

Eficácia de *Chenopodium ambrosioides* (erva-de-santa-maria) no controle de endoparasitos de *Gallus gallus* (galinha caipira)¹

Gilmar F. Vita^{2*}, Ildemar Ferreira², Maria A.V. Costa Pereira³, José R. Azevedo⁴, Argemiro Sanavria⁵, Celso G. Barbosa⁶, Samira S.M. Gallo³ e Henrique V.G. Vasconcellos³

ABSTRACT.- Vita G.F., Ferreira I., Costa Pereira M.A.V., Azevedo J.R., Sanavria A., Barbosa C.G., Gallo S.S.M. & Vasconcellos H.V.G. 2014. [Effectiveness of *Chenopodium ambrosioides* (santa maria herb) for controlling *Gallus gallus* (free range chicken) endoparasites.] Eficácia de *Chenopodium ambrosioides* (erva-de-santa-maria) no controle de endoparasitos de *Gallus gallus* (galinha caipira). *Pesquisa Veterinária Brasileira* 34(1):39-45. Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, BR-465 Km 7, Seropédica, RJ 23890-000, Brazil. E-mail: gilmarferreiravita@yahoo.com.br

The present survey was carried out at Zoology Laboratory, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, and Animal Parasitology Sector, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Rio de Janeiro state, from 2011 to 2012. The aim was to test *in vitro* and *in vivo* the effectiveness of the medicinal plant *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (santa maria herb) regarding phytotherapeutic and homeopathic alternative methods to control endoparasites of *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (free range chicken), a serious problem affecting domestic poultry performance causing losses, retarded development, decreased food conversion rate and increase of susceptibility to infectious diseases. *In vitro* essay demonstrated high reduction rate on eggs eclosion inhibition (97.18%), and *in vivo* essay showed high fecal eggs counting reduction rate (91.67%). Presence of the genera *Ascaridia* (35.00%), *Capillaria* (30.00%), *Heterakis* (25.00%) and *Strongyloides* (10.00%) was displayed by this survey. The plant *C. ambrosioides* showed upper rates front traditional products (Thiabendazol/Mebendazol) as well as to those ones advocated by the Brazilian Ministry of Agriculture and the World Health Organization as effective.

INDEX TERMS: *Chenopodium ambrosioides*, santa maria herb, *Gallus gallus*, endoparasitosis.

RESUMO.- A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Zoologia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro e Setor de Parasitologia Animal da Universidade Estadual do

Norte Fluminense Darcy Ribeiro, estado do Rio de Janeiro, no período de 2011 a 2012. O objetivo foi testar *in vitro* e *in vivo* a eficácia da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (erva-de-santa-maria), nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (galinha caipira), um sério problema que afeta a criação e desempenho de aves domésticas, ocasionando morte quando muito intenso, retardo de crescimento, redução do 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). O ensaio *in vitro* demonstrou alta taxa de redução na inibição de eclosão de ovos (97,18%), e o ensaio *in vivo*, elevada taxa na redução da contagem de ovos nas fezes (91,67%). A pesquisa evidenciou a presença dos

¹ Recebido em 5 de outubro de 2013.

Aceito para publicação em 23 de novembro de 2013.

² Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), BR-465 Km 7, Seropédica, RJ 23890-000, Brasil. *Autor para correspondência: gilmarferreiravita@yahoo.com.br

³ Setor de Parasitologia, Hospital Veterinário, Laboratório de Sanidade Animal, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), Av. Alberto Lamago 2000, Campos dos Goytacazes, RJ 28013-602, Brasil.

⁴ Médico Veterinário, Rua Pedro Firmino Barbosa 4, Boa Esperança, Seropédica, RJ 23890-000.

⁵ Departamento de Epidemiologia e Saúde Pública, Instituto de Veterinária, UFRRJ, BR-465 Km 7, Seropédica, RJ.

