

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO STRICTO SENSU EM CONSERVAÇÃO E
MANEJO DE RECURSOS NATURAIS – NÍVEL MESTRADO

MARINA MARTINS NASCIMENTO

ARMADILHAS IMPREGNADAS COM *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILL.
VISANDO AO CONTROLE DE *Dermanyssus gallinae* (De Geer) (ACARI:
DERMANYSSIDAE)

CASCADEL-PR

Março/2019

MARINA MARTINS NASCIMENTO

ARMADILHAS IMPREGNADAS COM *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILL.
VISANDO AO CONTROLE DE *Dermanyssus gallinae* (De Geer) (ACARI:
DERMANYSSIDAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação Stricto Sensu em Conservação e Manejo de Recursos Naturais – Nível Mestrado, do Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Conservação e Manejo de Recursos Naturais

Área de Concentração: Ciências Ambientais
Orientador: Luis Francisco Angeli Alves

Co-orientador: Rogério Biaggioni Lopes

CASCADEL-PR

Março/2019

MARINA MARTINS NASCIMENTO

Armadilha impregnada com *Beauveria bassiana* (Balls) vuill. visando o controle de *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) (De Geer, 1778).

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Conservação e Manejo de Recursos Naturais em cumprimento parcial aos requisitos para obtenção do título de Mestra em Conservação e Manejo de Recursos Naturais, área de concentração Ciências Ambientais, linha de pesquisa Biologia Aplicada e Indicadores de Qualidade No Ambiente Terrestre, APROVADO(A) pela seguinte banca examinadora:



Orientador(a) - Luis Francisco Angeli Alves

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Cascavel (UNIOESTE)



Fabiana Gisele da Silva Pinto

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Cascavel (UNIOESTE)



Rogeiro Biaggioni Lopes

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA)



Daian Guilherme Pinto de Oliveira

Universidade Tecnológica Federal do Paraná-UTFPR - Campus de Santa Helena (UTFPR)

Cascavel, 20 de março de 2019.

Ficha de identificação da obra elaborada através do Formulário de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da Unioeste.

Nascimento, Marina Martins

Armadilhas impregnadas com *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. visando ao controle de *Dermanyssus galline* (De Geer) (Acari: Dermanyssidae) / Marina Martins Nascimento; orientador(a), Luis Francisco Angeli Alves; coorientador(a), Rogério Biaggioni Lopes, 2019.
85 f.

Dissertação (mestrado), Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Campus de Cascavel, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Programa de Pós-Graduação em Conservação e Manejo de Recursos Naturais, 2019.

1. Ácaro vermelho. 2. Fungos entomopatogênicos. 3. Controle biológico. I. Angeli Alves, Luis Francisco . II. Biaggioni Lopes, Rogério . III. Título.

Aos meus pais, minhas irmãs e meu esposo, dedico.

AGRADECIMENTOS

A Universidade Estadual do Oeste do Paraná, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Conservação e Manejo de Recursos Naturais, pela concessão da oportunidade e estrutura para desenvolvimento dos experimentos.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo financiamento da pesquisa e concessão da bolsa.

Ao meu orientador Prf^o. Dr^o. Luis Francisco Angeli Alves pela confiança e por todo o conhecimento transmitido ao longo de todos estes anos de trabalho, que serviu de exemplo para a vida acadêmica e profissional. Ao coorientador Dr^o. Rogério Biaggioni Lopes pelo acolhimento em seu espaço de trabalho, pela paciência, auxílio e suporte para o desenvolvimento deste trabalho.

A toda minha família, em especial meus pais Antonio Robson do Nascimento e Edla Solange Martins Nascimento, pela oportunidade, suporte e amor dedicados à família, e por incentivarem sempre a busca por maior conhecimento.

Ao meu esposo Victor Schuh, pelo apoio em momentos de dificuldade, pelo companheirismo e incentivo ao longo deste período.

Aos colegas do laboratório de Biotecnologia, em especial às minhas queridas amigas Ana Paula Mallmann e Camila Vogt dos Santos, pela amizade de longa data, pelo apoio em momentos de maiores dificuldades e, principalmente, pelo companheirismo nos momentos de alegria.

A técnica de laboratório Andréia K. Bonini, por todo o auxílio prestado desde o desenvolvimento dos experimentos à conclusão deste trabalho e, principalmente, pela companhia e amizade.

Por fim, a todos que contribuíram de alguma forma para o desenvolvimento e conclusão deste trabalho. Agradeço.

SUMÁRIO

RESUMO	12
ABSTRACT	13
INTRODUÇÃO GERAL	14
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	16
Biologia e importância de <i>D. gallinae</i>	16
Manejo de <i>D. gallinae</i>	17
Controle mecânico	18
Controle químico	19
Compostos Naturais abrasivos	20
Óleos essenciais e extratos vegetais	21
Controle biológico	22
Predadores	22
Fungos entomopatogênicos	23
Armadilhas	25
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	27
CAPÍTULO 1: Desenvolvimento de um dispositivo atrai-e-infecta visando ao controle do ácaro vermelho <i>Dermanyssus gallinae</i> (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) com o fungo <i>Beauveria bassiana</i> (balls.) Vuill.....	35
RESUMO	35
ABSTRACT	37
INTRODUÇÃO.....	39
MATERIAL E MÉTODOS.....	42
Obtenção de <i>D. gallinae</i>	42
Fungo	42
Preparo da esponja para ancoragem do fungo	43
Produção de conídios nas esponjas.....	44
Viabilidade dos conídios nas esponjas	44

Atividade acaricida contra <i>D. gallinae</i> em laboratório.....	44
Atividade acaricida contra <i>D. gallinae</i> em campo	45
Delineamento experimental.....	46
RESULTADOS	47
Produção de conídios nas esponjas.....	47
Estabilidade dos conídios nas esponjas	47
Atividade acaricida contra <i>D. gallinae</i> em laboratório.....	48
Atividade acaricida contra <i>D. gallinae</i> em campo	48
DISCUSSÃO	51
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
CAPÍTULO 2: Eficácia de armadilha de autoinoculação impregnadas com <i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuill. em no controle de <i>Dermanyssus gallinae</i> (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) em condições de laboratório e campo.	62
RESUMO	62
ABSTRACT	64
INTRODUÇÃO.....	65
MATERIAL E MÉTODOS.....	67
Obtenção de <i>D. gallinae</i>	67
Fungo	67
Preparo das armadilhas	68
Viabilidade e atividade acaricida das armadilhas armazenadas em laboratório.....	69
Atividade acaricida em campo	70
Delineamento Experimental	71
RESULTADOS	72
Armadilhas	72
Viabilidade e atividade acaricida das armadilhas armazenadas em laboratório.....	73
Atividade acaricida contra <i>D. gallinae</i> em campo	77
DISCUSSÃO	79

“Acredite em si próprio e chegará um dia em que os outros não terão outra escolha senão acreditar com você.”

Cynthia Kersey

RESUMO

O ácaro *D. gallinae* destaca-se como principal ectoparasito de aves na avicultura comercial e, por ser uma espécie críptica, vive escondido em frestas nos aviários, as quais eles deixam durante a noite para se alimentar nas aves. O presente estudo teve por objetivo avaliar diferentes armadilhas preparadas com *B. bassiana* para o controle do ácaro. Em laboratório, foram avaliadas a viabilidade dos conídios em armadilhas de esponja vegetal com *B. bassiana* ao longo de 90 dias, que se manteve acima de 90% até o 35º dia de armazenamento. Em campo as armadilhas de infecção foram instaladas em um aviário de postura comercial permanecendo por até 120h, coletando-se em seguida os ácaros por meio de armadilhas de recaptura, após 24h. A mortalidade de *D. gallinae* nas armadilhas de esponja vegetal com *B. bassiana* foi chegou a 92,2%, permanecendo eficiente por até 5 dias após a instalação. A mortalidade nas armadilhas de recaptura chegou a 38%. Em um segundo momento foram avaliadas a atividade acaricida, adesividade e viabilidade dos conídios em armadilhas de papelão corrugado ao longo do tempo em condições de laboratório. Em campo as mesmas armadilhas foram instaladas em um aviário de postura comercial (armadilhas de infecção), permanecendo por até 48h, coletando-se em seguida os ácaros por meio de armadilhas de recaptura. Verificou-se que a presença da cera emulsionável SPLAT™ proporcionou maior aderência dos conídios nas armadilhas, assim como maior viabilidade ao longo de três semanas de armazenamento, tanto a 26° quanto a 32°C, ao contrário do observado para o fungo puro. Nos testes de campo, não houve diferença entre o tempo de permanência da armadilha no ambiente e a mortalidade dos ácaros capturados as armadilhas, chegando a 97,02% nas armadilhas com *B. bassiana* + SPLAT™ + amido. Nas armadilhas de recaptura, a maior mortalidade foi encontrada nos pontos em que receberam as armadilhas com *B. bassiana* + SPLAT™ + A, sendo esta de 25,7%. Os resultados aqui obtidos demonstram a capacidade de infecção do fungo em campo e seu potencial para permanência no ambiente para o controle de *D. gallinae*.

PALAVRAS-CHAVE: Ácaro Vermelho. Fungos Entomopatogênicos. Controle Biológico.

ABSTRACT

The red mite *D. gallinae* stands out as the main ectoparasite of birds in commercial poultry farming and, for being a cryptic species, lives hidden in crevices in aviaries, which they leave overnight to feed on birds. The objective of this study was to evaluate different traps prepared with *B. bassiana* for the control of the mite. In laboratory, the feasibility of conidia in *B. bassiana* in loofah sponge (LS) *Luffa aegyptiacat* traps was evaluated over 90 days, which remained above 90% until the 35th day of storage. In the field, the same traps were installed in a commercial farm facility and remained for up to 120 hours, after which the mites were collected by means of recapture traps, after 24 hours. The mortality of *D. gallinae* in the *B. bassiana*LS traps was 92.2%, remaining efficient for up to 5 days after installation. Mortality in the recapture traps reached 38%. In a second step, the acaricide activity, adhesiveness and viability of conidia in corrugated cardboard traps were evaluated over time under laboratory conditions. In the field, the same traps were installed in a commercial laying aviary (infection traps), remaining for up to 48 hours, and the mites were then collected by means of recapture traps. It was found that the presence of emulsifiable wax SPLAT™ provided greater adherence of the conidia in the traps, as well as greater viability over three weeks of storage, both at 26° and 32°C, contrary to what was observed for pure fungus. In the field tests, there was no difference between the time the trap remained in the environment and the mortality of the mites caught in the traps, reaching 97.02% in the traps with *B. bassiana* + SPLAT™ + starch. In the recapture traps, the highest mortality was found at the points where the traps were received with *B. bassiana* + SPLAT™ + A, being this 25.7%. The results obtained here demonstrate the infection capacity of the fungus in the field and its potential to remain in the environment for the control of *D. gallinae*.

KEYWORDS: Red Mite. Entomophagous Fungus. Biological Control.

INTRODUÇÃO GERAL

A produção de ovos no Brasil é um importante segmento da agroindústria, sendo hoje o sétimo país no *ranking* mundial, com mais de 35 milhões de dúzias exportadas em 2017 (FAO, 2019). A produção atual se aproximou de 1 bilhão de dúzias, registrado no terceiro trimestre de 2018. O Estado de São Paulo é o maior produtor do país, responsável por 29,7% do índice, seguido do Espírito Santo (9,6%), Minas Gerais (9,0%) e Paraná (8,5%) (IBGE, 2019).

Para atender a alta demanda do comércio, o sistema de produção convencional é intensivo, sendo as aves geralmente confinadas em gaiolas metálicas dispostas em camadas, permitindo um grande número de ovos ocupando menor espaço (AXTELL; ARENDS, 1990). Porém, as condições de adensamento de aves, temperatura e umidade nesses galpões favorecem o aumento populacional de algumas espécies de artrópodes que podem alcançar o *status* de pragas, como ácaros, piolhos e moscas, além de não atender os requisitos para promover o bem-estar animal (AXTELL; ARENDS, 1990; TAUSON, 2002; TAUSON, 2005).

Dentro do grupo de ectoparasitos encontrados em aviários de postura, o ácaro *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) destaca-se como o principal, pois além de causar estresse, irritação e dermatite, atua como vetor de diversos patógenos, incluindo bactérias do gênero *Salmonella* (LIGNIERES, 1900), causadora de salmonelose em galinhas e humanos (KILPINEN *et al.*, 2005; MORO; CHAUVE; ZENNER, 2005; MORO *et al.*, 2009).

O controle de *D. gallinae* é realizado em todo o mundo, principalmente, pela aplicação de acaricidas químicos (REZENDE *et al.*, 2013; ABBAS *et al.*, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014). Embora estes produtos sejam amplamente utilizados, sabe-se que podem ser prejudiciais ao meio ambiente, aves e ao ser humano, além de ter sido comprovada a presença de resíduos em órgãos, tecidos e ovos das aves expostas a alguns desses produtos (HAMSCHEER *et al.*, 2003; TAO *et al.*, 2009; MARANGI *et al.*, 2012; ELADL; HAMED; EL-SHAFEI, 2017).

Essa problemática justifica a necessidade e a busca cada vez mais intensa por agentes alternativos ao uso dos químicos, os quais sejam sustentáveis e mais seguros

para o controle de *D. gallinae* (OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Nesse contexto, destacam-se os fungos entomopatogênicos como potenciais agentes controladores do ácaro, conforme comprovado por estudos conduzidos em laboratório e campo com os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Cordycipitaceae), *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) e *Trichoderma album* (Hypocreales: Hypocreaceae) (KAOUD, 2010; TAVASSOLI *et al.*, 2011; IMEDIATO *et al.*, 2015; KASBURG *et al.*, 2016).

Um fator importante no controle de *D. gallinae* é seu hábito gregário, caracterizado por passar a maior parte do tempo em aglomerados abrigados em frestas e pequenas aberturas nas estruturas do aviário, que compromete e limita a eficiência dos produtos aplicados via pulverização (ENTREKIN; OLIVER Jr., 1982; TAYLOR; COOP; WALL, 2007).

A utilização de armadilhas atrativas impregnadas com acaricidas mostra-se promissora, pois se fornecem o abrigo ideal para o ácaro (NORDENFORS; CHIRICO, 2001). Além de oferecerem baixo risco de intoxicação, conforme demonstrado em estudos com ingredientes ativos sintéticos e de origem vegetal (NORDENFORS; CHIRICO, 2001; CHIRICO; TAUSON, 2002; LUNDH; WIKTELIUS; CHIRICO, 2005; BARIMANI; YOUSEFFI; TABARI, 2016).

Sendo assim, este trabalho teve como objetivo avaliar o desenvolvimento de uma armadilha autoinoculativa contendo diferentes preparações de *B. bassiana*, visando ao controle de *D. gallinae*.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Biologia e importância de *D. gallinae*

D. gallinae é conhecido popularmente como ácaro-vermelho-da-galinha. É caracterizado como um ectoparasita cosmopolita e hematófago de aves, representando sérios problemas sanitários em aviários de postura ou criatórios ornamentais de aves silvestres no mundo todo (KILPINEN *et al.*, 2005; PRITCHARD *et al.*, 2015). Apesar de seu hospedeiro definitivo ser as aves, existem relatos de parasitismo sobre pequenos mamíferos (LUCKY *et al.*, 2001) e até mesmo humanos (COLLGROSE *et al.*, 2013).

A dispersão do ácaro-vermelho nos aviários ocorre principalmente através do trânsito de pessoas no local e compartilhamento de materiais e outros objetos entre propriedades vizinhas, além do contato com roedores e outras aves infestadas que ocasionalmente adentram os aviários (MUL *et al.*, 2009; OINES; BRANNSTROM, 2011; ROY; BURONFOSSE, 2011).

Os adultos de *D. gallinae* variam em relação ao tamanho, podendo chegar até 1mm de comprimento. Logo após a ingestão do sangue, os ácaros apresentam coloração vermelha e, após a digestão, passam a pretos e acinzentados. Ao contrário dos machos, as fêmeas se alimentam periodicamente, iniciando a oviposição cerca de 24 horas após o repasto. A oviposição tem duração de até 72 horas, sendo necessário um novo repasto para que continue ovipositando até a sua morte, com uma média de 30 ovos durante todo seu ciclo. Após a eclosão, as larvas sofrem ecdise para protoninfa sem ser necessário o repasto sanguíneo. A alimentação passa a ser necessária nas fases de deuteroninfa e adulto, completando seu ciclo em cerca de 7 dias (AXTELL; ARENDS, 1990; CHAUVE, 1998; TUCCI; GUIMARÃES, 1998; MUL *et al.*, 2009; PRITCHARD *et al.*, 2015).

O repasto sanguíneo é realizado principalmente à noite, sendo o único momento em que os ácaros saem em busca do hospedeiro (KIRKWOOD, 1968; REZENDE *et al.*, 2013). Fora desta situação, os ácaros formam aglomerados e se abrigam em pequenas fendas e frestas das instalações de metal ou madeira, comedouros, suportes, além de ninhos e detritos das aves, onde passam a maior parte do tempo e, assim, dificultam o seu controle (CHAUVE, 1998). Essas aglomerações são mediadas por feromônios de

agregação, podendo ser vistas a olho nu em locais com alta infestação, principalmente depois de se alimentarem, quando apresentam coloração vermelha e alcançam dezenas ou até centenas de indivíduos (ENTREKIN; OLIVER JR., 1982; TAYLOR; COOP; WALL, 2007).

Sua importância se dá, principalmente, por seu papel como vetor de vários patógenos, como os vírus causadores da doença de Newcastle, da varíola e da encefalite de St. Louis, bem como de bactérias, como *Erysipelothrix rhusiopathiae* que causa a septicemia fatal em galinhas, *Coxiella burnetii*, *Salmonella enterica* sorotipo Gallinarum e *S. enterica* sorotipo Enteritidis causadoras da salmonelose em galinhas e humanos (MORO; CHAUVE; ZENNER, 2005; MORO *et al.*, 2009). Além disso, as aves parasitadas sofrem estresse, irritação, perda de penas pelo excesso de bicagem, dermatite, anemia e, em casos mais graves, pode levar o animal à morte (KILPINEN *et al.*, 2005).

Em aviários com alta infestação de *D. gallinae*, pode ocorrer a redução no número de ovos colocados pelas aves e o declínio da qualidade dos mesmos, trazendo prejuízos para o produtor (REZENDE *et al.*, 2013; SPARAGANO *et al.*, 2014; ELADL; HAMED; EL-SHAFEI, 2017).

A prevalência do ácaro é elevada em todo o mundo, com relatos de 90% em toda a Europa em 2009, além de países como Marrocos e Japão, elevando os custos da produção, controle e mão-de-obra (SPARAGANO *et al.*, 2009). Atualmente, com o aumento significativo da produção de ovos nestes países, os custos com produção e manejo também aumentaram, chegando a mais de €231 mi (FLOCHLAY; THOMAS; SPARAGANO, 2017). No Brasil, alguns estudos mostram que a prevalência é igualmente elevada (TUCCI *et al.*, 1998; REZENDE *et al.*, 2013; OLIVEIRA, 2016), mas ainda não há estudos sobre prejuízos econômicos.

Manejo de *D. gallinae*

Preconiza-se como método de prevenção a higienização do aviário, com limpeza periódica dos equipamentos e do local, seguido do tratamento com produtos acaricidas (CHAUVE, 1998; TAYLOR; COOP; WALL, 2007; MUL *et al.*, 2009; LAMMERS *et al.* 2017). Segundo Tucci e Guimarães (1998), o período de 2 a 3 meses de vazio sanitário nos galpões entre os lotes de aves também é fundamental para a eliminação de

D. gallinae, porém, deve estar associado ao controle de roedores e de aves silvestres que buscam o local neste período, uma vez que estes podem servir de hospedeiro secundário do parasito. O controle de *D. gallinae* é um desafio para os produtores, agravado pelo hábito gregário e críptico, estando assim, abrigado e protegido das medidas de controle adotadas (CHAUVE, 1998). Portanto, medidas de prevenção, monitoramento e controle logo nos primeiros sinais de infestação são as principais recomendações para o manejo das populações do ácaro.

Controle mecânico

Entende-se esta tática como a remoção mecânica de focos de *D. gallinae* durante o alojamento das aves e entre os lotes dentro do aviário por meio de varrição, lança-chamas, iluminação, aquecimento do aviário, etc. (CHAUVE, 1998; NORDENFORS; HÖGLUND, 2000).

O controle mecânico através de altas temperaturas também é promissor no controle de *D. gallinae* (MUL *et al.*, 2009; SPARAGANO *et al.*, 2014), visto que temperaturas a partir de 35°C apresentam efeito adverso no desenvolvimento do ácaro (TUCCI *et al.*, 1998) e, temperaturas acima de 45°C, podem ser letais. De modo semelhante, Mul e Koenraadt (2009) notaram que o aquecimento de aviários acima de 55°C apresentou potencial para o controle do ácaro. A principal desvantagem dessa estratégia é que seu custo pode ser alto para o produtor, principalmente para aviários de grande porte, limitando a sua utilização (MUL *et al.*, 2009).

Um programa específico de iluminação também pode ser utilizado como forma de controle. Mudanças no ciclo claro/escuro do ambiente, promovendo período intermitente de luz, podem reduzir significativamente a população de *D. gallinae*. Este resultado está relacionado com o hábito noturno do ácaro, momento em que busca o hospedeiro, embora as razões exatas ainda não estejam claras (ZOONS, 2004; STAFFORD; LEWIS; COLES, 2006). Por outro lado, o período de escuro necessário para que não haja queda na qualidade e quantidade dos ovos deve ser de pelo menos 8 horas, restringindo a utilização da iluminação como forma de controle (GEWEHR; FREITAS, 2007; HY-LINE, 2007; HY-LINE, 2009).

