

**UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
COORDENAÇÃO DO CURSO DE LICENCIATURA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
CURSO SUPERIOR DE LICENCIATURA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

RAFAEL FREIRE MIGUEL

**EFICIÊNCIA DE MÉTODOS NÃO CONVENCIONAIS PARA O
CONTROLE DO ÁCARO VERMELHO *Dermanyssus gallinae* (De Geer,
1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae)**

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

**SANTA HELENA
2019**

RAFAEL FREIRE MIGUEL

**EFICIÊNCIA DE MÉTODOS NÃO CONVENCIONAIS PARA O
CONTROLE DO ÁCARO VERMELHO *Dermanyssus gallinae* (De Geer,
1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae)**

Trabalho de Conclusão de Curso de Graduação, apresentado ao Curso Superior de Licenciatura em Ciências Biológicas, da Universidade Tecnológica Federal do Paraná – UTFPR, como requisito parcial para obtenção do título de Licenciado em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr. Daian Guilherme Pinto de Oliveira

**SANTA HELENA
2019**

TERMO DE APROVAÇÃO

RAFAEL FREIRE MIGUEL

EFICIÊNCIA DE MÉTODOS NÃO CONVENCIONAIS PARA O CONTROLE DO ÁCARO VERMELHO *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae)

Este trabalho de conclusão de curso foi apresentado no dia 19 de novembro de 2019, como requisito parcial para obtenção do título de Licenciado em Ciências Biológicas, outorgado pela Universidade Tecnológica Federal do Paraná. O aluno Rafael Freire Miguel, foi arguido pela Banca Examinadora composta pelos professores abaixo assinados. Após deliberação, a Banca Examinadora considerou o trabalho aprovado.

BANCA EXAMINADORA:

Prof. Dr. Deiane Santos Silva
UTFPR

Prof. Dr. Daniel Debona
UTFPR

Prof. Dr. Daian Guilherme Pinto de
Oliveira
Orientador - UTFPR

A Folha de Aprovação assinada encontra-se na Coordenação do Curso.

Aos meus pais; aos meus irmãos; aos meus amores, e a
todos que um dia passaram pela minha vida.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A minha vida sempre foi uma loucura, com muitas emoções, aventuras, encontros e desencontros nessa longa jornada. E gostaria de deixar registrado logo de início, mesmo que eu esqueça de agradecer alguém, saiba se um dia eu tive o prazer de conhecer você, com toda certeza se tornou alguém especial na minha vida, pois algo que sempre aprendi é que ninguém cruza o caminho de outro simplesmente por puro acaso.

Ao universo, pela evolução da vida neste mundo e todos os aspectos que proporcionam o desenvolvimento e sucesso de vida dos seres que habitam a terra.

As forças ainda inexplicáveis pelo ser humano, mas de que algumas formas agem para que nós possamos aproveitar os bons momentos da vida ao máximo.

À minha família, minha irmã Leticia que sempre foi minha motivação e exemplo de força, meu irmão Eric por sempre me apoiar e ser meu maior patrocinador, minha doce Geovanna, minha mãe Benedita e meu pai Jacir, por terem me dado a vida e todo o suporte e sacrifício para que eu nunca desistisse de alcançar meus sonhos e objetivos, por serem meus maiores incentivadores até mesmo nas minhas loucuras e escolhas de vida e por serem meus maiores exemplos de simplicidade, humildade, honestidade e amor, muito obrigado!

À todos meus demais familiares, avó Maria, tias e tios, primas e primos, e amigos da família, que mesmo longe, sempre me incentivaram para que eu não desistisse dos meus objetivos, em especial as tias Mara, Lucinha, Maria, Lazineira, Julia e Paulinha aos tios Dito, Macale, Floriano, João Luis, as primas Renata, Soninha, Ellen, Cassia, Cristinha, Tininha, Katia, Natalia, Ana Paula, Larissa, Simeia, Dani e Duda, aos primos Biro, Rogerio, Colino, Diguinho, Alex e João vitor, Mario e minha amiga e comadre Janaina e meus queridos afilhados, muito obrigado!

Aos meus melhores amigos e cúmplices nesta vida louca e incrível, meus irmãos e irmãs de coração Lucas Vidotto, Mateus Moltokaro e Gabriela Zavan, por sempre estarem ao meu lado nos momentos bons e ruins, sempre me desejando sorte e compreendendo as minhas ausências, me motivando e brigando quando preciso e o mais importante aguentando meus surtos de existência e me ajudando a colocar a cabeça no lugar para seguir em frente, muito obrigado!

Ao meu orientador e grande amigo, Prof. Dr. Daian, toda a minha admiração e carinho a esta pessoa incrível, que é um excelente profissional e exemplo de humildade que além de um ótimo orientador também foi um ótimo amigo, me apoiando e me ajudando em todos os momentos durante a graduação e minha vida pessoal, o meu mais sincero e singelo muito obrigado!!!

Ao Prof. Dr. Luis, que é um excelente profissional e co-orientador em diversos trabalhos, que tive o prazer de conhecer e conviver durante alguns momentos destes anos de graduação nos trabalhos de campos e laboratórios de iniciação científica, por todas as contribuições, por toda ajuda e auxílio prestado, colaborando sempre para o bom andamento dos trabalhos e fornecendo seu apoio em qualquer que fosse a situação, muito obrigado!!!

A minha grande amiga e excelente profissional Prof. Dr. DeJane, que demonstrou ser uma pessoa maravilhosa e incrível, que sempre demonstra ser exemplo de humildade em ajudar o próximo em quaisquer situações, sempre com valores éticos e morais elevados, que foi uma das forças a me puxar e me levantar quando nada mais parecia ter sentido na vida, muito obrigado!!!

Aos meus amigos, Geovanna, Isabela, Pietro, Natalia, Bruna, Kelin, Luan, Felipe, Bruno, Daiana, Carol, Thiago, Andressa, Taiane, Aline, Erick, Katiane, Silvio, Mikael, Gustavo, Karine, Nicolas, Fabi, e todos os outros que estiveram na minha vida, especialmente aqueles que foram meus companheiros durante toda minha graduação, compartilhando experiências, medos, sonhos, derrotas e vitórias. A todos, sem exceção, obrigado por fazerem parte da minha vida, e mesmo que a distância nos separem, jamais esquecerei de cada um de vocês, sentirei muitas saudades das nossas aventuras e loucuras vividas, muito obrigado!

Aos meus primeiros companheiros, amigos, Sandro (Xaxa), Daniel, Paulo Wesley e outros que passaram e deixaram sua marca, durante anos dividiram comigo muito mais do que uma república, mas também uma parte da sua vida, vocês são uma família República LisosSomos a primeira da UTFPR campus Santa Helena, obrigado! A todos da minha família do NOIA (núcleo de orientação integral de aprendizagem), Sem vocês eu jamais pensaria em fazer uma graduação, muito menos seguir uma profissão tão bela que é ser professor, vocês com toda certeza são meus maiores incentivadores em busca de uma vida melhor, sempre me apoiando, incentivando, e investindo tudo o que foi possível, sempre serei grato a cada um de vocês, Nora, Tati, Rô, Rodrigo, Vinicius, Guilherme, Thiago, Ednalva, Elizangela, Diane, Everton e todos

os excelentes profissionais que dedicaram muito do seu tempo para me ensinar e transmitir suas sabedorias e vivencias, muito obrigado!!!

Aos meus amigos que por todos os lugares que passei, joguei, vivi, muito obrigado!

A todos os profissionais do corpo docente e servidos, aos terceirizados, aos colegas e amigos da UTFPR dos treze campi, mas principalmente os do Campus Santa Helena, que fizeram parte do meu dia-a-dia, compartilhando diversos momentos e experiências inesquecíveis, contribuindo para a minha formação profissional e pessoal, todos sem exceções tiveram uma contribuição significativa em minha vida, muito obrigado!

A todos meus professores, da graduação, que contribuíram para minha formação. Em especial aqueles que se tornaram grandes amigos, por estarem desde o início de 2014, muito obrigado!

Aos meus amigos técnicos de laboratório, Karina, Leticia, Andreine, Fabricio e Jaqueline e aos bate papos diários no NUAPE, biblioteca, pátio do campus e demais setores que eu frequentava até de mais, Cassia, Lumiha, Diego, Debora, Cesar, Dona Cleide e aos demais, muito obrigado!

A toda gestão do campus Santa Helena que desempenham um ótimo trabalho, Prof. Dr. Calos, Prof. Dr. Adelmo, Prof. Dr. Daniel, Prof. Dr. Vanessa, Prof. Dr. Heleno, Prof. Dr. Rosangela e todos os demais envolvidos na construção e sucesso deste campus, muito obrigado!

UTFPR-SH e a UNIOESTE pelos espaços de laboratório e contrapartidas garantidas ao projeto, e a cooperativa LAR por fornecer o campo para realização dos experimentos.

Muito Obrigado!!!

“Será que eu já posso enlouquecer ou devo apenas sorrir?”
(Pitty)

RESUMO

MIGUEL, Rafael Freire. **Eficiência de métodos não convencionais para o controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae)**. 2019. 45p. Trabalho de Conclusão de Curso (Curso Superior de Licenciatura em Ciências Biológicas), Coordenação do Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas, Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Santa Helena, 2019.

A escassez de opções alternativas aos acaricidas químicos para o controle de *Dermanyssus gallinae* (Ácaro vermelho), faz com que os produtores busquem métodos alternativos de controle. O presente trabalho teve como objetivo avaliar, a eficiência de diferentes produtos não convencionas para o controle do ácaro-vermelho *D. gallinae*, em condições de laboratório e campo. Em laboratório foram avaliados sete tratamentos que consistiram de seis repetições com 25 ácaros cada (n=150), sendo: a) controle (água); b) hipoclorito de sódio 20%; c) óleo mineral 5%; d) detergente 10%; e) terra de diatomácea 20% (TD); f) fungo *Beauveria bassiana* não formulado (Unioeste 88); g) *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável (idem; 1×10^9 conídios/ml). Avaliaram-se as metodologias de contato direto e residual nos substratos de papel filtro, papelão e madeira. Em condições de campo, foram avaliados cinco tratamentos selecionados a partir dos testes de laboratório, com 8 repetições cada. Em laboratório, os tratamentos com detergente, TD, Fungo não formulado e fungo formulado em óleo, apresentaram destaque, ocasionando os maiores índices de mortalidade, nos substratos avaliados. Com relação ao experimento de campo, até 14 dias após a primeira aplicação não foi possível verificar nenhum efeito dos tratamentos avaliados (hipoclorito, TD, óleo mineral, fungo formulado). Na avaliação após 21 dias, a TD e o fungo formulado apresentaram menor população dos ácaros, o que se manteve nas avaliações com 28 e 35 dias. Assim, os resultados aqui obtidos demonstram o potencial do isolado Unioeste 88 do fungo *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável e não formulado, e a TD, para o controle de *D. gallinae*, como provável tática a ser incorporada no manejo desta praga. Mais estudos são necessários para verificar o potencial dos demais produtos avaliados, que também demonstraram ser promissores em algumas condições.

