber informações genotípicas e fenotípicas do rebanho (KEMPER et al, 2009).

Resistência à infecção parasitária envolve início e manutenção das respostas realizadas pelo hospedeiro para evitar a infecção e/ou eliminar a carga parasitária (BAKER e GRAY, 2004). Resiliência/tolerância é a capacidade que o hospedeiro tem de sobreviver e ser produtivo mesmo sob infestação parasitária (ALBERS et al., 1987; WOOLASTON e BAKER, 1996; BAKER e GRAY, 2004).

Em um trabalho de revisão de Bishop e Morris (2007), foi observado que as implicações da diferença genética entre o hospedeiro e a relação com a resistência a nematóides está presente em uma grande quantidade de espécies de parasitas incluindo *H. contortus*. Estudos comparativos tem mostrado que cabras são mais susceptíveis à infecção por nematóides que ovelhas (LE JAMBRE e ROYAL, 1976). No entanto, a evidência da variação genética para resistência a endoparasitas entre raças caprinas é limitada. Assim como em ovelhas, é comumente observado que raças nativas de caprinos são mais resistentes (BAKER e GRAY, 2004). É possível que os mecanismos ou níveis de resistência possam ser diferentes entre ovinos e caprino. Caprinos são predominantemente nômades, sendo assim menos afetados pela seleção natural para se tornarem resistentes (BAKER et al, 2001).

A raça ovina Red Maasai do leste africano é geneticamente resistente/resiliente a endoparasitas, na maioria *H. contortus*, enquanto ovinos da raça Dorper são relativamente susceptíveis (PRESTON e ALLONBY, 1978, 1979; BAKER, 1998; BAKER et al, 2003; MUGAMBI et al., 1996, 1997; WANYANGU et al., 1997). Na África, vários estudos compararam raças de ovinos resistentes a nematóides (PRESTON e ALLONBY, 1978, 1979; ILCA, 1991; BAKER et al., 1994, 1998, 1999, 2002, 2003). Os principais achados indicaram que a raça Red Maasai é mais resistente e resiliente a endoparasitas, particularmente ao *H. contortus*. A raça Dorper tem uma grande capacidade de debelar a anemia provocada pelos parasitos, baixa carga parasitária e baixa mortalidade de neonatos (BAKER et al, 1994, 1998).

Outra estratégia é o uso da suplementação alimentar, melhorando o aporte nutricional dos animais e promovendo respostas satisfatórias na capacidade do hospedeiro de resistir à infecção (KNOX e STEEL, 1999; VELOSO et al., 2004; NOGUEIRA et al., 2009). A suplementação protéica está associada com a redução do número de ovos por grama de fezes e com o aumento da imunidade, com a produção de anticorpos IgA, reduzindo a sobrevivência ou fecundidade dos nematódeos gastrintestinais (STRAIN e STEAR, 2001; KYRIAZAKIS e HOUDIJK, 2006).

A contagem de ovos por grama de fezes (OPG) continua sendo o mais efetivo meio de selecionar ovelhas sobre várias outras metodologias. Pesquisas sobre marcação de DNA, anticorpos corporais e pesquisa de antígenos parasitários começam a ser desenvolvidas como critério de seleção (GRAY, 1977).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Caracterização das propriedades e rebanhos

Foram utilizados animais pertencentes a quatro propriedades localizadas na Região Metropolitana do Recife, sendo duas com criação concomitante de caprinos e ovinos, identificadas como granja 1 (G1) e granja 2 (G2), uma com criação apenas de caprino (G3) e outra com criação apenas de ovinos (G4). A pesquisa foi desenvolvida entre os meses de setembro de 2009 a julho de 2010. Os rebanhos G1, G3 e G4 foram acompanhados por 10 meses e o rebanho G2 por 8 meses. As propriedades e os animais foram selecionados por amostragem não probabilística de conveniência (REIS, 2004), conforme a disposição dos proprietários em aceitar participar da pesquisa e as condições dos animais dos rebanhos quanto à infecção por helmintos gastrintestinais, respectivamente.

A propriedade G1, localizada no Município de Jaboatão dos Guararapes – PE, explorava a criação mista (leite e carne) para consumo interno. Foram utilizados na pesquisa 35 fêmeas caprinas adultas e 24 ovelhas adultas, SRD, criadas em sistema semi-extensivo, sendo, no final da tarde, recolhidas para aprisco ripado, dividido em boxes. Os animais eram vacinados contra clostridioses e alimentados com ração comercial oferecida duas vezes ao dia, além de capim elefante, sendo também oferecido sal mineral à vontade no saleiro e água.

A propriedade G2, localizada no Município de São Lourenço - PE explorava as espécies para produção de carne, para consumo interno. Os caprinos utilizados na pesquisa foram sete animais SRD, dos quais, cinco eram fêmeas e dois machos. Os ovinos utilizados foram 17 animais SRD, dos quais 16 fêmeas e 01 macho. Os 17 animais eram criados em sistema semi-extensivo e, no final da tarde, eram recolhidos ao aprisco ripado. O rebanho era vacinado contra clostridiose e alimentado com ração comercial oferecida uma vez ao dia e recebiam sal mineral e água *Ad libitum*.

A propriedade G3, localizada no município de Recife, explorava a produção leiteira para fabricação doméstica de queijo. Os animais utilizados na pesquisa foram caprinos da raça Saanen adultos, sendo 40 fêmeas e dois machos. Os animais eram criados em sistema de confinamento, em aprisco de madeira, sendo soltos somente para limpeza e manutenção do mesmo. Os animais eram vacinados contra clostridioses, e alimentados com ração composta por forragem de feno de tifton *Ad libitum*, uma ração

elaborada na propriedade, composta por farelo de trigo, milho moído e soja, recebendo também sal mineral e água *Ad libitum*.

A propriedade G4, localizada no Município de Jaboatão dos Guararapes-PE, explorava a criação de ovinos para consumo interno. Os animais utilizados na pesquisa foram 14 fêmeas adultas. Os animais eram criados em sistema semi-extensivo, sendo recolhidos para o aprisco ripado no final da tarde. Os animais eram vacinados contra clostridioses, e alimentados com “restolho de pipoca” e capim elefante e sal mineral e água *Ad libitum*.

Foram realizadas mensalmente visitas às propriedades para colheita de material e avaliação clínica dos animais.

3.2 Teste Famacha

Os animais foram submetidos a exame pela técnica Famacha - Faffa Malan chart (VAN WYK et al., 2002) para posterior avaliação da associação das diferentes intensidades de colorações da conjuntiva com os valores de outros exames realizados.

3.3 Colheita de Material

3.3.1 Colheita de Sangue

Os animais foram submetidos à colheita das amostras sanguíneas, por meio da venopunção da jugular externa utilizando-se agulhas (descartáveis 40x12 mm), após prévia anti-sepsia e pressão sobre a jugular, caudalmente ao local da punção.

O sangue colhido foi acondicionado em tubos de cinco milímetros, contendo solução aquosa 10% de sal dissódico de etilenodiaminotetracetato (EDTA), os quais foram invertidos várias vezes, lentamente para evitar hemólise, a fim de que o anticoagulante fosse distribuído homogeneamente. Em seguida as amostras, devidamente identificadas, foram acondicionadas em caixa de isopor contendo gelo. Após a colheita, as amostras foram transportadas até o Laboratório de Pesquisas para Grandes Animais – Área de Clínica do Departamento de Medicina Veterinária, para realização do hematócrito e da proteína plasmática total.

3.3.2 Colheita de Fezes

A colheita de amostras fecais foram feitas diretamente do reto dos animais, utilizando-se sacos plásticos invertidos e previamente identificados com dados referentes

ao animal e data da colheita. Em seguida as amostras foram acondicionadas em caixa de isopor contendo gelo, para transporte até o Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos – Área de Medicina Preventiva do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco.

