

UNIVERSIDADE DO VALE DO TAQUARI – UNIVATES
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO STRICTO SENSU
MESTRADO EM AMBIENTE E DESENVOLVIMENTO

Cheyletus malaccensis NO CONTROLE DE *Dermatophagoides*
farinae, POTENCIAL DISPERSOR DE FUNGOS AMBIENTAIS E
PATOGENICOS

Juliana Granich

Lajeado, dezembro de 2019

Juliana Granich

***Cheyletus malaccensis* NO CONTROLE DE *Dermatophagoides farinae*, POTENCIAL DISPERSOR DE FUNGOS AMBIENTAIS E PATOGÊNICOS**

Dissertação de mestrado apresentado ao Programa de Pós-Graduação em Ambiente e Desenvolvimento da Universidade do Vale do Taquari – Univates, Rio Grande do Sul, como parte do requisito necessário para obtenção do título de Mestre.

Orientador: Dr. Noeli Juarez Ferla

Coorientador: Guilherme Liberato da Silva

Lajeado, dezembro de 2019

AGRADECIMENTOS

Ao meu marido Eduardo Luis Mulinari os meus mais sinceros agradecimentos, pois foi a base desta conquista. Sem ele isso tudo não teria acontecido.

Aos meus familiares (Granich e Mulinari) por entenderem os motivos pelos quais muitas vezes estive ausente. Obrigada pela compreensão e apoio.

Ao meu orientador Dr. Noeli Juarez Ferla pela oportunidade oferecida e ensinamentos que ampliaram meus conhecimentos. Obrigada pela amizade e paciência que foram fundamentais para a conclusão dessa pesquisa.

Ao meu coorientador Dr. Guilherme Liberato da Silva pelo apoio e amizade.

A Mônica Krauze Siegert pelo apoio nessa pesquisa. Sou muito grata a isso.

A todos meus colegas do Laboratório de Acarologia que de alguma forma me apoiaram dia após dia. Agradecimento especial aos colegas Aline Marjana Pavan, Darliane Evangelho Silva, Maicon Toldi e Rita Tatiane Leão da Silva. Obrigada pela força e amizade.

Aos professores do PPGAD que fizeram parte dessa trajetória, obrigada pelos ensinamentos.

Agradeço a Dra. Daiane Heidrich, Dr. Luiz Liberato Costa Corrêa e Dra. Tamara Bianca Horn pela contribuição acerca deste projeto e por fazerem parte da banca avaliadora. Agradeço a todos pelo apoio.

A CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) que me concedeu a bolsa integral para que eu pudesse realizar esse tão esperado sonho.

RESUMO

Dermatophagoides farinae (Hughes) (Pyroglyphidae) vem sendo estudado por causar alergia em seres humanos e animais domésticos. Dentre os artrópodes, os piroglífídeos são os principais alérgenos envolvidos em problemas respiratórios. *Cheyletus malaccensis* (Oudemans) (Cheyletidae) é um ácaro com potencial predador utilizado no controle biológico de ácaros da poeira e de produtos armazenados. O objetivo desse trabalho foi avaliar o potencial de predação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae* avaliando a predação, preferência alimentar e resposta a pistas olfativas de diferentes presas (*D. farinae*, *Megninia ginglymura* (Megnin) (Analgidae) e *Tyrophagos putrescentiae* (Schrankh) (Acaridae) bem como avaliar a dispersão de fungos pelo ácaro da poeira. Este estudo foi realizado no laboratório de Acarologia da Universidade do Vale do Taquari - Univates, Lajeado, estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Espécimes de *D. farinae* e *C. malaccensis* foram coletados em amostras de poeira ambiental. Para o teste de predação foram obtidas fêmeas de *C. malaccensis* datadas e alimentadas com *D. farinae*. Foram realizadas a contagem de presas consumida e a oviposição. Para o teste de pistas olfativas foram liberadas diferentes presas (*T. putrescentiae*, *M. ginglymura* e *D. farinae*) em arenas. No dia seguinte, após retirar as presas houve a liberação de *C. malaccensis*, avaliando em seguida a preferência às presas. No teste de preferência alimentar *Cheyletus malaccensis* foi liberado juntamente com as presas. No estudo da biologia foram liberados espécimes de *Cheyletus malaccensis* separadamente em arenas e alimentadas com *D. farinae*. Nos estágios imaturos de ovo, larva, protocrisálida, protoninfa, deutocrisálida, deutoninfa, teliocrisálida foram avaliados por três vezes ao dia e na fase adulta, apenas uma avaliação diária. Foi verificada a sobrevivência (machos e fêmeas), número de ovos postos e viabilidade dos ovos. Para os testes com fungos, foram utilizadas as seguintes espécies: *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporum gypseum*, *Penicillium citrinum*, *Trichophyton interdigitale*. Neste estudo foi testada a viabilidade de cada isolado. A suspensão de esporos de cada isolado foi padronizada para dar seguimento ao teste de dispersão. Neste teste foi inoculado a suspensão de cada esporo separadamente em placas e liberadas espécimes de *D. farinae*. Após 24 horas os ácaros foram retirados e liberados em placa contendo Ágar Sabouraud Dextrose. Foi avaliado diariamente o número de colônia fúngicas crescida em cada placa. Os resultados demonstram que *C. malaccensis* é um inimigo natural de *D. farinae*, sendo capaz de se desenvolver e reproduzir quando alimentado exclusivamente desse presa. *D. farinae* demonstrou ser uma espécie dispersora de fungos ambientais e patogênicos.

Palavras-chave: Ácaro da poeira; Predador; Isolados fúngicos; Alergênicos.

ABSTRACT

Dermatophagoides farinae (Hughes) (Pyroglyphidae) has been studied for causing allergy in humans and domestic animals. Among arthropods, these mites are the main allergens involved in respiratory problems because they feed on fungal spores and disperse it into the environment. *Cheyletus malaccensis* (Oudemans) (Cheyletidae) is a potential predatory mite used in the biological control of dust mites and stored products. The objective of this work was to evaluate the predation potential of *C. malaccensis* feeding on *D. farinae* by assessing predation, feeding preference and response to olfactory cues of different prey (*D. farinae*, *Megninia ginglymura* (Megnin) (Analgidae) and *Tyrophagos putrescentiae*) (Schrank, 1781) (Acaridae) as well as evaluate fungal dispersion by dust mite. This study was carried out at the University of Taquari - Univates Acarology laboratory, Lajeado, Rio Grande do Sul. *D. farinae* and *C. malaccensis* specimens were collected from environmental dust samples. For the predation test were obtained females of *C. malaccensis* dated and fed with *D. farinae*. Prey counts consumed and oviposition were performed. For the olfactory cues test, different prey (*T. putrescentiae*, *M. ginglymura* and *D. farinae*) were released in arenas. The following day the preys were removed, *C. malaccensis* released and predator preference was evaluated without their presence. In the food preference test, *Cheyletus malaccensis* was released along with the prey, where their food preference was evaluated. For biology, specimens of *C. malaccensis* were released separately in arenas, which were fed with *D. farinae*. The stage of development of *C. malaccensis* (egg, larva, protocrisálida, protoninfa, deutocrisálida, deutoninfa, teliocrisálida) was evaluated three times a day, and in adulthood only one daily evaluation. Survival (males and females), number of eggs laid (females) and egg viability were verified. For the fungal tests, the following species were used: *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporum gypseum*, *Penicillium citrinum*, *Trichophyton interdigitale*. where the viability of each isolate was tested. The spore suspension of each isolate was standardized to follow up the dispersion test. For this test, the suspension of each spore was separately inoculated in plates and *D. farinae* specimens were released. The next day (24 hours after) the mites were removed from this plate and released on a plate containing only Sabouraud Dextrose Agar. The number of fungal colonies grown on each plate was evaluated daily. The results show that *C. malaccensis* is a natural enemy of *D. farinae*, being able to develop and reproduce when fed exclusively on this ectoparasite. *Dermatophagoides farinae* demonstrate to be a well dispersing species of environmental and pathogenic fungi.

Keywords: Dust mite; Predator; Fungal isolates; Allergens.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Dermatophagoides farinae</i> fêmea	16
Figura 2. <i>Tyrophagos putrescentiae</i> fêmea	17
Figura 3. <i>Megninia gynglymura</i> fêmea	18
Figura 4. <i>Megninia gynglymura</i> macho	18
Figura 5. <i>Cheyletus malaccensis</i> fêmea	22
Figura 6. <i>Cheyletus malaccensis</i> macho	22
Figura 7. Criação estoque de <i>Dermatophagoides farinae</i>	25
Figura 8. Isolados de fungo ambientais e patogênicos	26
Figura 9. Viabilidade a partir dos isolados fúngicos: <i>Aspergillus niger</i> , <i>Aspergillus oryzae</i> , <i>Microsporum gypseum</i> , <i>Pinicillium citrinum</i> e <i>Trichophyton interdigitale</i>	28
Figura 10. Colônias fúngicas dispersas por <i>Dermatophagoides farinae</i>	29
Figura 11. Criação estoque de <i>Cheyletus malaccensis</i>	35
Figura 12. Criação estoque de <i>Dermatophagoides farinae</i>	35
Figura 13. Criação estoque de <i>Tyrophagos putrescentiae</i>	35
Figura 14. Obtenção de <i>Megninia gynglimura</i> através das penas de <i>Gallus gallus domesticus</i>	35

Figura 15. Arenas utilizadas para teste de predação	36
Figura 16. Arenas utilizadas para teste de preferência alimentar de <i>Cheyletus malaccensis</i> alimentando-se de <i>Dermatophagoides farinae</i> , <i>Megninia ginglymura</i> e <i>Tyrophagos putrescentia</i>	37
Figura 17. Média de presas consumidas e oviposição de <i>Cheyletus malaccensis</i> alimentando-se de <i>Dermatophagoides farinae</i> à $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 80 de umidade relativa e 12 horas de fotoperíodo em laboratório (r: -0.89; p = 0.0004).	39
Figura 18. Preferência de <i>Cheyletus malaccensis</i> às presas: <i>Dermatophagoides farinae</i> , <i>Megninia ginglymura</i> e <i>Tyrophagos putrescentiae</i> , através de pistas olfativas a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 80 de umidade relativa e 12 horas de fotoperíodo em laboratório	39
Figura 19. Preferência alimentar de <i>Cheyletus malaccensis</i> às presas <i>Dermatophagoides farinae</i> , <i>Megninia ginglymura</i> e <i>Tyrophagos putrescentiae</i> a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, 80% de umidade relativa em 12 horas de fotoperíodo em laboratório.....	40
Figura 20. Média diária (EP) de oviposição de <i>Cheyletus malaccensis</i> alimentando- se de <i>Dermatophagoides farinae</i> a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas em laboratório.....	42

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Média em dias \pm erro padrão (EP) de viabilidade de fungos à $26\pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa do ar em laboratório.....28
- Tabela 2.** Porcentagem média (\pm EP) de colônias dispersas por *Dermatophagoides farinae* à $26\pm 1^\circ\text{C}$ em laboratório.....29
- Tabela 3.** Mortalidade de *Dermatophagoides farinae* para a dispersão de colônias fúngicas *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporium gypseum*, *Penicillium citrinum* e *Trychophyton intedigitale*.....30
- Tabela 4.** Duração média (\pm EP) em dias e sobrevivência (%) das fases imaturas de *Cheyletus malaccensis* alimentadas com *Dermatophagoides farinae* a $26\pm 1^\circ\text{C}$, $80\pm 5\%$ de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas em laboratório..... 42
- Tabela 5.** Duração média (\pm EP) em dias de longevidade, pré-oviposição, período de oviposição e pós-oviposição e fecundidade (número total de ovos / fêmea) de *Cheyletus malaccensis* alimentados com *Dermatophagoides farinae*.43
- Tabela 6.** O tempo médio de geração (T), a taxa líquida de reprodução (R_0), a capacidade inata de aumento (rm), a taxa de aumento finito (λ) e o tempo de duplicação (TD) da alimentação de *Cheyletus malaccensis* em *Dermatophagoides farinae* à $26\pm 1^\circ\text{C}$, $80\pm 5\%$ de UR e fotoperíodo de 12 horas.....43
- Tabela 7.** O tempo médio de geração (T), a taxa líquida de reprodução (R_0), a capacidade inata de aumento (rm), a taxa de aumento finito (λ) e o tempo de duplicação (TD) da

alimentação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*.....44

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	11
2 OBJETIVOS.....	14
2.1 Objetivos gerais.....	14
2.2 Objetivos específicos.....	14
3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	15
3.1 Potencial patogênico dos ácaros.....	15
3.2 Fungos Ambientais e patogênicos.....	18
3.3 Associação entre fungos e <i>Dermatophagoides farinae</i>	21
3.4 Controle de <i>Dermatophagoides farinae</i>	21
3.5 <i>Cheyletus malaccensis</i>	22
4 <i>Dermatophgoides farinae</i> COMO DISPERSOR DE FUNGOS AMBIENTAIS E PATOGÊNICOS.....	23
4.1 Introdução.....	23
4.2 Material e Métodos	24
4.2.1 Coleta e criação estoque de <i>Dermatophagoides farinae</i>	25
4.2.2 Isolados de fungos ambientais e patogênicos	25
4.2.3 Padronização de fungos	26
4.2.4 Teste de viabilidade de fungos	26
4.2.5 <i>Dermatophagoides farinae</i> como dispersor de fungos	27
4.2.6 Análise estatística dos dados	27
4.3 Resultados	27

4.3.1 Viabilidade de fungos	27
4.3.2 <i>Dermatophagoides farinae</i> como dispersor de fungos	28
4.4 Discussão	30
5 POTENCIAL DE CONTROLE BIOLÓGICO DE <i>Cheyletus malaccensis</i> (ACARI: CHEYLETIDAE) EM RELAÇÃO À PRESA <i>Dermatophagoides farinae</i> (ACARI: PYROGLYPHYDAE): PREDACÃO, PREFERÊNCIA ALIMENTAR E RESPOSTA A PISTAS OLFATIVAS.....	32
5.1 Introdução.....	32
5.2 Material e métodos.....	34
5.2.1 Criação estoque de ácaros.....	34
5.2.2 Predação	35
5.2.3 Pistas olfativas	36
5.2.4 Preferência alimentar	37
5.2.5 Biologia de <i>Cheyletus malaccensis</i>	37
5.2.6 Análise estatística dos dados	38
5.3 Resultados	38
5.3.1 Predação	38
5.3.2 Pistas olfativas	39
5.3.3 Preferência alimentar	40
5.3.4 Biologia	41
5.4 Discussão	44
REFERÊNCIAS.....	47

1 INTRODUÇÃO

Os ácaros constituem um dos grupos dos artrópodes com variada morfologia, habitat e comportamento, sendo encontrados em praticamente todos os locais acessíveis à vida animal (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Diversos grupos acarinos têm como seus hospedeiros os mamíferos e aves, onde se alimentam de sangue, linfa, restos de derme ou secreções sebáceas que ingerem ao perfurarem a pele ocasionando com isso grande irritação relacionada ao aparecimento de algumas doenças (GUIMARÃES et al., 2001).