Palavras chave: Fungos Entomopatogênicos. Terra de Diatomáceas. Controle Alternativo. *Beauveria bassiana*.

ABSTRACT

MIGUEL, Rafael Freire. **Efficiency of unconventional methods for the control of red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae.** 2019. 45p. Trabalho de Conclusão de Curso (Curso Superior de Licenciatura em Ciências Biológicas), Coordenação do Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas, Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Santa Helena, 2019.

A selection of alternative options to chemical acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae* (red mite) lead producers to seek alternative control methods. The present work aimed to evaluate under efficiency of different products not suitable for the control of *D. gallinae* red mite under laboratory and field conditions. In the laboratory, seven procedures were applied that consisted of six repetitions with 25 mites each ($n = 150$), being: a) control (water); b) 20% sodium hypochlorite; c) 5% mineral oil; d) 10% detergent; e) 20% diatom earth (TD); f) unformulated *Beauveria bassiana* fungus (Unioeste 88); g) *B. bassiana* formulated in emulsifiable oil (idem; 1×10^9 conidia / ml). Treatments were evaluated as direct and residual contact methods on filter paper, paper and wood substrates. Under field conditions, five options were selected from the laboratory tests, with 8 repetitions each. In the laboratory, treatments with detergent, TD, unformulated fungus and oil-formulated fungus include, occasionally, the highest mortality rates in the substrates used. Regarding the field experiment, up to 14 days after the first application it was not possible to verify the application effect (hypochlorite, TD, mineral oil, formulated fungus). In the evaluation after 21 days, one DT and one fungus formulated the smallest population of mites, which maintained in the reviews with 28 and 35 days. Thus, the results selected here demonstrate the isolated potential Unioeste 88 of the fungus *B. bassiana* formulated in emulsifiable oil and not formulated, and a TD for *D. gallinae* control, as a probable tactic to be incorporated in the management of this pest. Further studies are needed to verify the potential of other applicable products, which also show promise in some conditions.

Keywords: Entomopathogenic fungi. Diatomaceous earth. Alternative control. *Beauveria bassiana*.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	11
2	OBJETIVOS	11
2.1	Objetivo geral	12
2.2	Objetivos específicos	12
3	REFERENCIAL TEÓRICO	12
3.1	Biologia e importância de <i>Dermanyssus gallinae</i>	12
3.1.1	Ciclo de vida de <i>D. gallinae</i>	13
3.1.2	Ambiente e temperatura	15
3.2	Estratégias de Controle para <i>Dermanyssus gallinae</i>	15
3.2.1	Controle químico	16
3.3	Vacinas	16
3.4	Controle comportamental	17
3.5	Métodos físicos	17
3.5.1	Óleos essenciais e extratos vegetais	17
3.5.2	Pós Inertes	18
3.6	Controle biológico	19
3.6.1	Organismos predadores	19
3.6.2	Fungos entomopatogênicos	20
4	MATERIAL E MÉTODOS	23
4.1	Ácaros	23
4.1.1	Produção do fungo	23
4.2	Bioensaio de laboratório	24
4.2.1	Tratamentos avaliados	24
4.2.2	Bioensaio de aplicação tópica (Contato direto)	24
4.2.3	Bioensaio de aplicação residual	25
4.3	Bioensaio de campo	26
4.3.1	Aviário	26
4.4	Análises Estatísticas	27
5	RESULTADOS	27
5.1	Bioensaios Laboratório	28
5.1.2	Experimento Papel Filtro (Contato Direto e Residual)	28
6	Discussão	35
7	CONCLUSÕES	37
8	CONSIDERAÇÕES FINAIS	38

1 INTRODUÇÃO

A produção de ovos de galinha, se caracteriza por aves confinadas em gaiolas, em grande parte dos países produtores, o que garante maior produção em menor espaço físico. Porém, esse sistema favorece o aparecimento de artrópodes-pragas e a propagação de inúmeras doenças infecto-contagiosas para as aves. Nesse contexto, destaca-se o ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Mesostigmata: Dermanyssidae) por ser um ácaro hematófago e cosmopolita e que normalmente ocorre com o “status” de praga no Brasil e no mundo. Esta praga causa perda de peso nas aves, diminuição na postura, anemia por espoliação sanguínea e, em casos mais graves, pode levar o animal à morte, causando grandes perdas financeiras. Além disso, foi comprovado que o ácaro é transmissor de patógenos às aves, incluindo *Escherichia coli*, *Salmonella* e *Coxiella burnetii* e diversos vírus. Em todos esses casos, o ácaro pode adquirir os microrganismos por meio do repasto sanguíneo em aves infectadas (MORO et al, 2010; PEREIRA, 2009; HARRINGTON et al., 2011).

O controle químico tem sido a estratégia mais utilizada contra o ácaro vermelho e, embora aparentemente eficaz por causar reduções momentâneas na população da praga, trazem consequências, como resíduos nos ovos, riscos de intoxicação dos trabalhadores e das aves, além da contaminação ambiental e seleção de populações de ácaros resistentes (CHAUVE, 1998).

Assim, estratégias alternativas e eficientes de controle do ácaro são necessárias. Estudos realizados na Europa, Irã, Egito e Brasil mostraram o potencial dos fungos entomopatogênicos das espécies *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. (STEENBERG; KILPINEN, 2003; KAOUD, 2010; TAVASSOLI et al., 2008; KILPINEN; STEENBERG, 2009; OLIVEIRA, 2014).

Contudo, no Brasil, onde o ácaro tem grande importância, estudos adaptados às nossas condições são ainda incipientes, sendo necessário o teste de diferentes alternativas para o controle do ácaro-vermelho, principalmente a utilização de fungos entomopatogênicos e outros produtos utilizados empiricamente por produtores.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

O presente trabalho teve como objetivo avaliar, a eficiência de diferentes produtos não convencionas para o controle do ácaro vermelho (*D. gallinae*), em condições de laboratório e campo.

2.2 Objetivos específicos

- Verificar os efeitos dos tratamentos, via aplicação por contato direto e residual em madeira, papelão e papel filtro, dos seguintes produtos: controle (água); hipoclorito de sódio 20%; óleo mineral 5%; detergente 10%; terra de diatomácea 10% (TD); fungo *Beauveria bassiana* não formulado (suspensão em água; isolado Unioeste 88, 1×10^9 conídios/ml); *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável (isolado Unioeste 88, 1×10^9 conídios/ml);
- Comparar a eficiência do isolado do fungo *B. bassiana* com outros tratamentos não agroquímicos para o controle do ácaro vermelho;
- Avaliar a atividade acaricida destes diferentes produtos, idem;
- Analisar a flutuação populacional de *D. gallinae* antes, durante e após as aplicações dos produtos: controle (sem água); hipoclorito de sódio 20%; óleo mineral 5%; terra de diatomácea 10% (TD); fungo *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável (isolado Unioeste 88, 1×10^9 conídios/ml) em aviário comercial de galinhas poedeiras.

3 REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 Biologia e importância de *Dermanyssus gallinae*

No Brasil, existem registros de diversos ácaros hematófagos; três espécies parasitam galinhas de postura: *D. gallinae*, *Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini & Fanzago, 1887) e *Ornithonyssus Bursa* (Berlese, 1888).

D. gallinae pertence à família Dermanyssidae, que inclui ácaros fitófagos, saprófagos, predadores e parasitas hematófagos. O ácaro vermelho apresenta ampla distribuição mundial, sendo uma das mais importantes pragas da avicultura, causando

problemas à saúde e ao bem-estar das aves (LESNA et al., 2009; SPARAGANO et al., 2009; KOENRAADT e DICKE, 2010; PRITCHARD et al., 2015). *D. gallinae* é comumente encontrado parasitando galinhas e, por ser um ácaro cosmopolita e hematófago, possui “*status*” de praga no Brasil e no mundo. Este ácaro não atinge somente galinhas podendo ser parasita de outros animais durante o repasto sanguíneo, como, aves domésticas e silvestres, roedores, cães, gatos e equinos, sendo os mamíferos hospedeiros acidentais deste ácaro (GOLDOVÁ et al., 2006; MIGNON e LOSSON, 2008). Causa efeitos diretos nas aves como perda de peso, danos na plumagem, erupções cutâneas, estresse e alterações comportamentais, ocasionando diminuição da postura e anemia por espoliação sanguínea podendo levar o animal à morte. Além disso, é potencial vetor de patógenos destacando-se bactérias *Escherichia coli*, *Salmonella sp*, *Coxiella burnetii* e *Erysipelothrix rhusiopathiae*, as quais são adquiridas por meio do repasto sanguíneo em aves infectadas (CHIRICO et al., 2003; MORO et al., 2007; HARRINGTON et al., 2011; PEREIRA, 2009). O ácaro vermelho é potencial vetor de diversos vírus, como o vírus da encefalite equina do Leste, vírus da encefalite equina venezuelana e há relatos de transmissão do vírus Saint Louis a aves silvestre (DURDEN et al., 1993).

D. gallinae e algumas espécies do gênero *Ornithonyssus*, além de serem ectoparasitos de importância veterinária, possuem importância em saúde pública, uma vez que, acidentalmente, podem parasitar seres humanos. Os ácaros *O. sylviarum* e *O. bursa* podem realizar todo seu ciclo biológico no corpo do hospedeiro, diferentemente do ácaro vermelho das galinhas (*D. gallinae*), que realiza o repasto sanguíneo e sai do corpo do hospedeiro (SIKES e CHAMBERLAIN, 1954).

D. gallinae tem alta capacidade de sobrevivência, aproximadamente três meses, mesmo sem se alimentar, enquanto outros ácaros como *O. sylviarum*, sobrevive poucos dias (KIRKWOOD, 1967; TUCCI et al., 1998). Diversos estudos já apontaram a ocorrência de *D. gallinae* em diversas regiões do mundo.

3.1.1 Ciclo de vida de *D. gallinae*

A maior parte do ciclo vida deste ácaro ocorre com o repasto sanguíneo, normalmente no período noturno e com o ambiente escuro, quando as aves dormem; neste período, o ácaro ingurgita-se e sai do corpo do hospedeiro, recorrendo apenas a este quando vai alimentar (MULLEN & DURDEN, 2009).

O seu ciclo de vida passa por cinco fases, sendo elas: ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto, igualmente para macho ou fêmea e ambos hematófagos.