3.4 Exames Hematológicos

Para a determinação do volume globular utilizou-se a técnica do microhematócrito (SCHALM et al., 2000), na qual utilizaram-se tubos capilares de 75 x 1,0 mm. Após homogeneização da amostra sanguínea, preenchia-se o tubo capilar em duplicatas com sangue até $\frac{3}{4}$ da sua capacidade, vedando em seguida uma das extremidades com massa tipo modelar. Em seguida, os tubos eram levados à microcentrífuga¹ onde eram centrifugados a uma velocidade de 11000 rotações por minuto (rpm) por um tempo de 15 minutos. Em seguida era feita a leitura da fração com os glóbulos vermelhos sedimentados, com a ajuda de um cartão específico para avaliação do microhematócrito, sendo o resultado expresso em percentual (relação plasma/glóbulos vermelhos).

A determinação da concentração plasmática de proteína total foi realizada pelo método refratométrico (SCHALM et al., 1975). Os tubos capilares preenchidos após realizada a determinação do volume globular, eram utilizados para leitura das Proteínas Plasmáticas Totais (PPT). Quebrava-se o capilar, acima da linha leucocitária, e colocava-se uma gota do plasma sobre o prisma do refratômetro², fazendo-se a leitura na coluna de determinação de proteínas, expressa em gramas por decilitro.

3.5 Exames Coproparasitológicos

Foi realizada a contagem de ovos por grama de fezes (OPG), de acordo com a técnica de Gordon e Whitlock (1939). Das amostras de fezes, foram pesadas 2g e transferidas para recipientes plásticos e homogeneizados em 58 mL de solução saturada de açúcar. Em seguida, com uma alíquota desta suspensão fecal foram preenchidas as duas áreas da câmara de McMaster. A leitura foi realizada após um ou dois minutos em microscópio óptico e o grau de infecção para ovos tipo *Strongyloidea* foi interpretado de acordo com Ueno e Gonçalves (1998).

¹ Micro-Hematocrit Centrifuge Model KHT – 400 – Geminy Industrial Corp

² Serum-protein refractometer SPR – Ne – ATAGO

Realizou-se também a coprocultura, segundo Roberts e O Sullivan (1950) para a identificação de larvas de terceiro estágio nematóides gastrintestinais (L3) e determinação do número de larvas de nematóides por grama de fezes (LPG), utilizando-se 3g de fezes de cada animal. As larvas foram identificadas através de suas características morfológicas segundo Ueno e Gonçalves (1998).

Pela mesma técnica utilizada para OPG, realizou-se também a contagem de oocistos por grama de fezes (OoPG).

4 Classificação dos Animais

Mensalmente, os resultados dos exames parasitológicos, hematócrito e Teste Famacha foram analisados, e os animais caracterizados de acordo com classificação convencional para os valores dos parâmetros avaliados, utilizando-se os dados de referência para OPG (UENO e GONÇALVES, 1998), Hematócrito (JAIN, 1986) e FAMACHA (VAN WYK e BATH, 2002).

A classificação proposta com relação à resposta dos animais à infecção foi definida como consta no quadro abaixo:

Quadro 1 – Classificação proposta para resposta de caprinos e ovinos à infecção por Nematóides strongilídeos

Parâmetros	CAPRINOS			OVINOS		
	Resistentes	Resilientes	Doentes	Resistentes	Resilientes	Doentes
OPG P/ Sdea	< 500	≥ 500	≥ 500	< 500	≥ 500	≥ 500
FAMACHA	< 3	≤ 3	≥ 3	< 3	≤ 3	≥ 3
Hematócrito	≥ 22%	≥ 22%	< 22%	≥ 27%	≥ 27%	< 27%

Sdea – ovos tipo Strongyloide

5 Análise Estatística

Na análise dos dados foram obtidas distribuições absolutas e percentuais e as medidas estatísticas: média, mediana, desvio padrão, valor mínimo e valor máximo (Técnicas de Estatística Descritiva) e foram utilizados os testes estatísticos: t-Student com variâncias iguais ou desiguais e Qui-quadrado de Pearson ou Exato de Fisher quando as condições para utilização do teste Qui-quadrado não foram verificadas (Técnicas de Estatística Inferencial). Utilizou-se também o teste F (ANOVA) pelas comparações pareadas de Tamhane's T2 e as análises de Correlação de Pearson (rP) ou de Spearman (rS) para os parâmetros de avaliação da resposta dos animais à infecção helmíntica.

A verificação da hipótese de igualdade de variâncias foi realizada através do teste F de Levene.

A digitação dos dados foi realizada na planilha EXCEL e os cálculos estatísticos foram realizados através do programa SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) na versão 15. A margem de erro utilizada na decisão dos testes estatísticos foi 5,0%.

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1 Avaliação Parasitológica

Durante todos os meses do período de estudo constatou-se infecção por parasitas gastrintestinais tanto em caprinos como em ovinos, predominando a presença de ovos tipo *Strongyloidea*, em ambas as espécies de hospedeiros, além dos ovos de *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp., *Moniezia* spp. e oocistos de *Eimeria* spp. (Tabela 1).

Tabela 1 - Frequência absoluta de caprinos e ovinos de rebanhos da região metropolitana de Recife positivos para parasitos gastrintestinais segundo os meses de avaliação.

Mês	Animal	Sdea	Sdes	Tric.	Mon	Eim
• Setembro	Caprinos (n = 65)	53	0	2	3	28
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-
• Outubro	Caprinos (n = 35)	32	0	1	9	13
	Ovinos (n = 35)	14	0	0	1	24
• Novembro	Caprinos (n = 79)	70	12	4	4	27
	Ovinos (n = 47)	27	11	0	0	4
• Dezembro	Caprinos (n = 76)	58	16	0	8	34
	Ovinos (n = 46)	0	1	0	2	6
• Janeiro	Caprinos (n = 73)	40	29	2	1	38
	Ovinos (n = 49)	0	3	1	1	5
• Fevereiro	Caprinos (n = 70)	0	10	2	5	14
	Ovinos (n = 41)	0	2	1	1	3
• Março	Caprinos (n = 72)	0	14	0	9	19
	Ovinos (n = 46)	0	7	0	1	9
• Abril	Caprinos (n = 78)	43	17	0	8	17
	Ovinos (n = 46)	13	4	0	4	7
• Maio	Caprinos (n = 78)	50	15	2	7	10
	Ovinos (n = 50)	15	5	0	5	8
• Junho	Caprinos (n = 76)	47	23	1	3	25
	Ovinos (n = 42)	10	3	0	1	14
• Julho	Caprinos (n = 37)	0	8	0	1	4
	Ovinos (n = 12)	0	6	0	1	12

Sdea – *Strongyloidea*, Sdes – *Strongyloides*, Tric – *Trichuris*, Mon – *Moniezia*, Eim - *Eimeria*

Apesar dos diferentes percentuais obtidos para caprinos e ovinos quanto às médias de OPG de nematóides gastrintestinais (Tabela 2), observou-se, para as médias de OPG de ovos tipo *Strongyloidea*, que a única diferença significativa foi registrada no mês de dezembro, com valor da média significativamente mais elevada na espécie caprina ($p = 0,035$). Em nenhum dos meses se comprovou diferença significativa entre as espécies para o número de ovos de *Trichuris* sp.); em relação ao número de ovos de *Strongyloides* sp., as únicas diferenças significativas foram obtidas nos meses de janeiro ($p = 0,006$) abril ($p = 0,010$) e junho ($p = 0,039$), com médias mais elevadas para a espécie caprina.

Tabela 2 - Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de *Eimeria* spp (OoPG) em fezes de caprinos e ovinos de rebanhos da região metropolitana de Recife, segundo os meses de avaliação.