Algumas espécies de ácaros são hematófagas e vetores de doenças causadas por vírus, bactérias e fungos (PROCTOR; OWENS, 2000; ROETS et al., 2011). Estudos epidemiológicos mostram algumas das principais espécies de ácaros nos países subtropicais e tropicais. Entre elas estão *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank) (Acaridae), *Dermatophagoides pteronyssinus* (Trouessart) (Pyroglyphidae) e *Dermatophagoides farinae* (Hughes) (Pyroglyphidae) (FLECHTMANN, 1998), sendo as principais fontes de aeroalérgenos a nível mundial (EZEQUIEL et al., 2001; YU et al., 2014). Estas espécies acarinas são as principais desencadeadoras de doenças alérgicas, devido ao acúmulo de alérgenos em domicílios humanos, estando presentes em abundância na poeira doméstica (MIYAMOTO et al., 1968; VOORHORST et al., 1969; NAVARRO et al., 2008; COLLOFF, 2009).

Dermatophagoides farinae vem sendo estudado por ser grande causador de alergia em seres humanos e animais domésticos. É uma espécie encontrada abundantemente em estofados, cortinas, tapetes, filtro de ar condicionado e colchões, onde alimenta-se de restos de pele humana (MUNIR et al., 1995). Esta espécie pode ser encontrada em silos e produtos armazenados vindo a acometer conseqüentemente a saúde de animais de confinamento (ARRUDA et al., 1991).

A associação entre ácaros e fungos já está estabelecida na literatura, apesar de não se conhecer bem os mecanismos envolvidos (COLLOFF, 2009). Os fungos representam um diversificado grupo de organismos, podendo ser saprófitas, simbiontes, comensais e/ou parasitas (MURRAY; ROSENTHAL; ALLER, 2015). Estes microrganismos emergiram nas últimas décadas como causadores de doenças em humanos, principalmente entre os que se encontram imunocomprometidos. Nos grupos de indivíduos doentes, os fungos possuem o papel de patógenos oportunistas, podendo causar morbidade e mortalidade. Quanto aos aspectos morfológicos, os fungos microscópicos são divididos em dois grupos: leveduriformes e filamentosos (MURRAY; ROSENTHAL; PFALLER, 2015).

Tyrophagus putrescentiae já foi avaliado se alimentando de esporos e hifas de uma grande variedade de microrganismos dermatófitos como: *Microsporum canis* e *Microsporum gypseum*. Este estudo demonstrou que quando os esporos de determinados fungos estão aderidos ao corpo de *T. putrescentiae* ocorre maior crescimento e multiplicação das colônias fúngicas (DUEK et al. 2001). Os resultados sugerem que *D. farinae* possua capacidade para atuar como vetor mecânico de fungos ambientais e patógenos por ser prevalente em produtos armazenados e em ambientes domiciliares (DUEK et al. 2001).

Cheyletus malaccensis (Oudemans) (Cheyletidae) é um ácaro com potencial predador, atualmente utilizado no controle biológico de ácaros da poeira e de produtos armazenados. Sua eficácia já foi testada alimentando-se com *Aleuroglyphus ovatus* (Troupeau, 1879) (Acaridae), *Caloglyphus redickorzevi* (Zachvatkin) (Acaridae), *Dermanyssus gallinae* (De Geer) (Dermanyssidae), *Glycyphagus destructor* (Schrank) (Glycyphagidae), *Megninia ginglymura* (Mégnin) (Analgidae), *T. putrescentiae* e ovos de insetos praga. Essas pesquisas obtiveram resultados significativos, demonstrando eficácia de *C. malaccensis* para o controle destas populações (PEKÁR; HUBERT, 2008; CEBOLLA, et al., 2009; GRANICH, et al., 2016; TOLDI et al., 2017).

A utilização de um método alternativo, com o uso de inimigos naturais para o controle biológico, possibilita o emprego de práticas mais limpas e menos impactantes ambientalmente (GUIMARÃES, 2000; LESNA et al., 2009). Desta forma, evitar o uso de acaricidas (CHIRICO; TAUSAN, 2002) e a manipulação de produtos tóxicos por parte do produtor (GUIMARÃES, 2000), que prejudica o meio ambiente e sua própria saúde utilizando produtos inadequados em situações diversas (SPARAGANO et al., 2009).

Dermatophagoides farinae, por representar um problema em produtos armazenados, necessita de novas alternativas de controle biológico para que seja evitado o uso de acaricidas sintéticos, nestes locais. Estes produtos aumentam significativamente os riscos para a saúde humana, de forma geral. Essa espécie deve ser estudada como um possível vetor mecânico de fungos ambientais e patogênicos em residências, pois, dispersam esporos causando problemas respiratórios em humanos e animais. A busca por uma alternativa de controle para o combate de ácaros em produtos armazenados se faz necessário, pois estes produtos são direcionados para o consumo animal (ISMAN, 2006).

Não há grupos de pesquisa atualmente no Brasil que trabalham com ácaros de importância médica. Desta forma, este estudo busca uma nova linha de pesquisa relacionada a saúde, elucidando as possíveis interações de ácaros de importância médica e microrganismos.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivos gerais

Essa pesquisa teve como objetivo avaliar a dispersão de fungos ambientais e patogênicos por *D. farinae*, bem como avaliar o potencial de predação de *C. malaccensis* alimentando-se desta mesma espécie.

2.2 Objetivos específicos

- ✓ Manter cultivo dos isolados fúngicos em laboratório.
- ✓ Testar a viabilidade dos isolados fúngicos.
- ✓ Avaliar a dispersão de diferentes espécies de fungos ambientais e patogênicos promovido pelo ácaro de importância médica *D. farinae*.
- ✓ Confeccionar e manter criações estoque, em condições de laboratório, do ácaro de importância médica *D. farinae*.
- ✓ Confeccionar e manter criações estoque, em condições de laboratório, do ácaro predador *C. malaccensis*.
- ✓ Quantificar o potencial de predação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae*.
- ✓ Avaliar preferência de *C. malaccensis* quando oferecidas através de pistas olfativas das presas *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*.
- ✓ Avaliar preferência alimentar de *C. malaccensis* quando oferecidas as presas *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*.
- ✓ Realizar o estudo do ciclo de vida de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae*.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 Potencial patogênico dos ácaros

A alergia é caracterizada por uma resposta imune a antígenos afetando 20 a 30% da população mundial. As respostas inflamatórias são resultantes da interação entre imunoglobulinas IgE e alérgenos, consideradas importantes para o desenvolvimento de doenças alérgicas (SERRAVALLE et al., 1998). Um aumento significativo de doenças alérgicas no mundo ao longo das últimas décadas tem sido observado, resultando em impactos socioeconômicos importantes (O'CONNELL, 2004).

Quanto aos problemas respiratórios, considera-se atópico o indivíduo com um sistema imune capaz de produzir anticorpos IgE em resposta a um determinado estímulo antigênico. Já a alergia descreve um quadro de alteração do indivíduo, passando de um estado normal para processo imunológico desencadeado por um alérgeno ou uma substância. Em indivíduos saudáveis e inerte pode induzir uma resposta anticórpica não-mediada por IgE. Grande parte das doenças alérgicas são causadas pelos mecanismos de hipersensibilidade que resulta de uma resposta anormal mediado pelo por IgE (JOHANSSON, 2014).

A poeira doméstica como alérgeno foi descrita pela primeira vez por Kern (1921). Neste estudo foi reportado que vários pacientes com rinite e asma formavam eritema e edema na pele quando expostos a extratos de poeira obtidos de suas próprias casas. Em 1960 já havia estudos referentes à diferentes fontes de alérgenos na poeira doméstica identificadas. Essas fontes de alérgenos incluíam pelos de animais, insetos e fungos. No entanto, em 1967 foram obtidas evidências de *D. pteronyssinus* presente em poeira que ocasionava grande reação na pele. Esta espécie é considerada o principal agente alergênico na poeira doméstica, na Holanda, Reino Unido, Austrália, Japão e Brasil (PLATTS-MILLS, 2003).

A asma é uma destas doenças alérgicas graves e está fortemente associada à sensibilização aos ácaros (SIMONS, 1999). Em uma meta-análise com pacientes de 16 países, observou-se alta prevalência de asma associada à sensibilização por ácaros da poeira domiciliar (CALDERÓN et al., 2014). Sabe-se que os ácaros de importância médica podem afetar a saúde humana de três maneiras: causando dermatites ou outros danos nos tecidos epiteliais, atuando como vetores ou hospedeiros intermediários de inúmeros agentes patogênicos e causando fortes reações alérgicas (GUIMARÃES et al., 2001).

A família Pyroglyphidae reúne as principais espécies acarinas alergênicas, sendo elas *D. pteronyssinus*, *E. maynei* e *D. farinae*, encontradas em abundância a nível mundial. São espécies comuns na América do Norte e Europa Continental, porém, raro no Reino Unido e na Austrália (COLLOFF, 2009). A reprodução e o desenvolvimento já foram estudados principalmente com *D. pteronyssinus* e *D. farinae*. Apresentam seis estágios de desenvolvimento, sendo cada um deles separado por uma muda: o ovo, prelarva, larva, protoninfa, tritoinfa e adultos (macho ou fêmea). A influência de temperatura ideal para a reprodução e o desenvolvimento de ácaros tem sido pouco estudada até o momento. Porém, Furumizo (1973) através de seus estudos, considerou as temperaturas ótimas para o desenvolvimento de *D. farinae* entre 26,6 °C à 32,2 °C. Acima dessa temperatura, o autor relata um encurtamento do período de desenvolvimento de *D. farinae*.

Bronswijk e Sinha (1971) observaram maior fecundidade em *D. farinae* a 30 °C quando comparado a 20 °C sugerindo que esta espécie prefere temperaturas mais altas. Dentro deste contexto, um estudo realizado numa população com crianças no sul do Brasil, demonstrou que *D. pteronyssinus* e *D. farinae* são as espécies de teste cutâneo positivo mais comuns (RONCADA et al., 2016) (Figura 1). A sensibilização pode depender da quantidade de alérgenos a qual o indivíduo permanece exposto, ao tempo da exposição e ainda da genética individual (PLATTS-MILLS, 2003).

Figura 1. *Dermatophagoides farinae* fêmea



Fonte: da autora (2018)

O primeiro caso de anafilaxia sistêmica ocorrida pela ingestão de alimentos infestados por ácaros foi mencionado por Erben et al. (1993), tendo como agente causador *D. farinae*. A sensibilização cruzada com ácaros da poeira doméstica causada por *D. farinae* e *D. pteronyssinus* foi descrita recentemente causando graves problemas respiratórios em seres humanos (ARLIAN et al., 2009; LIAO et al., 2010).

Nos últimos anos *T. putrescentiae*, conhecido por habitar domicílios humanos e produtos armazenados em indústrias e residências, vêm chamando atenção para a área da saúde pública tornando-se uma das principais causas de asma, rinite e demais doenças alérgicas devido ao seu potencial alergênico (ARLIAN et al., 1984; VAN HAGE-HAMSTEN e JOHANSSON, 1998; BRAVO et al., 1999; ELDER et al., 2012; LIAO et al., 2013a, 2013b; YU et al., 2014) (Figura 2). A ingestão de alimentos contaminados por esta espécie também pode levar a casos de anafilaxia (LIAO et al., 2013a). Nuñez et al. (2016) descreveu uma forte indução de inflamação alérgica nos pulmões de camundongos tanto em modelos agudos ou crônicos. Casos de anafilaxia pela ingestão de *T. putrescentiae* também já foram documentados (TAKAHASHI et al., 2014). Estima-se que a incidência de episódios de anafilaxia seja em torno de 0,5 a 2,0%, sendo a maioria pela ingestão de cereais, especialmente o trigo, contaminados por ácaros e seus alergênicos (POSTHUMUS; BORISH, 2012).

Figura 2. *Tyrophagus putrescentiae* fêmea



Fonte: da autora (2018)

Em geral, os episódios de anafilaxia ocorrem em pacientes com rinite alérgica ou asma, que sensibilizados para ácaros da poeira doméstica, desenvolvem reações alérgicas,

mediadas ou não por anticorpos IgE (POSTHUMUS; BORISH, 2012). *Dermatophagoides farinae* e *T. putrescentiae* já foram relatados por Horn et al. (2017) em uma granja de ovos de postura em diferentes sistemas de confinamento. No mesmo ambiente, houve a presença de *Megninia ginglymura*, considerado ácaro ectoparasita causador de problemas cutâneos em galinhas poedeiras (Figuras 3 e 4) (GUIMARÃES; LEFFER, 2009).

Figura 3. *Megninia ginglymura* fêmea Figura 4: *Megninia ginlgymura* macho



Fonte: da autora (2019)

Megninia ginglymura já foi relatada na Índia, causando problemas em matrizes de corte (GUIMARÃES; LEFFER, 2009) onde se constatou que as aves debicam-se constantemente ocasionando petéquias hemorrágicas na pele e ocorrência de vesículas. Num estudo realizado em granjas comerciais no município de Ourinhos/SP, Tucci et al. (2005) registraram sinais clínicos de ectoparasitismo em 30% do plantel das aves, onde identificaram a presença de *M. ginglymura*. De acordo com os autores, os danos causados pelos ácaros, além de causar problemas na saúde da ave, ocasionaram a queda da produção de ovos em 20%.

3.2 Fungos Ambientais e Patogênicos

Os fungos são microrganismos de distribuição cosmopolita fazendo parte dos mais diversos habitats, como serapilheiras, plantas e animais vivos ou em decomposição. Estão presentes em geral, nos habitats que contenham matéria orgânica passível de colonização (BONONI, 1998). Podem ser filamentosos ou leveduriformes e são encontrados normalmente em regiões com ambientes tropicais e subtropicais, onde a temperatura e umidade são mais

elevadas, o que propicia o seu desenvolvimento. A maioria os fungos são terrestres, mas há também a descrição de espécies aquáticas marinhas e de água doce. Os fungos desempenham o papel de simbioses, sapróbios ou sendo parasitas de plantas e animais, incluindo o próprio ser humano (MARGULIS; SCHWARTZ, 2009). Isso pode significar que há muitas espécies desconhecidas ou extintas. Muitas espécies podem ser benéficas para a saúde, como os fungos alimentícios, e outras, causadores de problemas para a saúde humana e veterinária.

Os esporos de determinados fungos quando inalados podem causar graves doenças pulmonares que vão desde a inflamação das vias aéreas, como também as infecções de risco no pulmão. Um exemplo é a aspergilose broncopulmonar alérgica considerada uma infecção invasiva (BEISSWENGER et al, 2012). Essa doença já foi relatada por acometer a saúde principalmente de pessoas com complicação provida de asma e fibrose cística (MARTINS et al, 2005; MURRAY et al, 2006). Aspergilose, é uma infecção fúngica oportunista das mais comuns em todo o mundo que é provocada por espécies de fungos do gênero *Aspergillus*. Grande parte das infecções em humanos é causada por *Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus nidulans*, *Aspergillus terreus* e *Aspergillus fumigatus*. Estas espécies podem originar vários quadros clínicos, pois, estão distribuídos na natureza, encontrando-se facilmente no solo e em material orgânico em decomposição (JIANG et al, 2013; MARTINS et al, 2005).

