

UFRRJ
INSTITUTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA
ANIMAL

DISSERTAÇÃO

Eficácia dos Princípios Ativos da Planta Medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Erva-de-Santa-Maria), no Controle de Endoparasitos de *Gallus gallus* (Galinha Caipira) e *Coturnix japonica* (Codorna Japonesa)

Gilmar Ferreira Vita

2013



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**EFICÁCIA DOS PRINCÍPIOS ATIVOS DA PLANTA MEDICINAL *Chenopodium
Ambrosioides* LINNAEUS, 1786 (ERVA-DE-SANTA-MARIA), NO CONTROLE
DE ENDOPARASITOS DE *Gallus gallus* (GALINHA CAIPIRA) E
Coturnix japonica (CODORNA JAPONESA)**

GILMAR FERREIRA VITA

Sob a Orientação do Professor
Ildemar Ferreira

e Co-orientação da Professora
Maria Angélica Vieira da Costa Pereira

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Área de Concentração em Zoologia.

Seropédica, RJ
Fevereiro de 2013

636.5089455V8

35e

T

Vita, Gilmar Ferreira, 1962-

Eficácia dos princípios ativos da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Erva-de-Santa-Maria), no controle de endoparasitos de *Gallus gallus* (Galinha Caipira) e *Coturnix japonica* (Codorna japonesa) / Gilmar Ferreira Vita. – 2013.

59 f.: il.

Orientador: Ildemar Ferreira.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal.

Bibliografia: f. 36-48.

1. Ave doméstica - Parasito - Controle - Teses. 2. Ave doméstica - Doenças - Controle - Teses. 3. Erva-de-Santa-Maria - Uso terapêutico - Teses. 4. Plantas medicinais - Uso terapêutico – Teses. I. Ferreira, Ildemar, 1951 - II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal. III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

GILMAR FERREIRA VITA

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, área de Concentração em Zoologia.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 28/02/2013

Rita de Cássia Martins Aurnheimer (*D.Sc.*) – UNIPLI

Argemiro Sanavria (*Ph.D.*) – UFRuralRJ

Ildemar Ferreira (*D.Sc.*) – UFRuralRJ
(Orientador)

*Dedico minha pesquisa à Maria Lana e
Geraldo Ferreira Vita (in memoriam),
meus pais, aos quais devo a minha
existência e amor incondicional.*

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por ter me propiciado meios físicos e espirituais para a realização desta pesquisa. Hoje percebo que sem a sua presença constante no meu pensamento e coração, não conseguiria ir adiante.

Aos meus irmãos, JUSSARA VITA, JUSCÉLIA VITA (*in memoriam*), JOSÉLIA VITA, JUCIARA VITA, GERALDO FERREIRA VITA e GEOMAR FERREIRA VITA, pelos momentos felizes que passamos juntos durante a minha infância e juventude, nunca os esquecerei.

Ao Professor ILDEMAR FERREIRA, pela orientação, paciência e boa vontade demonstradas durante o decorrer do curso.

À Professora MARIA ANGÉLICA VIEIRA DA COSTA PEREIRA, pela co-orientação e dedicação durante o experimento e formulação da Dissertação.

Aos Professores LUCIA HELENA BODDEY, RITA DE CÁSSIA MARTINS AURNHEIMER, ARGEMIRO SANAVRIA e SÉRGIO GASPAR DE CAMPOS, pela gentileza em aceitar participar da banca de defesa da minha Dissertação.

Ao Professor JOSÉ RODOLFO DE AZEVEDO, pela amizade e auxílio prestados durante a busca do material biológico.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRuralRJ), em especial ao Professor FRANCISCO GERSON ARAÚJO, pela paciência, presteza e dedicação, que dispensaram a mim, mesmo quando insatisfatoriamente procurava soluções inexistentes.

Ao Senhor ROBERTO YATABE, pela valiosa contribuição ao conceder-me os animais para a pesquisa.

Ao Professor CELSO GUIMARÃES BARBOSA, pela agilidade e formulação da análise estatística.

Ao Professor VALDIR DIOLA, pela boa vontade na confecção do meio nutritivo e pelas dúvidas esclarecidas.

À Secretária AGRA DE MENDONÇA CARDOSO, pela dedicação, paciência e presteza ao me atender, principalmente esclarecendo assuntos nos quais eu estava sempre cometendo erros.

Ao Secretário CARLOS ROBERTO LOPES DA SILVA, pela boa vontade ao resolver minhas questões.

Aos amigos ALINE PRESTES e VINÍCIUS MIRANDA, pelo companheirismo e auxílio em momentos complicados passados no decorrer do curso.

A todos os meus amigos de curso, ENELY FIRMIANO, NATHALIA CARDOSO, ADRIANA VENTURA, CAMILA BUENO, ROGÉRIO MIRANDA, TAYNARA FRANCO, SÉRGIO PEREIRA, MAÍRA GODOY, EDICARLOS PRALON SILVA, THIAGO BLANC CELINO, pelo carinho e apoio prestado na Pós-Graduação. Todos fizeram parte da minha vida nesse momento de engrandecimento cultural e principalmente espiritual.

Ao amigo WALDIR GUIMARÃES, pela boa vontade e esmero na confecção, manutenção e montagem dos boxes/gaiolas dos animais do experimento.

Ao Senhor ADALBERTO MOSSULINE MOLITERNO, pela gentileza, rapidez e paciência, principalmente por conseguir todo o material experimental em tempo tão breve.

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, por ter me proporcionado mais uma bagagem de conhecimento.

À Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, que foi uma grande fomentadora da minha graduação, e que continua participando da minha vida.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo auxílio financeiro prestado durante o decorrer do curso, através da bolsa de Reestruturação e Expansão das Universidades Federais (REUNI).

A todos, o meu sincero obrigado!

RESUMO

VITA, Gilmar Ferreira. **Eficácia dos princípios ativos da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Erva-de-Santa-Maria), no controle de endoparasitos de *Gallus gallus* (Galinha Caipira) e *Coturnix japonica* (Codorna Japonesa).** 2013. 48p. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2013.

A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Zoologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro e Setor de Parasitologia Animal da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, estado do Rio de Janeiro, no período de 2011 a 2012. O objetivo foi testar *in vitro* e *in vivo* a eficácia dos princípios ativos da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Erva-de-Santa-Maria), nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (Galinha Caipira) e *Coturnix japonica* Temminck & Schlegel, 1849 (Codorna Japonesa), um sério problema que afeta a criação e desempenho de aves domésticas, ocasionando morte quando muito intenso, retardo de crescimento, redução de índice de conversão alimentar e aumento na suscetibilidade às doenças infecciosas. As metodologias utilizadas foram preconizadas por Coles *et al.* (1992), creditada pela World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), e Hubert e Kerboeuf (1992). Para *G. gallus*, os ensaios *in vitro* demonstraram alta taxa de redução na inibição de eclosão de ovos (97,18%) e na inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar (100,00%), e o ensaio *in vivo*, elevada taxa na redução da contagem de ovos nas fezes (91,67%). Para *C. japonica*, os ensaios *in vitro* demonstraram redução significativa na inibição de eclosão de ovos (52,95%) e alta taxa na inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar (100,00%), e o ensaio *in vivo*, expressiva redução da contagem de ovos nas fezes (60,33%). A pesquisa evidenciou a presença dos gêneros *Ascaridia*, *Capillaria*, *Eimeria*, *Heterakis* e *Strongyloides*. *C. ambrosioides* mostrou em certos momentos superioridade frente ao produto tradicional (Thiabendazole/ Mebendazole) e índices superiores aos preconizados pelo Ministério da Agricultura do Brasil e Organização Mundial da Saúde como indicativos de eficácia.

Palavras-chave: *Chenopodium ambrosioides*. Endoparasitoses. Aves domésticas.

ABSTRACT

VITA, Gilmar Ferreira. **Effectiveness of *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Herb-of-Santa-Maria) medicinal plant active principles in the endoparasitos of *Gallus gallus* (Domestic Chicken) and *Coturnix japonica* (Japanese Quail) control.** 2013. 48p. Dissertation (Master Science in Animal Biology). Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2013.

The research was developed in the Laboratório de Zoologia of Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro and Setor de Parasitologia Animal of Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Rio de Janeiro State, in the period from 2011-2012. The goal was to test *in vitro* and *in vivo* the effectiveness of the active principle of the medicinal plant *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Herb-of-Santa-Maria), fitoterapic and homeopathic forms, as alternative to endoparasite of *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (Domestic chicken) and *Coturnix japonica* Temminck & Schlegel, 1849 (Japanese quail) control, an problem serious that affects the creation and performance of domestic poultry, causing death when much intense, delay of growth, decrease of indices of food conversion and increase in susceptibility to infectious disease. The methodology used was recommended by Coles *et al.* (1992), credited by World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), and Hubert & Kerboeuf (1992). For *G. gallus*, *in vitro* essays showed high rate of reduction in egg hatching inhibition (97.18%) and motility or developed larvar inhibition (100.00%), and the *in vivo* essays, high rate in faecal egg count reduction (91.67%). For *C. japonica*, *in vitro* essays showed significative reduction in egg hatching inhibition (52.95%) and high rate in motility or developed larvar inhibition (100.00%), and the *in vivo* essays, reduction expressive of the faecal egg count (60.33%). The research noted the presence of *Ascaridia*, *Capillaria*, *Eimeria*, *Heterakis* e *Strongyloides* genres. *C. ambrosioides* showed in certain times superiority front traditional products (Thiabendazole/Mebendazole) and higher indexes than those recommended by the Brazilian Agricultural Ministry and World Health Organization as indicative of effectiveness.

Key words: *Chenopodium ambrosioides*. Endoparasitosis. Domestic poultry.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Organograma explicativo do delineamento amostral.....	12
Figura 2. Instalação das galinhas caipiras em boxes padronizados (1,20 m ²), com seis animais cada. Seropédica, RJ	14
Figura 3. Instalação das codornas japonesas em gaiolas de arame galvanizado apropriadas (1 m x 50 cm x 20 cm), com nove animais cada. Seropédica, RJ	14
Figura 4. Obtenção da suspensão de ovos para o teste de inibição de eclosão de OVOS.....	16
Figura 5. Procedimento do teste de inibição de eclosão de ovos	17
Figura 6. Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar	18
Figura 7. Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	20
Figura 8. Técnica de McMaster modificada (Coles <i>et al.</i> , 1992)	21

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Número médio de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição de eclosão de ovos, quando comparado com o controle negativo 24
- Tabela 2.** Número médio de larvas de endoparasitos de *Gallus gallus* observadas após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar, quando comparado com o controle negativo 25
- Tabela 3.** Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 0, anterior à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes 26
- Tabela 4.** Número médio de endoparasitos de *Coturnix japonica* encontrados após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição de eclosão de ovos, quando comparado com o controle negativo 28
- Tabela 5.** Número médio de larvas de endoparasitos de *Coturnix japonica* observadas após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar, quando comparado com o controle negativo 29
- Tabela 6.** Número médio de ovos de endoparasitos de *Coturnix japonica*, por grama de fezes, no dia 0, anterior à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes 30

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	1
2 REVISÃO DA LITERATURA	3
2.1 Endoparasitoses em aves domésticas	3
2.2 Considerações gerais sobre os endoparasitos encontrados na pesquisa	4
2.2.1 Gênero <i>Ascaridia</i> Dujardin, 1845	4
2.2.2 Gênero <i>Heterakis</i> Dujardin, 1845	4
2.2.3 Gênero <i>Capillaria</i> Zeder, 1800	5
2.2.4 Gênero <i>Eimeria</i> Schneider, 1875	6
2.2.5 Gênero <i>Strongyloides</i> Grassi, 1879	6
2.3 Controle alternativo de endoparasitos	7
2.3.1 Fitoterapia	7
2.3.2 Homeopatia	8
2.4 Caracterização da planta investigada	9
2.4.1 <i>Chenopodium ambrosioides</i> Linnaeus, 1786	9
2.5 Considerações gerais sobre os animais utilizados na pesquisa	10
2.5.1 <i>Gallus gallus</i> Linnaeus, 1758	10
2.5.2 <i>Coturnix japonica</i> Temminck e Schlegel, 1849	11
3 MATERIAL E MÉTODOS	12
3.1 Realização da pesquisa	12
3.2 Delineamento amostral	12
3.3 Aquisição e processamento da espécie botânica	12
3.4 Animais da pesquisa	13
3.5 Manutenção das aves	13
3.6 Coleta do material biológico	13
3.7 Avaliação do ensaio <i>in vitro</i> (formas fitoterápica e homeopática)	13
3.7.1 Teste de inibição de eclosão de ovos	13
3.7.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar	15
3.8 Avaliação do ensaio <i>in vivo</i> (formas fitoterápica e homeopática)	19
3.8.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)	19
3.9 Identificação larvar	22
3.10 Análise estatística	22
3.11 Comitê de ética	22
4 RESULTADOS	23
4.1 <i>Gallus gallus</i>	23
4.1.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica	23
4.1.2 Ensaio <i>in vitro</i>	23
4.1.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos	23
4.1.2.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar	23
4.1.3 Ensaio <i>in vivo</i>	23
4.1.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)	23
4.2 <i>Coturnix japonica</i>	27
4.2.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica	27
4.2.2 Ensaio <i>in vitro</i>	27
4.2.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos	27
4.2.2.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar	27

4.2.3 Ensaio <i>in vivo</i>	27
4.2.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)	27
5 DISCUSSÃO	31
6 CONCLUSÃO	35
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36

1 INTRODUÇÃO

A avicultura brasileira nessas últimas décadas passa por um crescimento constante, o que possibilita assim ao Brasil, tornar-se destaque mundial, como um dos maiores produtores (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO, 2009; SOBRAL *et al.*, 2010; WINCK e MACHADO, 2011). O efetivo nacional de galináceos abrange cerca de 1.3 bilhões de animais (IBGE, 2011), e nesse cenário, a avicultura alternativa de frangos e galinhas caipiras, apresenta-se com forte contribuição. Albino *et al.* (2001) relatou que a criação de aves caipiras no Brasil, atinge em torno de 80% das propriedades rurais.

O crescimento do setor da coturnicultura no Brasil é muito significativo. O país é o quinto produtor mundial, com um efetivo de criação de aproximadamente 15 milhões (IBGE, 2011). Entre as vantagens oferecidas ao pequeno e médio produtor para sua criação está o rápido crescimento, alta produção, menor demanda espacial e baixo investimento (MARTINS, 2002; ALBINO e BARRETO, 2003).

Um sério problema que afeta a criação e desempenho dessas aves é a infecção parasitária intestinal, que ocasiona morte quando muito intensa, retardo de crescimento, redução de índice de conversão alimentar e aumento na suscetibilidade às doenças infecciosas (CARDOZO & YAMAMURA, 2004; RENNÓ *et al.*, 2008).

No Brasil pouca é a concepção da importância dos endoparasitos na avicultura, visto sua produção estar diretamente relacionada ao setor de corte, o qual pelo tempo de vida das aves, ao redor de 47 dias, não oferece condições para o desenvolvimento completo de uma verminose, cujo período de infestação e aparecimento das formas do parasita se completa entre cinco a oito semanas (VASCONCELOS, 2000). Sua grande importância está na criação nacional de aves poedeiras e entre os criadores rurais que praticam a agricultura familiar, fazendo do mercado de ovos um meio de subsistência, e que mantêm por grande período as aves em suas criações.

Dentre as inúmeras formas sugeridas para o tratamento das endoparasitoses aviárias, destacamos a utilização de plantas da “medicina popular”. A fitoterapia e a homeopatia surgem como alternativas para promover esse controle, ofertando aos criadores, uma metodologia limpa, sem maiores agravantes, para a redução dos malefícios ocasionados às suas aves (BRITO *et al.*, 2009; FERNANDES *et al.*, 2009; SOBRAL *et al.*, 2010).

Atualmente existe uma concordância entre o meio científico e empresarial, produtores e criadores, que produtos químicos administrados a animais aumentam sua predisposição às doenças (JAENISH, 2000; FIGUEIREDO *et al.*, 2001; COELHO e SAVINO, 2002; BUTOLO, 2003; VIEIRA, 2004; BALOG NETO *et al.*, 2007; SOBRAL *et al.*, 2010).

A fitoterapia e homeopatia encontram-se em um estágio em que é necessário avaliar cientificamente sua eficácia no tratamento de várias enfermidades. Contribuir, contrapondo-as frente às formas tradicionais e testando sua eficiência sobre as espécies que causam danos à saúde do animal, acarretando em parasitoses, viroses, bacterioses, é um dever para profissionais da área, e também conscientização da busca de novas alternativas, quiçá definitivas, para os problemas que atualmente afligem a saúde de todo um ecossistema.

Esta pesquisa irá estender o uso dos princípios ativos das plantas medicinais até as aves domésticas, provando cientificamente aquilo que já é conhecido empiricamente: o poder das plantas, agindo na cura e manutenção do equilíbrio orgânico. Nosso trabalho se insere exatamente nesse contexto, na procura de alternativas que contribuam para minimizar o sofrimento do animal, e pelo almejo de desenvolver agentes antiparasitários naturais, capazes de promover o mesmo resultado de outros produtos sintéticos, sempre evitando danos à saúde do animal.