O período de pré-oviposição e oviposição ocorre quando as fêmeas atingem a fase adulta, entre 12 a 48 horas após a refeição sanguínea, depositando seus ovos em forma elíptica, que variam na quantidade de três a sete ovos de coloração cristalina (semelhantes a pérolas), no mesmo local que ocorre o acasalamento e alojamento diurno. Durante toda a vida, uma fêmea pode ovipositar cerca de 25 a 35 ovos. As larvas irão eclodir em um período de dois a três dias depois da oviposição; após a eclosão, as larvas não se alimentam e apresentam coloração branca cristalina, sua primeira muda é realizada em torno de um a dois dias.

As ninfas de primeiro estágio, também denominadas de protoninfas se alimentam de sangue e realizam a muda entre dois e três dias para deutoninfas. No seu segundo estágio como deutoninfas, o ácaro realiza o repasto sanguíneo durante dois a três dias, feito isto, ocorre a muda para fase adulta.

Nesse estágio, os ácaros adultos possuem características morfológicas pouco distintas entre os sexos. As fêmeas são mais evidenciadas pelo seu tamanho e apresentam coloração mais acinzentada antes de se alimentarem, e ao se ingurgitarem, apresentam coloração vermelha escura após a ingestão de sangue do hospedeiro. As fêmeas visitam ao hospedeiro várias vezes para se alimentar, e intercalando-se seguidas de um período de ovoposição, sendo repetidas até oito vezes.

O ciclo de *D. gallinae* completa-se entre sete a dez dias até a fase adulta, podendo ocorrer variações neste ciclo devido a variações nas condições dentro do aviário, que por muitos fatores propicia um aumento súbito das populações de ácaros em poucas semanas dentro dos aviários (TUCCI e GUIMARÃES, 1998; PEREIRA, 2011; CUNHA, 2013; NORDENFORS & HOGLUND, 2000).

D. gallinae pode apresenta tamanho em torno de 1mm a 1,5mm de comprimento, sendo que sua coloração pode variar de branco-acinzentado, marrom escuro a vermelho intenso ou negro quando ingurgitado, dependendo da quantidade de sangue que tenham ingerido durante repasto (SILLOS, 2002; SPARAGANO et al., 2014).

3.1.2 Ambiente e temperatura

O hábitat de *D. gallinae* no período diurno ocorre preferencialmente em fendas e frestas da madeira, em acúmulo de penas, poeiras, comida e teias de aranha e nas estruturas metálicas das gaiolas, e o ácaro só irá procurar o hospedeiro para realizar o repasto sanguíneo no período noturno (TUCCI e GUIMARÃES, 1998; MUL et al., 2009; KOENRAADT e DICKE, 2010; PEREIRA, 2011; SPARAGANO et al., 2014).

Por se tratar de um parasita que vive fora do hospedeiro, o *D. gallinae* necessita de condições internas no aviário que sejam propícias para seu desenvolvimento. A temperatura do ambiente varia, por volta de 25°C a 30°C e umidade relativa de aproximadamente 70% a 90%, e as condições letais para o ácaro ocorre com temperaturas negativas ou acima de 45°C. A temperatura também é algo determinante na flutuação da população de ácaros dentro do aviário de postura comercial (TUCCI e GUIMARÃES, 1998, TUCCI, PRADO e ARAÚJO, 2008; MUL et al., 2009; OTHMAN, ABDALLAH, ABO-OMAR, 2012).

3.2 Estratégias de Controle para *Dermanyssus gallinae*

No Brasil e no mundo, produtores de diversas culturas enfrentam grandes desafios cotidianos para controle de pragas agrícolas e veterinárias, com destaque aos avicultores que possuem problemáticas relacionadas ao método de controle tradicional, que se baseia na utilização de acaricidas e inseticidas químicos para o controle de *D. gallinae* e não possuem liberação e registros para estes fins. Atualmente, somente um produto acaricida é registrado para uso em aviário de poedeiras, o produto Exzolt (Fluralaner), desenvolvido pela MSD Saúde Animal (conhecida, nos EUA e Canadá, como Merck Animal Health).

Frente a essa demanda, estudos e pesquisas relacionadas ao controle alternativo de pragas foram iniciadas em países como Europa e Ásia, sendo constantemente difundidas para países em desenvolvimento. Contudo, no Brasil, onde o ácaro tem grande importância, existem poucos estudos adaptados e aprimorados às nossas condições.

As pesquisas envolvendo pós inertes, inimigos naturais, derivados de plantas e vacinas são áreas em desenvolvimento e demonstram ser promissoras (MUL et al., 2009; HARRINGTON et al., 2011; REZENDE et al., 2013; SPARAGANO; GEORGE e HARRINGTON, 2014).

3.2.1 Controle químico

O uso de acaricidas sintéticos é a estratégia mais utilizada contra o ácaro *D. gallinae*. Embora aparentemente eficaz por causarem reduções momentâneas na população da praga, o uso contínuo e inadequado destes produtos traz consequências e riscos com a exposição aos seus resíduos, tanto para os ovos, galinhas e principalmente aos avicultores e consumidor final, além da contaminação ambiental e seleção de ácaros resistentes (CHAUVE, 1998; MUL *et al.*, 2009).

Produtos com essas substâncias, muitas vezes sem registro e de origem agrícola, são utilizadas indiscriminadamente contra ácaros em aviários comerciais. Além de proporcionar risco residual pelo manejo inadequado, tais produtos podem acarretar resistência de *D. gallinae*, tornando o uso de acaricidas ineficaz. Estudos realizados na Itália, Reino Unido, Suécia e França demonstraram que aspectos desta resistência adquirida e a ineficiência pelo uso indiscriminado de acaricidas, apresentando outros agravantes, pois é necessário que o produto entre em contato direto com o ácaro. No entanto, a forma de alojamento do ácaro em frestas e ranhuras nas estruturas do aviário, faz com que os resíduos dos produtos intensifiquem a resistência. Assim, o uso destes produtos químicos tornou-se proibido em vários países (HARRINGTON, GEORGE, GUY & SPARAGANO, 2011; SPARAGANO *et al.*, 2014; HARRINGTON *et al.*, 2011; MUL *et al.*, 2009).

3.3 Vacinas

O desenvolvimento de vacinas pode ser outro método auxiliar para o controle de *D. gallinae*. Estudos recentes analisaram a viabilidade de vacinas a base de proteínas homólogas, proteínas recombinantes ou antígenos somáticos, demonstrando ser uma alternativa bastante atrativa. No entanto, seu avanço ainda é lento por se tratar de uma área nova e pela falta de estudos ecológicos da relação *D. gallinae* – aves. Outros limitantes são as dificuldades na identificação e caracterização de novos antígenos (SPARAGANO *et al.*, 2014; ARKLE *et al.*, 2008).

A vacinação das aves possui diversos pontos positivos em relação aos acaricidas, pois não deixam resíduos no alimento e ambiente, previnem a ocorrência de resistências nas populações de ácaros, de fácil administração via oral pelo

bebedouro aplicando-se na água das aves e sem necessitar de intervalos de segurança (HARRINGTON et al., 2011).

D. gallinae é capaz de adaptar o seu comportamento reprodutivo e mediar as respostas inflamatórias iniciais das aves, por este motivo a vacinação deve estimular e induzir anticorpos do sangue das aves a coagularem o sangue no corpo do ácaro logo após sua ingestão e ser capaz de deixar a pele da ave mais espessa dificultando a penetração pelo ácaro (HARRINGTON et al., 2011; JACKSON et al., 2009).

3.4 Controle comportamental

Os feromônios e cairomônios possuem indicativos positivos para sua utilização conjuntas a outros métodos alternativos, como sua aplicação auxiliar em armadilhas durante o monitoramento populacional, ou repelente que interfere no processo de agregação e reprodução do ácaro. No entanto, possui alguns fatores limitantes que pode ocasionar baixa persistência dessas substâncias no ambiente por serem voláteis e a atratividade que as penas exercem (KOENRAADT e DICKE 2010).

3.5 Métodos físicos

Alguns métodos utilizados são a variação de temperaturas dentro dos aviários, tendo em vista que temperaturas negativas e acima de 45°C são letais para *D. gallinae*, e a intercalação da iluminação tem efeito sobre a frequência e hábito alimentar do ácaro. No entanto, com o uso desses métodos, ao longo do tempo, os ácaros podem se adaptar. Tais métodos possuem pouca eficiência para o controle de *D. gallinae*, pois exigem maior investimento por parte do produtos e cuidados com a saúde das aves, sendo recomendado ser utilizado em combinação de outros métodos e no período de vazio sanitário (TUCCI, PRADO e ARAÚJO, 2008; MUL et al., 2009; SPARAGANO et al., 2014).

3.5.1 Óleos essenciais e extratos vegetais

O potencial de plantas no controle de pragas é conhecido, pois fornecem, por exemplo, os óleos essenciais e os extratos que são compostos biologicamente ativos, ricos em metabólitos secundários, extraídos por meio de processamento da matéria vegetal, porém pouco explorado. Além de serem usados diretamente no controle de pragas, possuem resultados bastante promissores, com propriedades acaricidas, podendo fornecer moléculas modelo para a síntese de novos produtos tornando-se

uma alternativa para o controle de pragas (GEORGE et al., 2010; KIM, YI, TAK & AHN, 2004; KIM, NA, YI, KIM & AHN, 2007; MAURER, PERLER & HECKENDORN, 2009;).

O óleo de nim (*Azadirachta indica*), comercializado como Mite-stop®, à base de extrato de sementes de nim, tem demonstrado ser bastante eficiente e referido como um produto eficaz no combate a cerca de 200 espécies de artrópodes, incluindo *D. gallinae* (LUNDH; WIKTELIUS e CHIRICO, 2005; ABDEL-GHAFFAR et al., 2008; LOCHER et al., 2010).

Estudos sobre a eficácia de óleos essenciais de 56 plantas sobre *D. gallinae* demonstraram a mortalidade de 100% dos ácaros, durante os testes de toxicidade e por contato (concentrações de 0,07 mg de óleo por cm²) (KIM et al.; 2004).

Em um estudo semelhante, realizado com 50 óleos essenciais de plantas, foi observado 100% de mortalidade em cinco tratamentos utilizados, e em 20, a morte de 80% dos ácaros ao fim de 24 horas em concentrações de 0,14 mg de óleo por cm² (GEORGE et al.; 2010).

Diversos outros estudos laboratoriais verificaram atividade acaricida conduzidos para o controle de *D. gallinae*, tanto com óleos essenciais quanto com extratos vegetais, utilizando diferentes solventes, que demonstraram alta toxicidade para o ácaro, em preparação aquosa e etanólica contra *D. gallinae* (MORRONE et al. 2001; KIM et al. 2007; EBRAHIMI et al. 2015; TABARI et al. 2017; RAJABPOUR et al. 2018).

Em diversos bioensaios realizados em campo; com extrato e óleo essencial de alho e tomilho, foram observados reduções de 74% a 96% na população de ácaros ao final dos experimentos, demonstrando a eficácia destes métodos alternativos para o controle de *D. gallinae* (Gorji, Gorji e Rajabloo 2014)

3.5.2 Pós Inertes

Os pós inertes têm ganhado destaque no mercado por se tratar de algo inovador e com potencial para o controle de pragas principalmente na avicultura, sendo substâncias provenientes de sílicas, terra de diatomáceas, caulins e talcos, e atóxicas para aves e mamíferos.