⁶ Departamento de Matemática, Instituto de Ciências Exatas, UFRRJ, BR-465 Km 7, Seropédica, RJ.

gêneros *Ascaridia* (35,00%), *Capillaria* (30,00%), *Heterakis* (25,00%) e *Strongyloides* (10,00%). *C. ambrosioides* mostrou em certos momentos superioridade frente ao produto tradicional (Thiabendazole/Mebendazole) e índices superiores aos preconizados pelo Ministério da Agricultura do Brasil e Organização Mundial da Saúde como indicativos de eficácia.

TERMOS DE INDEXAÇÃO: *Chenopodium ambrosioides*, erva-de-santa-maria, *Gallus gallus*, endoparasitoses.

INTRODUÇÃO

A avicultura brasileira nessas últimas décadas passa por um crescimento constante, possibilitando ao Brasil alcançar destaque mundial como um dos maiores produtores (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2009, Sobral et al. 2010, Winck & 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, se apresenta 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 do 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).

A fitoterapia e homeopatia passam por 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 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. Nosso trabalho se insere exatamente nesse contexto, na procura de alternativas que contribuam para minimizar o sofrimento do animal, e pelo almejo de desenvolver agentes antiparasitários naturais, capazes de promover o mesmo resultado de outros produtos sintéticos.

O objetivo do estudo foi testar *in vitro* e *in vivo* a eficácia da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* Linnaeus, 1786 (erva-de-santa-maria), nas formas fitoterápica e homeopática, como meios alternativos para o controle de endoparasitos de *Gallus gallus* Linnaeus, 1758 (galinha caipira).

MATERIAL E MÉTODOS

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

Foram realizados dois experimentos, um fitoterápico e outro homeopático, onde se avaliou a eficácia da planta com ensaio inicial *in vitro*, teste de inibição de eclosão de ovos, e a posteriori *in vivo*, teste de redução da contagem de ovos nas fezes.

Os extratos da planta medicinal *Chenopodium ambrosioides* 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%.

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

As galinhas foram provenientes de criações particulares do município de Seropédica, estado do Rio de Janeiro. Foram instaladas em quatro boxes padronizados (1,20 m²), seis animais 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* (Brasil 2003, Santos et al. 2009).

Para a coleta do material biológico, no dia da realização do teste, o piso sob a área dos boxes foi previamente forrado com lona plástica às 5:00 horas da manhã, com recolhimento do material fecal às 6:00 horas. Este foi acondicionado em potes plásticos, devidamente identificados, mantidos sob refrigeração (2 a 8°C) e encaminhados ao laboratório para realização das análises em no máximo três horas, a contar do momento em que se fez a forragem (Coles et al. 1992, OPAS 2010).

As metodologias utilizadas na pesquisa foram preconizadas por Coles et al. (1992), e embasadas pela World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP), no próprio trabalho deste autor.

Para o ensaio *in vitro* foram realizados oito tratamentos, sendo três na forma fitoterápica, três na forma homeopática, um controle negativo e um controle positivo, com três repetições, em um delineamento inteiramente casualizado, totalizando 24 parcelas.

Inicialmente, foi preparada uma suspensão de ovos

1) 25 gramas de fezes com 200 ml de água foram homogeneizadas com um agitador de laboratório. As amostras foram manuseadas em menos de três horas após a coleta.

2) A solução obtida foi passada para tigela através de tamis de malha 100 com 20 cm de diâmetro (abertura de 0,15 mm). O filtrado foi colocado em oito tubos de Clayton Lane.

3) Centrifugou por dois minutos a 1500 rpm, descartando após o sobrenadante.

4) Os tubos foram agitados para soltar o sedimento e, em seguida, solução saturada de cloreto de sódio foi adicionada até a formação de um menisco acima do tubo. Lamínulas foram colocadas sobre os tubos e a amostra foi centrifugada por dois minutos a 1000 rpm.

5) Cuidadosamente as lamínulas foram retiradas dos tubos e lavadas, sendo os ovos deslizados para um tubo de centrífuga de vidro cônico, preenchido com água e centrifugado por dois minutos a 1500 rpm.

6) Novamente o sobrenadante foi removido e os ovos ressuspensos na água.