Ressalta-se que além de prevenir a infestação de *D. gallinae* em aviários, a remoção mecânica pode ser uma grande aliada no controle do ácaro. Utilizando a

variação associada à aplicação de um produto acaricida, o número de focos no ambiente pode diminuir ainda mais, levando à redução da população mais rapidamente (LAMMERS *et al.*, 2017; ALVES *et al.*, 2019¹).

Controle químico

D. gallinae em todo o mundo é principalmente controlado por pulverização de acaricidas químicos sintéticos. Há relatos de mais de 35 compostos testados, com predominância de organofosforados, piretroides e carbamatos (REZENDE *et al.*, 2013; ABBAS *et al.*, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Embora sejam eficazes, há estudos que comprovam a presença de resíduos de permetrina, organoclorados e carbaril em órgãos, tecidos e ovos de aves em todo o mundo (HAMSCHEER *et al.*, 2003; AULAKH *et al.*, 2006; ROMÃO, 2007; TAO *et al.*, 2009; AHMAD; SALEM; ESTAITIEH, 2010; MARANGI *et al.*, 2012; ELADL; HAMED; EL-SHAFEI, 2017). Recentemente, milhões de dúzias de ovos foram retiradas do mercado na Europa e Hong Kong, após a descoberta de contaminação por fipronil, um inseticida de amplo espectro e de uso proibido em animais que entram na cadeia alimentar humana (AGÊNCIA BRASIL, 2017).

Além de deixar resíduos, a seleção de populações de *D. gallinae* resistentes aos acaricidas químicos é outra consequência da utilização destes compostos. Em diversos países da Europa – principalmente Reino Unido –, além do Egito e Brasil, já foi relatada a presença de populações resistentes aos piretróides, organofosforados, carbamatos e permetrinas (BEUGNET *et al.*, 1997; THIND; FOR, 2007; MARANGI *et al.*, 2009; PAVLICEVIC *et al.*, 2016; THOMAS *et al.*, 2018).

O que torna a utilização de acaricidas químicos ainda mais preocupante é o uso ilegal destes compostos no controle do ácaro, ou a utilização de produtos que sequer são registrados para tal fim. Vários organofosforados, carbamatos e piretróides foram banidos de diversos países, principalmente da Europa (FLOCHLAY; THOMAS; SPARAGANO, 2017), sendo que existem poucos compostos registrados para o controle de *D. gallinae* (SPARAGANO *et al.*, 2014).

Outro agravante é a adoção do controle químico como única tática, negligenciando o controle mecânico, como já ressaltado anteriormente, em função da

praticidade das pulverizações a despeito de todos os problemas já relatados que são associados aos produtos químicos.

Como alternativa aos acaricidas químicos, existem táticas menos impactantes do ponto de vista da saúde e meio ambiente e que vêm sendo estudadas no que se entende por controle alternativo, como segue (OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Compostos Naturais abrasivos

As substâncias inertes incluem, em sua maioria, produtos à base de minerais, como o dióxido de silício, podendo ser de origem natural, como a terra diatomácea (TD), sílicas amorfas e sintéticas. Todos são utilizados na forma de pequenas partículas de pó (3 – 9 μm) (KORUNIC, 1998; ULRICHS *et al.*, 2006).

Os pós inertes à base de sílica são comumente utilizados no controle de pragas de grãos armazenados (KORUNIC, 1998; COLLINS, 2006). Sua aplicação no controle de *D. gallinae* é relativamente recente e ganhou destaque por apresentar baixa toxicidade para aves e seres humanos, não deixar resíduos nos alimentos e não selecionar resistência em populações de ácaros (KORUNIC, 1998; KILPINEN; STEENBERG, 2009; MUL *et al.*, 2009; SCHULZ *et al.*, 2014).

Tais compostos atuam por contato e, uma vez aderidos à cutícula do ácaro, as partículas de sílica removem a cera epicuticular por abrasão causando a perda de água e, conseqüentemente, levando o artrópode à morte por dessecação (EBELING, 1971). A eficácia do produto pode ser influenciada pelo tamanho da partícula, que determina a capacidade de absorção de lipídios da cutícula dos artrópodes (MEWIS; ULRICHS, 2001; ULRICHS *et al.*, 2008).

Kilpinen e Steenberg (2009) comprovaram a teoria, mostrando diferença significativa entre os diferentes tipos de pós inertes testados para o controle de *D. gallinae* em laboratório. Os autores sugerem que partículas de sílica amorfa e TD modificada são mais eficientes quando comparadas a TD pura. Ainda assim, todos os produtos testados pelos autores mostraram-se promissores no controle do ácaro.

Testes *in vitro* com aplicação em pó e preparações líquidas de diferentes produtos à base de sílica mostraram alto potencial acaricida contra *D. gallinae* (SCHULZ *et al.*, 2014). Os autores também suportam a teoria de que maiores superfícies

das partículas podem aumentar a taxa de mortalidade em ácaros hematófagos, uma vez que apresentam também maior capacidade de adsorção de lipídios cuticulares.

Entretanto, a utilização de partículas muito pequenas não é recomendada, pois, quanto menor a partícula, maiores são as chances de penetrarem nas vias aéreas dos homens e animais, acarretando em problemas respiratórios (LIMBACH *et al.*, 2005).

Em teste em campo, Alves *et al.* (dados não publicados) obtiveram redução gradativa da população de *D. gallinae* após duas aplicações de TD em uma suspensão aquosa com intervalo de 7 dias entre cada uma, sendo de 34% após a primeira aplicação e 53% após a segunda aplicação. Os autores enfatizam o bom efeito residual da sílica quando aplicada em preparação aquosa, além de evitar o desperdício quando comparadas com a aplicação em pó, uma vez que garante melhor distribuição do produto nas superfícies tratadas.

Óleos essenciais e extratos vegetais

Produtos derivados de plantas são amplamente utilizados no mundo todo para o controle de pragas (ISMAN, 2006) e também são alternativa de controle de *D. gallinae* (GEORGE *et al.*, 2008a). São considerados sustentáveis, pois os compostos não persistem por muito tempo no ambiente, são renováveis e também apresentam, em sua grande maioria, baixa toxicidade para os seres humanos e aves (ISMAN, 2006).

Assim, estudos mostram o potencial de plantas como coentro, cravo, mostarda, pimenta e hortelã para o controle de *D. gallinae*, chegando a ocasionar 100% de mortalidade através de uma rota de ação específica para atividade acaricida (KIM *et al.*, 2004; KIM *et al.*, 2007; MAGDAS *et al.*, 2010).

Dados apontam que a maior eficiência de óleos essenciais de plantas como tomilho, cominho, palmarosa e zimbro ocorre sobre ácaros não alimentados. Dessa forma, sua utilização é indicada durante a higienização dos aviários e/ou durante o vazio sanitário (GEORGE *et al.*, 2008b).

Além disso, existem óleos essenciais capazes de apresentar ação acaricida sobre ninfas de *D. gallinae* e também de ação ovicida (GEORGE *et al.*, 2010).

Apesar de serem menos frequentes, também existem estudos com extratos vegetais. Nesse sentido, Morrone *et al.* (2001) avaliaram a ação acaricida de extratos foliares de espécies de *Coffea* sobre *D. gallinae*. Os extratos clorofórmicos de *C.*

racemosa e *C. canephora* proporcionaram 100% de mortalidade de ácaros, enquanto que as espécies *C. salvatrix*, *C. arabica* e *C. stenophylla* ocasionaram 82, 83 e 73%, respectivamente. Já o extrato etanólico de *C. canephora* causou 90% de mortalidade para o ácaro.

Atualmente, o produto à base de óleo de semente de Neem, denominado MiteStop®, registrado e comercializado na Europa para o controle de *D. gallinae*, comprovou esta tática de controle pode ser eficiente e segura (LUNDH; WIKTELIUS; CHIRICO, 2005; ABDEL-GHAFFAR *et al.*, 2008; ABDEL-GHAFFAR *et al.*, 2009).

Apesar das vantagens, a utilização de óleos essenciais e extratos vegetais apresentam desvantagens, como a variação na disponibilidade de material para utilização e a variação química dos compostos que pode ocorrer dentro de uma mesma espécie vegetal, decorrente da sazonalidade, origem, modo e condições de extração, solventes utilizados, entre outros. Assim, a identificação precisa e o isolamento dos compostos com ação acaricida são cruciais para a síntese de moléculas eficientes e suas formas de aplicação (SPARAGANO *et al.*, 2013).

Controle biológico

O controle biológico é conhecido por ser adotado em diversos setores de produção agrícola e, recentemente, tem chamado a atenção para um possível uso no controle de pragas da avicultura, em especial *D. gallinae*. Dentre os organismos já avaliados e com potencial de utilização estão os predadores e os fungos entomopatogênicos, que são amplamente reconhecidos no controle de pragas. Entretanto, ainda são pouco estudados para o controle de pragas na produção animal (OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2013; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Predadores

Os inimigos naturais utilizados no controle de *D. gallinae* são, em sua maioria, ácaros predadores que podem ser encontrados tanto em infestações naturais nos ninhos das aves, em sistemas de aviário de postura (LESNA, 2009). As espécies de ácaros *Hypoaspis aculeifer* (Canestrini, 1884) (Acari: Laelapidae), *Stratiolaelaps scimitus* (Hypoaspis) (Womersley, 1956) (Acari: Laelapidae) e *Androlaelaps*

casalis(Berlese, 1887)(Acari: Laelapidae)foram consideradas promissoras após estudos de laboratório mostrarem a predação de todas os estágios de *D. gallinae* (LESNA *et al.*, 2009, 2012).

A eficiência da utilização de inimigos naturais no controle de *D. gallinae* depende da relação da dinâmica populacional da presa e do predador. Além disso, devem ser capazes de sobreviver nas condições de grandes aviários e suas condições físicas (MUL *et al.*, 2009; SPARAGANO *et al.*, 2014). O controle pode ser melhorado se estes ácaros predadores se abrigarem protegidos de condições ambientais adversas em locais próximos ou, de preferência, nos mesmos focos de *D. gallinae* (MUL *et al.*, 2009).

Em um levantamento realizado no Brasil, Horn *et al.* (2018) identificaram o ácaro *Androlaelaps casalis* (Berlese, 1887) (Acari: Laelapidae) como um possível predador que pode ser utilizado no controle de *D. gallinae*.

Ressalta-se a existência dos produtos comerciais Killer Mites (Biocological Services), à base do ácaro predador *Gaeolaelaps aculeifer* (Canestrini, 1883) (Acari: Laelapidae), comercializado na Europa, Austrália e outros países, recentemente indicado para o controle de *D. gallinae*. O ácaro é liberado no aviário vazio e higienizado, visando a eliminar os ácaros remanescentes no local. Existem ainda, os ácaros *Stratiolaelaps (Hypoaspis) scimituse* *Cheyletus eruditus* (Schrank, 1781)(Acari: Cheyletidae) que também foram recentemente apontados como promissores no controle de *D. gallinae*, mas que ainda são comercializados com outras indicações de uso (KNAPP *et al.*, 2018).

Fungos entomopatogênicos

Os fungos entomopatogênicos estão entre os principais agentes de controle biológico, sendo causadores de aproximadamente 80% das enfermidades em populações de inseto-praga, capazes de infectar diversas espécies de insetos e ácaros em diferentes estágios de seu desenvolvimento e assim controlar suas populações em campo (ALVES, 1998).

Estes microrganismos atuam por contato, podendo penetrar nos organismos-alvo pelas aberturas naturais, ou serem ingeridos e atravessarem a parede do trato digestivo. As toxinas liberadas pelas hifas dos fungos são causadoras da morte do hospedeiro e,

após a morte, ocorre a extrusão do fungo sobre o cadáver do artrópode, reiniciando seu ciclo após encontrar outro hospedeiro (ALVES, 1998).

A vantagem do uso dos fungos no controle biológico está relacionada com a capacidade de matar e se desenvolver no cadáver, e se dispersar no ambiente, podendo infectar outros hospedeiros. A umidade e temperatura da maioria dos aviários favorece o desenvolvimento de fungos, mantendo ou aumentando sua presença no ambiente. Além disso, os fungos são seletivos quanto aos seus hospedeiros, evitando assim a eliminação de organismos não-alvo e, por fim, estes microrganismos apresentam baixo risco de contaminação do meio ambiente e de intoxicação de aves e mamíferos, sendo sua aplicação considerada segura (ALVES, 1998; OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2014).

Especificamente em relação ao ácaro vermelho, em um estudo pioneiro conduzido por Steenberg e Kilpinen (2003) em laboratório, foi observada a eficiência de um isolado de *B. bassiana*, no controle de *D. gallinae*, causando 60% de mortalidade com cinco dias após a inoculação, e 90% de mortalidade após 16 dias de incubação. Posteriormente, foi demonstrado que isolados de *M. anisopliae* também foram patogênicos tanto para ninfas, como para adultos, e quanto maior a concentração e tempo de exposição, maior a mortalidade (Tavassoli *et al.* 2008).

Kaoud (2010) verificou em laboratório que a exposição direta dos ácaros sobre uma superfície contaminada por conídios dos fungos entomopatogênicos *T. album* e *B. bassiana* ocasionou, em apenas cinco dias, 90% e 65% de mortalidade de *D. gallinae*, respectivamente. Quando pulverizados em suspensão sobre o ácaro, a mortalidade atingiu 100% (*T. album*) e 80% (*B. bassiana*), inclusive quando ocorreu a mistura de ambos os fungos.

Em condições de campo, Tavassoli *et al.* (2011) testaram três isolados de *M. anisopliae* e observou-se redução significativa da população de *D. gallinae* na primeira semana após a aplicação, persistindo assim pelas três semanas consecutivas.

No Brasil, os trabalhos com fungos entomopatogênicos para o controle de *D. gallinae* são muito recentes, sendo o primeiro realizado por Kasburg *et al.* (2016). Neste estudo pioneiro foram testados cinco isolados brasileiros de *B. bassiana* e *M. anisopliae*, que demonstraram o potencial dessa estratégia. Posteriormente, Alves *et al.* (dados em publicação) selecionaram e avaliaram o isolado Unioeste 88 em um aviário de postura comercial, alcançando eficiência de 61,7% no controle do ácaro.

Armadilhas

Apesar da pulverização ser a forma mais comum para se aplicar um acaricida, sabe-se que o hábito críptico e gregário de *D. gallinae* intermediado por feromônios (ENTREKIN; OLIVER Jr., 1982) limita a ação dos produtos e reduz a eficiência do controle, pois os mesmos se abrigam em locais de difícil acesso às pulverizações, como frestas, fendas e pequenas aberturas na estrutura do aviário, comprometendo a eficiência dos tratamentos (CHIRICO; TAUSON, 2002; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Assim, armadilhas atrativas se enquadraram como possibilidade no controle do ácaro, atraindo e matando grande quantidade de ácaros, pela impregnação desses dispositivos com acaricidas sintéticos ou naturais. Além de eficazes, oferecerem baixo risco de intoxicação.

As armadilhas têm um largo histórico sobre utilização no monitoramento populacional de ácaros em campo (TUCCI; BRUNO; GUIMARÃES, 1989; NORDENFORS; CHIRICO, 2001; LAMMERS *et al.*, 2016), pois oferecem as condições de abrigo ideal para que os ácaros possam se esconder, acasalar e ovipositar, semelhante às frestas encontradas nos aviários (NORDENFORS; CHIRICO, 2001).

Por outro lado, estudos foram realizados no sentido de também utilizá-las na estratégia “atraindo-e-mata”. O primeiro estudo foi realizado por Nordenfors *et al.* (2001), em que a armadilha Die No Mite Strips™ – utilizadas originalmente no controle do ácaro *Ornithonyssus sylviarum* (Canestrini e Fanzago, 1877) (Acari: Macronyssidae) – foram adaptadas e impregnadas com permetrina 10% e instaladas em aviários comerciais. Houve redução de até 92% de *D. gallinae* após 10 semanas de tratamento.

Em estudo conduzido por Chirico e Tauson (2002), armadilhas de papelão corrugado foram impregnadas com metrifonato 2% e distribuídas em um aviário comercial. Foi observada a redução de 95 e 99% na população de *D. gallinae* após duas e oito semanas, respectivamente.

Posteriormente, Lundh *et al.* (2005) testaram armadilhas impregnadas com Azadirachtina (produto de origem vegetal, tendo como base o óleo de nim), com redução de 92% da população de ácaros após quatro semanas de tratamento.

Mais recentemente, Barimani *et al.* (2016), observaram que armadilhas impregnadas com carvacrol 2% foram capazes de reduzir até 64,5% da população de *D.*

gallinae na primeira semana de tratamento e, 92,9% após duas semanas da instalação das armadilhas. Além disso, o efeito residual do carvacrol persistiu por mais duas semanas.

Considerando o modo de ação dos fungos entomopatogênicos, estes podem ser incorporados às armadilhas, aumentando o contato dos ácaros com o patógeno. Nesse sentido, estudos já realizados com insetos mostram o potencial dessa estratégia de autoinoculação dos fungos contra cupins, besouros e brocas (HIGUCHI *et al.*, 1997; DUBOIS *et al.*, 2004; WANG; POWELL, 2004; UGINE *et al.*, 2013; LOPES *et al.*, 2014; MOTA *et al.*, 2017). Entretanto, a impregnação de fungos entomopatogênicos em armadilhas ainda não foi relatada, sendo este o tema da presente pesquisa.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBAS, R. Z.; COLWELL, D. D.; IQBAL, Z.; KHAN, A. Acaricidal drug resistance in poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) and approaches to its management. **World's Poultry Science Journal**, v. 70, n. 1, p. 113-124, 2014.

AHMAD, R.; SALEM, N. M.; ESTAITIEH, H. Occurrence of organochlorine pesticide residues in eggs, chicken and meat in Jordan. **Chemosphere**, v. 78, n. 1, p. 667-671, 2010.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. 2 ed. Piracicaba: FEALQ. cap. 11, p. 289-381, 1998.

AULAKH, R. S.; GILL, J. P. S.; BEDI, J. S.; SHARMA, J. K.; JOIA, B. S.; OCKERMAN, H. W. Organochlorine pesticide residues in poultry feed, chicken muscle and eggs at a poultry farm in Punjab, India. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 86, n. 6, p. 741-746, 2006.

AXTELL, R. C.; ARENDS, J. J. Ecology and management of arthropod pestes of poultry. **Annual Review of Entomology**, v. 35, n. 1, p. 101-126, 1990.

BARIMANI, A.; YOUSSEFI, M. R.; TABARI, M. A. Traps containing carvacrol, a biological approach for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Parasitology Research**, v. 115, n. 9, p. 3493-3498, 2016.

BUFFONI, G.; DI COLA, G.; BAUMGÄRTNER, J.; MAURER, V. The local dynamics of acarine predator-prey (*Cheyletus eruditus*-*Dermanyssus gallinae*) populations: identification of a lumped parameter model. **Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft**, v. 1, n. 70, p. 346-359, 1997.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Estatística da produção pecuária jul.-set. 2018.
<https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/2380/epp_2018_3tri.pdf>.
Acesso em Janeiro de 2019.

CHAUVE, C. 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.; TAUSON, R. Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 110, n. 1-2, p. 109-116, 2002.

COLLGROS, H.; IGLESIAS-SANCHO, M.; ALDUNCE, M. J.; EXPÓSITO-SERRANO, V.; FISCHER, C.; LAMAS, N.; UMBERT-MILLET, P. *Dermanyssus gallinae* (chicken mite): na underdiagnosed environmental infestation. **Clinical and Experimental Dermatology**, v. 38, n. 1, p. 374-377, 2013.

COLLINS, D. A.; A review of alternatives to organophosphorus compounds for the control of storage mites. **Journal of Stored Products Research**, v.1, n. 42, p.395-426, 2006.

DUBOIS, T.; LI, Z.; JIAFU, H.; HAJEK, A. E. Efficacy of fiber bands impregnated with *Beauveria bongniartii* cultures against the Asian longhorned beetle, *Anoplophora glabripennis* (Coleoptera: Cerambycidae). **Biological Control**, v. 31, n. 1, p. 320-328, 2004.

EBELING, W. Sorptive dusts for pest control. **Annual Review of Entomology**, v. 1, n. 1, p. 123-158, 1971.

ENTREKIN, D. L.; OLIVER JR, J. H. Aggregation of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 19, n. 6, p. 671-678, 1982.

ELADL, A. H.; HAMED, H. R.; EL-SHAFEI, R. A. Prevalence of mites and their impact on laying hen (*Gallus gallus domesticus*) farm facilities in Egypt, with an analysis of deltamethrin residues in eggs and tissue. **Avian Pathology**, v. 47, n. 2, p. 161-171, 2017.

FAO. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Production of Eggs, hens, in shell (number) in World 1993-2017. <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QL/visualize>>. Acesso em Janeiro de 2019.

FLOCHLAY, A. S.; THOMAS, E.; SPARAGANO, O. Poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) infestation: a broad impact parasitological disease that still remains a significant challenge for the egg-laying industry in Europe. **Parasites & Vectors**, v. 10, n. 1, p. 1-6, 2017.

GEORGE, D. R.; GUY, J. H.; ARKLE, S.; HARRINGTON, D.; DE LUNA, C.; OKELLO, E. J.; SHIEL, R. S.; PORT, G.; SPARAGANO, O. A. E. Use of plant-derived products to control arthropods of veterinary importance: a review. **Animal Biodiversity and Emerging Diseases**, v. 1149, n. 1, p. 23-26, 2008a.