Por serem produtos comercializados em forma de pó, os produtores podem ter dificuldades durante as aplicações, assim, formulações líquidas podem ser utilizadas com a mesma eficiência, limitando a ocorrência de reações alérgicas pela constante

aspiração do produto. Além disso, os pós inertes dificilmente podem levar populações de *D. gallinae* à resistência (MUL et al., 2009).

As diatomáceas contêm sílica, uma substância que age diretamente por contato, aderindo ao tegumento, e por um processo físico de esfoliação ocorre a remoção da camada de lipídios cuticulares do exoesqueleto que protege o ácaro, levando à dessecação seguida de morte (MAURER & PERLER, 2006).

No caso dessas substâncias, há vários trabalhos que demonstram seu potencial, qualidade da matéria-prima e a sua eficácia, tanto em laboratório quanto em campo, para o controle de *D. gallinae* (MAURER & PERLER, 2006; KILPINEN & STEENBERG 2009; MAURER et al., 2009; SCHULZ et al., 2014).

3.6 Controle biológico

3.6.1 Organismos predadores

O controle biológico é composto por um ou mais tipos de organismos benéficos, denominados inimigos naturais, que reduzem a população da praga alvo (PARRA et al., 2002).

Em muitas culturas agrícolas inimigos naturais são utilizados para o controle de pragas, e têm demonstrado serem eficientes, apesar da dependência de fatores ambientais e da dinâmica populacional relacionada a pragas e predadores. (SPARAGANO et al., 2014).

Embora predadores e parasitas ocorram naturalmente em diversos ambientes, sua presença pode não ser suficiente para o controle de elevadas populações da praga de interesse. Quando isso ocorre, é necessário interferir através da liberação massiva de indivíduos que foram reproduzidos artificialmente, que demonstram ser altamente eficientes em sistemas fechados de produção, como os aviários comerciais, que constituem um local adequado e propício para este tipo de controle biológico.

Contudo, ainda há poucos estudos relacionados ao controle de *D. gallinae*, utilizando-se predadores e parasitas. Entre os inimigos naturais, destacam-se *Strongylopsalis mathurini* (Moreira, 1933) (Dermaptera); os ácaros predadores *Hypoaspis aculeifer* (Canestrini, 1884) (Mesostigmata; Laelapidae), *Stratiolaelaps scimituse* (Berlese, 1892) (Mesostigmata; Laelapidae) e *Androlaelaps casalis*

(Berlese, 1887) (Mesostigmata; Laelapidae), são espécies de ácaros que possuem potencial para o controle de *D. gallinae*.

Essas espécies podem ocorrer naturalmente em aviários comerciais, além destas, outras espécies de predadores ou parasitas de *D. gallinae* permanecem provavelmente por serem descobertas (LESNA et al. 2009; 2012; HARRINGTON et al., 2011).

No entanto, para o sucesso desse tipo de controle é necessário levar em consideração alguns fatores, como aspectos comportamentais da população de ácaros, dinâmica populacional dos predadores que sejam capazes de manter a população da praga abaixo do nível de dano, produtividade em massa, controle do microclima nos aviários, e cuidados com limpeza e aplicações químicas para controle de outras pragas (MUL et al., 2009; SPARAGANO et al., 2004).

3.6.2 Fungos entomopatogênicos

Fungos entomopatogênicos são microrganismos de ocorrência natural no meio ambiente, capazes de causar doenças em artrópodes, levando-os à morte sem deixar resíduos no meio ambiente. Ao atingir a praga-alvo, as estruturas infectivas do fungo germinam e penetram no corpo do artrópode através da cutícula, paralisando os órgãos internos, levando-o à morte (CHANDLER et al., 2000).

Estudos realizados em laboratório e em campo para o controle de *D. gallinae* têm utilizado diversos fungos entomopatogênicos, como *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill. (Hypocreales; Cordycipitaceae), *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff; Sorokin) (Hypocreales; Clavicipitaceae), *Trichoderma álbum* (Preuss, Linnaea) (Hypocreales; Hypocreaceae) e *Paecilomyces fumosoroseus* (Wizw) (Hypocreales; Clavicipitaceae), (atualmente *Isaria fumosorosea*), no entanto mesmo se conhecendo a eficiência destes fungos em outras culturas de vegetais, o uso em aviários comerciais ainda é recente e possui muitos aspectos a serem explorados (OLIVEIRA et al., 2014).

Os fungos entomopatogênicos possuem grande destaque no controle biológico de ácaros na avicultura, por apresentar eficiência e capacidade de altos índices de mortalidade do ácaro e com capacidade de infectar outros ácaros, devido seu crescimento sobre o cadáver produzindo estruturas infectivas que se mantêm persistentes no ambiente. Além disso, outro aspecto importante dos fungos é que são

seletivos quanto aos seus hospedeiros. Isso é vantajoso para o controle de pragas, pois não infectam outros organismos não-alvos, como outros artrópodes, aves, mamíferos, e a capacidade do fungo em se desenvolver nas temperaturas e umidades encontradas nos aviários comerciais não representa risco para o meio ambiente (MUL et al., 2009).

Em estudo comparando a eficiência de seis diferentes isolados dos fungos entomopatogênicos, *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *P. fumosoroseus*, demonstrou-se que os isolados de *B. bassiana* possuem maior virulência, causando mortalidade de 60%, após cinco dias (STEENBERG e KILPINEN 2003). Em outro estudo, Steenberg e Kilpinen (2003) avaliaram três isolados de *B. bassiana* e dois de *M. anisopliae* sendo que *B. bassiana* se destacou em relação aos outros dois isolados de *M. anisopliae*. No entanto, em um bioensaio de simulação de campo, o isolado selecionado e aplicado em uma estrutura de aviário, não teve resultados satisfatórios (STEENBERG, KILPINEN e MOORE 2006).

Bioensaios realizados contra *D. gallinae* nas fases de ninfa e adultos com três isolados de *M. anisopliae*, nas diferentes concentrações de conídios/ml, tiveram resultados promissores contra o ácaro, e a eficiência foi comprovada com o aumento do tempo de exposição e concentrações (TAVASSOLI et al., 2008). Em outro estudo realizado em campo, dois dos isolados, utilizados no experimento anterior, e outro isolado de *M. anisopliae*, foram testados nas concentrações maiores de conídios/ml, demonstrando que a menor concentração não houve diferença significativa quando se compara os isolados com a testemunha. No entanto, na maior concentração, os resultados foram significativos, demonstrando o potencial desses fungos para o controle de *D. gallinae* (TAVASSOLI et al.; 2011).

Em uma avaliação sobre aplicação direta de *B. bassiana* e *T. album* contra *D. gallinae*, obteve-se mortalidade elevada, sendo 65% e 90% respectivamente, em apenas cinco dias. No teste por pulverização, a mortalidade atingiu 80% com o isolado de *B. bassiana* e 100% com o isolado de *T. album* isoladamente esse resultado positivo se manteve na pulverização realizada com a combinação dos dois fungos, demonstrando assim, o alto potencial contra o ácaro *D. gallinae* (KAOUD 2010).

Outros resultados promissores de fungos entomopatogênicos foram obtidos em uma avaliação utilizando-se um isolado nativo de *B. bassiana*, nas concentrações de 1×10^5 , 1×10^7 e 1×10^9 conídios/ml, contra o ácaro nas suas fases de ninfa e adultos,

obtendo mortalidade de 100% em ambas as fases, com exposição de 12 a 14 dias respectivamente (IMMEDIATO et al., 2015).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Ácaros

Os ácaros foram coletados manualmente com auxílio de pinceis em aviários de postura comercial, de forma ativa, nos locais de acúmulos e focos, armazenando-os em sacos plásticos lacrados (ziplock) e em caixa de isopor, sendo, então, transportados até o laboratório.

No laboratório, os ácaros foram selecionados com auxílio de um pincel macio e fino, com o critério de selecionar fêmeas ingurgitadas e ativas que foram transferidas para tubos de fundo chato, fechados com tampões confeccionada em algodão hidrofóbico e tecido voil e climatizados por 24h.

4.1.1 Produção do fungo

O isolado utilizado foi o Unioeste 88 do fungo *Beauveria bassiana*, selecionado previamente em estudo realizado por Kasburg (2016), avaliando a eficácia e segurança na redução da população de ácaro vermelho, com potencial de utilização no manejo dessa praga.

O fungo foi multiplicado em arroz e os conídios foram coletados e formulados de acordo com cada ensaio e tratamento. A produção foi realizada seguindo a metodologia descrita por Leite et al. (2003), utilizando-se arroz parboilizado, o qual foi submerso em água destilada em uma bandeja plástica por 50 minutos. Em seguida, 200g de arroz foram colocados em sacos de polipropileno, fechados e autoclavados por 20 min a 120°C. Após resfriamento, os sacos foram inoculados com 1 ml da suspensão de conídios (1×10^9 conídios/ml) produzidos previamente em meio de cultura ME (ALVES; PEREIRA, 1998). Os sacos foram incubados em BOD a $26 \pm 1^\circ\text{C}$ e 14h de fotofase durante 10 dias, e posteriormente abertos e distribuídos em bandejas plásticas, sendo um saco por bandeja. Nelas permaneceram por mais quatro dias para que ocorresse o completo crescimento e conidiogênese do fungo sobre o arroz. Após esse período, as bandejas foram colocadas para secagem do arroz utilizando um desumidificador. O arroz contendo o fungo foi peneirado para se separar somente os conídios, os quais foram armazenados em freezer a -20°C até o momento da preparação dos bioensaios.

4.2 Bioensaio de laboratório

4.2.1 Tratamentos avaliados

Os tratamentos para todos os bioensaios foram:

- I. Controle (água);
- II. Hipoclorito de sódio 20% (água sanitária);
- III. Óleo mineral 5% (substituição alternativa ao óleo diesel queimado);
- IV. Detergente neutro 10%;
- V. Terra de Diatomácea (TD) 10%;
- VI. Fungo *B. bassiana* não formulado (Suspensão em água; isolado Unioeste 88, 1×10^9 conídios/mL);
- VII. Fungo *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável.

Foram utilizadas seis repetições por tratamento, e para todos os bioensaios a parcela experimental (repetição) constituiu em um tubo de vidro de fundo chato contendo 25 ácaros, totalizando 150 ácaros (n).

As avaliações foram realizadas durante sete dias de observação após o início do bioensaio, sendo considerados mortos os ácaros que não apresentaram mobilidade visível, nem responderam ao toque com pincel.