Outra doença também causada por fungos é a onicomicose que pode ser causada por fungos filamentosos ou leveduriformes, tanto não dermatófitos, quanto dermatófitos. Os fungos não dermatófitos são encontrados facilmente na natureza como patógenos de plantas e sapróbios do solo, porém, tem a capacidade de invadir unhas. Fungos dermatófitos que taxonomicamente são classificadas pelo gênero *Tricophyton*, *Microsporum* e *Epidermophyton* (ELEWSKI, 1998), possuem a capacidade de invadir tecidos queratinizados como pelo, pele e unhas. Causam normalmente apenas infecções superficiais em animais ou no ser humano (WEITZMAN, 1., 1995; ELEWSKI, 1998).

Os dermatófitos podem ainda ser classificados em antropofílicos, zoofílicos e geofílicos. Os antropofílicos acometem preferencialmente humanos e raramente os animais, são causados normalmente pelo gênero *Tricophyton* (COELHO, 2008). Os zoofílicos acometem a saúde de animais e raramente os humanos e são causados por espécies dos gêneros *Tricophyton* e *Microsporum* (WEITZMAN, 1995; BRASCH, 2010). As espécies geofílicas são representadas

pelo gênero *Microsporum*, encontradas no solo e acometendo a saúde do homem. (SPIEWAK, 1998).

Dentre as doenças adquiridas por fungos, a criptococose, causada pela levedura *Cryptococcus neoformans*, é considerada uma das micoses mais comuns em pacientes imunodeprimidos, principalmente nos portadores da AIDS (síndrome da imunodeficiência adquirida). Esse fungo acomete principalmente o sistema nervoso central (FERNANDES, 2000; FILIÚ, 2002) e facilmente são encontrados em solo vegetais em decomposição. Apresenta como reservatórios as fezes das aves, principalmente espécies de pombos (BICHARD, 1998).

Fungos do gênero *Penicillium* são muito comuns em frutas cítricas a nível mundial. Atualmente há uma grande demanda na comercialização desses frutos, o que gera uma preocupação com manejo dessa cultura desde a colheita até a chegada do produto ao consumidor. O bolor verde *Penicillium digitatum* é a principal doença que ocorre na pós-colheita dos citros, principalmente se os frutos estiverem danificados. Este fungo provoca uma podridão fruto, cobrindo-o com micélio grande número de esporos, lhe deixando com uma coloração verde e causando danos econômicos (TEIXIDÓ et al., 2001). Há uma estimativa de que 25% da produção de alimentos a nível mundial é afetada por micotoxinas, fazendo com que inviabilize o produto para a comercialização e consumo (KEMPKEN; ROHLFS, 2010).

As micotoxinas são metabólitos secundários produzidos por fungos, considerados compostos biossintetizados e excretados pelas vias metabólicas em sua fase final (exponencial de crescimento) (JAY, 2005). Os principais fungos que produzem essas toxinas são do gênero *Aspergillus*, *Claviceps*, *Penicillium* e *Fusarium*. Estes microrganismos podem contaminar produtos agrícolas, principalmente grãos como o milho, amendoim, feijão, trigo, entre outros. Em seres humanos e animais podem causar intoxicação alimentar quando ingeridos através desses alimentos contaminados (BOEIRA, 2012).

A intoxicação alimentar causada pelas micotoxinas são chamadas de micotoxicoses (KEMPKEN, 2010). Os sintomas apresentados podem ser normalmente danos no fígado (hepatotoxicidade), no cérebro (neurotoxicidade), nos rins (nefrotoxicidade), e inclusive alterações no material genético (genotoxicidade). Estudos apontam o aumento da incidência de infecções fúngicas graves na última década, principalmente pelo aumento de pacientes imunodeprimidos, o que representa uma séria causa de morbidade e mortalidade nesta população de doentes (MURRAY et al, 2006).

3.3 Associação entre fungos e *Dermatophagoides farinae*

Os fungos entomopatogênicos invadem seus hospedeiros via tegumento, transpondo a cutícula que envolve os artrópodes (ALVES, 1998). A cutícula é a principal barreira que protege esses organismos contra o parasitismo e outras doenças. Ela é formada por uma camada externa, a epicutícula, composta por lipídios e ceras, e uma camada interna, que compõe a sua maior parte, a procutícula composta por fibras de quitina ligadas a proteínas (ARRUDA, 2005; BERINGER, 2011).

Os ácaros da poeira são os principais alérgenos envolvidos em problemas respiratórios. Eles se alimentam de esporos de fungos e os transportam em seus corpos dispersando-os pelo ambiente. Estudo realizado demonstrou que *D. farinae* tem preferência por algumas espécies de fungos como *Cladosporium sphaerospermum* e *Wallemia sebi* quando comparados com *Penicillium chrysogenum*, *Aspergillus versicolor* e *Stachybotrys chartarum* (NAEGELE et al., 2012).

Van Bronswijk e Sinha (1973) encontraram 45 espécies de fungos em poeira doméstica e constataram que quando os ácaros eram alimentados apenas com culturas de fungos, nenhuma das espécies testadas era adequada para a reprodução de *D. farinae*. Ao serem comparados a outros microrganismos, os fungos apresentam maiores benefícios em seu uso, pois não necessitam ser ingeridos pelo hospedeiro para dispersão e estão presentes naturalmente em muitos ecossistemas (ESPOSITO; AZEREDO, 2010).

3.4 Controle de *D. farinae*

As tentativas de controle dos ácaros da poeira doméstica geralmente são realizadas através de três abordagens :método físico, como padrões de limpeza excepcionais (ADILAH et al., 1997; NISHIOKA et al., 1998), a redução dos níveis de umidade (BISCHOFF et al., 1998) e a redução de alérgenos por acaricidas que apresentem eficácia (MITCHELL et al., 1985; GREEN et al., 1989). Embora tenha sido obtido um controle satisfatório na utilização de acaricidas sintéticos (benzoato de benzila e ácido tânico), o risco para a saúde humana seria um problema em potencial. Este problema levou a esforços de pesquisa para desenvolver alternativas mais seguras e eficientes no controle de ácaros em ambientes domiciliares. O uso de acaricidas derivados de plantas chamou a atenção e foi considerado como uma alternativa

promissora para acaricidas químicos (MIYAZAKI et al., 1989; MC DONALD e TOVEY, 1993; TOVEY e MC DONALD, 1997; KIM et al., 2003; REMBOLD, 2005).

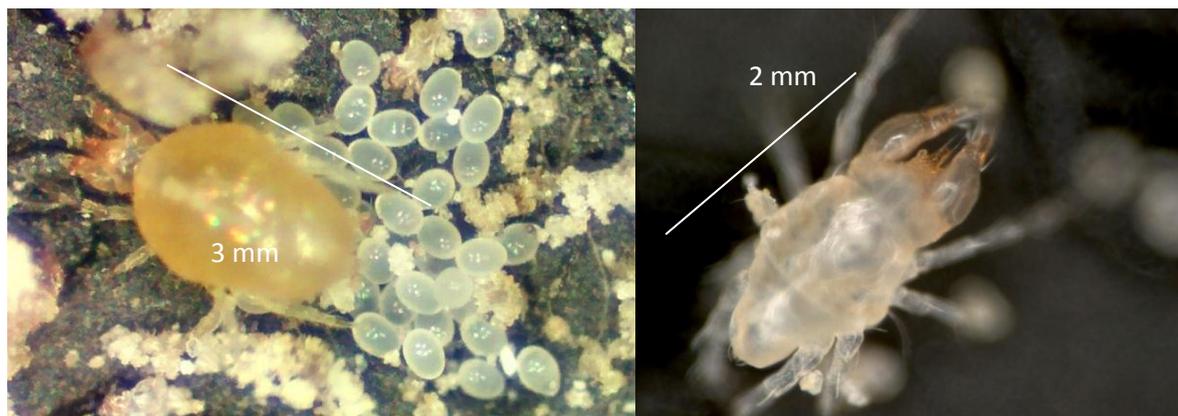
Algumas pesquisas (TAMAI et al., 2002; SILVA e OLIVEIRA, 2006, PASAY et al., 2010) mostram que os ácaros apresentam capacidade de desenvolver resistência a acaricidas químicos. Diante desta problemática surge a necessidade de novas alternativas de controle principalmente o uso sustentável no controle biológico de ácaros praga (PARRA, 2002).

3.5 *Cheyletus malaccensis*

A maioria dos Cheyletidae são conhecidos por terem um hábito predatório, sendo algumas espécies consideradas agentes de controle biológico de ácaros da praga (GERSON et al., 2003). Esse grupo tem grande importância para a avicultura brasileira (EZEQUIEL et al., 2008). Espécies desta família tem o hábito de caçar por emboscada, permanecendo a maior parte do tempo em refúgios (GERSON et al., 2003).

Figura 5. *Cheyletus malaccensis* fêmea

Figura 6. *Cheyletus malaccensis* macho



Fonte: da autora (2018).

Cheyletus malaccensis controla *Glycyphagus destructor* (Schrank, 1781) e *T. putrescentiae* (Figuras 5 e 6). Toldi et al. (2017) realizaram estudos e observaram a biologia de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. gallinae* em condições de laboratório sob três temperaturas. Este ácaro demonstrou ser um predador eficaz de *T. putrescentiae* e *M. ginglymura* (PEKÁR; HUBERT, 2008; GRANICH et al., 2016).

4 *Dermatophgoides farinae* COMO DISPERSOR DE FUNGOS AMBIENTAIS E PATOGÊNICOS

4.1 Introdução

Dermatophagoides farinae conhecido como ácaro da poeira, é um artrópode que pode ser facilmente encontrado em domicílios. Se aloja em estofados, cortinas, tapetes e principalmente nos colchões, onde alimentam-se de restos de pele humana. Esta espécie é conhecida por causar problemas de alergias em animais domésticos e em confinamento. Em seres humanos, *D. farinae* pode causar sérios problemas respiratórios. Esta espécie também é causadora de grandes contaminações em indústrias, pois são ambientes ideais para sua proliferação devido ao elevado volume de estocagem de alimentos e grãos (ADILAH et al., 1997; NISHIOKA et al., 1998).

Os fungos são microrganismos encontrados em diversos habitats, inclusive em produtos armazenados. Podem ser filamentosos ou leveduriformes. Alguns dos principais fatores que favorecem a proliferação de fungos em produtos estocados é a temperatura, umidade e o próprio manejo da armazenagem (GUTKOSKI, 2000; RUPOLLO, et al., 2006). Estes microrganismos são potencialmente capazes de produzir metabólitos toxigênicos, podendo contaminar os grãos durante o armazenamento. Se o ambiente for favorável podem persistir em rações e alimentos destinados ao consumo animal e humano. Os principais gêneros de fungos toxigênicos são: *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium* (SWEENWEY; DOBSON, 1998).

Os esporos de fungos quando inalados causam sérios problemas pulmonares que vão de uma simples inflamação nas vias aéreas, ou até infecções que podem acometer o pulmão (BEISSENGER, 2012). Uma dessas infecções é a aspergilose broncopulmonar, considerada alérgica e invasiva (MARTINS et al., 2005; MURRAY et al., 2006). A Onicomiose é uma

infecção também causada por fungos, principalmente por aqueles dos gêneros *Tricophyton*, *Microsporum* e *Epidermophyton* (ELEWSKI, 1998). Causam infecções superficiais em animais e seres humanos, quando invadem tecidos queratinizados como pelo, pele e unhas (ELEWSKI, 1998; WEITZMAN, 1995).

As espécies fúngicas podem ser entomopatogênicas, onde invadem seus hospedeiros via tegumento, transpondo a cutícula que envolve os artrópodes (ALVES, 1998; ARRUDA, 2005; BERINGER, 2011)). Dentre os artrópodes, os ácaros da poeira são os principais alérgenos envolvidos em problemas respiratórios, além de alimentar-se de esporos de fungos e dispersá-los no ambiente. Ácaros de grãos armazenados vêm trazendo preocupações às indústrias de sementes e alimentos, pois também contaminam os grãos armazenados, causando problemas de alergias aos consumidores (DURMUS; MUHLIS, 2007).

Os ácaros em geral, fazem a muda liberando o exoesqueleto para o ambiente onde está inserido. A cutícula do exoesqueleto é formada por quitina onde há umidade que se retém entre os sítios anatômicos. Fungos como são adaptáveis à locais úmidos proliferam-se rapidamente na presença desse material. No entanto, cutículas do exoesqueleto tornam-se ideais para o crescimento de colônias fúngicas (NOH et al., 2016). No entanto, a hipótese deste estudo é de que a dispersão de fungos possa ocorrer através de fatores mecânicos. O objetivo desse trabalho foi avaliar a dispersão de diferentes espécies de fungos ambientais e patogênicos por *D. farinae*.

4.2 Material e Métodos

Este estudo foi realizado no laboratório de Acarologia da Universidade do Vale do Taquari - Univates, em Lajeado, estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Os equipamentos necessários para o desenvolvimento da pesquisa, tais como capelas de fluxo laminar, estufas microbiológicas foram fornecidas pelo Laboratório de Microbiologia, da mesma instituição. Esse experimento foi mantido em câmara climática a 26 ± 1 °C e 80 ± 5 % de umidade relativa do ar (UR) e em ambiente escuro. Todo o material utilizado durante o estudo foi esterilizado com o auxílio de uma autoclave em capela de fluxo laminar. Para esterilização no ambiente destes foi utilizada luz UV.

4.2.1 Criação estoque de *Dermatophagoides farinae*

Espécimes de *D. farinae* foram coletadas em amostras de poeira ambiental de um filtro de refrigerador numa fábrica de ração animal na região do Vale do Taquari, Rio Grande do Sul. Após a coleta, foi realizado um processo de triagem e separação das espécies com o auxílio de um microscópio estereoscópio no Laboratório de Acarologia-Univates. Essas criações foram mantidas à temperatura de 26 ± 1 °C, fotofase de 12 horas, umidade relativa do ar de 80 ± 10 % e mantidos em recipiente envolvido com papel pardo em seu interior para manter o ambiente com menor luminosidade (Figura 7).

Figura 7. Criação estoque de *Dermatophagoides farinae*



Fonte: da autora (2018)

4.2.2 Isolados de fungos ambientais e patogênicos

As diferentes espécies de fungos utilizadas nos testes foram depositadas na micoteca do Laboratório Acarologia. Foram mantidas em condições propícias até o momento da aplicação com temperatura média de 35 ± 1 °C, para os patogênicos e 28 ± 1 °C para os ambientais (figura 8). Para cada tratamento foi utilizado um isolado de cada espécie de fungo, sendo eles: *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporum gypseum*, *Penicillium citrinum*, *Trichophyton interdigitale*. Todas essas espécies foram inoculadas separadamente em tubos de ensaio de vidro contendo Ágar Sabouraud Dextrose e fechado com tampa rosca.

