

UFRRJ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA
ANIMAL

TESE

**Eficácia de Plantas Medicinais no Controle de Parasitos
Gastrintestinais de *Gallus gallus*: Testes *In Vitro* e *In Vivo***

Gilmar Ferreira Vita

2017



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**EFICÁCIA DE PLANTAS MEDICINAIS NO CONTROLE DE PARASITOS
GASTRINTESTINAIS DE *Gallus gallus*: TESTES *IN VITRO* E *IN VIVO***

GILMAR FERREIRA VITA

Sob a Orientação do Professor
Ildemar Ferreira

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

Seropédica, RJ
Março de 2017

F835e

Ferreira Vita, Gilmar, 1962-

Eficácia de Plantas Medicinais no Controle de Parasitos Gastrintestinais de *Gallus gallus*: Testes *In Vitro* e *In Vivo* / Gilmar Ferreira Vita. - 2017. 62 f.: il.

Orientador: Ildemar Ferreira.

Coorientador: Maria Angélica Vieira da Costa Pereira.

Tese (Doutorado). -- Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, 2017.

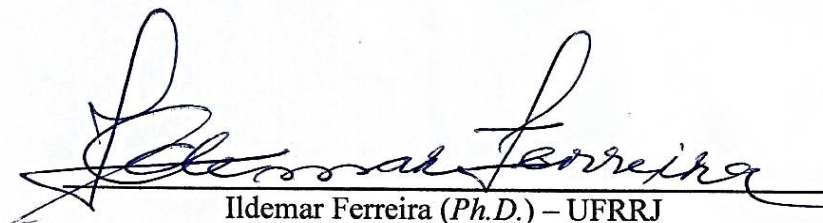
1. Plantas Medicinais. 2. Endoparasitoses. 3. Aves domésticas. I. Ferreira. Ildemar , 1957 -, orient. II. Vieira da Costa Pereira, Maria Angélica , 1962 -, coorient. III. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal. IV. Título. |

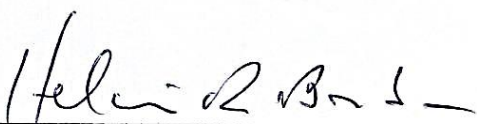
**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

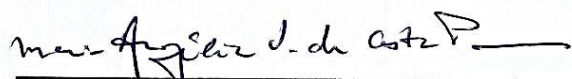
GILMAR FERREIRA VITA

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutor em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, área de concentração em Zoologia.

APROVADO EM 29, 03, 2017.


Ildemar Ferreira (Ph.D.) – UFRRJ
(Orientador)


Helcio Resende Borba (Ph.D.) – UFRRJ


Maria Angélica Vieira da Costa Pereira (Ph.D.) – UENF


Rita de Cássia Martins Aurnheimer (Ph.D.) – UNIAN


Sérgio Gaspar de Campos (Ph.D.) – UFRRJ

*Dedico essa 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 memorian*), 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 amizade, dedicação e ensinamentos ofertados durante o experimento e formulação da Tese.

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

Ao Professor JOSÉ RODOLFO DE AZEVEDO (*in memorian*), pela amizade e auxílio prestados durante o decorrer do curso, desde o início do Mestrado.

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

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

Aos amigos CARLOS ADRIANO TEIXEIRA SOARES e WALDIR GUIMARÃES, pela boa vontade e esmero na confecção, manutenção e montagem dos boxes 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.

A todos, o meu sincero obrigado!

RESUMO

VITA, Gilmar Ferreira. **Eficácia de plantas medicinais no controle de parasitos gastrintestinais de *Gallus gallus*: testes *in vitro* e *in vivo***. 2017. 62p. Tese (Doutorado em Biologia Animal). Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

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 2013 a 2016. O objetivo foi testar *in vitro* e *in vivo* a eficácia das plantas medicinais *Baccharis trimera* (Less.) DC., *Eucalyptus globulus* Labill., *Mentha piperita* Linnaeus e *Spigelia anthelmia* Linnaeus, nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (Galinha Caipira), 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), organização referência para testes anti-helmínticos, e Hubert e Kerboeuf (1992). Para as plantas *B. trimera* e *M. piperita*, os ensaios *in vitro* demonstraram moderada taxa de eficácia com valores máximos de 80,00%, e o ensaio *in vivo*, baixa taxa de eficácia, com valores máximos de 9,31%. Para *E. globulus* e *S. anthelmia*, os ensaios *in vitro* e *in vivo* demonstraram alta taxa de eficácia, com valores acima de 80,00%. A pesquisa evidenciou a presença dos gêneros *Ascaridia*, *Capillaria* e *Heterakis*. As plantas demonstraram em certos momentos índices superiores ao produto tradicional utilizado (Febendazol).

Palavras-chave: Plantas medicinais. Endoparasitoses. Aves domésticas.

ABSTRACT

VITA, Gilmar Ferreira. **The efficiency of medicinal plants in the control of gastrointestinal parasites of *Gallus gallus*: *in vitro* and *in vivo* tests.** 2017. 62p. Thesis (*Ph.D.* in Animal Biology). Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2017.

The present study was developed from 2013 to 2016 in the Laboratory of Zoology of the Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro and the Department of Animal Parasitology of the Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, State of Rio de Janeiro. The objective was to test *in vitro* and *in vivo* the efficiency of the medicinal plants *Baccharis trimera* (Less.) DC., *Eucalyptus globulus* Labill., *Mentha piperita* Linnaeus, and *Spigelia anthelmia* Linnaeus, in phytotherapeutic and homeopathic forms, as an alternative way to control endoparasites of the *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (red junglefowl). Endoparasites are a serious problem that affects domestic bird rearing and development. They cause growth retardation, decrease in the food conversion index, increase in the susceptibility to infectious diseases, and culminate in death. The methodologies used were recommended by Coles *et al.* (1992), supported by the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), reference to anthelmintic tests, and by Hubert and Kerboeuf (1992). The plants *B. trimera* and *M. piperita* showed moderate efficiency rate in *in vitro* tests, with maximum values of 80.00%, and low efficiency rate in *in vivo* test, with maximum values of 9.31%. The plants *E. globulus* and *S. anthelmia*, showed high efficiency rate in *in vitro* and *in vivo* tests, with values above 80.00%. The present study recorded the presence of the genera *Ascaridia*, *Capillaria*, and *Heterakis*. The plants sometimes showed indices above the traditional product used (Febendazol).

Keywords: Medicinal plants. Endoparasites. Domestic birds.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Organograma explicativo do delineamento amostral.....	12
Figura 2. Instalação de <i>Gallus gallus</i> em boxes padronizados (3,00 x 2,00 m), com 10 animais cada. Seropédica, RJ	14
Figura 3. Procedimento para recuperação dos ovos	15
Figura 4. Teste de inibição de eclosão de ovos	17
Figura 5. Teste de inibição do desenvolvimento larvar	18
Figura 6. Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	20
Figura 7. Técnica de McMaster modificada	21
Figura 8. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Mentha piperita</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	26
Figura 9. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Mentha piperita</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	26
Figura 10. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Mentha piperita</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , após 12 dias do ensaio <i>in vivo</i>	27
Figura 11. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Spigelia anthelmia</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	31
Figura 12. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Spigelia anthelmia</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	31
Figura 13. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Spigelia anthelmia</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , após 12 dias do ensaio <i>in vivo</i>	32

Figura 14. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Baccharis trimera</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	36
Figura 15. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Baccharis trimera</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	36
Figura 16. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Baccharis trimera</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , após 12 dias do ensaio <i>in vivo</i>	37
Figura 17. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	41
Figura 18. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i>	41
Figura 19. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , após 12 dias do ensaio <i>in vivo</i>	42

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos 24
- Tabela 2.** Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos fitoterápico e homeopático da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar 25
- Tabela 3.** Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes 27
- Tabela 4.** Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos 29
- Tabela 5.** Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar 30
- Tabela 6.** Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes 32
- Tabela 7.** Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos 34

Tabela 8. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Baccharis trimera</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar	35
Tabela 9. Número médio de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Baccharis trimera</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes	37
Tabela 10. Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos	39
Tabela 11. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar...	40
Tabela 12. Número médio de ovos de endoparasitos de <i>Gallus gallus</i> , por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal <i>Eucalyptus globulus</i> , controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes	42

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	3
2.2.1 Gênero <i>Ascaridia</i> Dujardin, 1845	3
2.2.2 Gênero <i>Heterakis</i> (Schranck, 1788) Madsen, 1949	4
2.2.3 Gênero <i>Capillaria</i> Zeder, 1800	4
2.3 Controle alternativo de endoparasitos	5
2.3.1 Fitoterapia	5
2.3.2 Homeopatia	6
2.4 Caracterização das plantas investigadas	7
2.4.1 <i>Mentha piperita</i> Linnaeus	7
2.4.2 <i>Spigelia anthelmia</i> Linnaeus	8
2.4.3 <i>Baccharis trimera</i> (Less.) DC.	9
2.4.4 <i>Eucalyptus globulus</i> Labill.	10
2.5 Considerações gerais sobre o animal utilizado na pesquisa	11
2.5.1 <i>Gallus gallus</i> Linnaeus, 1758	11
3 MATERIAL E MÉTODOS	12
3.1 Realização da pesquisa	12
3.2 Delineamento amostral	12
3.3 Aquisição e processamento das espécies botânicas	13
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>	13
3.7.1 Técnica de recuperação de ovos de nematoides	13
3.7.2 Teste de inibição de eclosão de ovos	16
3.7.3 Teste de inibição do desenvolvimento larvar	16
3.8 Avaliação do ensaio <i>in vivo</i>	19
3.8.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	19
3.9 Identificação larvar	22
3.10 Análise estatística	22
3.11 Comitê de ética	22
4 RESULTADOS	23
4.1 <i>Mentha piperita</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 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	23
4.2 <i>Spigelia anthelmia</i>	28
4.2.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica	28
4.2.2 Ensaio <i>in vitro</i>	28
4.2.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos	28
4.2.2.2 Teste de inibição do desenvolvimento larvar	28

4.2.3	Ensaio <i>in vivo</i>	28
4.2.3.1	Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	28
4.3	<i>Baccharis trimera</i>	33
4.3.1	Endoparasitos identificados na microscopia óptica	33
4.3.2	Ensaio <i>in vitro</i>	33
4.3.2.1	Teste de inibição de eclosão de ovos	33
4.3.2.2	Teste de inibição do desenvolvimento larvar	33
4.3.3	Ensaio <i>in vivo</i>	33
4.3.3.1	Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	33
4.4	<i>Eucalyptus globulus</i>	38
4.4.1	Endoparasitos identificados na microscopia óptica	38
4.4.2	Ensaio <i>in vitro</i>	38
4.4.2.1	Teste de inibição de eclosão de ovos	38
4.4.2.2	Teste de inibição do desenvolvimento larvar	38
4.4.3	Ensaio <i>in vivo</i>	38
4.4.3.1	Teste de redução da contagem de ovos nas fezes	38
5	DISCUSSÃO	43
6	CONCLUSÃO	47
7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	48

1 INTRODUÇÃO

A avicultura brasileira nessas últimas décadas passa por um crescimento constante, possibilitando 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.

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 toda uma classe.

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. Este 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 das plantas medicinais *Baccharis trimera* (Less.) DC. (Carqueja), *Eucalyptus globulus* Labill. (Eucalipto), *Mentha piperita* Linnaeus (Hortelã pimenta) e *Spigelia anthelmia* Linnaeus (Erva lombrigueira), nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (Galinha Caipira).

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Endoparasitoses em aves domésticas

Dentre as diversas 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) reportam 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, 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 nematoides 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).

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, 2016).

São nematoides 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).

As manifestações associadas 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 manifestações clínicas 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, 2016).

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).

As manifestações ocorrentes incluem diarreia, perda de peso, anorexia, penas arrepiadas, depressão, vômito e anemia. Os achados necróticos mais frequentes são enterite hemorrágica, atrofia da musculatura peitoral e plumagem descolorida decorrente da má absorção dos nutrientes promovida pelas lesões nas mucosas 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).

2.3 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 extratos aquosos de *Anona squamosa* (Fruta-do-Conde) relataram uma eficácia no percentual de mortalidade do nematoide *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, 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.*, 2007; 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 “Estratégia 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, essa 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, 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 nematoides 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 nematoides em ovinos.

2.4 Caracterização das plantas investigadas

2.4.1 *Mentha piperita* Linnaeus

A planta *M. piperita* é originária da Europa e norte da África. É amplamente cultivada no Brasil, Estados Unidos, Itália, França e Hungria. É um híbrido proveniente do cruzamento de várias plantas, entre elas, *Mentha spicata* L., *Mentha aquatica* L., *Mentha longifolia* Huds. e *Mentha rotundifolia* Huds. (EMBRAPA, 2001; DAVID *et al.*, 2007; GRANDI, 2014; BARBOSA, 2015).

Além de Hortelã pimenta, essa planta também é popularmente conhecida por sândalo, hortelãzinho, hortelã de panela, hortelã de cheiro, hortelã da folha miúda, hortelã da horta e hortelã comum. É uma planta herbácea, pertencente à família Lamiaceae (EMBRAPA, 2001).

A *M. piperita* é difundida como alimento, cosmético, tempero e medicamento. Na medicina é utilizada como antiespasmódica, carminativa, estomacal, estimulante e vermífuga (GRANDI, 2014). Barbosa (2015) relata sua eficácia no controle da cólica infantil, redução de náuseas e vômitos induzidos pela quimioterapia, e ainda, como larvicida, repelente e antifúngica. Seu óleo essencial apresenta elevado conteúdo de mentol, substância responsável pelo seu sabor refrescante característico (DAVID *et al.*, 2007).

Seu primeiro nome é originário do grego *menthe*, nome de uma ninfa que foi transformada em planta, pela esposa enciumada de Plutão, deus dos infernos. O segundo, *piperita*, foi atribuído em alusão ao seu sabor apimentado. Apresenta como sinônimas: *Mentha aquatica* f. *piperita* (L.) G. Mey., *Mentha aquatica* var. *langii* (Geiger ex T. Nees) Alef., *Mentha aquatica* var. *piperita* (L.) Alef., *Mentha balsamea* Willd. e *Mentha banatica* Haw. (GARLET, 2007; GBIF, 2016).

Planta anual ou perene, aromática, de crescimento rápido e fácil, reproduz-se assexuadamente, através das raízes, ou sexuadamente por meio de sementes. Multiplica-se através de estolões enraizados, ponteiros ou desdobramentos de touceiras de uma planta adulta, preferentemente em solos ricos em matéria orgânica e bem drenados. Um ambiente intermediário, sujeito a sol e sombra ao longo do dia é o ideal para sua manutenção (LORENZI e MATOS, 2008; GRANDI, 2014).

Possui cerca de 50 cm de altura, com caule quadrangular, ereto e pouco pubescente. Suas folhas são opostas, elíptico-acuminadas, denteadas e pubescentes. Flores andróginas, purpúreas, dispostas no ápice dos ramos, em espigas laxas, cônicas, agudas e opostas. Frutos compostos por quatro aquênios. Flores semelhantes às das Labiadas. Os estolões, de secção quadrangular, crescem abaixo e acima da superfície do solo em todas as direções. Odor forte, aromático e característico (GRANDI, 2014; BARBOSA, 2015).

Em sua composição química destaca-se óleo essencial 0,7 a 3% contendo mentol (30-55%), cineol, mentona, mentofurano, pineno, limoneno e mentonapiperitona; também, taninos, ácidos orgânicos, alcaloides, flavonoides, vitaminas C e D. Quando cultivado em períodos de dias longos e noites curtas, apresenta um maior rendimento de óleo com teor aumentado de mentofurano; ao contrário, noites frias favorecem a formação de mentol (EMBRAPA, 2001; VALMORBIDA, 2003).

Sua atividade anti-helmíntica tem sido comprovada em testes *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e desenvolvimento larvar de diversos nematoides gastrintestinais, entre eles, *Haemonchus contortus* (KATITI *et al.*, 2011; CARVALHO, 2011; CARVALHO *et al.*, 2012), *Oesophagostomum sp.* e *Trichostrongylus sp.* (ALMEIDA *et al.*, 2007).