No procedimento do teste

1) 2 ml da suspensão de ovos (menos de três horas anterior à coleta) foram colocados em poços de placa de cultivo com 24 cavidades.

2) 1 ml do extrato da planta foi misturado com as seguintes diluições: 0,060ml:0,940ml H₂O, 0,120ml:0,880ml H₂O e 200ml:0,800ml H₂O.

3) No poço controle positivo foram adicionados 0,010ml de solução de Thiabendazole/Mebendazole (Neovermin® - Neo Química Brasil), conforme estabelecido pelo laboratório, aos 2ml da suspensão de ovos. O produto foi dissolvido em 0,990ml de metanol.

4) No poço controle negativo foram adicionados 1 ml de água aos 2ml da suspensão de ovos.

5) Após permanência em BOD a 27°C por 48 horas, duas gotas de solução de Lugol's iodine foram adicionadas para parar a incubação dos ovos.

6) Todos os ovos (mortos e embrionados) e larvas recém-ecloídas em cada poço foram contados. Foram realizadas três repetições para cada tratamento com extrato da planta e controle positivo e negativo.

O ensaio *in vivo* foi assim elaborado

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

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

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

No procedimento tratamento

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

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

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

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

No procedimento da contagem de ovos nas fezes (técnica de McMaster modificada)

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

2) 42ml de água foram adicionados, deixando de molho por 30 minutos, até que as fezes ficassem moles.

3) Homogeneizou com agitador magnético.

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

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

6) Centrifugou por dois minutos a 1500rpm e descartou o sobrenadante.

7) O tubo foi agitado para soltar o sedimento e foi adicionada solução saturada de cloreto de sódio para obter o mesmo volume de antes (13ml).

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

9) O processo de inversão foi repetido e o segundo compartimento foi preenchido.

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

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

Os ovos e larvas dos endoparasitos 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.

A análise estatística dos dados obtidos das contagens parasitológicas foi realizada através da análise de variância (ANOVA) e complementada pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). O teste aglomerativo Scott-Knott ($p < 0,05$) foi utilizado como indicativo de maior similaridade entre significâncias de tratamentos (Scott & Knott 1974, Vieira 2008).

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

RESULTADOS

Durante o processamento do experimento foram encontrados endoparasitos pertencentes aos gêneros *Ascaridia* (35,00%), *Capillaria* (30,00%), *Heterakis* (25,00%) e *Strongyloides* (10,00%), de acordo com chaves de identificação e características morfológicas dispostas por Vicente et al. (1995) e McDougald (1997).

Os valores encontrados após a aplicação do ensaio *in vitro* evidenciaram um alto percentual na inibição de eclosão

de ovos na dosagem homeopática de 0,200ml:0,800ml H₂O (97,18%) e no controle positivo (97,75%). Todos os tratamentos apresentaram uma eficácia superior a 90,00%. A análise estatística demonstrou que as médias de todos os tratamentos foram significativamente inferiores à do controle negativo, o que representa uma alta eficácia dos produtos frente à inibição de eclosão de ovos ($p < 0,05$) (Quadro 1).

Os valores encontrados após a aplicação do ensaio *in vivo* demonstraram após 12 dias de aplicação dos produtos, um maior percentual de redução da contagem de ovos nas fezes no produto fitoterápico (91,67%), ficando os produtos homeopático (79,00%) e controle positivo (77,36%), com percentuais bastante similares. A análise estatística comprovou que houve uma redução significativa entre as médias da contagem de ovos por grama de fezes antes e após a administração dos tratamentos ($p < 0,05$), mas não existiu uma diferença significativa entre as médias inter-tratamentos, inclusive com o controle negativo (Quadro 2).