O objetivo do estudo foi testar *in vitro* e *in vivo* a eficácia dos princípios ativos originários da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (Erva-de-Santa-Maria), nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (Galinha Caipira) e *Coturnix japonica* Temminck & Schlegel, 1849 (Codorna Japonesa).

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Endoparasitoses em aves domésticas

Dentre as várias patologias que afetam as aves domésticas, as enfermidades parasitárias estão entre as mais frequentes, podendo causar desde infecções subclínicas até a morte (MENEZES, 1999; CARNEIRO, 2001; GOMES *et al.*, 2009; MARIETTO-GONÇALVES *et al.*, 2009).

Rennó *et al.* (2008) reporta que a importância da endoparasitose em aves decorre do fato desta influir na produtividade, causando perdas econômicas pela diminuição da produção, aumento na taxa de mortalidade dos animais e nos custos de profilaxia.

Na criação de aves rústicas, onde constantemente predomina o sistema extensivo, não existem manejo nem instalações adequadas. As instalações são os principais reservatórios dos helmintos parasitas, e os prejuízos causados aumentam de gravidade de acordo com a patogenicidade do agente, intensidade da infecção e estado imunológico das aves (CARNEIRO, 2001).

Principalmente em aves de cativeiro, caso das codornas, as infecções podem interferir no comportamento e no desenvolvimento reprodutivo, em virtude de uma nutrição inadequada e estresse, e propiciar o aparecimento de infecções secundárias (FREITAS *et al.*, 2002).

No Brasil, já foram identificados 17 gêneros diferentes de nematóides em galinhas domésticas (VICENTE *et al.*, 1995), sendo os mais constantemente listados *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis* e *Strongyloides* (CARNEIRO, 2001; FERNANDES *et al.*, 2005; GOMES *et al.*, 2009; VIEIRA, 2010; LIMA *et al.*, 2011). Concordando, Pinto *et al.* (2005) também salientam a maior ocorrência desses gêneros nas infecções intestinais de codornas.

Devemos ainda enfatizar a ocorrência do gênero *Eimeria*, cuja presença é relatada em praticamente todos os levantamentos helmintológicos, e qual patologia é considerada como uma das mais prejudiciais na avicultura mundial, levando em alguns casos mais severos à alta taxa de mortalidade (WILLIAMS, 1999; COSTA, 2002).

A Eimeriose afeta o aproveitamento dos nutrientes, prejudicando a ingestão de ração, sua digestão, absorção, transporte de nutrientes na corrente sanguínea, e pode diminuir em até 85% a atividade digestiva de uma série de enzimas do pâncreas e mucosa intestinal (NERY, 2009).

Perdas devidas a Eimeriose, na indústria avícola em 1995, foram estimadas em aproximadamente 40 milhões de libras esterlinas sobre uma produção de 625 milhões de frangos no Reino Unido. Nesta estimativa somente 17,5% destas perdas foram atribuídas a custos de profilaxia e tratamento, e cerca de 80% devido a perdas em conversão alimentar e ganho de peso (WILLIAMS, 1999).

Na Holanda, as perdas anuais associadas à Coccidiose são estimadas em US\$ 11,6 milhões, não incluindo-se aí os custos associados à medicação extra de emergência e aos veterinários (GRAAT *et al.*, 1998).

Segundo Luchese *et al.* (2007), atualmente, para o Brasil, as perdas podem chegar aos US\$ 19 milhões/ano, e para o mundo, as previsões anuais superam os US\$1,5 bilhões. Para os autores, os prejuízos se dão em decorrência de uma série de fatores, tais como: morbidade persistente devido à má administração dos medicamentos, diagnóstico incorreto da enfermidade e/ou espécies de *Eimeria* envolvidas, presença de cepas resistentes a determinadas drogas, manejo inadequado nos locais de criação e do uso inadequado de vacinas vivas virulentas, causando como consequência a redução no ganho de peso e o aumento na conversão alimentar das aves (KAWAZOE, 2000; ZULPO *et al.*, 2007).

2.2 Considerações gerais sobre os endoparasitos encontrados na pesquisa

2.2.1 Gênero *Ascaridia* Dujardin, 1845

O gênero *Ascaridia* pertence ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Secernentea, Ordem Ascaridida e Família Ascaridiidae. Possui como exemplar típico que infecta a maioria das espécies de aves domésticas (galinhas, perus, codornas, pombos e galinhas-d'angola), o *Ascaridia galli*, que tem distribuição cosmopolita, e é encontrado principalmente em países tropicais ou subtropicais (BACK, 2002; DEHLAWI, 2007; GBIF, 2012).

São nematóides de médio porte, corpo cilíndrico, branco-amarelado, boca com três lábios, com cavidade pequena e sem cápsula, esôfago em forma de clava e sem bulbo posterior, ausência de expansões cuticulares ao longo do corpo. Os machos são ligeiramente menores e mais delgados que as fêmeas, com tamanho entre 5 a 7,6 cm de comprimento, possuem asas caudais fracamente desenvolvidas e espículos iguais ou subiguais. As fêmeas possuem extremidade posterior reta e cônica, medem entre 7,2 a 12 cm de comprimento, apresentam vulva na parte mediana do corpo e úteros divergentes. Os ovos apresentam casca espessa, com clara granulação na parte interna e em um dos polos, medem entre 73-92 µm por 45-57 µm (VICENTE *et al.*, 1995; FONSECA e PEREIRA, 2002; FERNANDES, 2008).

O ciclo de vida desse helminto é simples e direto, os ovos são eliminados pelas fezes, onde em condições ideais de temperatura, umidade e oxigênio, desenvolvem-se para o estágio infectivo, contendo uma larva de segundo estágio (L₂), entre oito a quatorze dias. A infecção ocorre pela ingestão dos ovos contendo essas larvas, e após eclosão, a muda para larva de terceiro estágio (L₃) ocorre entre seis a oito dias, com posterior passagem a quarto estágio (L₄) entre 14 e 15 dias. A fase adulta é atingida entre 18 e 22 dias. O período pré-patente está estabelecido entre cinco a seis semanas em animais com menos de três meses de idade, e de oito semanas a mais em animais adultos (FERNANDES, 2008).

Quando os ovos são ingeridos pelo hospedeiro, as larvas eclodem no duodeno ou proventrículo e o parasito evolui no lúmen do intestino delgado. Ocasionalmente pode ocorrer no esôfago, papo, moela e intestino grosso (ITO *et al.*, 2007; FERNANDES, 2008).

Os sintomas associados à ascaridíase incluem anemia, podendo evoluir a óbito, perda de peso, anorexia, má absorção de nutrientes, anormalidades no crescimento dos filhotes, manifestações intestinais graves como hemorragias decorrentes de congestão, obstrução e lesão da mucosa intestinal. O estresse provocado pela infestação desse parasita favorece o surgimento de infecções secundárias como a *Pasteurelose* (BERCHIERI e MACARI, 2000; BACK, 2002; NUNES *et al.*, 2008).

2.2.2. Gênero *Heterakis* (Schranck, 1788) Madsen, 1949

O gênero *Heterakis* está localizado no Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Secernentea, Ordem Ascaridida e Família Heterakidae. Existem duas espécies que se crê possuírem alguma importância em galinhas: *H. gallinarum* e *H. dispar*. *H. gallinarum* é o veiculador do protozoário *Histomonas meleagridis*, agente etiológico da Histomonose. O gênero é largamente distribuído pelo mundo (PERMIN e HANSEN, 1998).

São parasitos pequenos, esbranquiçados, cavidade bucal cilíndrica, esôfago com bulbo posterior desenvolvido, expansões cuticulares ao longo do corpo presentes, com cauda pontiaguda alongada. O macho mede entre 07, a 1,3 cm, com asas caudais desenvolvidas e suportadas por papilas pedunculadas, espículos iguais ou desiguais, cauda cônica. A fêmea mede de 1,0 a 1,5 cm, possuindo cauda cônica. Os ovos medem entre 66-79 µm x 41-48 µm e possuem uma parede espessa e lisa, sendo difíceis de diferenciar dos de *A. galli* (FONSECA e PEREIRA, 2002; FERNANDES, 2008).

Seu ciclo evolutivo inicia-se no solo com a eliminação dos ovos nas fezes dos hospedeiros. Estes ovos, quando eliminados, não são ainda embrionados. Tal fato se dá, inicialmente, com a formação de uma larva de primeiro estágio no interior do ovo. Uma muda ocorre para o segundo estágio, que é agora elemento infectante para a ave. A ave ingere este ovo com larva de segundo estágio por ocasião da infecção. A eclosão se dá rapidamente no duodeno. Tal larva migra para o ceco onde as demais mudas ocorrem até alcançarem a fase adulta, o que acontece em cerca de 24 dias. As minhocas podem ser hospedeiros transportadores, com os ovos simplesmente passando pelo intestino, ou hospedeiros paratênicos, nos quais o ovo eclode e a L₂ segue para os tecidos a fim de aguardar a ingestão pelas aves. O período pré-patente varia entre 24 e 30 dias (MACHADO *et al.*, 2006; SOBRAL, 2010).

Como sinais clínicos apresentam cecos inflamados e mucosa espessada com hemorragias e petéquias. Habitualmente os animais são assintomáticos, porém em casos de graves infecções, podem aparecer nódulos na mucosa e submucosa. Já foram reportados casos de granulomas hepáticos em galinhas contendo parasitas adultos (SAIF *et al.*, 2003; FERNANDES, 2008).

2.2.3 Gênero *Capillaria* Zeder, 1800

O gênero *Capillaria* é pertencente ao Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Adenophorea, Ordem Trichocephalida e Família Trichuridae. Na avicultura, seis espécies podem ser consideradas como mais importantes: *C. annulata*, *C. contorta*, *C. caudinflata*, *C. bursata*, *C. obsignata* e *C. anatis*. Todas possuem distribuição cosmopolita e foram reportadas em aves domésticas (BAPTISTA, 2010; GBIF, 2012).

Parasitas com corpo longo e uniformemente delgado, brancos ou amarelados, parte posterior mais longa e grossa que a anterior. A boca é desprovida de lábios e o esôfago em geral é longo, com porção anterior muscular e posterior glandular. Os machos medem em geral entre 1,5 a 2,5 cm de comprimento, possuem extremidade posterior arredondada e espículo único em bainha espinhosa. As fêmeas medem 3,7 a 8,0 cm de comprimento, e possuem vulva próxima ao final do esôfago. Os ovos em geral têm a forma de tonel ou barril com os lados quase paralelos e com cápsulas polares achatadas, medindo 45 µm x 25 µm (FONSECA e PEREIRA, 2002; BAPTISTA, 2010).

A maioria das espécies de *Capillaria* possui um ciclo de vida direto. Os ovos não embrionados saem pelas fezes e atingem o primeiro estágio entre nove a 14 dias. Ingeridos estes ovos pelo hospedeiro através de alimento ou água contaminados, liberam as larvas no intestino e estas se instalam na mucosa e submucosa, onde completam o desenvolvimento até adulto. Outras espécies têm um ciclo de vida indireto, com a participação de minhocas como hospedeiros intermediários facultativos ou obrigatórios. Nestes casos, as minhocas infectadas são ingeridas pelas aves, onde as larvas L₁ se liberam no intestino e completam seu desenvolvimento a adulto. O período pré-patente de *Capillaria sp.* é de aproximadamente três semanas (BAPTISTA, 2010; SOBRAL, 2010).

Capillaria sp. está presente no esôfago, no papo e no intestino delgado de galinhas, perus, patos e aves silvestres. As aves jovens são mais suscetíveis às infecções, enquanto os adultos podem atuar como transportadores (SOBRAL, 2010).

Os sinais clínicos podem ser diarreia, perda de peso, anorexia, penas arrepiadas, depressão, vômito e anemia. Os achados necroscópicos mais frequentes são enterite hemorrágica, atrofia da musculatura peitoral e plumagem descolorida decorrente da má absorção dos nutrientes promovida pelas lesões nas mucosa intestinais. O curso da doença pode ser breve com morte súbita, mas o mais comum é a forma crônica e debilitante (CUBAS e GODOY, 2004).

2.2.4 Gênero *Eimeria* Schneider, 1875

O gênero *Eimeria* pertence ao Reino Protozoa, Filo Apicomplexa, Classe Sporozoa, Ordem Coccidia e Família Eimeriidae. Sete espécies foram descritas parasitando galinhas domésticas: *E. tenella*, *E. maxima*, *E. brunetti*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. acervulina* e *E. praecox*. A doença causada por este parasito é denominada Coccidiose. Possui distribuição cosmopolita (FERNANDO, 1990; URQUHART *et al.*, 1998; FERNANDES, 2008).

Os oocistos possuem forma sub-esférica ou ovóide, com cor e dimensões variáveis, de acordo com a espécie. Possuem parede grossa e podem estar esporulados ou não. Os não esporulados contém somente uma célula, denominada esporonte; já os esporulados, apresentam quatro esporocistos, cada um contendo dois esporozoítos. Os esporozoítos possuem forma de vírgula e apresentam vacúolo numa extremidade. Dentro do oocisto também se encontra um corpo residual. Alguns possuem um micrópilo numa extremidade, que pode ser obliterado por um tampão micropilar. Os oocistos de *E. máxima* são os maiores dentre as espécies que infectam a galinha doméstica, com uma média de 32,1 µm (diâmetro maior) por 25,2 µm (diâmetro menor) (CASTAÑÓN *et al.*, 2007; FERNANDES, 2008).

Seu ciclo de vida é monoxênico, com fases de reprodução sexuada e assexuada. Inicia-se pela ingestão de um oocisto esporulado. Em aves como a galinha doméstica, a parede do oocisto é rompida mecanicamente na moela por ação da musculatura e abrasão provocada por detritos ingeridos. Uma vez no intestino delgado, na presença de tripsina e sais biliares, ocorre a excitação, na qual os esporozoítos saem ativamente dos esporocistos. Assim que liberados, os esporozoítos invadem as células epiteliais do intestino, onde se multiplicam por fissão múltipla (reprodução assexuada) formando os esquizontes ou merontes. Após o amadurecimento e ruptura dos esquizontes há liberação dos merozoítos, os quais podem infectar novas células intestinais por uma ou mais gerações, na dependência da espécie de *Eimeria*. Após a esquizogonia, os parasitas se diferenciam em macrogametócito ou microgametócito, que por possuir dois flagelos são capazes de se locomover até os macrogametas fecundando-os e produzindo o zigoto. O zigoto pode ser produto da fertilização de gametas da mesma cepa (autofertilização) ou de cepas diferentes (fertilização cruzada). O zigoto maduro origina oocisto, único estágio diploide, o qual é liberado no ambiente juntamente com as fezes sob a forma de oocisto não esporulado. Em condições adequadas de temperatura, umidade e oxigenação, o oocisto sofre uma meiose seguida de uma mitose formando os esporoblastos. Cada esporoblasto sofre uma segunda mitose originando os esporocistos os quais contém dois esporozoítos. O ciclo de vida é completado quando o oocisto esporulado é ingerido por um hospedeiro susceptível (MANHA, 2011).

As infecções ocasionadas pelo gênero *Eimeria* podem causar lesões superficiais no epitélio, destruição das vilosidades intestinais, lesões hemorrágicas severas principalmente nos cecos e necrose do tecido cecal. Podem causar redução da absorção de nutrientes, deficiência na conversão alimentar, diminuição de peso e problemas de crescimento (URQUHART *et al.*, 1998; FILHO, 2006).

2.2.5 Gênero *Strongyloides* Grassi, 1879

Este gênero está alocado no Reino Animalia, Filo Nematoda, Classe Secernentea, Ordem Rhabditida e Família Strongyloididae. No Brasil, duas espécies podem ser consideradas relevantes para a avicultura: *S. avium* e *S. oswaldoi*. Todas possuem distribuição cosmopolita e foram reportadas em aves domésticas (MAPELI *et al.*, 2005; GBIF, 2012).

Possuem o esôfago filariforme ou rhabditiforme podendo ocupar até um terço do corpo. As formas adultas de vida livre possuem esôfago rhabditiforme. A larva rhabditóide possui uma curta cavidade bucal e esôfago rhabditiforme. Somente as fêmeas são parasitas, sendo

hematófagas. Os adultos medem entre 0,22 cm de comprimento e o ovo mede entre 52-56 µm x 36-40 µm (SAIF *et al.*, 2003).

O ciclo evolutivo do gênero *Strongyloides* comporta uma fase de vida livre, representada por machos e fêmeas no ambiente e a fase de vida parasitária, responsabilidade da fêmea partenogenética fixa à mucosa intestinal. Dois tipos de desenvolvimento podem ocorrer: homogônico ou direto, com a formação de larvas de terceiro estágio (L₃) infectantes, originando, após a infecção do hospedeiro, as fêmeas parasitas, e heterogônico ou indireto, com o aparecimento de machos e fêmeas, dos quais, após a cópula e eliminação dos ovos, observam-se L₃ infectantes. A rota de infecção natural em aves é a ingestão de L₃, que migram pelos órgãos dos hospedeiros e de 60 a 80 horas pós-infecção acumulam-se no intestino para desenvolvimento e maturação, porém tal infecção também podem ocorrer por via percutânea e auto-infecção (NOJIMA *et al.*, 1986; VINEY, 1999).