2.4.2 *Spigelia anthelmia* Linnaeus

S. anthelmia é uma planta nativa da Ásia e América Tropical e cultivada em várias partes do mundo. No Brasil, foi relatada no Acre, Amapá, Maranhão, Piauí, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Espírito Santo, Goiás e São Paulo (CHIAPPETA, 2002; BASÍLIO *et al.*, 2003; NURIT *et al.*, 2005; REIS, 2010).

Conhecida popularmente como Erva lombrigueira, possui também como nomes comuns arapabaca, pimenta d'água, brinwilliers, arapabaca-de-cheiro e erva-formigueira. É uma planta herbácea, pertencente à família Loganiaceae (BASÍLIO *et al.*, 2003). "Arapabaca" provém do tupi *arapa'waca*. "Erva-lombrigueira" e "lombrigueira" são referências à sua propriedade anti-helmíntica (GRANDI, 2014).

Seu uso medicinal remonta à medicina indígena que usava as raízes e as folhas da planta como vermífugo e inseticida para afugentar insetos, baratas e formigas. Também era usada como um laxante na expulsão de lombrigas e vermes. Atualmente, a planta é muito utilizada em tratamentos homeopáticos para dores de cabeça, angina, dores no coração, falta de ar, enxaqueca que evolui ao longo do dia, nevralgias e vermes intestinais. Sua atividade inseticida está relacionada principalmente com a presença do alcalóide rianodina (HÜBNER *et al.*, 2001; BASÍLIO *et al.*, 2003; EGISTO, 2015).

Apresenta como sinónímias: *Spigelia anthelmia* var. *nervosa* (Steud) Progel, *Spigelia anthelmia* var. *obliquinervia* A.DC., *Spigelia domingensis* Grand, *Spigelia anthelmia* var. *peruviana* A.DC., *Spigela nervosa* Steud, *Spigela quadrifolia* Stokes e *Anthelminthia quadrifolia* Brown. (GRANDI, 2014).

Planta anual e herbácea, com altura entre 40 a 50 cm. Possui caule simples, nodoso e liso; folhas simples pecioladas, opostas, inteiras, estreito-lanceoladas, ásperas na página superior e pilosas na inferior, sendo as superiores maiores, com até 12 cm de comprimento; flores pequenas, tubulosas, brancas ou arroxeadas, 3-6 fasciculadas e dispostas em espigas terminais; e, fruto capsular formando duas bolsas unidas de cor verde, contendo uma ou mais

sementes pequenas de cor escura. Sua reprodução é por meio de sementes. Locais úmidos, margens de cursos d'água e áreas desmatadas são seus ambientes preferidos (GIRÃO *et al.*, 2004; GRANDI, 2014).

Em sua composição química destacam-se várias substâncias, principalmente do grupo dos alcaloides: actinidina, spigantina, rianodina, deoxispigantina, hidroxirianodina, hidroxispigantina, norspigantina, isoquinolina; e, aminas: colina e bezoilcolina. Segundo Grandi (2014), os alcaloides isoquinolina e actinina, são considerados cardiotônicos ativos. Hübner *et al.* (2001) estabeleceu que a atividade inseticida de *S. anthelmia* está relacionada principalmente com a presença da rianodina (SANTOS, 2002; BASÍLIO *et al.*, 2003).

Sua atividade anti-helmíntica tem sido comprovada ao inibir infecções por nematóides gastrintestinais em muitas espécies animais, dentre estes, *H. contortus* (ASSIS, 2002; ASSIS *et al.*, 2003), *Strongyloides sp.*, *Oesophagostomum sp.* e *Trichuris sp.* (ADEMOLA *et al.*, 2007), e *Trichostrongylus sp.* (NERY *et al.*, 2009).

2.4.3 *Baccharis trimera* (Less.) DC.

B. trimera é originária da América do Sul, provavelmente dos Andes peruanos. Cresce em terrenos altos, solos rochosos, pradarias e campos arenosos da Argentina, Bolívia, Brasil, Paraguai, Peru e Uruguai. No Brasil, é amplamente difundida pelo sul e sudeste, crescendo em campos meridionais e em vegetações de altitudes, além de áreas antropizadas (BARROSO e BUENO, 2002; SILVA, 2004; GONÇALVES, 2010).

Conhecida geralmente como carqueja, essa planta possui também outras denominações, tais como, carqueja-amarga, carqueja-doce, carqueja verdadeira, bacorida, carque, quina-de-condamine, vassoura, vassoura-de-botão, tiririca-de-babado, bacanta e cacalia-amarga. É uma planta herbácea, pertencente à família Asteraceae (GONÇALVES, 2010; GARCIA, 2013).

Seu uso popular tem sido registrado na literatura científica como diurética, digestiva, tônica, hepatoprotetora, antianêmica, anti-reumática, depurativa, no controle da obesidade, diabetes, calmante e vermífuga (POCÁ, 2005; PEREIRA, 2006; CENTOFANTE, 2008; HAEFFNER *et al.*, 2012; LOPES e PANTOJA, 2013). Sua validação laboratorial inclui atividades anti-hepatotóxica, anti-inflamatória, analgésica, relaxante, anti-proteolítica, anti-hemorrágica, antioxidante, antidiabética e antissecretora (FIGUEIREDO e PEREIRA, 2009; PÁDUA *et al.*, 2010; FEIJÓ *et al.*, 2012; OLIVEIRA *et al.*, 2012; GARCIA, 2013). *B. trimera* possui como principais constituintes taninos, lactonas, saponinas, vitaminas, esteroides, polifenóis, glicosídeos e flavonoides, entre outros. Seu óleo essencial é rico em carquejol, que também é o seu principal constituinte ativo (GONÇALVES, 2010),

A origem do nome *Baccharis* vem do grego *bakkharis*, antigo nome para algumas plantas arbustivas. *Trimera* vem do grego *trimeres* que quer dizer trímero, por causa dos ramos tripartidos. Essa espécie possui duas sinonímias científicas: *Baccharis genistelloides* var. *trimera* (Less.) Baker e *Molina trimera* Less. (BUDEL *et al.*, 2005; GARCIA, 2013; GRANDI, 2014; GBIF, 2016).

Planta perene e herbácea, com até 1,20 de altura. Possui caule lenhoso, alado em sua extensão, com alas seccionadas alternadamente, levemente nervadas; folhas dispostas ao longo dos caules e ramos como expansão alada, são bastante reduzidas e ovais; flores femininas férteis, brancas, de corola truncada, filiforme, menor do que o estilete. Papus unisseriado, provido de cerdas frágeis, tortuosas e ciliadas; ovário quase cilíndrico e liso; e, fruto aquênio, linear, glabro e pequeno. Sua reprodução ocorre por meio de sementes ou por ponteiros bem novas. Seus ambientes preferidos são terras altas e secas, solos rochosos, campos de areia, rios e áreas pantanosas (SILVA, 2004; GRANDI, 2014).

Sua atividade anti-helmíntica tem sido relatada na literatura consultada por diversos autores (SOUZA *et al.*, 1991; SIMÕES, 1998; RODRIGUES e CARVALHO, 2001; SILVA, 2004; FURTADO, 2006; HEIDEN *et al.*, 2006; BOSCOLO e VALLE, 2008; FACHINETTO e TEDESCO, 2009).

2.4.4 *Eucalyptus globulus* Labill.

O *E. globulus* é uma espécie procedente da Tasmânia, Promório de Wilson e costas do estado de Victória, e das ilhas do estreito de Bass, entre a Tasmânia e o continente Australiano. É amplamente cultivado no sul e sudoeste da China, tendo se adaptado a praticamente todas as regiões tropicais e subtropicais do globo, entre elas, África do Sul, Brasil, Índia e Sul da Europa. No Brasil está distribuído pelas regiões mais meridionais, como Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná (GOES, 1991; LAVABRE, 2001; CARDOSO *et al.*, 2002; RESQUIN, 2002; ANTUNES, 2009).

Além de Eucalipto, essa planta também é conhecida por eucalipto-comum, eucalipto-limão, gomeiro-azul, comeiro-azul, magno-branco, óleo-de-cânfora, calipte e eucalipto-canela. É uma planta lenhosa, pertencente à família Myrtaceae (GRANDI, 2014; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2015).

Seu uso medicinal é embasado pelo conhecimento popular, que relata expressiva ação antisséptica, balsâmica, estomacal e febrífuga. Sendo também usado em inalação para asma, sinusite, gripes, tosse, bronquite e dores de garganta (GRANDI, 2014; RIBEIRO *et al.*, 2014). Furtado *et al.* (2015) relata sua utilização popular na doença de Chagas, úlceras e outras enfermidades da pele. Em ensaios clínicos ficou comprovada sua atividade antibacteriana, antimicrobiana, anti-helmíntica, antifúngica, antioxidante e antiviral (LEE e SHIBAMOTO, 2001; CERMELLI *et al.*, 2008; MACEDO *et al.*, 2009; CASTRO e LIMA, 2010; TOHIDPOUR *et al.*, 2010; MULYANINGSIH *et al.*, 2011; FURTADO *et al.*, 2015; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2015).

O nome *Eucalyptus* deriva do grego *eu* + *καλύπτω*, que significa "verdadeira cobertura", em alusão aos órgãos reprodutores da flor serem revestidos por uma membrana, já a derivação da espécie, provem do latim *globulus*, um "pequeno botão", referência à forma do opérculo do fruto. Apresenta como sinônimas: *Eucalyptus gigantea* Dehnh., *Eucalyptus glauca* DC, *Eucalyptus globulosus* St.-Lag., *Eucalyptus globulus* var. *compacta* Maiden e *Eucalyptus maidenii* subsp. *globulus* (Labill.) J.B. Kirkp. (TURRA, 2011; SACRAMENTO, 2013; GBIF, 2016).

Espécie perene, aromática, de crescimento rápido e fácil. São hermafroditas e têm como principais vetores de polinização os insetos. Nas áreas de ocorrência natural, pequenos marsupiais e alguns pássaros também figuram como polinizadores importantes. Ocorre em uma gama de ambientes, desde áreas pantanosas, até áreas muito secas, e desde solos de baixada com alta fertilidade, até solos arenosos muito pobres. Além disso, ocupa ambientes altamente variáveis, tanto em termos de precipitação quanto de temperaturas (GRANDI, 2014).

Atinge cerca de 30 a 55 m de altura, com tronco ereto e esguio, e ramificação apenas na parte terminal. Possui folhas juvenis opostas, ovadas a lanceoladas, sésseis e verde azuladas, e folhas adultas alternas, lanceoladas-falciformes, acuminadas, verde-brilhantes e em forma de foice; flores sésseis ou quase, solitárias, com estames grandes, muito numerosos, branco-amarelados; fruto representa uma pequena urna, globuloso, quase lignificado, sobreposto por um estilete persistente, sementes pretas, pequenas, angulosas e irregularmente comprimidas (GRANDI, 2014).

Em sua composição química destaca-se a presença de alcaloides, aminoácidos, carboidratos, compostos fenólicos e taninos, fitosteróides, flavonoides, proteínas, saponinas e triterpenos. Seu óleo essencial é rico em borneol, linalol, cineol ou eucaliptol, acetato de geranyl, anetol e safrol. Alguns autores sugerem que o principal componente da planta é o eucaliptol, o qual confere ação medicinal e está presente em quase 85% dos óleos essenciais (MACEDO, 2008; NAVARRO *et al.*, 2008; TAUR *et al.*, 2010; SHAH *et al.*, 2012; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2015).

Macedo *et al.* (2009), em pesquisas realizadas sobre a atividade anti-helmíntica *in vitro* de *E. globulus* no controle de nematóides gastrintestinais de ovinos, comprovaram a eficácia da planta sobre *H. contortus*, com percentuais acima de 90,0%, tanto para a inibição da eclosão de ovos, quanto para a inibição do desenvolvimento larvar.

2.5 Considerações gerais sobre o animal utilizado 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, 2016).

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 inúmeras 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 consanguíneos, 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 cristas 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).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Realização da pesquisa

A pesquisa foi conduzida no Laboratório de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), localizado no município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro, e no Setor de Parasitologia Animal, Laboratório de Sanidade Animal, Hospital Veterinário, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), localizado no município de Campos dos Goytacazes, estado do Rio de Janeiro, no período de 2013 a 2016.

3.2 Delineamento amostral

Constou de quatro experimentos, realizados com as plantas medicinais *B. trimera*, *E. globulus*, *M. piperita* e *S. anthelmia*, onde se avaliou a eficácia dessas plantas com ensaios iniciais *in vitro*, teste de inibição de eclosão de ovos e teste de inibição do desenvolvimento larvar, e a posteriori *in vivo*, teste de redução da contagem de ovos nas fezes (Figura 1).

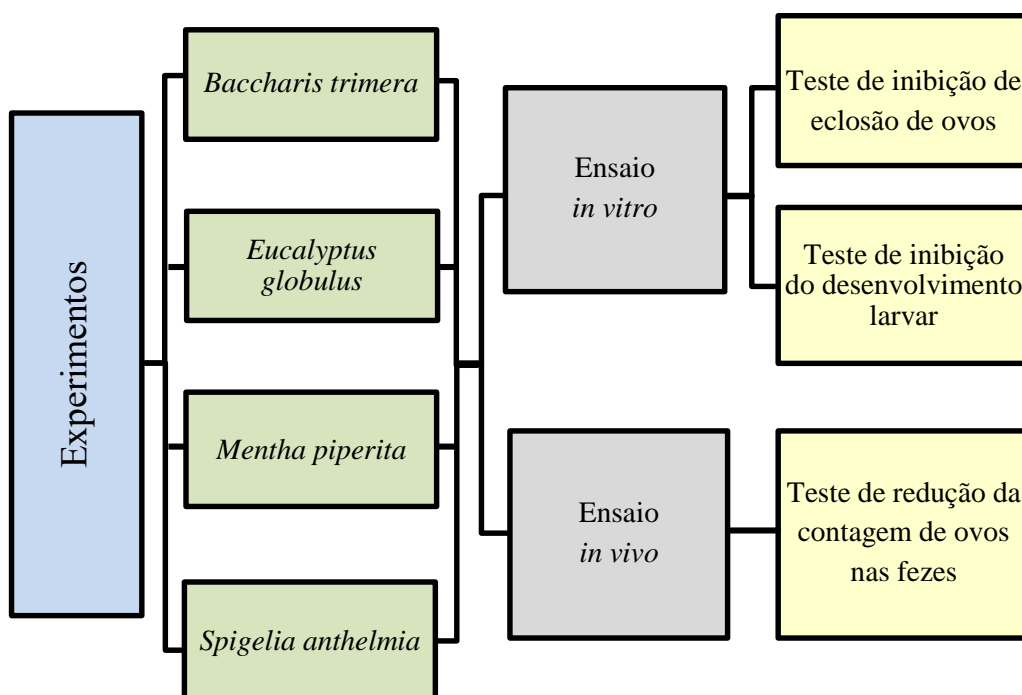


Figura 1. Organograma explicativo do delineamento amostral.

3.3 Aquisição e processamento das espécies botânicas

Os extratos das plantas medicinais foram obtidos 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

Para cada experimento foram empregadas 40 galinhas caipiras, com 24 semanas de vida e peso vivo médio de 2 kg, criadas em sistema extensivo, respectivamente, com infecção parasitária natural, sem administração anterior de anti-helmínticos (COLES *et al.*, 1992).

3.5 Manutenção das aves

As galinhas foram obtidas de criações particulares do município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro. Foram instaladas em quatro boxes padronizados (3,00 x 2,00 m), 10 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).

3.6 Coleta do material biológico

No dia da realização do teste, o piso sob a área dos boxes foi forrado com lona plástica às 05:00 horas da manhã, com recolhimento do material fecal às 06:00 horas. Este foi acondicionado em potes plásticos, devidamente identificados, mantidos sob refrigeração (2°C 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*

3.7.1 Técnica de recuperação de ovos de nematoides

Para realização dos ensaios *in vitro* (teste de inibição de eclosão de ovos e teste de inibição do desenvolvimento larvar), primeiramente foi realizada a técnica descrita por Hubert e Kerbouef (1992) para preparar uma suspensão de ovos.