Figura 8. Isolados de fungos ambientais e patogênicos



Fonte: da autora (2018)

4.2.3 Padronização de fungos

Em cada tubo com isolado fúngico foi adicionado 5 mL de solução salina (0,85 %) com 5mL de polisorbato 80 (0,025 %). Com o auxílio de alça de inoculação foi realizada uma raspagem das colônias para que ficassem suspensas nesta solução (suspensão de esporos). Foi homogeneizado com auxílio do Vórtex e em seguida deixado em repouso por 10 minutos para que houvesse a separação das hifas e conídios por sedimentação. Após passado esse tempo, foi utilizada uma pipeta de Pasteur para a retirada somente da suspensão de esporos. Da suspensão de cada isolado fúngico foi feita a contagem de esporos na câmara de Neubauer para que obtivesse a padronização final de 2×10^5 mL. As suspensões de esporos padronizadas foram utilizadas para os testes de viabilidade e de dispersão de fungos.

4.2.4 Teste de viabilidade de fungos

Da concentração de cada isolado fúngico anteriormente padronizado (Item 5.2.3), foi retirado 100 μ L e homogeneizado em 9,9 ml de solução salina (0.85) com polisorbato 80 (0,025 %) em um tubo formando a concentração 2×10^3 /mL. Desta concentração, foi retirado 50 μ L e inserido em uma placa de Petri de 9 cm de diâmetro contendo Ágar Sabouraud dextrose. Foi considerado 100 % de viabilidade as placas que obtiveram 100 colônias crescidas após 10 dias

de incubação à 26 °C. A avaliação foi realizada diariamente com a contagem das colônias formadas em cada placa.

4.2.5 *Dermatophagoides farinae* como dispersor de fungos

Para cada isolado fúngico foi realizada a suspensão de esporos padronizada (Item 5.2.3), onde inoculou-se 1 mL deste conteúdo em uma placa de Petri de 9 cm de diâmetro contendo Ágar Sabouraud Dextrose. Para o controle negativo, foi inoculada somente a concentração de Salina (0,85%) com polisorbato 80 (0,025 %), sem a presença de esporos fúngicos. Após aplicado a suspensão, as placas ficaram expostas no fluxo laminar por uma hora até secar o conteúdo. Em seguida, foram liberados 10 espécimes de *D. farinae* em cada uma das placas. Estes ácaros ficaram neste ambiente por 24 horas e após foram retirados e liberados separadamente no centro de uma placa contendo somente Ágar Sabouraud Dextrose, a qual foi fechada com parafilme e levada a uma estufa com temperatura de 26 °C. Para cada isolado fúngico e controle foram realizadas 10 repetições as quais foram avaliadas diariamente num período de 10 dias onde foi feita a contagem das colônias formadas em cada placa.

4.2.6 Análise estatística dos dados

O teste de viabilidade de fungos foi analisado estatisticamente através do Teste de Kruskal-Wallis, enquanto o teste de dispersão de fungos foi analisado pelo teste de Tukey com o uso do programa BioEstat 5.0, sendo seus valores transformados em raiz quadrada.

4.3 Resultados

4.3.1 Viabilidade de fungos

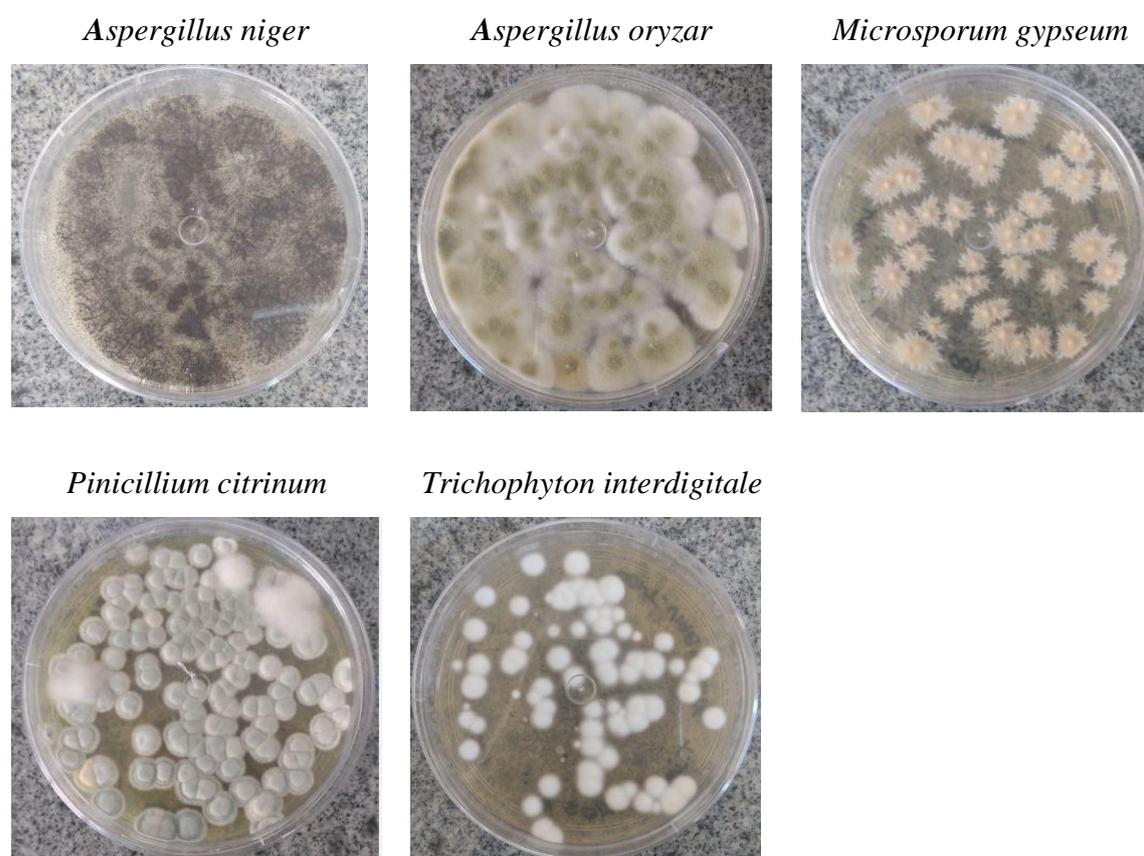
Observou-se que nos testes de viabilidade que todos os isolados demonstraram estar viáveis, tendo, em média, um número de colônias superior a 100 (H: 2.20; p=0,69) (Tabela 1) (Figura 9).

Tabela 1. Média em dias \pm erro padrão (EP) de viabilidade de fungos à $26 \pm 1^\circ \text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa do ar em laboratório.

Fungos	<i>Apergillus niger</i>	<i>Aspergillus oryzae</i>	<i>Microsporum. Gypseum</i>	<i>Pinicillium. citrinum</i>	<i>Trichophyton. interdigitale</i>
Nº de colônias	101 \pm 7,3 a	102,7 \pm 9,7 a	101 \pm 4,2 a	119 \pm 11,8 a	100 \pm 4,6 a

Letras iguais na mesma linha não se diferem estatisticamente de acordo com o Teste de Kruskal-Wallis do programa BioEstat 5.0.

Figura 9. Viabilidade a partir dos isolados fúngicos: *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporum gypseum*, *Pinicillium citrinum* e *Trichophyton interdigitale*.



4.3.2 *Dermatophagoides farinae* como dispersor de fungos

Os resultados obtidos para a dispersão dos fungos por *D. farinae* mostraram-se significativos para *A. niger*, diferenciando-se dos demais isolados. *Aspergillus oryzae*, *M. gypseum* e *P. citrinum* foram dispersos de forma semelhante, enquanto *T. interdigitale* em

menor frequência, se assemelhando ao controle negativo (Tabela 2) (Figura 10). A mortalidade de *D. farinae* dispersando diferentes espécies de fungos foi para *A. niger* (10 %), *P. citrinum* (10 %) e *T. interdigitale* (20 %). Para *A. oryzae* e *P. gypseum* não ocorreram mortalidade (Tabela 3).

Tabela 2. Porcentagem média (\pm EP) de colônias dispersas por *Dermatophagoides farinae* à $26 \pm 1^\circ\text{C}$ em laboratório. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente de acordo com o teste de Tukey.

Fungos	<i>Aspergillus niger</i>	<i>Aspergillus oryzae</i>	<i>Microsporium gypseum</i>	<i>Penicillium citrinum</i>	<i>Trichophyton interdigitale</i>	Controle negativo
Colônias	168,5 \pm 6,5a	140,7 \pm 2,5b	129,8 \pm 5,0 b	129,2 \pm 4,5 b	2,4 \pm 0,5 c	0,00 c

Figura 10. Colônias fúngicas dispersas por *D. farinae*

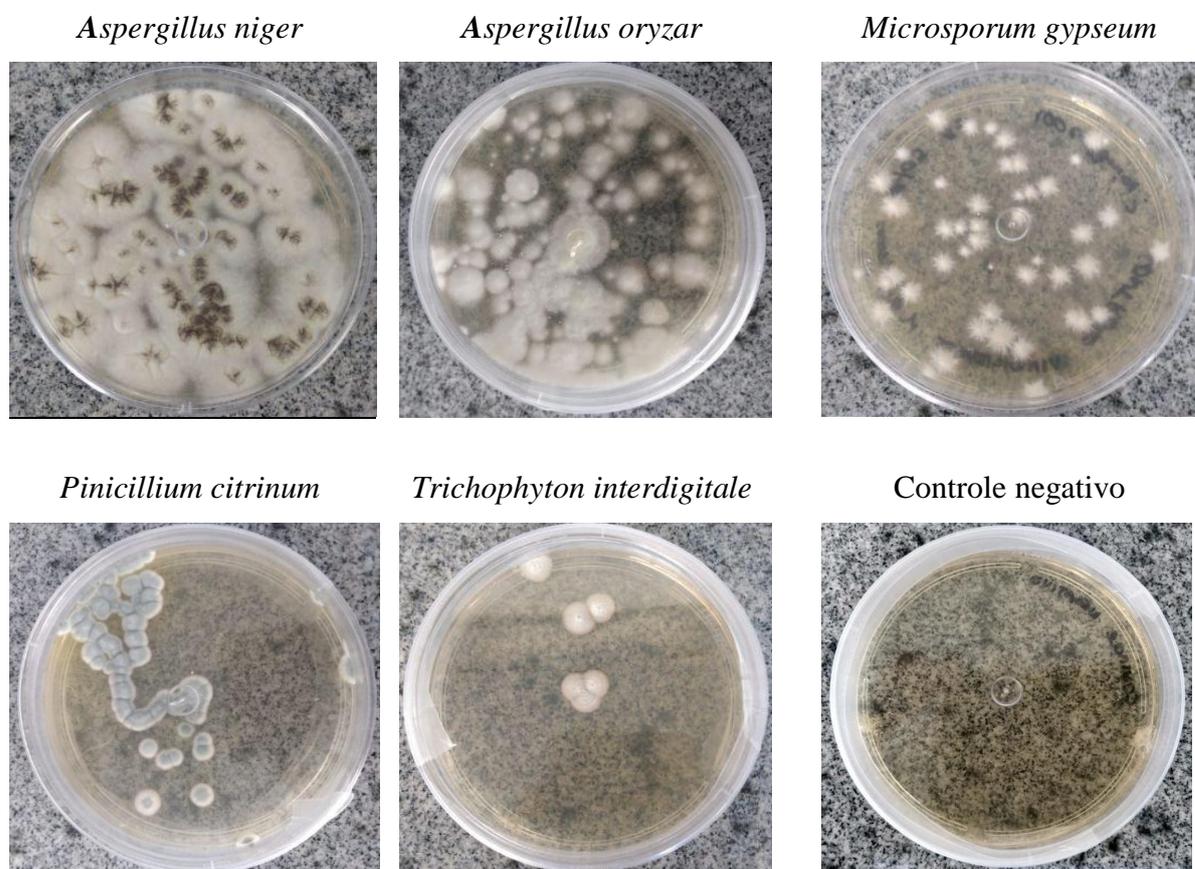


Tabela 3. Mortalidade de *Dermatophagoides farinae* para a dispersão de colônias fúngicas *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae*, *Microsporum gypseum*, *Penicillium citrinum* e *Trychophyton interdigitale* à 26 ± 1 °C em laboratório.

Fungos	Mortalidade <i>D. farinae</i> (%)
<i>Aspergillus niger</i>	10
<i>Aspergillus oryzae</i>	0
<i>Microsporum gypseum</i>	0
<i>Penicillium citrinum</i>	10
<i>Trychophyton interdigitale</i>	20

% - percentual de mortalidade de *Dermatophagoides farinae*

4.4 Discussão

O teste de viabilidade foi realizado para certificar-se de que os esporos dos fungos estivessem ativos. A média esperada para o crescimento foi de 100 colônias para cada isolado. A suspensão (solução salina (0,85 %) + polisorbato 80 (0,025 %)) foi aplicada nas placas e absorvida pelo Ágar Sabourad Dextrose, permanecendo somente os esporos dos fungos sobre a base deste meio de cultura. Esse método permitiu que os ácaros não ficassem aderidos ao meio, podendo se locomover facilmente. Para essas placas que continham a suspensão obteve-se a estratégia de determinar a potência 2×10^5 / mL a partir da medida de área da placa (63,58 cm²), para que os esporos ficassem próximos uns aos outros (200.000 esporos/espécie/placa). Dessa forma, os ácaros ao movimentar-se, entrariam em contato com estes esporos e os dispersariam, confirmado através do teste.

De acordo com os resultados verificou-se que *A. niger* foi a espécie que obteve maior dispersão de esporos por *D. farinae*. No entanto, os demais fungos testados, mesmo que em menores proporções, também foram dispersados. *Aspergillus oryzae*, *P. citrinum* e *T. interdigitale* não apresentaram diferença significativa entre si. Porém, o número de colônias dispersas por *T. interdigitale* se diferenciou dos demais fungos, obtendo menor dispersão. No controle negativo não ocorreu crescimento de colônias, enquanto a mortalidade de *D. farinae* para o controle negativo foi de 100% (*data not show*). Esse resultado demonstra que *D. farinae* alimentam-se de esporos de fungos, pois na falta de alimento houve mortalidade. Para o teste

de dispersão a mortalidade foi baixa em *A. niger*, *P. citrinum* e *T. interdigitale*. Em *A. oryzae* e *T. interdigitale* a sobrevivência de *D. farinae* foi de 100 %.

Renker et al. (2005) testaram *D. farinae* alimentando-se de diferentes espécies de fungos e avaliaram a dispersão dos esporos através das fezes do ácaro. Concluíram que a capacidade de dispersão de esporos ainda é questionável, pois, não foi possível comprovar se a dispersão realmente ocorreu por esse mecanismo (RENKER et al. 2005). No entanto, Nesvorna et al. (2012) relataram que não foi possível comprovar através de avaliação das fezes, a quantidade de esporos que os ácaros ingerem e posteriormente dispersam, pois cerca de 50% dos esporos são degradados por este artrópode. As indústrias necessitam de determinada manutenção e controle de umidade para manter os produtos em condições adequada (PARK; ANTÔNIO, 2006).