Mês	Animal	Sdea	Sdes	Tric.	Mon	Eim
• Setembro	Caprinos (n = 65)	721,54	0,00	3,08	18,46	360,00
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-
• Outubro	Caprinos (n = 35)	60,00	0,00	2,86	1440,00	317,14
	Ovinos (n = 35)	5,71	0,00	0,00	791,43	237,14
• Novembro	Caprinos (n = 79)	7,59	65,82	3,80	954,43 ⁽²⁾	175,95
	Ovinos (n = 47)	0,00	136,17	0,00	0,00	74,47
• Dezembro	Caprinos (n = 76)	21,21 ⁽¹⁾	107,89	0,00	943,42	1996,05
	Ovinos (n = 46)	0,00	21,74	0,00	265,22	52,17
• Janeiro	Caprinos (n = 73)	9,59	58,90 ⁽²⁾	2,74	243,84	212,33 ⁽²⁾
	Ovinos (n = 49)	0,00	8,16	2,04	187,76	12,24
• Fevereiro	Caprinos (n = 70)	0,00	34,29	2,86	817,14 ⁽²⁾	47,14
	Ovinos (n = 41)	0,00	7,32	2,44	119,51	17,07
• Março	Caprinos (n = 72)	0,00	62,50	0,00	1698,61 ⁽²⁾	254,17
	Ovinos (n = 46)	0,00	17,39	0,00	93,48	34,78
• Abril	Caprinos (n = 78)	29,49	73,08 ⁽²⁾	0,00	252,56 ⁽²⁾	98,72 ⁽²⁾
	Ovinos (n = 46)	13,04	13,04	0,00	65,22	10,87
• Maio	Caprinos (n = 78)	8,97	143,59	2,56	384,62 ⁽²⁾	14,10
	Ovinos (n = 50)	14,00	76,00	0,00	98,00	86,00
• Junho	Caprinos (n = 76)	7,89	168,42 ⁽²⁾	2,63	711,84 ⁽²⁾	69,74
	Ovinos (n = 42)	11,90	47,62	0,00	219,05	159,52
• Julho	Caprinos (n = 37)	0,00	16,22	0,00	286,49	16,22 ⁽²⁾
	Ovinos (n = 12)	0,00	225,00	0,00	291,67	350,00

-: Ausência de categorias. (1): Teste t-Student com variâncias iguais. (2): Teste t-Student com variâncias desiguais. Sdea – *Strongyloidea*, Sdes – *Strongyloides*, - Tric – *Trichuris*, Mon – *Moniezia*, Eim – *Eimeria*

Para *Moniezia* spp, à exceção do mês de julho, nos demais meses as médias do OPG foram correspondentemente mais elevadas entre caprinos do que em ovinos (Tabela 2). As diferenças significativas foram observadas nos meses de novembro ($p < 0,001$), fevereiro ($p = 0,019$) e março ($p = 0,042$), abril ($p < 0,001$), maio ($p = 0,003$) e junho ($p = 0,005$).

Quanto à contagem de oocistos do gênero *Eimeria* - OoPG (Tabela 2), na maioria dos meses do período de estudo as médias foram correspondentemente mais elevadas entre caprinos do que em ovinos, porém com diferenças significativas entre as espécies apenas nos meses de janeiro ($p < 0,001$), abril ($p = 0,010$) e julho ($p = 0,029$), sendo neste último mês mais elevada em ovinos.

Os cultivos de larvas de nematóides gastrintestinais revelaram larvas infectantes (L3) do gênero *Haemonchus*, *Oesophagostomum* e *Trichostrongylus*, com maior número de animais positivos para infecção por *Haemonchus* sp, tanto em caprinos como em ovinos, sendo este também o gênero predominante nas coproculturas (Tabelas 3, 4 e 5). Os dados obtidos estão de acordo com os mais frequentes obtidos por Vieira et al. (1999), Melo et al. (2009), Farias et al. (2010) e Lima et al. (2010).

Com relação ao gênero *Haemonchus*, as médias foram mais elevadas entre a espécie caprina do que na ovina, sendo comprovadas diferenças significativas entre as espécies nos meses de setembro, outubro e março. A média de larvas em cada espécie animal apresentou-se mais elevada no mês de julho com valores de 4.933,33 e 1.965,55 respectivamente, para caprinos e ovinos. A variabilidade se mostrou bastante elevada desde que, com exceção do mês de maio, nos demais meses os valores dos desvios padrão foram correspondentemente superiores aos valores das médias (Tabela 3).

Para o gênero *Oesophagostomum*, observou-se que as médias do número de larvas foram iguais ou correspondentemente mais elevadas entre os caprinos do que nos ovinos, entretanto não se comprovou diferença significativa entre as duas espécies para nenhum dos meses analisados com exceção do mês de fevereiro, sendo registrada média mais elevada no mês de maio. Para as amostras com médias diferentes de zero a variabilidade se mostrou bastante elevada desde que os valores dos desvios padrões foram correspondentemente superiores aos valores das médias (Tabela 4).

Tabela 3- Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero *Haemonchus* obtidos de coproculturas de caprinos e ovinos segundo os meses de avaliação.

Mês	Espécie	Média	Mediana	Desvio padrão	Mínimo	Máximo	Valor de p
• Setembro	Caprinos (n = 31)	463,22	180,00	670,17	0	2273	p ⁽¹⁾ = 0,001*
	Ovinos (n = 13)	2,56	0,00	9,24	0	33	
• Outubro	Caprinos (n = 35)	289,45	86,66	495,35	0	1780	p ⁽¹⁾ = 0,007*
	Ovinos (n = 24)	45,83	29,99	61,20	0	253	
• Novembro	Caprinos (n = 43)	46,67	0,00	247,08	0	1620	p ⁽²⁾ = 0,384
	Ovinos (n = 38)	95,44	13,33	253,63	0	1493	
• Dezembro	Caprinos (n = 39)	46,67	0,00	196,51	0	1227	p ⁽²⁾ = 0,522
	Ovinos (n = 17)	15,68	6,66	26,87	0	93	
• Janeiro	Caprinos (n = 30)	209,45	43,33	402,42	0	1893	**
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-	
• Fevereiro	Caprinos (n = 03)	0,00	0,00	0,00	0	0	p ⁽²⁾ = 0,553
	Ovinos (n = 14)	5,71	0,00	15,87	0	60	
• Março	Caprinos (n = 41)	418,05	286,66	503,58	0	2140	p ⁽¹⁾ < 0,001*
	Ovinos (n = 07)	18,09	0,00	47,87	0	127	
• Abril	Caprinos (n = 28)	382,02	70,00	922,07	0	4720	p ⁽²⁾ = 0,649
	Ovinos (n = 05)	189,33	126,66	202,63	7	460	
• Maio	Caprinos (n = 05)	2832,00	1226,66	2464,07	1053	6647	**
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-	
• Junho	Caprinos (n = 04)	2053,33	356,66	3564,06	107	7393	p ⁽²⁾ = 0,581
	Ovinos (n = 03)	788,88	386,66	832,99	233	1747	
• Julho	Caprinos (n = 05)	4933,33	2980,00	5726,90	773	14573	p ⁽²⁾ = 0,433
	Ovinos (n = 03)	1965,55	1466,66	2168,48	90	4340	

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0%; (**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Teste t-Student com variâncias desiguais; (2): Teste t-Student com variâncias iguais.

Na análise do gênero *Trichostrongylus*, constatou-se que no mês de fevereiro os ovinos apresentaram médias mais elevadas, e, nos demais meses, as médias foram correspondentemente mais elevadas na espécie caprina, sendo demonstrada diferença significativa apenas nos meses de setembro e outubro (Tabela 5).

Tabela 4- Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero *Oesophagostomum* obtidos de coproculturas de caprinos e de ovinos, segundo os meses de avaliação.