O parasito tem pouca importância patogênica, porém em altas infecções podem causar fraqueza, emaciação, enterite e diarreia sanguinolenta. Os animais jovens são mais predispostos à infecção, que pode ser considerada séria especialmente naqueles criados em bateria (SAIF *et al.*, 2003).

2.3 Controle alternativo de endoparasitos

2.3.1 Fitoterapia

O uso de medicamentos fitoterápicos com finalidade profilática, curativa, paliativa ou para fins de diagnóstico, tem sido oficialmente reconhecido pela Organização Mundial da Saúde desde 1978, quando recomendou sua difusão, em nível mundial. Atualmente a mesma organização estima que 80% da população do planeta utilizam, de algum modo, plantas medicinais no tratamento de suas doenças (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2006; FERRO, 2008).

O mercado mundial de fitoterápicos envolve hoje cerca de US\$ 44 bilhões, com taxa de crescimento estimada entre 6 a 7% ao ano. No Brasil, no ano de 2006, o setor fitoterápico movimentou R\$ 1 bilhão em toda a cadeia produtiva, empregando mais de 100 mil pessoas. O mercado de medicamentos fitoterápicos movimenta cerca de 400 a 500 milhões de dólares por ano no Brasil (MOSELE *et al.*, 2010; RECHIA, 2011).

Apenas 1% do mercado de fitoterápicos no país, é voltado ao segmento veterinário. Porém, é o setor que mais cresce, cerca de 25% ao ano (OZAKI e DUARTE, 2006).

Estudos com fitoterápicos vêm sendo realizados para o controle de endoparasitos de aves domésticas e silvestres, e dentre as vantagens oferecidas para a utilização desses produtos, contabiliza-se redução dos malefícios, susceptibilidade dos parasitos, garantia de produtos livres de resíduos, minimização de despesas e diminuição do uso indiscriminado de animais para experimentação (ARAÚJO FILHO, 2000; MEINERZ *et al.*, 2001).

A comprovação da eficácia destes produtos é de suma importância não só para a medicina veterinária, mas para o momento atual, em que tanto se aclama a busca por metodologias limpas.

Youn e Noh (2001) avaliando o efeito de folhas secas de *Artemisia annua* (Artemísia) sobre coccídeos em aves, informaram sua eficácia contra pelo menos duas espécies de protozoários, quando utilizada como um suplemento aditivo. Relataram que os extratos de folhas e talos melhoravam em 90% a taxa de sobrevivência dos frangos infectados com *Eimeria tenella* e o uso da planta inteira resultava em 80%.

Brito *et al.* (2009) trabalhando *in vitro* com diferentes concentrações de extratos da planta *Morinda citrifolia* (Noni), observaram uma eficácia na taxa de mortalidade do parasito *A. galli* em galinhas poedeiras de 46,67% e 50,00%, nas concentrações de 13,48 e 26,96

mg.mL⁻¹ do extrato aquoso, e 66,67 e 76,67%, nas concentrações de 33,36 e 66,72 mg.mL⁻¹ do extrato etanólico.

Fernandes *et al.* (2009) utilizando estratos aquosos de *Anona squamosa* (Fruta-do-Conde) relataram uma eficácia no percentual de mortalidade do nematóide *A. galli*, em diferentes concentrações, de 53,33% e 63,33%, confirmando uma atividade anti-helmíntica potencial sobre o parasito.

Brito *et al.* (2011) reforçando estudo já realizado sobre o efeito anti-helmíntico de *M. citrifolia* (Noni) em *A. galli* de galinhas poedeiras, por meio de teste *in vitro*, reportaram uma eficácia de 83,33%, 90,00% e 96,67% no percentual de mortalidade do parasito, utilizando diferentes concentrações de extrato aquoso e etanólico da planta.

Embora exista uma escassez de pesquisas sobre o uso de produtos fitoterápicos no controle de endoparasitoses aviárias, principalmente referente à planta *C. ambrosioides*, os levantamentos demonstram um grande número de estudos de sucesso para o controle de infecções helmínticas de outros animais, que embasam nossa investigação (GITHIORI *et al.*, 2003; GATHUMA *et al.*, 2004; ALMEIDA *et al.*, 2007a; RODRIGUES *et al.*, 2007; CORDEIRO, 2008; NASCIMENTO *et al.*, 2009; PENELUC *et al.*, 2009; FARIAS *et al.*, 2010; SILVA *et al.*, 2010).

2.3.2 Homeopatia

A Organização Mundial da Saúde (OMS) tem incentivado o desenvolvimento de projetos homeopáticos desde que publicou seu documento “Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2002-2005” (OMS, 2002; TEIXEIRA, 2006).

O Ministério da Saúde aprovou recentemente a “Política Nacional de Práticas Integrativas e Complementares no Sistema Único de Saúde”, com o intuito de incentivar e apoiar projetos de assistência, ensino e pesquisa homeopáticas nas diversas esferas do SUS (BRASIL, 2006; LOCH-NECKEL *et al.*, 2010).

No Brasil, a partir do ano de 2000, a Homeopatia foi reconhecida como especialidade pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (BRASIL, 2006), e a partir daí diversos trabalhos foram sendo elaborados com vistas ao tratamento das patologias animais.

Poucos são os trabalhos com Homeopatia no controle de endoparasitos de aves domésticas, nossa pesquisa é uma das pioneiras no assunto. Porém, a investigação homeopática para o controle de helmintos gastrintestinais de outros animais vem sendo realizada por diversos autores, e os resultados encontrados são unânimes em validar o uso dessa terapia no combate às infecções endoparasitárias.

Zacharias *et al.* (2003) trabalhando com cabras leiteiras da raça Alpina, observaram que os medicamentos homeopáticos *Arsenicum album* D6 e *Ferrum phosphoricum* D6, oferecidos alternadamente, proporcionaram uma eficácia de 92,86% na redução do opg, frente aquela verificada pelo produto controle positivo albendazole (91,84%).

Zacharias (2004) tratando 20 ovinos mestiços da raça Dorper, originários da África do Sul, com raças nativas do nordeste do Brasil, verificou que a medicação homeopática reduziu significativamente a contagem total de ovos de helmintos (50,00%), frente aos outros grupos estudados, e possibilitou um maior desempenho das funções vitais, aumento de peso diário, melhor conversão alimentar e custo-benefício superior.

Cruz *et al.* (2006) ao avaliarem um produto homeopático no controle de helmintos em caprinos sem raça definida, por um período de 84 dias, não observaram diferença significativa do valor inicial do número de opg para o valor final, mas constataram a eficácia do produto na redução do opg frente aos grupos que receberam outros tratamentos (Cydectin®, Organofós®, sal mineral com alho e produto químico).

Zeola *et al.* (2007) estudando o efeito de medicamento homeopático no controle de helmintos gastrintestinais de ovelhas gestantes da raça Ile de France, com opg acima de 500, verificaram que a utilização do produto mostrou-se eficaz para o controle do número de opg, e comprovaram que as ovelhas que receberam o medicamento homeopático apresentaram ganho de peso corporal superior àquelas que não receberam o produto.

Cavalcanti (2008) analisando o efeito do medicamento homeopático Sulphur® em dinamização de 30CH, durante 72 dias, sobre nematóides gastrintestinais de 60 cordeiros com idade entre 90 e 120 dias, frente à ivermectina, constataram melhores resultados, numa redução de zero a 70,73% no opg do produto contra 9,76 a 30,06% da ivermectina, menor contagem de parasitos de *Haemonchus contortus* (60,00% para 31,00%) e maior ganho de peso (5,96 kg para 3,78 kg). O estudo mostrou que o Sulphur® levou a uma redução na carga de parasitos adultos e imaturos de *H. contortus* resistentes a ivermectina, bem como a um bom desempenho produtivo dos cordeiros quanto a ganho de peso e ausência de sintomas de parasitoses, demonstrando ser uma possibilidade viável no controle de nematóides em ovinos.

2.4 Caracterização da planta investigada

2.4.1 *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786

A planta *C. ambrosioides* é originária da América, provavelmente do México, sendo atualmente cosmopolita. No Brasil, é amplamente disseminada, vegetando especialmente em lugares férteis, e em torno de habitações, hortas, jardins e roças (LAMEIRA e PINTO, 2008).

Além de Erva-de-Santa-Maria, essa planta também é popularmente conhecida por mastruço, menstruz, ambrosia, canudo, erva-santa, mata-cobra, anserina-vermífuga, erva das lombrigas. É uma planta herbácea, pertencente à família Chenopodiaceae (SANTOS e CORREA, 2006).

A Erva-de-Santa-Maria é citada como inseticida doméstico para repelir pulgas, piolhos e carrapatos, sendo utilizada sob camas e colchões ou polvilhadas em vassoura com as quais são varridos os locais onde se localizam estes insetos. O uso das flores e folhas secas serve para afugentar insetos caseiros (MAZZONETTO e VENDRAMIM, 2003; BORBA e AMORIM, 2004).

Seu primeiro nome é originário do grego *chen* (ganso) e *podus* (pé) e está relacionado ao fato de as folhas de algumas espécies se assemelharem a pés de ganso. O segundo, *ambrosioides*, refere-se à semelhança das suas inflorescências com as de *Ambrosia sp.* Apresenta como sinônimas: *Chenopodium anthelminticum* L., *Chenopodium suffruthicosum* Wild, *Chenopodium chilense* Schrad, *Chenopodium retusum* Jaff. Ex Moq, *Chenopodium querciforme* Murr, *Chenopodium vagal* Standl e *Chenopodium spathulatum* Sieber (TAVARES, 2002).

Planta anual ou perene, que se reproduz por sementes. Prefere solos de textura média, com boa fertilidade e suprimento moderado de água, tolerando solos salinos. O desenvolvimento vegetativo é favorecido por boa iluminação e as plantas se tornam mais competitivas em regiões e em épocas de dias longos, sendo o florescimento estimulado por dias curtos (TAVARES, 2002).

Possui caule ereto, variando em altura de 20 cm a 1,50 m, sulcado e muito ramificado. Os ramos floríferos são delgados e muito folhosos, de coloração verde-clara ou verde-amarelada, lustrosos, com as folhas maiores nos eixos primários e nos ramos principais alternas, oblongas, compridas, lanceoladas, agudas ou obtusamente sinuosas, denteadas, raras vezes inteiras, glabras na face superior e um pouco hirsutas na face inferior; as demais folhas são lanceoladas-lineares, adelgaçadas, remontantes, denteadas; inflorescências em glomérulos

de muitas flores, muito pequenas, verde-amareladas; fruto envolto no cálice; sementes muito pequenas, pretas e lustrosas (TAVARES, 2002).

Seus constituintes químicos principais são o óleo essencial, contendo ascaridol (90%), cimeno, cineol, terpineno, limoneno, isolimoneno, carenos, timol e carvacrol (MACDONALD *et al.*, 2004; TAVARES, 2006).

Tem caráter medicinal pelas propriedades de ser repelente, inseticida, cicatrizante, anti-inflamatória, ativadora de circulação, aceleradora da regeneração muscular e redutora de manchas roxas (PEREIRA *et al.*, 2004; MORAIS *et al.*, 2005; TORRES *et al.*, 2005).

Sua atividade anti-helmíntica tem sido comprovada ao inibir infecções por nematóides gastrintestinais, entre eles, *Haemonchus sp.* (KETZIS *et al.*, 2002), *Cooperia sp.* e *Ostertagia sp.* (OLIVEIRA, 2003), *Strongyloides sp.* (BERNARDES, 2006), *Trichostrongylus sp.* (SOARES *et al.*, 2003) e *Oesophagostomum sp.* (ALMEIDA *et al.*, 2007b).

2.5 Considerações gerais sobre os animais utilizados na pesquisa

2.5.1 *Gallus gallus* Linnaeus, 1758

Espécie pertencente ao Reino Animalia, Filo Chordata, Classe Aves, Ordem Galliformes, Família Phasianidae e Gênero *Gallus*. Conhecidas como caipiras, pé duro, pé sujo de terreiros, colonial e capoeira, são encontradas em todos os continentes do planeta, com mais de 24 bilhões de cabeças (PERRINS, 2003; GBIF, 2012).

As primeiras referências a *G. gallus* surgem em cerâmicas coríntias datadas do século VII a.C. A introdução desta ave como animal doméstico surgiu provavelmente na Ásia, de onde é nativo o galo-banquiva. Apesar de os romanos terem desenvolvido a primeira raça diferenciada de galinhas, os registros antigos mostram a presença de aves selvagens asiáticas na China desde 1400 a.C. Da Grécia Antiga, as galinhas espalharam-se pela Europa e os navegadores polinésios levaram estes animais em suas viagens de colonização pelo oceano Pacífico, incluindo a Ilha da Páscoa. A proximidade ancestral com o homem permitiu o cruzamento destinado à criação de diversas raças, adaptadas a diferentes necessidades (GILMORE, 1997; NEITZKE, 2010).

Introduzida na época do descobrimento do Brasil, originária de quatro ramos genealógicos distintos, o americano, o mediterrâneo, o inglês e o asiático, a galinha caipira, adquiriu resistência a algumas doenças e se tornou adaptada ao clima local. Através de acasalamentos de todas as formas, inclusive consangüíneos, as galinhas caipiras atuais apresentam semelhanças com as principais raças que as originaram (Andalusian, Buff Plymouth Rock, Silver-Spangled Hamburgs, Australorp, Columbian Wyandottes, Assel, Partridge Plymouth Rock e Brown Leghor). As semelhanças se refletem não somente em termos de plumagem e porte, mas também em características de carcaça (BARBOSA *et al.*, 2012).

Não possuem um padrão definido, tendo algumas crista de serra enquanto outras, crista de rosa. As canelas e as pernas podem ser curtas ou longas. O porte geralmente é médio e as penas coloridas. A melhor fase de produção é na primavera. O ciclo de mudança de pena e recomposição acontece após a primavera. A postura é de 80 a 90 ovos/ano e inicia-se, normalmente, em oito meses, indo até cinco ou seis anos. O peso dos adultos varia entre 1,5 a 2,5 kg e a altura entre 20 a 30 cm (REVISTA RURAL, 2006).

Caracterizam-se pela sua alta variabilidade genética, grande rusticidade, por sua maior resistência a doenças e às condições adversas de clima, temperatura e alimentação, dispensam cuidados especiais e por isso sua criação não demanda muito investimento. Além disto, apresentam crescimento mais lento, menores teores de gordura no corpo e coloração mais

avermelhada da carne e dos ovos (ALBINO *et al.*, 2001; ALBINO e MOREIRA, 2006; BORRATO, 2011).

2.5.2. *Coturnix japonica* Temminck & Schlegel, 1849

A espécie pertence ao Reino Animalia, Filo Chordata, Classe Aves, Ordem Galliformes, Família Phasianidae e Gênero *Coturnix*. Sua área de distribuição compreende Japão e parte do sudeste asiático (MINVIELLE, 2004; GBIF, 2012).

Conhecida como codorna japonesa ou doméstica, surgiu em 1910, através de cruzamentos com a codorna europeia ou selvagem, *Coturnix coturnix* (SOUZA-SOARES e SIEWERDT, 2005).

No Brasil foram introduzidas em 1959 por imigrantes europeus e japoneses, estes últimos ainda são os principais responsáveis pela criação nacional (PASTORE *et al.*, 2012).

Como características possuem grande mobilidade na cabeça e pescoço curto com rotação quase que completa. Os ossos são frágeis. O tronco é redondo e resistente, mal desenvolvido nas fêmeas. Quando adulta, a ave mede de 11 a 13 cm de altura. As penas têm tonalidade cinzento-acastanhada e castanho esbranquiçada. Pela coloração das penas peitorais é possível definir o sexo da ave: o macho apresenta coloração relativamente uniforme, e a fêmea é ligeiramente branca, com pintas pretas no peito, esta diferenciação pode ser observada após 14 dias de vida, quando as aves já apresentarem as penas do peito. O peso é maior nas fêmeas (170-180 g) em relação aos machos (155-160 g), isso ocorre devido ao elevado peso do aparelho reprodutivo das fêmeas, muito desenvolvido, podendo representar 10% do seu peso vivo.

As codornas ainda apresentam as seguintes características: crescimento rápido, precocidade sexual, atingindo a maturidade sexual com aproximadamente 40 dias de vida, alta postura, com produção de ovos chegando a 300 ovos/ano, alta rusticidade, com boa resistência a uma grande diversidade de doenças, e baixo consumo alimentar (SOUZA-SOARES e SIEWERDT, 2005).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Realização da pesquisa

A pesquisa foi conduzida no Laboratório de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRuralRJ), localizado no município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro, e Setor de Parasitologia Animal, Laboratório de Sanidade Animal, Hospital Veterinário, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), localizado no município de Campos dos Goytacazes, estado do Rio de Janeiro, no período de 2011 a 2012.

3.2 Delineamento amostral

Constou de dois experimentos, um fitoterápico e outro homeopático, onde se avaliou a eficácia da planta com ensaios iniciais *in vitro*, teste de inibição de eclosão de ovos e teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar, e a posteriori *in vivo*, teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF) (Figura 1).

