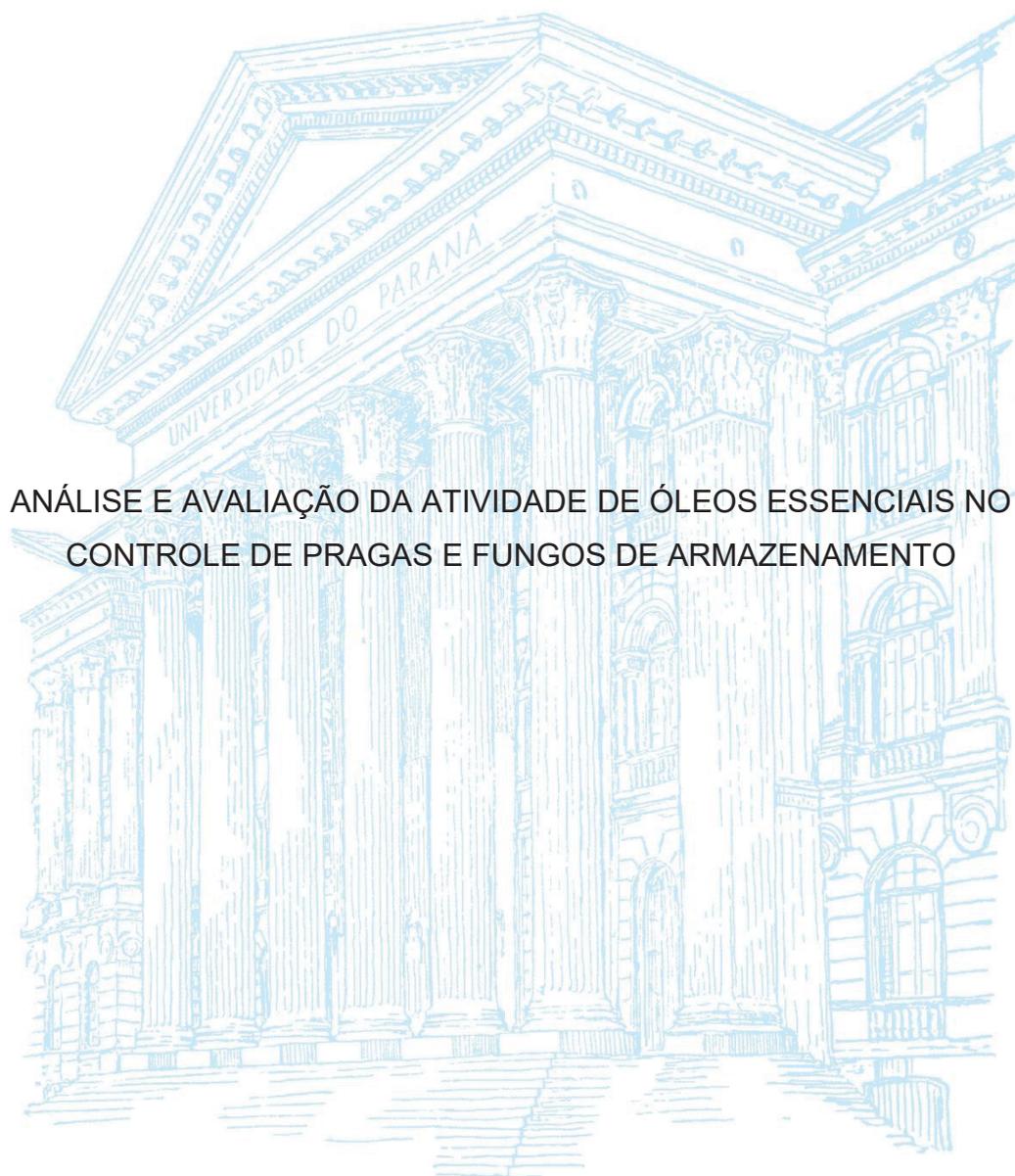


UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

RUBENS CÂNDIDO ZIMMERMANN



ANÁLISE E AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE DE ÓLEOS ESSENCIAIS NO
CONTROLE DE PRAGAS E FUNGOS DE ARMAZENAMENTO

CURITIBA

2020

RUBENS CÂNDIDO ZIMMERMANN

ANÁLISE E AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE DE ÓLEOS ESSENCIAIS NO
CONTROLE DE PRAGAS E FUNGOS DE ARMAZENAMENTO

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências, Programa de Pós Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná.

Orientador: Profa. Dra. Maria Aparecida Cassilha Zawadneak

Co-orientadoras: Dra. Alessandra Benatto
Dra. Carolina Gracia Poitevin

CURITIBA

2020

Zimmermann, Rubens Cândido

Análise e avaliação da atividade de óleos essenciais no controle de pragas e fungos de armazenamento. / Rubens Cândido Zimmermann. - Curitiba, 2020.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Produção Vegetal.

Orientadora: Maria Aparecida Cassilha Zawadneak.

Coorientadoras: Alessandra Benatto; Carolina Gracia Poitevin.

1. Óleos essenciais. 2. Controle de pragas. 3. Fungos - Controle. 4. Pesticidas naturais - Composição. 5. Plantas pesticidas I. Zawadneak, Maria Aparecida Cassilha. II. Benatto, Alessandra. III. Poitevin, Carolina Gracia. IV. Título. V. Universidade Federal do Paraná.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO SETOR DE
CIÊNCIAS AGRARIAS UNIVERSIDADE
FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO AGRONOMIA
(PRODUÇÃO VEGETAL) - 40001016031P6

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em AGRONOMIA (PRODUÇÃO VEGETAL) da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da Dissertação de Mestrado de **RUBENS CANDIDO ZIMMERMANN** intitulada: **ANÁLISE E AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE DE ÓLEOS ESSENCIAIS NO CONTROLE DE PRAGAS E FUNGOS DE ARMAZENAMENTO**, sob orientação da Profa. Dra. **MARIA APARECIDA CASSILHA ZAWADNEAK**, que após terem inquirido o aluno e realizada a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa. A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação. CURITIBA, 28 de Fevereiro de 2020.

MARIA APARECIDA CASSILHA ZAWADNEAK

Presidente da Banca Examinadora (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

WANDERLEI DO AMARAL

Avaliador Externo (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

IDA CHAPAVAL PIMENTEL

Avaliador Externo (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

AMANDA CHAABAN

Avaliador Externo (INSTITUTO FEDERAL CATARINENSE)

Ao meu pai e minha avó

Rubens Zimmermann e Celina Andrade Cândido *in memoriam*

DEDICO

AGRADECIMENTOS

- À minha mãe, Maria Leuda Cândido Zimmermann, e ao meu irmão, Renato Cândido Zimmermann, por toda paciência, compreensão, apoio, carinho, amor e por acreditarem no meu potencial. Essa conquista não é somente minha, ela é nossa;

- À Rafael Lucio Petronzelli e família, pelo apoio e carinho durante os períodos mais difíceis, e sobretudo pelos cuidados com a minha cachorra nos momentos em que precisei;

- À Williams Mota da Silva, pelas palavras de sabedoria, carinho, compreensão e principalmente paciência com meus momentos de desespero;

- Aos meus melhores amigos, Camila Andrade Vasconcelos, Camilla Moura Aguiar, Alexandre Paiva e Thiago Fraiha, pelo apoio, suporte emocional, e principalmente pelo amor incondicional durante esse período;

- À minha orientadora e amiga, professora Dra. Maria Aparecida Cassilha Zawadneak, pela confiança, ensinamentos e compreensão;

- À minhas amigas e co-orientadoras, Alessandra Benatto e Carolina Gracia Poitevin pela ajuda no planejamento e execução dos experimentos;

- Ao professor Carlos Eduardo Nogueira Martins do Instituto Federal Catarinense – Campus Araquari, pela ajuda nas análises estatísticas, minha eterna gratidão;

- À Wanderlei do Amaral, e a parceria com Rede de Bioprospecção e Inovação da Floresta Atlântica (REBIFLORA), pela ajuda na coleta do material para a realização dos experimentos;

- Aos meus estagiários, Caio Aragão, Pedro Araújo e Marina Mickosz, sem a ajuda de vocês esse trabalho teria sido muito mais difícil;

- Aos meus colegas do Laboratório de Entomologia Agrícola Prof Angelo Moreira da Costa Lima, em especial aos meus “amigos-irmãos”, Adélia Bischoff, Rayne Baena e Jason Furuie, pelo apoio e momentos de alegria proporcionados durante o mestrado;

- Aos meus amigos de Fortaleza e Florianópolis pela compreensão dessa fase difícil;

- Ao técnico Roger Cipriano e Maira Tomazzoli pela ajuda nas análises dos óleos essenciais;

- Aos professores do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Produção Vegetal e aos professores da minha graduação, pelos ensinamentos, aprendizagem e conselhos.

- À CAPES pela concessão da bolsa de estudos;

- Aos todos que direta ou indiretamente contribuíram para que esse trabalho fosse realizado;

- A mim mesmo, por insistir nos meus sonhos e desejos.

“Todo mundo quer mudar o mundo,
mas ninguém realmente quer tentar.”