Caso isso não ocorra, os fungos são beneficiados e conseguem se desenvolver com maior eficácia. *D. farinae* demonstrou eficiência na dispersão de esporos fúngicos, o que auxilia no aumento de contaminações em estocagens das indústrias. Este estudo sugere a necessidade de controle de *D. farinae* devido a sua capacidade de proliferação fúngica no ambiente.

BIOLOGIA DE *Dermatophagoides farinae* (PYROGLYPHYDAE) por *Cheyletus malaccensis* (CHEYLETIDAE): PREDACÃO, PREFERÊNCIA ALIMENTAR E RESPOSTA às PISTAS OLFATIVAS

5.1 Introdução

Espécies acarinas de importância médica estão presentes em domicílios humanos () podendo ser alergênicas ou vetores de agentes patogênicos como vírus, bactérias e fungos (EVANS, 1992; PROCTOR; OWENS, 2000; ROETS et al., 2011). Estudos epidemiológicos mostram

Tyrophagus putrescentiae (Schrank) (Acaridae), *Dermatophagoides pteronyssinus* (Trouessart) (Pyroglyphidae) como as principais espécies acarinas em países subtropicais e tropicais (EZEQUIEL et al., 2001; YU et al., 2014;), enquanto que em regiões mais secas *Dermatophagoides farinae* (Hughes) (Pyroglyphidae) é mais abundante (ARLIAN, 2002; CHUA et al., 2007). Estas espécies são consideradas cosmopolitas e representam as principais fontes de aero alérgenos em domicílios humanos (COLLOFF, 2009). *D. farinae* é considerado um ácaro comum na América do Norte e Europa Continental, porém, rara no Reino Unido e na Austrália (COLLOFF, 2009). O desenvolvimento dessa espécie já foi avaliado em diferentes temperaturas (16, 23, 30, e 35 °C) e umidade relativa do ar de 75 %, demonstrando melhor fecundidade à 23°C (ARLIAN, 1996).

Os alérgenos providos de ácaros da poeira e produtos armazenados são termorresistentes, podendo desencadear reações alérgicas quando ingeridos por indivíduos atópicos, mesmo após passarem por temperaturas elevadas por cocção (SÁNCHEZ-BORGES et al., 2007). Os alimentos estocados em domicílios ou nas indústrias estão suscetíveis à contaminação por ácaros da poeira, principalmente se mantidos em ambientes com temperaturas mais elevadas e úmidos que favoreçam a proliferação desses organismos. Siegert (2016) em um estudo, demonstrou que *D. farinae* seguido de *T.*

putrescentiae foram as espécies mais abundante em farelo de soja encontrado em uma fábrica de ração animal.

A anafilaxia pela ingestão de ácaros é uma reação grave e potencialmente fatal, correlacionada à ingestão de alimentos preparados principalmente com farinhas de trigo e milho contaminadas por ácaros da poeira domiciliar e/ou de estocagem em indústrias (SÁNCHEZ-BORGES, et al. 2007). O primeiro caso de anafilaxia sistêmica ocorrida pela ingestão de alimentos infestados por ácaros teve como agente causador *D. farinae* (ERBEN et al., 1993). Outros relatados já foram registrados devido a ingestão de farinha de milho contaminada por *D. pteronyssinus*, *T. putrescentiae* e *D. farinae* (SÁNCHEZ-BORGES et al., 2007).

As tentativas de controle dos ácaros da poeira doméstica geralmente são realizadas através de três abordagens diferentes: o método físico, como padrões de limpeza excepcionais (ADILAH et al., 1997; NISHIOKA et al., 1998), a redução dos níveis de umidade no ambiente (BISCHOFF et al., 1998) e a redução de alérgenos, por acaricidas que apresentem eficácia (MITCHELL et al., 1985; GREEN et al., 1989), o que exige análise avaliativa de profissionais especializados. Embora tenha sido testado e obtido um controle satisfatório de ácaros com a utilização de acaricidas sintéticos como benzoato de benzila e ácido tânico, o risco para a saúde humana e veterinária é um problema em potencial.

Além disso, pesquisas mostram que os ácaros apresentam capacidade de desenvolver resistência a acaricidas químicos (TAMAI et al., 2002; SILVA; OLIVEIRA, 2006, PASAY et al., 2010). Este problema levou a esforços de pesquisa para desenvolver alternativas mais seguras e eficientes no controle de ácaros em ambientes domiciliares e industriais, destacando-se o uso sustentável de ácaros predadores a ser utilizados no controle biológico aplicado de ácaros que alcançam o *status* de praga (PARRA, 2002).

Cheyletus malaccensis (Oudemans) (Cheyletidade) encontrado em silos de produtos armazenados ou em domicílios, normalmente em regiões geográficas mais úmidas, podendo causar dermatite em seres humanos (COHEN, 1980). *Cheyletus malaccensis* é o causador de urticária papulosa em humano (YOSHIKAWA, 1985). Esta espécie fica refugiada em palhas e tatames que quando em contato com o ser humano, pode inserir parte do gnatossoma ou aparelho bucal e injetar fluido salivar, o que causaria alergia em pessoas susceptíveis.

No entanto, é um ácaro predador que vem sendo utilizado no controle biológico de ácaros da poeira e de produtos armazenados. Sua eficácia já vem sendo testada alimentando-

se de *Aleuroglyphus ovatus* (Troupeau), *Caloglyphus redickorzevi* (Zachvatkin), *Dermanyssus galinae* (De Geer) (Dermanyssidae), *Glycyphagus destructor* (Schrank) (Glycyphagidae) *Megninia ginglymura* (Mégnin) (Analgidae), *T. putrescentiae* (Acaridae), além de ovos de insetos obtendo-se resultados promissores onde demonstrou eficácia no controle das referidas presas (PEKÁR, S.; HUBERT, J., 2008; CEBOLLA, et al., 2009; GRANICH, et al., 2016; TOLDI et al., 2017).

A utilização de controle alternativo, com o uso de inimigos naturais no controle biológico possibilita o emprego de práticas mais limpas e menos impactantes para o meio ambiente (GUIMARÃES, 2000; LESNA et al., 2009). Desta forma, evita-se o uso de acaricidas (CHIRICO; TAUSAN, 2002) e a manipulação de produtos tóxicos por parte do produtor (GUIMARÃES, 2000), que em muitas vezes, utiliza produtos inadequados em situações diversas (SPARAGANO et al., 2009). O objetivo desse trabalho foi avaliar o potencial de predação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae*, sob condições de laboratório, avaliando a predação, preferência alimentar e resposta a pistas olfativas das presas *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*.

5.2 Material e Métodos

Este estudo foi realizado no Laboratório de Acarologia (Labacari) da Universidade do Vale do Taquari - Univates, estado do Rio Grande do Sul, Brasil, conduzido entre os meses de junho/2018 a setembro de 2019.

5.2.1 Criação estoque de ácaros.

Espécimes de *D. farinae* e *C. malaccensis* foram coletados em amostras de poeira disposta sobre filtro de um refrigerador de uma fábrica de ração animal (Figuras 11 e 12). *Tyrophagus putrescentiae* foi coletado em amostras de poeira doméstica com o auxílio de um aspirador de pó (Figura 13). *Megninia ginglymura* foi obtido de penas de galinhas poedeiras (*Gallus gallus domesticus* (Linnaeus, 1758) (Phasianidae) (Figura 14). A triagem das amostras foi realizada com o auxílio de um microscópio estereoscópico, quando foi feita a separação destes ácaros em unidades experimentais distintas, específicas para cada espécie. Estas criações foram mantidas à temperatura de $26 \pm 1^\circ\text{C}$, com fotofase de 12 horas

e umidade relativa de $80 \pm 10\%$ em um recipiente plástico, com papel pardo em seu interior para manter o ambiente escuro. As coletas de dados ocorreram na região do Vale do Taquari, Rio Grande do Sul, Brasil.

Figura 11. Criação estoque de *C. malaccensis*



Figura 12. Criação estoque de *D. farinae*



Figura 13. Criação estoque de *Tyrophagos putrescentiae*



Figura 14. *Megninia ginglymura* retiradas de penas de *Gallus gallus domesticus*



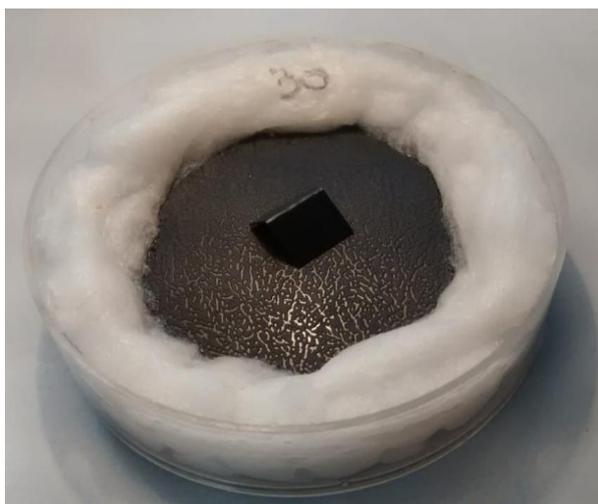
Fonte: da autora (2019)

5.2.2 Predação

O teste de predação foi realizado em arenas confeccionadas em placas de Petri de acrílico de 6 cm de diâmetro contendo um disco de algodão úmido no fundo sobreposta por um círculo de plástico preto. Nas paredes internas das placas, contornando este círculo foi disposta uma faixa de algodão umedecido para evitar a fuga dos ácaros (Figura 15). No centro

da arena, foi colocada uma estrutura em forma de “V” invertido para que servisse de refúgio ao predador. Foi liberado um espécime de *C. malaccensis* datado juntamente com 10 espécimes de *D. farinae* em cada uma das 15 unidades experimentais. O teste foi avaliado durante 10 dias onde foi realizada a contagem do número de presas consumidas e ovos postos pelo predador.

Figura15. Arenas utilizadas para o teste de predação



Fonte: da autora (2018)

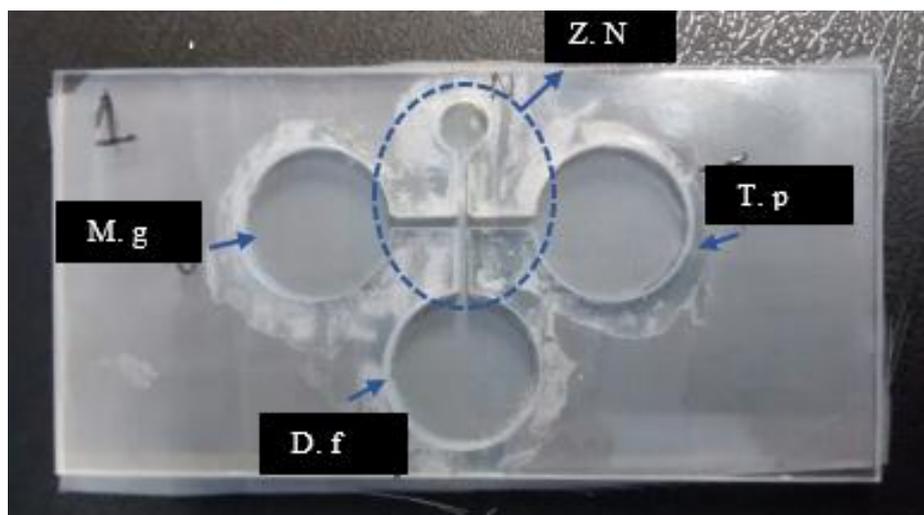
5.2.3 Pistas olfativas

O teste de pistas olfativas foi realizado em placas de acrílico de 8 cm de comprimento, 4 cm de largura e 0,5 cm de espessura contendo quatro espaços perfurados e interligados que serviram de passagem para os ácaros. A base da placa foi fechada com tecido “voal” e a superfície com uma lâmina de vidro (Figura 16). Os três espaços maiores foram isolados com algodão e em seguida liberadas 10 presas de cada espécie separadamente (*T. putrescentiae*, *M. ginglymura* e *D. farinae*).

Vinte e quatro horas após a liberação, as presas e o isolamento entre os espaços foram retirados. No menor espaço foi liberado um predador proveniente da colônia estoque datada. O espaço menor e as canaletas que interligavam os demais, foram denominados zona neutra

para este teste. O teste foi realizado com 60 repetições onde as avaliações foram realizadas à 1°, 3°, 7° e 24° hora após a liberação do predador (um espécime por arena).

Figura 16. Arena utilizada para o teste de preferência de *Cheyletus mallaccensis* sobre *Dermatophagoides farinae*, *Megninia ginglymura* e *Tyrophagos putrescentiae*. Z.N (zona neutra); M.g (*Megninia ginglymura*); D.f (*Dermatophagoides farinae*); T.p (*Tyrophagos putrescentiae*).



5.2.4 Preferência alimentar

Para este teste foram datadas 60 fêmeas de *C. malaccensis* e mantidas por 24 h sem alimento antes de iniciar o teste. Foram utilizadas unidades experimentais idênticas àquelas do teste de predação. Para cada espécime de *C. malaccensis* foram liberados 10 espécimes de cada uma das presas: *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*. A avaliação foi realizada na 1°, 3°, 7° e 24° hora após a liberação de *C. malaccensis*. Foi observada a localização do predador em relação às presas.

5.2.5 Biologia de *Cheyletus malaccensis*

Para esse teste, dez fêmeas de *C. malaccensis* datadas, retiradas das criações e mantidas separadamente na presença de machos. Destas arenas foram retirados três ovos/fêmea, totalizando 30 ovos, individualizados em unidades experimentais idênticas às do

teste de predação. As arenas foram mantidas à temperatura de 26 ± 1 °C, umidade relativa do ar de $80 \pm 5\%$ e cobertas com uma lâmina de vidro escuro para manter o ambiente com pouca luminosidade.

Nas fases imaturas (ovo, larva, protocrisálida, protoninfa, deutocrisálida, deutoninfa, teliocrisálida) as avaliações foram realizadas três vezes ao dia, às 8, 14 e 20 horas quando foi avaliado o estágio de desenvolvimento do predador. Na fase adulta, as avaliações foram realizadas diariamente às 14h, verificando-se a sobrevivência e o número de ovos/fêmea. Nesta fase as fêmeas não foram acasaladas.

5.2.6 Análise estatística dos dados

Para o teste de predação os dados foram comparados através do teste de Correlação de Pearson de significância 5 % do programa BioEstat 5.0 (AYRES et al. 2007). Os testes de preferência alimentar e pistas olfativas foram comparados a partir do teste de Friedman ao nível de significância de 5 % do programa BioEstat 5.0 (Ayres et al. 2007). Para a biologia de *C. malaccensis* os dados coletados foram comparados através do teste *t* de *student*, ao nível de significância de 5 %. Também foram realizados cálculos de tabela de vida que incluem a taxa líquida de reprodução ($R_o = \sum mx.lx$), duração média de uma geração ($T = \sum mx.lx.x / \sum mx.lx$), capacidade inata de aumentar em número ($r_m = \log R_o / T.0,4343$) e a taxa intrínseca de crescimento ($\lambda = \text{antilogr}_m$) (SILVEIRA-NETO, 1976) . A razão sexual utilizada para os cálculos da tabela de vida foi a da geração progenitora.