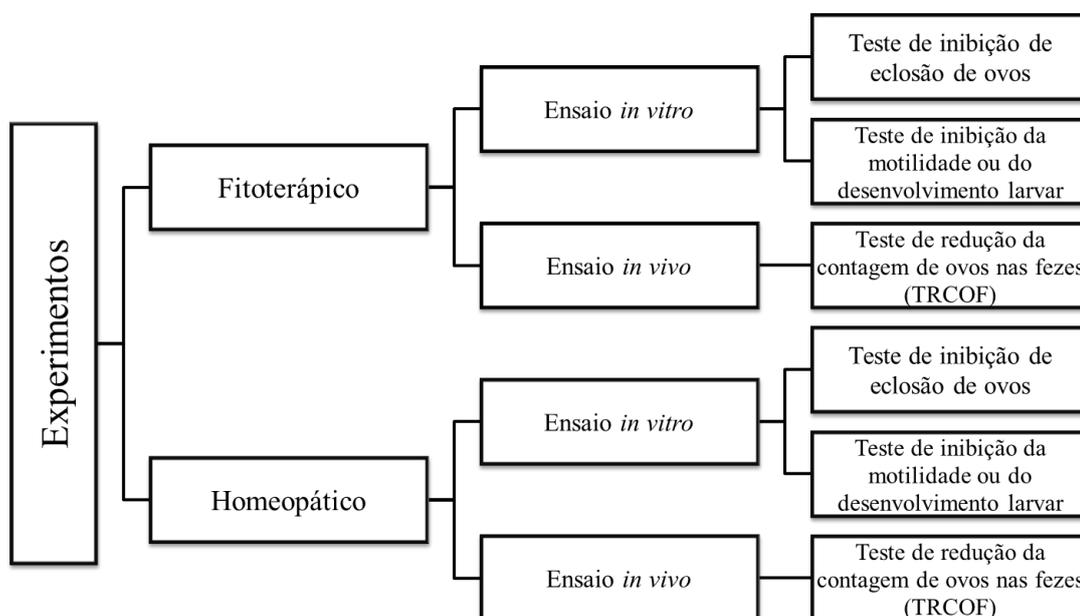


Figura 1. Organograma explicativo do delineamento amostral.

3.3 Aquisição e processamento da espécie botânica

O princípio ativo da planta medicinal *C. ambrosioides* foi obtido comercialmente no Laboratório Dr. Faria E.M. Mello Ltda, sendo na forma fitoterápica como tintura mãe e na forma homeopática em baixa dinamização hahnemanniana (CH6), ambas diluídas em solução alcoólica a 70%.

3.4 Animais da pesquisa

Nos experimentos fitoterápico e homeopático, tanto no ensaio *in vitro* ou *in vivo*, foram empregadas 24 galinhas caipiras, com 24 semanas de vida e peso vivo médio de 2 kg, e 36 codornas japonesas, com cinco semanas de vida e peso vivo médio de 140 g, criadas em sistema extensivo e intensivo, respectivamente, com infecção parasitária natural, sem administração prévia de anti-helmínticos em período de três meses (COLES *et al.*, 1992).

3.5 Manutenção das aves

As galinhas foram provenientes de criações particulares do município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro. Foram instaladas em quatro boxes padronizados (1,20 m²), seis animais por cada, cobertos com telha e área de exposição à luz natural, temperatura ambiente, separados por arame galvanizado, com poleiros adequados sem arestas cortantes e piso coberto por maravalha. A alimentação das aves constou de milho, ração e verduras, disponibilizada três vezes ao dia, num total médio de aproximadamente 120 g/dia. As aves receberam água *ad libitum* (Figura 2) (BRASIL, 2003; SANTOS *et al.*, 2009).

As codornas foram originárias de uma granja situada na localidade de São Miguel, município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro. As aves foram alojadas em gaiolas de arame galvanizado apropriadas (1 m x 50 cm x 20 cm), com nove animais por gaiola. A alimentação das aves constou de ração balanceada para postura, entre 25 a 30 gramas por dia, e água ofertada *ad libitum*. A temperatura foi ambiente e a iluminação natural, sendo poupadas da luz direta do sol (Figura 3) (SEBRAE, 2006; SBRT, 2007).

3.6 Coleta do material biológico

No dia da realização do teste, o piso sob a área dos boxes/gaiolas foi previamente forrado com lona plástica às 05:00 horas da manhã, com recolhimento do material fecal às 6:00 horas. Este foi acondicionado em potes plásticos, devidamente identificados, mantidos sob refrigeração (2 a 8°C) e encaminhados ao laboratório para realização das análises em no máximo três horas, a contar do momento em que se fez a forragem (COLES *et al.*, 1992; OPAS, 2010).

3.7 Avaliação do ensaio *in vitro* (formas fitoterápica e homeopática)

3.7.1 Teste de inibição de eclosão de ovos

A metodologia utilizada para este teste foi a preconizada por Coles *et al.* (1992), creditada pela World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP).

Neste estudo utilizou-se oito tratamentos, sendo três realizados na forma fitoterápica, três na forma homeopática, um controle negativo e um controle positivo, com três repetições, em um delineamento inteiramente casualizado, totalizando 24 parcelas respectivamente, para cada ave.



Figura 2. Instalação das galinhas caipiras em boxes padronizados (1,20 m²), com seis animais cada. Seropédica, RJ.



Figura 3. Instalação das codornas japonesas em gaiolas de arame galvanizado apropriadas (1 m x 50 cm x 20 cm), com nove animais cada. Seropédica, RJ.

Para conseguir a suspensão de ovo (Figura 4):

- 1) 25 gramas de fezes com 200 ml de água foram homogeneizadas com um agitador de laboratório. As amostras foram manuseadas em menos de três horas após à coleta.
- 2) A solução obtida foi passada para tigela através de tamis de malha 100 com 20 cm de diâmetro (abertura de 0,15 mm). O filtrado foi colocado em oito tubos de Clayton Lane.
- 3) Centrifugou-se por dois minutos a 1500 rpm, descartando após o sobrenadante.
- 4) Os tubos foram agitados para soltar o sedimento e, em seguida, adicionou-se solução saturada de cloreto de sódio até a formação de um menisco acima do tubo. Lamínulas foram colocadas sobre os tubos e a amostra foi centrifugada por dois minutos em 1000 rpm.
- 5) Cuidadosamente a lamínula foi retirada dos tubos e lavando-a deslizou-se os ovos para um tubo de centrífuga de vidro cônico. Encheu-o com água e centrifugou por mais dois minutos a 1500 rpm.
- 6) Novamente o sobrenadante foi removido e os ovos ressuspensos na água.
- 7) O número de ovos por mililitro foi estimado e adaptado para a diluição requerida.

No procedimento do teste (Figura 5):

- 1) 2 ml da suspensão de ovos (menos de 3 horas anterior à coleta) foram colocados em cada poço da placa de cultivo com 24 cavidades.
- 2) Misturou-se com 1 ml do extrato da planta nas seguintes diluições: 0,060 ml:0,940 ml H₂O, 0,120 ml:0,880 ml H₂O e 200 ml:0,800 ml H₂O.
- 3) No poço controle positivo foram adicionados 0,010 ml de solução de Thiabendazole/Mebendazole (Neovermin® - Neo Química Brasil), conforme estabelecido pelo laboratório, aos 2 ml da suspensão de ovos. O produto foi dissolvido em 0,990 ml de metanol.
- 4) No poço controle negativo foram adicionados 1 ml de água aos 2 ml da suspensão de ovos.
- 5) Incubou-se a 27°C por 48 horas e após esse período duas gotas de solução de Lugol's iodine foram adicionadas para parar a incubação dos ovos.
- 6) Todos os ovos (mortos e embrionados) e larvas recém-eclodidas em cada poço foram contados. Foram realizadas três repetições para cada tratamento com extrato da planta e controle positivo e negativo.

3.7.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar

A forma de condução deste teste seguiu os procedimentos de Hubert e Kerboeuf (1992), e foi assim elaborada (Figura 6):

- 1) Utilizou-se tubos de 15 ml de Clayton Lane para sua concretização, onde 0,200 ml de meio nutritivo foram adicionados a 0,800 ml de suspensão de ovos (estabelecida acima).
- 3) Os tubos foram fechados e colocados em uma incubadora à temperatura de 23°C por 48 horas, período no qual as larvas de primeiro estágio já estavam desenvolvidas.
- 4) Neste instante adicionou-se 0,120 ml:0,380 ml H₂O, 0,200 ml:0,300 ml H₂O e 0,280 ml:0,220 ml H₂O, das diluições do extrato da planta, 0,010 ml:0,490 ml metanol, do Thiabendazole/Mebendazole, e 0,500 ml da água, esperando por sete dias, quando as larvas foram obtidas.
- 5) Três repetições por cada diluição do extrato da planta, do controle positivo (Thiabendazole/Mebendazole) e controle negativo (água destilada), foram realizadas.
- 6) Após esse período, os parasitos foram contados e as larvas foram separadas em larvas de terceiro estágio vivas, de terceiro estágio mortas e larvas vivas de outros estágios.

Para evitar a proliferação de fungos, 5 mg de Amphotericine B (Fungizone ND; Squibb) foram adicionados aos tubos.

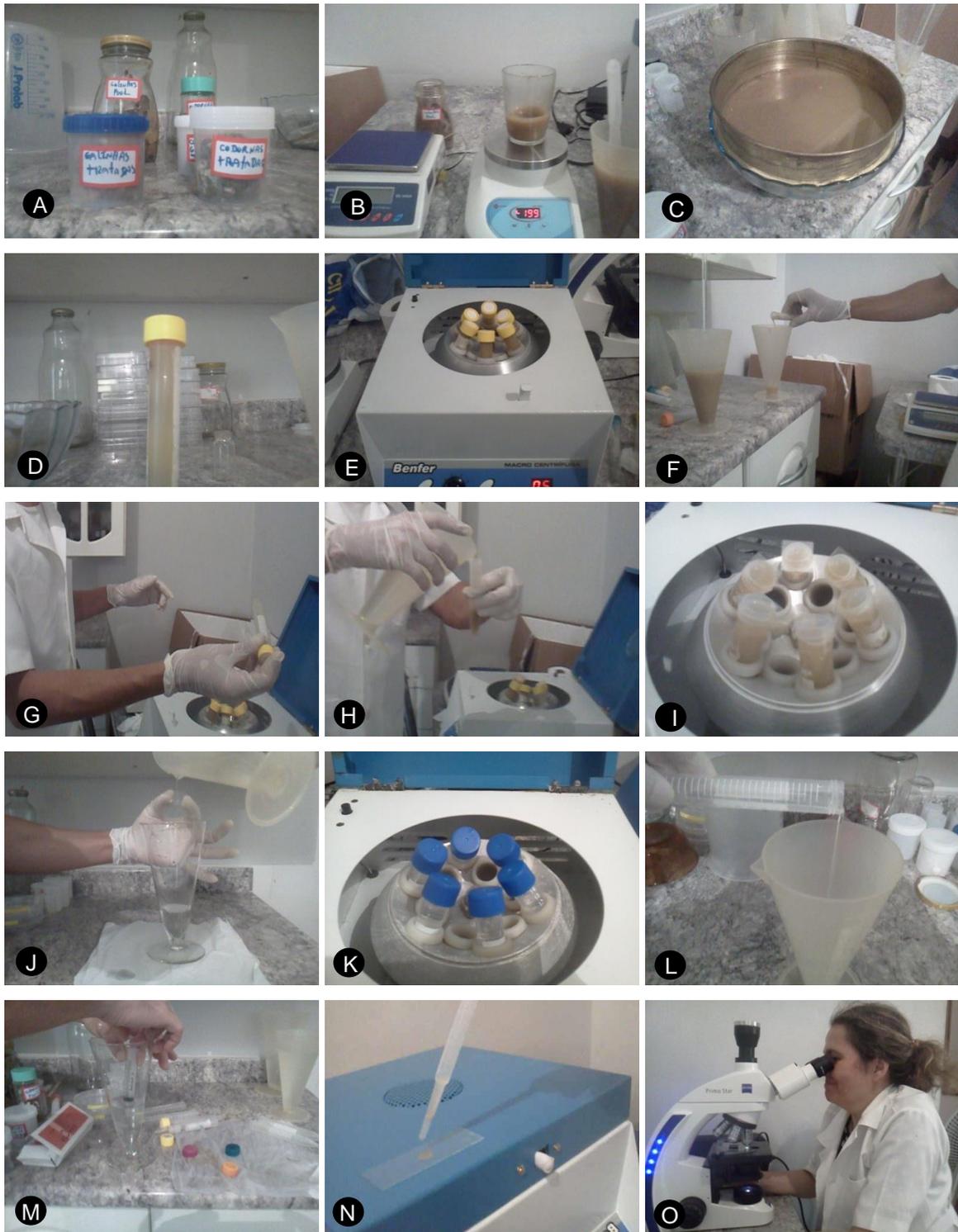


Figura 4. Obtenção da suspensão de ovos para o teste de inibição de eclosão de ovos. A) Pesar 25 gramas de fezes; B) Homogeneizar com 200 ml de água; C) Filtrar; D) Colocar em tubos de 15 ml; E) Centrifugar por dois minutos a 1500 rpm; F) Descartar o sobrenadante; G,H) Agitar o tubo e adicionar solução saturada de cloreto de sódio; I) Colocar uma lamínula sobre o tubo e centrifugar por dois minutos a 1000 rpm; J,K) Lavar a lamínula e com essa solução encher os tubos e centrifugar por dois minutos a 1500 rpm; L,M) Novamente remover o sobrenadante e ressuspender os ovos na água; N,O) Estimar o número de ovos por mililitro.

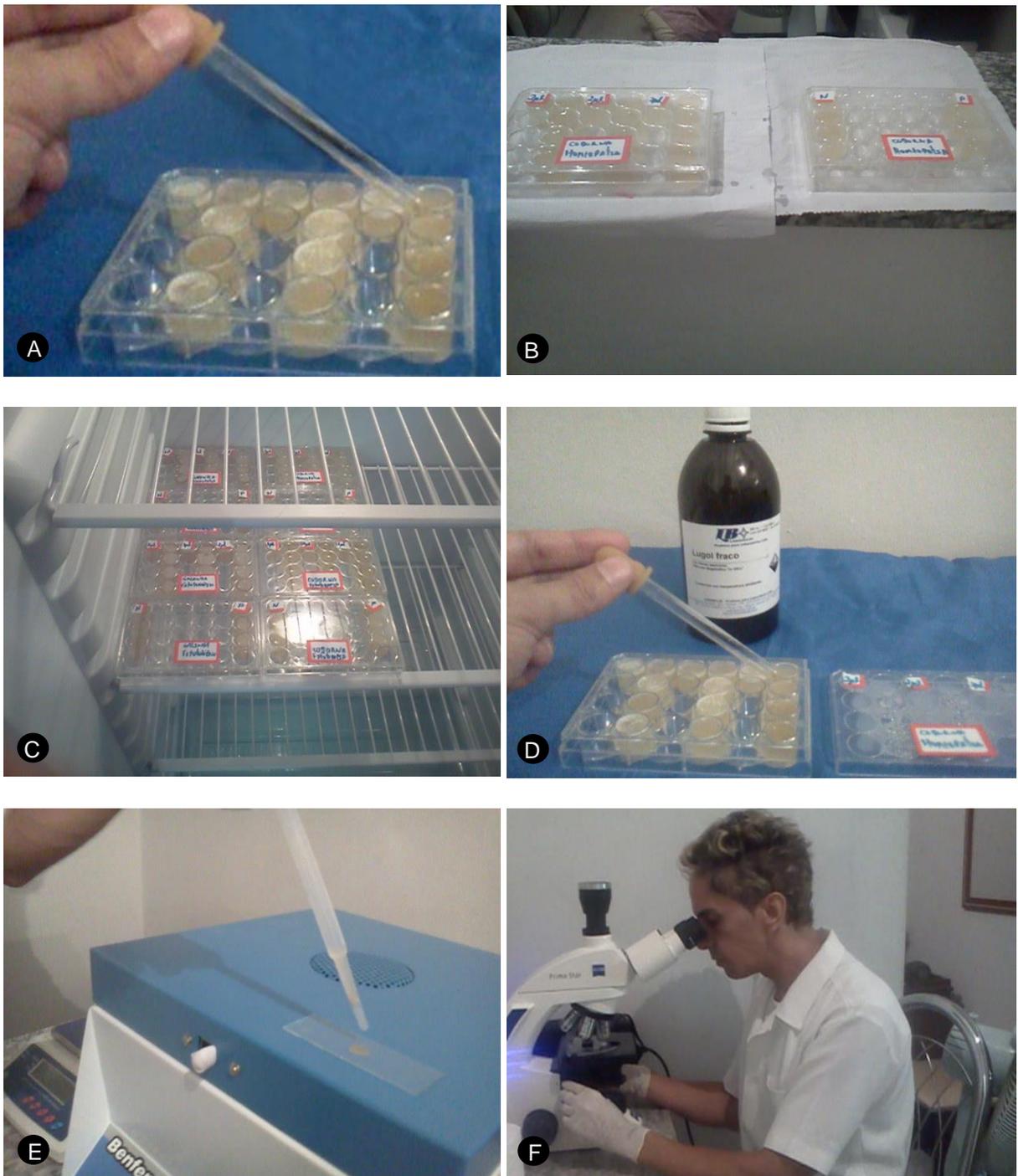


Figura 5. Procedimento do teste de inibição de eclosão de ovos. A,B) Colocar 2 ml da suspensão de ovos em cada poço e misturar com 1 ml das diluições das plantas e controles positivo e negativo. C) Incubar a 27°C por 48 horas; D) Após esse período colocar agora duas gotas de solução Lugol iodine; E,F) Contar todos os ovos (mortos e embrionados) e larvas recém-eclodidas.