Gerard Way

RESUMO GERAL

O milho e o trigo estão entre os cereais mais produzidos e consumidos a nível mundial. Apesar da elevada produtividade, as perdas no armazenamento são significativas e ocasionam grandes prejuízos econômicos. O uso de agrotóxicos sintéticos constitui o principal método empregado para o controle de pragas e doenças de armazenamento. Porém, a utilização intensiva e indiscriminada desses produtos ocasionou no surgimento de populações de insetos e cepas de fungos resistentes a essas moléculas. Nesse contexto, uma possível alternativa aos agrotóxicos sintéticos são os óleos essenciais (OEs), que possuem substâncias com potencial biocida. Dessa forma, no capítulo 02 da presente dissertação avaliamos o efeito inseticida dos OEs de *Baccharis uncinella* DC, *Baccharis dracunculifolia*, *Melaleuca alternifolia*, *Mentha arvensis*, *Salvia officinalis* e *Tagetes minuta* contra *Sitophilus zeamais* e *Sitophilus oryzae*. No capítulo 03 avaliamos a atividade fungicida dos OEs de *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *Cymbopogon nardus*, *M. alternifolia*, *M. arvensis* e *S. officinalis* no controle de *Aspergillus niger*, *Aspergillus nomius*, *Aspergillus flavus* e *Fusarium graminearum* em condições *in vitro*. Foi realizada análise da composição química dos OEs pelo método de cromatografia gasosa. No capítulo 02 foi feita a seleção dos OEs com ação inseticida contra *S. oryzae* e *S. zeamais* através do método de fumigação. O potencial de toxicidade dos OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* no controle dos gorgulhos foi avaliado pelos métodos de fumigação e contato. O tempo letal e o tempo médio de sobrevivência dos gorgulhos submetidos aos OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* foram avaliados pelo método de fumigação. No capítulo 03, os OEs foram avaliados por contato e volatilização para seleção do método mais eficaz e dos OEs com maior potencial fungicida. Os OEs com melhores resultados fungicidas foram avaliados pelo método de contato, para estimativa da concentração inibitória mínima e da concentração inibitória. No capítulo 02 e 03 os compostos químicos dos OEs foram identificados e quantificados. No capítulo 02, apenas os OE de *T. minuta* e de *M. arvensis* apresentaram atividade inseticida. O método de fumigação foi mais eficaz que o método por contato para ambos os OEs contra as duas espécies de gorgulhos. O OE de *M. arvensis* apresentou maior toxicidade e menor tempo letal que o OE de *T. minuta* para *S. oryzae* e *S. zeamais*. O tempo médio de sobrevivência dos gorgulhos foi superior quando submetidos ao OE de *T. minuta*. No capítulo 03, o método de contato foi mais eficaz que o método por volatilização para todos os OEs testados, para todos os isolados. Apenas os OEs de *M. alternifolia* e *C. nardus* apresentaram atividade fungicida satisfatória contra os isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum*. O OE de *C. nardus* apresentou efeito fungicida maior que o OE de *M. alternifolia* para todos os isolados. Os OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* possuem efeito inseticida contra pragas de armazenamento, e os OEs de *C. nardus* e *M. alternifolia* possuem efeito fungicida contra fungos de armazenamento, e podendo ser uma alternativa aos agrotóxicos sintéticos.

Palavras-chave: Composição química. Biopesticidas. Inseticidas botânicos. Fungicidas botânicos. Controle alternativo.

GENERAL ABSTRACT

Corn and wheat are among the most cereals produced and consumed worldwide, and Brazil is the one of the largest grains producers in the world. Despite the high productivity, losses in storage are significant and cause major economic losses, especially for essentially agricultural countries. The use of synthetic insecticides and fungicides are the primary method used for pest and diseases control in storage conditions. However, the intensive and indiscriminate use of these products has resulted in the emergence of strains resistant to these molecules. In this context, an alternative is the use of essential oils (EOs) derived from medicinal, herbs and spices plants. The EOs have substances with biocidal potential and can be substituted for synthetic pesticides. Thus, in chapter 01 of this dissertation we evaluate the insecticide effect of EOs of *Baccharis uncinella* De Candolle, *Baccharis dracunculifolia* De Candolle, *Melaleuca alternifolia* Cheel, *Mentha arvensis* Linnaeus, *Salvia officinalis* Linnaeus and *Tagetes minuta* Linnaeus, in control of *Sitophilus zeamais* and *Sitophilus oryzae*. The analysis of the chemical composition of the OEs was performed using the gas chromatography method. The selection of EOs with insecticidal action against *S. oryzae* and *S. zeamais* was carried out by fumigation method. The potential toxicity of EOs *T. minuta* and *M. arvensis* was evaluated by fumigation and contact. The lethal time and the mean survival time of EOs *T. minuta* and *M. arvensis* were evaluated by fumigation method, against *S. oryzae* and *S. zeamais*. In chapter 02, we evaluate the fungicidal activity of the EOs of *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *Cymbopogon nardus* Linnaeus, *M. alternifolia*, *M. arvensis* and *S. officinalis* in the control of *Aspergillus niger*, *Aspergillus nomius*, *Aspergillus flavus* and *Fusarium graminearum* in the in vitro conditions. The Analysis of the chemical composition of the OEs was carried out to identify and quantify the compounds present in the EOs. The EOs were evaluated by contact and volatilization for selecting the most effective method and SOs with the greatest potential fungicide. The EOs with the best fungicidal results were evaluated by the contact method to estimate the minimum inhibitory concentration and inhibitory concentration. In chapter 01, the major compounds of OEs were identified and quantified. Only the EOs of *T. minuta* and *M. arvensis* showed insecticidal activity. The method of fumigation was more effective than the method of contact for both EOs against two species of weevils. The EO of *M. arvensis* showed higher toxicity and less lethal time than the EO of *T. minuta* against *S. oryzae* and *S. zeamais*. The median survival time of weevils was higher when subjected to the of EO of *T. minuta*. In chapter 02, the major compounds of OEs were identified and quantified. The contact method was more effective than the method by volatilization for all tested EOs for all isolates. Only the EOs of *M. alternifolia* and *C. nardus* showed satisfactory fungicidal activity against isolates of *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* and *F. graminearum*. The EO of *C. nardus* showed fungicidal effect higher than EO of *M. alternifolia* against all the isolates. The OEs of *T. minuta* and *M. arvensis* have an insecticidal effect against storage pests, and *C. nardus* and *M. alternifolia* OEs have a fungicidal effect against storage fungi, can be used as alternative substances to synthetic pesticides.

Key words: Chemical composition. Biopesticides. Botanical insecticides.
Botanical fungicides. Alternative control.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Produção mundial de milho e trigo, em toneladas. Fonte: FAO, 2017.
..... 23
- Figura 2. Produção de milho e trigo, em toneladas, no Brasil. Fonte: FAO, 2017.
..... 24
- Figura 3. Ciclo de vida do gorgulho do milho (*S. zeamais*). Fonte: Santos (1981)
..... 27
-
- Figura 1. Mortalidade (média ± desvio padrão) de *S. oryzae* e *S. zeamais* após 48 h de exposição via fumigação 100 µL/L de ar dos OEs de *T. minuta*, *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis* e *M. alternifolia*. Acetona e Pirimifos-metilico foram usados como controle negativo e positivo, respectivamente. Colunas com a mesma letra estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 2,0 \times 10^{-16}$)..... 64
- Figura 2. Curva de sobrevivência (horas) pelo Teste de Kaplan-Meier, de *Sitophilus oryzae* e *Sitophilus zeamais* expostos a CL₉₀ dos OEs de *Mentha arvensis* e *Tagetes minuta*. Pirimifos-metilico foi utilizado como controle positivo. 67
-
- Figura 1. Inibição por contato (média ± desvio padrão), após 48 h, dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* submetidos ao efeito dos OEs de *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis*, *M. alternifolia* e *C. nardus*. Meio de cultura RPMI 1640 e Tiofanato-metílico foram usados como controle negativo e positivo, respectivamente. Colunas com a mesma letra, para cada isolado, estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 0,0001$)..... 104
- Figura 2. Inibição por volatilização (média ± desvio padrão) dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* submetidos ao efeito dos OEs de *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis*, *M. alternifolia* e *C. nardus*, após 7 dias de incubação. Água destilada esterilizada foi utilizada como controle negativo. Colunas com a mesma letra, para cada isolado, estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 0,0001$). 105

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae por GC/FID e GC/MS.....	60
Tabela 2. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.	62
Tabela 3. Toxicidade dos OE de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> , pelo método de fumigação e contato com papel filtro, contra adultos de <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> após 48 h de exposição.	65
Tabela 4. Tempo letal dos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> , e de Pirimifos-metilico para causar mortalidade de 50% em <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	66
Tabela 5. Tempo médio de sobrevivência de <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> submetidos aos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> , e ao inseticida sintético Pirimifos-metilico	67
Tabela 1. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae e Poaceae por GC/FID e GC/MS.....	100
Tabela 2. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.....	102
Tabela 3. Concentração inibitória mínima (CIM) e concentração inibitória (CI50) dos OE de <i>Melaleuca alternifolia</i> e <i>Cymbopogon nardus</i> , pelo método de contato, contra adultos isolados de <i>Aspergillus niger</i> , <i>Aspergillus nomius</i> , <i>Aspergillus flavus</i> e <i>Fusarium graminearum</i> após 48 h de exposição.	106

LISTA DE SIGLAS

BDA = Ágar Batata Dextrose

BOD = *Biochemical Orxygen Demand*

CIM = Concentração Inibitória Mínima

CI = Concentração Inibitória

CL = Concentração Letal

FAO = *Food and Agriculture Organization of the United Nations*

GC/MS = Cromatografo gasoso acoplado ao detector de massas

GC/FID = Cromatografo gasoso acoplado ao detector FID

IRcal = Índice de Retenção calculado

IRlit = Índice de Retenção da literatura

MIP = Manejo Integrado de Pragas

ND = Não Determinado

OEs = Óleos Essenciais

SNA = Ágar Nutriente Sintético

TL = Tempo Letal

TMS = Tempo Médio de Sobrevivência

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	177
REFERÊNCIAS	19
CAPÍTULO 01 – REVISÃO DE LITERATURA.....	5122
1. Produção de grãos armazenados	22
1.1 Importância do milho e do trigo	22
1.2 Perdas na pós-colheita	24
2. Pragas e patógenos de armazenamento.....	26
2.1 Insetos de armazenamento.....	26
2.2 Fungos de armazenamento	28
3. Métodos de controle.....	30
3.1 Inseticidas e fungicidas sintéticos	30
3.2 Uso de inseticidas e fungicidas sintéticos e seus impactos.....	31
4. Inseticidas e fungicidas botânicos.....	33
4.1 Plantas bioativas.....	33
4.2 Óleos essenciais.....	34
REFERÊNCIAS	37
CAPÍTULO 02 – ATIVIDADE INSETICIDA E TOXICIDADE DE ÓLEOS ESSENCIAIS CONTRA DOIS INSETOS DE PRODUTOS ARMAZENADOS	51
RESUMO	51
1. Introdução	52
2. Material e Métodos	54
2.1 Criação de <i>S. zeamais</i> e <i>S. oryzae</i>	54
2.2 Obtenção dos óleos essenciais.....	55
2.3 Identificação da composição química dos óleos	55
2.4 Bioensaios.....	56
2.4.1 Seleção dos OEs com atividade inseticida contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	56
2.4.2 Potencial inseticida do OEs de <i>T. minuta</i> e <i>M. arvensis</i> contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	57
2.4.3 Tempo letal (TL) de ação dos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	58
2.4.4. Tempo médio de sobrevivência (TMS) de <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> submetidos aos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i>	58
2.5 Análise estatística	59
3. Resultados	59
3.1 Composição química dos OEs	59
3.2 Seleção dos OEs com atividade inseticida contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	63

3.3 Potencial inseticida dos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	65
3.4 Tempo letal de ação dos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i> contra <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i>	65
3.5 Tempo médio de sobrevivência (TMS) de <i>S. oryzae</i> e <i>S. zeamais</i> submetidos aos OEs de <i>M. arvensis</i> e <i>T. minuta</i>	66
4. Discussão.....	68
5. Conclusão	74
REFERÊNCIAS	75
CAPÍTULO 03 - ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE ÓLEOS ESSENCIAIS NO CONTROLE DE FUNGOS DE ARMAZENAMENTO	91
RESUMO	91
1.Introdução.....	92
2. Material e Métodos	94
2.1 Isolados e preparo dos inóculos.....	94
2.2 Obtenção dos óleos essenciais	95
2.3 Identificação da composição química dos óleos	95
2.4 Atividade antifúngica dos OEs <i>in vitro</i>	96
2.4.1 Bioensaio por contato	96
2.4.2 Bioensaio por volatilização.....	97
2.4.3 Determinação da concentração inibitória mínima (CIM) e da concentração inibitória (CI ₅₀)	98
2.5 Análise estatística	99
3. Resultados	99
3.1 Composição química dos OEs	99
3.2 Bioensaio por contato	103
3.3 Bioensaio por volatilização.....	104
3.4 Determinação da concentração inibitória mínima (CIM) e da concentração inibitória (CI ₅₀)	105
4. Discussão.....	106
REFERÊNCIAS	112
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	121
REFERÊNCIAS	122

INTRODUÇÃO GERAL

Os cereais constituem uma das principais fontes de alimento para o homem, tendo maior destaque o milho e o trigo (KAGUCHIA et al., 2018; PIZZOLITTO et al., 2020). Essas culturas foram domesticadas e melhoradas geneticamente visando aumento na produtividade, e com isso tornaram-se amplamente exploradas por todo mundo em razão dos seus aspectos nutricionais e subprodutos produzidos pela indústria de alimentos (TIBOLA et al., 2011).