4.2.2 Bioensaio de aplicação tópica (Contato direto)

Para a avaliação da atividade tópica dos tratamentos, foram utilizadas diferentes estruturas, sendo elas:

- Seções de papel filtro esterilizadas (1×1,5 cm) parcialmente dobrados ao meio, de forma que formassem um “V”, foram dispostos sobre uma superfície e isolados em círculos com detergente em formato de arenas para que os ácaros não se dispersassem sobre a mesa;
- Pedacos de madeira esterilizados (1×1,5 cm), confeccionados com pregadores de madeira convencionais para roupas (simulando a estrutura encontrada nos aviários para sustentação das gaiolas);

Com as estruturas prontas, devidamente esterilizadas e isoladas em círculos com detergente em uma superfície, foram acrescentados 25 ácaros em cada, e

deixados até cessar a locomoção e permanecem aglomerados sobre a estrutura. Em seguida, alíquotas de 50 µl dos tratamentos foram aplicadas, com auxílio de uma micropipeta, sobre o aglomerado de ácaros em suas devidas estruturas. Após a aplicação, os ácaros foram transferidos para tubos de vidro de fundo chato fechados com tampões confeccionada em algodão e tecido voil.

4.2.3 Bioensaio de aplicação residual

Foram utilizadas como estruturas para aplicação residual:

- Seções de papel filtro esterilizadas (1×1,5 cm), parcialmente dobrados ao meio, de forma que formassem um “V”, foram dispostos sobre uma superfície e isolados em círculos em forma de areias com detergente para que os ácaros não se dispersassem;
- Seções de papelão corrugado esterilizadas (1×1,5 cm), dispostos em superfície isolada com detergente, como anteriormente citado (simulando a situação da armadilha utilizada com os ácaros);
- Pedacos de madeira esterilizados (1×1,5 cm), confeccionados com pregadores de madeira convencionais para roupas (simulando a estrutura encontrada nos aviários para sustentação das gaiolas);
- Envelope de papel filtro esterilizado (o qual promove o contato forçado com os tratamentos e efeito de fumigação).

Cada experimento consistiu de seis repetições por tratamento (conforme já descrito). Após a aplicação de 500 µL de cada tratamento, as estruturas tratadas foram deixadas para secar por 24h. Em seguida, os 25 ácaros foram transferidos para os tubos de vidro de fundo chato, juntamente com as estruturas tratadas (seções de papel filtro, papelão corrugado, madeira), sendo as avaliações realizadas por sete dias consecutivos, sendo considerados mortos os ácaros que não apresentaram mobilidade visível, nem responderam ao toque com pincel.

Para os tratamentos em envelope de papel filtro, os ácaros foram transferidos para os envelopes após as 24h, sendo esses lacrados e incubados em condições controladas ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$) por três dias. Após, os envelopes foram abertos e os ácaros transferidos para tubos de vidro, incubando-se na mesma condição por cinco dias, completando assim 8 dias de incubação do experimento, e avaliando-se a mortalidade dos ácaros diariamente.

4.3 Bioensaio de campo

4.3.1 Aviário

O experimento de campo foi conduzido em uma propriedade com aviários de posturas comercial localizado no município de Serranópolis do Iguaçu, PR, por se tratar de dois aviários na mesma propriedade que apresentam infestações de *D. gallinae* e por não apresentarem histórico recente de utilização de acaricidas. Os aviários possuíam aproximadamente 11 mil galinhas da raça Bovans White, que estavam com 50 semanas de idade, sendo 4 a 5 galinhas por gaiola. Os aviários apresentam dimensões de 120m × 3,3m, com corredor de cimento, estrutura de madeira e duas fileiras de gaiolas metálicas, seguindo modelo o californiano, com alimentação automatizada; coleta manual de ovos; sem controle automático de temperatura ou luminosidade. No manejo normal do aviário foi realizado o tratamento com cal no chão e varrição do interior do aviário no mínimo duas vezes na semana.

O aviário recebeu os seguintes tratamentos:

- I. Controle (não foi aplicado água, devido a teste prévios que comprovou não ter interferência);
- II. Hipoclorito de sódio 20%;
- III. Óleo mineral 5%;
- IV. Terra de Diatomácea 10% (TD);
- V. Fungo (Isolado Unioeste 88) *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável, 1×10^9 conídios/ml.

Cada tratamento foi constituído de oito repetições cada, totalizando 40 blocos com seis gaiolas por bloco, distribuídos de forma equidistante ao longo do aviário, com aproximadamente 2 metros de distância. Os tratamentos seguiram o delineamento em blocos. A população dos ácaros foi avaliada por sete dias que antecederam a aplicação, e o experimento foi realizado no aviário com maior infestação de ácaros

Para a pulverização, a qual foi realizada de maneira concentrada na madeira de sustentação abaixo das gaiolas (local que apresentava muitos focos de ácaros por todo o aviário), cada bloco recebeu os devidos tratamentos utilizando-se um pulverizador costal de cilindro a gás (CO₂), acoplado a garrafas pet de 2L de

capacidade que continham os tratamentos. O equipamento possuía bico cônico e vazão de 80cm³ em sete segundos cronometrados, em cada bloco. Foi realizado duas aplicações no aviário, a cada sete dias. Após a primeira aplicação o procedimento foi repetido, com reaplicação dos tratamentos. A testemunha não recebeu nenhum tipo de aplicação, e todas as armadilhas foram retiradas antes das aplicações e substituídas pelas novas ao término de todas as pulverizações.

As 40 armadilhas de tubo plástico com papel corrugado (modelo avivet) permaneceram no aviário por sete dias, após este período foram retiradas e substituídas por outras novas. As armadilhas, quando coletadas, foram colocadas em sacos plásticos individuais, lacradas e foram transportadas até o laboratório em caixa de isopor, onde permaneceram em freezer -4°C por 24 horas para imobilização e morte dos ácaros. Posteriormente, foi realizada a pesagem para estimar a quantidade e verificar a flutuação populacional.

Para estimar a quantidade de ácaros nas armadilhas, previamente foram pesadas 10 amostras de 500 ácaros, obtendo-se assim o valor médio de 0,9 g/500 ácaros.

4.4 Análises Estatísticas

Para os experimentos de laboratório, os dados foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk. Os dados foram analisados utilizando-se a análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas segundo teste de Scott-Knott ($p \leq 0,05$). A comparação entre metodologias de aplicação foi realizada pelo teste T de Student-Newman-Keuls ($p \leq 0,05$). Para correção de mortalidade dos tratamentos foi aplicada a fórmula de Schneider-Orelli's (PUNTENER, 1981).

O experimento de campo foi realizado utilizando-se o Delineamento de Blocos Aleatorizados, e os dados foram avaliados por ANOVA para medidas repetidas com teste de Scott-Knott ($p \leq 0,05$). Todas as análises foram feitas por meio do programa SISVAR 5.7 (FERREIRA, 2011).

5 RESULTADOS

5.1 Bioensaios Laboratório

5.1.2 Experimento Papel Filtro (Contato Direto e Residual)

Nos bioensaios de papel filtro, verificou-se que, por contato e residual *in vitro* de tratamentos não convencionais contra o ácaro vermelho, ocorreu mortalidade em todos os tratamentos (Tabela 1).

Por contato direto, verificou-se que os maiores índices de mortalidade foram obtidos nos tratamentos com Detergente (100%), *B. bassiana* formulado (98,3%) e Terra de Diatomácea (96,7%), os quais não diferiram entre si. O efeito residual foi observado em todos os tratamentos, verificando-se os maiores índices de mortalidade com o fungo *B. bassiana* no tratamento formulado em óleo (100%), e no não formulado (99%). A Terra de Diatomácea apresentou somente 13,9% de mortalidade no residual, diferindo significativamente do observado no contato direto.

Não houve diferença significativa entre as metodologias com Hipoclorito de sódio e Fungo *B. bassiana* formulado em óleo.

Tabela 1 – Mortalidade (%) total *in vitro* de *Dermanyssus gallinae* em ação de tratamentos não convencionais por contato direto e residual em papel filtro.

Tratamentos	Metodologia	
	Contato Direto	Residual
Controle (água)	0,0 ± 0,0 D	0,0 ± 0,0 D
Hipoclorito de sódio 20%	50,0 ± 6,7 C	50,5 ± 12,9 B
Óleo mineral 5%	61,7 ± 1,6 C	20,8 ± 10,3 C*
Detergente 10%	100,0 ± 0,0 A	66,4 ± 12,5 B*
Terra de Diatomáceas 10%	96,7 ± 2,0 A	13,9 ± 3,6 C*
** <i>B. bassiana</i> (não formulado)	77,5 ± 7,8 B	99,0 ± 1,0 A*
** <i>B. bassiana</i> (óleo emulsionável)	98,3 ± 1,7 A	100,0 ± 0,0 A
C.V.	12,6%	27,1%

Médias (\pm EPM) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$). **Fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88, concentração de 1×10^9 conídios/ml. *Diferem significativamente segundo o teste T ($p \leq 0,05$).

5.1.3 Experimento Envelope (Residual forçado/fumigação)

No bioensaio na metodologia de ação em residual forçado/fumigação em envelope de tratamentos não convencionais contra o ácaro-vermelho, verificou-se que

os maiores índices de mortalidade total foram obtidos nos tratamentos com *B. bassiana* formulado (96%) e *B. bassiana* não formulado (91%), os quais não diferiram estatisticamente entre si (Tabela 2). O tratamento com Terra de diatomácea apresentou índices de mortalidade de 76%, e diferiu de todos os demais. O tratamento com Detergente apresentou índices intermediários de mortalidade (49%), diferindo do Óleo mineral (24%) e dos outros tratamentos. O Hipoclorito de sódio não apresentou mortalidade (0%).

Tabela 2 –. Mortalidade (%) total *in vitro* de *Dermanyssus gallinae* em ação de tratamentos não convencionais por efeito residual forçado/fumigação.

Tratamentos	% de Mortalidade
Controle (água)	0,0 ± 0,0 E
Hipoclorito de sódio 20%	0,0 ± 0,0 E
Óleo mineral 5%	24,7 ± 5,1 D
Detergente 10%	49,4 ± 5,8 C
Terra de Diatomáceas 10%	76,5 ± 7,4 B
**<i>Beauveria bassiana</i> (não formulado)	91,8 ± 5,5 A
**<i>Beauveria bassiana</i> (óleo emulsionável)	96,5 ± 3,5 A
C.V.	20,2%

Médias (±EPM) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$). **Fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88, concentração de 1×10^9 conídios/ml.

5.1.4 Experimento Papelão (Residual)

No bioensaio na metodologia de ação residual em papelão de tratamentos não convencionais contra o ácaro-vermelho (Tabela 3), verificaram-se maiores índices de mortalidade nos tratamentos com Detergente (41%), *B. bassiana* não formulado (34%) e *B. bassiana* formulado (29%), os quais não diferiram significativamente entre si.