Figura 6. Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar. A) Tubos de 15 ml contendo 0,800 ml da suspensão de ovos; B) Meio nutritivo; C) Inserir 0,200 ml do meio nutritivo à solução de ovos já presente no tubo; D) Fechar os tubos e levar à incubadora na temperatura de 23°C por 48 horas; E) Após este período colocar 0,500 ml das diluições homeopática, fitoterápica, controle positivo e negativo, e esperar por sete dias; F) Contar todas as larvas de terceiro estágio vivas, larvas de terceiro estágio mortas e larvas vivas de outros estágios.

O meio nutritivo foi o descrito por Hubert e Kerbouef (1984) e composto por solução salina balanceada Earle's (Eurobio) mais extrato de levedura (Yeast Extract – Difco Laboratories) diluído em solução salina (1 g de extrato de levedura por 90 ml de solução salina), na proporção de 1:9.

3.8 Avaliação do ensaio *in vivo* (formas fitoterápica e homeopática)

3.8.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)

A metodologia utilizada para este teste seguiu a preconizada por Coles *et al.* (1992), recomendada pela World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), e foi assim definida (Figura 7):

1) Os animais foram distribuídos aleatoriamente em grupos controles negativo (água), positivo (Thiabendazole/Mebendazole) e tratados (fitoterápico e homeopático), em quatro boxes/gaiolas, com seis animais cada, conforme recomendação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (1997) e Vercruyse *et al.* (2001).

2) Um mínimo de 30 gramas de fezes foi coletada de cada grupo.

3) As amostras foram conduzidas ao laboratório dentro do prazo estabelecido de três horas, para a contagem dos ovos.

No procedimento tratamento:

1) Os animais foram tratados por três dias alternados, duas vezes ao dia. Quando do controle positivo (Thiabendazole/Mebendazole), por via oral, em mililitro por quilograma de peso, na dosagem de 3 ml para cada galinha e 0,300 ml para cada codorna, conforme estabelecido pelo fabricante, utilizando-se seringas descartáveis de 3 ml, e quando dos tratamentos homeopático e fitoterápico, por deposição em água, na dosagem de 12 ml para cada galinha e 3 ml para cada codorna, adequação proveniente da dose que apresentou maior eficácia no teste *in vitro* de inibição de eclosão de ovos (0,200 ml produto/0,800 ml H₂O), e calculada com base no peso diário de alimento fornecido ao animal e conseqüentemente em trânsito gastrintestinal, assim sendo:

$$DC_{in\ vivo} = \frac{\text{Dose mais eficaz no ensaio } in\ vitro \times \text{alimento diário ingerido}}{2^*}$$

* 2 ml (ou g) da suspensão de ovos controlada pela dose mais eficaz no teste *in vitro*.

2) 12 dias após o tratamento, as amostras fecais foram coletadas e o número de ovos novamente contados.

No procedimento da contagem de ovos nas fezes (utilizou-se a técnica de McMaster modificada) (Figura 8):

1) Três gramas de fezes foram pesadas e colocadas em um recipiente de vidro de 250 ml.

2) Adicionou-se 42 ml de água, deixando de molho 30 minutos, até que as fezes ficassem moles.

3) Homogeneizou-se com um agitador magnético.

4) A solução foi passada para uma tigela através de tamis com malha de 100 e diâmetro de 20 cm (abertura de 0,15 mm).

5) O líquido foi agitado e 13 ml foi despejado em um tubo de centrífuga de 15 ml.

6) Realizou-se a centrifugação por dois minutos por 1.500 rpm em uma centrífuga de bancada e posteriormente foi descartado o sobrenadante.



Figura 7. Teste de redução da contagem de ovos nas fezes. A,B) Gaiolas e boxes foram separados/etiquetados por tratamento; C) Fezes coletadas no dia 0 antes do tratamento; D) Realização da técnica de McMaster modificada para cálculo inicial do opg; E,F) Tratamento oral (controle positivo) e por deposição em água (homeopático e fitoterápico) das aves; G) Fezes coletadas no dia 12 pós-tratamento; H) Realização da técnica de McMaster modificada para cálculo final do opg.



Figura 8. Técnica de McMaster modificada (Coles *et al.*, 1992). A) Pesar três gramas de fezes; B) Homogeneizar com 42 ml de água; C) Filtrar; D) Agitar o líquido e despejar 13 ml em tubo de 15 ml; E) Centrifugar por dois minutos a 1.500 rpm; F) Descartar o sobrenadante; G) Agitar o tubo; H) Adicionar solução saturada de cloreto de sódio até preencher 13 ml novamente; I,J,K) Inverter o tubo 6 vezes, retirar uma amostra e preencher um lado da câmara de McMaster; L,M,N) Repetir o processo e preencher o outro lado da câmara; O) Visualizar os ovos à luz da microscopia óptica.

7) Após agitar o tubo para soltar o sedimento, adicionou-se solução saturada de cloreto de sódio para obter o mesmo volume de antes (13 ml).

8) O tubo foi invertido cinco ou seis vezes e imediatamente foi retirada uma amostra com uma pipeta Pasteur, preenchendo o primeiro compartimento da câmara de McMaster.

9) Repetiu-se o processo de inversão e o segundo compartimento foi preenchido.

10) Os ovos foram visualizados em aumento de 40x, à luz da microscopia óptica, contando todos sob as duas grades (total volume de 2 ml).

11) Multiplicou-se o número de ovos por 50 para obter o opg da amostra fecal.

3.9 Identificação larvar

Os ovos e larvas dos endoparasitas encontrados foram identificados segundo chaves de identificação e características morfológicas estabelecidas por Vicente *et al.* (1995) e McDougald (1997), e observados à luz da microscopia óptica, com aumento de 10x, 40x e 100x.

3.10 Análise estatística

A análise estatística dos dados obtidos das contagens parasitológicas foi realizada através da análise de variância (ANOVA) e complementada pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Utilizou-se o teste aglomerativo de Scott-Knott ($p < 0,05$), como indicativo de maior similaridade entre significâncias de tratamentos (SCOTT e KNOTT, 1974; VIEIRA, 2008).

3.11 Comitê de ética

Esta pesquisa foi submetida à Comissão de Ética na Pesquisa da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, sob o número de processo 23083.008735/2012-56, ficando estabelecido que a mesma atende aos princípios básicos para pesquisa envolvendo o uso de animais e está de acordo com os princípios éticos e do bem estar animal, estabelecido pela Resolução 714 de 20/06/2002 do Conselho Federal de Medicina Veterinária.

4 RESULTADOS

4.1 *Gallus gallus*

4.1.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

Durante o processamento do experimento foram encontrados endoparasitos pertencentes aos gêneros *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis* e *Strongyloides*, de acordo com chaves de identificação e características morfológicas dispostas por Vicente *et al.* (1995) e McDougald (1997).

4.1.2 Ensaio *in vitro*

4.1.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos

Os valores encontrados após a aplicação do teste evidenciaram um alto percentual na inibição de eclosão de ovos na dosagem homeopática de 0,200 ml:0,800 ml H₂O (97,18%) e no controle positivo (97,75%). Todos os tratamentos apresentaram uma eficácia superior a 90,00%. Na análise estatística verificou-se que as médias de todos os tratamentos foram significativamente inferiores à do controle negativo, o que demonstra uma alta eficácia dos produtos frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$) (Tabela 1).

4.1.2.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 2. Os dados reportam um sucesso dos tratamentos frente ao desenvolvimento de larvas dos endoparasitos observados, com eficácia de 100,00% de inibição em todas as dosagens. Não houve a necessidade de realizar análise estatística, pois neste caso não existiu variação dos resultados, todos apresentaram valores zero de larvas após a utilização dos tratamentos.

4.1.3 Ensaio *in vivo*

4.1.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)

Os resultados observados, após 12 dias de aplicação dos produtos, confirmaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no produto fitoterápico (91,67%), ficando os produtos homeopático (79,00%) e controle positivo (77,36%), com percentuais bastante similares. A análise estatística comprovou que houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$), mas não existiu uma diferença significativa entre as médias intertratamentos, inclusive com o controle negativo (Tabela 3).

Tabela 1. Número médio de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição de eclosão de ovos, quando comparado com o controle negativo.

Tratamentos	Endoparasitos (média de três repetições)		Endoparasitos (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	Ovos	Larvas		
Fitoterapia				
• 0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	94,44	0	94,44 a*	90,40
• 0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	77,77	0	77,77 a	92,10
• 0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	61,11	0	61,11 a	93,79
Homeopatia				
• 0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	27,77	0	27,77 a ¹	97,18
• 0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	88,88	0	88,88 a	90,97
• 0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	94,44	0	94,44 a	90,40
Controle positivo (Thiab./Meb.)				
• 0,010 ml produto/0,990 ml metanol	22,22	0	22,22 a ¹	97,75
Controle negativo (água)				
• 1,000 ml H ₂ O	94,44	888.89	983,33 b	-

* Médias de tratamentos seguidas por letras diferentes diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

¹ Maior índice de significância pelo teste de Scott-Knott (1974) ($p < 0,05$).

Tabela 2. Número médio de larvas de endoparasitos de *Gallus gallus* observadas após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar, quando comparado com o controle negativo.

Tratamentos	Número de larvas (repetições)			Média das repetições	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Fitoterapia					
• 0,280 ml produto/0,220 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,200 ml produto/0,300 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,120 ml produto/0,380 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
Homeopatia					
• 0,280 ml produto/0,220 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,200 ml produto/0,300 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,120 ml produto/0,380 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
Controle positivo (Thiab./Meb.)					
• 0,010 ml produto/0,490 ml metanol	0	0	0	0	100,00
Controle negativo (água)					
• 0,500 ml de H ₂ O	1.026	817	934	925,66	-

Tabela 3. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 0, anterior à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 0	Dia 12		
Fitoterapia				
• 12 ml produto/diluídos em H ₂ O/cada animal	1.200	100	650 a*	91,67
Homeopatia				
• 12 ml produto/diluídos em H ₂ O/cada animal	1.650	350	1.000 a	79,00
Controle positivo (Thiab./Meb.)				
• 3 ml do produto/oral/sem diluição/cada animal	1.250	283	767 a	77,36
Controle negativo				
• H ₂ O pura	1.600	500	1.050 a	68,75
Média antes e após tratamentos	1.425 a	308,25 b		

* Médias de tratamentos seguidas por letras diferentes diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (p < 0,05).

4.2 *Coturnix japonica*

4.2.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

Durante o processamento do experimento foram encontrados endoparasitos pertencentes aos gêneros *Eimeria* e *Ascaridia*, de acordo com chaves de identificação e características morfológicas dispostas por Vicente *et al.* (1995) e McDougald (1997).

4.2.2 Ensaio *in vitro*

4.2.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos

Os valores encontrados após a aplicação do teste evidenciaram um maior percentual na inibição de eclosão de ovos na dosagem homeopática de 0,120 ml:0,800 ml H₂O (52,95%) e no controle positivo (50,99%). Todos os outros tratamentos apresentaram uma eficácia abaixo de 50,00%. Na análise estatística verificou-se que as médias de todos os tratamentos não diferiram significativamente à apresentada pelo controle negativo, ou seja, os produtos não apresentaram eficácia frente à inibição de eclosão de ovos. O tratamento homeopático na dosagem de 0,120 ml:0,880 ml H₂O, propiciou inibição da eclosão de ovos superior à apresentada pelo controle positivo, demonstrando ser o mais eficiente entre todos os produtos testados (Tabela 4).

4.2.2.2 Teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição da motilidade ou do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 5. Os dados reportam um sucesso dos tratamentos frente ao desenvolvimento de larvas dos endoparasitos observados, com eficácia de 100,00% de inibição em todas as dosagens. Não houve a necessidade de realizar análise estatística, pois neste caso não existiu variação dos resultados, todos apresentaram valores zero de larvas após a utilização dos tratamentos.

4.2.3 Ensaio *in vivo*

4.2.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes (TRCOF)

Os resultados observados, após 12 dias de aplicação dos produtos, confirmaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no produto homeopático (60,33%), com o controle positivo assumindo um percentual muito aquém de eficácia (2,07%). A análise estatística demonstrou que não houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos, e nem entre as médias intertratamentos, inclusive com o controle negativo (Tabela 6).

Tabela 4. Número médio de endoparasitos de *Coturnix japonica* encontrados após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição de eclosão de ovos, quando comparado com o controle negativo.

Tratamentos	Endoparasitos (média de três repetições)		Endoparasitos (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	Ovos	Larvas		
Fitoterapia				
• 0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	633,33	0	633,33 a*	25,50
• 0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	616,66	0	616,66 a	27,46
• 0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	633,33	0	633,33 a	25,50
Homeopatia				
• 0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	500	0	500 a	41,18
• 0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	450	0	450 a	52,95
• 0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	716,66	0	716,66 a	15,69
Controle positivo (Thiab./Meb.)				
• 0,010 ml produto/0,990 ml metanol	416,66	0	416,66 a	50,99
Controle negativo (água)				
• 1,000 ml H ₂ O	850	0	850 a	-

* Médias de tratamentos seguidas por letras diferentes diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (p < 0,05).

Tabela 5. Número médio de larvas de endoparasitos de *Coturnix japonica* observadas após a aplicação dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, com suas devidas dosagens, e percentual de inibição da motilidade ou desenvolvimento larvar, quando comparado com o controle negativo.

Tratamentos	Número de larvas (repetições)			Média das repetições	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Fitoterapia					
• 0,280 ml produto/0,220 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,200 ml produto/0,300 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,120 ml produto/0,380 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
Homeopatia					
• 0,280 ml produto/0,220 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,200 ml produto/0,300 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
• 0,120 ml produto/0,380 ml H ₂ O	0	0	0	0	100,00
Controle positivo (Thiab./Meb.)					
• 0,010 ml produto/0,490 ml metanol	0	0	0	0	100,00
Controle negativo (água)					
• 0,500 ml de H ₂ O	500	320	440	420	-

Tabela 6. Número médio de ovos de endoparasitos de *Coturnix japonica*, por grama de fezes, no dia 0, anterior à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 0	Dia 12		
Fitoterapia				
• 3 ml produto/diluídos em H ₂ O/cada animal	9.000	5.216	7.108 a*	42,05
Homeopatia				
• 3 ml produto/diluídos em H ₂ O/cada animal	23.400	9.283	16.341,5 a	60,33
Controle positivo (Thiab./Meb.)				
• 0,300 ml do produto/oral/sem diluição/cada animal	3.250	3.183	3.216,5 a	2,07
Controle negativo				
• H ₂ O pura	8.200	4.083	6.141,5 a	50,21
Média antes e após tratamentos	10.962,5 a	5.441,25 a		

* Médias de tratamentos seguidas por letras diferentes diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (p < 0,05).

5 DISCUSSÃO

Os gêneros *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis*, *Strongyloides* e *Eimeria*, encontrados na presente pesquisa, também foram observados por Carneiro (2001), Giovannoni e Kubiak (2001), Fernandes *et al.* (2004), Gomes *et al.* (2009), Sobral (2010) e Lima *et al.* (2011), em aves domésticas, e por Freitas *et al.* (2002), Barton *et al.* (2003), Kajerova e Barus (2005), Santos e Oliveira (2007), Marietto-Gonçalves *et al.* (2009) e Carneiro *et al.* (2011), em aves silvestres, sempre em quantidades superiores a outros, levando a considerá-los como os de maior ocorrência nas doenças parasitárias intestinais de aves.

A ocorrência de endoparasitos em *G. gallus* provavelmente está ligada à criação das aves em regime extensivo ou semi-extensivo, em contato direto com o solo, que é o habitat mais frequente de nematóides, e também à utilização de fontes hídricas não tratáveis (PERMIN *et al.*, 2002; CARDOZO e YAMAMURA, 2004; BRANDÃO *et al.*, 2008; SOBRAL, 2010). Ruff (1999) relata que infecções por endoparasitos são quase que inevitáveis em sistema extensivo, devido à sobrevivência prolongada dos ovos no meio ambiente. Nesta pesquisa observou-se que diversas aves que participaram do experimento eram criadas juntamente com outras aves silvestres e domésticas, animais domésticos e em locais com pouca higiene, a maioria em cercados com chão enlameado, ambiente ideal para proliferação de doenças endoparasitárias.