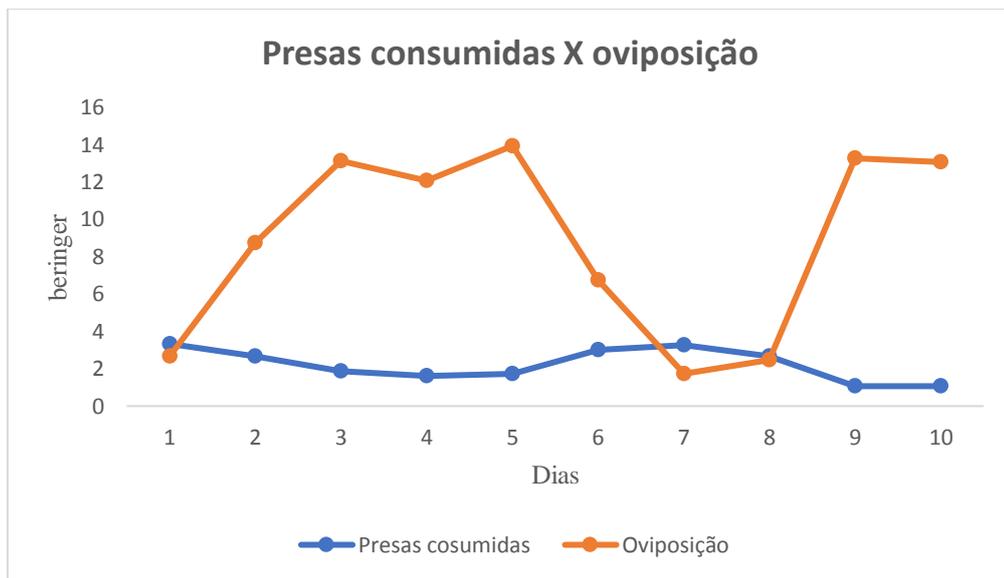
5.3 RESULTADOS

5.3.1 Predação

No teste de predação foram obtidos resultados robustos com referência ao predador *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae* (R: - 0,89; p = 0,0004) (Figura 17). Observou-se correlação negativa entre a postura e o consumo de presas. Assim, quando se observou alta

oviposição houve baixo consumo de presas e vice-versa. Entre os dias (2-5 e 9-10) houve aumento de oviposição e diminuição da predação, enquanto nos dias (6-8), ocorreu aumento de predação e diminuição significativa da oviposição.

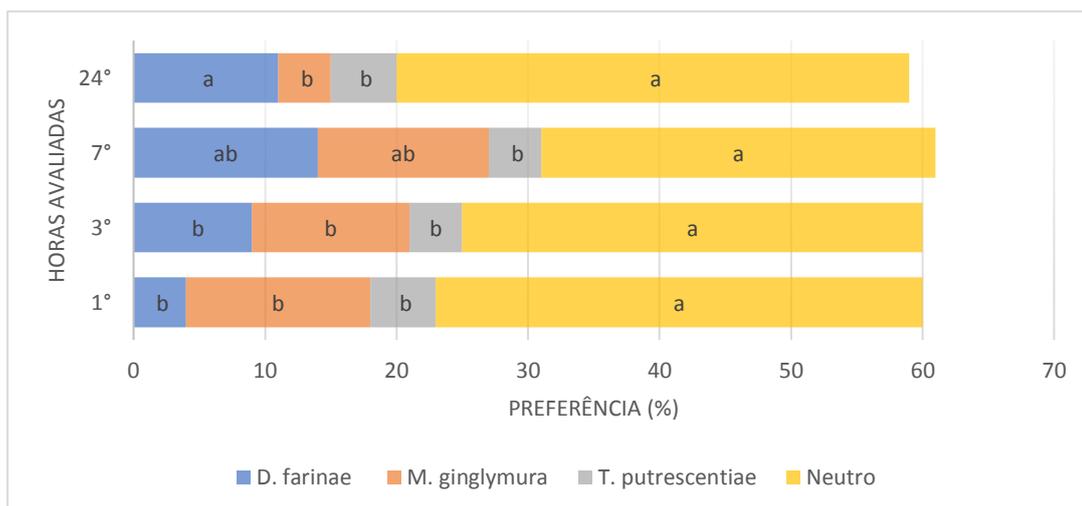
Figura 17. Média diária de presas consumidas e oviposição de *Cheyletus malaccensis* alimentando-se de *Dermatophagoides farinae* à $26 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotoperíodo em laboratório ($r=-0.89$; $p = 0.0004$).



5.3.2 Pistas olfativas

Observou-se que *C. malaccensis* não teve preferência por nenhuma das presas oferecidas na primeira e segunda hora após a liberação, sendo encontrados em sua grande maioria na zona neutra (Figura 18). Na terceira avaliação, sete horas após a liberação, observou-se preferência por *T. putrescentiae* e zona neutra. Na última avaliação, na 24ª hora, *C. malaccensis* preferiu a zona neutra e o local onde estava *D. farinae*.

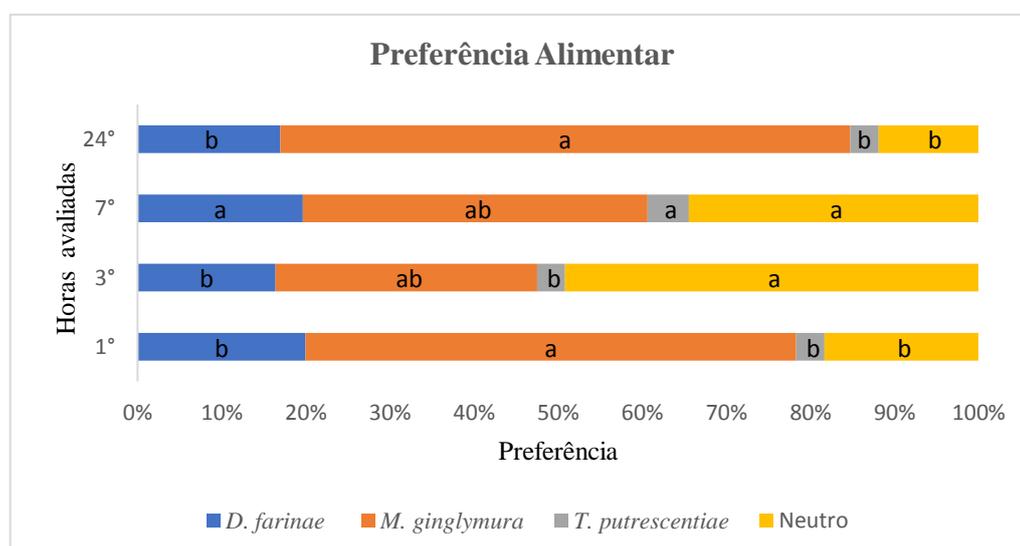
Figura 18. Preferência de *Cheyletus malaccensis* às presas *Dermatophagoides farinae*, *Megninia ginglymura* e *Tyrophagos putrescentiae*, através de pistas olfativas a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotoperíodo em laboratório. Porcentagem seguida da mesma letra não diferem entre si, representadas pelo teste de Friedman.



5.3.3 Preferência alimentar

Cheyletus malaccensis, na primeira avaliação, preferiu alimentar-se de *M. ginglymura* (Figura 19), na avaliação seguinte, na terceira hora, observou-se preferência pela zona neutra e *M. ginglymura*. Na terceira avaliação o predador não demonstrou preferência alimentar. Entretanto, na última avaliação, *C. malaccnesis* voltou a preferir *M. ginglymura* como alimento.

Figura 19. Preferência alimentar de *Cheyletus malaccensis* às presas *Dermatophagoides farinae*, *Megninia ginglymura* e *Tyrophagos putrescentiae* a 26 ± 1 °C, 80 % de umidade relativa em 12 horas de fotoperíodo em laboratório. Porcentagem seguida da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Friedman.



5.3.4 Biologia

A fase de ovo de *C. malaccensis* não diferiu estatisticamente entre fêmeas e machos. Entretanto, as fases de larva, protocrisálida, protoninfa e deutocrisálida, apresentou diferença significativa entre os sexos (Tabela 4). As fases de deutoninfa e teliocrisálida, que antecedem a fase adulta, ocorreram somente entre as fêmeas, enquanto que os machos não apresentaram estas fases, evoluindo de deutocrisálida diretamente para a fase adulta. O período de ovo-adulto dos machos foi mais longo do que fêmeas.

D. farinae demonstrou ser um alimento adequado em todas as fases do ciclo de vida de *C. malaccensis*, tanto para fêmeas quanto para machos. Isto pode ser comprovado observando a taxa de sobrevivência que foi de 100 %. Observou-se que *C. malaccensis* apresentou uma taxa de fecundidade de $146,75 \pm 0,93$ ovos/fêmea num período de $23,75 \pm 3,69$ dias, sendo a viabilidade dos ovos de 97,03 %. A fase de pré-oviposição foi de 3,26 dias, enquanto a oviposição chegou a $23,75 \pm 3,69$ dias (Figura 20). O período de pós-oviposição foi de $2,94 \pm 0,43$ dias (Tabela 5).

Neste estudo, *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae* aumentou cerca de 52,9 vezes ($R_o = 52,9$) a cada 32,38 dias ($T = 32,38$), correspondendo a um crescimento diário populacional de 13% ($\lambda = 1,13$), i.e, um produção de 0,12 fêmeas/fêmea/dia ($r_m = 0,12$). O tempo de duplicação (TD) da população é de 5,78 dias (Tabela 6).

Os autores observaram que *C. malaccensis* preferiu refúgios para oviposição, principalmente por ser locais com menor luminosidade, quando em arenas. Estes locais eram deixados pelo predador somente no momento em que havia necessidade de alimentar-se.

Tabela 4. Duração média (\pm EP) em dias e sobrevivência (%) das fases imaturas de *Cheyletus malaccensis* alimentadas com *Dermatophagoides farinae* a 26 ± 1 °C, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas em laboratório. Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem estatisticamente de acordo com o teste t de Student a 5% de significância. N - número de ácaros avaliados; Média \pm EP - erro padrão; S - sobrevivência.

	N	Ovo	Larva	Protocrisálida	Protoninfa	Deutocri-sálida	Deuto-ninfa	Teliocri-sálida	Ovo-Adulto	S%
♀	08	4,92 \pm 0,17a*	3,75 \pm 0,32a	1,58 \pm 0,07 a	2,12 \pm 0,14a	1,45 \pm 0,11 a	3,14 \pm 0,53a	1,64 \pm 0,09 a	13,67 \pm 3,07 a	100
♂	22	4,57 \pm 0,12a	3,27 \pm 0,08 b	1,41 \pm 0,04 b	2,64 \pm 0,12 b	1,74 \pm 0,08 b	-	-	18,61 \pm 3,45 b	100

Figura 20. Média diária (EP) de oviposição de *Cheyletus malaccensis* alimentando-se de *Dermatophagoides farinae* a 26 ± 1 °C, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas em laboratório.

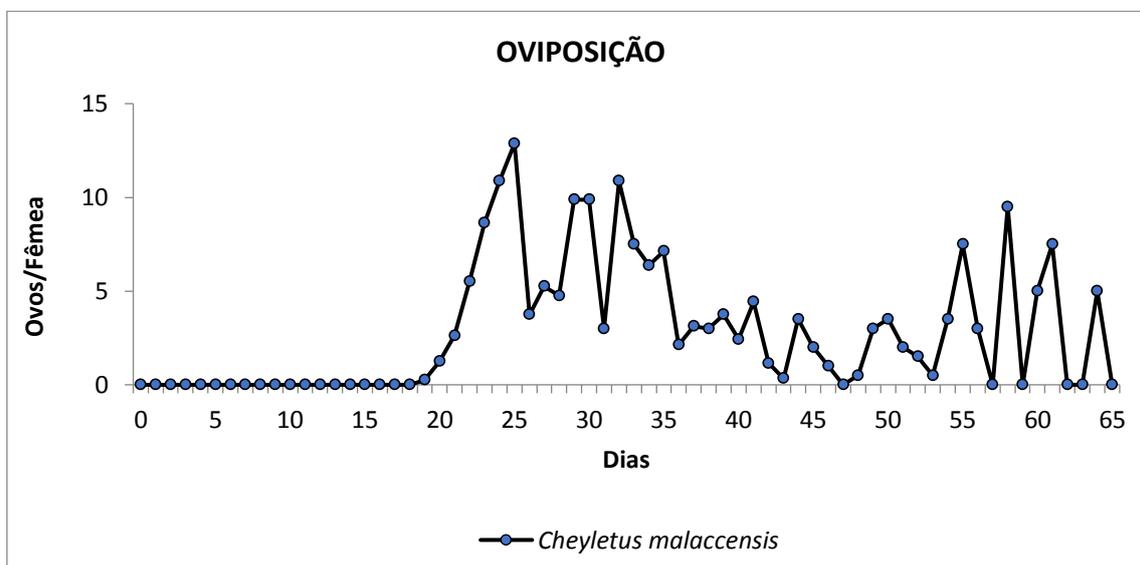


Tabela 5. Duração média (\pm EP) em dias de longevidade, pré-oviposição, período de oviposição e pós-oviposição e fecundidade (número total de ovos / fêmea) de *Cheyletus malaccensis* alimentados com *Dermatophagoides farinae* a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas no laboratório.

Parâmetros	N	<i>Cheyletus malaccensis</i>	
		♀	♂
Fecundidade	8	145,9 \pm 16,4	-
Longevidade	30	31,01 \pm 3,08b	38,49 \pm 3,46a
Pré-oviposição	8	3,26 \pm 0,33	-
Oviposição	8	23,75 \pm 3,69	-
Pós-oviposição	8	2,94 \pm 0,43	-

Tabela 6. O tempo médio de geração (T), a taxa líquida de reprodução (R_o), a capacidade inata de aumento (r_m), a taxa de aumento finito (λ) e o tempo de duplicação (TD) da alimentação de *Cheyletus malaccensis* em *Dermatophagoides farinae* à $26 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 5\%$ de UR e fotoperíodo de 12 horas.

Parâmetros	<i>Cheyletus malaccensis</i>
T	32,38
R_o	52,9
r_m	0,12
λ	1,13
TD	5,78

Tabela 7. O tempo médio de geração (T), a taxa líquida de reprodução (Ro), a capacidade inata de aumento (rm), a taxa de aumento finito (λ) e o tempo de duplicação (TD) da alimentação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae*, *M. ginglymura* e *T. putrescentiae*.

	Presas	N	Ro	rm	T	λ	TD
Presente estudo	<i>D. farinae</i>	30	52,9	0,12	32,38	1,13	5,78
Granich, 2016	<i>M. ginglymura</i>	30	135,6	0,12	41,6	1,13	5,8
Granich, 2016	<i>T. putrescentiae</i>	30	13,9	0,09	30,3	1,09	7,9

5.4 Discussão

Conhecer a bioecologia de ácaros predadores se alimentando de diferentes espécies de presas é importante para entender e aplicar estratégias de tecnologias limpas em programas de controle biológico aplicado. No teste de predação de *C. malaccensis* alimentando-se de *D. farinae* observou-se que nos dias avaliados em que o predador estava em contato com a presa, ocorreu um declínio no número de ovos. Quando o predador esteve em local de refúgio (estrutura em “V” invertido), sem a presença das presas, o número de ovos aumentou significativamente. Observou-se neste estudo que o predador tem a estratégia de ovipositar preferencialmente em refúgios. Gerson et al. (2003) através de seus estudos já haviam relatado que *C. malaccensis* tem um comportamento de permanecer em refúgios. Os Cheyletidae têm como estratégia caçar por emboscada, isto é, permanecem em local protegido, saindo apenas para a caça de presas. Este hábito foi observado no comportamento de *C. malaccensis* nesse teste.