Mês	Espécie	Média	Median	Desvio padrão	Míni	Máxi	Valor de p
• Setembro	Caprinos (n = 28)	0,00	0,00	0,00	0	0	p ⁽¹⁾ = 1,000
	Ovinos (n = 15)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Outubro	Caprinos (n = 35)	0,00	0,00	0,00	0	0	p ⁽¹⁾ = 1,000
	Ovinos (n = 28)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Novembro	Caprinos (n = 41)	0,00	0,00	0,00	0	0	P ⁽²⁾ = 0,324
	Ovinos (n = 37)	0,18	0,00	1,09	0	7	
• Dezembro	Caprinos (n = 41)	0,49	0,00	3,12	0	20	P ⁽¹⁾ = 0,512
	Ovinos (n = 18)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Janeiro	Caprinos (n = 31)	19,35	0,00	70,03	0	307	**
	Ovinos (n = 0)	-	-	-	-	-	
• Fevereiro	Caprinos (n = 3)	0,00	0,00	0,00	0	0	P ⁽¹⁾ = 0,658
	Ovinos (n = 14)	0,48	0,00	1,78	0	7	
• Março	Caprinos (n = 39)	0,68	0,00	2,56	0	13	P ⁽¹⁾ = 0,520
	Ovinos (n = 6)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Abril	Caprinos (n = 28)	8,33	0,00	44,10	0	233	P ⁽¹⁾ = 0,768
	Ovinos (n = 4)	1,67	0,00	3,33	0	7	
• Mai	Caprinos (n = 5)	53,33	13,33	100,99	0	233	**
	Ovinos (n = 0)	-	-	-	-	-	
• Junho	Caprinos (n = 4)	30,00	6,67	51,49	0	107	P ⁽¹⁾ = 0,481
	Ovinos (n = 2)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Julho	Caprinos (n = 5)	0,00	0,00	0,00	0	0	p ⁽²⁾ = 0,423
	Ovinos (n = 3)	4,44	0,00	7,70	0	13	

(**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Teste t-Student com variâncias iguais.

(2): Teste t-Student com variâncias desiguais.

Avaliando-se os resultados por propriedade estudada, considerando-se os rebanhos caprinos (Tabela 6), na granja G2 não se observou a presença de ovos tipo *Strongyloidea*. Este fato pode ser devido a uma baixa carga parasitária dos animais, em níveis que impediu sua quantificação ao OPG, como reportado por Moraes (2007), assim como justifica as reduzidas médias de L3 recuperadas das coproculturas dos animais

desta propriedade, inclusive com diferença significativa em comparação com as demais propriedades para o gênero *Haemonchus*.

Tabela 5- Média aritmética e desvio padrão do número de larvas de terceiro estágio do gênero *Trichostrongylus* obtidos de coproculturas de caprinos e de ovinos segundo os meses de avaliação.

Mês	Espécie	Média	Mediana	Desvio padrão	Mínimo	Máximo	Valor de p
• Setembro	Caprinos (n = 29)	51,03	13,33	73,71	0	287	p ⁽¹⁾ = 0,005*
	Ovinos (n = 13)	6,67	0,00	22,11	0	80	
• Outubro	Caprinos (n = 35)	79,22	33,00	115,06	0	440	p ⁽¹⁾ = 0,032*
	Ovinos (n = 15)	28,89	6,66	45,82	0	167	
• Novembro	Caprinos (n = 29)	22,76	6,66	70,57	0	380	p ⁽²⁾ = 0,899
	Ovinos (n = 35)	20,76	0,00	55,04	0	220	
• Dezembro	Caprinos (n = 27)	17,03	6,66	35,29	0	180	p ⁽²⁾ = 0,937
	Ovinos (n = 17)	16,08	0,00	43,85	0	180	
• Janeiro	Caprinos (n = 27)	96,54	20,00	192,75	0	833	**
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-	
• Fevereiro	Caprinos (n = 03)	0,00	0,00	0,00	0	0	p ⁽²⁾ = 0,521
	Ovinos (n = 14)	3,33	0,00	8,57	0	27	
• Março	Caprinos (n = 39)	59,30	13,33	132,76	0	733	p ⁽²⁾ = 0,248
	Ovinos (n = 07)	0,00	0,00	0,00	0	0	
• Abril	Caprinos (n = 24)	90,00	29,99	154,27	0	707	p ⁽²⁾ = 0,876
	Ovinos (n = 05)	78,80	80,00	69,22	7	161	
• Mai	Caprinos (n = 05)	242,66	193,33	266,23	7	633	**
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-	
• Junho	Caprinos (n = 01)	6,66	6,66	-	7	7	p ⁽²⁾ = 0,423
	Ovinos (n = 03)	2,22	0,00	3,85	0	7	
• Julho	Caprinos (n = 00)	-	-	-	-	-	**
	Ovinos (n = 00)	-	-	-	-	-	

(**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Teste t-Student com variâncias iguais.

(2): Teste t-Student com variâncias desiguais.

Nos rebanhos ovinos não se verificou diferença significativa entre as propriedades (Tabela 7) para os helmintos, no entanto detectou-se significância nas contagens de

oocistos de *Eimeria* sp entre as três criações de ovinos, mesmo com número baixo de eliminação de oocistos, explicado, provavelmente pelo fato de os animais da amostra constituírem-se de fêmeas adultas, conseqüentemente com imunidade já desenvolvida, dentre outros fatores de manejo das propriedades (LIMA, 2007).

Tabela 6 – Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de *Eimeria* spp (OoPG) e larvas de terceiro estágio (LPG) em fezes de caprinos da região metropolitana de Recife segundo as propriedades..

Parasitas	Granjas			Valor de p
	G1	G2	G3	
	Média ± DP (Mediana)	Média ± DP (Mediana)	Média ± DP (Mediana)	
• OPG				
SDEA	51,13 ± 397,12 (0,00)	0,00 ± 0,00 (0,00)	101,05 ± 407,67 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,122
<i>Trichuris</i>	2,27 ± 14,90 (0,00)	2,70 ± 16,44 (0,00)	1,53 ± 12,28 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,725
<i>Strongyloides</i> sp.	119,74 ± 395,80 (0,00) ^(A)	8,11 ± 27,67 (0,00) ^(B)	44,78 ± 189,20 (0,00) (C)	p ⁽¹⁾ = 0,001*
<i>Moniezia</i> spp.	722,98 ± 1721,53 (200,00)	78,38 ± 156,59 (0,00)	722,90 ± 3178,46 (100,00)	p ⁽¹⁾ = 0,333
<i>Eimeria</i> spp.	75,08 ± 485,16 (0,00)	121,62 ± 223,77 (0,00)	570,48 ± 6872,00 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,416
• Coprocultura				
<i>Oesophagostomum</i>	1,09 ± 10,24 (0,00)	0,00 ± 0,00 (0,00)	8,13 ± 43,06 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,213
<i>Haemonchus</i>	217,06 ± 773,59 (16,67) ^(A)	8,15 ± 9,29 (6,66) ^(B)	595,06 ± 1537,95 (126,66) ^(C)	p ⁽¹⁾ = 0,034*
<i>Trichostrongylus</i>	62,20 ± 121,44 (6,66)	0,83 ± 2,35 (0,00)	66,36 ± 135,56 (13,33)	p ⁽¹⁾ = 0,375

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0% (1): Através do teste F(ANOVA) pelas comparações pareadas de Tamhane's T2.

Obs.: Letras distintas entre parênteses indicam diferença significativa entre as localidades correspondentes.

Tabela 7 – Médias da contagem de ovos de helmintos gastrintestinais (OPG) e oocistos de *Eimeria* spp (OoPG) e larvas de terceiro estágio (LPG) em fezes de ovinos da região metropolitana de Recife segundo as propriedades.