GEORGE, D. R.; SMITH, T. J.; SPARAGANO, O. A. E.; GUY, J. H. The influence of 'time since last blood meal' on the toxicity of essential oils to the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Veterinary Parasitology**, v. 3-4, n. 1, p. 333-335, 2008b.

GEWEHR, C. E.; FREITAS, H. J. Iluminação intermitente para poedeiras criadas em galpões abertos. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 6, n. 1, p. 54-62, 2007.

HAMSCHER, G.; PRIEB, B.; HARTUNG, J.; NOGOSSEK, M. I.; GLUNDER, G.; NAU, H. Determination of propoxur residues in eggs by liquid chromatography-diode array detection after treatment of stocked housing facilities for the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Analytica Chimica Acta**, v. 489, n. 1, p. 19-26, 2003.

HIGUCHI, T.; SAIKA, T.; SENDA, S.; MIZOBATA, T.; KAWATA, Y.; NAGAI, J. Development of biorational pest control formulation against longicorn beetles using a

fungus, *Beauveria brongniartii*(Sacc.) Petch. **Journal of Fermentation and Bioengineering**, v. 84, n. 1, p. 236-243, 1997.

HY-LINE. Guia de manejo – Hy-Line variedade Brown. 2009. <http://www.hylinedobrasil.com.br/>. Acesso em Fevereiro de 2019.

HY-LINE. Guia de manejo – Hy-Line variedade W36. 2009, 42p. <http://www.hylinedobrasil.com.br/> Acesso em fevereiro de 2019.

ISMAN, M.B. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. **Annual Review of Entomology**, v. 51, n. 1, 45-66, 2006.

KAUD, H. A. Susceptibility of Poultry Red Mites to Entomopathogens. **International Journal of Poultry Science**, v. 9, n. 3, p. 259–263, 2010.

KASBURG, C. R. Seleção e caracterização de isolados de fungos entomopatogênicos visando ao controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Tese mestrado**, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, 2016.

KASBURG, C.; ALVES, L. F. A.; OLIVEIRA, D. G. P.; ROHDE, C. Activity of some brazilian isolates of entomopathogenic fungi against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* De Geer (Acari: Dermanyssidae). **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 18, n. 3, p. 457–460, 2016.

KILPINEN, O.; ROEPSTORFF, A.; PERMIN, A.; NORGAARD-NIELSEN, G.; LAWSON, L. G.; SIMONSEN, H. B. Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). **British Poultry Science**, v. 46, n. 1, p. 26-34, 2005.

KILPINEN, O.; STEENBERG, T. Inert dusts and their effects on the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1, p. 51-62, 2009.

KIM, S.I.; YI, J.H.; TAK, J.; & AHN, Y.J. Acaricidal activity of plant essential oils against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Veterinary Parasitology**, v. 120, n.4, 297–304, 2004.

KIM, S.I; NA, Y.E; YI, J.H; KIM, B.S; AHN, Y. J. Contact and fumigant toxicity of oriental medicinal plant extracts against *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Veterinary Parasitology**, v. 145, n. 1, p. 377-382, 2007.

KIRKWOOD, A. C. Some observations on the feeding habits of the poultry mites *Dermanyssus gallinae* and *Lyponyssus sylviarum*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 11, n. 1, p. 315-320, 1968.

Korunic, Z. Diatomaceous earths, a group of natural insecticides (Review article). **Journal of Stored Products Research**, v. 34, n. 1, p. 87-97, 1998.

LAMMERS, G. A.; BRONNEBERG. R. G. G.; VERNOOIJ, J. C. M.; STEGEMAN, J.

A. Experimental validation of the AVIVET trap, a tool to quantitatively monitor the dynamics of *Dermanyssus gallinae* populations in laying hens. **Poultry Science**, v. 1, n. 0-1, p. 1-10, 2017.

LESNA, I.; WOLFS, P.; FARAJI, F.; ROY, L.; KOMDEUR, J.; SABELIS, M. W. Candidate predators for biological control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1-2, p. 63-80, 2019.

LESNA, I.; SABELIS, M. W.; VAN NIEKERK, T. G. C. M.; KOMDEUR, J. Laboratory tests for controlling poultry red mites (*Dermanyssus gallinae*) with predatory mites in small 'laying hen' cages. **Experimental and Applied Acarology**, v. 58, n. 1, p. 371-393, 2012.

LIMBACH, K. L.; LI, Y.; GRASS, R. N.; BRUNNER, T. J.; HINTERMANN, M. A.; MULLER, M.; GUNTHER, D.; STARK, W. J. Oxide nanoparticle uptake in human lung fibroblasts: effects of particle size, agglomeration, and diffusion at low concentrations. **Environmental Science & Technology**, v. 39, n. 1, p. 9370–9376, 2005.

LUCKY, A. W.; SAYERS, C. P.; ARGUS, J. D.; LUCKY, A. Avian mite bites acquired from a new source – pet gerbils: report of 2 cases and review of the literature. **Archives of Dermatology**, v. 137, n. 1, p. 167–170, 2001.

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

LOPES, R. B.; LAUMANN, R. A.; MOORE, D.; OLIVEIRA, M. W.; FARIA, M. Combination of the fungus *Beauveria bassiana* and pheromone in an attract-and-kill strategy against the banana weevil, *Cosmopolites sordidus*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 151, n. 1, p. 75-85, 2014.

MAGDAS, C.; CERNEA, M.; BACIU, H.; SUTEU, E. Acaricidal effect of eleven essential oils against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Scientia Parasitologica**, v. 11, n. 2, p. 71-75, 2010.

MEWIS, I. ULRICHS, C. Action of amorphous diatomaceous earth against different stages of the stored product pests *Tribolium confusum*, *Tenebrio molitor*, *Sitophilus granarius* and *Plodia interpunctella*. **Journal of Stored Products Research**, v. 2, n. 1, p. 153–164, 2001.

MARANGI, M.; CAFIERO, M. A.; CAPELLI, G.; CAMARADA, A. Evaluation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) susceptibility to some acaricides in field populations from Italy. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1, p. 11-18, 2009.

MARANGI, M.; MORELLI, V.; PATI, S.; CAMARADA, A.; CAFIERO, M. A.; GIANGASPERO, A. Acaricide residues in laying hens naturally infested by red mite *Dermanyssus gallinae*. **PLoS ONE**, v. 7, n. 2, p. 1-6, 2012.

MORO, C. V.; CHAUVE, C.; ZENNER, L. Vectorial role of some Dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssoidea). **Parasite**, v.12, n. 1, p. 99-109, 2005.

MORO, C. V.; DE LUNA, C. J.; TOD, A.; GUY, J. H.; SPARAGANO, O. A. E.; ZENNER, L. The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1, p. 93-104, 2009.

MORRONE, F.; MAYWORM, M. A. S.; TUCCI, E. C.; SALATINO, A.; GUERREIRO FILHO, O. 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.

MOTA, L. H. C.; SILVA, W. D.; SERMARINI, R. A.; D, C. G. B.; BENTO, J. M. S.; DELALIBERA JR. I. Autoinoculation trap for management of *Hypothenemus hampei* (Ferrari) with *Beauveria bassiana* (Bals.) in coffee crops. **Biological Control**, v. 111, n. 1, p. 32-39, 2017.

MUL, M. F.; KOENRAADT, C. J. M.; Preventing introduction and spread of *Dermanyssus gallinae* in poultry facilities using the HACCP method. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n.1, p. 167-181, 2009.

MUL, M.; NIEKERK, T. V.; CHIRICO, J.; MAURER, V.; KILPINEN, O.; SPARAGANO, O.; THIND, B.; ZOONS, J.; MOORE, D.; BELL, B.; GJEVRE, A. G.; CHAUVE, C. Control methods for *Dermanyssus gallinae* in systems for laying hens: results for an international seminar. **World's Poultry Science Journal**, v. 65, n. 1, p. 589-600, 2009.

NORDENFORS, H.; HOGLUND, J.; UGGLA, A. Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 36, n. 1, p. 68-72, 1999.

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.

NORDENFORS, H.; CHIRICO, J. Evaluation of a Sampling Trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 94, n. 6, p. 1617-1621, 2001.

OINES, O.; BRANNSTROM, S. Molecular investigations of cytochrome c oxidase subunit I (COI) and the internal transcribed spacer (ITS) in the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, in northern Europe and implications for its transmission between laying poultry farms. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 25, n. 1, p. 402-412, 2011.

OLIVEIRA, D.; ALVES, L.; SOSA-GÓMEZ, D. Advances and Perspectives of the use of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for the control of arthropod pests in poultry production. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 16, n. 1, p. 01-12, 2014.

PAVLICEVIC, A.; PAVLOVIC, I.; STAJKOVIC, N.; PESIC, B. Evidence for resistance to carbaryl in poultry red mites from the Republic of Serbia and Montenegro. **Scientific Papers: Animal Science and Biotechnologies**, v. 49, n. 1, p. 222-225, 2016.

PRITCHARD, J.; KUSTER, T.; SPARAGANO, O.; TOMLEY, F. Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*: a review. **Avian Pathology**, v. 44, n. 1, p. 143–153, 2015.

REZENDE, L. C.; CUNHA, L. M.; TEIXEIRA, C. M.; OLIVEIRA, P. R.; MARTINS, N. R. S. Mites affecting hen egg production – some considerations for Brazilian farms. **Ciência Rural**, v. 43, n. 7, p. 1230-1237, 2013.

ROMÃO, G. O. Ocorrência de resíduos de dimetoato e aldicarb em ovos produzidos na região norte do Estado do Paraná. **Tese mestrado**. Universidade Estadual de Londrina, Londrina – PR, 2007.

ROY, L.; CHAUVE, C. The genus *Dermanyssus* (Mesostigmata: Dermanyssidae): history and species characterization. **Trends in Acarology**, c. 8, p. 49-55, 2010.

SCHULZ, J., BERK, J.; SUHL, J.; SCHRADER, L.; KAUFHOLD, S.; MEWIS, I.; HAFEZ, M. H.; ULRICH, C. Characterization, mode of action, and efficacy of twelve silica-based acaricides against poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) *in vitro*. **Journal of Parasitology Research**, v. 113, n. 1, p. 3167 – 3175, 2014.

SPARAGANO, O. KHALLAAYOUNE, K.; DUVALLET, G.; NAYAK, S.; GEORGE, D. Comparing terpenes from plant essential oil as pesticides for the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 60, n. 2, p. 150-153, 2013.

SPARAGANO, O. A. E.; GEORGE, D. R.; HARRINGTON, D. W. J.; GIANGASPERO, A. Significance and Control of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae*. **Annual Review of Entomology**, v. 59, n. 1, p. 447–466, 2014.

STAFFORD, K. A.; LEWIS, P.D.; COLES, G.C. Preliminary study of intermittent lighting regimes for red mite (*Dermanyssus gallinae*) control in poultry houses. **The Veterinary Record**, v. 158, n. 1, p. 762-763, 2006.

STEENBERG, T.; KILPINEN, O. Fungus infection of the chicken mite *Dermanyssus gallinae*. **Insect Pathogens and Insect Parasitic Nematodes**, v. 26, n. 1, p. 23–25, 2003.

TAO, S.; LIU, W. X.; LI, X. Q.; ZHOU, D. X.; LI, X.; YANG, Y. F.; YUE, D. P.; COVENEY, R. M. Organochlorine pesticide residuals in chickens and eggs at a poultry farm in Beijing, China. **Environmental Pollution**, v. 157, n. 1, p. 497-502, 2009.

TAUSON, R. Furnished cages and aviaries: production and health. **World's Poultry Science Journal**, v. 58, n. 1, p. 49-63, 2002.

TAUSON, R. Management and housing systems for layers – effects on welfare and production. **World's Poultry Science Journal**, v. 61, n. 1, p. 477-490, 2005.

TAVASSOLI, M.; ALLYMEHR, M.; POURSEYED, S. H.; OWNAG, A.; BERNOUSI, I.; MARDANI, K.; GHORBANZADEGAN, M.; SHOKRPOOR, S. Field bioassay of *Metarhizium anisopliae* strains to control the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 178, n. 1, p. 374-379, 2011.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. **Parasitologia Veterinária**. 3ª edição Editora Guanabara Koogan, 2007.

THOMAS, E.; ZOLLER, H.; LIEBISCH, G.; ALVES, L. F. A.; VETTORATO, L.; CHIUMMO, R. M.; FLOCHLAY, S. A. *In vitro* activity of fluralaner and commonly used acaricides against *Dermanyssus gallinae* isolates from Europe and Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 361, p. 1-10, 2018.

TUCCI, E.C.; BRUNO, T.V.; GUIMARÃES, J.H. Armadilha para amostragem de *Dermanyssus gallinae* (Acari Dermanyssidae) em aviários de postura comercial. *Resumos*. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 2., 1989, São Paulo. *Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo*, v. 56 supl., p.114, 1989.

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.

UGINE, T. A.; JENKINS, N. E.; GARDESCU, S.; HAJEK, A. E. Comparing fungal band formulations of Asian long horned beetle biological control. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 113, n. 1, p. 240-246, 2013.

ULRICH, C., ENTENMANN, S.; GOSWAMI, A.; MEWIS, I. Abrasive und hydrophil/lipophile Effekte unterschiedlicher inerter Stäube im Einsatz gegen Schadinsekten am Beispiel des Kornkäfers *Sitophilus granarius* L. **Gesunde Pflanzen**, v. 3, n. 1, p. 173-181, 2006.

ULRICH, C.; KRAUSE, F.; GOSWAMI, A.; KAUFHOLD, S.; MEWIS, I. Insektizide Wirkung eines natürlichen Silikates (AL06) im Vergleich zu anderen silikathaltigen Stäuben gegenüber dem Kornkäfer: *Sitophilus granarius* (L.). **Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie**, v. 16, n. 1, p. 269-272, 2008.

WANG, C.; POWELL, J. E. Cellulose bait improves the effectiveness of *Metarhizium anisopliae* as a microbial control of termites (Isoptera: Rhinotermitidae). **Biological Control**, v. 30, n. 1, p. 523-529, 2004.

ZOONS, J. The effect of light programmes on red mite (*Dermanyssus gallinae*) in battery cage housing, in: PERRY, G.C. (Ed.) **Welfare of the Laying Hen**, p. 41, 2004.

CAPÍTULO 1: Desenvolvimento de um dispositivo atrai-e-infecta visando ao controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) com o fungo *Beauveria bassiana* (balls.) Vuill.

Marina Martins Nascimento^a, Luis Francisco Angeli Alves^a, Rogério Biaggioni Lopes^b

^aUniversidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Rua Universitária, 1619, Cascavel, Paraná, Brasil.

^bEmbrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Parque Estação Biológica, PqEB s/nº, Av. W5 Norte (final), Brasília, DF, Brasil.

RESUMO

O ácaro-vermelho-da-galinha *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) é considerado o principal artrópode-praga na avicultura de postura. Por ser uma espécie críptica, vive escondido em frestas nos aviários, as quais eles deixam durante a noite para se alimentar nas aves. O objetivo deste trabalho foi desenvolver um dispositivo atrai-e-infecta a partir da ancoragem de *Beauveria bassiana* em esponja vegetal, avaliando sua atividade para *D. gallinae* em laboratório e em campo. Em laboratório, foram avaliadas a viabilidade dos conídios nas armadilhas ao longo de 90 dias a $26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 45% UR. Nos ensaios de campo as respectivas armadilhas foram instaladas em um aviário de postura comercial – armadilhas de infecção –, onde permaneceram por 12h, 24h e 120h. Em seguida, os ácaros foram coletados por meio de armadilhas de recaptura após 24h dos respectivos tempos. A produção média de conídios foi de $2,6 \times 10^9$ /esponja, enquanto que a viabilidade do fungo manteve-se acima de 90% até o 35º dia de armazenamento em laboratório, caindo para 68% ao final dos 90 dias. Nos ensaios de campo, a mortalidade de *D. gallinae* nas armadilhas foi de 92,2%, 81,4% e 86,3% nos tratamentos fungo 12h, 24h e 120h, respectivamente, permanecendo eficiente por até 5 dias após a instalação. Embora a mortalidade nas armadilhas de recaptura tenha sido de no máximo 38%, é notável a capacidade de infecção do fungo em

campo e seu potencial para permanência no ambiente. Por fim, salienta-se que este é um estudo pioneiro de ancoragem de *B. bassiana* em esponja vegetal e uso no controle de *D. gallinae*. Os resultados aqui obtidos mostram o potencial da técnica, já que o ácaro é uma espécie de difícil controle.

PALAVRAS-CHAVE: Produção Animal. Controle Biológico. Fungos Entomopatogênicos.

ABSTRACT

The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, is considered to be the main hematophagous ectoparasite of layer hen industry. As a cryptic species, the mite lives hidden in crevices in aviaries, which they leave overnight to feed on the birds. The objective of this study was to develop an attraction-infection device from the anchorage of *Beauveria bassiana* in vegetable sponge, evaluating its activity for *D. gallinae* in laboratory and in field. In laboratory, the viability of the conidia in the traps was evaluated over 90 days at $26 \pm 2^\circ\text{C}$ and 45% UR. In the field trials, the respective traps were installed in a commercial laying aviary - infection traps -, where they remained for 12h, 24h and 120h. The mites were collected by means of recapture traps after 24 hours of the respective times. The average production of conidia was 2.6×10^9 /sponge, while the viability of the fungus remained above 90% until the 35th day of storage in the laboratory, falling to 68% at the end of the 90 days. In field trials, mortality of *D. gallinae* in traps was 92.2%, 81.4% and 86.3% in fungus treatments 12h, 24h and 120h, respectively, remaining efficient for up to 5 days after installation. Although the mortality in the recapture traps was at most 38%, the infection capacity of the fungus in the field and its potential for permanence in the environment is remarkable. Finally, it should be noted that this is a pioneering study of anchorage of *B. bassiana* in vegetable sponge and use in the control of *D. gallinae*. The results obtained here show the potential of the technique, since the mite is a species that is difficult to control.

KEYWORDS: Animal production. Biological Control. Entomopathogenic Fungus.

INTRODUÇÃO

O “ácaro-vermelho-da-galinha”, *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) é um ectoparasita de aves de ocorrência mundial que representa sérios problemas em aviários de postura comercial ou criatórios ornamentais de aves silvestre (KILPINEN *et al.*, 2005; PRITCHARD *et al.*, 2015). É um ácaro hematófago que na ausência de aves como hospedeiro, ocasionalmente parasita outros mamíferos, como roedores e humanos (CHAUVE, 1998; TUCCI *et al.*, 1998; ROY; CHAUVE, 2010).

Os danos causados às aves vão desde irritação, estresse, dermatites e até anemia, podendo causar a morte do animal em casos mais graves (KILPINEN *et al.*, 2005), além de serem vetores de diversos patógenos como vírus e bactérias, incluindo *Salmonella enterica* causadora da salmonelose em galinhas e humanos (MORO; CHAUVE; ZENNER, 2005; MORO *et al.*, 2009).

O controle de *D. gallinae* é realizado em todo o mundo, principalmente, pela aplicação de acaricidas químicos, como os organoclorados, organofosforados, cipermetrina, piretróides, carbamatos e outros (REZENDE *et al.*, 2013; ABBAS *et al.*, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014). Entretanto, muitos destes produtos são prejudiciais ao ambiente, aves e ao ser humano, visto que estudos já comprovaram a presença de resíduos de carbaril, permetrina e organoclorados em órgãos e tecidos e ovos de aves expostas aos produtos (HAMSCHER *et al.*, 2003; TAO *et al.*, 2009; MARANGI *et al.*, 2012; ELADL; HAMED; EL-SHAFEI, 2017).

Outra consequência da utilização destes compostos é a seleção de populações de *D. gallinae* resistentes aos acaricidas químicos em países do Reino Unido, Europa, além do Egito e Brasil (BEUGNET *et al.*, 1997; THIND; FOR, 2007; MARANGI *et al.*, 2009; PAVLICEVIC *et al.*, 2016; THOMAS *et al.*, 2018).

Ressalta-se o ocorrido recentemente na Europa e Hong Kong, quando foram retiradas do mercado milhões de dúzias de ovos contaminados por fipronil, ainda que seu uso seja proibido em animais que entram na cadeia alimentar humana (AGÊNCIA BRASIL, 2017).

Dessa forma, a utilização de agentes alternativos ao uso de acaricidas químicos tem sido cada vez mais especulada (OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2014; SPARAGANO *et al.*, 2014). Estudos conduzidos em laboratório e campo comprovaram o potencial dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Cordycipitaceae), *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) e *Trichoderma album* (Hypocreales:

Hypocreaceae) como agentes de controle do ácaro (STEENBERG; KILPINEN, 2003; KAOUD, 2010; TAVASSOLI *et al.*, 2011; IMEDIATO *et al.*, 2015; KASBURG *et al.*, 2016).

A vantagem na utilização destes micro-organismos no controle biológico se dá pela sua capacidade de matar o ácaro e crescer sobre o cadáver, podendo manter a dispersão horizontal do fungo no ambiente e proporcionando a infecção de outros ácaros. A umidade e temperatura da maioria dos aviários podem favorecer o desenvolvimento de fungos, aumentando ou mantendo a presença dos mesmos no ambiente. Os fungos são seletivos quanto aos seus hospedeiros, evitando assim a eliminação de organismos não-alvo e, finalmente, oferecem baixo risco ambiental, sendo segura sua aplicação (STEENBERG; KILPINEN, 2003; KAOUD, 2010; OLIVEIRA; ALVES; SOSA-GÓMEZ, 2014).

No Brasil, trabalhos com fungos entomopatogênicos para o controle de *D. gallinae* são recentes, sendo que Kasburg *et al.* (2016), em um estudo pioneiro, avaliaram a atividade de cinco isolados brasileiros de *B. bassiana* e *M. anisopliae*, demonstrando o potencial dessa estratégia. Posteriormente, Alves *et al.* (dados em publicação) realizou testes em laboratório e campo, no qual foi comprovada a eficiência de 61,7% do isolado Unioeste 88 de *B. bassiana*.