100 g de fezes frescas, obtidas em coleta pela manhã, foram suspensas em água e limpas de restos orgânicos por filtração através de tamises de 140, 70 e 30 µm, sendo os ovos recolhidos num último tamise de 16 µm. Os ovos foram ainda mais limpos de restos orgânicos por centrifugação em sulfato de magnésio (densidade 1:10) durante cinco minutos a 1000 rpm. O sobrenadante foi filtrado através de tamises de 70 µm e 30 µm e os ovos foram lavados com água e recolhidos em um tamise de 16 µm (Figura 3).



Figura 2. Instalação de *Gallus gallus* em boxes padronizados (3,00 x 2,00 m), com 10 animais cada. Seropédica, RJ.



Figura 3. Procedimento para recuperação dos ovos. A) Pesar 100 g de fezes. B) Suspender em água. C) Filtrar através de tamises de 140, 70 e 30 μm , recolhendo os ovos em tamise de 16 μm . D) Centrifugar com sulfato de magnésio (densidade 1:10) durante cinco minutos a 1000 rpm. E) Separar o sobrenadante. F) Filtrar novamente em tamises de 70 e 30 μm , e recolher os ovos em tamise de 16 μm . G) Realizar a contagem.

3.7.2 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 teste utilizou-se 12 tratamentos, sendo cinco realizados na forma fitoterápica, cinco na forma homeopática, um controle negativo e um controle positivo, com três repetições, totalizando 36 parcelas respectivamente.

No procedimento do teste (Figura 4):

1) 2 ml da suspensão de ovos previamente estabelecida (menos de 3 horas anterior à coleta) foram colocados em cada poço das placas de cultivo.

2) Foram misturados com os extratos das plantas, homeopático ou fitoterápico, nos seguintes volumes: 0,250 ml, 0,200 ml, 0,150 ml, 0,100 ml, 0,050 ml.

3) No poço controle positivo foram adicionados 0,010 ml de solução de Febendazol (Provermin® - Indubras, Brasil), conforme estabelecido pelo laboratório, aos 2 ml da suspensão de ovos.

4) No poço controle negativo foram adicionados 0,250 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) Todas as larvas de segundo estágio recém-eclodidas em cada poço foram contadas. Foram realizadas três repetições para cada tratamento com extrato da planta, controle positivo e negativo.

3.7.3 Teste de inibição do desenvolvimento larvar

A forma de condução deste teste seguiu os procedimentos de Hubert e Kerboeuf (1992).

Neste teste utilizou-se 12 tratamentos, sendo cinco realizados na forma fitoterápica, cinco na forma homeopática, um controle negativo e um controle positivo, com três repetições, totalizando 36 parcelas respectivamente.

No procedimento do teste (Figura 5):

1) Utilizou-se tubos de 15 ml de Clayton Lane para sua concretização, onde 2 g de fezes provenientes de galinhas tratadas e livres de nematoides gastrintestinais foram adicionadas a 2 ml da suspensão de ovos (estabelecida previamente). As fezes foram utilizadas como meio nutritivo.

2) Os tubos foram fechados e colocados em uma incubadora à temperatura de 23°C por 48 horas, período necessário para a eclosão dos ovos e nascimento das larvas de segundo estágio.

3) Neste momento adicionou-se 0,250 ml, 0,200 ml, 0,150 ml, 0,100 ml, 0,050 ml dos extratos homeopático e fitoterápico das plantas, 0,010 ml do Febendazol (controle positivo) e 0,500 ml de água (controle negativo).

4) Novamente os tubos foram incubados na temperatura de 23°C, durante cinco dias.

5) Após esse período, foram acrescentadas três gotas de solução de Lugol's iodine, com realização da contagem de larvas de terceiro estágio.

6) Três repetições para cada concentração dos extratos das plantas, do controle positivo e controle negativo foram realizadas.

7) Para evitar a proliferação de fungos, 10 mg de Amphotericine B (Fungizone ND; Squibb) foram adicionados aos tubos no início do experimento.

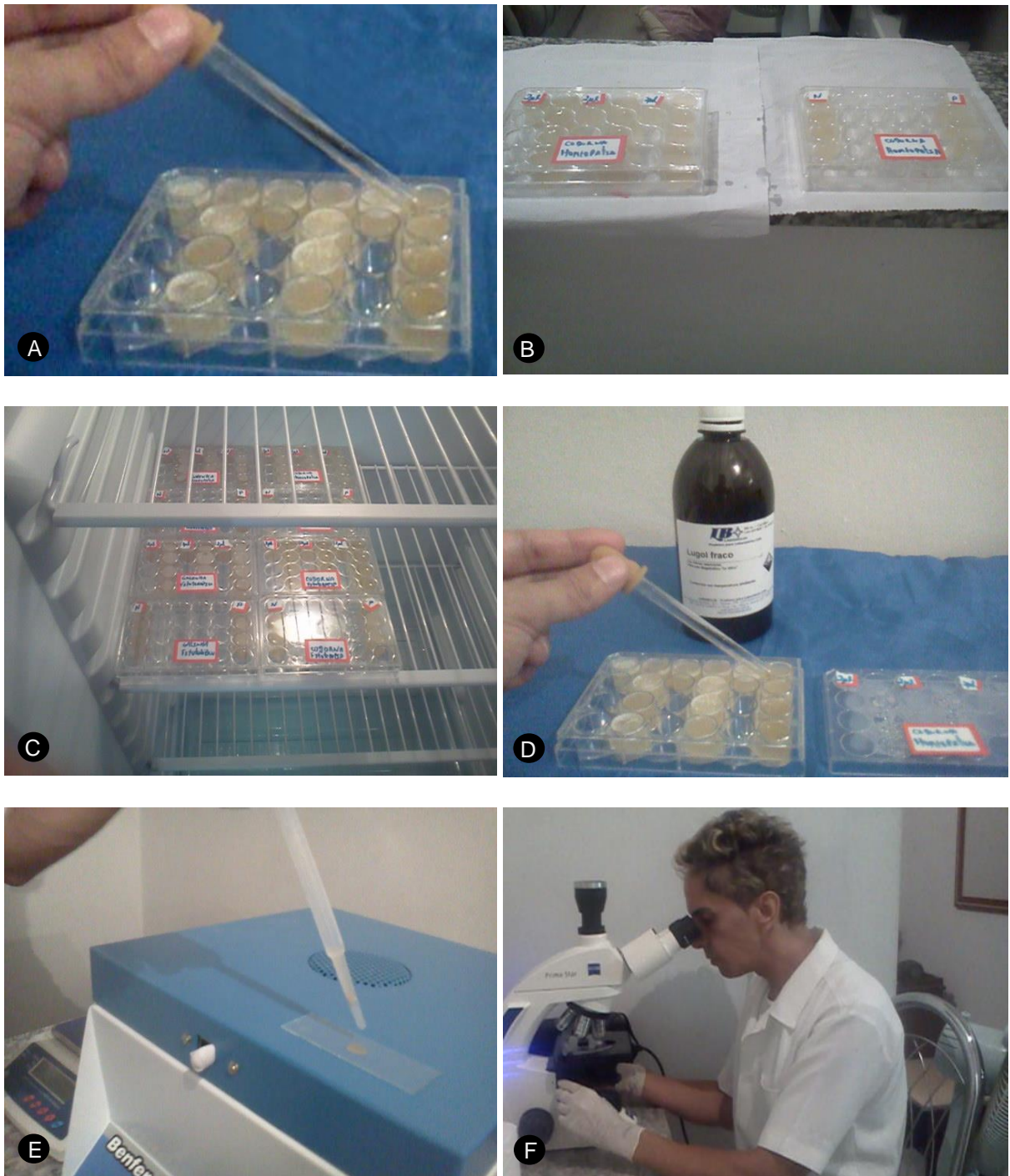


Figura 4. Teste de inibição de eclosão de ovos. A,B) Colocar 2 ml da suspensão de ovos em cada poço e misturar 0,250, 0,200, 0,150, 0,100 e 0,050 ml dos extratos homeopático e fitoterápico das plantas, 0,010 ml do controle positivo (Febendazol) e 0,250 ml do controle negativo (água). C) Incubar a 27°C por 48 horas; D) Após esse período colocar duas gotas de solução Lugol iodine; E,F) Contar todas as larvas de segundo estágio recém-eclodidas.

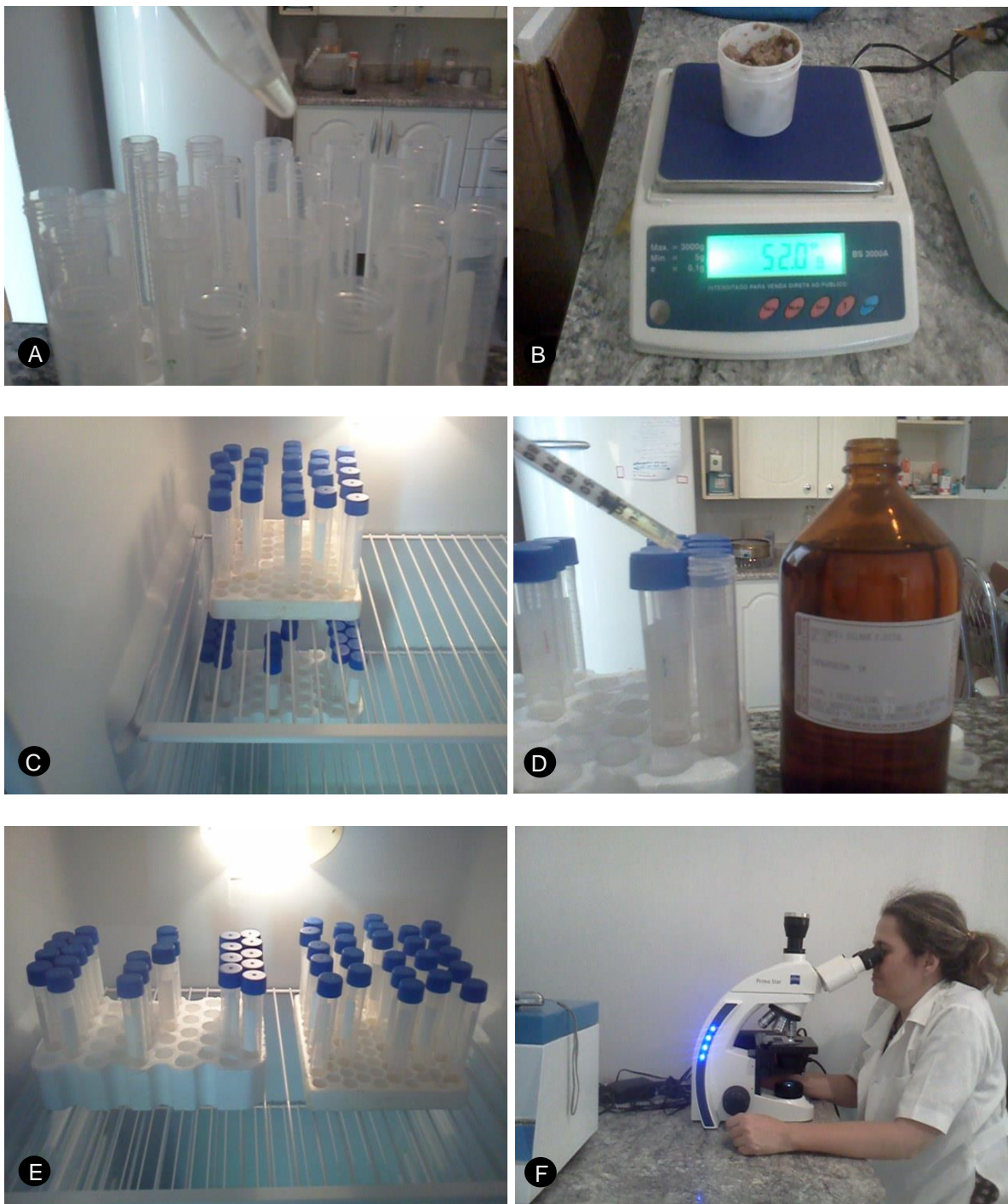


Figura 5. Teste de inibição do desenvolvimento larvar. A) Tubos de 15 ml contendo 2 ml da suspensão de ovos; B) Inserir 2 g do meio nutritivo (fezes) à solução de ovos já presente no tubo; C) Fechar os tubos e levar à incubadora na temperatura de 23°C por 48 horas; D) Após este período colocar 0,250, 0,200, 0,150, 0,100 e 0,050 ml dos extratos homeopático e fitoterápico das plantas, 0,010 ml do controle positivo (Febendazol) e 0,500 ml do controle negativo (água); E) Incubar na temperatura de 23°C por cinco dias; E) Contar todas as larvas de terceiro estágio.

3.8 Avaliação do ensaio *in vivo*

3.8.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes

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 6):

1) Os animais foram distribuídos aleatoriamente em grupos controles negativo (água), positivo (Febendazol) e tratados (fitoterápico e homeopático), em quatro boxes, com 10 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 coletado de cada grupo.

3) As amostras foram conduzidas ao laboratório dentro do prazo estabelecido de três horas, para a contagem dos ovos (dia 1).

No procedimento tratamento:

1) Os animais foram tratados por três dias alternados. Quando do controle positivo (Febendazol), por deposição na ração, no volume de 1,2 g para cada galinha, conforme estabelecido pelo fabricante, e quando dos tratamentos homeopático e fitoterápico, por deposição em água, no volume de 15 ml para cada galinha, adequação proveniente do volume que apresentou maior eficácia nos testes *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e de inibição do desenvolvimento larvar (0,250 ml do produto), e calculada com base no peso diário de alimento fornecido ao animal e conseqüentemente em trânsito gastrintestinal, assim sendo:

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

* 2 ml (ou g) da suspensão de ovos controlada pelo volume 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) (HOFMANN, 1987) (Figura 7):

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

2) Adicionou-se 56 ml de solução hipersaturada (200 g de sal + 144 ml de água morna).

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 despejado em um becker de 250 ml.

6) O becker foi agitado e imediatamente foi retirada uma amostra com uma pipeta Pasteur, preenchendo o primeiro campo da câmara de McMaster.

7) Repetiu-se o processo de agitação e o segundo campo foi preenchido.



Figura 6. Teste de redução da contagem de ovos nas fezes. A) Boxes foram separados/etiquetados por tratamento; B) Fezes coletadas no dia 1 inicial ao tratamento; C,D) Realização da técnica de McMaster modificada para cálculo inicial do opg; E,F) Tratamento por deposição em água (homeopático e fitoterápico) e ração (Febendazol); G) Fezes coletadas no dia 12 pós-tratamento; H) Realização da técnica de McMaster modificada para cálculo final do opg.



Figura 7. Técnica de McMaster modificada (HOFFMANN, 1987). A) Coletar as fezes; B) Pesar quatro gramas; C) Misturar com 56 ml de solução hipersaturada; D) Homogeneizar; E,F) Filtrar; G) Agitar o líquido, retirar uma amostra e preencher o campo A, logo após, agitar novamente o líquido e preencher o campo B; H) Visualizar os ovos à luz da microscopia óptica, em aumento de 40X.

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

9) Para cálculo do OPG, seguiu-se a seguinte fórmula:

$$\text{OPG} = \frac{\text{Campo A} + \text{Campo B}}{2} \times 100$$

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 ($p < 0,05$) (VIEIRA, 2008).

A eficácia de cada tratamento, no teste de inibição de eclosão de ovos e no teste de inibição do desenvolvimento larvar, foi determinada segundo Bizimnyera *et al.* (2006), de acordo com a seguinte equação:

$$\%E = 100 (1 - P_{\text{teste}}/P_{\text{controle}})$$

Onde,

P_{teste} = número de larvas de segundo estágio (L2) observadas (no caso do teste de inibição de eclosão de ovos nos grupos tratados)

ou

número de larvas que desenvolveram para larvas de terceiro estágio (L3) observadas (no caso do teste de inibição do desenvolvimento larvar nos grupos tratados)

e

P_{controle} = respectivo número no controle negativo (água).