Durante todo o seu ciclo as plantas estão expostas ao ataque de pragas e doenças, ocasionando perdas na produtividade ainda com a cultura em campo (MOSSI et al., 2011). Entretanto, essas perdas são maiores na fase de pós-colheita, sobretudo em sistemas de armazenamento, sendo esses valores estimados entre 10 a 40% da produção mundial total anualmente (OGENDO et al., 2008; BACHROUCH et al., 2010; KHANI E ASGHARI, 2012).

No sistema de armazenagem, as perdas são causadas pelo ataque de insetos e fungos de armazenamento (NESCI et al., 2011), sendo categorizadas em quantitativas e qualitativas (TAMGNO et al., 2019). Esses bioagentes provocam a deterioração dos grãos e sementes, diminuindo o seu peso (danos quantitativos) (PESCHIUTTA et al., 2017), além de reduzirem o poder germinativo e vigor das sementes (ISHAQ et al., 2017), contaminação com fragmentos de insetos (NENAAH, 2014) e micotoxinas (BOŽIK et al., 2017) e a perda do valor nutricional (qualitativos) (MOHAPATRA et al., 2017).

Na tentativa de minimizar essas perdas, o método de controle químico é o mais empregado através do uso de inseticidas (KIRAN e PRAKASH, 2015) e fungicidas sintéticos (BLUMA et al., 2008). Entretanto, o uso abusivo e indiscriminado desses produtos (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016) ocasionou no surgimento de populações de insetos (RIBEIRO et al., 2003; PIMENTEL et al., 2008; PIMENTEL et al., 2009) e cepas de fungos (ANŽLOVAR et al., 2017; SOUZA et al., 2020) resistentes a essas moléculas, na contaminação dos grãos com resíduos de substâncias químicas representando risco a saúde humana e animal (BLUMA et al., 2008; KIRAN E PRAKASH, 2015), além de impactos ao meio ambiente (KAGUCHIA et al., 2018).

Nos últimos anos, houve uma intensificação de pesquisas na busca de novas moléculas, visando a substituição das sintéticas. Nesse contexto, a proposta do uso de plantas bioativas torna-se um atrativo, pois muitas destas espécies vegetais possuem propriedades inseticidas e fungicidas (JAYAKUMAR et al., 2017), podendo ser utilizadas como óleos essenciais (SOIJANYA et al., 2016).

Os óleos essenciais são substâncias biodegradáveis, obtidas de fontes renováveis, apresentam menor risco de seleção de indivíduos resistentes (BACHROUCH et al., 2015; KIRAN E PRAKASH, 2015), e menos impacto ao meio ambiente (KHANI et al., 2017). Em virtude dessas vantagens perante aos produtos fitossanitários sintéticos, os OEs possuem potencial como moléculas alternativas para serem usadas no manejo de pragas e doenças em sistemas de armazenamento.

Diante do exposto, o objetivo dessa pesquisa foi avaliar o potencial de uso dos óleos essenciais no controle pragas e doenças de armazenamento. Os objetivos específicos foram avaliar a atividade inseticida dos óleos essenciais contra o gorgulho do milho e o gorgulho do trigo, e avaliar a ação fungicida dos óleos essenciais contra fungos de armazenamento. Cada objetivo específico deste trabalho trata-se de um capítulo da dissertação.

REFERÊNCIAS

ANŽLOVAR, S.; LIKAR, M.; KOCE, J. D. Antifungal potential of thyme essential oil as a preservative for storage of wheat seeds. **Acta Botanica Croatica**, v. 76, n. 1, p. 64–71, 2017.

BACHROUCH, O.; JEMÂA, J. M. BEN; TALOU, T.; MARZOUK, B.; ABDERRABA, M. Fumigant toxicity of Pistacia lentiscus essential oil against *Tribolium castaneum* and *Lasioderma serricorne*. **Bulletin of Insectology**, v. 63, n. 1, p. 129–135, 2010.

BLUMA, R.; AMAIDEN, M. R.; ETCHEVERRY, M. Screening of Argentine plant extracts: Impact on growth parameters and aflatoxin B1 accumulation by *Aspergillus* section Flavi. **International Journal of Food Microbiology**, v. 122, n. 1–2, p. 114–125, 2008.

BOŽIK, M.; CÍSAROVÁ, M.; TANČINOVÁ, D.; et al. Selected essential oil vapours inhibit growth of *Aspergillus* spp. in oats with improved consumer acceptability. **Industrial Crops and Products**, v. 98, p. 146–152, 2017.

ISHAQ, M.; TAHIRA, R.; JAVED, A.; et al. Lemongrass essential oil as an alternate approach to manage seed associated fungi of wheat and rice. **International Journal of Agriculture and Biology**, v. 19, n. 6, p. 1301–1306, 2017.

JAYAKUMAR, M.; ARIVOLI, S.; RAVEEN, R.; TENNYSON, S. Repellent activity and fumigant toxicity of a few plant oils against the adult rice weevil *Sitophilus oryzae* Linnaeus 1763 (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of entomology and zoology studies**, v. 5, n. 2, p. 324–335, 2017.

KAGUCHIA, S. M.; GITAH, S. M.; THORUWA, C. L.; BIRGEN, J. K.; HASSANALI, A. Bioefficacy of Selected Plant Extracts against *Sitophilus zeamais* on Post-Harvest Management of *Zea mays*. **The Journal of Phytopharmacology**, v. 7, n. 4, p. 384–391, 2018.

KHANI, A.; ASGHARI, J. Insecticide Activity of Essential Oils of *Mentha longifolia*, *Pulicaria gnaphalodes* and *Achillea wilhelmsii* Against Two Stored Product Pests, the Flour Beetle, *Tribolium castaneum*, and the Cowpea Weevil, *Callosobruchus maculatus*. **Journal of Insect Science**, v. 12, n. 73, p. 1–10, 2012.

KHANI, A.; RASHID, B.; MIRSHEKAR, A. Chemical composition and insecticidal efficacy of *Juniperus polycarpus* and *Juniperus sabina* essential oils against *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). **International Journal of Food Properties**, v. 20, p. 1221–1229, 2017.

KHANI, M.; MAROUF, A.; AMINI, S.; et al. Efficacy of Three Herbal Essential Oils Against Rice Weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 20, n. 4, p. 937–950, 2017.

KIRAN, S.; PRAKASH, B. Toxicity and biochemical efficacy of chemically characterized *Rosmarinus officinalis* essential oil against *Sitophilus oryzae* and

Oryzaephilus surinamensis. **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 817–823, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.073>>. .

MOHAPATRA, D.; KUMAR, S.; KOTWALIWALE, N.; SINGH, K. K. Critical factors responsible for fungi growth in stored food grains and non-Chemical approaches for their control. **Industrial Crops and Products**, v. 108, n. June, p. 162–182, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.039>>. .

MOSSI, A. J.; ASTOLFI, V.; KUBIAK, G.; et al. Insecticidal and repellency activity of essential oil of *Eucalyptus* sp. against *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera, Curculionidae). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 91, n. 2, p. 273–277, 2011.

NENAAH, G. E. Bioactivity of powders and essential oils of three Asteraceae plants as post-harvest grain protectants against three major coleopteran pests. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 17, n. 4, p. 701–709, 2014a.

NENAAH, G. E. Chemical composition, insecticidal and repellence activities of essential oils of three *Achillea* species against the Khapra beetle (Coleoptera: Dermestidae). **Journal of Pest Science**, v. 87, n. 2, p. 273–283, 2014b.

NENAAH, G. E. Chemical composition, toxicity and growth inhibitory activities of essential oils of three *Achillea* species and their nano-emulsions against *Tribolium castaneum* (Herbst). **Industrial Crops and Products**, v. 53, p. 252–260, 2014c. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.12.042>>. .

NESCI, A.; BARRA, P.; ETCHEVERRY, M. Integrated management of insect vectors of *Aspergillus flavus* in stored maize, using synthetic antioxidants and natural phytochemicals. **Journal of Stored Products Research**, v. 47, n. 3, p. 231–237, 2011. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jspr.2011.03.003>>. .

OGENDO, J. O.; KOSTYUKOVSKY, M.; RAVID, U.; et al. Bioactivity of *Ocimum gratissimum* L . oil and two of its constituents against five insect pests attacking stored food products. **Journal of Stored Products Research**, v. 44, p. 328–334 Contents, 2008.

PESCHIUTTA, M. L.; ARENA, J. S.; CALVIMONTE, H.; ZYGADLO, J. A. Fumigant and Repellent Activities of Different Essential Oils Alone and Combined Against the Maize Weevil (*Sitophilus Zeamais* Motschulsky). **MOJ Bioorganic & Organic Chemistry**, v. 1, n. 7, p. 1–6, 2017.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D. A.; GUEDES, R. N. C.; SOUSA, A. H.; TÓTOLA, M. R. Phosphine resistance in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 45, n. 1, p. 71–74, 2009.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D.; BATISTA, M. D.; SILVA, F. H. DA. Resistance of stored-product insects to phosphine. **Pesquisa Agropecuária**

Brasileira, v. 43, n. 12, p. 1671–1676, 2008.