DISCUSSÃO

Os gêneros *Ascaridia*, *Capillaria*, *Heterakis* e *Strongyloides*, encontrados na presente pesquisa, também foram observados por Carneiro (2001), Giovannoni & 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 *Gallus gallus* provavelmente está ligada à criação das aves em regime extensivo ou semi-extensivo, em contato direto com o solo, que é o habitat mais frequente de nematóides, e também à utilização de fontes hídricas não tratáveis (Permin et al. 2002, Cardozo & Yamamura 2004, Brandão et al. 2008, Sobral

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

Tratamentos	Endoparasitos (média de três repetições)		Endoparasitos (média geral)	Inibição de eclosão de ovos (%)
	Ovos	Larvas		
Fitoterapia				
•0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	94,44	0	94,44 a*	90,40
•0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	77,77	0	77,77 a	92,10
•0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	61,11	0	61,11 a	93,79
Homeopatia				
•0,200 ml produto/0,800 ml H ₂ O	27,77	0	27,77 a**	97,18
•0,120 ml produto/0,880 ml H ₂ O	88,88	0	88,88 a	90,97
•0,060 ml produto/0,940 ml H ₂ O	94,44	0	94,44 a	90,40
Controle positivo (Thiab./Meb.)				
•0,010 ml produto/0,990 ml metanol	22,22	0	22,22 a**	97,75
Controle negativo (água)				
•1,000 ml H ₂ O	94,44	888,89	983,33 b	-

* Médias de tratamentos seguidas por letras diferentes diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ** Maior índice de significância pelo teste de Scott-Knott (1974) ($p < 0,05$).

Quadro 2. Número médio de ovos de endoparasitos de *Gallus gallus*, por grama de fezes, no dia 0, anterior à aplicação, e no dia 12, após a aplicação, dos tratamentos fitoterápico, homeopático, controle positivo e controle negativo, e percentual de redução da contagem de ovos nas fezes

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

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

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.

O estudo demonstrou uma grande eficácia da planta *Chenopodium ambrosioides*, seja na forma homeopática ou fitoterápica, na inibição *in vitro* da eclosão de ovos, com valores variando entre 90,00% a 100,00%. O produto natural teve valores bem próximos do produto tradicional comercializado, às vezes igualando-se, e foi altamente eficiente.

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

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

De acordo com a classificação do índice de eficácia pro-

posto pela *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology* (WAAVP), organização de onde vieram os ensaios *in vitro* de inibição de eclosão de ovos e *in vivo* de redução da contagem de ovos nas fezes, um produto seria altamente efetivo se apresentasse mais de 90,00% de ação contra o parasita tratado, moderadamente efetivo quando atuasse entre 80,00 a 90,00%, pouco efetivo quando a ação fosse entre 60,00 e 80,00% e não efetivo em níveis abaixo de 60,00% (Powers et al. 1982, Brito et al. 2009). Dessa forma, podemos confirmar que pelos resultados alcançados, a planta *C. ambrosioides* é altamente eficaz no combate a nematóides de galinhas em ensaio *in vitro* da inibição de eclosão de ovos e em ensaio *in vivo* da redução de ovos nas fezes, afirmação que também pode ser creditada pela Organização Mundial da Saúde, que classifica um produto como eficiente acima de 80,00% e Ministério da Agricultura do Brasil, acima de 75,00% (Brasil 1990, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2007, WHO 2007).

As técnicas utilizadas mostraram-se excelentes como métodos de diagnóstico para detecção e análise de eficácia ou resistência de produtos para endoparasitos intestinais de galinhas (Gomes et al. 2009).

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

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

com a WAAVP (Powers et al. 1982), como os demonstrados para nematóides de galinhas na forma homeopática (79,00%) e fitoterápica (91,67%), respectivamente. Dessa forma, acreditamos que doses mais elevadas que 0,200 ml do produto natural, ajustadas para o ensaio *in vivo*, irão revelar maiores eficácias, e que o produto sendo produzido em grandes escalas e pelo próprio laboratório, terá seu valor barateado, chegando até mesmo àquele do produto tradicional.

CONCLUSÕES

Os principais gêneros de endoparasitos identificados na pesquisa foram *Ascaridia*, *Heterakis*, *Capillaria* e *Strongyloides*.