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 000.909.2016, ficando estabelecido que a mesma encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11794, de 08 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Experimentação Animal (CONCEA), no âmbito dos princípios éticos e do bem estar animal.

4 RESULTADOS

4.1 *Mentha piperita*

4.1.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

Durante a realização do experimento foram encontrados endoparasitos pertencentes aos gêneros *Ascaridia* (16,00%), *Capillaria* (46,00%) e *Heterakis* (38,00%), 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 maior percentual na inibição de eclosão de ovos no volume homeopático e fitoterápico de 0,250 ml, 54,00% e 45,00%, respectivamente, abaixo do observado no controle positivo (70,00%). Na análise estatística verificou-se que as médias do tratamento homeopático e fitoterápico no volume de 0,250 ml do extrato da planta e do controle positivo diferem significativamente da média do controle negativo, o que demonstra uma eficácia desses produtos/volumes frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 6,1080) (Tabela 1; Figura 8).

4.1.2.2 Teste de inibição do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 2 e Figura 9. Os dados reportam uma maior eficácia do tratamento fitoterápico no volume de 0,250 ml (81,00%), superior ao observado no controle positivo (61,00%). A análise estatística evidenciou que as médias do tratamento homeopático e fitoterápico nos volumes de 0,200 e 0,250 ml do extrato da planta e do controle positivo diferiram significativamente da média do controle negativo, confirmando uma eficácia desses produtos/volumes frente à inibição do desenvolvimento larvar ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 12,9009).

4.1.3 Ensaio *in vivo*

4.1.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes

Os resultados observados após 12 dias de aplicação dos produtos, confirmaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no controle positivo (91,67%), ficando o produto homeopático (8,34%) com percentual bem abaixo e fitoterápico (0,00%) com percentual nulo. A análise estatística comprovou que não houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$; GL = 1-3; F = 1,7496), e que também não existiu uma diferença significativa entre as médias intertratamentos ($p < 0,05$; GL = 3-3; F = 0,7583), inclusive com o controle negativo (Tabela 3; Figura 10).

Tabela 1. Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L2) (repetições)			Larvas (L2) (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	25	30	37	30,66 a*	54,00
• 0,200 ml	46	52	40	46 b	30,00
• 0,150 ml	39	33	49	40,33 c	39,00
• 0,100 ml	35	53	48	45,33 d	31,00
• 0,050 ml	47	92	51	63,33 ae	4,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	43	30	35	36 f	45,00
• 0,200 ml	44	39	27	36,66 g	44,00
• 0,150 ml	40	43	44	42,33 h	36,00
• 0,100 ml	46	42	52	46,66 i	29,00
• 0,050 ml	56	48	56	53,33 j	19,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	26	24	10	20 bdehijk	70,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	64	62	70	65,33 afgk	-

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

Tabela 2. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L3) (repetições)			Larvas (L3) (média geral)	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	19	9	13	13,66 a*	70,00
• 0,200 ml	27	18	16	20,33 b	55,00
• 0,150 ml	51	41	35	42,33 abc	6,00
• 0,100 ml	46	44	35	41,66 abd	7,00
• 0,050 ml	48	44	38	43,33 abe	3,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	8	12	6	8,66 cdef	81,00
• 0,200 ml	24	18	21	21 cdeg	53,00
• 0,150 ml	30	30	29	29,66 fh	34,00
• 0,100 ml	22	40	33	31,66 afi	30,00
• 0,050 ml	30	36	52	39,33 afj	12,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	12	14	27	17,66 cdejk	61,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	47	50	37	44,66 abfgk	-

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

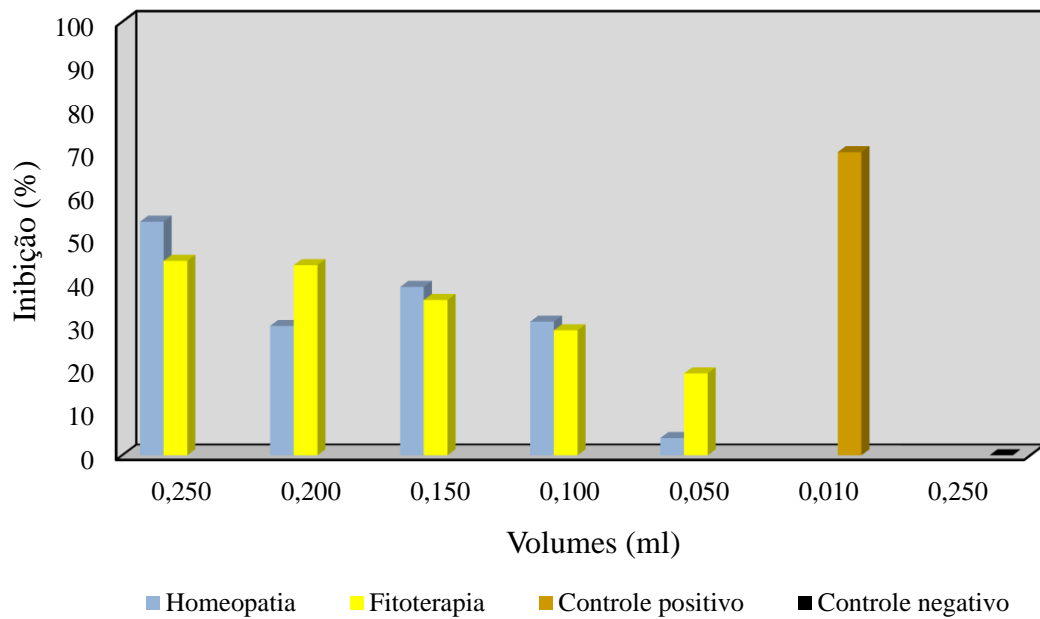


Figura 8. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*.

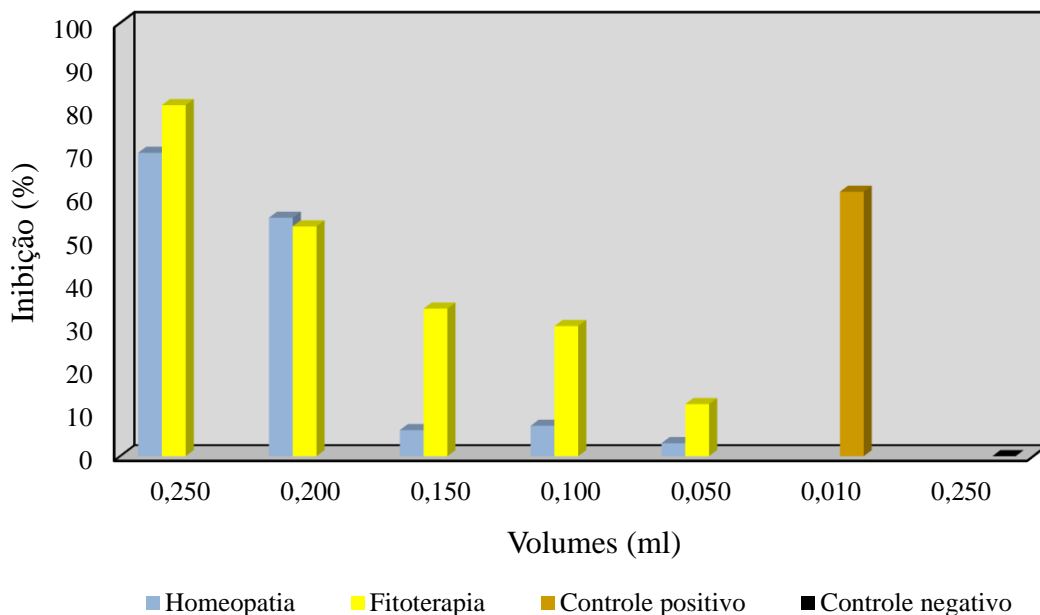


Figura 9. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de *Gallus gallus*.

Tabela 3. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos/Volumes	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 1	Dia 12		
Homeopatia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	200	183,33	191,66 a*	8,34
Fitoterapia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	100	100	100 b	0,00
Controle positivo (Febendazol) • 1,2 g do produto/deposição na ração/cada animal	200	16,66	108,33 c	91,67
Controle negativo • Água	250	300	275 d	0,00
Média antes e após tratamentos	187,50 a	149,99 b		

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

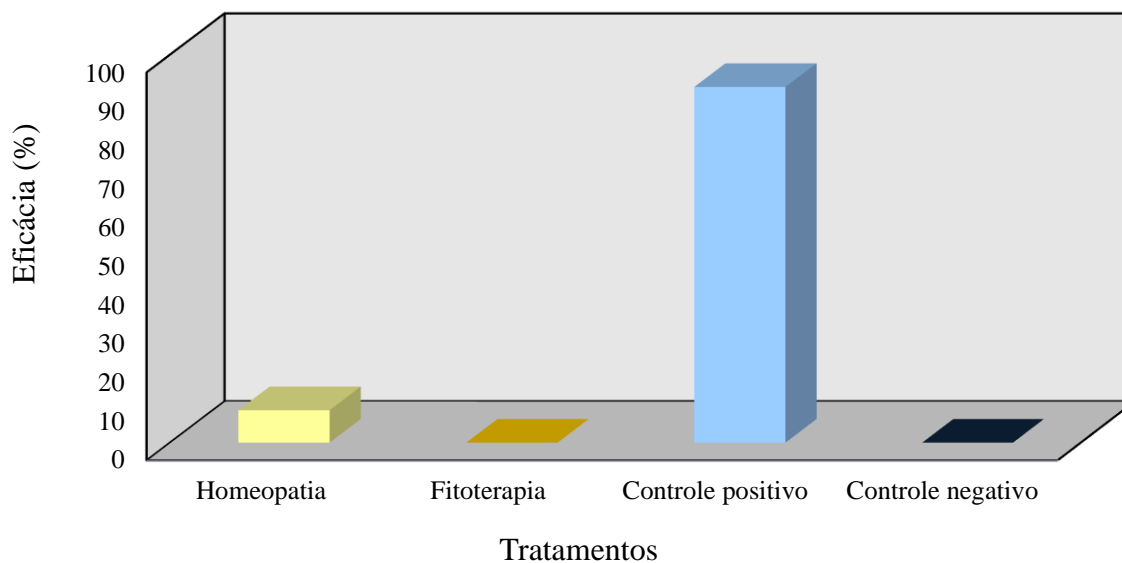


Figura 10. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Mentha piperita*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *Gallus gallus*, após 12 dias do ensaio *in vivo*.

4.2 *Spigelia anthelmia*

4.2.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

Nesse experimento foram observados endoparasitos pertencentes aos gêneros *Ascaridia* (14,00%), *Capillaria* (60,00%) e *Heterakis* (26,00%), 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

Após a realização do teste foi observado um maior percentual na inibição de eclosão de ovos no volume fitoterápico e homeopático de 0,250 ml, 67,00% e 55,00%, respectivamente, acima do valor observado no controle positivo (52,00%). Na análise estatística verificou-se que as médias do tratamento homeopático e fitoterápico no volume de 0,250 ml do extrato da planta e do controle positivo diferem significativamente da média do controle negativo, o que demonstra uma eficácia desses produtos/volumes frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 4,1346) (Tabela 4; Figura 11).

4.2.2.2 Teste de inibição do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 5 e Figura 12. Os dados demonstram uma maior eficácia do tratamento homeopático nos volumes de 0,250 ml (82,00%) e 0,150 ml (85,00%), ambos superiores ao melhor resultado do tratamento fitoterápico no volume de 0,250 ml (75,00%) e do controle positivo (65,00%). Na análise estatística diversos foram os tratamentos/volumes que evidenciaram eficácia do extrato da planta na inibição do desenvolvimento larvar, frente ao controle negativo, citamos aqui os volumes de 150 e 250 ml do tratamento homeopático, 250 ml do tratamento fitoterápico, e o controle positivo ($p < 0,05$; 11-24; F = 6,6337).

4.2.3 Ensaio *in vivo*

4.2.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes

Após 12 dias de aplicação dos produtos, os dados observados comprovaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no controle positivo (88,90%), ficando os produtos homeopático (81,82%) e fitoterápico (75,00%) com percentuais bem próximos. A análise estatística comprovou que não houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$; GL = 1-3; F = 0,7879), e que também não existiu uma diferença significativa entre as médias intertratamentos ($p < 0,05$; GL = 3-3; F = 8,8730), inclusive com o controle negativo (Tabela 6; Figura 13).

Tabela 4. Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L2) (repetições)			Larvas (L2) (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	24	26	25	25 a*	55,00
• 0,200 ml	46	42	26	38 b	32,00
• 0,150 ml	44	37	36	39 c	30,00
• 0,100 ml	61	15	33	36,33 d	34,00
• 0,050 ml	41	33	43	39 e	30,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	16	17	22	18,33 f	67,00
• 0,200 ml	21	22	18	20,33 g	64,00
• 0,150 ml	34	30	27	30,33 h	46,00
• 0,100 ml	33	43	23	33 i	41,00
• 0,050 ml	43	31	41	38,33 j	31,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	24	29	27	26,66 k	52,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	49	56	61	55,33 afgk	-

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

Tabela 5. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L3) (repetições)			Larvas (L3) (média geral)	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	11	8	4	7,66 a*	82,00
• 0,200 ml	16	10	11	12,33 b	71,00
• 0,150 ml	4	9	7	6,66 c	85,00
• 0,100 ml	21	16	28	21,66 d	49,00
• 0,050 ml	6	13	22	13,66 e	68,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	11	16	6	11 f	75,00
• 0,200 ml	17	19	28	21,33 g	50,00
• 0,150 ml	30	20	26	25,33 ach	41,00
• 0,100 ml	14	31	17	20,66 i	52,00
• 0,050 ml	20	44	23	29 acj	32,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	11	20	14	15 k	65,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	53	35	39	42,33 abcefk	-

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

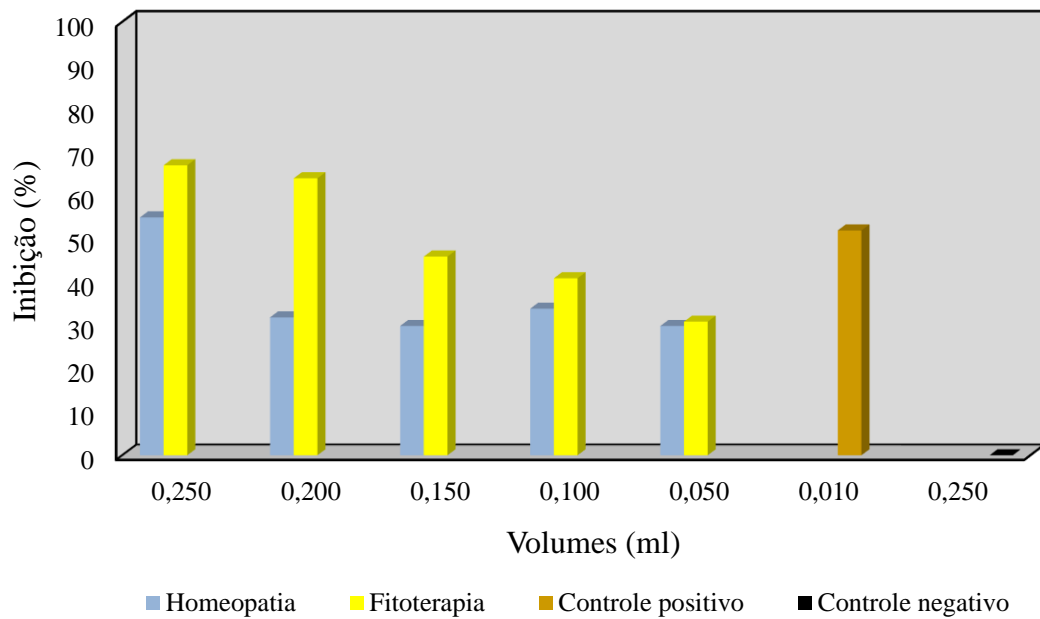


Figura 11. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*.