Foi realizado o teste de pistas olfativas para compreender o comportamento de *C. malaccensis* na ausência das presas. Os resultados corroboram com os resultados do teste de predação, pois este predador não demonstrou preferência por *D. farinae*, *M. ginglymura* ou *T. putrescentiae*. Assim, na ausência de alimento ou presa preferiu permanecer no refúgio onde não havia presa ou odor da presa. Não obstante, no intuito de obter mais informações a respeito da alimentação do predador, foi realizado um teste de preferência alimentar com as presas presentes nas arenas. Neste estudo o predador preferiu *M. ginglymura* como presa. No entanto *D. farinae* pode ser considerado um alimento alternativo na ausência de *M. ginglymura*.

A biologia de *C. malaccensis* obteve novas informações referente às fases de desenvolvimento de macho e fêmea. Na incubação não ocorreu diferença entre machos e fêmeas, no entanto nas fases de larva, protocrisálida, protoninfa e deutocrisálida, houve diferença entre os estádios, onde o maior período de desenvolvimento observou-se para machos. No período ovo-adulto (maior em fêmeas) e a longevidade (maior em machos), *C. malaccensis* demonstrou diferença significativa entre fêmeas e machos obtendo sobrevivência de 100%, para ambos os sexos. Quando alimentado com *D. farinae* as fases de deutoninfa e teliocrisálida apenas foram apresentadas pelas fêmeas, enquanto os machos passaram da fase deutocrisálida diretamente para a fase adulta.

A inexistência da fase de deutoninfa para os machos já havia sido relatada por Nakada (1972). Saleh et al. (1986), comprovou através de seus estudos que o ciclo de vida de *C. malaccensis* alimentando-se de *A. ovatus* obteve as fases de desenvolvimento da fêmea constituída por ovo, larva, protoninfa e deutoninfa, enquanto nos machos as fases observadas foram de ovo, larva e protoninfa (SALEH et al., 1986). Ainda não se sabe as razões pelos quais existe essa variação nas fases de desenvolvimento em *C. malaccensis*. Possivelmente, esta estratégia esteja ligada a necessidade de o macho chegar a fase adulta mais rapidamente e com isso ter a possibilidade de fecundar maior número de fêmeas. Além disso, questões nutricionais podem estar envolvidas. Estes resultados sugerem a realização de mais estudos para compreender este evento.

Cheyletus malaccensis tem demonstrado, ao longo de diversos estudos, ser um predador com potencial para uso em programas de controle biológico aplicado. Esta espécie foi relatada por Horn et al. (2018) num levantamento realizado em granjas de galinhas poedeiras, sendo considerado o predador mais abundante associado a esse ambiente. Segundo Granich et al. (2016) a fecundidade de *C. malaccensis* alimentando-se de *M. ginglymura* teve uma taxa de $310,7 \pm 45,8$ ovos, enquanto *T. putrescentiae* foi de $32,7 \pm 4,5$. No presente estudo, o predador mostrou-se eficiente obtendo uma maior fecundidade ($145,9 \pm 16,4$ ovos/fêmea) num período de $23,75 \pm 3,69$ dias, quando alimentado de *D. farinae*. A viabilidade de ovos de *C. malaccensis* foi de 97,03 %, o que demonstra que *D. farinae* representa uma dieta nutritivamente adequada para o predador.

Dermatophagoides farinae é uma espécie carreadora de fungos para novos ambientes promove contaminações em locais com produtos armazenados e ambientes domiciliares. *C. malaccensis* demonstrou ser um inimigo natural de *D. farinae* capaz de se desenvolver e

reproduzir quando alimentado exclusivamente dessa espécie acarina. Portanto, aplicar controle biológico em domicílios, não seria uma boa alternativa, pois *C. malaccensis* ao inserir o gnatossoma na pele pode causar urticária em seres humanos (YOSHIKAWA, 1985). Assim sugere-se para os domicílios a retirada de tapetes, cortinas e demais objetos acumuladores de poeira, os quais são ambientes ideais para proliferação dos ácaros. A temperatura ótima para o desenvolvimento e oviposição de *Dermatophagoides farinae* é de 26°C (FURUMIZO, 1973). Para restringir o crescimento populacional de *D. farinae*, a umidade relativa deve ser inferior a 50% durante um período de 2 a 8 horas diárias. Isso faz com que reduza consequentemente a produção de alérgenos. No entanto, para evitar totalmente o crescimento populacional, deve-se manter uma umidade relativa inferior a 35% durante 22 horas diárias ou acima de 85% por 2 horas (ARLIAN, 1999).

Indústrias de estocagem de grãos e ração possuem um ambiente com umidade relativa em torno de 70%, enquanto a temperatura pode variar de 20 a 25°C (BOBBIO, 2001). Analisando esses parâmetros e comparando com o desenvolvimento de *D. farinae*, é possível que esses fatores determinantes favoreçam o desenvolvimento desta espécie. Para isso, a melhor e mais eficiente alternativa é a aplicação de estratégias limpas com a utilização de *C. malaccensis* para controlar esta espécie.

REFERÊNCIAS

- ADILAH, N.; FITZHARRIS, P.; CRANE J.; SIEBERS, R.W. **The effect of frequent vacuum cleaning on the house dust mite allergen.** New Zealand Medical Journal. v. 28, p. 438-439, 1997.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos.** 2 ed. Piracicaba: FEALQ, 1998.
- ARLIAN, L.; GEIS, D.; VYSZENSKI-MOHER, D.; BERNSTEIN, I.; GALLAGHER, J. **Antigenic and allergenic properties of the storage mite *Tyrophagus putrescentiae*.** Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 74, p. 166-171, 1984.
- ARLIAN, L. G.; NEAL, J. S.; VYSZENSKI-MOHER, D. L. **Reducing relative humidity to control the house dust mite *Dermatophagoides farinae*.** The Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 104, n. 4, p. 852-856, 1999.
- ARLIAN, L. G.; MORGAN, M.S.; PHD; NEAL, B.S. **Dust Mite Allergens: Ecology and Distribution.** Department of Biological Sciences, p. 401-411, 2002.
- ARLIAN, L. G.; MORGAN, M. S.; VYSZENSKI-MOHER, D. L.; SHARRA, D. **Cross-reactivity between storage and dust mites and between mites and shrimp.** Experimental and Applied Acarology, v. 47, p. 159-172, 2009.
- ARRUDA, L. K. et al. **Sensitization to *Blomia tropicalis* in patients with asthma and identification of allergen Blo t 5.** American journal of respiratory and critical care medicine, v. 155, n. 1, p. 343-350, 1997
- ARRUDA, W. **Caracterização molecular e morfofisiológica de diferentes isolados do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* e análise morfológica do processo de infecção em *Boophilus microplus*.** Tese de doutorado. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2005.

BEISSWENGER, C., HESS, C. E BALS, R. ***Aspergillus fumigatus* conidia induce interferon- β signalling in respiratory epithelial cells**, *European Respiratory Journal*, 39, pp. 411–418, 2012.

BERINGER, J. S. **Identificação de proteínas secretadas e quitinases do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae***. Dissertação de mestrado. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2011.

BIRCHARD, S. J., SHERDING, R. G. **Clínica de pequenos animais**, Manual Saunders, editora Roca, p.1406-08, 1998.

BISCHOFF, E. R.; FISCHER, A.; LIEBENBERG, B.; KNIEST, F. M. **Mite control with low temperature washing. II**. Elimination of living mites on clothing. *Clinical & Experimental Allergy*, v. 28, p. 60-65, 1998.

BOBBIO, P. A., BOBBIO O. F. **Química do Processamento de Alimentos**. Livraria varela. Ed 3. São Paulo, SP, 200

BOEIRA, S. P. **Caracterização de efeitos tóxicos decorrente da exposição aguda à micotoxina zearalenona em camundongos**. Rio Grande do Sul. Dissertação (Mestrado em Bioquímica) – Universidade Federal do Pampa, Rio Grande do Sul, 2012.

BONONI, V. L. R. (Org.). **Zigomicetos, Basidiomicetos e Deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas**. São Paulo: Instituto de Botânica, Secretaria de Estado do Meio Ambiente, 1998

BRASCH, J. **Patogenesis of tinea**. *Journal of de German Society of Dermatology*. v.8, n.10, p. 780-786, 2010.

BRONSWIJK, J. E. M. H. and SINHA, R. N. **Pyroglyphid mites (Acari) and house dust allergy**, a review. *Journal of Allergy*, 47, 31–52, 1971.

CALDERÓN, M. A.; LINNEBERG, A.; KLEINE-TEBBE, J.; DE BLAY, F.; DE ROJAS, D. H. F.; VIRCHOW, J. C.; DEMOLY, P. **Respiratory allergy caused by house dust mites: What do we really know?** *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, v. 136, p. 38-48, 2014.

CEBOLLA, R.; PEKAR, S.; HUBERT, J. **Prey range of the predatory mite *Cheyletus malaccensis* (Acari: Cheyletidae) and its efficacy in the control of seven stored-products pests**. *BioControl*, v.50, p. 1–6, 2009.

CHIRICO, J.; TAUSAN, R. **Traps containing acaricides for the control of *Dermanyssus gallinae***. *Vet. Parasitol.*, v. 110, p. 109-116, 2002.

COHEN, S. R. ***Cheyletiella Dermatitis***. A Mite Infestation of Rabbit, Cat, Dog, and Man. *Arch Dermatol*. 116:435-437, 1980.

COELHO, A.C. et al. **Isolamento de dermatófitos em animais domésticos em Vila Real, Portugal**. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, v.60, n.4, p. 1017-1020, 2008.

COLLOFF, M.J. **Dust mites**. CSIRO, Colling wood, Australia. 2009.

CHUA, K. Y.; CHEONG, N.; KUO, I. C.; LEE, B. W.; Yi, F. C.; HUANG, C. H.; LIEW, L. N.; **Protein pept lett**, 14, 325-33. 2007.

DUEK L, KAUFMAN G.; PALEVSKY E.; BERDICEVSKY. **Mites in fungal cultures**. Mycoses 44, 390-394, 2001.

ELDER, B. L.; MORGAN, M. S.; ARLIAN, L. G. **Effect of stored product mite extracts on human dermal microvascular endothelial cells**. Journal of Medical Entomology, v. 49, p. 1411-1418, 2012.

ELEWSKI, B. E. Onychomycosis: pathogenesis, diagnosis and management clinical. **Microbiology Reviews**, v.11, n.3. p.415-429, 1998.

ERBEN, A. M.; RODRIGUEZ, J. L.; MCCULLOUGH, J.; OWNBY, D. R. **Anaphylaxis after ingestion of beignets contaminated with *Dermatophagoides farinae***. Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 92, p. 846-849, 1993.

ESPOSITO, E.; AZEREDO, J.L. **Fungos: uma Introdução à Biologia, Bioquímica e Biotecnologia**. 2 ed. rev. amp. Caxias do Sul: Educs, 638p.2010.

EVANS, G. O. **Principles of acarology**. Wallingford, CAB International, 563p. 1992.

EZEQUIEL, O. S.; GAZÊTA, G. S.; AMORIM, M.; SERRA-FREIRE, N. M. **Evaluation of the acarofauna of the domiciliary ecosystem in Juiz de Fora, State of Minas Gerais, Brazil**. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, v. 96, p. 911-916, 2001.

EZEQUIEL, O. S.; GAZÊTA, G. S.; AMORIM, M.; SERRA-FREIRE, N. M. **Ácaros da família Cheyletidae (Acari: Actinedida) em ecossistema domiciliar no município de Juíz de Fora, Estado de Minas Gerais, Brasil**. Rev. Patolog. Trop., v. 37, n. 1, p.70-74, 2008.

FERNANDES, O. F. L., COSTA, T. R., COSTA, M. R., SOARES, A. J., PEREIRA A. J. S. C., SILVA, M. R. R. ***Cryptococcus neoformans* isolados de pacientes com AIDS**. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical 33:75-78, 2000.

FILIÚ, W. F. O.; WANKE B, AGUENA, S. M., VILELA, V. O.; MACEDO, R. C. L.; LAZÉRA, M. **Cativeiro de aves como fonte de *Cryptococcus neoformans* na cidade de Campo Grande, no Mato Grosso do Sul, Brasil**. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. 35:591-595, 2002.

FURUMIZO, R. T. **The Biology and Ecology of the House-dust Mite *Dermatophagoides farinae* (Hughes, 1961) (Acarina, Pyroglyphidae)**. PhD thesis, University of California, Riverside, 1973.

FLECHTMANN, Carlos H. W. et al. **A Residência Para o Alérgico** – Construção e Adaptação. Piracicaba, SP: Editora Unimep, 1998.

GERSON, U.; SMILEY, R.L. & OCHOA, R. **Mites (Acari) for Pest Control**. Oxford, Blackwell Science. 539p, 2003.

GRANICH, J.; HORN, T. B.; KÖRBES, J. H.; TOLDI, M.; SILVA, G. L.; FERLA, N. J. **Development of Cheyletus malaccensis (Acari: Cheyletidae) feeding on mite species found in commercial poultry systems: Megninia ginglymura (Acari: Analgidae) and Tyrophagus putrescentiae (Acari: Acaridae)**. Syst Appl Acarol, v. 21, n. 12, p. 1604-13, 2016.

GREEN, W. F.; NICHOLAS, N. R.; SALOME, C. M.; WOOLCOCK, A.J. **Reduction of house dust mites and mite allergens: effect of spraying carpets and blankets with Allersearch DMS, an acaricide combined with an allergen reducing agent**. Clinical & Experimental Allergy, v. 19, p. 203-207, 1989.

GUTKOSKI, L. C. **Composição química**. In: GUTKOSKI, L. C.; PEDO, I. Aveia: composição química, valor nutricional e processamento. São Paulo: Varela, p. 96, 2000.

GUIMARÃES, J. H. **Ectoparasitas e outros artrópodes importantes para a indústria avícola brasileira**. In: BERCHIERI Jr., A.; MACARI, M. Doenças das aves. Campinas: Facta, 2000. 413-422 p.

GUIMARÃES, J. H.; LEFFER, A. M. C. **Ectoparasitas e outros artrópodes importantes para a indústria avícola brasileira**. Doenças das Aves.2. ed. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, 2009.

GUIMARÃES, J.H.; TUCCI, E.C.; BARROS-BATTESTI, D.M. **Ectoparasitos de importância veterinária**. São Paulo: Plêiade/Fapesp, 218p. 2001.