Uma vez que o ácaro apresenta hábito gregário, intermediado por feromônios (ENTREKIN; OLIVER Jr., 1982) e se abrigam em locais de difícil acesso como frestas, fendas e pequenas aberturas nas estruturas do aviário, a eficiência dos produtos pulverizados para seu controle pode ser afetada. Por isso, as reaplicações podem levar as aves ao estresse devido à perturbação e intensificar o risco de intoxicação das aves e dos aplicadores (CHIRICO; TAUSON, 2002; REZENDE *et al.*, 2013; PRITCHARD *et al.*, 2015; SPARAGANO *et al.*, 2014).

Dentro deste contexto, o uso de armadilhas atrativas que mimetizam as condições de abrigo ideal para que os ácaros possam se esconder, acasalar e ovipositar se mostram promissoras (NORDENFORS; CHIRICO, 2001). Estas armadilhas foram originalmente utilizadas no monitoramento da população em campo (NORDENFORS; HOGLUND; UGLA, 1999; NORDENFORS; HOGLUND, 2000; NORDENFORS; CHIRICO, 2001; LAMMERS *et al.*, 2016) e, mais recentemente, foram conduzidos estudos com impregnação de produtos com ingredientes ativos sintéticos de origem vegetal com atividade acaricida, oferecendo baixo risco de intoxicação (CHIRICO; TAUSON, 2002; LUNDH; WIKTELIUS; CHIRICO, 2005; BARIMANI; YOUSEFFI; TABARI, 2016).

Ainda não existem estudos com impregnação de fungos entomopatogênicos em armadilhas para o controle de *D. gallinae*. No entanto, há relatos desta estratégia para insetos como o besouro *Anoplophora glabripennis* (Motschulsky, 1853) (Coleoptera: Cerambycidae), utilizando-se uma faixa de tecido cultivada com o fungo *B. brongniartii* com meio de cultura líquido produzindo conídios na superfície. Estas são enroladas ao redor do tronco das árvores e o inseto que caminha sobre a superfície tratada é contaminado com o fungo (HIGUCHI *et al.*, 1997).

No Brasil, Lopes *et al.* (2014) desenvolveram um dispositivo atrai-e-infecta, incorporando conídios de *B. bassiana* + feromônio de agregação comercial em *pellets* de gordura hidrogenada de soja para o controle de *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae). O *pellet* espalhado sobre porções do pseudocaule de bananeiras atraiu os insetos para a mistura, proporcionando a contaminação e morte por *B. bassiana*.

Outro tipo de material que pode ser utilizado como suporte para ancoragem de conídios de fungos entomopatogênicos é a esponja vegetal *Luffa cylindrica* (Linn) (Cucurbitaceae). O seu fruto fibroso é composto basicamente por 60% de celulose, 30% hemicelulose e 10% de lignina (OBOH; ALUYOR, 2009). Sua aplicação é ampla, pois apresenta alta área superficial, estrutura duradoura, e baixo custo. A esponja é indicada para imobilização de células de plantas, algas, bactérias e leveduras (IQBAL; ZAFAR, 1993a, 1993b, 1994; OBOH; ALUYR, 2009), entretanto, não há relatos do seu uso com fungos entomopatogênicos.

Lembrando que o ácaro é uma espécie críptica, estima-se que a rede fibrosa e as lacunas de *L. cylindrica* funcionem como abrigo – semelhante ao que ocorre com armadilhas *Avivet* (LAMMERS *et al.*, 2011) – e, em associação com o fungo, atue como uma estratégia de controle.

Assim, este trabalho teve como objetivo, avaliar a viabilidade de *B. bassiana* em esponja vegetal comercial e sua atividade em armadilha na estratégia atrai-e-infecta, visando ao controle de *D. gallinae*.

MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Biotecnologia Agrícola da Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE – *Campus* de Cascavel, PR.

Obtenção de *D. gallinae*

Para todos os experimentos, os ácaros foram provenientes de aviários comerciais na região Oeste do Paraná, coletados diretamente dos focos de infestação com pinça entomológica e pincel fino. Os ácaros foram transferidos para sacos plásticos com fecho tipo *zip-lock* e transportados em caixa térmica até o laboratório, onde foram selecionados, escolhendo-se fêmeas adultas ativas e recém-alimentadas, baseando-se na coloração vermelha intensa (FLECHTMANN, 1985).

Fungo

Foi utilizado o fungo *Beauveria bassiana*, isolado Unioeste 88 previamente selecionado por Kasburg (2016), como mais virulento e produtivo em meio de cultura. O isolado encontra-se depositado na coleção de isolados de fungos entomopatogênicos do Laboratório de Biotecnologia Agrícola da Unioeste, *campus* de Cascavel.

O fungo foi replicado em placas de Petri contendo o meio BDA (batata-dextrose-ágar) as quais foram incubadas (26°C e fotoperíodo de 12 horas) durante 7 dias.

Em seguida, os conídios foram coletados por meio da raspagem da superfície do meio de cultura com espátula esterilizada e transferidos para tubos de vidro onde foram armazenados até inoculação em meio líquido.

Para a fermentação líquida foi utilizado o meio específico para crescimento de *B. bassiana*, na relação C:N de 1:1 (41,7g de Extrato de levedura como fonte de Nitrogênio, 52g de Sacarose como fonte de Carbono, 1g de KCl, 0,36g de KH₂PO₄ e 0,6g de MgSO₄ por litro de água destilada). Alíquotas de 150 ml do meio foram distribuídas em frascos erlenmeyers de 250 ml de capacidade, e em seguida autoclavados a 120°C e 1atm por 20 minutos. Após

resfriar, cada erlenmeyer recebeu 0,1g de conídios do inóculo e foram incubados por 4 dias em agitador rotativo (200 rpm e 25°C sem iluminação) para crescimento do fungo (ALMEIDA, 2018)¹.

Preparo da esponja para ancoragem do fungo

Baseando-se na armadilha *Avivet* (LAMMERS *et al.*, 2011), foi utilizada esponja vegetal comercial, em porções de 1 cm(L) × 5 cm(C) × 1 cm (P), previamente esterilizadas (autoclavagem a 120°C e 1 atm, por 20 minutos).

Após resfriamento, as esponjas foram imersas por 10 segundos no meio de cultura previamente fermentado contendo blastósporos, conforme descrito anteriormente. O excesso de líquido foi retirado colocando-se a esponja na posição vertical. Em seguida, as porções de esponja foram colocadas no interior de tubos Falcon previamente esterilizados, que foram fechados e incubados em câmara climatizada ($26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 12 horas de fotoperíodo) por cinco dias, para a produção de conídios do fungo na esponja. Durante este período, os tubos eram diariamente abertos em câmara de fluxo laminar por 2 minutos para promover a oxigenação dentro do recipiente, uma vez que favorece a produção de conídios (HIGUCHI *et al.*, 1997; RAHARDJO; TRAMPER; RINZEMA, 2006).

Em seguida, os tubos foram abertos e mantidos em um dessecador de vidro com sílica gel por 10 dias para secagem dos conídios, alcançando ao final desse período, 22,2% de teor de umidade, determinado gravimetricamente.

Quatro lotes de esponjas foram produzidos. O primeiro lote foi utilizado no primeiro bioensaio de avaliação da produção e viabilidade dos conídios, assim como o primeiro teste acaricida em laboratório; o segundo lote foi destinado para a repetição dos respectivos experimentos; o terceiro lote foi empregado no primeiro ensaio em campo e, por fim, o ensaio em campo foi repetido com o quarto lote.

O primeiro e segundo lote foram produzidos concomitantemente. Já o terceiro e quarto lote, foram preparados em tempos distintos, respeitando o tempo necessário para realização de cada um dos ensaios em campo.

¹Comunicação pessoal com ALMEIDA, J. E. M., 2018.

Produção de conídios nas esponjas

Para a quantificação dos conídios nas esponjas ao final do processo de secagem em sílica gel, foram selecionadas aleatoriamente oito esponjas do primeiro e segundo lote que foram pesadas e em seguida, imersas em 10 mL de água destilada + Tween80® – 0,01% e após agitação, quantificou-se a concentração de conídios na suspensão em câmara Neubauer. Assim, estimou-se a concentração de conídios por esponja.

Viabilidade dos conídios nas esponjas

Para avaliar o efeito do tempo de armazenamento na viabilidade dos conídios durante 90 dias a $26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 45% UR, foram selecionadas aleatoriamente três esponjas do primeiro lote e segundo lote em cada avaliação, sendo considerada cada esponja uma repetição. Estas foram individualmente colocadas em água destilada esterilizada + Tween 80® – 0,01% e padronizou-se a concentração da suspensão em 1×10^6 conídios/mL. Amostras de 100 μL de cada suspensão foram inoculadas na superfície de meio de cultura Batata Ágar Dextrose (BDA) e, antes de serem incubadas, as placas foram mantidas abertas em fluxo laminar até completa evaporação da água, segundo Oliveira et al. (2015). Em seguida, foram incubadas por um período máximo de 20 horas, em câmara de incubação ($26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 60% de UR) para posterior contagem dos conídios germinados e não germinados.

Atividade acaricida contra *D. gallinae* em laboratório

Logo após o preparo e secagem do primeiro lote e segundo lote, uma esponja foi retirada aleatoriamente e inserida individualmente em tubo de vidro juntamente com 30 fêmeas ingurgitadas, fechando-se com tecido *voil*. O tubo foi mantido na posição vertical, em sala climatizada (26°C , 12 horas de fotofase e 70% UR) por 7 dias. No controle foram utilizadas somente esponjas esterilizadas. Houve ainda um grupo Controle absoluto em que somente os ácaros foram mantidos no interior do tubo. Para cada tratamento foram utilizadas cinco esponjas, sendo considerada cada uma como repetição.

As avaliações foram realizadas diariamente, por 7 dias, anotando-se o número de ácaros mortos, sendo assim considerados, aqueles que não demonstravam qualquer movimento ao toque. Para que os ácaros não sofressem estresse pela movimentação e evitar a mortalidade por manipulação, somente no último dia de avaliação, os indivíduos mortos

foram retirados dos tubos e imersos em solução alcóolica 70% e mantidos em câmara úmida nas mesmas condições, para a confirmação da morte pelo fungo.

Atividade acaricida contra *D. gallinae* em campo

Os ensaios em campo foram realizados em um aviário de postura comercial localizado no município de Céu Azul – PR (25°10'35"S 53°53'25,2"O) em Novembro de 2018. O aviário do tipo californiano apresentava estrutura de madeira com gaiolas metálicas e capacidade para 4.000 aves, sendo os ovos coletados manualmente. Durante os ensaios, a temperatura e umidade relativa do ambiente foi monitorada com termohigrômetro, apresentando uma média de 27°C ± 3°C e 68% ± 15% respectivamente.

As esponjas utilizadas foram provenientes do terceiro e quarto lote, sendo cada lote destinado a um ensaio. Após a secagem, as mesmas foram inseridas em tubos PVC (12 cm diâmetro × 5 cm comprimento) baseando-se na armadilha *Avivet* (LAMMERS *et al.*, 2017).

No aviário, previamente foram identificados focos do ácaro em diferentes pontos, com distância mínima de 1,5 m entre si. Em cada um deles foi fixada uma armadilha *Avivet* com esponja vegetal + fungo, aproximadamente às 18h00. Nos pontos destinados ao controle, as armadilhas foram constituídas apenas por armadilhas contendo somente esponja vegetal.

Foram preparados 3 grupos de 10 armadilhas com fungo, denominados de acordo com seu tempo de permanência no ambiente, sendo eles: Infecção 12 horas, Infecção 24 horas e Infecção 120 horas, e mais 3 grupos para seus respectivos controles. Cada grupo (tratado e controle) foi retirado respeitando os tempos de 12h, 24h e 5dias de permanência no aviário.

No local do dispositivo contendo a esponja que foi retirada, instalou-se outra armadilha *Avivet* contendo papelão corrugado em seu interior, sendo esta denominada Recaptura. Estas armadilhas foram utilizadas a fim de testar se era possível recapturar ácaros que tivessem entrado em contato com o fungo, seja nas armadilhas tratadas ou não, mesmo depois do agente ter sido retirado do ambiente. As armadilhas de recaptura foram retiradas sempre após 24 horas da sua respectiva instalação.

Todas as armadilhas retiradas foram colocadas em sacos plásticos individualizados com fecho *ziplock* e levadas para laboratório. De cada armadilha, 30 fêmeas ingurgitadas e ativas foram retiradas, sendo transferidas para tubos de vidro fechados com tecido *voil* e identificados em relação ao tratamento e a repetição. Estes tubos foram mantidos em sala climatizada (26°C, 12 horas de fotofase e 70% UR) por sete dias, realizando-se a avaliação da

mortalidade. Os indivíduos mortos foram mantidos em câmara úmida para confirmação da mortalidade pelo fungo, repetindo-se o experimento duas vezes.

Delineamento experimental

Os bioensaios de estabilidade do fungo nas esponjas e mortalidade de *D. gallinae* em laboratório foram conduzidos em delineamento inteiramente aleatorizado, sendo a normalidade dos dados aferida em todos os experimentos. Quando aceito o pressuposto de normalidade, os dados de viabilidade ao longo do tempo foram analisados por meio do teste de regressão não-linear (expoente negativo), sendo o tempo considerado a variável independente e a viabilidade como variável dependente, utilizando-se o Software Statistica® 7.0 (STATSOFT, 2004).

Para os experimentos em laboratório, as médias dos dados de mortalidade foram comparadas utilizando-se o Teste t de Student à 5% de significância no mesmo programa já citado.

No experimento de campo, seguiu-se o delineamento em blocos aleatorizados e os dados de mortalidade foram analisados quanto à normalidade pelo teste Shapiro-Wilk à 5% de significância. Quando aceito o pressuposto, o teste de ANOVA fatorial foi aplicado para os dados de captura, seguido do teste de Tukey HSD como acompanhamento *post hoc* à 5% de significância. A eficiência dos tratamentos foi avaliada segundo a fórmula de Schneider-Orelli (PUNTENER, 1992).

O pressuposto de normalidade não foi aceito nos testes de recaptura. Assim, os dados foram transformados em arcoseno segundo a fórmula $\arcsen \sqrt{x}$. Em seguida, foi realizado o teste de Kruskal-Wallis à 5% de significância, e a eficiência dos tratamentos foi avaliada segundo a fórmula de Sun-Shepard (PUNTENER, 1992).

Todos os dos testes de campo foram realizados utilizando o software Sisvar (FERREIRA, 2014).

RESULTADOS

Produção de conídios nas esponjas

Verificou-se que a produção de conídios foi em média de $2,6 \times 10^9$ /suporte, rendendo 0,03g de conídios/suporte.

Estabilidade dos conídios nas esponjas

Após 10 dias de secagem em sílica gel a $26 \pm 2^\circ\text{C}$, os conídios apresentaram 22,2% de teor de umidade. Em relação à viabilidade, foi observado que ao longo dos 90 dias de armazenamento em temperatura ambiente ($26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 45% UR), houve redução significativa. Logo após o preparo, a viabilidade dos conídios na esponja era de 98%, mantendo-se acima de 90% até o 35º dia de armazenamento. Contudo, aos 60 dias, a viabilidade foi de 84%, e após 90 dias, quando se encerrou a avaliação, a viabilidade foi de 68%. O modelo representado na Figura 1 foi considerado significativo, assim como seus coeficientes ($p < 0,05$, 4df, $R^2 = 0,9608$).

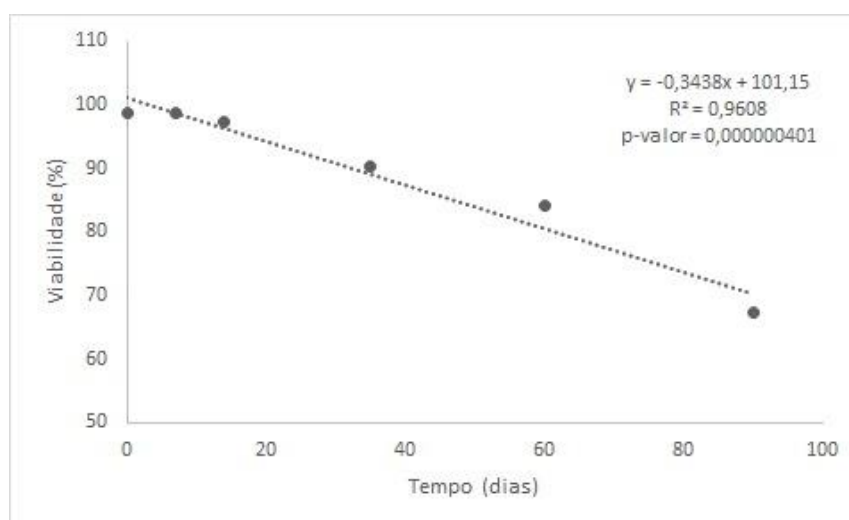


Figura 1 – Médias de viabilidade (%) de *Beauveria bassiana* ancorado em esponja vegetal durante 90 dias de armazenamento a temperatura ambiente ($26 \pm 2^\circ\text{C}$ e $45 \pm 2\%$ UR) e conídios com 22,2% de teor de umidade.

Atividade acaricida contra *D. gallinae* em laboratório

A mortalidade total de *D. gallinae* em contato com a esponja + *B. bassiana* atingiu 86,7%, sendo a mortalidade confirmada de 81,3% (Tabela 1). Foi observada diferença significativa entre os grupos tratado e controle ($p < 0,05$).

Tabela 1 – Médias de mortalidade total e confirmada (%) de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas de esponja vegetal impregnadas com *Beauveria bassiana* ($2,6 \times 10^9$ conídios/armadilha) em teste de laboratório.

Tratamento	Mortalidade total (%)	Mortalidade confirmada (%)
Controle	9,3 ± 2,1 b	0 b
Esponja + Bb	86,7 ± 4,3 a	81,3 ± 3,6 a

Médias (\pm erro padrão) seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste t de Student ($p < 0,05$).

Atividade acaricida contra *D. gallinae* em campo

Foi possível verificar diferença significativa na mortalidade média em todos os grupos tratados com *B. bassiana*, quando comparados com seus respectivos controles ($p = 0,002$) (Tabela 2). Entretanto a diferença entre o tempo de permanência da armadilha no ambiente e a mortalidade dos ácaros capturados nas mesmas não foi significativa, sendo 92,2%, 81,4% e 86,3% nos tratamentos fungo 12h, 24h e 120h, respectivamente ($p = 0,2$). Resultados semelhantes também foram encontrados para os testes de confirmação de mortalidade pelo fungo em seus respectivos tempos de exposição.

Nos testes de captura, as armadilhas com fungo apresentaram eficiência entre 80 e 88,6%, independente do tempo de permanência da mesma no ambiente (Tabela 2).

Tabela 2 – Mortalidade (%) de adultos de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas de captura de esponja vegetal impregnadas com *B. bassiana* ($2,6 \times 10^9$ conídios/armadilha) em tubos PVC em teste de campo, em diferentes tempos de contato.

Tratamento	Mortalidade total (%)			Mortalidade confirmada (%)		
	12h	24h	120h	12h	24h	120h
Controle	6,2±1,3aB	5,7±1,1aB	8,3±1,6aB	0 aB	0 aB	0 aB
Armadilha fungo	92,2±2,0aA	81,4±2,5aA	86,3±4,4aA	90±4,2aA	81±2,3aA	81,7±3,8aA
Eficiência* (%)	-	-	-	88,6	80	80

Valores obtidos a partir de 30 indivíduos coletados aleatoriamente em cada uma das repetições. Médias (\pm erro padrão) seguidas da mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha não diferem entre si através do teste ANOVA fatorial, tendo como fator principal o tratamento e, como fator secundário, o tempo – 12h/24h/120h – ($p < 0,05$; 5% de significância).

*A eficiência avaliada segundo a fórmula de Schneider-Orelli (PUNTENER, 1992)

Com relação mortalidade dos ácaros nas armadilhas de recaptura, após 24 horas da retirada das armadilhas tratadas com fungo, verificou-se que nas armadilhas que estavam nos tratamentos fungo 12 horas e 24 horas alcançaram 35,7% e 38,3% de mortalidade, respectivamente. Estes valores foram significativamente maiores que o observado na recaptura de indivíduos que ficaram expostos ao fungo por 5 dias (13,3 e 9,7% de mortalidade total e confirmada ($p = 0,002$), respectivamente) (Tabela 3).

A eficiência do fungo nesses tempos reduziu-se para 45% para o grupo 12h, 44,3% para o grupo 24h, e 19,5% para o grupo 120h.

Tabela 3– Médias de mortalidade total e confirmada (%) de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas de recaptura de esponja em tubos PVC em teste de campo.

Tratamento	Mortalidade média (%)			Confirmação média (%)		
	12h	24h	120h	12h	24h	120h
Controle	17±2 aB	10,7±3,2 aB	12,2±1,5 aB	0±0,0 aB	0±0,0 aB	0±0,0 aB
Armadilha fungo	35,7±5,2 aA	38,3±4,6 aA	13,3±2,8 aB	35,6±5,2 aA	38,3±4,6 aA	9,7±2,3 aB
Eficiência (%)*	-	-	-	45	44,3	19,5

Valores obtidos a partir de 30 indivíduos coletados aleatoriamente em cada uma das repetições

Médias (\pm erro padrão) seguidas da mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha não diferem entre si através do teste de Krsukal-Wallis, tendo como fator principal o tratamento e, como fator secundário, o tempo – 12h/24h/5d – ($p < 0,05$; 5% de significância).