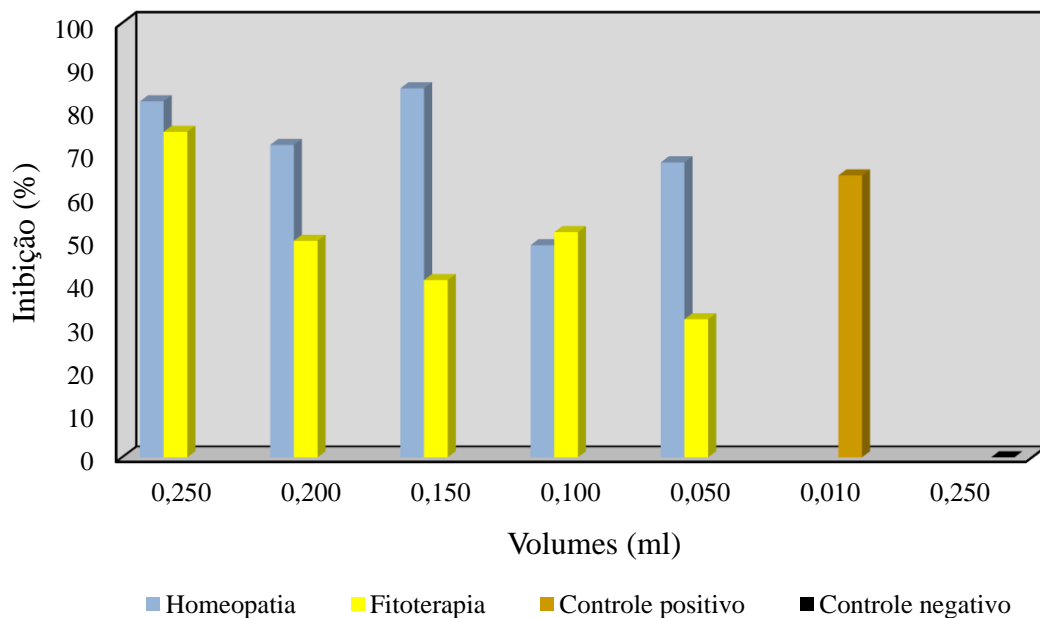


Figura 12. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de *Gallus gallus*.

Tabela 6. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos/Volumes	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 1	Dia 12		
Homeopatia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	183,33	33,33	108,33 a*	81,82
Fitoterapia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	200	50	125 b	75,00
Controle positivo (Febendazol) • 1,2 g do produto/deposição na ração/cada animal	150	16,66	83,33 c	88,90
Controle negativo • Água	150	150	150 d	0,00
Média antes e após tratamentos	170,83 a	62,49 b		

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

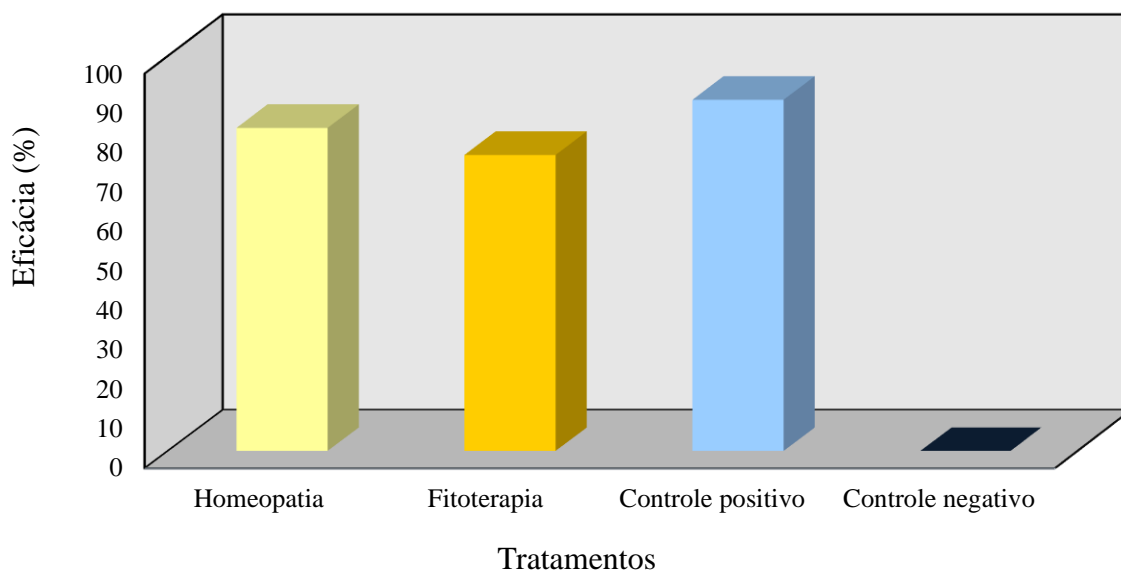


Figura 13. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Spigelia anthelmia*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *Gallus gallus*, após 12 dias do ensaio *in vivo*.

4.3 *Baccharis trimera*

4.3.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

As análises realizadas nesse experimento permitiram a visualização dos gêneros *Ascaridia* (17,50%), *Capillaria* (59,00%) e *Heterakis* (23,50%), de acordo com chaves de identificação e características morfológicas dispostas por Vicente *et al.* (1995) e McDougald (1997).

4.3.2 Ensaio *in vitro*

4.3.2.1 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 no volume fitoterápico e homeopático de 0,250 ml, 66,00% e 45,00%, respectivamente, próximos do observado no controle positivo (54,00%). Na análise estatística verificou-se que as médias do tratamento fitoterápico no volume de 0,250 ml do extrato da planta e do controle positivo diferem significativamente da média do controle negativo, o que demonstra uma eficácia desses produtos/volumes frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 3,0717) (Tabela 7; Figura 14).

4.3.2.2 Teste de inibição do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 8 e Figura 15. Os dados indicam uma maior eficácia do tratamento homeopático e fitoterápico no volume de 0,250 ml, 48,00% e 46,00%, respectivamente, ambos abaixo do observado no controle positivo (71,00%). A análise estatística evidenciou que as médias dos tratamentos homeopático e fitoterápico em todos os volumes não diferenciaram significativamente da média do controle negativo, diferentemente do observado no controle positivo que apresentou significância. Assim, pode-se afirmar que somente o controle positivo demonstrou eficácia frente à inibição do desenvolvimento larvar ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 2,4841).

4.3.3 Ensaio *in vivo*

4.3.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes

Os resultados encontrados após o período de realização deste teste (12 dias), confirmaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no controle positivo (86,67%), ficando o produto homeopático (9,10%) com percentual bem abaixo e o fitoterápico (0,00%) com percentual nulo. A análise estatística comprovou que não houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$; GL = 1-3; F = 0,8846), e que também não existiu uma diferença significativa entre as médias intertratamentos ($p < 0,05$; GL = 3-3; F = 0,8825), inclusive com o controle negativo (Tabela 9; Figura 16).

Tabela 7. Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L2) (repetições)			Larvas (L2) (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	21	40	31	30,66 a*	45,00
• 0,200 ml	21	28	57	35,33 b	37,00
• 0,150 ml	34	26	45	35 c	37,00
• 0,100 ml	32	37	42	37 d	34,00
• 0,050 ml	48	41	43	44 e	21,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	18	11	29	19,33 ef	66,00
• 0,200 ml	26	27	35	29,33 g	47,00
• 0,150 ml	24	32	36	30,66 h	45,00
• 0,100 ml	32	34	28	31,33 i	44,00
• 0,050 ml	25	56	43	41,33 j	26,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	26	27	24	25,66 k	54,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	50	54	62	55,33 fk	-

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

Tabela 8. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L3) (repetições)			Larvas (L3) (média geral)	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	40	38	25	34,33 a*	48,00
• 0,200 ml	29	42	33	34,66 b	47,00
• 0,150 ml	38	40	30	36 c	45,00
• 0,100 ml	33	39	32	34,66 d	47,00
• 0,050 ml	52	20	48	40 e	39,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	38	35	33	35,33 f	46,00
• 0,200 ml	32	30	45	35,66 g	46,00
• 0,150 ml	45	32	33	36,66 h	44,00
• 0,100 ml	44	29	36	36,33 i	45,00
• 0,050 ml	31	38	49	39,33 j	40,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	15	20	22	19 k	71,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	46	102	48	65,33 k	-

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

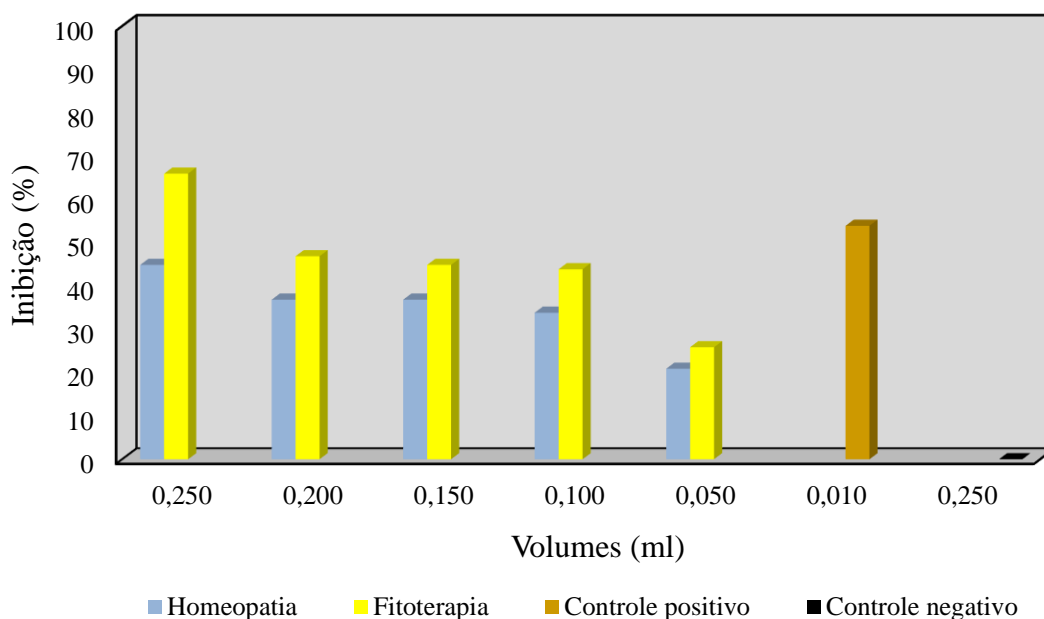


Figura 14. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*.

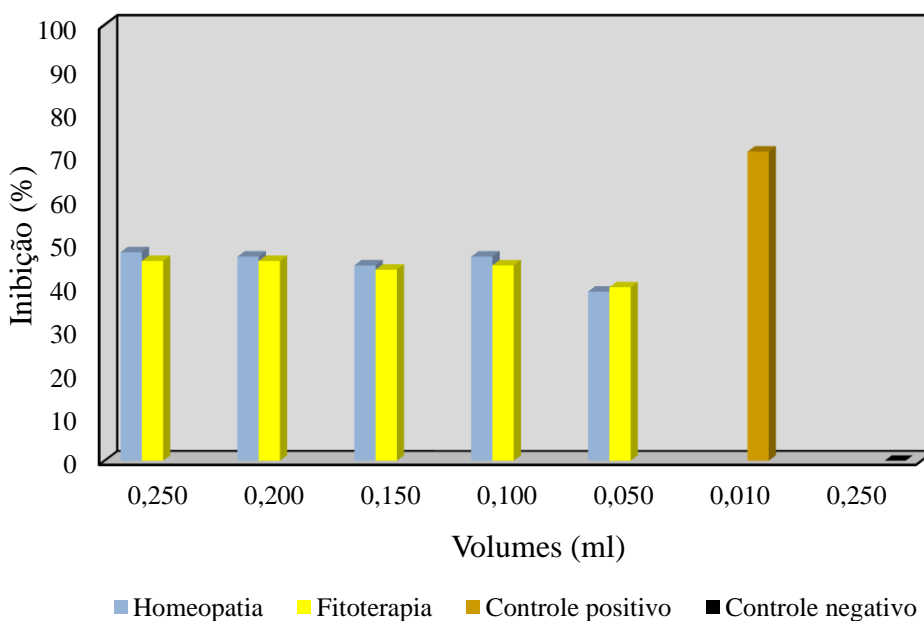


Figura 15. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de *Gallus gallus*.

Tabela 9. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos/Volumes	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 1	Dia 12		
Homeopatia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	183,33	166,66	174,99 a*	9,10
Fitoterapia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	233,33	266,66	249,99 b	0,00
Controle positivo (Febendazol) • 1,2 g do produto/deposição na ração/cada animal	250	33,33	141,66 c	86,67
Controle negativo • Água	250	250	250 d	0,00
Média antes e após tratamentos	229,16 a	179,16 b		

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

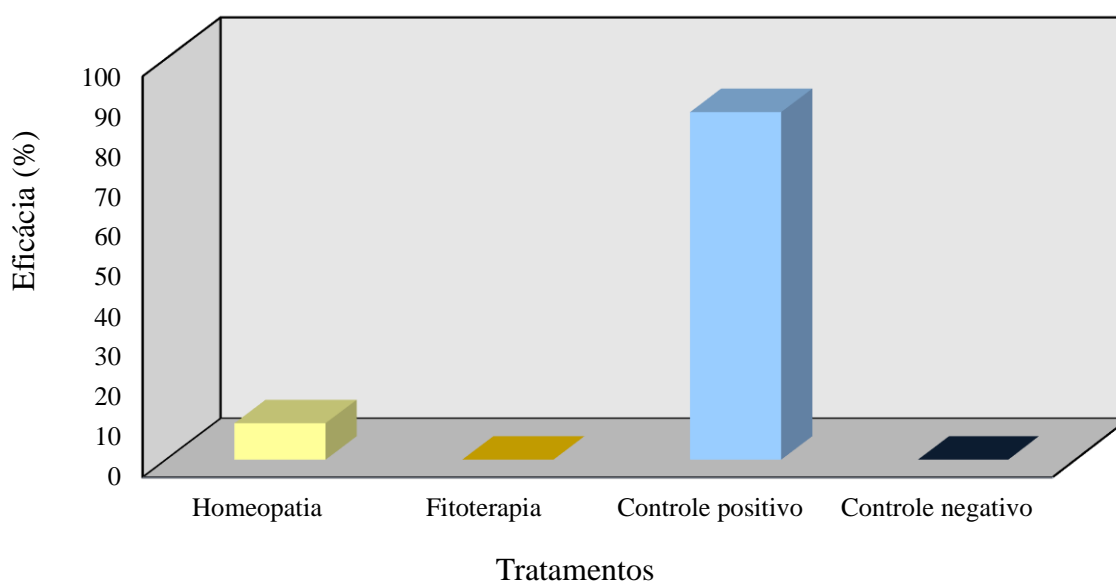


Figura 16. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Baccharis trimera*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *Gallus gallus*, após 12 dias do ensaio *in vivo*.

4.4 *Eucalyptus globulus*

4.4.1 Endoparasitos identificados na microscopia óptica

Os gêneros observados no decorrer da realização deste experimento foram *Ascaridia* (5,10%), *Capillaria* (61,60%) e *Heterakis* (33,30%), de acordo com chaves de identificação e características morfológicas dispostas por Vicente *et al.* (1995) e McDougald (1997).

4.4.2 Ensaio *in vitro*

4.4.2.1 Teste de inibição de eclosão de ovos

Após a realização deste teste ficou evidenciado um maior percentual na inibição de eclosão de ovos no volume fitoterápico de 0,250 ml (66,00%), superior ao volume homeopático com maior percentual de eficácia (0,250 ml - 37,00%) e ao controle positivo (40,00%). Na análise estatística verificou-se que as médias da maioria dos volumes do tratamento fitoterápico do extrato da planta e do controle positivo diferem significativamente da média do controle negativo, o que demonstra uma eficácia desses produtos/volumes frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 7,6363) (Tabela 10; Figura 17).