Exames	Propriedades			Valor de p
	G1	G2	G4	
	Média ± DP (Mediana)	Média ± DP (Mediana)	Média ± DP (Mediana)	
• OPG				
SDEA	4,76 ± 32,48 (0,00)	3,13 ± 21,51 (0,00)	6,78 ± 36,35 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,649
<i>Trichuris</i>	0,60 ± 7,72 (0,00)	0,00 ± 0,00 (0,00)	0,85 ± 9,21 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,611
<i>Strongyloides</i> sp.	32,74 ± 249,91 (0,00)	60,94 ± 202,83 (0,00)	39,83 ± 205,95 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,551
<i>Moniezia</i> spp.	141,67 ± 440,93 (0,00)	338,28 ± 1789,04 (100,00)	227,97 ± 644,36 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,307
<i>Eimeria</i> spp.	68,45 ± 334,12 (0,00) ^(AB)	137,50 ± 399,61 (0,00) ^(A)	31,36 ± 162,09 (0,00) ^(B)	p ⁽¹⁾ = 0,030*
• Coprocultura				
<i>Oesophagostomum</i>	0,00 ± 0,00 (0,00)	0,61 ± 2,56 (0,00)	0,43 ± 1,66 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,150
<i>Haemonchus</i>	54,37 ± 235,18 (0,00)	239,49 ± 779,49 (60,00)	102,62 ± 278,66 (6,66)	p ⁽¹⁾ = 0,176
<i>Trichostrongylus</i>	13,79 ± 35,62 (0,00)	25,74 ± 58,32 (0,00)	20,89 ± 50,70 (0,00)	p ⁽¹⁾ = 0,537

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0% (1): Através do teste F(ANOVA) pelas comparações pareadas de Tamhane's T2.

Obs.: Letras distintas entre parênteses indicam diferença significativa entre as localidades correspondentes.

6.2 Resposta à Infecção por Estrongilídeos

Analisando-se os resultados e tomando-se por base todos os animais do estudo, independente da propriedade (Tabela 8), observou-se que os animais da espécie ovina apresentaram-se mais resistentes e resilientes frente aos caprinos, na maioria dos meses de avaliação. Em relação à espécie caprina foi demonstrado um maior número de animais doentes.

Foram registradas diferenças significativas entre as espécies nos meses de outubro a novembro e de março a maio, verificando-se para os meses com diferenças significativas, que os percentuais de animais doentes foram correspondentemente mais elevados nos

caprinos do que nos ovinos, enquanto que os percentuais de animais resistentes foram mais elevados entre os ovinos do que nos caprinos (Tabela 8).

Tabela 8 - Avaliação da resposta de caprinos e ovinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides estrongilídeos segundo os meses de avaliação. Recife, março de 2011.

Mês	Animal	Condição do Animal								Valor de p
		Resistente		Resiliente		Doente		TOTAL		
		n	%	N	%	n	%	n	%	
• Setembro	Caprinos	7	17,1	19	46,3	15	36,6	41	100,0	**
	Ovinos	-	-	-	-	-	-	-	-	
	Grupo	7	17,1	19	46,3	15	36,6	41	100,0	
• Outubro	Caprinos	6	17,6	3	8,8	25	73,5	34	100,0	p ⁽¹⁾ <
	Ovinos	8	28,6	14	50,0	6	21,4	28	100,0	
	Grupo	14	22,6	17	27,4	31	50,0	62	100,0	
• Novembro	Caprinos	6	10,7	14	25,0	36	64,3	56	100,0	p ⁽¹⁾ =
	Ovinos	5	20,8	14	58,3	5	20,8	24	100,0	
	Grupo	11	13,8	28	35,0	41	51,3	80	100,0	
• Dezembro	Caprinos	5	8,2	26	42,6	30	49,2	61	100,0	p ⁽¹⁾ =
	Ovinos	15	36,6	12	29,3	14	34,1	41	100,0	
	Grupo	20	19,6	38	37,3	44	43,1	102	100,0	
• Janeiro	Caprinos	8	15,4	25	48,1	19	36,5	52	100,0	p ⁽¹⁾ = 0,380
	Ovinos	4	10,0	25	62,5	11	27,5	40	100,0	
	Grupo	12	13,0	50	54,3	30	32,6	92	100,0	
• Fevereiro	Caprinos	4	9,8	21	51,2	16	39,0	41	100,0	p ⁽¹⁾ = 0,354
	Ovinos	6	21,4	11	39,3	11	39,3	28	100,0	
	Grupo	10	14,5	32	46,4	27	39,1	69	100,0	
• Março	Caprinos	4	8,5	26	55,3	17	36,2	47	100,0	p ⁽¹⁾ =
	Ovinos	11	28,9	22	57,9	5	13,2	38	100,0	
	Grupo	15	17,6	48	56,5	22	25,9	85	100,0	
• Abril	Caprinos	4	8,3	29	60,4	15	31,3	48	100,0	p ⁽¹⁾ =
	Ovinos	16	39,0	21	51,2	4	9,8	41	100,0	
	Grupo	20	22,5	50	56,2	19	21,3	89	100,0	
• Maio	Caprinos	3	6,3	28	58,3	17	35,4	48	100,0	p ⁽¹⁾ =
	Ovinos	11	26,2	25	59,5	6	14,3	42	100,0	
	Grupo	14	15,6	53	58,9	23	25,6	90	100,0	
• Junho	Caprinos	6	10,5	23	40,4	28	49,1	57	100,0	p ⁽¹⁾ = 0,066
	Ovinos	3	10,3	19	65,5	7	24,1	29	100,0	
	Grupo	9	10,5	42	48,8	35	40,7	86	100,0	
• Julho	Caprinos	4	16,0	12	48,0	9	36,0	25	100,0	p ⁽²⁾ = 0,229
	Ovinos	-	-	4	36,4	7	63,6	11	100,0	
	Grupo	4	11,1	16	44,4	16	44,4	36	100,0	

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0%, (**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Teste Qui-Quadrado de Pearson.

(2): Teste Exato de Fisher.

Os resultados obtidos corroboram as afirmações de que cabras são mais susceptíveis à infecção por nematóides que ovelhas (LE JAMBRE e ROYAL, 1976), possivelmente devido aos diferentes mecanismos ou níveis de resistência entre ovinos e caprinos (BAKER et al., 2001). No entanto, deve-se considerar o fato de que foram detectados animais resistentes dentre os caprinos. Segundo Amarante (2004) a seleção de animais para resistência aos helmintos é factível em qualquer espécie de ruminantes.

Comparando-se entre as propriedades, pode-se observar tanto em relação aos caprinos (Tabela 9) como aos ovinos (Tabela 10) a presença de animais classificados como resistentes, resilientes e doentes em todos os rebanhos estudados, com diferenças significativas entre as propriedades, em alguns dos meses do estudo.

Embora as propriedades sejam localizadas numa mesma região, segundo Amarante (2004), em um rebanho, a proporção de animais resistentes, susceptíveis ou com resistência intermediária varia em função da raça e da idade dos animais. O manejo também é importante, principalmente o nutricional, haja vista que, além do fator intrínscico que influencia a resposta imunológica (que é regulado geneticamente), o segundo fator de influência é o ambiental, dependendo especialmente da qualidade da dieta fornecida aos animais (AMARANTE, 2004). Este é um fator possivelmente passível de correção nas propriedades do presente estudo, principalmente pelo percentual de animais classificados como doentes nos rebanhos estudados.

Em relação às correlações analisadas (Tabelas 11 e 12), os valores obtidos foram baixos em todas as análises realizadas, independente da espécie animal, principalmente em relação ao OPG. As três únicas correlações significativas foram baixas, obtidas apenas para a espécie caprina (Tabela 11). As correlações mais elevadas não foram significativas. Convém ressaltar, porém que a maioria dos valores obtidos foram negativos, principalmente em relação às proteínas totais e hematócrito, em ambas as espécies. Correlação inversa entre o OPG e o hematócrito foi detectada por Mattos et al. (2005), em caprinos do Rio Grande do Sul, porém com valor superior ($r = - 0,498$) ao obtido no presente estudo.