A presença do gênero *Eimeria* não foi diagnosticada em *G. gallus*, mas foram os principais endoparasitos identificados em *C. japonica*, que apresentou ainda baixa infecção por *Ascaridia sp.* (TEIXEIRA e LOPES, 2002; CARDOZO *et al.*, 2010). Sabe-se que a coccidiose é muito comum em criações industriais intensivas, mesmo naquelas em que o uso de drogas anticoccidianas é constante (ANDREATTI FILHO e SAMPAIO, 1999; GOMES *et al.*, 2009). O ponto crítico que facilita a contaminação e a manutenção de endoparasitas em aves sob regime de cativeiro, é manejo sanitário inadequado, alta densidade populacional, falta de exames coproparasitológicos periódicos e consequente tratamento, acesso de aves de vida livre e água e alimentos contaminados (URQUHART *et al.*, 1990; MARIETTO-GONÇALVES *et al.*, 2009), todos observados na pesquisa.

O estudo demonstrou uma grande eficácia da planta *C. ambrosioides*, seja na forma homeopática ou fitoterápica, na inibição *in vitro* da eclosão de ovos e na inibição *in vitro* da motilidade ou desenvolvimento larvar dos endoparasitos de *G. gallus*, com valores variando entre 90,00% a 100,00%. No primeiro, com a soma de todas as variáveis, ovos embrionados e mortos e larvas recém-eclodidas, já podíamos perceber a eficácia do produto natural, pois não se visualizava a presença de larvas, indicativo da presença de ovos viáveis. No segundo, concretizava-se a hipótese, pois não se observava larvas durante as contagens. O produto natural nestes dois segmentos teve valores bem próximos do produto tradicional comercializado, às vezes igualando-se, e foi altamente eficiente.

Quanto ao estudo *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e *in vitro* da motilidade ou desenvolvimento larvar dos endoparasitos de *C. japonica*, devemos relatar que seu resultado se deu em cima dos oocistos do gênero *Eimeria*, pois nestes ensaios poucos foram os ovos de nematóides observados, tendo apenas um gênero se apresentado, e com pouquíssimos ovos, *Ascaridia*. Não se deve retirar os méritos dos ensaios, pois não foram visualizados ovos e larvas desse nematóide, após os tratamentos, apenas contabilizou-se a presença de oocistos, os quais foram suficientes para se estabelecer um padrão médio de eficiência da planta (52,95%) sobre a espécie *Eimeria*, acima ao do controle positivo (50,99%). Inferindo então a respeito do ocorrido, podemos afirmar que pela ausência de ovos e larvas de nematóides, após a realização dos tratamentos, obtivemos uma eficácia de 100,00% sobre os mesmos em todos,

naturais e químico. Essa observação é ratificada não só pela ausência dos nematóides, mas também, pela ocorrência dos mesmos no controle negativo e pela contraposição do resultado deste ensaio com o de *G. gallus*.

Raros são os trabalhos que utilizam *C. ambrosioides* no controle de endoparasitos de aves, sejam domésticas ou silvestres, como fitoterapia ou homeopatia, mas existem outros que confirmam seu poder anti-helmíntico, tais como, Pessoa *et al.* (2001) que estudando o efeito ovicida *in vitro* da planta sobre *H. contortus* de caprinos verificaram uma inibição de 100% na eclosão de ovos, Ketzis *et al.* (2002) que trabalhando *in vitro* também com a planta, obtiveram eficácia igual ao produto químico testado, numa inviabilização de todas as larvas eclodidas de *Haemonchus contortus* parasitas de caprinos, Almeida *et al.* (2007a) que testando a eficácia *in vitro* sobre larvas de nematóides gastrintestinais de caprinos, relataram uma mortalidade de 95,00%, e Silva *et al.* (2008) que avaliando o poder da planta *in vitro* sobre o desenvolvimento de ovos de nematóides gastrintestinais de ovinos, evidenciaram uma atividade anti-helmíntica de 100%.

Ao avaliar os dados referentes ao teste *in vivo* de redução da contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *G. gallus*, observamos uma eficácia de redução após 12 dias de tratamento, de 91,67% no fitoterápico, 79,00% no homeopático, 77,36% no controle positivo e 68,75% no controle negativo. A análise estatística demonstrou a ausência de significância entre os tratamentos, mas uma redução altamente significativa quando comparada a redução inicial e final do opg de cada tratamento ($p < 0,05$). Os dados demonstram que neste tipo de ensaio a fitoterapia funcionou melhor para a espécie. Se analisarmos bem os resultados, notamos uma grande tendência na redução dos ovos do controle negativo, bem próxima à dos tratamentos. Sem dúvida alguma podemos afirmar que esse acontecimento se deve ao fato das galinhas estarem em cativeiro, sendo bem cuidadas, com um espaço amplo por ave, alimentadas com ração, sem estresse, longe da presença de aves de vida livre e de outros animais, e seguindo todos os preceitos de higiene, o que são fatores essenciais para redução natural da infecção, acarretando em aumento na habilidade para enfrentar as consequências adversas do parasitismo, ou limitando o estabelecimento de larvas infectantes, o desenvolvimento e a fecundidade dos nematóides, causando até mesmo a eliminação dos parasitas já estabelecidos no aparelho digestivo (FRASER *et al.*, 1996; COOP e KYRIAZAKIS, 2001; PERMIN *et al.*, 2002; BRICARELLO *et al.*, 2005; VERÍSSIMO, 2008; LIMA *et al.*, 2011). Também podemos observar o valor do controle positivo abaixo dos tratamentos naturais, o que demonstra uma maior eficácia da planta frente ao produto comercial (OLIVEIRA, 2003).

Para o teste *in vivo* de redução da contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *C. japonica*, a eficácia ficou estabelecida em 42,05% no tratamento fitoterápico, 60,33% no homeopático, 2,07% no controle positivo e 50,21% no controle negativo. A análise estatística demonstrou a ausência de significância na redução entre os tratamentos e entre a comparação da redução inicial e final do opg de cada tratamento ($p < 0,05$). Os dados demonstram que neste tipo de ensaio a homeopatia funcionou melhor para a espécie. Novamente enfatizamos a presença somente de oocistos de *Eimeria sp.*, após realização do ensaio, não tendo se visualizado ovos de nematóides, o que foi observado no controle negativo, levando-nos a creditar grande eficácia dos produtos, alternativos ou positivo, quando do controle desses, inferindo em 100,00%. Ao repararmos a baixa na eficácia do controle positivo concluímos que esta se deve ao produto convencional não ser indicado para controle de oocistos de *Eimeria sp.*, assim como, ao estresse adquirido pelas aves, devido à administração via oral. Codornas são aves altamente estressadas e diversos fatores podem interagir com o lado psicológico acarretando em enfraquecimento de suas defesas contra patógenos. O alto valor de redução observado no controle negativo vem reafirmar que aves em cativeiro, sem estresse, bem cuidadas, com amplo espaço de circulação, boa alimentação, longe da presença de outras

aves e animais, e seguindo todos os preceitos de higiene, o que foram pontos presentes na pesquisa, são fatores prioritários para redução natural de infecções (OISHI *et al.*, 2003; KUSHIMA *et al.*, 2004; BRICARELLO *et al.*, 2005; JESUS, 2007; VERÍSSIMO, 2008; MUNIZ, 2010).

De acordo com a classificação do índice de eficácia proposto pela World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), organização de onde provieram os ensaios *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e *in vivo* de redução da contagem de ovos nas fezes, um produto seria altamente efetivo se apresentasse mais de 90,00% de ação contra o parasita tratado, moderadamente efetivo quando atuasse entre 80,00 a 90,00%, pouco efetivo quando a ação fosse entre 60,00 e 80,00% e não efetivo em níveis abaixo de 60,00% (POWERS *et al.*, 1982; BRITO *et al.*, 2009). Dessa forma, podemos confirmar que pelos resultados alcançados, a planta *C. ambrosioides* é altamente eficaz no combate a nematóides de aves em ensaios *in vitro* da inibição de eclosão de ovos e motilidade e desenvolvimento larvar, e em ensaio *in vivo* da redução de ovos nas fezes, afirmação que também pode ser creditada pela Organização Mundial da Saúde, que classifica um produto como eficiente acima de 80,00% e Ministério da Agricultura do Brasil, acima de 75,00% (BRASIL, 1990; MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO, 2007; WHO, 2007). O que não podemos afirmar com relação aos oocistos de *Eimeria sp.*, cujo índice de eficácia esteve entre os parâmetros de pouco a não efetivo, de acordo com a associação acima.

As técnicas utilizadas mostraram-se excelentes como métodos de diagnóstico para detecção e análise de eficácia ou resistência de produtos para endoparasitos intestinais de galinhas e codornas. Nos casos em que se constatou a presença do gênero *Eimeria*, as técnicas utilizadas mostram-se mais eficientes que a necropsia, pois permite a detecção do parasito pela visualização dos oocistos, e evita a mortandade das aves (GOMES *et al.*, 2009).

Deve-se ainda relacionar o resultado dos tratamentos com o estado físico do animal. As aves que foram tratadas com *C. ambrosioides*, seja na forma fitoterápica ou homeopática, na deposição em água, apresentaram aumento no ganho de peso, melhor aparência e maior postura, com cerca de 12,00 e 23,00% a mais na produção de ovos, frente ao produto controle positivo e controle negativo, respectivamente, sendo uma eficiente alternativa para profissionais e criadores que buscam uma melhor qualidade de vida para seus animais, produtos sem resíduos químicos, ambiente mais limpo e maiores ganhos financeiros (ROSTAGNO *et al.*, 2001; ALÇIÇEK *et al.*, 2003; LIPPENS *et al.*, 2006; TRAESEL *et al.*, 2011a,b).

A dosagem de 0,060 ml do produto natural/0,940 ml de água utilizada na investigação *in vitro* de inibição de eclosão de ovos, foi retirada da investigação *in vitro* de inibição de motilidade e desenvolvimento larvar, onde utilizou-se uma dosagem mais alta de 0,280 ml do produto natural/0,220 ml de água, apenas pela procura de uma eficácia extrema e forma mais fácil de manipulação, o que verdadeiramente não era necessário. Já a transposição da dose de 0,200 ml do produto natural/0,800 ml de água, considerado de maior eficácia no controle dos endoparasitos no âmbito geral, para o ensaio *in vivo* da redução de contagem de ovos nas fezes, seu cálculo foi realizado encima do peso do alimento fornecido ao animal diariamente, isto é, quantidade do bolo fecal diário circulante. Essa medida foi necessária, visto a inviabilidade financeira da qual se tornaria o produto, caso sua dosagem fosse realizada pelo peso do animal, acompanhando o que estabelecia o fabricante do produto tradicional. Apenas seguimos a forma de administração recomendada pelo fabricante, que era duas vezes ao dia, durante três dias alternados. Não encontramos na literatura citada trabalhos que embasassem nosso planejamento, mas o mesmo surtiu efeito, pois nos resultados obtidos, observamos índices moderado e altamente efetivos de acordo com a WAAVP (POWERS *et al.*, 1982), como os demonstrados para nematóides de galinhas na forma homeopática (79,00%) e

fitoterápica (91,67%), respectivamente, levando-se também em consideração a ausência de ovos do nematóide *Ascaridia sp.* em codornas após a aplicação dos tratamentos naturais. Dessa forma, acreditamos que doses mais elevadas que 0,200 ml do produto natural, ajustadas para o ensaio *in vivo*, irão revelar maiores eficácias, até mesmo para oocistos de *Eimeria sp.*, e que o produto sendo produzido em grandes escalas e pelo próprio laboratório, terá seu valor barateado, chegando até mesmo àquele do produto tradicional.

6 CONCLUSÃO

Através dos resultados obtidos chegou-se às seguintes conclusões:

1. Os principais gêneros de endoparasitos identificados na pesquisa para *G. gallus* foram *Ascaridia*, *Heterakis*, *Capillaria* e *Strongyloides*.
2. Os gêneros de endoparasitos que acometeram *C. japonica* foram *Ascaridia* e *Eimeria*.
3. Considerando os ensaios *in vitro* e *in vivo*, observou-se uma eficácia anti-helmíntica da planta *C. ambrosioides*, tanto na forma homeopática, quanto na fitoterápica, altamente satisfatória contra nematóides de *G. gallus* e *C. japonica*, com índices variando entre 90,00% a 100,00%, acordando com padrões de eficácia da World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, World Health Organization e Ministério da Agricultura do Brasil.
4. Para o protozoário *Eimeria sp.*, encontrado somente em *C. japonica*, o índice de eficácia da planta *C. ambrosioides*, em qualquer forma, esteve abaixo do recomendado pelas mesmas organizações.
5. Os ensaios *in vitro* e *in vivo* realizados permitem confirmar a atividade anti-helmíntica de *C. ambrosioides*, o que possibilita a criação de novas alternativas para o controle das endoparasitoses animais.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBINO, L. F. T.; BARRETO, S. L. T. **Criação de codornas para produção de ovos e carne**. Viçosa: Aprenda Fácil; 2003. 268 p.
- ALBINO, L. F. T.; JÚNIOR, J. G. de V.; SILVA, J. H. V. **Criação de frango e galinha caipira. Avicultura alternativa**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2001. 113 p.
- ALBINO, L. F. T.; MOREIRA, P. **Criação de frango e galinha caipira**. Viçosa: Centro de Produções Técnicas, 2006. 198 p.
- ALÇIÇEK, A.; BOZKURT, M.; ÇABUK, M. The effect of an essential oil combination derived from selected herbs growing wild in Turkey on broiler performance. **South African Journal of Animal Science**, v. 33, n. 2, p. 89-94, 2003.
- ALMEIDA, M. A. O.; DOMINGUES, L. F.; ALMEIDA, G. N.; SIMAS, M. M. S.; BOTURA, M. B.; CRUZ, A. C. F. G.; SILVA, A. V. A. F.; MENEZES, T. P.; BATATINHA, M. J. M. Effects of aqueous extracts of *Mentha piperita* L. and *Chenopodium ambrosioides* L. leaves in infective larvae cultures of gastrointestinal nematodes of goats. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 1, p. 57-59, 2007a.
- ALMEIDA, W. V. F.; SILVA, M. L. C. R.; FARIAS, E. B.; ATHAYDE, A. C. R.; SILVA, W. W. Avaliação de plantas medicinais em caprinos da região do semi-árido paraibano naturalmente infectados por nematóides gastrintestinais. **Revista Caatinga**, v. 20, n. 3, p. 1-7, 2007b.
- ANDREATTI FILHO, R. L.; SAMPAIO, H. M. Probióticos e Prebióticos: realidade na avicultura industrial moderna. **Revista Educação Continuada CRMV-SP**, v. 2, n. 3, p. 59-71, 1999.
- ARAÚJO FILHO, R. **Introdução à pecuária ecológica: a arte de criar animais sem drogas ou venenos**. Porto Alegre: São José, 2000. 136 p.
- BACK, A. **Manual de doenças de aves**. 1. ed. Cascavel: Unioeste Editora e Gráfica Universitária, 2002. 245 p.
- BALOG NETO, A.; MENDES, A. A.; TAKAHASHI, S. E.; SANFELICE, C.; KOMIYAMA, C. M.; GARCIA, R. G. Efeito da utilização de simbiótico e do sistema de criação sobre o desempenho e morfometria do epitélio gastrintestinal de frangos de corte tipo colonial. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 29, n. 4, p. 379-385, 2007.
- BAPTISTA, A. F. **Perfil parasitológico em frangos do campo**. 2010, 113f. Tese (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa.
- BARBOSA, F. J. V.; NASCIMENTO, M. P. S. B.; DINIZ, F. M.; NASCIMENTO, H. T. S.; NETO, R. B. A. **Sistema alternativo de criação de galinhas caipiras**. Teresina: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, 2012.

BARTON, C. E.; PHALEN, D. N.; SNOWDEN, K. F. Prevalence of microsporidian spores shed by asymptomatic lovebirds: Evidence for a potential emerging zoonosis. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 17, n. 4, p. 197-202, 2003.

BERCHIERI, A.J.; MACARI, M. **Doenças das Aves**. Campinas: FACTA, 2000. p. 423-428.

BERNARDES, H. M. S. **Estudo do efeito anti-helmíntico do extrato hidroalcoólico de frações de *Chenopodium ambrosioides* L. sobre *Strongyloides venezuelensis* (Brumpt, 1934)**. 2006, 78f. Tese (Doutorado em Parasitologia) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

BORBA, H.R.; AMORIM, A. Avaliação da atividade de extrato aquoso de *Chenopodium ambrosioides* L. (erva-de-santa-maria) em camundongos naturalmente infectados com *Syphacia obvelata* e *Aspiculurus tetraptera*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 4, n. 13, p. 133-136, 2004.

BORRATO, A. **Avicultura**. Barcelona: Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia. 2011. 100 p.

BRANDÃO, P. A.; SOBRAL, E. S.; BRITO, I. C. A.; SILVA, S. G.; SILVA, I. K. C.; COSTA, V. M. M. Prevalência de endoparasitoses em galinha caipira em assentamento rural no semi-árido paraibano. In: CONGRESSO NORDESTINO DE PRODUÇÃO ANIMAL, 5., 2008, Aracaju. **Anais...** Aracaju: Sociedade Nordestina de Produção Animal, 2008. CD-ROM.

BRASIL. Portaria n.º 90, de 4 de dezembro de 1989. Normas para produção, controle e utilização de produtos antiparasitários. **Diário da República**, Brasília, seção 1, col. 2, 1990.