4.4.2.2 Teste de inibição do desenvolvimento larvar

Os resultados do teste de inibição do desenvolvimento larvar são apresentados na Tabela 11 e Figura 18. Os dados apontam uma maior eficácia do tratamento fitoterápico no volume de 0,250 ml (60,00%), superior ao observado no volume de maior eficácia do tratamento homeopático (0,250 ml - 11,00%) e no controle positivo (40,00%). A análise estatística evidenciou que as médias do tratamento fitoterápico nos volumes de 0,200 e 0,250 ml do extrato da planta diferiram significativamente da média do controle negativo, confirmando uma eficácia desse produto/volumes frente à inibição do desenvolvimento larvar, o que não se observou nos tratamentos homeopático e controle ($p < 0,05$; GL = 11-24; F = 5,6469).

4.4.3 Ensaio *in vivo*

4.4.3.1 Teste de redução da contagem de ovos nas fezes

Os resultados observados após 12 dias de aplicação dos produtos, indicaram um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no controle positivo (88,89%), com valor superior ao apresentado pelo produto fitoterápico (80,01%) e pelo produto homeopático (55,56%). A análise estatística comprovou que não houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$; GL = 1-3; F = 4,2766), e que também não existiu uma diferença significativa entre as médias intertratamentos ($p < 0,05$; GL = 3-3; F = 0,9039), inclusive com o controle negativo (Tabela 12; Figura 19).

Tabela 10. Número médio de larvas de segundo estágio (L2) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição de eclosão de ovos.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L2) (repetições)			Larvas (L2) (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	36	57	36	43 a*	37,00
• 0,200 ml	56	51	45	50,66 b	25,00
• 0,150 ml	50	46	47	47,66 c	30,00
• 0,100 ml	49	54	52	51,66 d	24,00
• 0,050 ml	45	57	43	48,33 e	29,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	25	23	21	23 abcdef	66,00
• 0,200 ml	29	43	31	34,33 g	50,00
• 0,150 ml	30	37	39	35,33 h	48,00
• 0,100 ml	32	42	39	37,66 i	45,00
• 0,050 ml	54	43	41	46 fj	32,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	55	31	36	40,66 k	40,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	60	66	76	67,33 afghik	-

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

Tabela 11. Número médio de larvas de terceiro estágio (L3) de endoparasitos de *Gallus gallus* encontrados após a aplicação dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus devidos volumes, e percentual de inibição do desenvolvimento larvar.

Tratamentos/Volumes	Larvas (L3) (repetições)			Larvas (L3) (média geral)	Inibição do desenvolvimento larvar (%)
	1 ^a	2 ^a	3 ^a		
Homeopatia					
• 0,250 ml	20	22	31	24,33 a*	11,00
• 0,200 ml	24	25	26	25 b	9,00
• 0,150 ml	21	27	25	24,33 c	11,00
• 0,100 ml	25	23	28	25,33 d	8,00
• 0,050 ml	35	27	20	27,33 e	0,00
Fitoterapia					
• 0,250 ml	9	11	13	11 abcdef	60,00
• 0,200 ml	16	8	16	13,33 bdeg	52,00
• 0,150 ml	22	22	16	20 h	27,00
• 0,100 ml	20	19	21	20 i	27,00
• 0,050 ml	16	16	23	18,33 j	33,00
Controle positivo (Febendazol)					
• 0,010 ml	15	15	20	16,66 k	40,00
Controle negativo (água)					
• 0,250 ml	26	32	24	27,33 fg	-

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

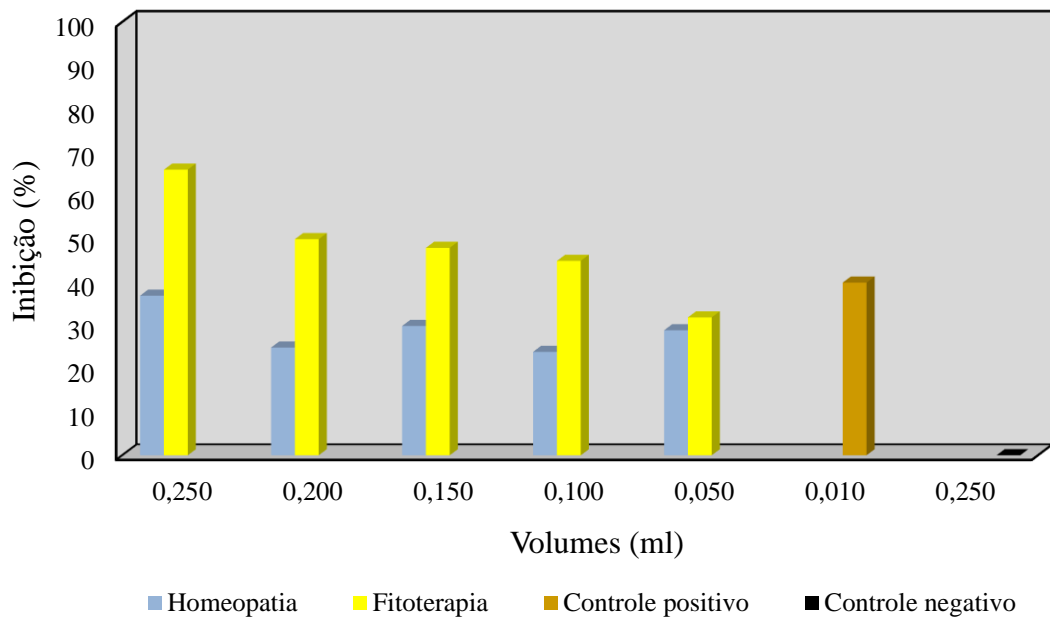


Figura 17. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição de eclosão de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*.

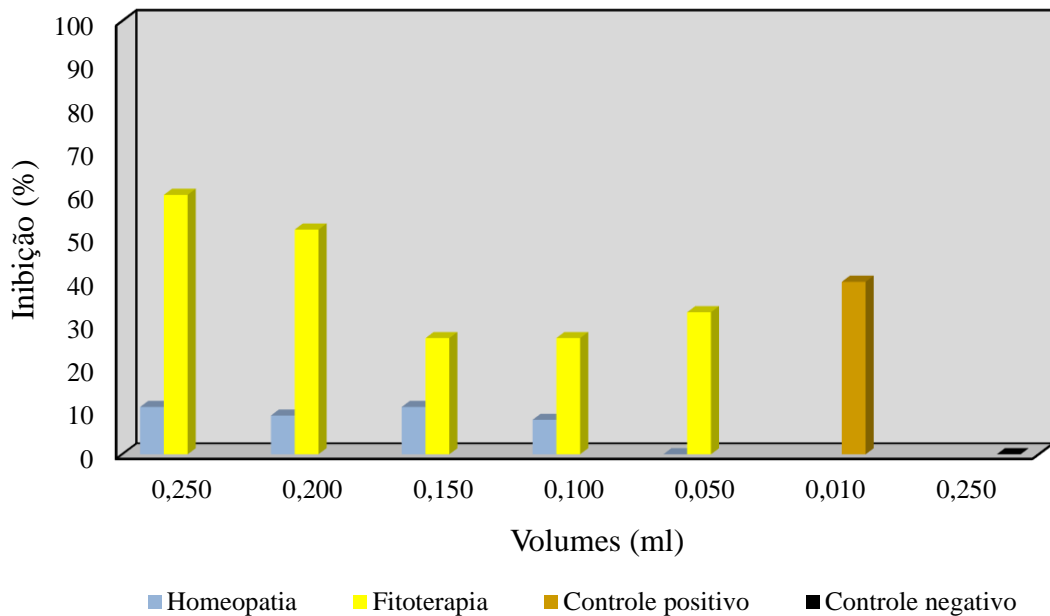


Figura 18. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), com seus respectivos volumes, na inibição do desenvolvimento larvar de endoparasitos de *Gallus gallus*.

Tabela 12. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 1, inicial à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes.

Tratamentos/Volumes	Ovos por grama de fezes (média de três repetições)		Média Intertratamentos	Redução da contagem de ovos nas fezes (%)
	Dia 1	Dia 12		
Homeopatia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	300	133,33	216,66 a*	55,56
Fitoterapia • 15 ml produto/diluídos em água/cada animal	166,66	33,33	99,99 b	80,01
Controle positivo (Febendazol) • 1,2 g do produto/deposição na ração/cada animal	300	33,33	166,66 c	88,89
Controle negativo • Água	200	250	225 d	0,00
Média antes e após tratamentos	241,66 a	112,49 b		

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

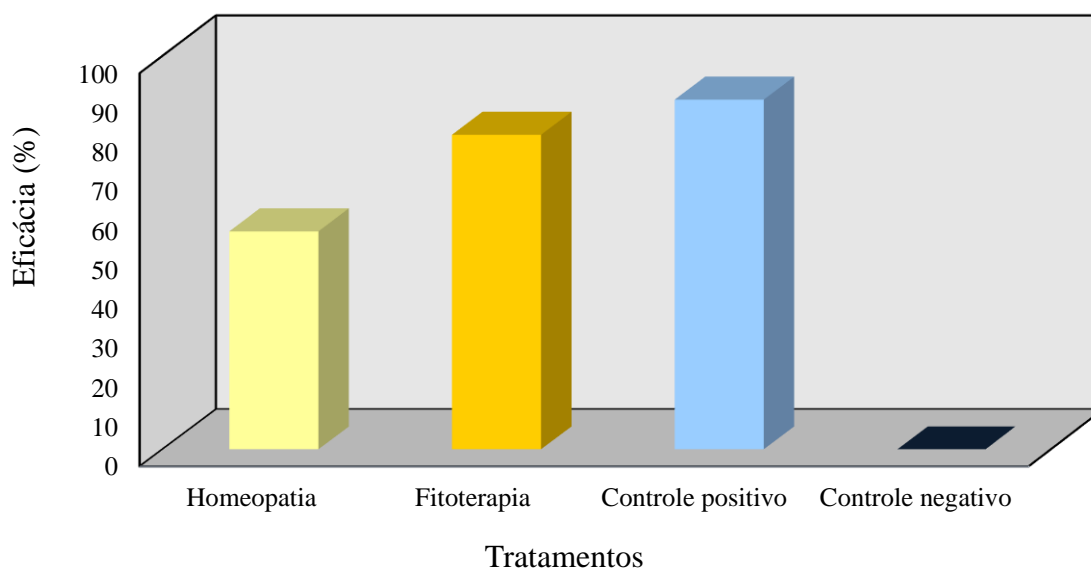


Figura 19. Percentual de eficácia dos tratamentos homeopático e fitoterápico da planta medicinal *Eucalyptus globulus*, controle positivo (Febendazol) e controle negativo (água), na redução na contagem de ovos nas fezes de endoparasitos de *Gallus gallus*, após 12 dias do ensaio *in vivo*.

5 DISCUSSÃO

Os gêneros *Ascaridia*, *Capillaria* e *Heterakis*, 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 nematoides, 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.

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 efetivo se apresentasse ação igual ou acima de 60,00% (POWERS *et al.*, 1982; BRITO *et al.*, 2009). Já quanto aos critérios da Organização Mundial da Saúde e Ministério da Agricultura do Brasil, um produto é considerado como eficiente, se obtivesse patamares acima de 80,00% e 75,00%, respectivamente (BRASIL, 1990; MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO, 2007; WHO, 2007).

Seguindo os critérios de tais organizações, a planta *M. piperita* demonstrou no ensaio *in vitro*, índices máximos não efetivos nas formas homeopática (54,00%) e fitoterápica (45,00%), no teste de inibição de eclosão de ovos; e, índices máximos efetivos nas formas homeopática (70,00%) e fitoterápica (81,00%), no teste de inibição do desenvolvimento larvar. Já quanto ao ensaio *in vivo*, demonstrou índices não efetivos nas formas homeopática (8,34%) e fitoterápica (0,00%), no teste de redução da contagem de ovos nas fezes. O grupo controle positivo atingiu índices efetivos nos testes do ensaio *in vitro* e no teste do ensaio *in vivo*.

Ainda de acordo com a classificação do índice de eficácia proposto pelas mesmas organizações, pode-se afirmar que a planta *M. piperita* não atingiu índices efetivos, pois demonstrou valores ínfimos no ensaio *in vivo* da redução de contagem de ovos nas fezes, bem abaixo do contabilizado para o tratamento químico (91,67%); diferentemente do observado nos ensaios *in vitro*, onde a planta apresentou níveis altamente efetivos, chegando a 81,00%, no teste de inibição do desenvolvimento larvar, valor superior ao produto tradicionalmente comercializado.

A planta mostra poder anti-helmíntico, isto é claro, pois apresentou dados positivos nos ensaios *in vitro*. Talvez a transposição do melhor volume *in vitro* para o tratamento *in vivo*, encima do cálculo realizado pelo peso do alimento fornecido diariamente ao animal, possa ter afetado numa melhor eficácia da mesma. Florio (2002) menciona que as diferenças

entre os resultados de estudos *in vitro* e *in vivo* podem ser explicadas pela toxicocinética dos constituintes da planta relacionado ao metabolismo no estômago dos monogástricos. Almeida *et al.* (2007) comenta que uma outra explicação pode estar relacionada à preparação dos extratos, a concentração do produto e duração do tratamento. Assim, outros estudos devem ser realizados, tais como, transposição do volume de acordo com o peso do animal, por outras vias ou formas de aplicação, aumento do volume, enfim, para uma melhor explicação do ocorrido neste estudo.

Não foram encontrados trabalhos que versem sobre a utilização da planta em nematoides gastrintestinais de aves, mas sua eficácia anti-helmíntica está citada em pesquisas de diversos autores quando realizadas em outros animais, a exemplo, Vieira *et al.* (1999), que em caprinos tratados por via oral, com dose única de 0,5 g/kg de folhas da planta, sob a forma de suco, obtiveram uma redução de 72,00% do número de larvas de *H. contortus*; Almeida *et al.* (2007), que em estudos realizados na Bahia, observaram o efeito *in vitro* dos extratos aquosos de folhas de *M. piperita* sobre cultivos de larvas infectantes de nematoides gastrintestinais de caprinos, promovendo redução superior a 95,00%; e, Carvalho *et al.* (2012) que estudando o efeito de *M. piperita* sobre *H. contortus* na inibição da eclodibilidade de ovos, obtiveram 90,00% de eficácia, numa dosagem de 0,10 mg/ml.

Para *S. anthelmia*, os dados observados demonstraram no ensaio *in vitro*, índices máximos não efetivo (forma homeopática - 55,00%) e efetivo (forma fitoterápica - 67,00%), no teste de inibição de eclosão de ovos; e, índices máximos efetivos nas formas homeopática (85,00%) e fitoterápica (75,00%), no teste de inibição do desenvolvimento larvar. Já quanto ao ensaio *in vivo*, demonstrou índices efetivos em ambas as formas, homeopática (81,82%) e fitoterápica (75,00%), no teste de redução da contagem de ovos nas fezes. O grupo controle positivo atingiu índices efetivos nos testes do ensaio *in vitro*, com valor máximo de 65,00%, e nos testes do ensaio *in vivo* (88,90%).

De acordo com a classificação do índice de eficácia proposto pelas organizações citadas, pode-se afirmar que a planta *S. anthelmia* atingiu índices efetivos em ambos os ensaios (*in vitro* e *in vivo*). Volumes maiores do que os utilizados certamente alcançarão uma eficácia superior. O produto natural nos dois segmentos *in vitro* teve valores maiores que o produto tradicionalmente comercializado, e próximo aos valores do mesmo no segmento *in vivo*.