PIMIENTA-RAMÍREZ, L.; GARCÍA-RODRÍGUEZ, Y. M.; RÍOS-RAMÍREZ, E. M.; LINDIG-CISNEROS, R.; ESPINOSA-GARCÍA, F. J. Chemical composition and evaluation of the essential oil from *Eupatorium glabratum* as biopesticide against *Sitophilus zeamais* and several stored maize fungi. **Journal of Essential Oil Research**, v. 28, n. 2, p. 113–120, 2016. Taylor & Francis. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/10412905.2015.1093969>>. .

PIZZOLITTO, R. P.; JACQUAT, A. G.; USSEGLIO, V. L.; et al. Quantitative-structure-activity relationship study to predict the antifungal activity of essential oils against *Fusarium verticillioides*. **Food Control**, v. 108, n. August 2019, p. 106836, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.106836>>. .

RIBEIRO, B. M.; GUEDES, R. N. C.; OLIVEIRA, E. E.; SANTOS, J. P. Insecticide resistance and synergism in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 39, n. 1, p. 21–31, 2003.

SAEIDI, K.; PEZHMAN, H. Insecticidal Activity of Four Plant Essential Oils against Two Stored Product Beetles. **Entomology, Ornithology & Herpetology: Current Research**, v. 07, n. 03, p. 3–7, 2018.

SAHAB, A. F.; ALY, S.; HATHOUT, A. S.; ZIEDAN, E. S. H.; SABRY, B. A. Application of Some Plant Essential Oils to Control *Fusarium* Isolates Associated with Freshly Harvested Maize in Egypt. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 17, n. 6, p. 1146–1155, 2014.

SANTOS, J. P. Efeitos da fosfina sobre formas jovens e adultas do gorgulho do milho, *Sitophilus Zeamais*. **I SIMPOSIO SOBRE COMBATE AS PRAGAS DE GRAOS ARMAZENADOS**, p. 139–152, 1981.

SOUJANYA, P. L.; SEKHAR, J. C.; KUMAR, P.; et al. Potentiality of botanical agents for the management of post harvest insects of maize: a review. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 5, p. 2169–2184, 2016.

SOUZA, D. P.; PIMENTEL, R. B. Q.; SANTOS, A. S.; et al. Fungicidal properties and insights on the mechanisms of the action of volatile oils from Amazonian Aniba trees. **Industrial Crops and Products**, v. 143, n. October 2019, p. 111914, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111914>>. .

TAMGNO, B. R.; NGAMO TINKEU, L. S.; DJIETO-LORDON, C.; NGASSOUM, M. B. Powdery Formulation of Essential Oils for the Control of Rice Weevil *Sitophilus Oryzae* L. (Coleoptera: Curculionidae). **International Journal of Agriculture Environment and Bioresearch**, v. 04, n. 03, p. 24–36, 2019.

TIBOLA, C. S.; DE MORI, C.; GUARIENTI, E. M.; LORINI, I.; LIMA, M. I. P. M.; MIRANDA, M. Z. Gestão da qualidade do trigo na pós-colheita. Embrapa Trigo, Cap. 16, p. 391-426. 2011.

CAPÍTULO 01 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1. Produção de grãos armazenados

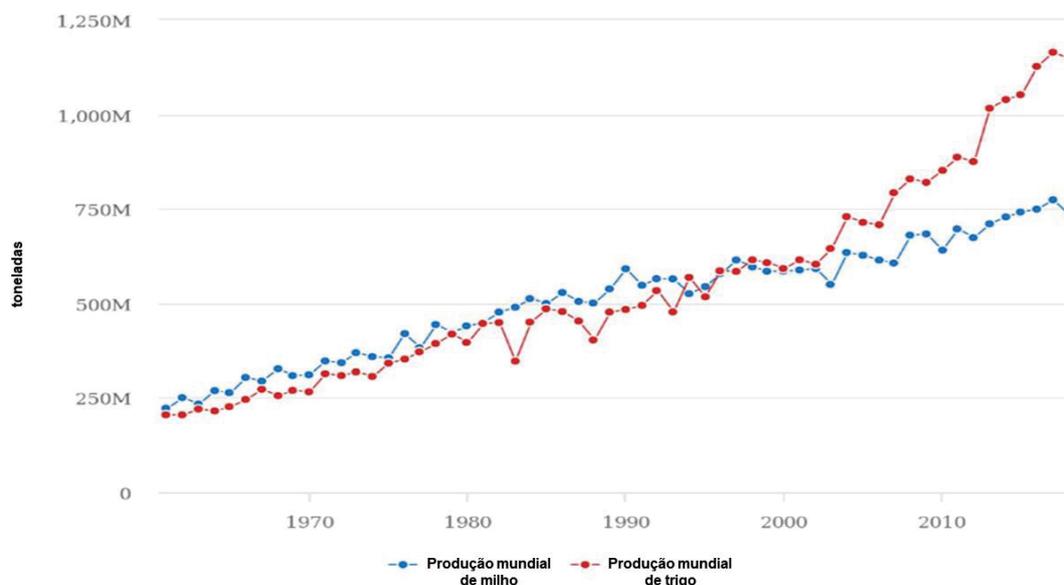
1.1 Importância do milho e do trigo

O milho (*Zea mays*) é uma planta monocotiledônea, pertencente à família Poaceae. É nativo das Américas, e que passou por processo de domesticação ao longo dos anos, visando produtividade, resistência a doenças e pragas, e adaptações as diversidades climáticas (BORÉM, 1999). O trigo (*Triticum aestivum*), assim como o milho, é uma monocotiledônea, pertencente à mesma família, e sua origem é da região do Oriente médio (BORÉM, 1999). Durante o seu processo de domesticação, objetivou-se melhorar três critérios principais: produtividade (considerando a resistência do cultivar às doenças, sua adaptação às condições climáticas e a produtividade), composição do grão (valor nutricional e ausência de substâncias tóxicas) e suas características tecnológicas (adequação para determinado produto final) (TIBOLA et al., 2011).

O milho é considerado alimento altamente energético para animais e humanos, devido a sua composição predominante rica em carboidratos e lipídeos (KAGUCHIA et al, 2018). Enquanto que o trigo é utilizado sobretudo na forma de farinha, sendo usada pela indústria alimentícia para fabricação de pães, massas e biscoitos para alimentação humana (GOES et al., 2013), e eventualmente podendo ser utilizado para alimentação animal (GARCÍA-DÍAZ et al., 2019).

Ambas as culturas estão entre os cereais mais produzidos (Figura 01), e consumidos mundialmente (FAO, 2017), sendo considerados alimentos base para a segurança alimentar humana (KAGUCHIA et al, 2018), em razão dos seus atributos nutricionais (PIZZOLITTO et al, 2020).

Figura 1. Produção mundial de milho e trigo, em toneladas.

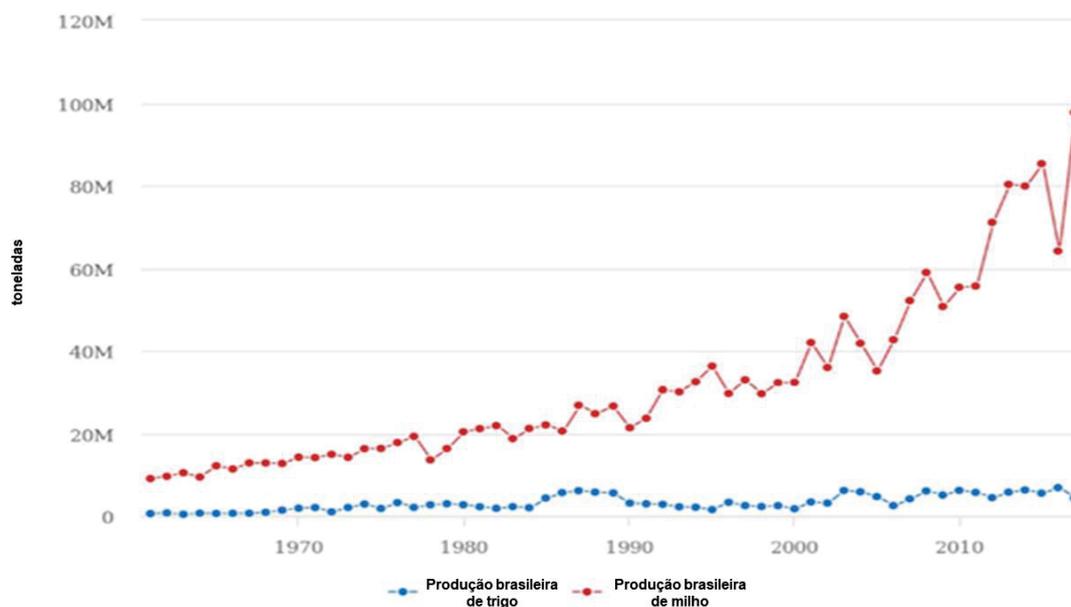


Fonte: FAO, 2017.

Visando o abastecimento mundial, torna-se necessário uma elevada produtividade desses grãos (NENAAH, 2014), o que causa um impacto econômico para países essencialmente agrícolas (TANG et al., 2018). Os principais países produtores de milho são Estados Unidos da América, seguido da China, e o Brasil com produção de 97 milhões de toneladas. Na cultura do trigo, os principais produtores são a União Europeia, a China e a Índia, enquanto que a produção brasileira é de aproximadamente 4,3 milhões de toneladas (FAO, 2017).

O Brasil destaca-se como um dos maiores produtores de alimento no mundo (FAO, 2017), por apresentar condições climáticas favoráveis e vasta disponibilidade de terras agrícolas. No setor agropecuário brasileiro, a produção de grãos é a que mais se destaca em termos de produtividade, sendo que essa se elevou nos últimos anos (Figura 02).

Figura 2. Produção de milho e trigo, em toneladas, no Brasil.



Fonte: FAO, 2017.

Essas culturas são amplamente exploradas devido a sua importância nutricional e econômica, estando assim sujeitas durante todo o seu ciclo ao ataque de pragas (BACHROUCH et al., 2010) e doenças (ISHAQ et al., 2017). De acordo com Mossi et al. (2011), esses ataques podem ocasionar perdas na produção em até 34 % no campo. Entretanto, o armazenamento é uma das etapas mais críticas na cadeia produtiva, pois nessa etapa os grãos ficam armazenados por longos períodos, e conseqüentemente expostos a infestação de insetos e proliferação de fungos (AWADALLA et al., 2017).