*A eficiência dos tratamentos foi avaliada segundo a fórmula de Sun-Shepard (PUNTENER, 1992).

DISCUSSÃO

Foi observado no presente estudo que a viabilidade do fungo no suporte manteve-se acima de 90% por até 35 dias, em condições de armazenamento com temperatura e UR ambiente. Nesse sentido, para que um micoinseticida tenha o mínimo de eficiência em campo, sua viabilidade deve ser de pelo menos 80% (MOORE *et al.*, 1996; JENKIS; GRZYWACZ, 2000). Outra característica fundamental neste tipo de produto é que a vida de prateleira do agente sem que perca sua viabilidade seja de pelo menos 18 meses, embora um tempo mais curto possa ser aceitável em casos de utilização de curta duração (MOORE *et al.*, 1996). De qualquer forma, sua vida útil deve ser previsível (HONG *et al.*, 2001).

Por outro lado, Hong; Jenkins; Ellis (1999) observaram que a viabilidade de conídios de *M. flavoviride* com 13% de teor de umidade inicial, armazenados a 30°C caiu para menos de 70% em apenas 35 dias. Deve ser levado em conta que o conteúdo de umidade dos conídios no referido estudo era relativamente menor que o alcançado neste estudo. Contudo, os mesmos autores citados armazenaram os conídios a 20°C, e então, a viabilidade manteve-se acima de 80% até 120 dias.

Aos 90 dias, a viabilidade de *B. bassiana* em esponja vegetal e sem a presença de sílica gel durante armazenagem era de apenas 67% no presente estudo. Em contrapartida, Moore et al. (1996) ao estocarem conídios secos de *M. flavoviride* sem a presença de sílica gel a 25-37°C, obtiveram cerca de 75% de viabilidade com apenas 60 dias de armazenamento. Ao testarem o armazenamento de conídios secos com a presença de sílica gel e na mesma condição de temperatura, a viabilidade declinou mais lentamente, chegando a 64% após 107 dias.

Outro ponto a ser abordado é o limite de teor de umidade apontado por Hong et al. (1998), ao realizarem testes para conídios de *M. flavoviride*. Segundo os autores, os limites inferiores e superiores de teor de umidade ideal, está entre 5 e 21% e 21 e 31%, respectivamente, e apresentam uma relação negativa entre a longevidade dos conídios e seu conteúdo de umidade. Os autores sugerem que a longevidade dos conídios em resposta ao teor de umidade de fungos entomopatogênicos pode ser quantificada, e que os limites de umidade influenciam diretamente nesta relação, tornando previsível a sobrevivência dos conídios durante seu armazenamento. Faria et al. (2010), ao trabalharem com conídios de *B. bassiana* corroboram os dados de Hong et al. (1998), sugerindo que a atividade de água ideal para

aumentar a longevidade de fungos entomopatogênicos nos intervalos de 11-14% de equilíbrio de umidade relativa seja possivelmente menor que 5%.

Por conta disso, deduz-se que o estado inicial de hidratação dos conídios obtidos neste artigo (22,2%) influenciou no decréscimo da viabilidade durante o armazenamento. Assim, ressalta-se a importância de padronizar este parâmetro para cerca de 8% de teor de umidade, utilizando agentes dessecantes como sílica gel, inclusive no interior da embalagem (HONG *et al.*, 2000; FARIA *et al.*, 2010; LOPES *et al.*, 2013, 2014). O estado de dessecação confere maior capacidade de sobrevivência em ambientes de temperaturas extremas (MOORE *et al.*, 1996; MORGAN *et al.*, 2006) e, conseqüentemente, aumenta a estabilidade destes agentes durante a vida de prateleira (HEDGECOCK *et al.*, 1995; HONG; ELLIS; MOORE, 1997; HONG *et al.*, 2001; FARIA *et al.*, 2010). Entretanto, para se alcançar o nível ideal de umidade, pode ser necessário maior tempo ou técnicas e equipamentos mais específicos que nem sempre são de fácil acesso.

Atribui-se maior viabilidade dos conídios aqui obtida, em relação a outros trabalhos ao fato de que a temperatura mais amena durante a secagem dos mesmos proporcionou menor estresse nos conídios, totalizando 10 dias até sua utilização nos experimentos. Hong *et al.* (2000) sugerem que o tempo para a secagem dos conídios é inversamente proporcional à sua longevidade, ou seja, conídios secos mais lentamente tem longevidade superior àqueles que secam mais rápido.

Com relação à mortalidade de *D. gallinae* expostos às esponjas tratadas com *B. bassiana*, independente do tempo, os valores obtidos mostram o potencial dessa forma de uso. Tais resultados corroboram o estudo realizado por Kasburg (2016) que selecionou *B. bassiana* isolado Unioeste 88 para controle de *D. gallinae*.

Após cinco dias de exposição da armadilha no campo, a mortalidade do ácaro foi de 80%, chegando a 90% no menor tempo de exposição (12h), não havendo relação significativa entre o tempo de exposição do fungo no campo e a mortalidade de *D. gallinae*.

Estes resultados corroboram Migiro *et al.* (2010), que observaram que armadilhas de auto-inoculação contendo conídios secos de *M. anisopliae* após 4 dias de exposição em campo promoveram até 100% de mortalidade para adultos de *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1926) (Diptera: Agromyzidae). Os autores atribuem a alta mortalidade à quantidade de conídios adquiridos pelos insetos.

Ainda que este parâmetro não tenha sido avaliado neste trabalho, vale ressaltar que o fato dos conídios estarem ancorados por praticamente toda a estrutura fibrosa e tridimensional

da esponja pode ter facilitado a adesão dos mesmos à cutícula dos ácaros, uma vez que foi possível visualizar a grande quantidade de conídios aderidos aos ácaros capturados pelas armadilhas tratadas durante as avaliações.

Em relação as armadilhas de recaptura, a mortalidade de ácaros contaminados por *B. bassiana* foi de 35,6% e 38,3% após 24h e 48h de exposição ao fungo, respectivamente. Enquanto que as armadilhas de recaptura instaladas após 120h de exposição do fungo no ambiente, recapturaram apenas 9,7% de ácaros doentes.

Dowd e Vega (2003), ao testarem uma armadilha de auto-inoculação com conídios secos de *B. bassiana* em associação com feromônios de coleópteros visando ao controle de *Carpophilus* (Murray, 1864) (Coleoptera: Nitidulidae), também observaram que armadilhas de recaptura tendem a uma menor recuperação do agente no campo. Os autores sugerem que a recuperação do fungo seja influenciada pela movimentação da praga-alvo no ambiente, levando-a a morte em locais diferentes dos pontos de coleta.

Lyons et al. (2012) também obtiveram baixa mortalidade de *A. planipennis* recapturados após a auto-inoculação dos conídios de *B. bassiana*. Os autores ressaltam que apesar da baixa mortalidade, é possível que o fungo possa se autodisseminar utilizando esta estratégia.

Ressalta-se que *D. gallinae* é uma espécie críptica e os indivíduos passam a maior parte do tempo abrigados em frestas e pequenas fissuras na estrutura do aviário e, por apresentar hábito noturno, geralmente deixam estes abrigos à noite em busca de alimento (PRITCHARD *et al.*, 2015). Assim, é possível que em cinco dias os ácaros que uma vez estiveram nas armadilhas tratadas, tenham se movido para diferentes locais em busca de alimento, e então para outros abrigos. Isto sugere para o uso de algum atrativo com feromônio, buscando-se atrair mais indivíduos para as armadilhas com fungo, podendo assim aumentar a infecção na população.

Embora a mortalidade nas armadilhas de recaptura tenha sido de no máximo 38%, é notável a capacidade de infecção do fungo em campo e seu potencial para permanência no ambiente, ainda que por pouco tempo nas condições aqui avaliadas.

O desenvolvimento de um dispositivo atrai-e-infecta utilizando o fungo *B. bassiana* no presente pressupõem a autodisseminação do fungo e possível infecção do ácaro quando exposto ao agente em campo, e não o controle efetivo ou redução populacional de *D. gallinae*. Esta técnica que consiste na captura de grande número de indivíduos da espécie-alvo desejada requer também sua subsequente saída do dispositivo, a fim de promover a transmissão

horizontal do fungo para outros membros da população, mesmo que o número de indivíduos contaminados no ambiente tenha sido baixo, contribuindo no controle da praga, como mais uma estratégia de uso do fungo (DE KESEL, 1996; LYONS *et al.*, 2012).

Esses dispositivos ainda apresentam vantagens em relação ao tratamento convencional com fungo pulverizado, podendo até serem mais eficientes quando empregados sistematicamente. Essas vantagens se referem à redução dos possíveis efeitos indesejáveis do fungo sobre o meio ambiente e do menor custo para a implementação da técnica, principalmente para pragas com hábito críptico (BAVERSTOCK; ROY; PELL, 2009; DOWD; VEGA, 2003; LOPES *et al.*, 2014). Além disso, o dispositivo é pronto para uso, de fácil instalação e necessita de menor quantidade de conídios para um controle efetivo do ácaro.

Por fim, salienta-se que este é um estudo pioneiro de ancoragem de *B. bassiana* em esponja vegetal e uso no controle de *D. gallinae*. Os resultados aqui obtidos mostram o potencial da técnica, já que o ácaro é uma espécie críptica de difícil controle. Mas também indicam a necessidade de melhorias, como a redução efetiva do teor de água presente nos conídios, teste com embalagens aluminizadas e uso de atmosfera controlada durante o armazenamento. Assim, recomenda-se a realização de estudos complementares.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBAS, R. Z.; COLWELL, D. D.; IQBAL, Z.; KHAN, A. Acaricidal drug resistance in poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) and approaches to its management. **World's Poultry Science Journal**, v. 70, n. 1, p. 113-124, 2014.

AGROFIT. **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. Produtos indicados para pragas e doenças. Disponível em http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em Outubro de 2018.

BARIMANI, A.; YOUSSEFI, M. R.; TABARI, M. A. Traps containing carvacrol, a biological approach for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Parasitology Research**, v. 115, n. 9, p. 3493–3498, 2016.

BAVERSTOCK, J.; ROY, H. E.; PELL, J. K. Entomopathogenic fungi and insect behaviour: from unsuspecting hosts to targeted vectors. **Journal of the International Organization for Biological Control**, v. 55, n. 1, p. 55-89, 2010.

BEUGNET, F.; CHAUVE, C.; GAUTHEY, M.; BEERT, L. Resistance of the red poultry mite to pyrethroids in France. **Veterinary Record**, v. 140, n. 1, p. 577-579, 1997.

CHAUVE, C. 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.; TAUSON, R. Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 110, n. 1–2, p. 109–116, 2002.

CUNHA, L. M.; CUNHA, M. M.; LEITE, R. C.; SILVA, I. J.; OLIVEIRA, P. R. Comparação da eficiência de diferentes armadilhas utilizadas para a captura de *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) (de Geer, 1778). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 4, p. 59–62, 2009.

DE KESEL, A. R. Relative importance of direct and indirect infection in the transmission of *Laboulbeniaslackensis* (Ascomycota, Laboulbeniales). **Belgian Journal of Botany**, v. 1028, n. 1, p. 124-130, 1996.

DOWD, P. F.; VEGA, F. E. Autodissemination of *Beauveria bassiana* by sap beetles (Coleoptera: Nitidulidae) to Overwintering Sites. **Biocontrol Science and Technology**, v. 13, n. 1, p. 65-75, 2003.

DUBOIS, T.; LI, Z.; JIAFU, H.; HAJEK, A. E. Efficacy of fiber bands impregnated with *Beauveria bonghiartii* cultures against the Asian longhorned beetle, *Anoplophora glabripennis* (Coleoptera: Cerambycidae). **Biological Control**, v. 31, n. 1, p. 320-328, 2004.

ELADL, A. H.; HAMED, H. R.; EL-SHAFEI, R. A. Prevalence of mites and their impact on laying hen (*Gallus gallus domesticus*) farm facilities in Egypt, with an analysis of deltamethrin residues in eggs and tissue. **Avian Pathology**, v. 47, n. 2, p. 161-171, 2017.

AGÊNCIA BRASIL. Dezesete países europeus são afetados por escândalo dos ovos contaminados. 2017. Disponível em <http://agenciabrasil.ebc.com.br/internacional/noticia/2017-08/dezesete-paises-europeus-sao-afetados-por-escandalo-dos-ovos>. Acesso em Novembro de 2018.

ENTREKIN, D. L.; OLIVER JR, J. H. Aggregation of the chicken mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 19, n. 6, p. 671-678, 1982.

FARIA, M.; HAJEK, A. E.; WRAIGHT, S. P. Imbibitional damage in conidia of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana*, *Metarhizium acridum* and *Metarhizium anisopliae*. **Biological Control**, v. 51, n. 1, p. 346-354, 2009.

FARIA, M.; HOTCHKISS, J. H.; HAJEK, A. E.; WRAIGHT, S. P. Debilitation in conidia of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* and implication with respect to viability determinations and mycopesticide quality assessments. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 105, n. 1, p. 74-83, 2010.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons. **Ciência e Agrotecnologia**, v.38, n.2,p. 109-112, 2014.

FLECHTMANN, C. H. W. **Ácaros de importância médico-veterinária**. São Paulo: Nobel, 192p., 1985.

HAMSCHER, G.; PRIEB, B.; HARTUNG, J.; NOGOSSEK, M. I.; GLUNDER, G.; NAU, H. Determination of propoxur residues in eggs by liquid chromatography-diode array detection after treatment of stocked housing facilities for the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Analytica Chimica Acta**, v. 489, n. 1, p. 19-26, 2003.

HEDGECOCK, S.; MOORE, D.; HIGGINS, P. M.; PRIOR, C. Influence of moisture content on temperature tolerance and storage of *Metarhizium flavoviride* conidia in an oil formulation. **Biocontrol Science and Technology**, v. 5, n. 3, p. 371-378, 1995.

HIGUCHI, T.; SAIKA, T.; SENDA, S.; MIZOBATA, T.; KAWATA, Y.; NAGAI, J. Development of biorational pest control formulation against longicorn beetles using a fungus, *Beauveria brongniartii*(Sacc.) Petch. **Journal of Fermentation and Bioengineering**, v. 84, n. 1, p. 236-243, 1997.

HONG, T. D.; ELLIS, R. H.; MOORE, D. Development of a model to predict the effect of temperature and moisture on fungal spore longevity. **Annals of Botany**, v. 79, n. 1, p. 121-128, 1997.

HONG, T. D.; JENKINS, N. E.; ELLIS, R. H.; MOORE, D. Limits to the negative logarithmic relationship between moisture content and longevity in conidia of *Metarhizium flavoviride*. **Annals of Botany**, v. 81, n. 1, p. 625-630, 1998.

HONG, T. D.; JENKINS, N. E.; ELLIS, R. H. Fluctuating temperature and longevity of conidia of *Metarhizium flavoviride* in storage. **Biocontrol Science and Technology**, v. 9, n. 2, p. 165-176, 1999.

HONG, T. D.; JENKINS, N. E.; ELLIS, R. H. The effects of duration of development and drying regime on the longevity of conidia of *Metarhizium flavoviride*. **Mycological Research**, v. 104, n. 6, p. 662-665, 2000.

HONG, T. D.; GUNN, J.; ELLIS, R. H.; JENKINS, N. E.; MOORE, D. The effect of storage environment on the longevity of conidia of *Beauveria bassiana*. **Mycological Research**, v. 105, n. 5, p. 597-602, 2001.

IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Reavaliação ambiental. Disponível em <<https://www.ibama.gov.br/component/content/article?id=739>>. Acesso em Outubro de 2018.

IMMEDIATO, D.; CAMARDA, A.; IATTA, R.; PUTTILLI, M. R.; RAMOS, R. A. N.; DI PAOLA G.; GIANGASPERO, A.; OTRANTO, D.; CAFARCHIA, C. 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.

IQBAL, M.; ZAFAR, S. I.; The use of fibrous network of matured dried fruit of *Luffa aegyptiaca* as immobilizing agent. **Biotechnology Techniques**, v. 7, n. 1, p. 15-18, 1993a.

IQBAL, M.; ZAFAR, S. I.; Vegetable sponge: a new immobilization medium for plant cells. **Biotechnology Techniques**, v. 7, n. 4, p. 323-324, 1993b.

IQBAL, M.; ZAFAR, S. I. Vegetable sponge as a matrix to immobilize micro-organisms: a trial study for hyphal fungi, yeast and bacteria. **Letters in Applied Microbiology**, v. 15, n. 1, p. 214-217, 1994.

JENKINS, N. E.; GRYZWACZ, D. Quality control of fungal and viral biocontrol agents – Assurance of product performance. **Biocontrol Science and Technology**, v. 10, n. 6, p. 753-777, 2000.

KAOUD, H. A. Susceptibility of Poultry Red Mites to Entomopathogens. **International Journal of Poultry Science**, v. 9, n. 3, p. 259–263, 2010.

KASBURG, C. R. Seleção e caracterização de isolados de fungos entomopatogênicos visando ao controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Tese mestrado**, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, 2016.

KASBURG, C.; ALVES, L. F. A.; OLIVEIRA, D. G. P.; ROHDE, C. Activity of some Brazilian isolates of entomopathogenic fungi against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* De Geer (Acari: Dermanyssidae). **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 18, n. 3, p. 457–460, 2016.

KILPINEN, O.; ROEPSTORFF, A.; PERMIN, A.; NORGAARD-NIELSEN, G.; LAWSON, L. G.; SIMONSEN, H. B. Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). **British Poultry Science**, v. 46, n. 1, p. 26-34, 2005.

LAMMERS, G. A.; BRONNEBERG, R. G. G.; VERNOOIJ, J. C. M.; STEGEMAN, J. A. Experimental validation of the AVIVET trap, a tool to quantitatively monitor the dynamics of *Dermanyssus gallinae* populations in laying hens. **Poultry Science**, v. 1, n. 0-1, p. 1-10, 2017.

LOPES, R. B.; MARTINS, I.; SOUZA, D. A.; FARIA, M. Influence of some parameters on the germination assessment of mycopesticides. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 112, n. 1, p. 236-242, 2013.

LOPES, R. B.; LAUMANN, R. A.; MOORE, D.; OLIVEIRA, M. W.; FARIA, M. Combination of the fungus *Beauveria bassiana* and pheromone in an attract-and-kill strategy against the banana weevil, *Cosmopolites sordidus*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 151, n. 1, p. 75-85, 2014.

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

LYONS, B.; LAVALLÉE, R.; KYEI-POKU, G.; FRANKENHUYZEN, K. V.; JOHNY, S.; GUERTIN, C.; FRANCESE, J. A.; JONES, G. C.; BLAIS, M. Towards the development of an autocontamination trap system to manage populations of emerald ash borer (Coleoptera: buprestidae) with the native entomopathogenic fungus, *Beauveria bassiana*. **Journal of Economic Entomology**, v. 105, n. 6, p. 1923-1939, 2012.

MARANGI, M.; CAFIERO, M. A.; CAPELLI, G.; CAMARADA, A. Evaluation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) susceptibility to some acaricides in field populations from Italy. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1, p. 11-18, 2009.

MARANGI, M.; MORELLI, V.; PATI, S.; CAMARADA, A.; CAFIERO, M. A.; GIANGASPERO, A. Acaricide residues in laying hens naturally infested by red mite *Dermanyssus gallinae*. **PLoS ONE**, v. 7, n. 2, p. 1-7, 2012.

MIGIRO, L. N.; MANIANIA, N. K.; CHABI-OLAYE, A.; VANDENBERG, J. Pathogenicity of entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) isolates to the adult pea leafminer (Diptera: Agromyzidae) and prospects of an autoinoculation device for infection in the field. **Environmental Entomology**, v. 39, n. 2, p. 468-475, 2010.

MOORE, D.; DOURO-KPINDOU, O.K.; JENKINS, N. E.; LOMER, C. J. Effects of moisture content and temperature on storage of *Metarhizium flavoviride* conidia. **Biocontrol Science and Technology**, v. 6, n. 1, p. 51-62, 1996.

MORGAN, C. A.; HERMAN, N.; WHITE, P. A.; VESEY, G. Preservation of microorganisms by drying; A review. **Journal of Microbiological Methods**, v. 66, n. 1, p. 183-193, 2006.

MORO, C. V.; CHAUVE, C.; ZENNER, L. Vectorial role of some Dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssoidea). **Parasite**, v.12, n. 1, p. 99-109, 2005.

MORO, C. V.; DE LUNA, C. J.; TOD, A.; GUY, J. H.; SPARAGANO, O. A. E.; ZENNER, L. The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. **Experimental and Applied Acarology**, v. 48, n. 1, p. 93-104, 2009.

MOTA, L. H. C.; SILVA, W. D.; SERMARINI, R. A.; D, C. G. B.; BENTO, J. M. S.; DELALIBERA JR. I. Autoinoculation trap for management of *Hypothenemus hampei* (Ferrari) with *Beauveria bassiana* (Bals.) in coffee crops. **Biological Control**, v. 111, n. 1, p. 32-39, 2017.

MUL, M.; NIEKERK, T. V.; CHIRICO, J.; MAURER, V.; KILPINEN, O.; SPARAGANO, O.; THIND, B.; ZOONS, J.; MOORE, D.; BELL, B.; GJEVRE, A. G.; CHAUVE, C. Control methods for *Dermanyssus gallinae* in systems for laying hens: results for an international seminar. **World's Poultry Science Journal**, v. 65, n. 1, p. 589-600, 2009.

NORDENFORS, H.; HOGLUND, J.; UGGLA, A. Effects of temperature and humidity on oviposition, molting, and longevity of *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 36, n. 1, p. 68-72, 1999.