BRASIL. Decreto-Lei n.º 72-F, de 14 de abril de 2003. Estabelece as normas mínimas de proteção das galinhas poedeiras, bem como as normas relativas ao registro de estabelecimentos de criação daquela espécie. **Diário da República**, Brasília, v. 2452, n. 88, p. 97-102, 2003.

BRASIL. Portaria n.º 971, de 3 maio de 2006. Aprova a Política Nacional de Práticas Integrativas e Complementares (PNPIC) no Sistema Único de Saúde. **Diário da República**, Brasília, seção 1, p. 20, 2006.

BRICARELLO, P. A.; AMARANTE, A. F. T.; ROCHA, R. A.; CABRAL FILHO, S. L.; HUNTLEY, J. F.; HOUDIJK, J. G. M.; ABDALLA, A. L.; GENNARI, S. M. Influence of dietary protein supply on resistance to experimental infections with *Haemonchus contortus* in Ile de France and Santa Ines lambs. **Veterinary Parasitology**, v. 134, p. 99-109, 2005.

BRITO, D. R. B.; FERNANDES, R. M.; LIMA, M. Z.; FERNANDES, C. M.; FERREIRA, M. D. S.; ROLIM, F. R. L.; SILVA FILHO, M. L. Atividade anti-helmíntica dos extratos aquoso e etanólico do fruto da *Morinda citrifolia* sobre *Ascaridia galli*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 4, p. 32-36, 2009.

BRITO, D. R. B.; FERNANDES, R. M.; LIMA, D. C. P.; SANTOS, R. S.; FERNANDES, M. Z. L. C. M.; DINIZ, B. L. M. Efeito anti-helmíntico da folha de noni (*Morinda citrifolia* L.) sobre *Ascaridia galli*. **Ciência Animal**, v. 21, n. 1, p. 45-53, 2011.

BUTOLO, J. E. Produção de frangos alternativos. In: SIMPÓSIO SOBRE NUTRIÇÃO DE AVES E SUÍNOS, 2003, Cascavel. **Anais...** Cascavel: CBNA, 2003. p. 75-82.

CARDOZO, S. P.; YAMAMURA, M. H. Parasitas em produção de frangos nos sistema de criação tipo colonial/caipira no Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 25, n. 1, p. 63-74, 2004.

CARDOZO, S. V.; BERTO, B. P.; FERREIRA, A. M. R.; MACEDO, H. W.; LOPES, C. W. G. Frequência de *Eimeria bateri* em codornas japonesas (*Coturnix japonica*) desafiadas com dose sub-letal de aflatoxina. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 32, n. 4, p. 211-214, 2010.

CARNEIRO, M. B.; CALAIS JÚNIOR, A.; MARTINS, I. V. F. Avaliação coproparasitológica e clínica de aves silvestres e exóticas mantidas em criatórios particulares no município de Alegre-ES. **Ciência Animal Brasileira**, v. 12, n. 3, p. 525-529, 2011.

CARNEIRO, V. S. **Composição e estrutura da comunidade de helmintos parasitos de galinhas, *Gallus domesticus* (L.), no Município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro.** 2001, 69f. Tese (Mestrado em Parasitologia Veterinária) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

CASTAÑÓN, C. A. B.; FRAGA, J. S.; FERNANDEZ, S.; GRUBER, A.; COSTA, L. D. Biological shape characterization for automatic image recognition and diagnosis of protozoan parasites of the genus *Eimeria*. **Pattern Recognition**, v. 40, n. 7, p. 1899-1910, 2007.

CAVALCANTI, A. **Efeito do medicamento homeopático Sulphur sobre nematódeos gastrintestinais, resistentes a ivermectina, de cordeiros infectados naturalmente.** 2008, 48f. Tese (Mestrado em Medicina Veterinária Tropical), Universidade Federal da Bahia, Salvador.

COELHO, A. D. C.; SAVINO, V. J. M. **Criação e manejo do frango feliz.** São Paulo: USP, 2002. 25 p.

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

COOP, R. L.; KYRIAZAKIS, I. Influence of host nutrition on the development and consequences of nematode parasitism in ruminants. **Trends Parasitology**, v. 17, p. 325-330, 2001.

CORDEIRO, L. N. **Efeito *in vitro* de extratos etanólicos da raiz de Jurubeba (*Solanum paniculatum* L.) e das folhas de Melão-de-são-caetano (*Momordica charantia* L.) sobre ovos e larvas de nematóides gastrintestinais de caprinos.** 2008, 65f. Tese (Mestre em Zootecnia) – Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

COSTA, C.A.F. Controle da coccidiose: possíveis avanços. In: SIMPÓSIO DE SANIDADE AVÍCOLA DA UFSM, 3., 2002, Santa Maria. **Anais...** Santa Maria: Universidade Federal de Santa Maria, 2002. p. 36-47.

CRUZ, J. F.; VIANA, A. E. S.; OLIVEIRA, D. F.; FERRAZ, R. C. N.; MAGALHÃES, M. P.; SANTOS, D. D.; CRUZ, R. S.; CRUZ, A. D.; ZACHARIAS, F. A homeopatia como ferramenta de controle de helmintos gastrintestinais em caprinos criados em sistema extensivo. **A Hora Veterinária**, v. 26, p. 37-40, 2006.

CUBAS, Z. S.; GODOY, S. N. **Algumas doenças de aves ornamentais**. Portugal: Canaril Almada, 2004. 49 p.

DEHLAWI, M. S. The Occurrence of Nematodes in the Intestine of Local (Baladi) Chicken (*Gallus gallus domesticus*) in Jeddah Province – Saudi Arabia. **Scientific Journal of King Faisal University (Basic and Applied Sciences)**, v. 8, n. 2, p. 61-71, 2007.

FARIAS, M. P. O.; TEIXEIRA, W. C.; WANDERLEY, A. G.; ALVES, L. C.; FAUSTINO, M. A. G. Avaliação *in vitro* dos efeitos do óleo da semente de *Carapa guianensis* Aubl. sobre larvas de nematóides gastrintestinais de caprinos e ovinos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 2, p. 220-226, 2010.

FERNANDES, M. Z. L. C. M. **Estudo da atividade anti-helmíntica de extratos de plantas sobre nematóides de aves *Ascaridia galli* (Schrank, 1788) Freeborn 1923 e *Heterakis gallinarum* (Schrank, 1788) Madsen, 1949**. 2008, 82f. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

FERNANDES, M. Z. L. C. M.; FERNANDES, R. M.; BRITO, D. R. B.; BORBA, H. R. Efeito anti-helmíntico dos extratos aquosos e etanólicos da *Annona squamosa* L. (fruta-do-conde) sobre o nematóide *Ascaridia galli*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 11, n. 2, p. 124-129, 2009.

FERNANDES, R. M.; RODRIGUES, M. L. A.; BORBA, H. R.; FERNANDES, M. Z. L. C. M.; AMORIM, A. Ausência da atividade anti-helmíntica de plantas em frangos de corte naturalmente infectados com *Heterakis gallinarum* (Schranck, 1788) Madsen, 1949. **Ciência Rural**, v.34, n.5, p.1629-1632, 2004.

FERNANDES, R. M.; RODRIGUES, M. L. A.; BORBA, H. R.; FERNANDES, M. Z. L. C. M.; AMORIM, A. Atividade anti-helmíntica de plantas em frangos de corte naturalmente infectados com *Ascaridia galli*. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 57, supl. 2, p. 264-266, 2005.

FERNANDO, M. A. *Eimeria*: Infections of the intestine. In: LONG, P. L. (Ed.). **Coccidiosis of man and domestical animals**. Boston: CRC Press Inc., 1990. p. 63-75.

FERRO, D. **Fitoterapia: conceitos clínicos**. São Paulo: Atheneu, 2008. 502 p.

FIGUEIREDO, E. A. P.; PAIVA, D. P.; ROSA, P. S.; AVILA, V. S.; ALAMINI, D. J. D. Diferentes denominações e classificação brasileira de produção alternativa de frangos. In: CONFERÊNCIA DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLA, 2001, Campinas. **Anais...** Campinas: Fundação Apinco de Ciência e Tecnologia Avícolas, 2001. v. 2, p. 209-222.

FILHO, R. L. A. **Saúde Aviária e doenças**. São Paulo: Editora Roca, 2006. 246 p.

FONSECA, A. H.; PEREIRA, M. J. S. **Classificação e morfologia de nematóides em Medicina Veterinária**. Seropédica: Coleção Parasitologia Veterinária, 2002. 55 p.

FRASER, C. M.; BERGERON, J. A.; MAYS, A.; AIELLO, S. E. **Manual Merck de veterinária**. 7 ed., São Paulo; Roca, 1996. 2169 p.

FREITAS, M. F. L.; OLIVEIRA, J. B.; CAVALCANTI, M. D. B.; LEITE, A. D.; MAGALHÃES, V. S.; OLIVEIRA, R. A.; SOBRINHO, A. E. Parasitos gastrointestinais de aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 57, n. 1-2, p. 50-54, 2002.

GATHUMA, J. M.; MBARIA, J. M.; WANYAMA, J.; KABURIA, H. F. A.; MPOKE, L.; MWANGI, J. N. Efficacy of *Myrsine africana*, *Albizia anthelmintica* and *Hilderbrandtia sepalosa* herbal remedies against mixed natural sheep helminthosis in Samburu district, Kenya. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 91, p. 7-12, 2004.

GBIF. Global Biodiversity Information Facility. Disponível em: <<http://data.gbif.org/welcome.htm>>. Acesso em: 10 jan. 2012.

GILMORE, R. Fauna e etnozologia da América do Sul tropical. In: RIBEIRO, B. (Org.). **Suma etnológica brasileira. Volume I: Etnobiologia**. Belém: Editora Universitária da UFPA, 1997. p. 217-277.

GIOVANNONI, M.; KUBIAK, G. V. L. Fauna parasitológica paranaense. IV. Lista prévia da ocorrência de helmintos em animais domésticos. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 2, n. 4, p. 289-292, 2001.

GITHIORI, J. B., HÖGLUND, J., WALLER, P. J., BAKER, R. L. The anthelmintic efficacy of the plant, *Albizia anthelmintica*, against the nematode parasites *Haemonchus contortus* of sheep and *Heligmosomoides polygyrus* of mice. **Veterinary Parasitology**, v. 116, p. 23-34, 2003.

GOMES, F. F.; MACHADO, H. H. S.; LEMOS, L. S.; ALMEIDA, L. G.; DAHER, R. F. Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 3, p. 818-822, 2009.

GRAAT, E. A. M.; VAN DER KOIJ, E.; FRANKENA, K.; HENKEN, A. M.; SMEETS, J. F. M.; HEKERMAN, M. T. J. Quantifying risk factors of coccidiosis in broilers using on-farm data based on a veterinary practice. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 33, p. 297-308, 1998.

HUBERT, J.; KERBOEUF, D. A new method for culture larvae used in diagnosis of ruminant gastrointestinal strongylosis: comparison with fecal cultures. **Canadian Journal of Comparative Medicine**, v. 48, p. 63-71, 1984.

HUBERT, J.; KERBOEUF, D. A microlarval development assay for the detection of anthelmintic resistance in sheep nematodes. **Veterinary Record**, v. 130, n. 20, p. 442-446, 1992.

IBGE. **Produção da pecuária municipal**. Rio de Janeiro: Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2011. 63 p.

ITO, N. M. K.; MIYAJI, C. I.; MIYAJI, S. O. Verminoses. In: **Diagnóstico diferencial das enfermidades bacterianas, fúngicas e parasitárias que acometem os frangos de corte**. Cascavel: Editora Coluna do Saber, 2007. p. 114-122.

JAENISH, F. R. P. **Procedimentos de biosseguridade na criação de frangos no Sistema Agroecológico**. Concórdia: EMBRAPA Suínos e Aves, 2000. 36 p.

JESUS, D. N. C. **Avaliação dos efeitos da adição do óleo essencial de orégano (*Origanum vulgare*) na dieta, sobre a fisiologia e a produtividade de codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*)**. 2007, 106f. Tese (Mestrado em Ciências Agrárias) – Universidade de Brasília, Brasília.

KAJEROVA, V.; BARUS, V. Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Capillariidae). **Acta Veterinaria Brno**, v. 74, n. 4, p. 571-574, 2005.

KAWAZOE, U. Coccidiose. In: BERQUIERI, A. B.; MACARI, M. (Org.). **Doença das aves**. Campinas: Facta, 2000. p.391-401.

KETZIS, J. K.; TAYLOR, A.; BOWMAN, D. D.; BROWN, D. L.; WARNICK, L. D.; ERB, H. N. *Chenopodium ambrosioides* and its essential oil as treatments for *Haemonchus contortus* and mixed adult-nematode infections in goats. **Small Ruminantes Research**, v. 44, p. 193-200, 2002.

KUSHIMA, K.; YOSHIDA, K.; FUJITA, M.; SHIGETA, A.; HORIUCHI, H.; MATSUDA, H.; FURUSAWA, S. Chicken peripheral blood CD3⁺CD4⁺CD8⁻ cells are regulated by endocrine and nerve systems. **Journal Veterinary Medicinal Science**, v. 66, n. 2, p. 143-148, 2004.

LAMEIRA, O. A.; PINTO, J. E. B. P. **Plantas medicinais: do cultivo, manipulação e uso à recomendação popular**. Belém: Embrapa, 2008. 264 p.

LIMA, E. M.; SANTOS, M. S. V.; TAVARES, F. B.; ANDRADE, P. A.; COSTA H. S. Perfil parasitológico intestinal de frangos caipiras criados em diferentes sistemas de criação. In: SEMINÁRIO ANUAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2011, Parapuapebas. **Anais...** Parapuapebas: Universidade Federal Rural da Amazônia. R072.

LIPPENS, M.; HUYGHEBAERT, G.; SCICUTELLA, S. The efficacy of microencapsulated, gastro-resistant blends of essential oils and/or organic acids in broiler diets. In: EUROPEAN POULTRY CONFERENCE, 12., 2006, Verona. **Anais...** Verona: The World's Poultry Science Association, 2006. p. 359.

LOCH-NECKEL, G.; CARMIGNAN, F.; CREPALDI, M. A.. A homeopatia no SUS na perspectiva de estudantes da área da saúde. **Revista Brasileira de Educação Médica**, v. 34, n. 1, p. 82-90, 2010.

LUCHESE, F. C.; PERIN, M.; AITA, R. S.; MOTTIN, V. D.; MOLENTO, M. B.; MONTEIRO, S. G. Prevalência de espécies de *Eimeria* em frangos de criação industrial e alternativa. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 44, n. 2, p. 81-86, 2007.

MACDONALD, D.; VANCREY, K.; HARRISON, P.; RANGACHARI, P. K.; ROSENFELD, J.; WARREN, C.; SORGER, G. Ascaridole-less infusions of *Chenopodium ambrosioides* contain a nematocide(s) that is(are) not toxic to mammalian smooth muscle. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 92, p. 215-221, 2004.

McDOUGALD, L.R. Protozoa. In: CALNEK, B.W. (Ed.). **Diseases of poultry**. 20.ed. Iowa: Iowa State University Press, 1997. p. 865-883.

MACHADO, A. C. R.; LIMA, O. M.; ARAÚJO, J. L. B. Helmintos parasitos em aves anseriformes que ocorrem em Goiás. **Revista de Patologia Tropical**, v. 35, n. 3, p. 185-198, 2006.

MANHA, A. P. S. **Análise da expressão diferencial em três fases da esporulação de oocistos de *Eimeria maxima***. 2011, 72f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade de São Paulo, São Paulo.

MAPELI, E. B.; NASCIMENTO, A. A.; ARANTES, I. G. Infecções naturais por *Strongyloides* Grassi, 1879 em *Crypturellus undulatus* Temminck, 1815 e *Crypturellus parvirostris* Wagler, 1827 (Tinamidae) de vida livre, nos estados do Mato Grosso do Sul e de São Paulo – Brasil. **Ars Veterinária**, v. 21, p. 199-202, 2005.

MARIETTO-GONÇALVES, G. A.; MARTINS, T. F.; LIMA, E. T.; LOPES, R. S.; ANDREATTI FILHO, R. L. Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu, SP. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 1, p. 349-354, 2009.

MARTINS, E.N. Perspectivas do melhoramento genético de codornas no Brasil. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE COTURNICULTURA, I., 2002, Lavras. **Anais...** Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2002. p. 109-112.

MAZZONETTO, F.; VENDRAMIM, J. D. Efeito de pós de origem vegetal sobre *Acanthoscelides obtectus* (Say) (Coleoptera: Bruchidae) em feijão armazenado. **Neotropical Entomology**, v. 32, p. 145-149, 2003.

MEINERZ, C.; RIBEIRO, A. M. L.; PENZ JR., A. M.; KESSLER, A. J. Níveis de energia e peletização no desempenho e rendimento de carcaça de frangos de corte com oferta alimentar equalizada. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 30, p. 2026-2032, 2001.