HORN, T. B.; GRANICH, J.; KORBES, J. H., SILVA, G. L.; FERLA, N. J. **Mite fauna (Acari) associated with the poultry industry in different laying hen management systems in Southern Brazil: a species key**. Acarologia p. 140-158, 2018.

ISMAN, M. B. **Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world**. Annu, Rev. Entomol 51:45-66, 2006.

JAY, James. M. **Micotoxinas**. In. Microbiologia de alimentos. 6° Ed, Porto Alegre: Artmed, p.711, 2005.

JIANG, Z., WANG, Y., JIANG, Y., Xu, Y. e MENG, B. **Vertebral osteomyelitis and epidural abscess due to Aspergillus nidulans resulting in spinal cord compression: Case report and literature review**, Journal of International Medical Research, 41(2), pp.502–510, 2013.

JOHANSSON S. G; BIEBER; T, DAHL R, FRIEDMANN P. S; Lanier B. Q, Lockey R. F, et al. **Revised nomenclature for allergy for global use: Report of the Nomenclature Review**

Committee of the World Allergy Organization, October 2003. J Allergy Clin Immunol. 113: 832-6, 2004.

KEMPKEN, F.; ROHLFS, M. **Fungal secondary metabolite biosynthesis** – a chemical defence strategy against antagonistic animals. Revista Fungal Ecology, v. 3, n. 3, p. 107-114, 2010.

KERN RA: **Dust sensitization in bronchial asthma**. Med Clin North Am. p. 5:751, 1921.

KIM, E. H.; KIM, H. K.; AHN, Y. J. **Acaricidal activity of clove bud oil compounds against *Dermatophagoides pteronyssinus* and *Dermatophagoides farinae* (Acari: Pyroglyphidae)** Journal of Agricultural and Food Chemistry, v. 51, p. 885-889, 2003.

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***. Exp. Appl. Acarol., v. 48, p. 63-80, 2009.

LIAO, E.-C.; HO, C. M.; LIN, M. Y.; TSAI, J. J. ***Dermatophagoides pteronyssinus* and *Tyrophagus putrescentiae* Allergy in Allergic Rhinitis Caused by Cross-reactivity Not Dual-Sensitization**. Journal of Clinical Immunology, v. 30, p. 830-839, 2010.

LIAO, E.; HO, C., YIN, S.; TSAI, J. **Immune Responses to *Tyrophagus putrescentiae*-Induced Airway Inflammation in Mice**. Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology, v. 23, p. 20-29, 2013a.

LIAO, E. C.; LIN, Y. H.; CHIU, C. L.; LIN, T. C.; TSAI, J. J. **Identification of allergenic component Tyr p 8 from *Tyrophagus putrescentiae* and cross-reactivity with Derp 8**. Clinical and Vaccine Immunology, v. 20, p. 506-512, 2013b.

MARGULIS, L.; SCHWARTZ, K. V. **Cinco Reinos: um guia ilustrado dos filós da vida na Terra**. 3ª ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p. 497, 2009.

MARTINS, J. E. C., Melo, N. T. e Heins-Vaccari, E. M. (2005). **Atlas de Microbiologia Médica**. Copyright, Editora Manole Ltda, pp. 39-45.
Mehl,

MCDONALD, L.G.; TOVEY, E. **The effectiveness of benzyl benzoate and some essential plant oils as laundry additives for killing house dust mites**. Journal of Allergy and Clinical Immunology, v.92, p. 771-772, 1993.

MITCHELL, E. B.; WILKINS, S., MCCALLUM, J.; PLATT-MILLS, T. A. **Reduction of house dust mites allergen in the home**. Uses of the acaricides. Clin Allergy, v. 15, p. 235-240, 1985.

MIYAMOTO, T.; OSHIMA, S.; ISHIZAKI, T.; SATO, S. **Allergenic identity between the common floor mite (*Dermatophagoides farinae*) (Hughes, 1961) and house dust as a causative antigen in bronchial asthma**. Journal of Allergy, v. 42, p. 14-28, 1968.

MIYAZAKI, Y.; YATAGAI, M.; TAKAOKA, M. **Effect of essential oils on the activity of house dust mites.** Japanese Journal of Biometeorology. v. 26, p. 105-108, 1989.

MORAES, G.J. de; FLECHTMANN, C.H.W. **Manual de Acarologia:** Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos Editora, p. 308, 2008.

MUNIR, A. K. et al. **Mite allergens in relation to home conditions and sensitization of asthmatic children from three climatic regions.** Allergy, v. 50, p.55-64, 1995.

MURRAY, P. R., ROSSENTHAL, K. S. e PFALLER, M. A. **Microbiologia: Médica,** 5ª edição, Elsevier Editora Ltda, p. 770-773, 2006.

MURRAY, P. R.; ROSENTHAL, K. S.; PFALLER, M. A. **Medical microbiology.** Elsevier Health Sciences, 2015.

NAEGELE, A. **Fungal food choices of Dermatophagoides farinae affect indoor fungi selection and dispersal.** International Journal of environmental health research, 2012.

NAVARRO, J. M.; MEZA, D. L. M.; BERMÚDEZ, D.M. **Identificación de ácaros del polvo casero en colchones y almohadas de niños alérgicos de Santa Marta, Colombia.** Duazary. v. 5, p. 24-31, 2008.

NAKADA, E. **Studies on the cheyletid mites** Part 1. Observations on the life history of *Cheyletus* spp. - Annual Rept. Tokyo Metrop. Res. Lab. Public. Health, 23: 315-318, 1972.

NESVORNA, M.; GABRIELOVA, L.; Hubert J. **Suitability of a range of *Fusarium* species to sustain populations of three stored product mite species (Acari: Astigmata).** J Stored Prod Res, p.37-45, 2012.

NISHIOKA, K.; YASUEDA, H., SAITO, H. **Preventive effect of bedding encasement with micro fine fibers on mite sensitization.** Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 101, p. 28-32, 1998.

NOH, M. Y. MUTHUKRISHNAN, S.; KRAMER, K. J.; e ARAKANE, Y. **Cuticle formation and pigmentation in beetles.** Current Opinion in Insect Science, v. 17, n. 5, p. 1-9, 2016.

NUÑEZ, N. K.; DA CUNHA, A. A.; DOS SANTOS DUTRA, M.; BARBOSA, G. L.; MORASSUTTI, A. L.; DE SOUZA, R. G.; VARGAS, M.H.M.; ANTUNES, G.L.; SILVEIRA, J.S.; SILVA, G.L.; PITREZ, P. M. **Acute and chronic exposure to *Tyrophagus putrescentiae* induces allergic pulmonary response in a murine model.** Asia Pacific Allergy, v. 6, p. 48-55, 2016.

O'CONNELL, E. **The burden of atopy and asthma in children.** Allergy, v. 59, p. 7-11, 2004.

PARK K. J.; ANTÔNIO G. C. Análise de materiais biológicos. Campinas. Faculdade de Engenharia Agrícola. Unicamp, 2006.

PARRA, J. R. P. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. Editora Manole Ltda, 2002.

PASAY, C.; MOUNSEY, K.; STEVENSON, G.; DAVIS, R.; ARLIAN, L.; MORGAN, M.; VYSZENSKI-MOHER, D.; ANDREWS, K.; MCCARTHY, J. **Acaricidal Activity of Eugenol Based Compounds against Scabies Mites**. PLoS ONE, v. 5, p. e12079, 2010.

PEKÁR, S. & HUBERT, J. **Assessing biological control of *Acarus siro* by *Cheyletus malaccensis* under laboratory conditions**: Effects of temperatures and prey density. *Journal of Stored Products Research*, v.44, p. 335-340, 2008.

PLATTS-MILLS T.A. indoor allergens. em: FRANKLIN A. , JR., MD, JOHN W. YUNGINGER, MD, WILLIAM W. BUSSE, MD, BRUCE S. BOCHNER, MD, STEPHEN T. HOLGATE, MD. DSC, FRCP, FRCPE AND F. ESTELLE R. SIMONS, MD, PFCPC, editores. **Middletons Allergy Principles and Practice**. 6th Edition. New York: Mosby, p. 465-78, 2003.

POSTHUMUS, J.; BORISH, L. **A 71-year-old man with anaphylaxis after eating grits**. *Allergy & Asthma Proceedings*, v. 33, p. 1110-113, 2012.

PROCTOR, H.; OWENS, I. **Mites and birds**: diversity, parasitism and coevolution. *Trends in Ecology and Evolution*, v. 15, p. 358-364, 2000.

REMBOLD, H. **Control of the house dust mite, *Dermatophagoides farinae*, by neem seed extract**. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, v. 115, p. S131, 2005.

RENKER, C.; OTTO, P.; SCHNEIDER, K.; ZIMDARS, B.; MARAUN, M.; BUSCOT, F. **Oribatid mites as potential vectors for soil microfungi**: study of mite-associated fungal species. *Microb Ecol*. 50: 518–528, 2005.

ROETS, F.; WINGFIELD, M. J.; WINGFIELD, B. D.; DREYER, L. L. **Mites are the most common vectors of the fungus *Gondwana myces proteae* in *Proteain* fructescences**. *FungalBiology*, v 115, p.343-350. 2011.

RONCADA, C.; DE OLIVEIRA, S. G.; CIDADE, S. F.; SARRIA, E. E.; MATTIELLO, R.; OJEDA, B. S.; DOS SANTOS, B. R.; GUSTAVO ADA, S.; PINTO, L. A.; JONES, M. H.; STEIN, R. T.; PITREZ, P. M. **Burden of asthma among inner-city children from Southern Brazil**. *Journal of Asthma*, v.53, p. 498-504, 2016.

RUPOLLO, G.; GUTKOSKI, L. C., MARTINS, I. R., ELIAS, M. C. **EFEITO DA UMIDADE E DO PERÍODO DE ARMAZENAMENTO HERMÉTICO RUPOLLO, G. et al. NA CONTAMINAÇÃO NATURAL POR FUNGOS E A PRODUÇÃO DE MICOTOXINAS EM GRÃOS DE AVEIA**. *Ciênc. agrotec.*, Lavras, v. 30, n. 1, p. 118-125, 2006.

SÁNCHEZ-BORGES, M. **Dust mite ingestion-associated, exercise-induced anaphylaxis.** Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 120, n. 3, p. 714, 2007.

SERRAVALLE, K.; MEDEIROS, J. M. House dust mites in the city of Salvador-BA. Revista Brasileira de Alergia e Imunopatologia, v. 22, p. 19-24, 1998.

SALEH, S. M; EL-HELALY, M. S; EL-GAYAR, F. H. **Life history of the predatory mite *Cheyletus malaccensis* (Oudemans).** Acarologia Open Science in Acarology. p. 39-42, 1986.

SILVA, M. Z.; OLIVEIRA, C. A. L. **Seletividade de alguns agrotóxicos em uso na citricultura ao ácaro predador *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae).** Revista Brasileira de Fruticultura, v. 28, p. 205-208, 2006.

SIMONS, F. E. R. **Allergic rhinobronchitis: the asthma–allergic rhinitis.** Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 104, p. 534-540, 1999.

SPARAGANO, O.; PAVLITEVIT, A.; MURANO, T.; CAMARDA, A.; SAHIBI, H.; KILPINEN, O.; MUL, M.; EMOUS, R. V.; BOUQUIN, S.; HOEL, K.; CAWERO, M. A. **Prevalence and key figures for the poultry red mite *Dermanyssus gallinae* infections in poultry farm systems.** Exp. Appl. Acarol., 48: 3-10, 2009.

SPIEWAK, R. **Zoophilic and geophilic fungi as a cause of skin disease in farmers.** Annals of Agricultural and Environmental Medicine, v.5, n.2, p.97-102, 1998.

SWEENWEY, M. J.; DOBSON, A. D. W. **Mycotoxin production by *Aspergillus*, *Fusarium* and *Penicillium* species.** International Journal of Food Microbiology, Amsterdam, v. 43, p. 141-158, 1998.

TAKAHASHI, K.; TANIGUCHI M.; FUKUTOMI, Y.; SEKIYA, K.; WATAI, K.; MITSUI, C.; TANIMOTO, H.; OSHIKATA, C.; TSUBURAI, T.; TSURIKISAWA, N.; MINOGUCHI, K.; NAKAJIMA, H.; AKIYAMA, K. **Oral mite anaphylaxis caused by mite-contaminated okonomiyaki/ pancake-mix in Japan: 8 case reports and a review of 28 reported cases.** Allergology international: official journal of the Japanese Society of Allergology, v. 63, p. 51-56, 2014.

TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. E. M.; FAION, M. **Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae).** Arquivos do Instituto Biológico, v. 69, p.77-84, 2002.

TEIXIDÓ, N.; USALL, J.; PALOU, L.; ASENSIO, A.; NUNES, C.; VIÑAS, I. **Improving control of green and blue molds of oranges by combining *Pantoea agglomerans* (CPA-2) and sodium bicarbonate.** European Journal of Plant Pathology, Dordrecht, v. 107, n. 7, p. 685-694, 2001.

TOLDI, M.; SILVA, G. L.; FERLA, N. J. **Life cycle of the predatory mite *Cheyletus malaccensis* (Acari: Cheyletidae) fed on Poultry Red Mite *Dermanyssus gallinae* (Acari: Dermanyssidae).** Systematic and applied acarology, v. 22, p. 1422-1430, 2017.

TOVEY, E.; MCDONALD, L. G. **A simple washing procedure with eucalyptus oil for controlling house dust mites and their allergens in clothing and bedding.** Journal of Allergy and Clinical Immunology, v. 100, p. 464-466, 1997.

TUCCI, E. C.; GUASTALI, E. A. L.; REBOUÇAS, M. M.; MENDES, M. C.; GAMA, N. M. S. Q. **Infestação por *Megninia* spp. em criação industrial de aves produtoras de ovos para consumo.** Arq. Inst. Biológico, v. 72, n. 1, p.121-124, 2005.

VAN BRONSWIJK, J.; DE COCK, A.; OSHIMA, S. **The genus *Blomia*Oudemans (Acari: Glycyphagidae) I. description of *Blomia tropicalis* sp. n. from house dust in tropical and sub-tropical regions.** Acarologia,v. 15, p. 477-489,1973.

VAN HAGE-HAMSTEN, M.; JOHANSSON, E. **Clinical and immunologic aspects of storage mite allergy.** Allergy, v. 53, p. 49-53, 1998.

VOORHORST, R.; SPIEKSMAN, F.T.M.; VAREKAMP, H. **House-dust atopy and the house-dust mite *Dermatophagoides pteronyssinus* (Trouessart 1897).** Stafleu Scientific Publishing, Leiden, 1969.

YOSHIKAWA M. **Skin lesions of papular urticaria induced experimentally by *Cheyletus malaccensis* and *Chelacaropsis* sp. (Acari: Cheyletidae).** J Med Entomol, 22: 115-117, 1985.

YU, S. J.; LIAO, E. C.; TSAI, J. J. **House dust mite allergy: environment valuation and disease prevention.** Asia Pacific Allergy, v. 4, p. 241-252, 2014.

WEITZMAN, L.; SUMMERBELL, R. C. **The dermatophytes.** Clinical Microbiology Review, v. 8, n.2, p.240 – 259. 1995.