O tratamento com Óleo mineral apresentou índice de mortalidade de 3%, mas não diferiu significativamente dos tratamentos com Hipoclorito de sódio (0%), Terra de diatomácea (0%) e do Controle.

Tabela 3 – Mortalidade (%) total *in vitro* de *Dermanyssus gallinae* em ação de tratamentos não convencionais por efeito residual em papelão.

Tratamentos	% de Mortalidade
Controle (água)	0,0 ± 0,0 B
Hipoclorito de sódio 20%	0,6 ± 0,6 B
Óleo mineral 5%	3,6 ± 2,0 B
Detergente 10%	41,8 ± 9,3 A
Terra de Diatomáceas 10%	0,0 ± 0,0 B
** <i>Beauveria bassiana</i> (não formulado)	34,3 ± 9,4 A
** <i>Beauveria bassiana</i> (óleo emulsionável)	29,9 ± 7,3 A
C.V.	27,8%

Médias (\pm EPM) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$). **Fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88, concentração de 1×10^9 conídios/ml.

5.1.5 Experimento Madeira (Contato Direto e Residual)

Nos bioensaios nas metodologias de ação em contato direto e residual em madeira de tratamentos não convencionais contra o ácaro-vermelho (Tabela 4), verificou-se que no contato direto os maiores índices de mortalidade foram obtidos nos tratamentos com Terra de diatomáceas (100%), *B. bassiana* formulado (94,3%) e *B. bassiana* não formulado (81,4%), que não diferiram entre si. Os tratamentos Óleo mineral (34,3%) e Detergente (30%) não apresentaram diferença nas análises quando comparados.

No efeito residual, foram verificados os maiores índices de mortalidade com o fungo *B. bassiana* formulado (61,5%), não formulado (35,2%), e Terra de diatomáceas

(54,2%), os quais não apresentaram diferença significativa entre si. Óleo Mineral, Hipoclorito e Detergente apresentaram 26%, 11,3% e 5% de mortalidade, respectivamente.

Comparando-se os tratamentos nas duas metodologias, contato direto e residual, só foi verificada diferença significativa para o fungo *B. bassiana* formulado, fungo não formulado e Terra de diatomáceas, sendo os maiores índices obtidos por contato direto.

Tabela 4 –. Mortalidade (%) total *in vitro* de *Dermanyssus gallinae* em ação de tratamentos não convencionais por contato direto e residual em madeira.

Tratamentos	Metodologia	
	Contato Direto	Residual
Controle (água)	0,0 ± 0,0 C	0,0 ± 0,0 E
Hipoclorito de sódio 20%	2,9 ± 1,8 C	11,3 ± 5,6 C
Óleo mineral 5%	34,3 ± 14,0 B	26,0 ± 6,9 B
Detergente 10%	30,0 ± 8,9 B	5,0 ± 2,0 D
Terra de Diatomáceas 10%	100,0 ± 0,0 A	54,2 ± 7,3 A*
** <i>B. bassiana</i> (não formulado)	81,4 ± 7,4 A	35,4 ± 9,4 A*
** <i>B. bassiana</i> (óleo emulsionável)	94,3 ± 4,2 A	61,5 ± 11,1 A*
C.V.	25,9%	35,8%

Médias (\pm EPM) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$). Fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88, concentração de 1×10^9 conídios/ml. *Diferem significativamente segundo teste T ($p \leq 0,05$).

5.2 Experimento em Campo

No bioensaio de campo, a flutuação populacional do ácaro amostrada pelas armadilhas foi acompanhada por sete semanas (Figura 1).

Comparando-se os resultados obtidos entre os blocos de tratamentos (na coluna), é possível verificar que a população prévia e no dia do tratamento (0), não diferia ao longo do tempo no aviário (Tabela 5). Na avaliação sete dias após a primeira aplicação, a população no Controle se mostrou maior que nos tratamentos. Na avaliação 14 dias após a primeira aplicação a população voltou a não diferir, e 21 dias após a primeira aplicação, os tratamentos Terra de diatomáceas, Óleo mineral e Fungo *B. bassiana* apresentaram menor quantidade de ácaros coletados nas armadilhas. Quando se avaliou 28 e 35 dias após a primeira aplicação, os tratamentos

Terra de diatomáceas e Fungo apresentaram menor quantidade de ácaros nas armadilhas denotando população significativamente menor.

Analisando-se cada tratamento entre as semanas de avaliação (na linha), o tratamento Controle demonstrou que a população amostrada aumentou após o dia da aplicação, e aumentou novamente na avaliação após 35 dias. No tratamento Hipoclorito de sódio, a população se manteve igual e aumentou na avaliação após 35 dias. A Terra de diatomáceas apresentou aumento na população 14 dias após a aplicação, diminuindo nas avaliações seguintes e voltando a aumentar na avaliação após 35 dias. No tratamento com Óleo mineral, a população demonstrou aumento após 14 e 28 dias, aumentando ainda mais na avaliação após 35 dias. Já para o tratamento com o Fungo *B. bassiana*, a população apresentou aumento após 14 dias, seguido de redução nas avaliações com 21 e 28 dias, e voltou a aumentar na avaliação após 35 dias.

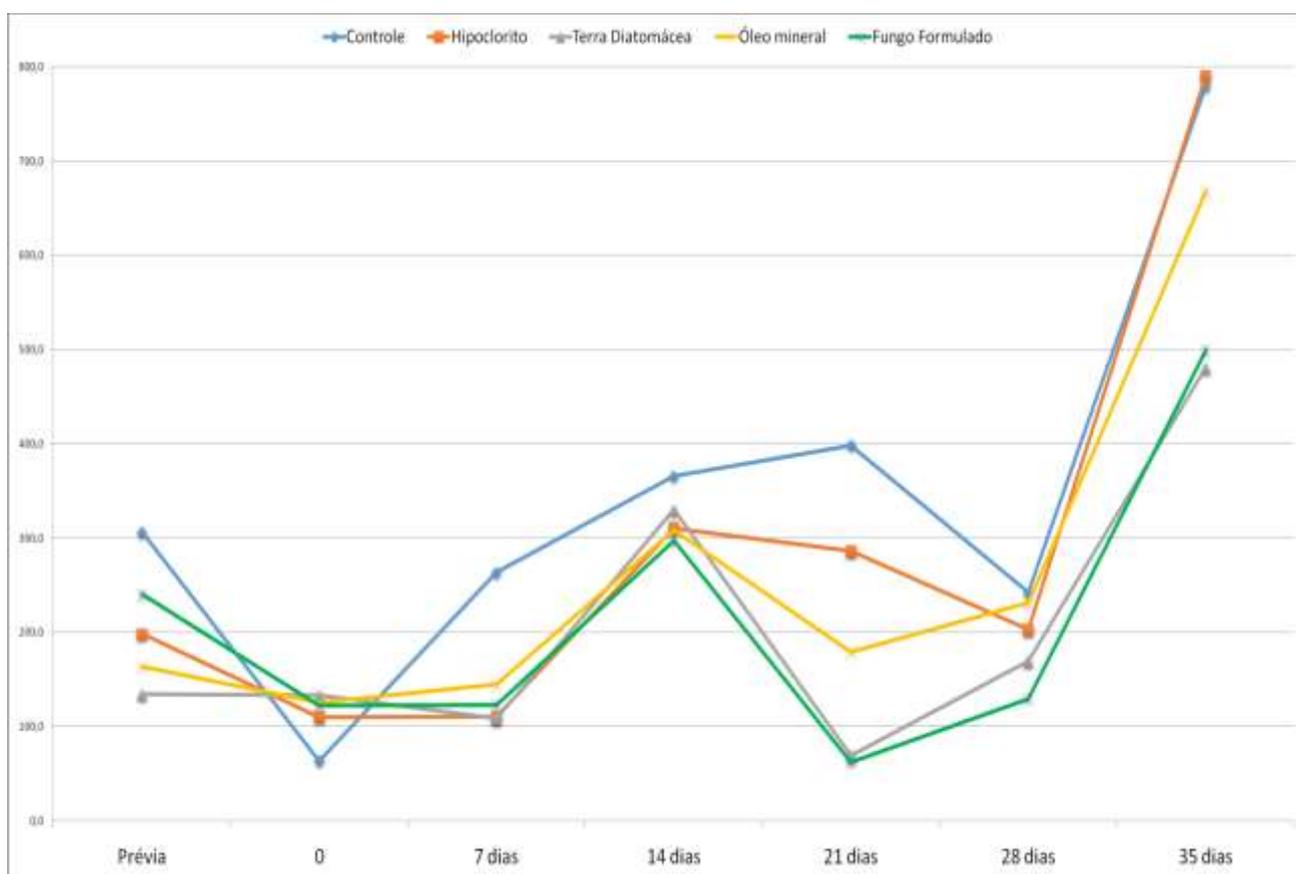


Figura 1. Flutuação populacional do ácaro-vermelho *Dermanyssus gallinae* coletados em armadilhas em aviário comercial tratado com diferentes produtos não convencionais.

Tabela 5. Número médio de ninfas e adultos de *Dermanyssus gallinae* coletados em armadilhas em aviário comercial pré e após o tratamento com diferentes produtos não convencionais.

Tratamentos	Avaliações (dias)						
	Prévia	0*	7*	14	21	28	35
Controle	306,2±76,9 A b	63,6±18,7 A c	263,5±66,8 A b	365,7±13,4 A b	398,5±111,3 A b	242,4±13,6 A b	779,2±67,6 A a
Hipoclorito sódio	198,5±71,0 A b	110,1±18,0 A b	110,3±18,9 B b	310,6±18,0 A b	286,2±93,2 A b	202,8±5,8 A b	790,3±88,8 A a
Terra Diatomáceas	134,5±49,9 A c	133,2±18,2 A c	108,6±26,8 B c	330,2±11,3 A b	68,9±15,2 B c	169,6±25,0 B c	480,9±17,4 B a
Óleo mineral	163,6±44,8 A a	125,7±20,1 A a	145,2±20,8 B a	308,3±17,3 A b	179,2±33,0 B a	231,5±13,0 A b	668,1±68,0 A a
<i>B. bassiana</i> F.	240,3±48,6 A c	122,4±21,3 A d	123,0±3,5 B d	297,1±60,7 A b	62,3±19,0 B d	129,4±36,3 B d	499,3±7,22 B a

Médias (±EPM) seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna, e minúscula na linha, não diferem entre si segundo o teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$). **Fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88, concentração de 1×10^9 conídios/ml. *As aplicações dos tratamentos foram feitas na semana 0 e repetidas após 7 dias

6 Discussão

Estudos no Brasil sobre o controle de *D. gallinae* utilizando isolados de fungos entomopatogênicos e outros métodos com produtos alternativos são quase inexistentes e a falta de registros de pesquisas realizadas visando ao controle do ácaro-vermelho, dificultam a busca de dados comparativos na literatura. Este estudo propôs a utilização de métodos e aplicações de diferentes produtos não convencionais em laboratório e campo para o controle de ácaro vermelho.