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.

NORDENFORS, H.; CHIRICO, J. Evaluation of a Sampling Trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 94, n. 6, p. 1617-1621, 2001.

OBOH, I. O.; ALUYOR, E. O. *Luffa cylindrica* – an emerging cash crop. **African Journal of Agricultural Research**, v. 4, n. 8, p. 684-688, 2009.

OLIVEIRA, D.; ALVES, L.; SOSA-GÓMEZ, D. Advances and Perspectives of the use of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for the control of arthropod pests in poultry production. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 16, n. 1, p. 01-12, 2014.

OLIVEIRA, D. G.; PAULI, G.; MASCARIN, G. M.; DELALIBERA, I.A protocol for determination of conidial viability of the fungal entomopathogens *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* from commercial products. **Journal of Microbiology Methods**. v. 119, n. 1, p. 44-52, 2015.

PAVLICEVIC, A.; PAVLOVIC, I.; STAJKOVIC, N.; PESIC, B. Evidence for resistance to carbaryl in poultry red mites from the Republic of Serbia and Montenegro. **Scientific Papers: Animal Science and Biotechnologies**, v. 49, n. 1, p. 222-225, 2016.

PRITCHARD, J.; KUSTER, T.; SPARAGANO, O.; TOMLEY, F. Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae*: a review. **Avian Pathology**, v. 44, n. 1, p. 143–153, 2015.

PÜNTENER, W. Manual for field trials in plant protection. 2ª edição. Agricultural Division, Ciba-Geigy Limited, 1992.

RAHARDJO, Y. W. P.; TRAMPER, J.; RINZEMA, A. Modeling conversion and transport phenomena in solid-state fermentation: A review and perspectives. **Biotechnology Advances**, v. 24, n. 1, p. 161-179, 2006.

REZENDE, L. C.; CUNHA, L. M.; TEIXEIRA, C. M.; OLIVEIRA, P. R.; MARTINS, N. R. S. Mites affecting hen egg production – some considerations for Brazilian farms. **Ciência Rural**, v. 43, n. 7, p. 1230-1237, 2013.

ROY, L.; CHAUVE, C. The genus *Dermanyssus* (Mesostigmata: Dermanyssidae): history and species characterization. **Trends in Acarology**, c. 8, p. 49-55, 2010.

SPARAGANO, O. A. E.; GEORGE, D. R.; HARRINGTON, D. W. J.; GIANGASPERO, A. Significance and Control of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae*. **Annual Review of Entomology**, v. 59, n. 1, p. 447–466, 2014.

STATSOFT. Statistica: data analysis software system, version 7.0. Tulsa-USA. 2014.

STEENBERG, T.; KILPINEN, O. Fungus infection of the chicken mite *Dermanyssus gallinae*. **Insect Pathogens and Insect Parasitic Nematodes**, v. 26, n. 1, p. 23–25, 2003.

TAO, S.; LIU, W. X.; LI, X. Q.; ZHOU, D. X.; LI, X.; YANG, Y. F.; YUE, D. P.; COVENEY, R. M. Organochlorine pesticide residuals in chickens and eggs at a poultry farm in Beijing, China. **Environmental Pollution**, v. 157, n. 1, p. 497-502, 2009.

TAVASSOLI, M.; ALLYMEHR, M.; POURSEYED, S. H.; OWNAG, A.; BERNOUSI, I.; MARDANI, K.; GHORBANZADEGAN, M.; SHOKRPOOR, S. Field bioassay of *Metarhizium anisopliae* strains to control de poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 178, n. 1, p. 374-379, 2011.

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. 1, p. 344-348, 2007.

THOMAS, E.; ZOLLER, H.; LIEBISCH, G.; ALVES, L. F. A.; VETTORATO, L.; CHIUMMO, R. M.; FLOCHLAY, S. A. *In vitro* activity of fluralaner and commonly used acaricides against *Dermanyssus gallinae* isolates from Europe and Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 361, p. 1-10, 2018.

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.

UGINE, T. A.; JENKINS, N. E.; GARDESCU, S.; HAJEK, A. E.
Comparing fungal band formulations of Asian longhorned beetle biological control. **Journal
of Invertebrate Pathology**, v. 113, n. 1, p. 240-246, 2013.

CAPÍTULO 2: Eficácia de armadilha de autoinoculação impregnadas com *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em no controle de *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) em condições de laboratório e campo.

Marina Martins Nascimento^a, Luis Francisco Angeli Alves^a, Rogério Biaggioni Lopes^b

^aUniversidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Rua Universitária, 1619, Cascavel, Paraná, Brasil.

^bEmbrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Parque Estação Biológica, PqEB s/nº, Av. W5 Norte (final), Brasília, DF, Brasil.

RESUMO

O ácaro-vermelho-da-galinha, *Dermanyssus gallinae* é o principal ectoparasita hematófago de aviários de postura no mundo todo. Seu hábito críptico e gregário acarretam em dificuldades para seu controle e, conseqüentemente, levam a buscas por estratégias alternativas. O presente estudo teve por objetivo avaliar diferentes armadilhas preparadas com *B. bassiana* para o controle do ácaro. Os protótipos consistiam de papelão corrugado recoberto com diferentes preparações de *B. bassiana*, e foram avaliadas em laboratório e campo, como estratégia de atração-e-infecção dos ácaros. No laboratório, foram avaliadas a atividade acaricida, adesividade e viabilidade dos conídios ao longo do tempo. Em campo as mesmas armadilhas foram instaladas em um aviário de postura comercial (armadilhas de infecção), em diferentes tempos de permanência no ambiente, coletando-se em seguida os ácaros por meio de armadilhas de recaptura, após 24h. Verificou-se que a presença da cera emulsionável SPLATTM proporcionou maior aderência dos conídios nas armadilhas. Também nesta preparação os conídios apresentaram maior viabilidade ao longo das três semanas de armazenamento, tanto a 26° quanto a 32°C, ao contrário do observado para o fungo puro. Nos testes de campo, não houve diferença entre o tempo de permanência da armadilha no ambiente e a mortalidade dos ácaros capturados as armadilhas, sendo elas de 91,65%, 97,02% e 86,85%, nas armadilhas com *B. bassiana* + SPLATTM + amido

nos tempos 12h, 24h e 48h, respectivamente. Nas armadilhas de recaptura, a maior mortalidade foi encontrada nos pontos em que receberam as armadilhas com *B. bassiana* + SPLAT™ + A, sendo esta de 25,7%. Os resultados aqui obtidos demonstram o potencial da estratégia de autoinoculação para o controle de *D. gallinae*.

PALAVRAS-CHAVE: Ácaro Vermelho. Fungos Entomopatogênicos. Controle Biológico. Produção Animal.

ABSTRACT

The poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, is the most important hematophagous ectoparasite of layer hen industry around the world. Challenges in controlling this parasite are mainly due to their cryptic and gregarious behavior. The present study aimed to evaluate traps containing *Beauveria bassiana* for poultry red mite control. Traps prototypes consisted of corrugated cardboard covered with different preparations of *B. bassiana* and were evaluated under laboratory and field conditions as an attract-and-infect strategy. In laboratory, the acaricide activity and viability of conidia in the traps were evaluated over time. In the field, the same traps were installed in a commercial farm facility the mites were collected from traps after 12h, 24h and 48h of exposure. Additionally, untreated traps was used to recover infected mites from the cages after treated traps removal. The results showed that the presence of the emulsifiable wax SPLAT™ promoted more conidia adherence in the traps. Conidial viability was higher in this preparation during the three weeks storage, both at 26°C and at 32°C, than that observed for pure conidia. In the field tests, mite mortalities reached 91.65%, 97.02% and 86.85% in the traps baited with *B. bassiana*+ SPLAT™+ starch after 12h, 24h and 48h, respectively. In the untreated traps, the higher mortality (27,7%) were found in the spots that were baited with *B. bassiana*+ SPLAT™+ Starch. According to our results, the attract-and-infect strategy has potential as an alternative method for *D. gallinae* control.

KEYWORDS: Poultry Red Mite. Entomopathogenic Fungus. Biological Control. Animal Production.

INTRODUÇÃO

Dermanyssus gallinae (De Geer, 1778) (Acari: Dermanyssidae) é um ácaro hematófago, ectoparasita de aves conhecido popularmente como ácaro-vermelho-da-galinha, e representa sérios problemas sanitários em aviários de postura ou criatórios ornamentais de aves silvestres no mundo todo (Kilpinen et al., 2005; Pritchard et al., 2015). Na ausência de aves como hospedeiro, o ácaro ocasionalmente parasita outros mamíferos, como roedores e até humanos (Chauve, 1998; Tucci et al., 1998; Roy; Chauve, 2010).

O único momento em que os ácaros procuram o seu hospedeiro é para realizar o repasto sanguíneo, principalmente, no período noturno (Kirkwood, 1968; Rezende et al., 2013). Durante o dia, quando não estão se alimentando, os ácaros formam aglomerados mediados por feromônios de agregação (Entrekin; Oliver Jr., 1982; Taylor; Coop; Wall, 2007), e se abrigam em pequenas frestas nas instalações de metal ou de madeira do aviário, comedouros, suportes e até nos detritos das aves, caracterizando seu hábito críptico (Chauve, 1998).

Os principais danos causados às aves são irritação, estresse, atraso no crescimento, perda de penas pelo excesso de bicagem, dermatite e anemia, podendo causar a morte do animal em casos mais graves (Kilpinen et al., 2005). Além disso, *D. gallinae* é vetor de diversos patógenos como alguns vírus e bactérias, principalmente *Salmonella enterica* causadora da salmonelose em galinhas e humanos (Moro; Chauve; Zenner, 2005; Moro et al., 2009). Outra consequência do ataque dos ácaros é a redução tanto da postura como na qualidade dos ovos (Rezende et al., 2013; Sparagano et al., 2014; Eladl; Hamed; El-Shafei, 2017).

No mundo todo o controle de *D. gallinae* é realizado, principalmente, pela aplicação de acaricidas químicos e, dos mais de 35 compostos já testados e indicados, destacam-se os organofosforados, piretróides e carbamatos (Rezende et al., 2013; Abbas et al., 2014; Sparagano et al., 2014).

Embora sejam de ampla utilização, esses produtos trazem riscos ao ambiente e à saúde das aves e do ser humano, além de já terem sido encontrados resíduos de produtos em ovos e tecidos de aves (Hamscher et al., 2003; Tao et al., 2009; Marangi et al., 2012; Eladl; Hamed; El-Shafei, 2017; Pavlicevic et al., 2018). Ademais, sabe-se que os acaricidas químicos são capazes de selecionar populações resistentes aos mesmos, como já relatado em diversos países da Europa e no Brasil (Beugnet et al., 1997; Thind; For, 2007; Marangi et al., 2009; Pavlicevic et al., 2016).

Diante disso, buscam-se cada vez mais agentes alternativos ao uso dos químicos, que sejam mais seguros para o controle de *D. gallinae* (Oliveira; Alves; Sosa-Gómez, 2014; Sparagano et al., 2014). Neste sentido, estudos conduzidos em laboratório (Steenberg; Kilpinen, 2003; Tavassoli et al., 2008; Kaoud, 2010) e campo (Tavassoli et al., 2011) mostraram o potencial dos fungos *B. bassiana* (Hypocreales: Cordycipitaceae) e *M. anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae). No Brasil, um estudo pioneiro e mais recente realizado por Kasburg (2016) mostrou em laboratório, o potencial de isolados brasileiros de *B. bassiana* e *M. anisopliae* para o controle de *D. gallinae*. Na sequência, a eficiência do isolado *B. bassiana* Unioeste 88 foi comprovada em campo por Alves et al. (dados em publicação), chegando a 61,7% na redução da população do ácaro.

Por outro lado, o controle de *D. gallinae* é um desafio para os produtores, pois, seu hábito gregário e críptico, restringem a eficiência das pulverizações de acaricidas nas medidas de controle adotadas (Chauve, 1998).

Neste sentido, as armadilhas atrativas, utilizadas inicialmente para o monitoramento da população de *D. gallinae* em campo (Tucci; Bruno; Guimarães, 1989; Nordenfors; Chirico, 2001; Lammers et al., 2017), mostram-se interessantes para a estratégia atraí-e-mata. Isso porque essas armadilhas simulam as condições ideais de abrigo para os ácaros (Nordenfors; Chirico, 2001), oferecem baixo risco de contaminação, reduzem a quantidade de produto aplicado no aviário, além de serem seletivas (Lundh; Wikteliuss; Chirico, 2005; Barimani et al., 2016).

Ressalta-se que a eficiência de armadilhas de papelão corrugado impregnadas com acaricidas químicos, como, permetrina e metrifonato, além de derivados de origem vegetal, como a azadiractina e carvacrol já foi comprovada (Nordenfors et al., 2001; Chirico; Tauson, 2002; Lundh; Wikteliuss; Chirico, 2005; Barimani; Youseffi; Tabari, 2016).

Levando-se em conta o modo de ação dos fungos entomopatogênicos, estes podem ser incorporados às armadilhas, aumentando a chance do contato dos ácaros com

o patógeno através de um mecanismo de autoinoculação. Estudos já realizados com insetos mostram o potencial dessa estratégia, como é o caso de armadilhas de autodisseminação para cupins, besouros e brocas (Higuchi et al., 1997; Dubois et al., 2004; Wang; Powell, 2004; Uguine et al., 2013; Lopes et al., 2014; Mota et al., 2017). Entretanto, não há relatos sobre a impregnação de fungos entomopatogênicos em armadilhas para o controle de *D. gallinae*. Assim, este estudo foi realizado visando a avaliar diferentes armadilhas contendo fungo *Beauveria bassiana* Unioeste 88 para o controle do ácaro-vermelho.

MATERIAL E MÉTODOS

Obtenção de *D. gallinae*

Para todos os experimentos em laboratório os ácaros foram provenientes de um aviário comercial no município de Serranópolis do Iguaçu, PR (25°26'08.4"S 54°04'39.9"W), Brasil, com infestação natural e sem nenhum tipo de tratamento químico visando ao controle dos ácaros. Os ácaros foram coletados diretamente dos focos de infestação com pinça entomológica e pincel fino, transferidos para sacos plásticos com fecho tipo *ziplock* e mantidos em caixa térmica até o laboratório. Para os bioensaios foram selecionadas fêmeas adultas ativas e recém-alimentadas, com base na coloração vermelha intensa (Flechtmann, 1985).

Fungo

Foi utilizado o fungo *Beauveria bassiana* Unioeste 88, previamente selecionado por Kasburg (2016), para o controle do ácaro, com base na atividade e produtividade em meio de cultura. O isolado encontra-se depositado na coleção de isolados de fungos entomopatogênicos do Laboratório de Biotecnologia Agrícola da Unioeste, *campus* de Cascavel.

O fungo foi multiplicado em saco plástico de polietileno com arroz previamente umedecido e autoclavado por 15 min a 120°C. Após resfriamento, os sacos com arroz foram inoculados com 10 mL de suspensão de conídios e em seguida, incubados em 26 ± 2°C, 90% de UR, 12 horas de fotoperíodo por 10 dias.

Após esse período, os sacos foram abertos e mantidos em bandejas por quatro dias nas mesmas condições para completo crescimento e produção de conídios. As

bandejas foram transferidas para sala de secagem com desumidificador ($25 \pm 2^\circ\text{C}$, 5 dias, sem controle de fotoperíodo). Em seguida, o arroz foi peneirado para separação dos conídios em duas fases, sendo uma primeira em peneira com 1,8 mm e a segunda fase em peneira de 500 μm (Leite et al., 2003). Os conídios foram secos por sete dias em dessecador de vidro com sílica gel, com cerca de 18% de umidade, e preservados em frascos de vidro com tampa hermética em 4°C até sua utilização.

Preparo das armadilhas

Foram avaliados em laboratório quatro tipos diferentes de preparações de armadilhas com papelão corrugado (5 cm \times 6 cm) impregnadas com *B. bassiana*, sendo elas: 1) conídios de *B. bassiana* Unioeste 88; 2) conídios de *B. bassiana* Unioeste 88 + cera emulsionável SPLAT™ (ISCA Tecnologias Ltda., Ijuí, RS); 3) conídios de *B. bassiana* Unioeste 88 + amido e 4) conídios de *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™ + amido de milho (utilizado como dispersante para melhorar a distribuição na superfície do papelão).

Para o preparo das armadilhas contendo apenas conídios pesou-se 1 g do fungo previamente produzido (5×10^{10} conídios/g); nas armadilhas com fungo e amido de milho, foram pesados 1 g de *B. bassiana* (5×10^{10} conídios/g) + 1 g de amido e misturados manualmente por 2 minutos.

Para aumentar a aderência do fungo na armadilha, o papelão corrugado foi revestido com cera SPLAT™, espalhada com uma escova, formando uma camada fina (aproximadamente 0,047 g).

As armadilhas então receberam o fungo puro ou em mistura com amido, por meio de polvilhamento manual e com pincel de cerdas macias o material foi espalhado. O excesso foi retirado, virando e movimentando-se levemente o papelão. A quantidade de fungo em cada armadilha foi determinada através da contagem de conídios utilizando-se o método de suspensão em Água destilada + Tween 80®.

Após o preparo, as armadilhas foram enroladas e inseridas cuidadosamente em um tubo de plástico (16 cm de diâmetro \times 5 cm de comprimento) (Lammers et al., 2017) (Figura 1).

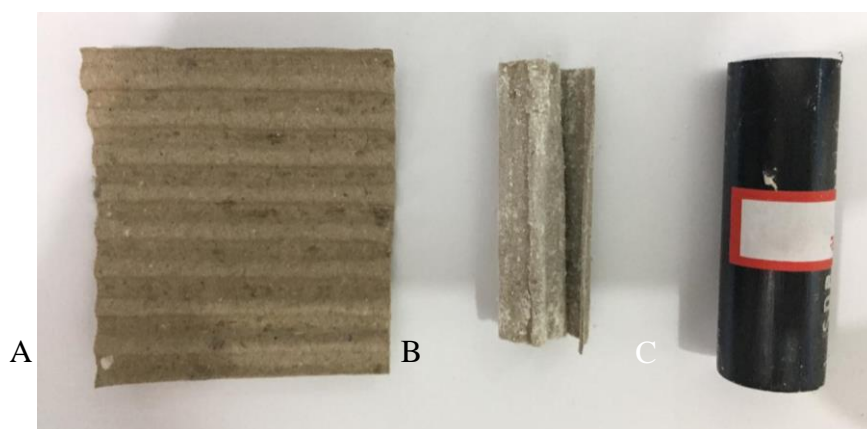


Figura 1 – Protótipo de uma armadilha constituída de papel corrugado para autodisseminação de *B. bassiana* para o controle de *D. gallinae*. A = detalhe do papel corrugado sem tratamento antes de receber o tratamento; B = papel tratado com preparação de *B. bassiana*; C = tubo de plástico PVC.

Além das armadilhas contendo fungo, foram preparados diferentes tipos de controle a fim de avaliar a sua interferência nos resultados das armadilhas tratadas, sendo os controles: 1) absoluto –sem nenhum tipo de armadilha; 2) Controle Corrugado, em que o papelão corrugado não recebeu nenhum tipo de tratamento; 3) Controle SPLAT™, em que o papelão corrugado recebeu o revestimento de cera e, por fim, 4) Controle amido, em que o papaleão corrugado foi impregnado somente com amido.

Viabilidade e atividade acaricida das armadilhas armazenadas em laboratório

Com o objetivo de avaliar o efeito da temperatura sobre a viabilidade e atividade acaricida de *B. bassiana* ao longo do tempo, cada um das armadilhas e os grupos controle, após o preparo foram armazenados em frascos de vidro (4 armadilhas/frasco), totalizando 36 frascos/tratamento. Os frascos foram identificados pelo tipo de armadilha em seu interior e divididos aleatoriamente em dois grupos, sendo um armazenado em $26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 50% UR e outro em $32 \pm 2^\circ\text{C}$ e 30% UR em câmara de incubação.

As avaliações de viabilidade e atividade acaricida dos conídios nas armadilhas foram realizadas semanalmente, sendo denominados eles: T0 – logo após o preparo das armadilhas; T1 – uma semana após o preparo das armadilhas; T2 – duas semanas após o preparo das armadilhas e T3 – três semanas após o preparo das armadilhas.

Para avaliar a viabilidade dos conídios durante quatro semanas, uma armadilha de cada tipo e em ambas as temperaturas foram retiradas aleatoriamente de cada frasco. Os conídios contidos nas armadilhas foram colocados em água destilada esterilizada + Tween 80® – 0,01%, agitados em vórtex rotativo por 2 minutos, procedeu-se a contagem em câmara Neubauer e padronizou-se a concentração da suspensão em 1×10^6 conídios/mL. Alíquotas de 100 μ L de cada suspensão foram inoculadas na superfície de meio de cultura Batata Ágar Dextrose (BDA). As placas foram mantidas abertas em fluxo laminar até completa evaporação da água. Em seguida, foram incubadas por um período máximo de 20 h, em câmara de incubação ($26 \pm 2^\circ\text{C}$ e 60% de UR) para posterior contagem dos conídios germinados e não germinados sob microscópio óptico $400 \times$ (Oliveira et al. 2015).

Nos testes de atividade acaricida, outro conjunto de quatro armadilhas foi retirado, seguindo os mesmo critérios, porém, foram inseridas individualmente em tubos de vidro juntamente com 30 fêmeas ingurgitadas do ácaro. Os tubos foram mantidos na posição vertical, em sala climatizada ($26^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$, 12 horas de fotofase e $70 \pm 5\%$ UR) por seis dias. O mesmo procedimento foi realizado para os grupos controle.