1.2 Perdas na pós-colheita

A ocorrência de problemas fitossanitários causam perdas na produtividade (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016), afetando a economia mundial (SOUZA et al., 2020), sendo os prejuízos econômicos maiores durante o armazenamento (TANG et al., 2018). Em nível mundial, as perdas na pós-colheita podem variar entre 10 a 40 % do total produzido anualmente (OGENDO et al., 2008; BACHROUCH et al., 2010; KHANI e ASGHARI, 2012). Segundo Nenaah e Ibrahim (2011), essas perdas anuais em regiões temperadas apresentam valores entre 5 a 10 %, e em regiões tropicais e subtropicais de 20

a 30 %, do total produzido. Em países subdesenvolvidos ou em desenvolvimento, as perdas podem variar entre 15 a 50 % da produção anual de grãos (RIBEIRO et al., 2018), e no caso do Brasil, esses valores são de aproximadamente 17 % por ano (ARAÚJO et al., 2019).

Para a indústria alimentícia, tanto os prejuízos quantitativos na pós-colheita (RAJKUMAR et al., 2019), quanto as qualitativas também são de grande importância econômica, pois acarretam na depreciação do produto, classificando os grãos em finalidades de menor valor agregado ou então resultando em produtos finais de baixa qualidade (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016; FOUAD e DA CAMARA, 2017). Entre principais causas dessas perdas destacam-se a degradação física e nutricional, além da sanidade de sementes e grãos (FRANZ et al., 2011).

Segundo Bachrouch et al. (2010), a infestação por pragas pode ocorrer na fase de pré-colheita, devido as condições climáticas favoráveis para o surgimento e desenvolvimento desses insetos (NENAAH e IBRAHIM, 2011), sendo que a maior proliferação ocorre na etapa de pós-colheita. Durante o período de armazenamento, a temperatura e umidade são controlados, visando evitar condições ambientais propícias para esses agentes (NESCI et al., 2011), pois a sua presença ocasiona a depreciação do produto final (NENAAH, 2014).

As pragas de armazenamento possuem a capacidade de penetrar nos grãos ainda no campo (ARAÚJO et al., 2019) e continuar o ataque nos grãos nas unidades de armazenamento. A existência desses insetos ocasiona danos nos produtos armazenados (TAMGNO et al., 2019), que são causados durante a sua alimentação (KIRAN e PRAKASH, 2015), além de serem vetores dos esporos dos fungos (NESCI et al., 2011).

A alta infestação desses animais provoca um aumento na atividade metabólica, e como consequência, ocorre um acréscimo gradativo na temperatura e umidade dentro dos silos (NENAAH, 2014). Essas condições ambientais favorecem a germinação dos conídios, e posteriormente, a proliferação dos fungos, e a contaminação com micotoxinas (MAEDEH et al., 2012). Dessa forma, a associação entre insetos e fungos configura-se como o principal fator que contribui para a elevada perda na pós-colheita de grãos e sementes (KIRAN e PRAKASH, 2015).

2. Pragas e patógenos de armazenamento

2.1 Insetos de armazenamento

No período de armazenamento, os grãos e sementes estão sujeitos ao ataque de animais vertebrados e invertebrados (NENAAH e IBRAHIM, 2011). Entre os invertebrados, os insetos possuem maior importância, devido as condições ambientais dos sistemas de armazenamento serem favoráveis ao seu desenvolvimento (JAYAKUMAR et al., 2017). Mundialmente, os insetos são considerados as maiores pragas de produtos armazenados (PANDEY et al., 2018), devido aos danos quantitativos e qualitativos que ocasionam em cereais (PUGAZHVENDAN et al., 2012), como o exemplo do milho e do trigo (NENAAH, 2014).

Segundo Kumar et al. (2008) estima-se que o ataque de insetos causam prejuízos de aproximadamente 20 a 60 % do total dos cereais armazenados. Nos Estados Unidos da América estima-se que as perdas econômicas ocasionadas dessas pragas causem prejuízos anuais de 1,25 a 2,5 bilhões de dólares (PANDEY et al., 2018). Enquanto que na Índia, esses danos podem chegar até 42,66 milhões de dólares anualmente. De acordo com Saeidi e Pezhman (2018), no Irã esses prejuízos podem chegar em até 80 % do total produzido. No Brasil, estima-se que essas pragas causam perdas de até 17 % da produção de grãos (ARAÚJO et al., 2019).

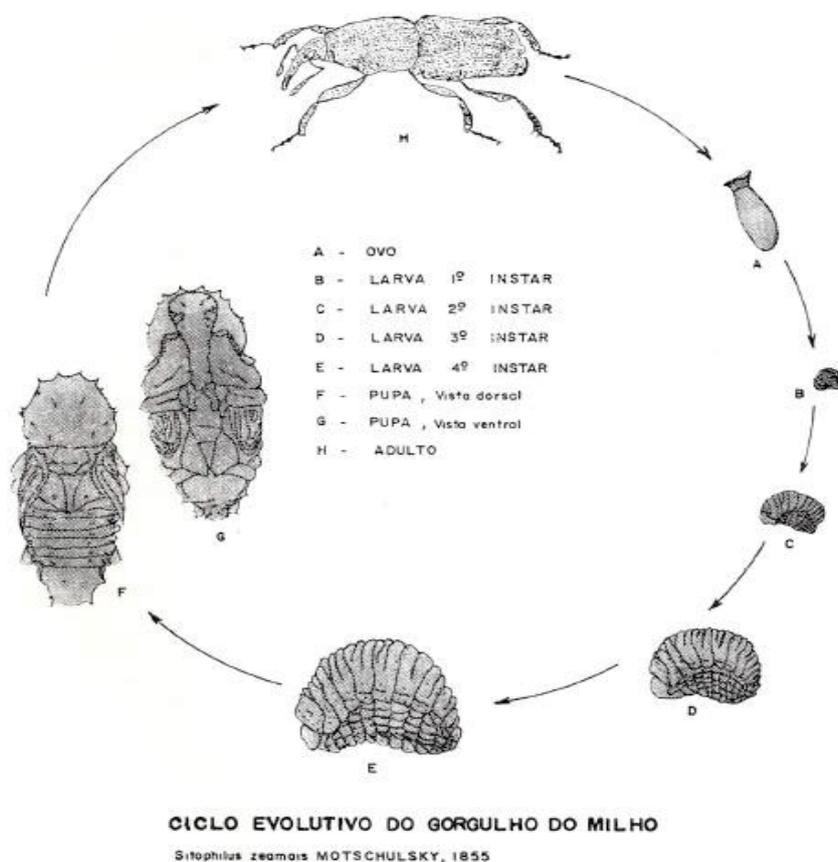
As principais pragas de armazenamento são os besouros (Coleoptera) e as mariposas (Lepidoptera) (HU et al., 2019). Existem aproximadamente 600 espécies de coleópteros responsáveis por prejuízos em produtos armazenados (NENAAH, 2014; HU et al., 2019), e estima-se que essas pragas causem prejuízos entre 10 a 40 % (RAJKUMAR et al., 2019). Na região dos trópicos destaca-se o gênero *Sitophilus* como a principal praga de grãos armazenados (TAMGNO et al., 2019), podendo ocasionar em prejuízos que variam entre 30 a 40 % da produção total (JAYAKUMAR et al., 2017).

Dentro do gênero *Sitophilus*, o gorgulho do milho (*Sitophilus zeamais*) e o gorgulho do trigo (*Sitophilus oryzae*) possuem maior importância econômica (KUMAR et al., 2011). Essas espécies se destacam por estarem disseminadas

pelo mundo (EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015), serem pragas primárias com múltiplos hospedeiros (ARAÚJO et al., 2019), apresentar infestação cruzada (SOIJANYA et al., 2016) e alto potencial biótico (ATHANASSIOU et al., 2017).

Essas duas espécies pertencem a família Curculionidae, e são bastante semelhantes nos caracteres morfológicos, diferenciando apenas na genitália (PEREIRA e ALMEIDA, 2001). Podem ocorrer de forma isolada ou em conjunto em qualquer massa de grãos (ATHANASSIOU et al., 2017). Os insetos adultos medem de 2 a 3,5 cm de comprimento, possuem cor castanho escura, e manchas mais claras nos élitros. As larvas apresentam o corpo com coloração amarelo clara e a cabeça com cor marrom escuro, sendo que as pupas são brancas. As condições ideais são temperatura em 28° C e 60 % de umidade relativa, onde a longevidade da fêmea adulta é de 142 dias e do macho 140 dias. O período de incubação varia entre 3 a 6 dias e o ciclo de vida total é de aproximadamente 34 dias (Figura 03) (LORINI et al., 2010).

Figura 3. Ciclo de vida do gorgulho do milho (*S. zeamais*).



Fonte: Santos (1981)

Os prejuízos causados pelo inseto ocorrem tanto na fase adulta quanto na fase larval (PESCHIUTTA et al., 2017), e ocasionam danos diretos e indiretos. Os danos diretos são perda de peso da massa de grãos devido a alimentação da praga (KUMAR et al., 2011; EBADOLLAHI et al., 2014; JAYAKUMAR et al., 2017; PESCHIUTTA et al., 2017), e relacionados ao odor, aparência, sabor (KUMAR et al., 2008), alterações nutricionais (KUMAR et al., 2011) e contaminação com fragmentos e insetos mortos (NENAAH, 2014). Os danos indiretos estão associados ao surgimento de pragas secundárias (PESCHIUTTA et al., 2017; ATHANASSIOU et al., 2017) e propiciando condições para a proliferação de fungos (NENAAH, 2014; SOUJANYA et al., 2016).

2.3 Fungos de armazenamento

Os cereais, como o milho e o trigo, possuem grande importância para a humanidade, pois são a principal fonte de alimento (MORCIA et al., 2017), além da influência na economia mundial (TANG et al., 2018). Apesar da relevância desses grãos, os fungos fitopatogênicos podem reduzir a produtividade das principais culturas em até 20% (ROSELLÓ et al., 2015).

Durante o desenvolvimento dessas culturas, as plantas estão sujeitas ao ataque de diversas doenças causadas por fungos (MORCIA et al., 2017). Na fase que antecede a colheita acontece a disseminação dos esporos dos fungos, os quais infectam grãos e sementes sadios (BOŽIK et al., 2017). Quando as condições ambientais são favoráveis ocorre a germinação dos conídios, e consequentemente o processo de colonização do patógeno (SAHAB et al., 2014).

Entretanto, o período mais crítico é a pós-colheita, principalmente quando os grãos ou as sementes ficam armazenados por longos períodos (SUMALAN et al., 2013). Os fungos são os principais agentes patogênicos responsáveis por perdas no armazenamento, pois seus esporos são carregados do campo para as unidades de armazenamento através dos insetos (NESCI et al., 2011).