Raros são os trabalhos que utilizam *S. anthelmia* no controle de endoparasitos de aves, sejam domésticas ou silvestres, como fitoterapia ou homeopatia, mas existem outros que confirmam seu poder anti-helmíntico. Batista *et al.* (1999) estudando o efeito *in vitro* da planta sobre *H. contortus* de caprinos verificaram inibição na eclosão de ovos e no desenvolvimento larvar do nematoide num patamar acima de 50,00%, validando cientificamente sua eficácia, e sugerindo complementação com futuros trabalhos *in vivo*. Nossa pesquisa consolidou todo o ciclo, e autentica a planta como poderoso vermífugo, pois atingiu valores altíssimos de eficácia em todo o ensaio, culminando na aplicação *in vivo* em taxas superiores a 80,00%. Assis *et al.* (2003) em suas pesquisas também legitimou o poder da planta no controle a nematoides, pois verificou que ela inibia 100,00% da incubação dos ovos e 81,20% do desenvolvimento larvar desse parasita. Estes resultados sugeriram, na época, para os autores, que a utilização de *S. anthelmia* seria útil no controle de nematoides gastrintestinais de ovinos e caprinos, o que hoje pode-se afirmar com certeza, após a realização deste estudo.

No experimento realizado com a planta *B. trimera*, os dados observados nos testes do ensaio *in vitro*, demonstraram índices máximos não efetivos para as duas formas estudadas, homeopática e fitoterápica, exceto no teste de inibição de eclosão de ovos na forma fitoterápica, que atingiu índice máximo efetivo de 66,00%. Já quanto ao ensaio *in vivo*, evidenciaram índices não efetivos na forma homeopática (9,10%) e forma fitoterápica

(0,00%), no teste de redução da contagem de ovos nas fezes. O grupo controle positivo atingiu índices efetivos nos testes do ensaio *in vitro*, com valor máximo de 71,00%, e no teste do ensaio *in vivo*, com valor máximo de 86,67%.

Pode-se afirmar nesta pesquisa, que a planta detém atividade anti-helmíntica, pois apresentou dados positivos nos ensaios *in vitro*. Como citado por alguns autores, o insucesso do ensaio *in vivo* frente ao ensaio *in vitro*, pode estar relacionado a fatores tais como, toxicocinética dos constituintes da planta relacionado ao metabolismo no estômago das aves, concentração do produto e duração do tratamento (Florio, 2002; Almeida *et al.*, 2007). Esta pesquisa concorda que outros estudos devam ser realizados, sugerindo a transposição do volume para o peso do animal, por outras vias ou formas de aplicação e aumento do volume.

Apesar do conhecimento empírico da atividade anti-helmíntica de *B. trimera* ser citado em diversas publicações científicas (RODRIGUES e CARVALHO, 2001; SILVA, 2004; FURTADO, 2006; HEIDEN *et al.*, 2006; BOSCOLO e VALLE, 2008; FACHINETTO e TEDESCO, 2009), nesta pesquisa não foram encontrados dados experimentais que embasassem tal afirmativa no controle de endoparasitos de aves, sejam domésticas ou silvestres, ou em qualquer outro animal.

Com relação ao experimento efetuado com a planta *E. globulus*, seguindo os critérios das organizações já mencionadas, os dados observados no ensaio *in vitro* conferiram índices máximos não efetivo (homeopatia - 37,00%) e efetivo (fitoterapia - 66,00%), no teste de inibição da eclosão de ovos; e, índices máximos não efetivo (homeopatia - 11,00%) e efetivo (fitoterapia - 60,00%), no teste de inibição do desenvolvimento larvar. Quanto ao ensaio *in vivo*, evidenciaram índices não efetivo na forma homeopática (55,56%) e efetivo na forma fitoterápica (80,01%), no teste de redução da contagem de ovos nas fezes. O grupo controle positivo atingiu índices não efetivos nos testes do ensaio *in vitro*, com valor máximo de 40,00%, e efetivo no teste do ensaio *in vivo* (88,89%).

Analisando as classificações do índice de eficácia proposto pelas organizações, pode-se afirmar que a planta *E. globulus* alcançou os índices efetivos recomendados, tanto no ensaio *in vitro*, quanto no ensaio *in vivo*. Volumes maiores do que os utilizados certamente alcançarão uma maior eficácia. O produto natural nos dois testes *in vitro* teve valores maiores que o produto tradicionalmente comercializado, e próximo aos valores do mesmo no segmento *in vivo*, na forma fitoterápica.

Estudos que embasem a ação anti-helmíntica de *E. globulus* em aves não foram encontrados na literatura científica. Também são poucos aqueles encontrados que comprovam sua atividade sobre nematoides gastrintestinais de outros animais, entre eles podemos citar, Macedo (2008) e Macedo *et al.* (2009) que observaram em ensaios *in vitro* percentuais acima de 90,00% de eficácia sobre parasitos de ovinos, tanto em testes ovicidas quanto larvicidas; e, Kanojiya *et al.* (2015) que obtiveram uma quantidade significativa de 66,00% de eficácia em ensaio *in vivo* da redução da contagem de ovos nas fezes de ovinos. Aparentemente essa planta tem sido pouco explorada em estudos experimentais sobre nematoides gastrintestinais de animais.

Nesta pesquisa sugerimos o estudo das substâncias presentes nos extratos de cada planta, pois é possível suspeitar que algumas isoladamente sejam as responsáveis pelo efeito anti-helmíntico. Ntalli *et al.* (2010) estudando o efeito isolado de terpenos, dentre eles, o geraniol e o timol, contra o nematoide *Meloidogyne incognita*, concluíram que esses compostos foram mais ativos individualmente do que misturados em extratos. Portanto, testes com cineol, rianodina, carquejol e eucaliptol, presentes em maior quantidade nas plantas desta pesquisa, além das outras substâncias, podem oferecer resultados mais confiáveis, quando ajustados aos testes realizados. Kumaran *et al.* (2003) sugerem que os resultados podem ser mais promissores se as substâncias forem testadas isoladamente (KLOSTER, 2013).

A análise estatística realizada na pesquisa não demonstrou diferenças significativas entre as médias do ensaio *in vivo* com todas as plantas, diferentemente das altas significâncias observadas nos ensaios *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e desenvolvimento larvar, o que não inviabiliza o poder das plantas *S. anthelmia* e *E. globulus*, melhores ranqueadas, pois nesse caso, a análise levou em consideração as médias entre os tratamentos e não os dados dos percentuais de redução, que atingiram valores acima de 80,00% de eficácia.

A transposição do volume de 0,250 ml do produto, considerado de maior eficácia no controle dos endoparasitos no âmbito geral, para o ensaio *in vivo* da redução de contagem de ovos nas fezes, teve seu cálculo realizado encima do peso do alimento fornecido ao animal diariamente. Essa medida foi necessária, pois acompanhava o que estabelecia o fabricante do produto tradicional, cuja dosagem era ofertada de acordo com a quantidade de alimento ingerida pelo animal. Além disso, seguimos a forma de administração recomendada pelo fabricante, que era depositar em água durante três dias alternados. Vita *et al.* (2014, 2015) trabalhando com a planta medicinal *Chenopodium ambrosioides*, também utilizou dessa metodologia para transposição do volume laboratorial para aplicação *in vivo*, e obteve resultados extremos de 100,00% de eficácia do produto natural, sobre o controle de nematoides gastrintestinais das aves. O planejamento surtiu efeito, pois nos resultados obtidos, observou-se índices moderados e efetivos, como os demonstrados nesta pesquisa para a planta *S. anthelmia* nas formas homeopática (70,00%) e fitoterápica (81,00%) e *E. globulus* na forma fitoterápica (80,01%). Dessa forma, acredita-se que volumes mais elevados que 0,250 ml do produto natural, ajustados para o ensaio *in vivo*, irão revelar maiores eficácias.

Deve-se ainda relacionar o resultado dos tratamentos com o estado físico do animal. As aves que foram tratadas, seja com qualquer planta utilizada, na forma fitoterápica ou homeopática, apresentaram aumento no ganho de peso, melhor aparência e maior postura, 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).

Trabalhos que versem sobre controle de nematoides em aves são muito escassos, o cenário ainda piora se for tratamentos com anti-helmínticos naturais; no Brasil pouco se dá importância a esse tipo de assunto, provavelmente pela vida curta que frangos de cortes possuem, passando pela fase de engorda de pintinho a adulto, num ciclo de aproximadamente 47 dias (DIAZ GONZÁLEZ *et al.*, 2001). Mas há de considerar, que uma boa vermifugação desse plantel poderia trazer ainda mais ganhos econômicos ao produtor, diminuindo o índice de mortalidade e a ocorrência de doenças. Além disso, deve-se pensar naquele produtor rural, que faz da venda de ovos seu sustento, e que mantém seu animal durante anos; sem esquecer do criador de aves ornamentais e outros que domesticam suas aves. Parasitoses internas podem causar problemas respiratórios, perda de peso, retardo no desenvolvimento, podendo levar as aves à morte.

6 CONCLUSÃO

Através dos resultados obtidos chegou-se às seguintes conclusões:

1. Os principais gêneros de endoparasitos identificados nesta pesquisa foram *Ascaridia*, *Heterakis* e *Capillaria*.
2. *M. piperita* demonstrou alta atividade anti-helmíntica no ensaio *in vitro*, com valores acima de 80,00%, o que não aconteceu no ensaio *in vivo*, onde apontou valores máximos de 8,34%.
3. *S. anthelmia* apresentou alta atividade anti-helmíntica em ambos os ensaios, *in vitro* ou *in vivo*, com valores superiores a 80,00%.
4. *B. trimera* evidenciou atividade anti-helmíntica no ensaio *in vitro*, próxima aos 70,00%, o que não foi observado no ensaio *in vivo*, que exibiu valor de eficácia máximo de 9,10%.
5. *E. globulus* apresentou atividade anti-hemíntica no ensaio *in vitro*, próxima aos 70,00%. No ensaio *in vivo*, demonstrou alta eficácia, acima dos 80,00%.
6. As metodologias utilizadas se mostraram boas para verificação da eficácia de anti-helmínticos naturais ou químicos em aves.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADEMOLA, I. O.; FAGMEBI, B. O.; IDOWU, S. O. Anthelmintic activity of *Spigelia anthelmia* extract against gastrointestinal nematodes of sheep. **Parasitology Research**, v. 101, n. 1, p. 63-69, 2007.
- ALBINO, L. F. T.; JÚNIOR, J. G. 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, 2007.
- ANTUNES, F. S. **Avaliação da qualidade da madeira das espécies *Acacia crassicarpa*, *Acacia mangium*, *Eucalyptus nitens*, *Eucalyptus globulus* e *Populus tremuloides***. 2009, 82f. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais) – Universidade de São Paulo, Piracicaba.
- ARAÚJO FILHO, R. **Introdução à pecuária ecológica: a arte de criar animais sem drogas ou venenos**. Porto Alegre: São José, 2000. 136 p.
- ASSIS, L. M. **Atividade anti-helmíntica *in vitro* de extratos de *Spigelia anthelmia* sobre *Haemonchus contortus***. 2002, 54f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza.
- ASSIS, L. M.; BEVILAQUA, C. M. L.; MORAIS, S. M.; VIEIRA, L. S.; COSTA, C. T. C.; SOUZA, J. A. L. Ovicidal and larvicidal activity *in vitro* of *Spigelia anthelmia* Linn. extracts on *Haemonchus contortus*. **Veterinary Parasitology**, v. 117, p. 43-49, 2003.
- 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. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa.

BARBOSA, C. K. K. **Hidroresfriamento, embalagem e armazenamento refrigerado na qualidade pós-colheita de *Mentha piperita* L.** 2015, 66f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais.

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.

BARROSO, G. M.; BUENO, O. L. Compostas 5. Subtribo: Baccharidinae, p. 465-1065. In: REIS, A. (Ed.). **Flora ilustrada catarinense.** Itajaí: Herbário 'Barbosa Rodrigues', 2002.

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.

BASÍLIO, I. J. L. D.; NURIT, K.; BARACHO, G. S.; AGRA, M. F. Caracterização morfo-anatômica de *Spigelia anthelmia* (Loganiaceae), espécie da medicina popular da Paraíba, Brasil. **Revista Nordestina de Biologia**, v. 17, n. 1-2, p. 11-12, 2003.

BATISTA, L. M.; BEVILAQUA, C. M. L.; MORAES, S. M.; VIEIRA, L. S. Atividade ovicida e larvicida *in vitro* das plantas *Spigelia anthelmia* e *Momordica charantia* contra o nematódeo *Haemonchus contortus*. **Ciência Animal**, v. 9, n. 2, p. 67-73, 1999.

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

BIZIMENYERA, E. S.; GITHIORI, J. B.; ELOFF, J. N.; SWAN, G. E. *In vitro* activity of *Peltophorum africanum* Sond. (Fabaceae) extracts on the egg hatching and larval development of the parasitic nematode *Trichostrongylus colubriformis*. **Veterinary Parasitology**, v. 142, p. 336-343, 2006.

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

BOSCOLO, O. H.; VALLE, L. C. Plantas de uso medicinal em Quissamã, Rio de Janeiro, Brasil. **Iheringia: Série Botânica**, v. 63, n. 2, p. 263-277, 2008.

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

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.

BUDEL, J. M.; DUARTE, M. R.; SANTOS, C. A. M.; FARAGO, P. V.; MATZENBACHER, N. I. O progresso da pesquisa sobre o gênero *Baccharis*, Asteraceae: 1 – Estudos botânicos. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 15, n. 3, p. 268-271, 2005.

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

CARDOSO, G. V.; FRIZZO, S. M. B.; ROSA, C. A. B.; FOELKEL, C. E.; ASSIS, T. F.; OLIVEIRA, P. Variação da densidade básica da madeira de *Eucalyptus globulus* no sentido longitudinal da árvore: In: CONGRESSO ANUAL DA ABTCP, 35., 2002, São Paulo. **Anais...** São Paulo: ABTCP, 2002. p. 1-4.

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

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. Dissertação (Mestrado em Parasitologia Veterinária) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

CARVALHO, C. O. **Eficácia de extratos vegetais em nematódeos parasitas: avaliação *in vitro* em *Haemonchus contortus* e avaliação *in vivo* em *Strongyloides venezuelensis*.** 2011, 49f. Dissertação (Mestrado em Biologia Geral e Aplicada) – Universidade Estadual Paulista ‘Júlio de Mesquita Filho’, Botucatu.

CARVALHO, C. O.; CHAGAS, A. C. S.; COTINGUIBA, F.; FURLAN, M.; BRITO, L. G.; STEPHAN, M. P.; BIZZO, H. R.; AMARANTE, A. F. T. The anthelmintic effect of plant extracts on *Haemonchus contortus* and *Strongyloides venezuelensis*. **Veterinary Parasitology**, v. 183, n. 3-4, p. 260-268, 2012.

CASTRO, R. D.; LIMA, E. O. Atividade antifúngica *in vitro* do óleo essencial de *Eucalyptus globulus* L. sobre *Candida spp.* **Revista de Odontologia da UNESP**, v. 39, n. 3, p. 179-184, 2019.

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

CENTOFANTE, A. R. **Descrição morfo-anatômica e germinação de *Merremia tomentosa* (Choisy) Hall.** 2008, 80f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.

CERMELLI, C.; FABIO, A.; FABIO, G.; QUAGLIO, P. Effect of *Eucalyptus* essential oil on respiratory bacteria and viroses. **Current Microbiology**, v. 56, n. 1, p. 89-92, 2008.

CHIAPPETA, A. A. A família Loganiaceae no estado de Pernambuco. *In*: TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. (Eds.). **Diagnóstico da biodiversidade de Pernambuco. I. Massagana.** Pernambuco: Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente, Governo do Estado de Pernambuco, 2002. p. 281-294.

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.

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 nematoides gastrintestinais de caprinos.** 2008, 65f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

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.

DAVID, E. F. S.; MISCHAN, M. M.; BOARO, C. S. F. Desenvolvimento e rendimento de óleo essencial de menta (*Mentha x piperita* L.) cultivada em solução nutritiva com diferentes níveis de fósforo. **Biotemas**, v. 20, n. 2, p. 15-26, 2007.

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.

DIAZ GONZÁLEZ, F. H.; HAIDA, K. S.; MAHL, D.; GIANNESI, G.; KRONBAUER, E. Incidência de doenças metabólicas em frangos de corte no Sul do Brasil e uso do perfil bioquímico sanguíneo para o seu estudo. **Brazilian Journal of Poultry Science**, v. 3, n. 2, p. 141-147, 2001.