O isolado Unioeste 88 vem sendo testado para o controle do ácaro vermelho e foi selecionado para ser utilizado neste trabalho. Os demais tratamentos, como hipoclorito de sódio (água sanitária), óleo mineral (substituto alternativo ao óleo diesel queimado), detergente neutro comum e a terra de diatomáceas (que vem sendo testada para registro no controle do ácaro), foram escolhidos por serem de uso popular pelos avicultores, recomendados pelas integradoras como alternativas, e não apresentarem risco a saúde e bem-estar das aves e dos produtores.

Kasburg et al. (2016) demonstrou que a utilização de isolados de *Beauveria bassiana* patogênicos ao ácaro *D. gallinae*, apresentaram maiores porcentagens de mortalidade confirmada de 14,2 a 78,1% em relação aos isolados de *Metarhizium anisopliae* com 16,2 a 43,8%. Outros autores demonstraram que *B. bassiana* apresenta resultados equivalentes à *M. anisopliae*, e as diferenças podem estar relacionadas com alguns fatores como o tempo de exposição e a concentração da formulação aplicada (KAUD 2010; STEENBERG, KILPINEN e MOORE 2006; IMMEDIATO et al. 2015; KASBURG, 2016).

Dentre os isolados avaliados por KASBURG et al. (2016), destacaram-se os isolados Unioeste 57, Unioeste 62, Unioeste 69 e Unioeste 88, todos pertencentes à espécie *B. bassiana*, causando mortalidade confirmada mínima de 70%. Em comparação da atividade acaricida dos quatro isolados selecionados, as análises demonstraram que a mortalidade confirmada variou de 57,6% a 73,8%, destacando-se os isolados Unioeste 69 e Unioeste 88.

Nos bioensaios de contato direto, os índices de mortalidade por fungo (Unioeste 88), variaram entre 70% a 100%, sendo semelhantes aos dados obtidos por Kasburg et al. (2016) e Kaoud (2010), que apresentaram variações entre 65% a 80% no período

de 5 a 10 dias após a exposição direta dos ácaros aos conídios do fungo de *B. bassiana*.

As variações nos resultados aqui obtidos com o fungo podem estar relacionadas no tipo de metodologia utilizada, à variabilidade genética do isolado de fungo, que podem interferir em diversos processos que acarretariam na morte do ácaro (Oliveira 2014).

Para Terra de Diatomáceas, a efetividade foi mais evidente quando aplicada por contato direto, e resultados semelhantes foram obtidos por autores que avaliaram o potencial da Terra de Diatomáceas no controle de *D. gallinae* em condições de laboratório (KILPINEN e STEENBERG 2009, SCHULZ et al. 2014).

Os tratamentos com óleo, detergente e água sanitária demonstraram relativa efetividade, dependendo da estratégia de aplicação ou substrato avaliado. Isso confirma que, apesar de serem produtos facilmente obtidos e às vezes recomendados pela integradora aos produtores, tem potencial para serem utilizados em aplicações sobre os focos do ácaro. Novos estudos são necessários para entender melhor os modos de ação, efetividade e limitações desses compostos.

Com relação aos resultados em campo, em trabalho semelhante realizado por Kasburg (2016) com o mesmo isolado do fungo *B. bassiana* observou-se que a eficiência após a primeira aplicação foi de 35,3%, passando para 54,4%, e finalmente 61,7%, mostrando a eficiência do fungo em duas aplicações contra *D. gallinae*, após 21 dias de avaliação. Nos resultados aqui obtidos, a eficiência não foi tão acentuada, e apesar de ser possível verificar menor quantidade de ácaros nos tratamentos com o fungo e com a Terra de Diatomáceas após 21, 28 e 35 dias em relação aos demais, até 14 dias as populações se mostraram equivalentes, caracterizando um tempo maior para surtir o efeito dos tratamentos sobre a população da praga.

A ação mais lenta do fungo em comparação a outros tratamentos é bem conhecida, e pode ser resultado da complexidade do processo de infecção e aumento gradativo da eficiência do fungo, o que já foi observado avaliando *B. bassiana* para o controle de ácaros de culturas agrícolas (TAMAI, 2002; IMMEDIATO et al., 2015; MARTINS, 2014).

Além disso, pôde-se observar que 14 dias após a primeira aplicação do início do experimento, as populações se igualaram e, aos 21 dias, houve uma diminuição no crescimento da população tratada com fungo Unioeste 88 e com a Terra de

Diatomáceas, com diminuição intermediária nos tratamentos com Hipoclorito de sódio e Óleo mineral, enquanto que a população no controle aumentou. A diferença no comportamento populacional nos diferentes tratamentos se evidencia pela queda nos blocos tratados e aumento no Controle, demonstrando a eficiência de alguns tratamentos.

Kasburg (2016) sugere que a aplicação do fungo em água+Tween 80 (0,1%) pode diminuir o tempo de exposição dos ácaros aos conídios viáveis, por iniciar o processo de germinação. A autora também indica a formulação do fungo em óleo emulsionável, conforme realizado neste experimento, de forma que aumentasse a viabilidade e tempo de exposição.

A formulação em óleo apresenta maior sobrevivência dos conídios por fornecer proteção contra efeitos externo como temperatura e umidade, melhorando o desempenho e função de forma a reduzir do tamanho das gotas, maior aderência a superfícies tratadas e fixação dos conídios ao corpo do ácaro (KASBURG 2016).

Em estudo de campo, utilizando formulação do fungo *B. bassiana* em óleo de girassol na concentração de 1×10^9 conídios/ml, Tavassoli et al. (2011) verificaram que a formulação teve maior eficiência na primeira semana até o final das avaliações, e observaram que com esta formulação em óleo vegetal, melhorou a aderência com às penas, às gaiolas metálicas e às demais estruturas do aviário.

Conforme aqui observado, e segundo Oliveira (2009) e Kasburg (2016), a variação e diferença nos valores obtidos entre os bioensaios de laboratório e campo podem ser explicadas pela presença de fatores ambientais não controláveis no campo como temperatura, umidade, vento, entre outros, que podem ter relação direta e alterar e afetar a eficiência patogênica dos isolados de fungos, e neste caso de outros tratamentos.

7 CONCLUSÕES

Os resultados aqui obtidos demonstram o potencial de alguns tratamentos, com destaque para o isolado Unioeste 88 do fungo *B. bassiana* formulado em óleo emulsionável, não formulado e a Terra de Diatomácea, para o controle de ácaro-vermelho, como provável tática a ser incorporada no manejo desta praga.

8 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com este trabalho é possível verificar o potencial de produtos biológicos e não convencionais para o controle de *D. gallinae*, e potenciais métodos de formulação e aplicação em aviários comerciais de postura, com segurança para aves, produtor e consumidor. No entanto, novos estudos devem ser realizados para se obter maiores informações sobre o controle do ácaro-vermelho no Brasil.

REFERÊNCIAS

ABDEL-GHAFFAR, Fathy et al. Field study on the efficacy of an extract of neem seed (Mite-Stop®) against the red mite *Dermanyssus gallinae* naturally infecting poultry in Egypt. **Parasitology research**, v. 103, n. 3, p. 481-485, 2008.

ALVES, L. F. A. et al. Ação da terra de diatomácea contra adultos do cascudinho *Alphitobius diaperinus* (Panzer, 1797)(Coleoptera: Tenebrionidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 73, n. 1, p. 115-118, 2006.

ALVES, Luis FA; OLIVEIRA, Daian GP; NEVES, P. M. O. J. Fatores que afetam a eficiência da Terra de Diatomácea no controle de adultos de *Alphitobius diaperinus* (Panzer)(Coleoptera: Tenebrionidae). **Neotropical entomology**, v. 37, n. 6, p. 716-722, 2008.

ALVES, Luis Francisco Angeli et al. In vitro assay and morphological characterization of a new product based on diatomaceous earth for lesser mealworm control in poultry houses. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 84, 2017.

ALVES, S. B.; PEREIRA, R. M. Produção de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em bandejas. **Ecosistema**, v. 14, n. 14, p. 188-192, 1989.

ARKLE, Sam et al. Immunological control of the poultry red mite: The use of whole mite antigens as a vaccine candidate. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1149, n. 1, p. 36-40, 2008.

BISHOPP, F. C. & WOOD, H. P. **Mites and lice on poultry**. Washington, D.C.: Washington -Government Printing Office, 1917.

BRAIBANTE, Mara Elisa Fortes; ZAPPE, Janessa Aline. A química dos agrotóxicos. **Química nova na escola**, v. 34, n. 1, p. 10-15, 2012.

CHANDLER, D. et al. Fungal biocontrol of Acari. **Biocontrol Science and Technology**, v. 10, n. 4, p. 357-384, 2000.

CHAUVE, Claude. The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): current situation and future prospects for control. **Veterinary parasitology**, v. 79, n. 3, p. 239-245, 1998.

CHIRICO, J. et al. The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, a potential vector of *Erysipelothrix rhusiopathiae* causing erysipelas in hens. **Medical and veterinary entomology**, v. 17, n. 2, p. 232-234, 2003.

CUNHA, Lucas Maciel. Aspectos epidemiológicos relacionados à ocorrência de ácaros hematófagos em granjas comerciais de postura no Estado de Minas Gerais e avaliação de armadilhas para captura de *Dermanyssus gallinae* (ACARI: DERMANYSSIDAE)(DE GEER, 1778). 2013.

DURDEN, Lance A.; LINTHICUM, Kenneth J.; MONATH, Thomas P. Laboratory transmission of eastern equine encephalomyelitis virus to chickens by chicken mites (Acari: Dermanyssidae). **Journal of medical entomology**, v. 30, n. 1, p. 281-285, 1993.

EBRAHIMI, Mansour et al. In vitro acaricidal effects of Thyme essential oil, Tobacco extract and Carbaryl against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Scientia Parasitologica**, v. 16, n. 3, p. 89-94, 2015.

EL-WAKEIL, Nabil E. RETRACTED ARTICLE: Botanical Pesticides and Their Mode of Action. **Gesunde Pflanzen**, v. 65, n. 4, p. 125-149, 2013.

FERREIRA, DANIEL FURTADO. Sisvar: a computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia (UFLA)*, v. 35, n.6, p. 1039-1042, 2011

FLECHTMANN, Carlos HW. **Ácaros de importância médico-veterinária**. NBL Editora, 1973.

GEORGE, D. R. et al. Environmental interactions with the toxicity of plant essential oils to the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Medical and veterinary entomology**, v. 24, n. 1, p. 1-8, 2010.

GEORGE, D. R. et al. In vitro and in vivo acaricidal activity and residual toxicity of spinosad to the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary parasitology**, v. 173, n. 3-4, p. 307-316, 2010.