MENEZES, R. C. **Helmintoses de galinhas d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no Estado do Rio de Janeiro, Brasil**. 1999. 106 f. Dissertação (Mestrado em Patologia Veterinária) – Universidade Federal Fluminense, Niterói.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Portaria n.o 48, de 12 de maio de 1997. Aprova o Regulamento Técnico para Licenciamento e/ou Renovação de Licença de Produtos Antiparasitários de Uso Veterinário. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Poder Executivo, Brasília, DF, 16 mai. 1997. Seção 1. p. 10165.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Preconização para registro de acaricidas. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br>>. Acesso em: 15/03/2007.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. **Intercâmbio comercial do agronegócio: Principais mercados de destino**. Brasília: MAPA/ACS, 2009. 469 p.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. **A fitoterapia no SUS e o programa de pesquisas de plantas medicinais da central de medicamentos**. Brasília: Ministério da Saúde, Secretaria de Ciência, Tecnologia e Insumos Estratégicos Departamento de Assistência Farmacêutica e Insumos Estratégicos, 2006. 148 p.

MINVIELLE, F. The future of japanese quail for research and production. **Word's Poultry Science Journal**, v. 60, p. 500-507, 2004.

MORAIS, S. M.; DANTAS, J. D. P.; SILVA, A. R. A.; MAGALHÃES, E. F. Plantas medicinais usadas pelos índios Tapebas do Ceará. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 15, p. 169-177, 2005.

MOSELE, S. H.; CECCHIN, D.; DEL FRARI, R. V. Estudo em inteligência competitiva para a cadeia produtiva de plantas medicinais e condimentares. **Perspectiva**, v. 34, n. 127, p. 73-83, 2010.

MUNIZ, C. Estresse nas granjas. **Ciência Hoje**, v. 273, p. 45, 2010.

NASCIMENTO, E. M.; FURLONG, J.; PIMENTA, D. S.; PRATA, M. C. A. Efeito anti-helmíntico do hidrolato de *Mentha villosa* Huds. (Lamiaceae) em nematóides gastrintestinais de bovinos. **Ciência Rural**, v. 39, n. 3, p. 817-824, 2009.

NEITZKE, G. **Geração elétrica distribuída a partir da gaseificação de peletes da cama de aviário**. 2010, 80f. Tese (Mestrado em Engenharia Mecânica) – Universidade de Brasília, Brasília.

NERY, L. R. **Uso de anticoccidiano, de glicina e de glutamina/ácido glutâmico em dietas com diferentes relações treonina/lisina para frangos de corte criados sob desafio sanitário**. 2009, 79f. Tese (Doutorado em Zootecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

NOJIMA, H., KAWANABE, M., NODA, S., SATO, A. Infection and migration route of *Strongyloides pavonis* larvae in chicks. **Japanese Journal of Parasitology**. v. 35, n.1, p.71-74, 1986.

NUNES, C. F.; VILELA, C. O.; CAETANO, C. F.; MUNHOZ, L.; RAFFI, M. B.; FINGER, P. F.; SIEDLER, B.; FISHER, G.; FERREIRA, L. N.; VARGAS, G. D. Ascarídiase e pasteurelose em aves de criação colonial. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35., 2008, Gramado. **Anais...** Gramado: Sociedade de Veterinária do Rio Grande do Sul, 2008. R0450-4.

OISHI, K.; NISHIO, N.; KONISHI, K.; SHIMOKAWA, M.; OKUDA, T.; KURIYAMA, T.; MACHIDA, K. Differential effects of physical and psychological stressors on immune functions of rats. **Stress**, v. 6, n. 1, p. 33-44, 2003.

OLIVEIRA, R. G. **Avaliação “in vivo” da ação anti-helmíntica de plantas consideradas medicinais como recurso potencial no controle de endoparasitos gastrintestinais de ovinos**. 2003, 153f. Tese (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

OMS. **Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2002-2005**. Ginebra: Organización Mundial de la Salud, 2002. 65 p.

OPAS. **Manual veterinário de colheita e envio de amostras**. Rio de Janeiro: PANAFTOSA/OPAS/OMS, 2010. 218 p.

OZAKI, A. T.; DUARTE, P. C. Fitoterápicos utilizados na medicina veterinária, em cães e gatos. **Revista Pharmacia Brasileira**, v. 10, n. 56, p. 14-21, 2006.

PASTORE, S. M.; OLIVEIRA, W. P.; MUNIZ, J. C. L. Panorama da coturnicultura no Brasil. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 9, n. 6, p. 2041-2049, 2012.

PENELUC, T.; DOMINGUES, L. F.; ALMEIDA, G. N.; AYRES, M. C. C.; MOREIRA, E. L. T.; CRUZ, A. C. F.; BITTENCOURT, T. C. B. S. C.; ALMEIDA, M. A. O.; BATATINHA, M. J. M. Atividade anti-helmíntica do extrato aquoso das folhas de *Zanthoxylum rhoifolium* Lam. (Rutaceae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, supl. 1, p. 43-48, 2009.

PEREIRA, R. C.; OLIVEIRA, M. T. R.; LEMOS, G. C. S. Plantas utilizadas como medicinais no município de Campos de Goytacazes - RJ. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 14, supl. 1, p. 37-40. 2004.

PERMIN, A.; HANSEN, J. W. Poultry and parasites. In: **Epidemiology, diagnosis and controle of poultry parasites**. Rome: FAO Animal Health Manual, 1998. p. 29-30.

PERMIN, A.; ESMANN, J. B.; HOJ, C. H.; HOVE, T.; MUKARATIRWA, S. Ecto-, Endo- and haemoparasites in free-range chickens in the Goromonzi District in Zimbabwe. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 54, p. 213-224, 2002.

PERRINS, C. M. **Firefly encyclopedia of birds**. Buffalo: Firefly Books, 2003. 640 p.

PESSOA, L. M.; MORAIS, S. M.; BEVILAQUA, C. M. L.; LUCIANO, J. H. S.; COSTA, C. T. C. Avaliação, *in vitro*, do efeito ovicida dos óleos essenciais de *Chenopodium ambrosioides* e *Ocimum gratissimum* sobre *Haemonchus contortus*. **Ciência Animal**, v.11, suplemento 2, 2001.

PINTO, R. M.; MENEZES, R. C.; TORTELLY, R.; NORONHA, D. First report of a natural helminth infection in the Japanese quail *Coturnix japonica* Temminck & Schlegel (Aves, Phasianidae, Galliformes) in the neotropical region. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 836-838, 2005.

POWERS, K. G.; WOOD, I. B.; ECKERT, J.; GIBSON, T.; SMITC, H. J. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) – Guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine and ovine). **Veterinary Parasitology**, v.10, p.265-284, 1982.

RECHIA, L. M. **Desenvolvimento e avaliação da estabilidade de gel a base de extrato de *Melissa officinalis* L.** 2011, 128f. Tese (Mestrado em Farmácia) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

RENNÓ, P. P.; QUEIROZ, F. M.; GARCIA, B. P.; PRADO, R. N. A.; SIMÕES, M. M.; SOUZA, J. P. F.; ALMEIDA, M. V.; SOUZA, M. G.; BASSAN, L. M.; PEREIRA, R. E. P. Endoparasitose em aves - revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, v. 6, n. 11, p. 1-6, 2008.

REVISTA RURAL. **Galinha caipira – a verdadeira galinha dos ovos de ouro.** São Paulo: Revista Rural, 2006. v. 101.

RODRIGUES, A. B.; ATHAYDE, A. C. R.; RODRIGUES, O. G.; SILVA, W. W.; FARIA, E. B. Sensibilidade dos nematoides gastrintestinais de caprinos a anti-helmínticos na mesorregião do Sertão Paraibano. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 27, n. 4, p. 162-166, 2007.

ROSTAGNO, H. S.; ALBINO, L. F. T.; TOLEDO, R. S.; CARVALHO, D. C. C.; OLIVEIRA, J. E. **Nutritional evaluation of the Xtract® as an alternative to antibiotic growth promoters in broiler chickens diets.** Viçosa: Degussa, 2001. 11p.

RUFF, M. D. Important parasites in poultry production systems. **Veterinary Parasitology**, v. 84, p.337-347, 1999.

SAIF, Y. M.; BARNES, H. J.; GLISSON, J. R.; FADLY, A. M.; MCDUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. **Diseases of poultry.** 11. ed. USA: Iowa State Press, 2003. 1248 p.

SANTOS, M. G.; OLIVEIRA, R. C. **Endoparasitos de aves silvestres mantidas em cativeiro.** 2007, 7f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Faculdade Assis Gurgacz, Cascavel.

SANTOS, M. W.; RIBEIRO, A. G. P.; CARVALHO, L. S. **Criação de galinha caipira. Para produção de ovos em regime semi-intensivo.** Niterói: Programa Rio Rural, Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária, Pesca e Abastecimento, Superintendência de Desenvolvimento Sustentável, 2009. 30 p.

SANTOS, S. G.; CORREA, R. X. Diversidade genética de *Chenopodium ambrosioides* da região cacaueteira da Bahia com base em marcadores RAPD. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 1, p. 161-164, 2006.

SBRT. **Dossiê técnico. Criação de codornas.** Brasília: Serviço Brasileiro de Respostas Técnicas, 2007. 21 p.

SCOTT, A. J.; KNOTT, M. A. A cluster analysis method for grouping means in the analysis of variance. **Biometrics**, v. 30, p. 507-512, 1974.

SEBRAE. **Ponto de Partida. Criação de codorna.** Minas Gerais: Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas, 2006. 63 p.

SILVA, C. F.; ATHAYDE, A. C. R.; SILVA, W. W.; RODRIGUES, O. G.; VILELA, V. L. R.; MARINHO, P. V. T. Avaliação da eficácia de taboa (*Typha domingensis* Pers.) e batata-de-purga [*Operculina hamiltonii* (G. Don) D.F. Austin & Staples] *in natura* sobre nematóides gastrintestinais de caprinos, naturalmente infectados, em clima semi-árido. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 4, p. 466-471, 2010.

SILVA, E. V.; SOARES, P.; CABRAL, D. D.; CANABRAVA, H. A. N. Efeito de *Carica papaya* L. (Caricaceae) e *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) sobre o desenvolvimento de ovos de nematódeos gastrintestinais de ovinos. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 12., 2008, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia, 2008. p. 1-8.

SOARES, P.; SILVA, E. V.; CANABRAVA, H. N.; CABRAL, D. D. Avaliação da atividade anti-helmíntica de plantas do cerrado brasileiro sobre o desenvolvimento de ovos de nematódeos gastrintestinais de ovinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35., 2003, Gramado. **Anais...** Gramado: Sociedade Brasileira de Medicina Veterinária, 2003. T636.

SOBRAL, F. E. S. **Eficácia anti-helmíntica da *Operculina hamiltonii* (G. Don) D. F. Austin & Staples (1983) e *Cucurbita pepo* L. sobre helmintos gastrintestinais de galinhas caipiras, *Gallus domesticus*.** 2010, 71f. Tese (Mestrado em Zootecnia) – Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

SOBRAL, F. E. S.; BRANDÃO, P. A.; ATHAYDE, A. C. R. Utilização de fitoterápicos no tratamento de parasitoses em galinhas caipira criadas em sistema semi-extensivo. **Agropecuária Científica no Semi-Árido**, v. 6, n. 1, p. 1-6, 2010.

SOUZA-SOARES, L. A.; SIEWERDT, F. **Aves e ovos.** Pelotas: Ed. da Universidade UFPEL, 2005. 138 p.

TAVARES, M. A. G. C. **Bioatividade da Erva-de-Santa-Maria, *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae), em relação a *Sitophilus zeamais* Mots., 1855 (Col.: Curculionidae).** 2002, 59f. Tese (Mestrado em Ciências) – Universidade de São Paulo, Piracicaba.

TAVARES, M. A. G. C. **Busca de compostos em *Chenopodium spp.* (Chenopodeaceae) com bioatividade em relação a pragas de grãos armazenados.** 2006, 111f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade de São Paulo, Piracicaba.

TEIXEIRA, M. Z. Homeopatia: ciência, filosofia e arte de curar. **Revista de Medicina**, v. 85, n. 2, p. 30-43, 2006.

TEIXEIRA, M. Z.; LOPES, C. W. G. Species of the genus *Eimeria* (Apicomplexa: Eimeriidae) from Japanese quails (*Coturnix japonica*) in Brazil and *E. fluminensis* for the preoccupied *E. minima* of this quail. **Revista Brasileira de Ciências Veterinárias**, v. 9, p. 53-56, 2002.

TORRES, A. R.; OLIVEIRA, R. A. G.; DINIZ, M. F. F. M.; ARAÚJO, E. C. Estudo sobre o uso de plantas medicinais em crianças hospitalizadas da cidade de João Pessoa: riscos e benefícios. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 15, p. 373-380, 2005.

TRAESEL, C. K.; LOPES, S. T. A.; WOLKMER, P.; SCHMIDT, C.; SANTURIO, J. M.; ALVES, S. H. Óleos essenciais como substituintes de antibióticos promotores de Crescimento em frangos de corte: perfil de soroproteínas e peroxidação lipídica. **Ciência Rural**, v. 41, n. 2, p. 278-284, 2011a.

TRAESEL, C. K.; WOLKMER, P.; SCHMIDT, C.; SILVA, C. B.; PAIM, F. C.; ROSA, A. P.; ALVES, S. H.; SANTURIO, J. M.; LOPES, S. T. A. Serum biochemical profile and performance of broiler chickens fed diets containing essential oils and pepper. **Comparative Clinical Pathology**, v. 20, n. 5, p. 453-460, 2011b.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1990. 306 p.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1998. 273 p.

VASCONCELOS, O. I. Parasitose em aves de produção industrial. In: JUNIOR, A. B.; MACARI, M. (Eds.). **Doença das aves**. 1 ed., Campinas: FACTA, 2000. p. 423-428.

VERCRUYSSSE, J.; HOLDSWORTH, P.; LETONJA, T.; BARTH, D.; CONDER, G.; HAMAMOTO, K.; OKANO, K. International harmonization of anthelmintic efficacy guidelines (part 1). **Veterinary Parasitology**, v. 96, p. 171-193, 2001.

VERÍSSIMO, C. J. **Alternativas de controle da verminose em pequenos ruminantes**. Nova Odessa: Instituto de Zootecnia, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, 2008. 127 p.

VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C.; PINTO, R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de Aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, n. 1, p. 1-273, 1995.

VIEIRA, F. E. G. **Helmintofauna em frangos (*Gallus gallus domesticus* Linnaeus, 1758) criados em sistema colonial/caipira na região norte do estado do Paraná**. 2010, 72f. Tese (Mestrado em Ciência Animal) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina.

VIEIRA, L. S. **Produção Orgânica de Ovinos: O Controle de Verminose**. Disponível em: <http://www.accoba.com.br/ap_info_dc.asp?idInfo=384&idCategoria=5>. Acesso em: 25 out. 2004.

VIEIRA, S. **Introdução à bioestatística**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2008. 345 p.

VINEY, M. E. Exploiting the life cycle of *Strongyloides ratti*. **Parasitology Today**, v. 15, n. 6, p. 231-235, 1999.

WHO. Atividade carrapaticida. Resistência e susceptibilidade a drogas. Disponível em: <<http://www.who.com>>. Acesso em: 10/01/2007.

WILLIAMS, R. B. Three enzymes newly identified from the genus *Eimeria* and two more newly identified from *E. maxima*, leading to the discovery of some aliphatic acids with activity against coccidia of the domesticated fowl. **Veterinary Research Communications**, v. 23, n. 3, p. 151-163, 1999.

WINCK, C. A.; MACHADO, J. A. D. Avicultura brasileira: perspectivas para o mercado consumidor chinês. **RACE**, v. 10, n. 2, p. 241-268, 2011.

YOUN, H. J.; NOH, J. W. Screening of the anticoccidial effects of herb extracts against *Eimeria tenella*. **Veterinary Parasitology**, v. 96, p. 257-263, 2001.

ZACHARIAS, F. **Controle alternativo da infecção por *Haemonchus contortus* em ovinos: avaliação do tratamento homeopático**. 2004, 116f. Tese (Mestrado em Medicina Veterinária Tropical) – Universidade Federal da Bahia, Salvador.

ZACHARIAS, F.; SILVA DIAS, A. V.; ALMEIDA, M. A. O. Helmintose em caprinos - tratamento com homeopatia. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE HOMEOPATIA VETERINÁRIA, 1., 2003, São Paulo. **Anais...** São Paulo: Associação dos Médicos Veterinários Homeopatas Brasileiros, 2003. CD-ROM.

ZEOLA, N. M. B. L.; SOBRINHO, A. G. S.; LEÃO, A. G.; PEREZ, H. L.; SANTOS, E. S. Homeopatia no controle de helmintos gastrintestinais de ovelhas em gestação. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 44., 2007, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Zootecnia, 2007. CD-ROM.

ZULPO, D.; PERETTI, J.; ONO, L. M.; LONGHI, E.; OLIVEIRA, M. R.; GUIMARÃES, I. G.; HEADLEY, S. A.; GUIMARÃES JUNIOR, J. S.; GARCIA, J. L. Patogenicidade e observações histopatológicas de frangos de corte infectados experimentalmente com isolados de *Eimeria tenella*, *E. acervulina* e *E. máxima*. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 28, n. 1, p. 97-104, 2007.