EGISTO, E. **Medicamentos homeopáticos. Sintomas de A a Z**. 2. ed. São Paulo: eFree, 2015. 87 p.

EMBRAPA. **Hortelã-pimenta (*Mentha x piperita* L.)**. Rondônia: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2001. 2 p.

FACHINETTO, J. M.; TEDESCO, S. B. Atividade antiproliferativa e mutagênica dos extratos aquosos de *Baccaris trimera* (Less.) A. P. de Candolle e *Baccharis articulata* (Lam.) Pers. (Asteraceae) sobre o sistema teste de *Allium cepa*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 11, n. 4, p. 360-367, 2009.

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 *Carpa guianensis* Aubl. Sobre larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos e ovinos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 2, p. 220-226, 2010.

FEIJÓ, A. M.; BUENO, M. E. N.; CEOLIN, T.; LINCK, C. L.; SCHWARTZ, E.; LANGE, C.; MEINCKE, S. M. K.; HECK, R. M.; BARBIERI, R. L.; HEIDEN, G. Plantas medicinais utilizadas por idosos com diagnóstico de *Diabetes mellitus* no tratamento dos sintomas da doença. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 14, n. 1, p. 50-56, 2012.

FERNANDES, M. Z. L. C. M. **Estudo da atividade anti-helmíntica de extratos de plantas sobre nematoides 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.

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

FIGUEIREDO, A. P.; PEREIRA, R. S. Estudo dos efeitos de cápsulas de carqueja (*Baccharis trimera* (Less) D.C.), sobre o metabolismo lipídico de pacientes em processo de emagrecimento. **Revista Online Conexão Ciência**, v. 4, n. 1, p. 29-43, 2009.

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.

FLORIO, J. C. Absorção, distribuição, biotransformação e eliminação, p. 25-40. *In*: SPINOSA, H. S.; GORNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. (Eds.). **Farmacologia aplicada à Medicina Veterinária**. 3. Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002.

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

FURTADO, J. M.; AMORIM, A. S.; FERNANDES, M. V. M.; OLIVEIRA, M. A. S. Atividade antimicrobiana do extrato aquoso de *Eucalyptus globulus*, *Justicia pectoralis* e *Cymbopogon citratus* frente a bactérias de interesse. **UNOPAR Científica Ciências Biológicas e da Saúde**, v. 17, n. 4, p. 233-237, 2015.

FURTADO, S. K. **Alternativas fitoterápicas para o controle da verminose ovina no estado do Paraná: testes *in vitro* e *in vivo***. 2000, 127f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

GARCIA, D. **Desenvolvimento, rendimento, teor e componentes do óleo essencial em função de adubação orgânica e rebroto de *Baccharis trimera* (Less.) DC. cv. CPQBA-1**. 2013, 98f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista ‘Júlio de Mesquita Filho’, Botucatu.

GARLET, T. M. B. **Produtividade, teor e composição do óleo essencial de espécies de *Mentha L.* (Lamiaceae) cultivadas em hidroponia com variação de potássio**. 2007, 112f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

GATHUMA, J. M.; MBARIA, J. M.; WANYAMA, J.; KABURIA, H. F. A.; MPOKE, L.; MWANGI, J. N. Efficacy of *Mysine 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. 2016.

GILMORE, R. Fauna e etnozologia da América do Sul Tropical. *In*: RIBEIRO, B. (Ed.). **Fauna 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.

GIRÃO, E. S.; CARVALHO, J. H.; LEAL, T. M.; VIEIRA, L. S.; MEDEIROS, L. P. **Plantas medicinais no controle de helmintos em caprinos**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2004. 33 p.

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.

GOES, E. **A floresta portuguesa: sua importância e descrição das espécies de maior interesse**. Lisboa: Portucel, 1991. 259 p.

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.

GONÇALVES, J. M. **Avaliação da atividade antimicrobiana e triagem fitoquímica dos extratos de espécies da família Asteraceae encontradas no semiárido baiano**. 2010, 91f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade Estadual de Feira de Santana, Feira de Santana.

GRANDI, T. S. M. **Tratado das plantas medicinais**. 1. ed. Belo Horizonte: Adaequatio Estúdio, 2014. 1204 p.

HAEFFNER, R.; HECK, R. M.; CEOLIN, T.; JARDIM, V. M. R.; BARBIERI, R. L. Plantas medicinais utilizadas para o alívio da dor pelos agricultores ecológicos do Sul do Brasil. **Revista Eletrônica de Enfermagem**, v. 14, n. 3, p. 586-602, 2012.

HEIDEN, G.; MACIAS, L.; BOBROWSKI, V. L.; IGANCI, J. R. V. Comercialização de carqueja por ervateiros da zona central de Pelotas, Rio Grande do Sul. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 6, n. 2, p. 50-57, 2006.

HOFFMANN, R. P. **Diagnóstico de parasitismo veterinário**. Porto Alegre: Sulina, 1987. 156 p.

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.

HÜBNER, H.; VIERLING, W.; BRANDT, W.; REITER, M.; ACHENBACH, H. Minor constituents of *Spigelia anthelmia* and their cardiac activities. **Phytochemistry**, v. 57, p. 285-296, 2001.

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.; MIYAR, 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 biossegurança na criação de frangos no Sistema Agroecológico.** Concórdia: EMBRAPA Suínos e Aves, 2000. 36 p.

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.

KANOJIYA, D.; SHANKER, D.; SUDAN, V.; JAISWAL, A. K.; PARASHAR, R. *In vitro* and *in vivo* efficacy of extracts of leaves of *Eucalyptus globulus* on ovine gastrointestinal nematodes. **Parasitology Research**, v. 114, n. 1, p. 141-148, 2015.

KATITI, L. M.; CHAGAS, A. C.; BIZZO, H. R.; FERREIRA, J. F.; AMARANTE, A. F. Anthelmintic activity of *Cymbopogon martinii*, *Cymbopogon schoenanthus* and *Mentha piperita* essential oils evaluated in four diferente *in vitro* tests. **Veterinary Parasitology**, v. 283, n. 1-2, p. 103-108, 2011.

KLOSTER, F. S. **Avaliação *in vitro* de óleos essenciais como anti-helmíntico de bovinos.** 2013, 145f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

KUMARAN, A. M.; D'SOUZA, P.; AGARWAL, A.; BOKKOLLA, R. M.; BALASUBRAMANIAMET, M. Geraniol, the putative anthelmintic principle of *Cymbopogon martinii*. **Phytotherapy Research**, v. 17, n. 8, p. 957, 2003.

LAVABRE, M. **Aromaterapia: a cura pelos óleos essenciais.** 5. ed. Rio de Janeiro: Editora Nova Era, 2001. 89 p.

LEE, K. G.; SHIBAMOTO, T. Antioxidant activities of volatile components isolated from *Eucalyptus* species. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 81, n. 15, p. 1573-1579, 2001.

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 ANNUAL 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.

LOPES, G. F. G.; PANTOJA, S. C. S. Levantamento das espécies de plantas medicinais utilizadas pela população de Santa Cruz – Rio de Janeiro – RJ. **Revista Eletrônica Novo Enfoque**, v. 16, n. 16, p. 62-80, 2013.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. 2. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008. 544 p.

MACEDO, I. T. F. **Atividade anti-helmíntica de óleos essenciais de *Eucalyptus spp.* Sobre nematoides gastrintestinais**. 2008, 88f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza.

MACEDO, I. T. F.; BEVILAQUA, C. M. L.; OLIVEIRA, L. M. B.; CAMURÇA-VASCONCELOS, A. I. F.; VIEIRA, L. S.; OLIVEIRA, F. R.; QUEIROZ-JUNIOR, E. M.; PORTELA, B. G.; BARROS, R. S.; CHAGAS, A. C. S. Atividade ovicida e larvicida *in vitro* do óleo essencial de *Eucalyptus globulus* sobre *Haemonchus contortus*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 3, p. 62-66, 2009.

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

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.

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

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. **Helmitoses de galinhas d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no Estado do Rio de Janeiro, Brasil**. 1999, 106f. 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 mar. 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.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. **Monografia da espécie *Eucalyptus globulus* Labill (Eucalipto)**. Brasília: Ministério da Saúde/Anvisa, 2015. 41 p.

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.

MULYANINGSIH, S.; SPORER, F.; REICHLING, J.; WINK, M. Antibacterial activity of essential oils from *Eucalyptus* and of selected componentes against multidrug-resistant bacterial pathogens. **Pharmaceutical Biology**, v. 49, n. 9, p. 893-899, 2011.

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

NAVARRO, M. C.; NOGUERA, M. A.; ROMERO, M. C.; MONTILLA, M. P.; SELGAS, J. M. G.; VALERO, A. *Anisakis simplex* s.l.: Larvicidal activity from various monoterpenic derivatives of natural origin against L3 larvae *in vitro* and *in vivo*. **Experimental Parasitology**, v. 120, p. 295-299, 2008.

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

NERY, P. S.; DUARTE, E. R.; MARTINS, E. R. Eficácia de plantas para o controle de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes: revisão de estudos publicados. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 11, n. 3, p. 330-338, 2009.

NTALLI, N. G.; FERRARI, F.; GIANNAKOU, I.; MENKISSOGLU-SPIROUDI, U. Phytochemistry and nematicidal activity of the essential oils from 8 greek Lamiaceae aromatic plants and 13 terpene components. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58, n. 13, p. 7856-7863, 2010.

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. Ascaridiase 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.

NURITI, K.; AGRA, M. F.; BASÍLIO, I. J. L. D.; BARACHO, G. S. Flora da Paraíba, Brasil: Loganiaceae. **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, n. 2, p. 407-416, 2005.

OLIVEIRA, C. B.; COMUNELLO, L. N.; LUNARDELLI, A.; AMARAL, R. H.; PIRES, M. G.; SILVA, G. L.; MANFREDINI, G.; VARGAS, C. R.; GNOATTO, S. C. B.; OLIVEIRA, J. R.; GOSMANN, G. Phenolic enriched extract of *Baccharis trimera* presentes antiinflammatory and antioxidante activities. **Molecules**, v. 17, p. 1113-1123, 2012.

OMS. **Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2002-2005**. Genebra: 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.

PÁDUA, B. C.; SILVA, L. D.; ROSSONI-JUNIOR, J. V.; HUMBERTO, J. L.; CHAVES, M. M.; SILVA, M. E.; PEDROSA, M. L.; COSTA, D. C. Antioxidant properties of *Baccharis trimera* in the neutrophils of Fisher rats. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 129, p. 381-386, 2010.

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, A. C. **Purificação e caracterização de antibacterianos de plantas do município de Lavras**. 2006, 206f. Dissertação (Mestrado em Agroquímica e Agrobioquímica) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.

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.

POCÁ, A. M. P. C. **Biomassa, óleo essencial, perfil fitoquímico e nutrientes da carqueja sob influência de fontes e doses de nitrogênio**, 2005, 59f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

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. Dissertação (Mestrado em Farmácia) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

REIS, T. S. **Avaliação do uso de *Senna occidentalis* no controle da verminose ovina em animais naturalmente infectados**. 2010, 53f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal Tropical) – Universidade Federal de Tocantins, Araguaína.

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.

RESQUIN, F. **Avaliação de procedências de *Eucalyptus globulus* segundo a qualidade de sua madeira para a produção de celulose**. 2002, 93f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade de São Paulo, Piracicaba.

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

RIBEIRO, D. A.; MACÊDO, D. G.; OLIVEIRA, L. G. S.; SARAIVA, M. E.; OLIVEIRA, S. F.; SOUZA, M. M. A.; MENEZES, I. R. A. Potencial terapêutico e uso de plantas medicinais em uma área de Caatinga no estado do Ceará, nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, n. 4, p. 912-930, 2014.

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.

RODRIGUES, V. E. G.; CARVALHO, D. A. **Plantas medicinais no domínio dos cerrados**. Lavras: Editora UFLA, 2001. 180 p.

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. 11 p.

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

SACRAMENTO, F. D. C. B. **Tomografia das árvores do Jardim Botânico da Universidade de Coimbra: avaliação do estado de conservação**. 2013, 69f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade e Biotecnologia Vegetal) – Universidade de Coimbra, Coimbra.

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

SANTOS, J. C. **Estudo químico e de atividade biológica da *Spigelia flemmengiana***. 2002, 56f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

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.

SHAH, G.; KAUR, M.; SINGH, P. S.; RAHAR, S.; DHABLIYA, F.; ARYA, Y.; SHRI, R. Pharmacognostic parameters of *Eucalyptus globulus* leaves. **Pharmacognosy Journal**, v. 4, n. 34, p 38-43, 2012.

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 tabos (*Typha dominguensis* Pers.) e batata-de-purga [*Operculina hamiltonii* (G. Don) D.F. Austin & Staples] *in natura* sobre nematoides gastrintestinais de caprinos, naturalmente infectados, em clima semi-árido. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 4, p. 466-471, 2010.

SILVA, D. C. M. N. **Determinação experimental de parâmetros de processo na extração supercrítica de óleo essencial de carqueja (*Baccharis trimera* Less)**. 2004, 130f. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Alimentos) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

SIMÕES, C. M. O. **Plantas da medicina popular no Rio Grande do Sul**. Rio Grande do Sul: Editora da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1998. 173 p.

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. Dissertação (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.

SOUSA, M. P.; MATOS, M. E. O.; MATOS, F. J. A.; MACHADO, M. I. L.; CRAVEIRO, A. A. **Constituintes químicos ativos de plantas medicinais brasileiras**. Fortaleza: UFC/Laboratório de Produtos Naturais, 1991. 416 p.

TAUR, D. J.; KULKARNI, V. B.; PATIL, R. Y. Chromatographic evaluation and anthelmintic activity of *Eucalyptus globulus* oil. **Pharmacognosy Research**, v. 2, n. 3, p. 125-127, 2010.

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

TOHIDPOUR, A.; SATTARI, M.; OMIDBAIGI, R.; YADEGAR, A.; NAZEMI, J.; Antibacterial effect of essential oils from two medicinal plants against Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). **Phytomedicine**, v. 17, n. 2, p. 142-145, 2010.

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.

TURRA, T. A. **Madeira de eucalipto para fins energéticos**. 2011, 30f. Monografia (Especialista em Gestão Florestal) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

VALMORBIDA, J. **Níveis de potássio em solução nutritiva, desenvolvimento de plantas e a produção de óleo essencial de *Mentha piperita* L.** 2003, 128f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu.

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.

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. Dissertação (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, L. S.; CAVALCANTI, A. C. R.; PEREIRA, M. F.; DANTAS, L. B.; XIMENES, L. J. F. Evaluation of anthelmintic efficacy of plants available in Ceará State, North-east Brazil, for the control of goat gastrointestinal nematodes. **Revue Médecine Vétérinaire**, v. 150, n. 5, p. 447-452, 1999.

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

VITA, G. F.; FERREIRA, I.; DA COSTA PEREIRA, M. A. V.; AZEVEDO, J. R.; SANAVRIA, A.; BARBOSA, C. G.; GALLO, S. S. M.; VASCONCELLOS, H. V. G. Eficácia de *Chenopodium ambrosioides* (Erva-de-santa-maria) no controle de endoparasitos de *Gallus gallus* (Galinha caipira). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 34, n. 1, p. 39-45, 2014.

VITA, G. F.; FERREIRA, I.; DA COSTA PEREIRA, M. A. V.; SANAVRIA, A.; AURNHEIMER, R. C. M.; BARBOSA, C. G.; GALLO, S. S. M.; VASCONCELLOS, H. V. G. Eficácia de *Chenopodium ambrosioides* (Erva-de-santa-maria) no controle de endoparasitos de *Coturnix japonica* (Codorna japonesa). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 5, p. 424-430, 2015.

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

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, n. 257-263, 2001.

ZACHARIAS, F. **Controle alternativo da infecção por *Haemonchus contortus* emo vinhos: avaliação do tratamento homeopático**, 2004, 116f. Dissertação (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.