Durante o período de armazenamento, o ataque de insetos ocasiona em alterações de temperatura e umidade dentro dos silos, criando condições ambientais favoráveis para o processo de germinação desses microrganismos (NENAAH, 2014). As pragas primárias contribuem para o desenvolvimento dos fungos, pois ao danificarem os grãos sadios (SOUJANYA et al., 2016), fornecem

substrato para o seu crescimento e proliferação desses patógenos (RASOOLI et al., 2006).

Os principais gêneros responsáveis pela contaminação na pós-colheita são *Aspergillus* e *Fusarium* (SAHAB et al., 2014; ANŽLOVAR et al., 2017). Esses patógenos causam danos quantitativos pela deterioração e conseqüentemente perda de peso dos grãos (MOHAPATRA et al., 2017). Enquanto que os danos qualitativos estão relacionados a visibilidade do crescimento micelial causando depreciação do produto (SAHAB et al., 2014), redução do poder germinativo e do vigor das sementes (ISHAQ et al., 2017), diminuição do valor nutricional do grão (MOHAPATRA et al., 2017). Entretanto o dano mais grave é a contaminação pela presença de micotoxinas (BOŽIK et al., 2017)

As micotoxinas são compostos originados a partir dos metabólitos secundários dos fungos (GARCÍA-DÍAZ et al., 2019). Essas substâncias são extremamente tóxicas a humanos e animais, mesmo em concentrações baixas, podendo ocasionar problemas de intoxicação (MORCIA et al., 2012), sendo os principais efeitos tóxicos, a ação hepatotóxica, cancerígena e mutagênica. As espécies *A. niger* (KUMAR et al., 2017), *A. nomius* (NESCI et al., 2011), *A. flavus* (MOGHADAM et al., 2016) e *F. graminearum* (KALAGATUR et al., 2015) destacam-se entre os fungos de armazenamento por produzirem estes compostos (LÓPEZ et al., 2004).

A contaminação de fungos e micotoxinas nos grãos torna o seu consumo inviável (VILELA et al., 2009), e de acordo com Moghadam et al. (2016), estima-se que aproximadamente 25 a 50 % da produção mundial de produtos agrícolas estão contaminados com micotoxinas. Segundo López et al. (2004), a contaminação por micotoxina já foi relatada em produtos de diversos países, especialmente em grãos, causando prejuízos econômicos a nível mundial (KALAGATUR et al., 2015). O impacto ocasionado pela presença de micotoxina em alimentos é significativo, pois esses produtos não podem ser comercializados (GARCÍA-DÍAZ et al., 2019) devido a apresentarem risco a saúde humana e animal (BOŽIK et al., 2017).

3. Métodos de controle

3.1 Inseticidas e fungicidas sintéticos

A importância no controle de insetos está relacionada ao impacto dos danos (NENAAH e IBRAHIM, 2011), além da associação deles com os fungos (PESCHIUTTA et al., 2017). Enquanto que o controle de fungos é necessário em razão da contaminação com micotoxinas, pois mesmo em pequenas quantidades essas são substâncias extremamente tóxicas a saúde humana e animal (MORCIA et al., 2012).

O ataque sinérgico desses bioagentes ocasiona a redução da produtividade mundial (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016) em virtude desses fatores torna-se prioridade o seu controle em unidades de armazenamento a fim de evitar possíveis perdas.

De acordo com Kiran e Prakash (2015), o controle das pragas é feito sobretudo utilizando inseticidas sintéticos. Esses produtos são usados de maneira preventiva ou com maior frequência de maneira curativa (CARDOSO, 2009).

No controle preventivo são aplicados inseticidas líquidos durante a correia transportadora ou na tubulação de fluxo (LORINI, 2010), tendo o seu modo de ação por contato (OBOH et al., 2017). No controle dos gorgulhos em milho e trigo, os grupos químicos mais utilizados são organofosforados e piretróides (KIRAN e PRAKASH, 2015), sendo representados pelos ingredientes ativos pirimifos-metilico e deltametrina, respectivamente (AGROFIT, 2020). O inseticida pirimifos-metilico possui classe toxicológica III, sendo a sua classificação ambiental II (AGROFIT, 2019).

O método curativo por expurgo (fumigação) é o mais empregado em sistemas de armazenamento em todo mundo (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016). O expurgo visa eliminar qualquer infestação de pragas pelo uso de gases, sendo utilizadas de pastilhas de fosfeto de alumínio ou de magnésio (AGROFIT, 2020), e é popularmente conhecido como fosfina (FREITAS et al., 2016). O método de fumigação é o mais usado por ser mais econômico em relação a outros inseticidas sintéticos (BACHROUCH et al., 2010), por possuir ação contra uma grande variedade de pragas (KHANI et al., 2017) e por ter efeito rápido (OGENDO et al., 2008). A fosfina é uma molécula extremamente volátil e tóxica

aos insetos e possui classificação toxicológica I, com classificação ambiental I (AGROFIT, 2020).

Já o controle de fungos é realizado com o uso de fungicidas sintéticos (Bluma et al., 2008), aplicados de maneira preventiva a fim de evitar a contaminação com micotoxinas (SUMALAN et al., 2013). A aplicação desses produtos é feita ainda no campo, logo a após a colheita, com a finalidade de proteger os grãos ou sementes de uma possível contaminação antes de serem armazenados (SOUZA et al., 2020).

Entre os principais grupos químicos utilizados estão os benzimidazóis (SREENIVASA et al., 2011), os quais podem ser usados separadamente ou em mistura (MORCIA et al., 2017). Um dos principais ingredientes ativos utilizado no controle de patógenos de armazenamento é o tiofanato-metílico (GALVÃO et al., 2003), cuja classificação toxicológica é II, e sua classificação ambiental é III (AGROFIT, 2020). Esses grupos químicos possuem o mesmo modo de ação, através da inibição da biossíntese de esterol (SREENIVASA et al., 2011), que é o principal constituinte da membrana plasmática dos fungos, e consequentemente causando o colapso da célula fúngica (GARCIA et al., 2008).

3.2 Uso de inseticidas e fungicidas sintéticos e seus impactos

O controle simultâneo de pragas e fungos de armazenamento é fundamental a fim de evitar perdas quantitativas e qualitativas de produtos agrícolas em unidades de armazenamento. Dessa forma, o uso de inseticidas e fungicidas sintéticos é a medida de controle amplamente utilizada (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016).

A manutenção dos altos níveis de produtividade agrícola atual não seria possível sem o uso dos inseticidas e fungicidas sintéticos, o que demonstra que estes continuarão a ter um importante papel em programas de manejo integrado de pragas e doenças (MARANGONI et al., 2012). Entretanto, devido à sua eficiência e facilidade de uso, esses produtos são usados de maneira intensiva, visando o aumento da produtividade, mas o seu uso intensivo, incorreto e indiscriminado ocasionou diversos problemas (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016).

O principal impacto causado pelo uso recorrente de produtos sintéticos é o aumento na pressão de seleção, ocasionando a resistência em populações de insetos (RIBEIRO et al., 2003; PIMENTEL et al., 2008; PIMENTEL et al., 2009) e cepas fúngicas (ANŽLOVAR et al., 2017; SOUZA et al., 2020), pois esses produtos possuem apenas um modo de ação (KIRAN e PRAKASH, 2015). O surgimento de agentes resistentes acarreta a necessidade de doses acima das recomendadas, visando o seu controle (KIRAN e PRAKASH, 2015; MORCIA et al., 2017), e conseqüentemente maiores prejuízos econômicos (NENAAH e IBRAHIM, 2011).

O acréscimo nas doses de inseticidas e fungicidas sintéticos provoca o aumento na quantidade de resíduos em grãos (BLUMA et al., 2008; KIRAN e PRAKASH, 2015), podendo ocasionar problemas na saúde humana e animal (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016; KAGUCHIA et al., 2018; PERCZAK et al., 2019). O aumento das dosagens recomendadas geram maiores custos de produção para pequenos agricultores (TAMGNO et al., 2019). Associado a esses problemas, a aplicação de fungicidas sintéticos nas unidades de armazenamento influencia na qualidade dos grãos (ANŽLOVAR et al., 2017).

Associado aos riscos à saúde humana e animal, o uso indiscriminado dessas substâncias químicas causa diversos impactos ambientais (KAGUCHIA et al., 2018), como a contaminação da água, solo e ar (PERCZAK et al., 2019; SOUZA et al., 2020), e efeitos negativos em organismos não-alvo (PESCHIUTTA et al., 2017; PERCZAK et al., 2019). Além desses fatores, segundo Tamgno et al. (2019), esses produtos sintéticos possuem alto valor de custo, afetando economicamente os pequenos produtores, pois eles não dispõem de conhecimento técnico sobre a sua aplicação e uso, sendo, portanto, os mais prejudicados.

Diante desse cenário, há um interesse mundial na busca por substâncias alternativas aos produtos sintéticos. Portanto, torna-se necessário o descobrimento de novas moléculas que apresentem menor risco a saúde humana e animal, menor impacto ambiental, e sejam de baixo custo.

4. Inseticidas e fungicidas botânicos

4.1 Plantas bioativas

Nos últimos anos, os problemas ocasionados pelo uso das moléculas sintéticas realçaram a necessidade em buscar produtos alternativos a essas substâncias (JAYAKUMAR et al., 2017). O manejo integrado de pragas (MIP) preconiza a adoção de diferentes métodos, podendo ser utilizados simultaneamente ou não, no controle de pragas e doenças (PERCZAK et al., 2019). Nesse contexto, as plantas bioativas possuem potencial para serem utilizadas como alternativa as moléculas sintéticas (BACHROUCH et al., 2010), podendo ser empregadas dentro do MIP (UPADHYAY et al., 2018).

As plantas bioativas co-evoluíram com os insetos/pragas, em um sistema chamado de interação hospedeiro/praga (JAYAKUMAR et al., 2017), e durante esse processo desenvolveram mecanismos de defesa (SAEIDI e PEZHMAN, 2018). A síntese de compostos com atividade biológica é um dos principais métodos de defesa das plantas contra estresses abióticos e bióticos (BENTO, 2016), além de serem atrativos para polinizadores (SOUZA et al., 2020).

Em comparação aos produtos sintéticos, essas substâncias químicas apresentam as seguintes vantagens, são biodegradáveis (KUMAR et al., 2011), possuem baixa toxicidade a mamíferos (JAYAKUMAR et al., 2017), não causam impacto ambiental (SAEIDI e PEZHMAN, 2018), apresentam menores custos de produção (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016).

Os metabolitos secundários com atividade biológica podem ser obtidos a partir de plantas bioativas (ISMAN, 2000) e utilizadas na forma de pós (PROCÓPIO et al., 2003; RIBEIRO et al., 2008; NENAAH, 2014), extratos botânicos e óleos essenciais (OEs) (SOUJANYA et al., 2016). Entretanto, Bluma et al. (2008) destacam a maior eficiência dos OEs em comparação aos extratos aquosos e etanólicos.