Considerando os ensaios *in vitro* e *in vivo*, observou-se uma eficácia anti-helmíntica da planta *Chenopodium ambrosioides*, tanto na forma homeopática, quando na fitoterápica, altamente satisfatória contra nematóides de *G. gallus*, com índices variando entre 90,00% a 100,00%, acordando com padrões de eficácia da *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, World Health Organization* e Ministério da Agricultura do Brasil.

Os ensaios *in vitro* e *in vivo* realizados permitem confirmar a atividade anti-helmíntica de *C. ambrosioides*, o que possibilita a criação de novas alternativas para o controle das endoparasitoses animais.

REFERÊNCIAS

- Albino L.F.T., Júnior J.G.V. & Silva J.H.V. 2001. Criação de Frango e Galinha Caipira. *Avicultura Alternativa. Aprenda Fácil, Viçosa*. 113p.
- Alçiçek A., Bozkurt M. & Çabuk M. 2003. The effect of an essential oil combination derived from selected herbs growing wild in Turkey on broiler performance. *SASAS* 33(2):89-94.
- 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. 2007. Effects of aqueous extracts of *Mentha piperita* L. and *Chenopodium ambrosioides* L. leaves in infective larvae cultures of gastrointestinal nematodes of goats. *Revta Bras. Parasitol. Vet.* 16(1):57-59.
- Barton C.E., Phalen D.N. & Snowden K.F. 2003. Prevalence of microsporidian spores shed by asymptomatic lovebirds: Evidence for a potential emerging zoonosis. *J. Avian Med. Surg.* 17(4):197-202.
- Brandão P.A., Sobral E.S., Brito I.C.A., Silva S.G., Silva I.K.C. & Costa V.M.M. 2008. Prevalência de endoparasitoses em galinha caipira em assentamento rural no semi-árido paraibano. *Anais 5º Congresso Nordestino de Produção Animal, Aracaju, SE. (Resumo)*
- Brasil 1990. Normas para produção, controle e utilização de produtos antiparasitários. Portaria nº 90, de 4 de dezembro de 1989, Diário da República, Brasília, Seção 1, col.2.
- Brasil 2003. Decreto-Lei nº 72-F, de 14 de abril de 2003. Diário da República, Brasília, 2452(88):97-102.
- Bricarello P.A., Amarante A.F.T., Rocha R.A., Cabral Filho S.L., Huntley J.F., Houdijk J.G.M., Abdalla A.L. & Gennari S.M. 2005. Influence of dietary protein supply on resistance to experimental infections with *Haemonchus contortus* in Ile de France and Santa Ines lambs. *Vet. Parasitol.* 134:99-109.
- 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. 2009. Atividade anti-helmíntica dos extratos aquoso e etanólico do fruto da *Morinda citrifolia* sobre *Ascaridia galli*. *Revta Bras. Parasitol. Vet.* 18(4):32-36.
- Cardozo S.P. & Yamamura M.H. 2004. Parasitas em produção de frangos nos sistema de criação tipo colonial/caipira no Brasil. *Semina, Ciênc. Agrárias* 25(1):63-74.
- Carneiro M.B., Calais Júnior A. & Martins I.V.F. 2011. Avaliação coproparasitológica e clínica de aves silvestres e exóticas mantidas em criatórios particulares no município de Alegre/ES. *Ciênc. Anim. Bras.* 12(3):525-529.
- Carneiro V.S. 2001. Composição e estrutura da comunidade de helmintos parasitos de galinhas, *Gallus domesticus* (L.), no Município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro. *Dissertação de Mestrado em Parasitologia Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ*. 69p.