Tabela 9 - Avaliação da resposta de caprinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides estrongilídeos, segundo os meses de avaliação.

Mês	Condição do animal	Localidade								Valor de p
		G1		G2		G3		TOTAL		
		N	%	n	%	n	%	n	%	
• Setembro	Resistente	-	-	-	-	7	17,1	7	17,1	**
	Resiliente	-	-	-	-	19	46,3	19	46,3	
	Doente	-	-	-	-	15	36,6	15	36,6	
	TOTAL	-	-	-	-	41	100,0	41	100,0	
• Outubro	Resistente	6	17,6	-	-	-	-	6	17,6	**
	Resiliente	3	8,8	-	-	-	-	3	8,8	
	Doente	25	73,5	-	-	-	-	25	73,5	
	TOTAL	34	100,0	-	-	-	-	34	100,0	
• Novembro	Resistente	5	17,2	-	-	1	3,7	6	10,7	p ⁽¹⁾ = 0,284
	Resiliente	6	20,7	-	-	8	29,6	14	25,0	
	Doente	18	62,1	-	-	18	66,7	36	64,3	
	TOTAL	29	100,0	-	-	27	100,0	56	100,0	
• Dezembro	Resistente	2	7,4	1	33,3	2	6,5	5	8,2	p ⁽¹⁾ = 0,617
	Resiliente	11	40,7	1	33,3	14	45,2	26	42,6	
	Doente	14	51,9	1	33,3	15	48,4	30	49,2	
	TOTAL	27	100,0	3	100,0	31	100,0	61	100,0	
• Janeiro	Resistente	1	6,7	-	-	7	21,2	8	15,4	p ⁽¹⁾ = 0,251
	Resiliente	7	46,7	4	100,0	14	42,4	25	48,1	
	Doente	7	46,7	-	-	12	36,4	19	36,5	
	TOTAL	15	100,0	4	100,0	33	100,0	52	100,0	
• Fevereiro	Resistente	1	5,0	-	-	3	15,8	4	9,8	p ⁽¹⁾ < 0,001*
	Resiliente	5	25,0	1	50,0	15	78,9	21	51,2	
	Doente	14	70,0	1	50,0	1	5,3	16	39,0	
	TOTAL	20	100,0	2	100,0	19	100,0	41	100,0	
• Março	Resistente	-	-	2	50,0	2	6,3	4	8,5	p ⁽¹⁾ = 0,006*
	Resiliente	3	27,3	2	50,0	21	65,6	26	55,3	
	Doente	8	72,7	-	-	9	28,1	17	36,2	
	TOTAL	11	100,0	4	100,0	32	100,0	47	100,0	
• Abril	Resistente	2	9,5	1	20,0	1	4,5	4	8,3	p ⁽¹⁾ = 0,447
	Resiliente	12	57,1	4	80,0	13	59,1	29	60,4	
	Doente	7	33,3	-	-	8	36,4	15	31,3	
	TOTAL	21	100,0	5	100,0	22	100,0	48	100,0	
• Maio	Resistente	-	-	2	66,7	1	3,4	3	6,3	p ⁽¹⁾ = 0,001*
	Resiliente	6	37,5	1	33,3	21	72,4	28	58,3	
	Doente	10	62,5	-	-	7	24,1	17	35,4	
	TOTAL	16	100,0	3	100,0	29	100,0	48	100,0	
• Junho	Resistente	-	-	2	50,0	4	12,9	6	10,5	p ⁽¹⁾ = 0,024*
	Resiliente	8	36,4	2	50,0	13	41,9	23	40,4	
	Doente	14	63,6	-	-	14	45,2	28	49,1	
	TOTAL	22	100,0	4	100,0	31	100,0	57	100,0	
• Julho	Resistente	-	-	-	-	4	16,0	4	16,0	**
	Resiliente	-	-	-	-	12	48,0	12	48,0	
	Doente	-	-	-	-	9	36,0	9	36,0	
	TOTAL	-	-	-	-	25	100,0	25	100,0	

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0%; (**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Através do teste Exato de Fisher. (2): Através do teste Qui-Quadrado de Pearson.

Tabela 10 - Avaliação da resposta de ovinos da região metropolitana de Recife frente à infecção por nematóides estrongilídeos, segundo os meses de avaliação.

Mês	Condição do animal	Localidade								Valor de p
		G1		G2		G4		TOTAL		
		n	%	n	%	n	%	n	%	
• Outubro	Resistente	6	33,3			2	20,0	8	28,6	p ⁽¹⁾ = 0,264
	Resiliente	10	55,6			4	40,0	14	50,0	
	Doente	2	11,1			4	40,0	6	21,4	
	TOTAL	18	100,0			10	100,0	28	100,0	
• Novembro	Resistente	3	21,4	-	-	2	25,0	5	20,8	p ⁽¹⁾ = 0,099
	Resiliente	10	71,4	-	-	4	50,0	14	58,3	
	Doente	1	7,1	2	100,0	2	25,0	5	20,8	
	TOTAL	14	100,0	2	100,0	8	100,0	24	100,0	
• Dezembro	Resistente	9	60,0	2	16,7	4	28,6	15	36,6	p ⁽¹⁾ = 0,003*
	Resiliente	6	40,0	2	16,7	4	28,6	12	29,3	
	Doente	-	-	8	66,6	6	42,9	14	34,1	
	TOTAL	15	100,0	12	100,0	14	100,0	41	100,0	
• Janeiro	Resistente	2	12,5	-	-	2	20,0	4	10,0	p ⁽¹⁾ = 0,303
	Resiliente	11	68,8	10	71,4	4	40,0	25	62,5	
	Doente	3	18,8	4	28,6	4	40,0	11	27,5	
	TOTAL	16	100,0	14	100,0	10	100,0	40	100,0	
• Fevereiro	Resistente	4	44,4	-	-	2	22,2	6	21,4	p ⁽¹⁾ = 0,104
	Resiliente	4	44,4	4	40,0	3	33,3	11	39,3	
	Doente	1	11,1	6	60,0	4	44,4	11	39,3	
	TOTAL	9	100,0	10	100,0	9	100,0	28	100,0	
• Março	Resistente	7	41,2	1	9,1	3	30,0	11	28,9	p ⁽¹⁾ = 0,137
	Resiliente	9	52,9	9	81,8	4	40,0	22	57,9	
	Doente	1	5,9	1	9,1	3	30,0	5	13,2	
	TOTAL	17	100,0	11	100,0	10	100,0	38	100,0	
• Abril	Resistente	7	41,2	3	21,4	6	60,0	16	39,0	p ⁽¹⁾ = 0,046*
	Resiliente	8	47,1	11	78,6	2	20,0	21	51,2	
	Doente	2	11,8	-	-	2	20,0	4	9,8	
	TOTAL	17	100,0	14	100,0	10	100,0	41	100,0	
• Maio	Resistente	6	35,3	3	20,0	2	20,0	11	26,2	p ⁽¹⁾ = 0,010*
	Resiliente	11	64,7	11	73,3	3	30,0	25	59,5	
	Doente	-	-	1	6,7	5	50,0	6	14,3	
	TOTAL	17	100,0	15	100,0	10	100,0	42	100,0	
• Junho	Resistente	-	-	2	20,0	1	12,5	3	10,3	p ⁽¹⁾ = 0,259
	Resiliente	9	81,8	4	40,0	6	75,0	19	65,5	
	Doente	2	18,2	4	40,0	1	12,5	7	24,1	
	TOTAL	11	100,0	10	100,0	8	100,0	29	100,0	
• Julho	Resistente					-	-	-	-	**
	Resiliente					4	36,4	4	36,4	
	Doente					7	63,6	7	63,6	
	TOTAL					11	100,0	11	100,0	

(*): Diferença significativa ao nível de 5,0%; (**): Não foi possível determinar devido à ausência de categorias.