Tanto para a viabilidade como para a atividade acaricida foram utilizadas quatro armadilhas, sendo considerada cada uma como repetição.

As avaliações foram realizadas diariamente, por seis dias, anotando-se o número de ácaros mortos, assim considerados, pela ausência de movimento ao toque. Para que os ácaros não sofressem estresse e evitar a mortalidade por manipulação, somente no último dia de avaliação, os indivíduos mortos foram retirados dos tubos e imersos em solução alcóolica 70%, seguido de enxague em água destilada e mantidos em câmara úmida nas mesmas condições, para a confirmação da morte pelo fungo.

Os dois melhores tipos de armadilhas testados em laboratório foram selecionados para os testes em campo.

Atividade acaricida em campo

Os ensaios em campo foram realizados em um aviário automatizado de postura comercial do tipo bateria em camadas com gaiolas apoiadas em estrutura metálica, (aproximadamente 4 aves por gaiola), contendo 20.000 mil aves (72 semanas de idade) em quatro baterias, localizado no município de Matelândia, PR ($25^\circ 15' 08.9''\text{S}$ $53^\circ 56' 32.8''\text{W}$), Brasil, no período de dezembro de 2018 a janeiro de 2019. O aviário

apresentava infestação natural do ácaro e nenhum tipo de tratamento químico para o controle dos ácaros foi adotado. Durante os ensaios, a temperatura e umidade relativa do ambiente foram monitoradas com termohigrômetro (médias de $30 \pm 8^\circ\text{C}$ e $68 \pm 15\%$ respectivamente).

As armadilhas selecionadas previamente em laboratório foram novamente produzidas, segundo o item 2.3.1.

No aviário, foram identificados focos do ácaro em diferentes blocos formados por três gaiolas. Entre os blocos havia uma distância de pelo menos 1,5 m. Em cada um deles foi fixada uma armadilha, entre 17h e 18h tanto armadilhas contendo preparações de fungo (denominadas armadilhas de infecção) como dos respectivos controles. As armadilhas foram instaladas e após 12, 24 e 48 h de permanência foram retiradas e substituídas por outras constituídas apenas por papelão corrugado enrolado em seu interior (denominadas recaptura). As armadilhas de recaptura permaneceram 24 h no aviário, sendo retiradas e colocadas em sacos plásticos individualizados com fecho *ziplock* e levadas para laboratório.

Para cada tipo de armadilha foram preparadas 15 unidades para cada tempo de permanência no aviário (12, 24 e 48 h). A mesma quantidade foi preparada para os respectivos controles. quinze blocos foram realizados, sendo que, em cada bloco foi instalado um conjunto de 3 armadilhas com fungo (12, 24 e 48h) para cada tipo, e também para os grupos controle.

No laboratório, foram retiradas 30 fêmeas ingurgitadas e ativas de cada armadilha que foram transferidas para tubos de vidro fechados com tecido *voil* e identificados em relação ao tratamento e a repetição. Os ácaros foram mantidos em sala climatizada ($26 \pm 2^\circ\text{C}$, 12 h de fotofase e $70 \pm 5\%$ UR) e avaliados conforme descrito no experimento de laboratório. O experimento foi repetido duas vezes.

Delineamento Experimental

Todos os bioensaios realizados em laboratório foram conduzidos em delineamento inteiramente aleatorizado, sendo a normalidade dos dados aferida em todos os experimentos.

Os dados de viabilidade de *B. bassiana* nas diferentes armadilhas durante os quatro semanas foram analisados pelo teste de ANOVA fatorial, tendo a armadilha como fator principal e o tempo como fator secundário, seguido do teste de Tukey HSD

como acompanhamento *post hoc* ($p < 0,05$), utilizando o programa Software Statistica® 7.0 (Statsoft, 2004). Em relação à viabilidade dos conídios nas armadilhas em diferentes temperaturas, as médias foram comparadas pelo teste t de Student ($p < 0,05$).

Os dados da atividade acaricida em laboratório foram comparados quanto à variância pelo teste de ANOVA fator único e dados de cada armadilha com fungo foram comparados com os respectivos grupos controle pelo teste de Dunnett ($p < 0,05$).

Observando diferença significativa entre as armadilhas tratadas e os grupos controle, os dados de mortalidade nas armadilhas tratadas com *B. bassiana* foram submetidos ao teste ANOVA multifatorial, seguido do teste de Tukey HSD como acompanhamento *post hoc* ($p < 0,05$), para avaliar a atividade acaricida ao longo de quatro semanas. O teste t de Student ($p < 0,05$) foi aplicado para comparação das médias de mortalidade das armadilhas nas duas temperaturas.

O experimento no aviário foi realizado segundo o delineamento em blocos aleatorizados, com 15 blocos. Os dados de atividade no aviário foram avaliados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro-Wilk e, uma vez que o pressuposto de normalidade não foi aceito, os dados foram transformados em $\arcsen \sqrt{x}$ e as médias comparadas entre si pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

RESULTADOS

Armadilhas

Foi observada diferença na quantidade e concentração de conídios entre as armadilhas em que o fungo foi polvilhado com e sem a presença da cera SPLAT™, sendo em média 0,022 g de conídios/armadilha (1×10^9 conídios/armadilha), e 0,015g de conídios/armadilha (5×10^8 conídios/armadilha), respectivamente (Figura 2).

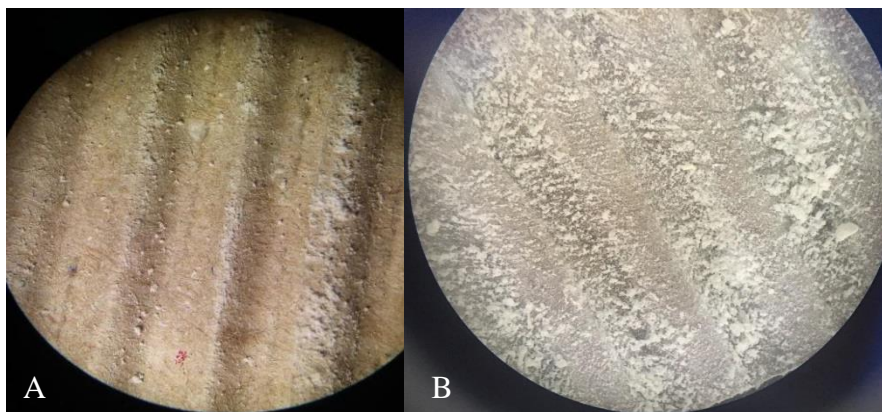


Figura 2 – Detalhe do papel corrugado após receber tratamento de *B. bassiana* com e sem a cera SPLAT™. A = Somente *B. bassiana* Unioeste 88; B = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™.

Viabilidade e atividade acaricida das armadilhas armazenadas em laboratório

Embora a viabilidade dos conídios nas armadilhas de *B. bassiana* + SPLAT™ e *B. bassiana* + amido nas duas temperaturas avaliadas tenha apresentado diferença significativa ($p < 0,05$) (Tabela 1), é possível concluir que, em geral, a estabilidade dos conídios armazenados foi semelhante duas temperaturas.

A viabilidade média dos conídios nas armadilhas mantidas em 26°C e 32°C manteve-se em cerca de 90% até a segunda semana de avaliação, em todas as armadilhas, não diferindo significativamente entre si ($p < 0,05$). Na terceira semana, somente na armadilha *B. bassiana* + SPLAT™ houve viabilidade acima de 80%, diferindo significativamente das outras armadilhas no mesmo período ($p < 0,05$) (Tabela 1).

Quanto às médias de mortalidade total de *D. gallinae* após exposição em armadilhas mantidas em 26°C e 32°C, nenhum dos grupos controle (Controle Absoluto, Controle Amido, Controle Splat e Controle Papelão) apresentou diferença significativa entre si ($p < 0,05$), sendo a mortalidade média máxima de 11,7 e 8,3, respectivamente. Em contrapartida, os grupos controle diferiram de todas as armadilhas tratadas com *B. bassiana* ($p < 0,05$).

Tabela 1– Viabilidade de armadilhas de infecção tratadas com *B. bassiana* durante três semanas de armazenamento em diferentes temperaturas em testes de laboratório.

Armadilha	Tempo de armazenamento (semanas)			
	0	1	2	3
26°C				
U88	98,9 ± 0,32 Aa	97,7 ± 0,85 Aa	82,0 ± 0,90 Bb	75,4 ± 0,83 Bc
U88 + S	98,6 ± 0,40 Aa	93,9 ± 0,36 Ab*	91,2 ± 0,88 Ac	82,3 ± 0,95 Ad
U88 + A	97,9 ± 0,73 Aa	95,1 ± 1,76 Aa	87,2 ± 0,60 Ab*	74,4 ± 1,16 Bc
U88 + S + A	97,9 ± 0,91 Aa	94,1 ± 1,6 Ab	87,2 ± 1,33 Ac	76,2 ± 0,76 Bd
32°C				
U88	98,9 ± 0,32 Aa	93,2 ± 0,56 ABb	86,1 ± 1,04 Ac	76,2 ± 1,13 Ad
U88 + S	98,6 ± 0,40 Aa	96,4 ± 0,85 Aa*	88,1 ± 1,96 Ab	79,3 ± 1,28 Ac
U88 + A	97,9 ± 0,73 Aa	91,5 ± 0,46 Bb	81,1 ± 0,67 Bc*	78,8 ± 1,97 Ac
U88 + S + A	97,9 ± 0,91 Aa	90,2 ± 0,92 Bb	84,2 ± 1,7 ABc	77,3 ± 1,62 Ad

Dados originais foram transformados em $\arcsen\sqrt{x}$ para análise estatística.

Médias (± EPM) seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna para cada uma das temperaturas separadamente e minúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey (p<0,05).

*Médias (± EPM) com diferença significativa na comparação do mesmo tipo de armadilha entre as temperaturas 26 e 32°C pelo teste t de Student (p<0,05).

U88 = armadilha constituída de *B. bassiana* Unioeste 88; U88 + S = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™; U88 + A = *B. bassiana* Unioeste 88+ amido; U88 + S + A = *B. bassiana* Unioeste 88+ SPLAT™ + amido.

Com relação à mortalidade total de *D. gallinae* emarmadilhas contendo diferentes preparações de *B. bassiana* em testes de laboratório, observou-se que, em ambas as temperaturas, a mortalidade manteve-se acima de 80% até a terceira semana de avaliação, não apresentando diferença significativa dentro dos tratamentos ($p > 0,05$) (Tabela 2).

Além disso, somente o tratamento com fungo puro apresentou diferença significativa, quando comparadas entre as temperaturas, sendo de 85% a 26°C e 73,57% a 32°C, respectivamente ($p < 0,05$) (Tabela 2).

Tabela 2– Mortalidade total (%) de adultos de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas de infecção impregnadas com *B. bassiana* em testes de laboratório, armazenadas em duas temperaturas, durante três semanas.

Armadilha	Tempo de armazenamento (semanas)			
	0	1	2	3
26°C				
U88	93,9 ± 1,64 Aa	97,5 ± 2,50 Aa	85,1 ± 2,90 Aa*	68,3 ± 3,96 Ab
U88 + S	87,5 ± 4,50 Aab	92,5 ± 4,70 Aa	87,1 ± 5,65 Aab	76,8 ± 2,7 Ab
U88 + A	95,8 ± 1,60 Aa	94,9 ± 3,20 Aa	78,1 ± 4,60 Ab	78,9 ± 6 Ab
U88 + S + A	90,5 ± 0,80 Aa	94,4 ± 3,54 Aa	86,9 ± 4,55 Aab	74,1 ± 3,32 Ab
32°C				
U88	93,9 ± 1,64 Aa	93,2 ± 2,30 Aa	73,6 ± 1,80 Ab*	79,0 ± 7,20 Ab
U88 + S	87,5 ± 4,51 Ab	92,2 ± 2,94 Aa	72,5 ± 5,86 Abc	67,80 ± 5,86 Ac
U88 + A	95,8 ± 1,60 Aa	96,3 ± 2,60 Aa	84,0 ± 6,12 Aab	73,20 ± 5,40 Ab
U88 + S + A	90,5 ± 0,80 Aa	86,2 ± 1,66 Aab	81,5 ± 4,80 Aab	71,7 ± 2,90 Ab

Médias (± EPM) seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna para cada uma das temperaturas separadamente e minúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de significância ($p < 0,05$).

*médias (± EPM) com diferença significativa na comparação do mesmo tipo de armadilha entre as temperaturas 26°C e 32°C pelo teste t de Student à 5% de significância.

Legenda: (U88 = armadilha constituída de *B. bassiana* Unioeste 88; U88 + S = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™; U88 + A = *B. bassiana* Unioeste 88 + amido; U88 + S + A = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™ + amido)

Em ambas as temperaturas, a terceira semana de avaliação foi a que apresentou menor porcentagem de mortalidade para todas as armadilhas, diferindo significativamente das semanas anteriores ($p < 0,05$). O mesmo padrão de resultados foi verificado na mortalidade confirmada pelo fungo em seus respectivos tempos de avaliação e temperatura (Tabela 3).

Tabela 3– Mortalidade confirmada (%) de adultos de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas impregnadas com *B. bassiana* em testes de laboratório, armazenadas em diferentes temperaturas durante três semanas.

Armadilha	Tempo de armazenamento (semanas)			
	0	1	2	3
26°C				
U88	93,9 ± 1,72 Aab	96,7 ± 3,33 Aa	81,7 ± 2,90 Ab	65,8 ± 3,7 Ac
U88 + S	84,9 ± 8,0 Aa	88,3 ± 7,14 Aa	84,5 ± 5,32 Aa	75,1 ± 2,57 Aa
U88 + A	94,2 ± 2,10 Aa	94,1 ± 4,80 Aa	72,0 ± 3,90 Ab	75,6 ± 6,34 Ab
U88 + S + A	88,0 ± 1,55 Aa	91,5 ± 3,80 Aa	83,4 ± 3,87 Aa	69,0 ± 1,50 Ab
32°C				
U88	91,4 ± 1,72 Aa	90,5 ± 1,57 Aa	67,4 ± 3,64 Bb	74,7 ± 4,67 Aab
U88 + S	84,9 ± 4,0 Ba	90,4 ± 2,85 Aa	67,0 ± 6,0 Bb	61,9 ± 8,10 Bb
U88 + A	94,2 ± 2,10 Aa	92,7 ± 4,0 Aa	82,2 ± 5,26 Aab	72,3 ± 4,93 Ab
U88 + S + A	88,0 ± 1,55 ABa	82,6 ± 3,0 Bab	77,3 ± 6,17 Aab	70,0 ± 2,72 Ab

Médias (± EP) seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna para cada temperatura separadamente e minúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% de significância ($p < 0,05$).

Legenda: (U88 = armadilha constituída de *B. bassiana* Unioeste 88; U88 + S = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™; U88 + A = *B. bassiana* Unioeste 88 + amido; U88 + S + A = *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™ + amido).

Atividade acaricida contra *D. gallinae* em campo

As armadilhas *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™ e *B. bassiana* Unioeste 88 + SPLAT™ + amido foram selecionadas para os testes de campo. Verificou-se que as armadilhas foram efetivas na infecção, tendo sido observada mortalidade total entre 80 e 90% e confirmada entre 67 e 89%, nos ácaros provenientes das armadilhas de infecção, independente do tempo de exposição.

Não houve diferença na mortalidade entre o tempo de permanência da armadilha de infecção no ambiente e a mortalidade dos ácaros capturados nas armadilhas, sendo de 91,7%, 97,0% e 86,9%, nas armadilhas com *B. bassiana* + SPLAT™ + amido nos tempos 12, 24 e 48h, respectivamente ($p < 0,05$) (Tabela 4).

A infecção dos ácaros foi comprovada, uma vez que 24h após a retirada das armadilhas de infecção, foram coletados ácaros infectados nas armadilhas de recaptura (7,6 e 25 % de mortalidade total e 4,5 e 12% de mortalidade confirmada). Além disso,

Tabela 4– Mortalidade total e confirmada (%) de adultos de *Dermanyssus gallinae* em armadilhas de infecção com *B. bassiana* e armadilhas de recaptura em teste de campo, em diferentes tempos de contato.

Armadilhas	Mortalidade total			Mortalidade confirmada		
	Tempo de exposição (horas)			Tempo de exposição (horas)		
	12	24	48	12	24	48
Armadilha de infecção						
Controle	5,8 ± 1,45 Ba	5,8 ± 2,03 Ba	6,5 ± 2,52 Ba	0 Ba	0 Ba	0 Ba
Controle S + A	5,9 ± 1,780 Aa	6,1 ± 1,65 Aa	6,9 ± 2,62 Aa	0 Ba	0 Ba	0 Ba
U88 + S	81,9 ± 5,44 Aa	82,8 ± 9,46 Aa	81,2 ± 3,00 Aa	67,7 ± 8,90 Aa	78,8 ± 9,36 Aa	78,4 ± 2,7 Aa
U88 + S + A	91,6 ± 2,80 Aa	97,0 ± 1,28 Aa	86,8 ± 2,95 Aa	87,3 ± 3,46 Aa	89,8 ± 2,4 Aa	83,2 ± 3,7 Aa
Armadilha de recaptura						
Controle	6,26 ± 1,37 Ba	6,42 ± 2,61 Ba	8,01 ± 1,95 Aa	0 Ba	0 Ba	0 Ba
Controle S + A	3,06 ± 1,47 Ba	3,77 ± 1,68 Ba	4,77 ± 1,36 Aa	0 Ba	0 Ba	0 Ba
U88 + S	10,7 ± 2,00 Aa	16,38 ± 5,00 Aa	7,66 ± 1,36 Aa	4,91 ± 2,14 Aa	6,76 ± 1,61 Aa	5,66 ± 2,4 Aa
U88 + S + A	25,71 ± 3,70 Aa	14,6 ± 4,50 Aa	12,97 ± 3,9 Aa	7,91 ± 3,7 Aa	10,15 ± 4,5 Aa	12,81 ± 3,92 Aa

Médias (± EPM) seguidas da mesma letra maiúscula na coluna, para cada tipo de armadilha e minúscula na linha para cada uma das mortalidades não diferem entre si através do teste Kruskal-Wallis ($p < 0,05$; 5% de significância).

*As análises de captura e recaptura foram realizadas de forma independente.

ainda que o maior percentual de mortalidade seja para as armadilhas de infecção com *B. bassiana* + SPLAT™ + amido (12 e 48h), a diferença não foi significativa em relação àquela sem o amido ao longo do tempo de exposição no ambiente ($p > 0,05$) (Tabela 4).

DISCUSSÃO

Como esperado, a cera emulsionável SPLAT™ proporcionou maior aderência dos conídios na superfície do papelão corrugado, corroborando informações de Patt et al. (2015). Além disso, a presença do SPLAT pode oferecer proteção aos conídios contra o efeito negativo da temperatura, aumentando a sobrevivência dos mesmos. Somados, ambos podem garantir maior quantidade de conídios viáveis no substrato, contribuindo para o maior potencial de inóculo para infecção dos ácaros (Alves, Leucona, 1998).

Ressalta-se que para maior proteção dos conídios em temperaturas extremas, o estado de desidratação dos conídios previamente à sua formulação é relevante, e contribui para maior capacidade de sobrevivência (Moore et al., 1996; Morgan et al., 2006) e, dessa forma, possibilita maior estabilidade do agente durante seu armazenamento (Hedgecock et al., 1995; Hong et al., 1997; Hong et al., 2001; Faria et al., 2010). Para isso, o teor de umidade ideal dos conídios deve ser entre 5 a 8% (Hong et al. 1998; Faria et al., 2010).

Contudo, no presente estudo o menor teor de umidade dos conídios de *B. bassiana* alcançado foi de 18%. Para se alcançar valores inferiores de umidade é necessário a utilização de agentes dessecantes mais eficazes (Hong et al., 2000; Faria et al., 2010; Lopes et al., 2013, 2014), além de maior tempo ou técnicas e equipamentos específicos.

A temperatura também é um fator importante que pode afetar a viabilidade dos conídios durante o armazenamento, de modo que quanto maior for a temperatura, menor será a longevidade dos conídios, principalmente se o teor de umidade for elevado. Além disso, temperaturas acima de 25°C são consideradas prejudiciais aos conídios (Hedgecock et al., 1995; Hong et al., 1997; Hong et al., 1999; Chen et al., 2008).

Outro fator que pode afetar a viabilidade dos conídios é a umidade relativa do ambiente (Sandhu et al., 1993; Hong et al., 1997; Faria et al., 2010) e a umidade de equilíbrio entre o ambiente e os conídios de *B. bassiana*. Esta deve ser de no máximo

30%, sendo que, abaixo deste limite, a longevidade do fungo tende a ser maior (Hong et al., 1997). Hong et al (2005) observaram que quando armazenados a 40°C e 32% de umidade relativa, os conídios de *B. bassiana* apresentaram longevidade de apenas 6 dias. Ainda que as condições de umidade relativa tenham sido semelhantes neste trabalho, a temperatura de armazenamento foi significativamente menor, podendo ter apresentado menor impacto aos conídios, se comparado com Hong et al. (2005).

Considerando que a manutenção da umidade dos conídios em valores baixos é muito importante, é recomendado que o armazenamento do fungo seja feito em embalagens herméticas, escuras e com agentes dessecantes para manter o patógeno estável por um período de vários meses (Hong et al., 2001; Faria et al., 2012).

Quanto à mortalidade de *D. gallinae* em todas as armadilhas tratadas com *B. bassiana*, o maior percentual foi encontrado na primeira semana após o armazenamento e, somente nas últimas semanas foi possível observar diferença significativa nesse parâmetro, entre os tempos de armazenamento, em ambas as temperaturas.