- Coles G.C., Bauer C., Borgsteede F.H.M., Geerts S., Klei T.R., Taylor M.A. & Waller P.J. 1992. World association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet. Parasitol.* 44:35-44.
- Coop R.L. & Kyriazakis I. 2001. Influence of host nutrition on the development and consequences of nematode parasitism in ruminants. *Trends Parasitol.* 17:325-330.
- Fernandes M.Z.L.C.M., Fernandes R.M., Brito D.R.B. & Borba H.R. 2009. Efeito anti-helmíntico dos extratos aquosos e etanólicos da *Annona squamosa* L. (fruta-do-conde) sobre o nematóide *Ascaridia galli*. *Revta Bras. Plant. Med.* 11(2):124-129.
- Fernandes R.M., Rodrigues M.L.A., Borba H.R., Fernandes M.Z.L.C.M. & Amorim A. 2004. Ausência da atividade anti-helmíntica de plantas em frangos de corte naturalmente infectados com *Heterakis gallinarum* (Schranck, 1788) Madsen, 1949. *Ciência Rural* 34(5):1629-1632.
- Fraser C.M., Bergeron J.A., Mays A. & Aiello S.E. 1996. *Manual Merck de Veterinária*. 7ª ed. Roca, São Paulo. 2169p.
- Freitas M.F.L., Oliveira J.B., Cavalcanti M.D.B., Leite A.D., Magalhães V.S., Oliveira R.A. & Sobrinho A.E. 2002. Parasitos gastrointestinais de aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol. Latinoam.* 57(1-2):50-54.
- Giovannoni M. & Kubiak G.V.L. 2001. Fauna parasitológica paranaense. IV. Lista prévia da ocorrência de helmintos em animais domésticos. *Braz. Archs Biol. Technol.* 2(4):289-292.
- Gomes F.F., Machado H.H.S., Lemos L.S., Almeida L.G. & Daher R.F. 2009. Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ. *Ciênc. Anim. Bras.* 10(3):818-822.
- IBGE 2011. *Produção da Pecuária Municipal*. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão, Rio de Janeiro. 63p.
- Kajerova V. & Barus V. 2005. Psittacine birds (Aves: Psittaciformes) as new hosts of *Baruscapillaria obsignata* (Nematoda: Capillariidae). *Acta Vet. Brno* 74(4):571-574.
- Ketzis J.K., Taylor A., Bowman D.D., Brown D.L., Warnick L.D. & Erb H.N. 2002. *Chenopodium ambrosioides* and its essential oil as treatments for *Haemonchus contortus* and mixed adult-nematode infections in goats. *Small Rumin. Res.* 44:193-200.
- Lima E.M., Santos M.S.V., Tavares F.B., Andrade P.A. & Costa H.S. 2011. Perfil parasitológico intestinal de frangos caipiras criados em diferentes sistemas de criação. *Anais 9º Seminário Anual de Iniciação Científica, Parapuapebas, AM. (Resumo 72)*
- Lippens M., Huyghebaert G. & Scicutella S. 2006. The efficacy of microencapsulated, gastro-resistant blends of essential oils and/or organic acids in broiler diets. *Anais XII European Poultry Conference, Verona, Itália*, p.359. (Resumo)
- Marietto-Gonçalves G.A., Martins T.F., Lima E.T., Lopes R.S. & Andreatti Filho R.L. 2009. 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. *Ciênc. Anim. Bras.* 10(1):349-354.
- McDougald, L.R. 1997. Protozoa, p.865-883. In: Calnek B.W. (Ed.), *Diseases of Poultry*. 20ª ed. Iowa State University Press, Ames.
- Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 1997. Portaria nº 48, de 12 de maio de 1997. Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil, Brasília, DF, Seção 1, p.10165.
- Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2007. *Preconização*