4.2 Óleos essenciais

As plantas medicinais, aromáticas e condimentares contêm alta produção de metabólitos secundários, que são compostos orgânicos complexos, e que não estão diretamente envolvidos nos processos de crescimento, desenvolvimento e reprodução das plantas (ISMAN, 2000; ISMAN, 2019).

Segundo Regnault-Roger e Philogène (2008), as plantas bioativas apresentam semioquímicos, que são definidos como substâncias químicas que ocasionam em alterações fisiológicas ou comportamentais em outras espécies (EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015). Dentro dessa classificação encontram-se os feromônios, extratos e óleos essenciais (OEs) (TRIVEDI et al., 2017).

Os OEs são definidos como um conjunto complexo de compostos químicos líquidos voláteis, com odor aromático (PERCZAK et al., 2019), e com atividade biológica (KIRAN e PRAKASH, 2015). Os OEs diferem dos óleos vegetais devido à volatilidade dos seus componentes (REGNAULT-ROGER e PHILOGÈNE, 2008). Essas substâncias são utilizadas pelas plantas como mecanismo de defesa contra bioagentes (BENTO, 2016). Esses metabólitos secundários são de natureza lipofílicas e insolúveis em água (CAMPOLO et al., 2018), sendo produzidos em diferentes tipos de estruturas, como as glândulas externas e internas (OGENDO et al., 2008). Os OEs podem ser extraídos de diferentes órgãos como sementes, caules, folhas, flores (OLIVEIRA et al., 2018) e raízes (SOUZA et al., 2020).

A obtenção dos OEs ocorre através do processo de destilação (MAEDEH et al., 2011). A hidrodestilação, destilação a vapor, destilação a seco e processos mecânicos são os principais métodos de destilação (BENTO, 2016). No método por hidrodestilação, o material vegetal fica imerso em água fervente, enquanto que no método por destilação a vapor, a água utilizada só entra em contato com o material vegetal em sua forma de vapor, e em ambos os métodos o OE é separado da água por decantação. Devido aos equipamentos simples e a facilidade de uso, ambos os métodos são os mais utilizados (CAMPOLO et al., 2018).

Os OEs são amplamente utilizados pelo setor industrial (RAJKUMAR et al., 2019), podendo ser utilizados para fabricação de medicamentos e cosméticos (EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015), além de serem explorados

pela indústria alimentícia (BENZI et al., 2014). Algumas famílias botânicas possuem compostos químicos com propriedades biológicas desempenhando função como inseticidas (REGNAULT-ROGER e PHILOGÈNE, 2008) ou fungicidas (SOUZA et al., 2020) naturais, destacando-se Asteraceae, Lamiaceae, Myrtaceae e Poaceae, (RAJENDRAN e SRIRANJINI, 2008; EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015; SOUJANYA et al., 2016; CAMPOLO et al., 2018).

Como inseticidas, os OEs podem agir na inibição da oviposição, afetar a alimentação, o desenvolvimento e a emergência de adultos (AWADALLA et al., 2017). Segundo Oboh et al. (2017), os OEs podem atuar como repelentes, anti-deterrentes e inseticidas. Quanto a sua ação inseticida, os OEs podem ser aplicados por diferentes rotas de exposição, e a toxicidade depende da forma como essa substância irá entrar em contato com o inseto (PEIXOTO et al., 2015), entre elas, destacam-se a ingestão, fumigação (OBOH et al., 2017) ou absorvido pela pele (contato) (NENAAH, 2014).

Enquanto agentes microbianos, os OEs possuem ação fungicida e/ou fungistática (TOMAZONI et al., 2018), através da inibição no crescimento micelial, na germinação dos conídios, na produção de esporos e na inibição da produção de micotoxinas (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016; SOUZA et al., 2020). Portanto, essas substâncias podem atuar como fungicidas protetores e/ou curativos para sementes e grãos armazenados (MARÍN et al., 2003).

A ação inseticida dos OEs pode estar associada a presença dos monoterpenos e sesquiterpenos (OBOH et al., 2017), capazes de penetrar na cutícula, provocando alterações fisiológicas nos insetos e conseqüentemente a sua morte (KHANI et al., 2017). Segundo Medjdoub et al. (2019), esses compostos também são responsáveis pela atividade fungicida dos OEs, podendo ocasionar em danos fisiológicos e nas estruturas da parede celular dos fungos (SOUZA et al., 2020).

Os OEs de diversas plantas demonstram ter atividade tóxica ou de repelência para diferentes tipos de pragas (KHANI et al., 2017), além do efeito fungicida *in vitro* (PIZZOLITTO et al., 2020) e *in vivo* contra patógenos (SOUZA et al., 2020).

A toxicidade dos OEs depende do modo de ação e do alvo (EBADOLLAHI et al., 2014; PERCZAK et al., 2019). Entretanto, de acordo com Kiran e Prakash

(2015), a atividade biológica dos OEs também depende da constituição química e da proporção dos compostos presentes em sua composição.

Para a identificação dos compostos e a sua proporção na composição química dos OEs é necessário o uso de técnicas e equipamentos, como a cromatografia de camada fina, cromatografia gasosa, cromatografia líquida de alta eficiência, e a cromatografia gasosa acoplada a espectrometria de massa (GC-MS), sendo a última a técnica mais utilizada (BENTO, 2016).

A variabilidade na composição química está relacionada a genética (PEIXOTO et al., 2015; AWADALLA et al., 2017), condições geográficas, época de colheita (OGENDO et al., 2008; BACHROUCH et al., 2010), parte da planta utilizada, estação climática (KIRAN e PRAKASH, 2015), tipo de solo, estado nutricional (MOSSI et al., 2011), quimiotipo (BACHROUCH et al., 2010), tempo e método de extração (PEIXOTO et al., 2015), espécie e sistema de cultivo (PERCZAK et al., 2019). Esse conjunto de fatores ocasionam em alterações no aspecto qualitativo e quantitativo da composição química dos OEs (SAEIDI e PEZHMAN, 2018).

A atividade biológica dos OEs pode estar relacionada aos compostos majoritários (SENDI e EBADOLLAHI, 2014). Porém, a eficácia dos OEs não pode ser atribuída somente aos compostos majoritários, sendo que estes apresentam efeito sinérgico ou antagônico entre si, ou com os demais compostos presentes nos OEs, afetando a sua atividade biológica (BACHROUCH et al., 2015), por isso torna-se necessário a identificação dos compostos (KIRAN e PRAKASH, 2015).

Devido a sua composição química conter diferentes compostos ativos (BENZI et al., 2014), a probabilidade de ocasionar resistência é menor, pois os OEs possuem diversos modos de ação (BACHROUCH et al., 2015; KIRAN e PRAKASH, 2015), sendo essa a principal vantagem dos OEs em relação aos produtos sintéticos. Outra vantagem é que os OEs são rapidamente degradadas, em razão da sua alta volatilização (MAEDEH et al., 2012), e portanto causam menos impacto ao meio ambiente (KHANI et al., 2017), e podem ser utilizados na produção orgânica de sementes (SPADARO et al., 2017).

REFERÊNCIAS

AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. URL http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: JAN. 2020.

ANŽLOVAR, S.; LIKAR, M.; KOCE, J. D. Antifungal potential of thyme essential oil as a preservative for storage of wheat seeds. **Acta Botanica Croatica**, v. 76, n. 1, p. 64–71, 2017.

DE ARAÚJO, A. M. N.; FARONI, L. R. D.; DE OLIVEIRA, J. V.; et al. Lethal and sublethal responses of *Sitophilus zeamais* populations to essential oils. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 2, p. 589–600, 2016.

ARAÚJO, A. M. N. DE; OLIVEIRA, J. V. DE; FRANÇA, S. M.; et al. Toxicity and repellency of essential oils in the management of *Sitophilus zeamais*. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 23, n. 5, p. 372–377, 2019.

ATHANASSIOU, C. G.; KAVALLIERATOS, N. G.; CAMPBELL, J. F. Competition of three species of *Sitophilus* on rice and maize. **PLoS ONE**, v. 12, n. 3, p. 1–12, 2017.

AWADALLA, S. S.; ZAYED, G. M.; HASHEM, A. S. Chemical Composition and Bioactivity of Three Plant Essential Oils against *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Sitophilus oryzae* (L.). **Journal of Plant Prot and Path**, v. 8, n. 10, p. 535–539, 2017.

BACHROUCH, O.; FERJANI, N.; HAOUEL, S.; JEMÂA, J. M. BEN. Major compounds and insecticidal activities of two Tunisian *Artemisia* essential oils toward two major coleopteran pests. **Industrial Crops and Products**, v. 65, p. 127–133, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.12.007>>. .

BACHROUCH, O.; JEMÂA, J. M. BEN; TALOU, T.; MARZOUK, B.; ABDERRABA, M. Fumigant toxicity of *Pistacia lentiscus* essential oil against

Tribolium castaneum and *Lasioderma serricorne*. **Bulletin of Insectology**, v. 63, n. 1, p. 129–135, 2010.

BENTO, M. G. R. Avaliação da atividade fungicida de óleos essenciais e suas substâncias ativas no controlo de fungos de armazenamento. Lisboa, 2016. 121f. Dissertação (Mestrado). Universidade de Lisboa, Lisboa, 2016.

BENZI, V.; STEFANAZZI, N.; MURRAY, A. P.; WERDIN GONZÁLEZ, J. O.; FERRERO, A. Composition, Repellent, and Insecticidal Activities of Two South American Plants against the Stored Grain Pests *Tribolium castaneum* and *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae) . **ISRN Entomology**, v. 2014, p. 1–5, 2014.

BORÉM, A. **Melhoramento de espécies cultivadas**. Minas Gerais: ed. UFV, 1999. 817p

BOŽIK, M.; CÍ SAROVÁ, M.; TANČ INOVÁ, D.; et al. Selected essential oil vapours inhibit growth of *Aspergillus* spp. in oats with improved consumer acceptability. **Industrial Crops and Products**, v. 98, p. 146–152, 2017.

CAMPOLO, O.; GIUNTI, G.; RUSSO, A.; PALMERI, V.; ZAPPALÀ, L. Essential Oils in Stored Product Insect Pest Control. **Journal of Food Quality**, v. 2018, 2018.

CARDOSO, J. R. Manejo Integrado de Pragas de Grãos Armazenados. Porto Alegre, 2009. 33 f. Monografia (Pós-graduação *Lato Sensu*). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, UFRGS, 2009.

VAN DEN DOOL, H.; DEC. KRATZ, P. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas—liquid partition chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 11, n. 3, p. 463–471, 1963. Disponível em:
<<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S002196730180947X>> . .