A atividade de um fungo entomopatogênico está relacionada com diversos outros parâmetros como a sua viabilidade, produção de enzimas e toxinas, tolerância à fatores abióticos e outros (Alves, Leucona, 1998; Varela; Morales, 1996; Liu et al., 2003; Zhang et al., 2011; Valero-Jiménez et al., 2014). Embora somente a viabilidade tenha sido aferida, é possível que fatores como os citados acima, também estejam relacionados à atividade do isolado Unioeste 88 nas diferentes armadilhas de autoinoculação com a mortalidade de *D. gallinae* apresentada neste trabalho.

Os testes de campo comprovaram a eficiência das armadilhas de autoinoculação de *B. bassiana* em campo, chegando a quase 100% de mortalidade. Além disso, não houve relação entre o tempo de exposição do fungo no campo e mortalidade de *D. gallinae*.

Em vários estudos tais dispositivos vêm se mostrando potencialmente eficientes para autoinoculação de entomopatógenos. Nesse sentido, houve 100% de mortalidade em adultos de *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1938) (Diptera: Agromyzidae) pelo fungo *M. anisopliae* após 72 h de exposição em campo (Migiro et al. 2010).

Também, Patt et al. (2015) testaram um dispositivo para autoinoculação de *Isaria fumosorosea* (Wize, 1904) (Hypocreales: Cordycipitaceae) visando ao controle de *Diaphorina citri* (Kuwayama, 1908) (Hemiptera: Liviidae). Tal como no presente estudo, os conídios do fungo foram aplicados em papelão corrugado sobre uma camada

de SPLAT™, visando aumentar a aderência na superfície. Os autores obtiveram sucesso da tática na supressão dos insetos, considerando um protótipo a ser desenvolvido.

Também, Mota et al. (2017) apontam que apenas cinco segundos de contato entre *Hypothenemus hampei* (Ferrari, 1876) (Coleoptera: Curculionidae) e *B. bassiana* foram suficientes para que os conídios se aderissem à cutícula do inseto em um dispositivo de autoinoculação de *B. bassiana* para controle de *H. hampei*.

O fato da mortalidade de *D. gallinae* nas armadilhas de recaptura não ultrapassar 25%, mesmo após 12 h de exposição, em ambos os tratamentos corrobora estudos anteriores, em que esse tipo de dispositivo, mesmo quando contém feromônios associados, tende a uma baixa recuperação do patógeno no campo, provavelmente influenciado pela movimentação da praga-alvo no ambiente, podendo levá-la à morte em locais distantes dos pontos de coleta (Dowd; Veja, 2003; Lyons et al., 2012).

Os resultados aqui obtidos mostraram que armadilhas de papelão corrugado para autoinoculação de *B. bassiana* são uma estratégia promissora no controle de *D. gallinae* em campo, uma vez que a arquitetura da armadilha funciona como atrativo para o ácaro e, promove o encontro dos conídios com o alvo de forma mais eficiente, quando comparados com produtos pulverizados.

O potencial das armadilhas de autodisseminação, especialmente com fungos entomopatogênicos torna-se evidente pelo fato de permitirem a permanência do patógeno viável no ambiente, mesmo um tempo relativo após a aplicação, e também por garantir a infecção de um grande número de indivíduos simplesmente por entrarem em contato com o dispositivo impregnado com os conídios. Ademais, além de eficazes, estes dispositivos oferecem baixo risco de intoxicação ambiental e para os seres humanos e aves.

Somado a esses fatos, a provável transmissão horizontal do fungo entre indivíduos nas aglomerações de ácaros no aviário pode fazer desta tática um importante instrumento na redução populacional do parasito, uma vez que pode se dispersar no ambiente, podendo infectar outros ácaros saudáveis (De Kesel, 1996; Lyons et al., 2012).

São necessários maiores estudos para que a viabilidade do fungo nas armadilhas seja prolongada, mesmo quando expostas à condições adversas de temperatura e umidade relativa, seja no campo como no armazenamento. Essa proteção pode ser conferida por embalagens herméticas, condições abióticas controladas, abrigo de luz, entre outras. Para isso, modificações no dispositivo devem ser realizadas para

permitir que o agente permaneça viável e atue de forma efetiva por mais tempo. A utilização das armadilhas em épocas do ano em que as condições meteorológicas sejam mais amenas e favoráveis à sobrevivência do patógeno também é indicada.

CONCLUSÃO

As armadilhas com o fungo *B. bassiana* Unoeste 88 foram efetivas como dispositivo de autoinoculação e com potencial para o controle do ácaro, destacando-se aquelas que continham a cera SPLAT™.

AGRADECIMENTOS

Conselho Nacional de Pesquisa (CNPq), Biocamp Laboratórios Ltda., ISCA Tecnologias Ltda e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo financiamento da pesquisa e concessão de bolsas. Também à Lar Cooperativa Agroindustrial, pelo acesso aos aviários de postura comercial e à empresa.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALEXANDRE, T.M.;ALVES, L.F.A.;NEVES, P.M.O.J.;ALVES, S.B. Efeito da temperatura e substrato sobre *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* e sua relação no controle do cascudinho (*Alphitobius diaperinus*) (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae). **Neotropical Entomology**. v. 35, p. 75-82, 2006.

ALVES, S. B. (Ed.). **Controle Microbiano de Insetos**. Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, Piracicaba, 1163 p., 1998.

ABBAS, R. Z.; COLWELL, D. D.; IQBAL, Z.; KHAN, A. Acaricidal drug resistance in poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) and approaches to its management. **World Poultry Science Journal**.v. 70,p. 113-124, 2014.

BARIMANI, A.; YOUSSEFI, M. R.; TABARI, M. A. Traps containing carvacrol, a biological approach for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Parasitology Research**. v. 115, p. 3493–3498, 2016.

BEUGNET, F.; CHAUVE, C.; GAUTHEY, M.; BEERT, L. Resistance of the red poultry mite to pyrethroids in France. **Veterinary Research**.v. 140, p. 577-579, 1997.

CHAUVE, C. The poultry red mite *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778): current situation and future prospects for control. **Veterinary Parasitology**.v. 79, p.239–245, 1998.

CHEN, A.; SHI, Z.; ZHANG, L. The effects of some storage conditions on viability of *Lecanicillium lecanii* conidia to whitefly (Himenoptera: Trialeurodes vaporariorum). **Biocontrol Science and Technology**.v. 18, p. 267-278, 2008.

CHIRICO, J., TAUSON, R. Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**. v. 110, p. 109–116, 2002.

DE KESEL, A. R. Relative importance of direct and indirect infection in the transmission of *Laboulbenias lackensis* (Ascomycota, Laboulbeniales). **Belgian Journal of Botany**. v. 1028, p. 124-130, 1996.

DOWD, P. F.; VEGA, F. E. Autodissemination of *Beauveria bassiana* by sap beetles (Coleoptera: Nitidulidae) to Overwintering Sites. **Biocontrol. Sci. Techn**, v. 13, p. 65-75, 2003.

DUBOIS, T.; LI, Z.; JIAFU, H.; HAJEK, A. E. Efficacy of fiber bands impregnated with *Beauveria bongniartii* cultures against the Asian longhorned beetle, *Anoplophora glabripennis* (Coleoptera: Cerambycidae). **Biological Control**. v. 31, p. 320-328, 2004.

ELADL, A. H.. HAMED, H. R.; EL-SHAFEI, R. A. Prevalence of mites and their impact on laying hen (*Gallus gallus domesticus*) farm facilities in Egypt, with an analysis of deltamethrin residues in eggs and tissue. **Avian Patology**.v. 47, n. 2, p. 161-171, 2017.

ENTREKIN, D. L.; OLIVER JR, J. H. Aggregation of the chicken mite, *Dermanyssusgallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Medical Entomology**.v. 19, p. 671-678, 1982.

FARIA, M.; HOTCHKISS, J. H.; HAJEK, A. E.; WRAIGHT, S. P. Debilitation in conidia of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* and implication with respect to viability determinations and mycopesticide quality assessments. **Journal of Invertebrate Pathology**.v. 105, p. 74-83, 2010.

FARIA, M.; HOTCHKISS, J. H.; WRAIGHT, S. P. 2012. Application of modified atmosphere packaging (gas flushing and active packaging) for extending the shelf life of *Beauveria bassiana* conidia at high temperatures. **Biological Control**.v. 61, p. 78-88.

FLECHTMANN, C.H. W. (Ed.).**Ácaros de importância médico-veterinária**.Nobel, São Paulo, 192 pp. 1985.

HAMSCHER, G.; PRIEB, B., HARTUNG, J.; NOGOSSEK, M. I.; GLUNDER, G.; NAU, H. Determination of propoxur residues in eggs by liquid chromatography-diode array detection after treatment of stocked housing facilities for the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*). **Analytica Chimica Acta**.v. 489, p. 19-26, 2003.

HEDGECOCK, S.; MOORE, D.; HIGGINS, P. M.; PRIOR, C. Influence of moisture content on temperature tolerance and storage of *Metarhizium flavoviride* conidia in an oil formulation. **Biocontrol Scienceand Technology**.v. 5, 371-378, 1995.

HIGUCHI, T.; SAIKA, T.; SENDA, S.; MIZOBATA, T.; KAWATA, Y.; NAGAI, J. Development of biorational pest control formulation against longicorn beetles using a fungus, *Beauveria brongniartii* (Sacc.) Petch. **Journal of Fermentation and Bioengineering**.v. 84,p.236-243, 1997.

HONG, T. D.; ELLIS, R. H.; MOORE, D. Development of a model to predict the effect of temperature and moisture on fungal spore longevity. **Annals of Botany**.v. 79, p. 121-128, 1997.

HONG, T. D.; JENKINS, N. E.; ELLIS, R. H.; MOORE, D. Limits to the negative logarithmic relationship between moisture content and longevity in conidia of *Metarhizium flavoviride*. **Annals of Botany**. v.81, p. 625-630, 1998.

HONG, T. D.; JENKIN, N. E.; ELLIS, R. H. Fluctuating temperature and longevity of conidia of *Metarhizium flavoviride*in storage. **Biocontrol Science and Technology**. v. 9, p. 165-176, 1999.

HONG, T. D.; JENKINS, N. E.; ELLIS, R. H. The effects of duration of development and drying regime on the longevity of conidia of *Metarhizium flavoviride*. **Mycological Research**.v. 104, p. 662-665, 2000.

HONG, T. D.; GUNN, J., ELLIS, R. H.; JENKINS, N. E.; MOORE, D. The effect of storage environment on the longevity of conidia of *Beauveria bassiana*. **Mycological Research**. v. 105, n. 5, 597-602. 2001.

HONG, T. D.; EDGINGTON, S.; ELLIS, R. H.; MURO, M. A.; MOORE, D. Saturated salt solutions for humidity control and the survival of dry powder and oil formulations of *Beauveria bassiana* conidia. **Journal of Invertebrate Pathology**.v. 89,p. 136-14, 2005.

JENKINS, N. E.; GRYZWACZ, D. Quality control of fungal and viral biocontrol agents – Assurance of product performance. **Biocontrol Science and Technology**. v. 10, p. 753-777, 2000.

KAUD, H. A. Susceptibility of Poultry Red Mites to Entomopathogens.**Biocontrol Science and Technology**. v. 9, p. 259–263,2010.

KASBURG, C. R. 2016. Seleção e caracterização de isolados de fungos entomopatogênicos visando ao controle do ácaro vermelho *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Dissertação de mestrado**, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, Brasil.

KASBURG, C.; ALVES, L. F. A.; OLIVEIRA, D. G. P.; ROHDE, C. 2016. Activity of some brazilian isolates of entomopathogenic fungi against the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* De Geer (Acari: Dermanyssidae). **Revista Brasileira de Ciência Avícola**. v. 18,p. 457–460, 2016.

KILPINEN, O.; ROEPSTORFF, A.; PERMIN, A.; NORGAARD-NIELSEN, G.; LAWSON, L. G., SIMONSEN, H. B. Influence of *Dermanyssus gallinae* and *Ascaridia galli* infections on behaviour and health of laying hens (*Gallus gallus domesticus*). **British Poultry Science**.v. 46, p.26-34, 2005.

LAMMERS, G. A.; BRONNEBERG. R. G. G.; VERNOOIJ, J. C. M.; STEGEMAN, J. A. Experimental validation of the AVIVET trap, a tool to quatitatively monitor the dynamics of *Dermanyssus gallinae* populations in laying hens. **Poultry Science**.v. 1, p. 1-10, 2017.

LIU, H. P.; SKINNER, M.; BROWNBRIDGE, M.; PARKER, B. L. Characterization of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* isolates for management of tarnished plant bug, *Lygus lineolaris* (Hemiptera: Miridae). **Journal of Invertebrate Pathology**. v. 82, p. 139–147, 2003.

LEITE, L. G.; BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, J. E. M.; **Processos de produção**. In: Leite, L.G., Batista Filho, A., Almeida, J.E.M., Alves, S.B. (Eds). Produção de fungos entomopatogênicos. São Paulo, Ribeirão Preto, p. 33-44, 2003.

LOPES R. B.; MARTINS, I.; SOUZA, D. A.; FARIA, M. Influence of some parameters on the germination assessment of mycopesticides. **Journal of Invertebrate Pathology**. **Journal of Invertebrate Pathology**. v. 112, p. 236-242, 2013.

LOPES, R. B.; LAUMANN, R. A.; MOORE, D.; OLIVEIRA, M. W.; FARIA, M. Combination of the fungus *Beauveria bassiana* and pheromone in an attract-and-kill strategy against the banana weevil, *Cosmopolites sordidus*.**Entomologia Experimentalis et Applicata**.v.151, p. 75-85, 2014.

LUNDH, J.; WIKTELIUS, D.; CHIRICO, J. Azadirachtin-impregnated traps for the control of *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**. v. 130, p. 337–342, 2005.

LYONS, B.; LAVALLÉE, R.; KYEI-POKU, G.; FRANKENHUYZEN, K. V.; JOHNY, S.; GUERTIN, C.; FRANCESE, J. A.; JONES, G. C.; BLAIS, M. Towards the development of an autocontamination trap system to manage populations of emerald ash borer (Coleoptera: buprestidae) with the native entomopathogenic fungus, *Beauveria bassiana*. **Journal of Economic Entomology**. 105, 1923-1939, 2012.

MARANGI, M.; CAFIERO, M. A.; CAPELLI, G.; CAMARADA, A. Evaluation of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae) susceptibility to some acaricides in field populations from Italy. **Experimental and Applied Acarology**.v. 48, p. 11-18, 2009.

MARANGI, M.; MORELLI, V.; PATI, S.; CAMARADA, A.; CAFIERO, M. A.; GIANGASPERO, A. Acaricide residues in laying hens naturally infested by red mite *Dermanyssus gallinae*. **PLoS ONE**.v. 7, p. 1-6, 2012.

MIGIRO, L. N.; MANIANIA, N. K.; CHABI-OLAYE, A.; VANDENBERG, J. Pathogenicity of entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) isolates to the adult pea leafminer (Diptera: Agromyzidae) and prospects of an autoinoculation device for infection in the field. **Environmental Entomology**.v. 39, p. 468-475, 2010.

MOORE, D.; DOURO-KPINDOU, O. K.; JENKINS, N. E.; LOMER, C. J. Effects of moisture content and temperature on storage of *Metarhizium flavoviride* conidia. **Biocontrol Science and Technology**.v. 6, p. 51-62, 1996.

MORGAN, C. A.; HERMAN, N.; WHITE, P. A.; VESEY, G. Preservation of microorganisms by drying; A review. **Journal of Microbiological Methods**.v. 66, p. 183-193, 2006.

MORO, C. V.; CHAUVE, C.; ZENNER, L. Vectorial role of some Dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssidae). **Parasite**.v. 12, p. 99-109, 2005.

MORO, C. V.; DE LUNA, C. J.; TOD, A.; GUY, J. H.; SPARAGANO, O. A. E.; ZENNER, L. The poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*): a potential vector of pathogenic agents. **Experimental and Applied Acarology**. v. 48, p. 93-104, 2009.

MOTA, L. H. C.; SILVA, W. D.; SERMARINI, R. A.; DEMÉRITO, D. C. G. B.; BENTO, J. M. S., DELALIBERA Jr, I. Autoinoculation trap for management of *Hypothenemus hampei* (Ferrari) with *Beauveria bassiana* (Bals.) in coffee crops. **Biological Control**. v, 111, p. 32-39, 2017.

NORDENFORS, H.; CHIRICO, J. Evaluation of a Sampling Trap for *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 94, n. 6, p. 1617–1621, 2001.

OLIVEIRA, D.; ALVES, L.; SOSA-GÓMEZ, D. Advances and Perspectives of the use of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for the

control of arthropod pests in poultry production. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 16, p. 01–12, 2014.

OLIVEIRA, D. G.; PAULI, G.; MASCARIN, G. M.; DELALIBERA, I. A protocol for determination of conidial viability of the fungal entomopathogens *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* from commercial products. **Journal of Microbiology Methods**. v. 119, p. 44-52, 2015.

PAVLICEVIC, A.; PAVLOVIC, I.; STAJKOVIC, N.; PESIC, B. Evidence for resistance to carbaryl in poultry red mites from the Republic of Serbia and Montenegro. **Scientific Papers: Animal Science and Biotechnologies**, v. 49, p. 222-225, 2016.

PAVLICEVIC, A.; YOON, J.U.; PAVLOVIC, I. The fipronil affair, pesticides in eggs – why it happened and can it be prevented from happening again. **Research Technology in Engineering & Management**. v. 2, p. 30–35, 2018.

PRITCHARD, J.; KUSTER, T.; SPARAGANO, O.; TOMLEY, F. Understanding the biology and control of the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* : a review. **Avian Pathology**, v. 44, p. 143–153, 2015.

R CORE TEAM **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. 2015.<<https://www.R-project.org/>>.

REZENDE, L. C.; CUNHA, L. M.; TEIXEIRA, C. M.; OLIVEIRA, P. R.; MARTINS, N. R. S. Mites affecting hen egg production – some considerations for Brazilian farms. **Ciência Rural**.v. 43, p. 1230-1237, 2013.

ROY, L.; CHAUVE, C. The genus *Dermanyssus* (Mesostigmata: Dermanyssidae): history and species characterization. **Trends in Acarology**, c. 8, p. 49-55, 2010.

SANDHU, S. S.; RAJAK, R. C.; AGARWAL, G. P. Studies on prolonged storage of *Beauveria bassiana* conidia: effects of temperature and relative humidity on conidial viability and virulence against *Chickpea Borer*, *Helicoverpa armigera*. **Biocontrol Science and Technology**. v. 3, p. 47-53, 1993.

SPARAGANO, O. A. E.; GEORGE, D. R.; HARRINGTON, D. W. J.; GIANGASPERO, A. Significance and Control of the Poultry Red Mite, *Dermanyssus gallinae*. **Annual Review of Entomology**, v. 59, p. 447–466, 2014.

STEENBERG, T.; KILPINEN, O. Fungus infection of the chicken mite *Dermanyssus gallinae*. **Insect Pathogens and Insect Parasitic Nematodes**, v. 26, p. 23–25, 2003.

TAO, S.; LIU, W. X.; LI, X. Q.; ZHOU, D. X.; LI, X.; YANG, Y. F.; YUE, D. P.; COVENEY, R. M. Organochlorine pesticide residuals in chickens and eggs at a poultry farm in Beijing, China. **Environmental Pollution**, v. 157, p. 497-502, 2009.

TAVASSOLI, M.; ALLYMEHR, M.; POURSEYED, S. H.; OWNAG, A.; BERNOUSI, I.; MARDANI, K.; GHORBANZADEGAN, M.; SHOKRPOOR, S. Field

bioassay of *Metarhizium anisopliae* strains to control de poultry red mite *Dermanyssus gallinae*. **Veterinary Parasitology**, v. 178, p. 374-379, 2011.

TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R. L. **Parasitas de aves domésticas e aves de caça**. In: Taylor, M.A.; Coop, R.L.; Wall, R.L. Brasil, São Paulo, 2007.

THOMAS, E.; ZOLLER, H.; LIEBISCH, G.; ALVES, L. F. A.; VETTORATO, L.; CHIUMMO, R. M.; FLOCHLAY, S. A. *In vitro* activity of fluralaner and commonly used acaricides against *Dermanyssus gallinae* isolates from Europe and Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 11, p. 1-10, 2018.

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

UGINE, T. A.; JENKINS, N. E.; GARDESCU, S.; HAJEK, A. E. Comparing fungal band formulations of Asian longhorned beetle biological control. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 113, p. 240-246, 2013.

VALERO-JIMÉNEZ, C.A.; DEBETS, A.J.M.; VAN KAN, J.A.L.; SCHOUSTRA, S.E.; TAKKEN, W.; ZWAAN, B.J.; KOENRAADT, C.J.M. Natural variation in virulence of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* against malaria mosquitoes. **Malaria Journal**.v. 13, p. 1-8, 2014.

VARELA, A.; MORALES, E. Characterization of some *Beauveria bassiana* isolates and their virulence stoward the coffee berry borer *Hypothenemus hampei*. **Journal of Invertebrate Pathology**.v. 67, p. 147–152, 1996.

WANG, C.; POWELL, J.E. Cellulose bait improves the effectiveness of *Metarhizium anisopliae* as a microbial control of termites (Isoptera: Rhinotermitidae). **Biological Control**.v. 30, p. 523-529, 2004.

ZHANG, L.W.; LIU, Y.J.; YAO, J.; WANG, B.; HUANG, B.; LI, Z.Z.; FAN, M.Z.; SUN, J.H. Evaluation of *Beauveria bassiana* (Hyphomycetes) isolates as potential agents for control of *Dendroctonus valens*. **Insect Science**.v. 18, p. 209-216, 2011.