- para registro de acaricidas. Disponível em <<http://www.agricultura.gov.br>> Acesso em 15 mar. 2007.
- Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2009. Intercâmbio comercial do agronegócio: principais mercados de destino. MAPA/ACS, Brasília. 469p.
- Oliveira R.G. 2003. Avaliação *in vivo* da ação anti-helmíntica de plantas consideradas medicinais como recurso potencial no controle de endoparasitos gastrintestinais de ovinos. Dissertação de Mestrado em Ciências Veterinárias, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS. 153p.
- OPAS 2010. Manual Veterinário de Colheita e Envio de Amostras. Panaftosa/OPAS/OMS, Rio de Janeiro. 218p.
- Permin A., Esmann J.B., Hoj C.H., Hove T. & Mukaratirwa S. 2002. Ecto-, endo- and haemoparasites in free-range chickens in the Goromonzi District in Zimbabwe. *Prev. Vet. Med.* 54:213-224.
- Powers K.G., Wood I.B., Eckert J., Gibson T. & Smitc H.J. 1982. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP): guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine and ovine). *Vet. Parasitol.* 10:265-284.
- 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. 2008. Endoparasitose em aves - revisão de literatura. *Revta Cient. Eletrôn. Med. Vet.* 6(11):1-6.
- Rostagno H.S., Albino L.F.T., Toledo R.S., Carvalho D.C.C. & Oliveira J.E. 2001. Nutritional evaluation of the Xtract® as an alternative to antibiotic growth promoters in broiler chickens diets. Degussa, Viçosa. 11p.
- Ruff M.D. 1999. Important parasites in poultry production systems. *Vet. Parasitol.* 84:337-347.
- Santos M.G. & Oliveira R.C. 2007. Endoparasitos de aves silvestres mantidas em cativeiro. Trabalho de Conclusão de Curso em Ciências Biológicas, Faculdade Assis Gurgacz, Cascavel, PR. 7p.
- Santos M.W., Ribeiro A.G.P. & Carvalho L.S. 2009. Criação de galinha caipira para produção de ovos em regime semi-intensivo. Programa Rio Rural, Superintendência de Desenvolvimento Sustentável, Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária, Pesca e Abastecimento, Niterói. 30p.
- Scott A.J. & Knott M.A. 1974. A cluster analysis method for grouping means in the analysis of variance. *Biometrics* 30:507-512.
- Silva E.V., Soares P., Cabral D.D. & Canabrava H.A.N. 2008. Efeito de *Carica papaya* L. (Caricaceae) e *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) sobre o desenvolvimento de ovos de nematódeos gastrintestinais de ovinos. Anais 12ª Seminário de Iniciação Científica, Uberlândia, MG, p.1-8. (Resumo)
- Sobral F.E.S. 2010. 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*. Dissertação de Mestrado em Zootecnia, Universidade Federal de Campina Grande, Patos, PB. 71p.
- Sobral F.E.S., Brandão P.A. & Athayde A.C.R. 2010. Utilização de fitoterápicos no tratamento de parasitoses em galinhas caipira criadas em sistema semi-extensivo. *Agropecu. Cient. Semi-árido* 6(1):1-6.
- Traesel C.K., Lopes S.T.A., Wolkmer P., Schmidt C., Santurio J.M. & Alves S.H. 2011a. Óleos essenciais como substituintes de antibióticos promotores de Crescimento em frangos de corte: perfil de soroproteínas e peroxidação lipídica. *Ciência Rural* 41(2):278-284.
- 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. 2011b. Serum biochemical profile and performance of broiler chickens fed diets containing essential oils and pepper. *Comp. Clin. Pathol.* 20(5):453-460.
- Vasconcelos O.I. 2000. Parasitose em aves de produção industrial, p.423-428. In: Junior A.B. & Macari M. (Eds), Doença das Aves. Facta, Campinas.
- Vercruysse J., Holdsworth P., Letonja T., Barth D., Conder G., Hamamoto K. & Okano K. 2001. International harmonization of anthelmintic efficacy guidelines (Part 1). *Vet. Parasitol.* 96:171-193.
- Veríssimo C.J. 2008. Alternativas de controle da verminose em pequenos ruminantes. Instituto de Zootecnia, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, Nova Odessa. 127p.
- Vicente J.J., Rodrigues H.O., Gomes D.C. & Pinto R.M. 1995. Nematóides do Brasil. IV. Nematóides de aves. *Revta Bras. Zool.* 12(1):1-273.
- Vieira S. 2008. Introdução à Bioestatística. Elsevier, Rio de Janeiro. 345p.
- WHO 2007. 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. 2011. Avicultura brasileira: perspectivas para o mercado consumidor chinês. *Race* 10(2):241-268.