GODINHO, R. P.; ALVES, L. F. A. Método de avaliação de população de cascudinho (*Alphitobius diaperinus*) Panzer em aviários de frango de corte. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, n. 1, p. 107-110, 2009.

GOLDOVÁ, Mária et al. Parasitoses in pheasants (*Phasianus colchicus*) in confined systems. **Vet Arhiv**, v. 76, p. 83-9, 2006.

GORJI, Shohreh Faghihzadeh; GORJI, Sina Faghihzadeh; RAJABLOO, Mohammad. The field efficacy of garlic extract against *Dermanyssus gallinae* in layer farms of Babol, Iran. **Parasitology research**, v. 113, n. 3, p. 1209-1213, 2014.

HARRINGTON, D. W. J. et al. Opportunities for integrated pest management to control the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. **World's poultry science journal**, v. 67, n. 1, p. 83-94, 2011.

IMMEDIATO, Davide et al. Laboratory evaluation of a native strain of *Beauveria bassiana* for controlling *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)(Acari: Dermanyssidae). **Veterinary parasitology**, v. 212, n. 3-4, p. 478-482, 2015.

JACKSON, Joseph A. et al. Immunomodulatory parasites and toll-like receptor-mediated tumour necrosis factor alpha responsiveness in wild mammals. **BMC biology**, v. 7, n. 1, p. 16, 2009.

KAOUD, H. A.; EL-DAHSHAN, Ahmed R. Effect of red mite (*Dermanyssus gallinae*) infestation on the performance and immune profile in vaccinated broiler breeder flocks. **Journal of American Science**, v. 6, n. 8, p. 72-78, 2010.

KASBURG, Cristiane Regina et al. Seleção e caracterização de isolados de fungos entomopatogênicos visando ao controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). 2016.

KILPINEN, O; STEENBERG, T. Inert dusts and their effects on the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). In: **Control of Poultry Mites (Dermanyssus)**. Springer, Dordrecht, 2009. p. 51-62.

KIM, Soon-II et al. Acaricidal activity of plant essential oils against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Veterinary parasitology**, v. 120, n. 4, p. 297-304, 2004.

KIM, Soon-II et al. Contact and fumigant toxicity of oriental medicinal plant extracts against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Veterinary Parasitology**, v. 145, n. 3-4, p. 377-382, 2007.

KIRKWOOD, A. C. Anemia in poultry infested with red mite *Dermanyssus gallinae*. **Vet. Rec.**, v. 80, p. 514-516, 1967.

KOENRAADT, C. J. M.; DICKE, M. The role of volatiles in aggregation and host-seeking of the haematophagous poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 50, n. 3, p. 191-199, 2010.

LEITE, Luis G. et al. Produção de fungos entomopatogênicos. **Ribeirão Preto: AS Pinto**, p. 59, 2003.

LESNA, Izabela et al. Candidate predators for biological control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. In: **Control of Poultry Mites (Dermanyssus)**. Springer, Dordrecht, 2009. p. 63-80.

LESNA, Izabela et al. Laboratory tests for controlling poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*) with predatory mites in small 'laying hen' cages. **Experimental and Applied Acarology**, v. 58, n. 4, p. 371-383, 2012.

LOCHER, Nina et al. In vitro and field studies on the contact and fumigant toxicity of a neem-product (Mite-Stop®) against the developmental stages of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Parasitology research**, v. 107, n. 2, p. 417-423, 2010.

LUNDH, Jenny; WIKTELIUS, Daniel; CHIRICO, Jan. Azadirachtin-impregnated traps for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 130, n. 3-4, p. 337-342, 2005.

MARTINS, Claudécir Castilho. Seleção e caracterização de isolados do fungo *Beauveria bassiana* visando ao controle do ácaro branco *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae). 2014. 54 f. Dissertação (Mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2014.

MAURER, V.; PERLER, E. Silicas for control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. In: Organic Congress, Odense, Denmark, 30-31 de Maio, 2006.

MAURER, V.; PERLER, E.; HECKENDORN, F. In vitro efficacies of oils, silicas and plant preparations against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. *Experimental and Applied Acarology*, v. 48, p. 31-41, 2009.

MIGNON, Bernard; LOSSON, Bertrand. Dermatitis in a horse associated with the poultry mite (*Dermanyssus gallinae*). **Veterinary dermatology**, v. 19, n. 1, p. 38-43, 2008.

MORO, C. Valiente; CHAUVE, C.; ZENNER, L. Experimental infection of Salmonella Enteritidis by the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 146, n. 3-4, p. 329-336, 2007.

MORRONE, F. et al. Ação acaricida de extratos foliares de espécies de Coffea (Rubiaceae) sobre *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)(Acari: Dermanyssidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 68, n. 2, p. 43-47, 2001.

MUL, Monique et al. Control methods for *Dermanyssus gallinae* in systems for laying hens: results of an international seminar. **World's Poultry Science Journal**, v. 65, n. 4, p. 589-600, 2009.

MULLEN, Gary R.; DURDEN, Lance A. (Ed.). **Medical and veterinary entomology**. Academic press, 2009.

NAUEN, R. et al. Acetylcholine receptors as sites for developing neonicotinoid insecticides. In: **Biochemical sites of insecticide action and resistance**. Springer, Berlin, Heidelberg, 2001. p. 77-105.

NORDENFORS, H.; HOGLUND, J. Long term dynamics of *Dermanyssus gallinae* in relation to mite control measures in aviary systems for layers. **British poultry science**, v. 41, n. 5, p. 533-540, 2000.

OLIVEIRA, D. G. P.; ALVES, L. F. A.; SOSA-GÓMEZ, D. R. Advances and perspectives of the use of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for the control of arthropod pests in poultry production. **Brazilian Journal of Poultry Science**, v. 16, n. 1, p. 01-12, 2014.

OTHMAN, Rateb Aref; ABDALLAH, Jihad M.; ABO-OMAR, Jamal. Prevalence of the red mite (*Dermanyssus gallinae*) in layer flocks in four districts in northern West Bank, Palestine. **Open Journal of Animal Sciences**, v. 2, n. 2, p. 106, 2012.

PARRA, JOSÉ ROBERTO P. et al. Controle biológico: terminologia. **Controle Biológico no Brasil: parasitóides e predadores. São Paulo. Manole editora**, p. 1-16, 2002.

PEREIRA MC. Ectoparasitose. In: Revollo L, Ferreira AJP, (eds.). *Patologia Aviária*. 1ª ed. Cap. 34: 322-327, 2009.

PEREIRA, Diogo Miguel da Costa. **Dermanyssus gallinae em galinhas poedeiras em bateria: carga parasitária, acção vectorial e ensaio de campo de um biopesticida**. 2011. Trabalho de Conclusão de Curso. Universidade Técnica de Lisboa. Faculdade de Medicina Veterinária.

PRITCHARD, James et al. Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*: a review. **Avian Pathology**, v. 44, n. 3, p. 143-153, 2015.

PÜNTENER W., 1981 Manual for field trials in plant protection second edition. Agricultural Division, Ciba-Geigy Limited. Disponível em: <http://www.ehabsoft.com/ldpline/onlinecontrol.htm#HendersonTilton>

RAJABPOUR, Ali; MASHHADI, Ali Reza Abdali; GHORBANI, Mohammad Reza. Acaricidal and repellent properties of some plant extracts against poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Mesostigmata: Dermanyssidae). **Persian Journal of Acarology**, v. 7, n. 1, 2018.

REZENDE, Leandro do Carmo et al. Mites affecting hen egg production: some considerations for Brazilian farms. **Ciência Rural**, v. 43, n. 7, p. 1230-1237, 2013.

ROHDE C, ALVES LFA, NEVES PMOJ, ALVES SB, SILVA ERL, ALMEIDA JEM. 2006. Seleção de Isolados de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. E *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. contra o Cascudinho *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae). *Neotrop. Entomol.* 35(2): 231-240

SATTELLE, David B.; CORDOVA, Daniel; CHEEK, Timothy R. Insect ryanodine receptors: molecular targets for novel pest control chemicals. **Invertebrate Neuroscience**, v. 8, n. 3, p. 107, 2008.

SCHULZ J, BERK J, SUHL J, SCHRADER L, KAUFHOLD S, MEWIS I, HAFEZ MH, ULRICHS C. Characterization, mode of action, and efficacy of twelve silica-based acaricides against poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) *in vitro*. **Parasitology Research**, v.113, p. 3167-3175, 2014.

SILLOS, Patricia Pimentade. Sazonalidade e testes de eficácia com drogas contra o *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) e *Ornithonyssus sylviarum* (canestrini e fanzago, 1877) nas granjas de postura da região metropolitana de Curitiba. 2002.

SPARAGANO, O. A. E. et al. Significance and control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. **Annual review of entomology**, v. 59, p. 447-466, 2014.

SPARAGANO, Olivier et al. Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems. In: **Control of Poultry Mites (Dermanyssus)**. Springer, Dordrecht, 2009. p. 3-10.

STEENBERG, Tove; KILPINEN, Ole. Fungus infection of the chicken mite *Dermanyssus gallinae*. **IOBC WPRS BULLETIN**, v. 26, n. 1, p. 23-26, 2003.

STEENBERG, Tove; KILPINEN, Ole; MOORE, Dave. Fungi for control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*. **DIAS report**, v. 119, p. 71-74, 2006.

TABARI, Mohaddeseh Abouhosseini; YOUSSEFI, Mohammad Reza; BENELLI, Giovanni. Eco-friendly control of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (*Dermanyssidae*), using the α -thujone-rich essential oil of *Artemisia sieberi* (*Asteraceae*): Toxic and repellent potential. **Parasitology research**,

TAVASSOLI, M. et al. Field bioassay of *Metarhizium anisopliae* strains to control the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary parasitology**, v. 178, n. 3-4, p. 374-378, 2011.

TAVASSOLI, M. et al. Laboratory evaluation of three strains of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* for controlling *Dermanyssus gallinae*. **Avian Pathology**, v. 37, n. 3, p. 259-263, 2008.

THIND, B. B.; FORD, H. L. Assessment of susceptibility of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (*Acari: Dermanyssidae*) to some acaricides using an adapted filter paper based bioassay. **Veterinary parasitology**, v. 144, n. 3-4, p. 344-348, 2007.

TUCCI, E. C.; GUIMARÃES, J. H. Biologia de *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)(Acari Dermanyssidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 7, n. 1, p. 27-30, 1998.

TUCCI, Edna Clara; PRADO, Angelo P. do; ARAÚJO, Raquel Pires de. Thermal requirements of *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)(Acari: Dermanyssidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 67-72, 2008.

TUCCI, K. C. et al. OCORRÊNCIA DE ÁCAROS HEMATÓFAGOS EM AVIARIOS DE POSTURA NO ESTADO DE SÃO PAULO. **Rev. Bras. Parasitai. Vet**, v. 7, n. 1, p. 71-78, 1998.