(1): Através do teste Exato de Fisher. (2): Através do teste Qui-Quadrado de Pearson.

Tabela 11 – Correlação de Pearson (r_p) ou de Spearman (r_s) entre o número de larvas de *Haemonchus* e de ovos tipo Strongyloidea (SDEA) com o PPT, HT e famacha nos **caprinos** segundo a localidade

Número de ovos	Localidade	Correlação		
		PPT	HT	Famacha
		r_p (p)	r_p (p)	r_s (p)
• <i>Haemonchus</i>	G1	-0,168 (0,144)	-0,105 (0,272)	0,157 (0,061)
	G2	-0,510 (0,380)	0,686 (0,201)	0,092 (0,814)
	G3	-0,111 (0,277)	-0,146 (0,087)	0,217 (0,022*)
• SDEA	G1	-0,034 (0,594)	-0,106 (0,075)	0,057 (0,320)
	G2	**	**	**
	G3	-0,039 (0,497)	-0,116 (0,024*)	-0,118 (0,020*)

(*): Estatisticamente diferente de zero. (**): Não foi determinado porque no mínimo uma das variáveis é constante.
PPT: Proteínas Totais. HT; Hematócrito

Tabela 12 – Correlação de Pearson (r_p) ou de Spearman (r_s) entre o número de larvas de *Haemonchus* e de ovos tipo Strongyloidea (SDEA) com o PPT, HT e famacha nos ovinos segundo a localidade

Número de ovos	Localidade	Correlação		
		PPT	HT	Famacha
		r_p (p)	r_p (p)	r_s (p)
• <i>Haemonchus</i>	G1	-0,101 (0,594)	-0,115 (0,479)	0,193 (0,216)
	G2	-0,445 (0,097)	0,157 (0,562)	-0,138 (0,483)
	G4	0,090 (0,715)	-0,086 (0,651)	-0,076 (0,675)
• SDEA	G1	-0,095 (0,273)	-0,150 (0,060)	0,040 (0,611)
	G2	-0,048 (0,634)	0,052 (0,600)	-0,050 (0,590)
	G4	-0,103 (0,281)	-0,031 (0,735)	0,065 (0,467)

PPT: Proteínas Totais. HT; Hematócrito

7. CONCLUSÕES

Os rebanhos caprinos e ovinos analisados são parasitados predominantemente por *haemonchus*, seguido dos coccídios do gênero *Eimeria*, parasitismo este prevalente durante a maioria dos meses do ano.

Os parâmetros do OPG, juntamente com o *famacha*, hematócrito permitem caracterizar diferentes respostas à infecção por *estrongilídeos* nos rebanhos estudados.

Os ovinos apresentam melhor resposta ao parasitismo, classificando-se em sua maioria como resistentes e resilientes enquanto os caprinos são enquadrados em sua maioria como doentes.

8. REFERÊNCIAS

- AHID, S. Parasitos gastrintestinais em caprinos e ovinos da região oeste do Rio Grande do Norte, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, v. 9, n. 1, p. 212-218, 2008.
- AMARANTE, A. F. T.; Controle da Verminose Gastrointestinal no Sistema de Produção de São Paulo, I Congresso Brasileiro de Especialidades em Medicina Veterinária. Paraná, 2004.
- AMARANTE, A. F. T. ; AMARANTE, M. R. V. . Breeding sheep for resistance to nematode infections. **Journal of Animal and Veterinary Advances**, v. 2, n. 3, p.147-161, 2003.
- ARAÚJO, J.V. et al. Controle biológico de tricostrongilídeos (Nematoda: Trichostrongyloidea) gastrintestinais de bovinos pelo fungo *Monacrosporium sinense* **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.56, n.4, p.467-471, 2004.
- BAKER, R.L. et al. Genetic resistance to gastro-intestinal nematode parasites in Borana and Small East African goats in the sub-humid tropics. **Animal Science**, v.73, p.61–70, 2001
- BAKER, R.L. et al. Progress towards identifying Quantitative Trait Loci controlling resistance to gastrointestinal nematode parasites in Red Maasai sheep. In: Dekkers, J.C.M., Lamont, S.J., Rothschild, M.F. (Eds.), Proceedings of the Conference “From Jay Lush to Genomics: Visions for Animal Breeding and Genetics”, Ames, IA, USA, p.159. 1999.
- BAKER, R.L., et al. Genetic Resistance to Gastro-intestinal Nematode Parasites in Red Maasai Sheep in Kenya. **Proc. 5th WCGALP**, v.20, p.277–280, 1994.
- BAKER, R.L., A review of genetic resistance to gastrointestinal nematode parasites in sheep and goats in the tropics and evidence for resistance in some sheep and goat breeds in sub-humid coastal Kenya. **Animal Genetic Resource**. p.13–30. 1998.
- BAKER, R.L., GRAY, G.D. Appropriate breeds and breeding schemes for sheep and goats in the tropics. In: Sani, R.A., Gray, G.D., Baker, R.L. (Eds.), Worm Control for Small Ruminants in Tropical Asia, Canberra, ACIAR Monograph n.113, p.63–96, 2004.
- BAKER, R.L. et al. Comparison of Red Maasai and Dorper Sheep for Resistance to Gastro-intestinal Nematode Parasites, Productivity and Efficiency in a Humid and a Semi-arid Environment in Kenya. **Proc. 7th WCGALP**, v.31, p.639–642, 2002.
- BAKER, R.L., et al. Resistance and resilience to gastro-intestinal nematode parasites and relationships with productivity of Red Maasai, Dorper and Red Maasai _ Dorper crossbred lambs in the sub-humid tropics. **Animal Science**, v.76, 119–136, 2003.
- BEH, K.J., et al. A genome scan for quantitative trait loci affecting resistance to *Trichostrongylus colubriformis* in sheep. **Animal Genetic**, v.33, p.97–106, 2002.

BEH, K.J., MADDOX, J.F. Prospects for development of genetic markers for resistance to gastrointestinal parasite infection in sheep. **International Journal for Parasitology**, v.26, p.879–897, 1996.

BISHOP, S.C. Disease resistance: genetics. In: Pond, W.G., Bell, A.W. (Eds.), **Encyclopedia of Animal Science**. Marcel Dekker Inc., New York, p.288–290, 2005.

BISHOP, S.C., MORRIS, C.A. Genetics of disease resistance in sheep and goats. **Small Ruminant Research**, v.70, p.48–59, 2007.

BISHOP, S.C., STEAR, M.J. Modeling of host genetics and resistance to infectious diseases: understanding and controlling nematode infections. **Veterinary Parasitology**, v.115, 147–166, 2003.

CHAGAS, A. C. S. Fitoterapia como alternativa no controle de verminose de caprinos e ovinos. In: Simpósio sobre o controle de parasitas em pequenos ruminantes. São Paulo, 2005.

DIRKSEN, G.; GRUNDER, H.; STOBER, H. ROSENBERG. **Exame Clínico dos Bovinos**, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. 419p.

EMBRAPA, Recomendações tecnológicas para a produção de caprinos e ovinos no Estado do Ceará. **EMBRAPA/CNPC**. Circular técnica nº9, 58p, 1994.

FAO. Resistencia a los antiparasitarios: estado actual con énfasis en América Latina. Roma: FAO, **Salud Animal**, p.1-52, 2003.

FELDMAN, B. F.; ZINKL, J. G.; JAIN, N. C. **Schalm's veterinary hematology**. 5th ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2000.

FERNANDES, L.H. et al. Efeito do pastejo rotacionado e alternado com bovinos adultos no controle da verminose em ovelhas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.56, n.6, p.733-740, 2004.

GORDON, H. M.; WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of Council of Science and Industry Research in Australia**, v. 12, n.1, p. 50-52, 1939.

GOUVEIA, A. M. G.. Aspectos sanitários da caprino-ovinocultura no Brasil. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE CAPRINOS E OVINOS DE CORTE, 2., 2003, João Pessoa. Anais... João Pessoa: EMEPA, 2003. CD-ROM.

IBGE – Sala de Imprensa: Produção da Pecuária Municipal 2009. **Comunicação Social 24 de novembro de 2010**. Disponível em: <http://www.ibge.com.br/home/presidencia/noticia>. Acesso em 15 de fevereiro de 2011.

ILCA - International Livestock Center for Africa. Proceedings of the Research Planning Workshop on Resistance to Endoparasites in Small Ruminants, 5–7 February 1991, Addis Ababa, Ethiopia, 1991, 78p.

JACKSON, F., COOP, R.L. The development of anthelmintic resistance in sheep nematodes. **Parasitology**, v.120, p.95–107, 2000.

KEMPER, K.E. et al. *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* did not adapt to long-term exposure to sheep that were genetically resistant or susceptible to nematode infections. **International Journal for Parasitology**, v.39, p.607–614, 2009.

KNOX, M. R.; STEEL, J. W. The effects of urea supplementation on production and parasitological responses of sheep infected with *Haemonchus contortus* AND *Trichostrongylus colubriformis*. **Veterinary Parasitology**, v. 83, P. 123-135, 1999

LE JAMBRE, L.F.; Royal, W.M. A comparison of worm burdens in grazing Merino sheep and goats. **Australian Veterinary Journal**, p.52181-183, 1976.

LIMA, M. M. Estudo de fatores do aspecto sanitário em relação à infecção por parasitos gastrintestinais no estado de Pernambuco. 2007. 182fl. **Tese** (Doutorado em Ciência veterinária). Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife. 2007.

LIMA, M. M. et al. Eficácia da moxidectina, ivermectina e albendazole contra helmintos gastrintestinais em propriedades de criação caprina e ovina no estado de Pernambuco. **Ciência Animal Brasileira**, v.11, n.1, p.94-100, 2010.

MACIEL, F. C. et al. **Criação familiar de caprinos e ovinos no Rio Grande do Norte**: orientações para visualização do Negócio Natal: SINTEC, EMATER, EMBRAPA; EMPARN, p. 391- 426, 2006.

MATTOS, M.J.T. et al. Influência do parasitismo por nematódeos sobre o perfil hematológico de caprinos. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.57, n.1, p.133-135, 2005.

MOLENTO, M. B. Avanços no diagnóstico e controle das helmintoses em caprinos. **I Simpósio Paulista de Caprinocultura (SIMPAC)**. Multi-press, Jaboticabal, p.101-110, 2005.

MORAES, F.R. Padronização do ensaio imunoenzimático para detecção de imunoglobulinas G e ovinas anti-*Haemonchus contortus* seu uso na seleção de animais resistentes à verminose gastrintestinal e na compreensão dos fenômenos imunológicos que decorrem da interação entre o hospedeiro e o parasito. 2007. 154fl. **Tese** (Doutorado em Processos Biotecnológicos). Universidade Federal do Paraná. 2007.

MUGAMBI, J.M. et al. Response of Dorper and Red Maasai lambs to trickle *Haemonchus contortus* infections. **Research in Veterinary Science**, v.61, p.218–221, 1996.

MUGAMBI, J.M., et al. Resistance of four sheep breeds to natural and subsequent artificial *Haemonchus contortus* infection. **Veterinary Parasitology**, v.69, p.265–273, 1997.

NOGUEIRA, D. M. et al. Efeito da suplementação protéica sobre os parâmetros clínicos e parasitológicos de cordeiros mantidos em pastagem de tifton 85. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 4, p. 1100-1109, 2009.

PPM - **Pesquisa Pecuária Municipal 2009**. Efetivo dos Rebanhos – Cabeças. Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecua>. Acesso em 15 de fevereiro de 2011.

PRESTON, J.M., ALLONBY, E.W. The influence of breed on the susceptibility of sheep to *Haemonchus contortus* infection in Kenya. **Research in Veterinary Science**, v. 26, p.134–139, 1979.

PRESTON, J.M., ALLONBY, E.W., The influence of breed on the susceptibility of sheep and goats to a single experimental infection with *Haemonchus contortus*. **Veterinary Record**, v.103, p.509–512, 1978.

REIS, I. F., Controle de Nematóides Gastrointestinais em Pequenos Ruminantes: Método Estratégico *versus* FAMACHA. 2004.80fl. **Dissertação** (Mestrado). Universidade Estadual do Ceará. Fortaleza. 2004.

ROBERTS, F. H. S., O’SULLIVAN, J. P.. Methods for egg counts and larval cultures for strogyles infesting the gastrointestinal tract of cattle. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 1, n. 1, p. 99-102, 1950.

ROSA, J. S.; VIEIRA, L. **Curso de caprinocultura**. Brasília: ABEAS, [1980]. P.1-2 (Módulo 5. Caprinocultura Parte I – doenças de caprinos). AVALIAÇÃO DA TÉCNICA FAMACHA NO DIAGNÓSTICO DAS PARASITOSSES GASTROINTESTINAIS DOS PEQUENOS RUMINANTES CRIADOS EM REGIME EXTENSIVO NO SERTÃO PERNAMBUCANO.

RUAS, J.L.; BERNE, M.E.A. Parasitoses por nematódeos gastrointestinais em bovinos e ovinos, p.19-162. **In: Correa F.R., Schild A.L., Mendez M. del C. & Lemos R.A.A.** (Eds), Doenças de Ruminantes e Equinos. Vol.2. 2ªed. São Paulo: Varela, 200, 573p.

UENO, H.; GONÇALVES, P. C. **Manual para diagnóstico da helmintoses de ruminantes**. 4ªed. Tokyo: Japan International CORPORATION Agency, 1998. 143p.

VAN WYK, J. A.; BATH, G. F. The FAMACHA © system for managing haemonchosis in sheep an goats by clinically identifying individual animals for treatment Onderstepoort, **Veterinary Research**, v.33, p. 509-259, 2002.

VAN WYK, J.A.; BATH, G.F. The FAMACHA © system for managing haemonchosis in sheep an goats by clinically identifying individual animals for treatment. **Veterinary Research**, v.33, p.509-259, 2002.

VATTA, A. et al. Testing for clinical anemia caused by *Haemonchus spp.* in goats under resource-poor conditions in South Africa using an eye colour chart developed for sheep. **Veterinary Parasitology**, v.99, p.1-14, 2001.

VIEIRA, L. S. 1999. Epidemiologia e controle da nematodeose gastrointestinal dos caprinos. **Anais Congresso Pernambucano de Medicina Veterinária**. Sociedade Pernambucana de Medicina Veterinária, Recife, p.123-128.

VIEIRA, L S. et al. Eficácia anti-helmíntica de plantas *Anona squamosa* e *Momodica charantia* em nematódeos gastrintestinais de caprinos. **Embrapa/CNPq**. Sobral, 1991.

VIEIRA, L S.; CAVALCANTE, A. C. R.; XIMENES, L. J F. Epidemiologia e Controle das Principais Parasitoses de Caprinos nas Regiões Semi-Áridas do Nordeste do Brasil. Circular Técnica. **Embrapa Caprinos**. Merial, 49 p., 1997.

VLASSOFF, A. et al. Parasite resistance: a genome scan approach to finding markers and genes. Proc. N. Z. **Sociedade de Animais de Produção**. v.57, p.297–300, 1997.

WALLER, P.J. Anthelmintic resistance. **Veterinary Parasitology**, v.72, p.391–405, 1997.

WANYANGU, S.W. et al. Response to artificial and subsequent natural infection with *Haemonchus contortus* in Red Maasai and Dorper ewes. *Vet. Parasitol.* 69, 275–282, 1997.