EBADOLLAHI, A.; JALALI SENDI, J. A review on recent research results on bio-effects of plant essential oils against major Coleopteran insect pests. **Toxin Reviews**, v. 34, n. 2, p. 76–91, 2015. Informa Healthcare USA, Inc. Disponível

em: <<http://dx.doi.org/10.3109/15569543.2015.1023956>>. .

EBADOLLAHI, A.; ZAVIEH, E. A.; NAZIFI, A.; et al. Chemical composition and bio-pesticidal values of essential oil isolated from the seed of *Heracleum persicum* Desf. ex Fischer (Apiaceae). **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 4, p. 1166–1174, 2014.

FAO - *Food and Agriculture Organization of the United Nations*. 2017. Available on: <<http://www.fao.org/countryprofiles/index/en/?iso3=BRA>>. Accessed on: SET. 2019

FOUAD, H. A.; DA CAMARA, C. A. G. Chemical composition and bioactivity of peel oils from *Citrus aurantiifolia* and *Citrus reticulata* and enantiomers of their major constituent against *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 73, p. 30–36, 2017. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jspr.2017.06.001>>. .

FRANZ, A. R.; KNAAK, N.; FIUZA, L. M. Toxic effects of essential plant oils in adult *Sitophilus oryzae* (Linnaeus) (Coleoptera, Curculionidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 1, p. 116–120, 2011.

FREITAS, R. C. P.; FARONI, L. R. D. A.; HADDI, K.; VITERI JUMBO, L. O.; OLIVEIRA, E. E. Allyl isothiocyanate actions on populations of *Sitophilus zeamais* resistant to phosphine: Toxicity, emergence inhibition and repellency. **Journal of Stored Products Research**, v. 69, p. 257–264, 2016.

GALVÃO, J. G.; GUERREIRO, M. C.; SOUZA, J. A. DE; COURA, S. M. DA C. Uso do fungo *Fusarium oxysporum* como indicador de ametrina, através da medida de biomassa, pela quantificação do ergosterol. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, n. 4, p. 840–845, 2003.

GARCÍA-DÍAZ, M.; PATIÑO, B.; VÁZQUEZ, C.; GIL-SERNA, J. A Novel Niosome-Encapsulated Essential Oil Formulation to Prevent *Aspergillus flavus* Growth and Aflatoxin Contamination of Maize Grains During Storage. **Toxins**, v. 11, n. 11, 2019.

GARCIA, D.; VECHIATO, M. H.; MENTEN, J. O. M. Efeito de fungicidas no

controle de *Fusarium graminearum*, germinação, emergência e altura de plântulas em sementes de trigo. **Summa Phytopathologica**, v. 34, n. 3, p. 280–283, 2008.

GARCIA, M. V.; MATIAS, J.; BARROS, J. C.; et al. Chemical identification of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil and its acaricidal effect on ticks. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 4, p. 405–411, 2012.

GOES, R. H. T. B.; SILVA, L.H.X.; SOUZA, K. A. **Alimentos e Alimentação Animal**. 1. ed. Dourados: UFGD Editora, 2013. v. 200. 79p.

HU, J.; WANG, W.; DAI, J.; ZHU, L. Chemical composition and biological activity against *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) of *Artemisia brachyloba* essential oil. **Industrial Crops and Products**, v. 128, n. June 2018, p. 29–37, 2019. Elsevier. Disponível em:
<<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.10.076>>. .

ISHAQ, M.; TAHIRA, R.; JAVED, A.; et al. Lemongrass essential oil as an alternate approach to manage seed associated fungi of wheat and rice. **International Journal of Agriculture and Biology**, v. 19, n. 6, p. 1301–1306, 2017.

ISMAN, M. B. Plant essential oils for pest and disease management. **Crop Protection**, v. 19, n. 8–10, p. 603–608, 2000.

ISMAN, M. B. Commercial development of plant essential oils and their constituents as active ingredients in bioinsecticides. **Phytochemistry Reviews**, v. 9, 2019. Springer Netherlands. Disponível em:
<<https://doi.org/10.1007/s11101-019-09653-9>>. .

ISMAN, M. B.; GRIENEISEN, M. L. Botanical insecticide research: Many publications, limited useful data. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 3, p. 140–145, 2014. Elsevier Ltd. Disponível em:
<<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2013.11.005>>. .

JAYAKUMAR, M.; ARIVOLI, S.; RAVEEN, R.; TENNYSON, S. Repellent

activity and fumigant toxicity of a few plant oils against the adult rice weevil *Sitophilus oryzae* Linnaeus 1763 (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of entomology and zoology studies**, v. 5, n. 2, p. 324–335, 2017.

KAGUCHIA, S. M.; GITAH, S. M.; THORUWA, C. L.; BIRGEN, J. K.; HASSANALI, A. Bioefficacy of Selected Plant Extracts against *Sitophilus zeamais* on Post-Harvest Management of *Zea mays*. **The Journal of Phytopharmacology**, v. 7, n. 4, p. 384–391, 2018.

KALAGATUR, N. K.; MUDILI, V.; SIDDAIAH, C.; et al. Antagonistic activity of *Ocimum sanctum* L. essential oil on growth and zearalenone production by *Fusarium graminearum* in maize grains. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, n. SEP, p. 1–11, 2015.

KHANI, A.; ASGHARI, J. Insecticide Activity of Essential Oils of *Mentha longifolia*, *Pulicaria gnaphalodes* and *Achillea wilhelmsii* Against Two Stored Product Pests, the Flour Beetle, *Tribolium castaneum*, and the Cowpea Weevil, *Callosobruchus maculatus*. **Journal of Insect Science**, v. 12, n. 73, p. 1–10, 2012.

KHANI, A.; RASHID, B.; MIRSHEKAR, A. Chemical composition and insecticidal efficacy of *Juniperus polycarpus* and *Juniperus sabina* essential oils against *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). **International Journal of Food Properties**, v. 20, p. 1221–1229, 2017.

KHANI, M.; MAROUF, A.; AMINI, S.; et al. Efficacy of Three Herbal Essential Oils Against Rice Weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 20, n. 4, p. 937–950, 2017.

KIRAN, S.; PRAKASH, B. Toxicity and biochemical efficacy of chemically characterized *Rosmarinus officinalis* essential oil against *Sitophilus oryzae* and *Oryzaephilus surinamensis*. **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 817–823, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.073>> . .

KUMAR, A.; SHUKLA, R.; SINGH, P.; SINGH, A. K.; DUBEY, N. K. Use of essential oil from *Mentha arvensis* L. to control storage moulds and insects in

stored chickpea. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 89, n. 15, p. 2643–2649, 2009.

KUMAR, P.; MISHRA, S.; KUMAR, A.; KUMAR, S.; PRASAD, C. S. *In vivo* and *in vitro* control activity of plant essential oils against three strains of *Aspergillus niger*. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 24, n. 27, p. 21948–21959, 2017. Environmental Science and Pollution Research.

KUMAR, P.; MISHRA, S.; MALIK, A.; SATYA, S. Insecticidal properties of *Mentha* species: A review. **Industrial Crops and Products**, v. 34, n. 1, p. 802–817, 2011. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.02.019>>. .

KUMAR, R.; KUMAR, A.; PRASA, C.; DUBEY, N.; SAMANT, R. Insecticidal activity *Aegle marmelos* (L.) Correa essential oil against four stored grain insect pests. **Internation Journal of Food Safety**, v. 10, p. 39–49, 2008. Disponível em: <<http://www.internetjfs.org/articles/ijfsv10-7.pdf>>. .

LÓPEZ, A. G.; THEUMER, M. G.; ZYGADLO, J. A.; RUBINSTEIN, H. R. Aromatic plants essential oils activity on *Fusarium verticillioides* Fumonisin B(1) production in corn grain. **Mycopathologia**, v. 158, n. 3, p. 343–349, 2004.

LORINI, I. Manejo integrado de pragas de produtos armazenados. **Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária**, p. 56–74, 2009.

MAEDEH, M.; HAMZEH, I.; HOSSEIN, D. Bioactivity of Essential Oil from *Zingiber officinale* (*Zingiberaceae*) Against Three Stored-Product Insect Species. , v. 15, n. 1, p. 122–133, 2012.

MAEDEH, M.; HAMZEH, I.; HOSSEIN, D.; MAJID, A.; REZA, R. K. Bioactivity of essential oil from *Satureja hortensis* (Lamiaceae) against three stored-product insect species. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, n. 1, p. 6620–6627, 2011.

MARANGONI, C.; DE MOURA, N. F.; GARCIA, F. R. M. Utilização De Óleos Essenciais E Extratos De Plantas No Controle De Insetos. **REVISTA DE CIÊNCIAS AMBIENTAIS**, v. 6, n. 2, p. 92–112, 2012.

MARÍN, S.; VELLUTI, A.; MUÑOZ, A.; RAMOS, A. J.; SANCHIS, V. Control of fumonisin B1 accumulation in naturally contaminated maize inoculated with *Fusarium verticillioides* and *Fusarium proliferatum*, by cinnamon, clove, lemongrass, oregano and palmarosa essential oils. **European Food Research and Technology**, v. 217, n. 4, p. 332–337, 2003.

MEDJDOUB, K.; BENOMARI, F. Z.; DJABOU, N.; et al. Antifungal and Insecticidal Activities of Essential Oils of Four *Mentha* Species. **Jundishapur Journal of Natural Pharmaceutical Products**, v. In Press, n. In Press, p. 1–7, 2019.

MOGHADAM, H. D.; SANI, A. M.; SANGATASH, M. M. Antifungal activity of essential oil of *Ziziphora clinopodioides* and the inhibition of aflatoxin B1 production in maize grain. **Toxicology and Industrial Health**, v. 32, n. 3, p. 493–499, 2016.

MOHAPATRA, D.; KUMAR, S.; KOTWALIWALE, N.; SINGH, K. K. Critical factors responsible for fungi growth in stored food grains and non-Chemical approaches for their control. **Industrial Crops and Products**, v. 108, n. June, p. 162–182, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.039>>. .

MORCIA, C.; MALNATI, M.; TERZI, V. *In vitro* antifungal activity of terpinen-4-ol, eugenol, carvone, 1,8-cineole (eucalyptol) and thymol against mycotoxigenic plant pathogens. **Food Additives & Contaminants: Part A**, , n. March 2013, p. 1–8, 2012. Disponível em: <<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/19440049.2011.643458>>. .

MORCIA, C.; TUMINO, G.; GHIZZONI, R.; et al. *In vitro* evaluation of sub-lethal concentrations of plant-derived antifungal compounds on *Fusarium* growth and mycotoxin production. **Molecules**, v. 22, n. 8, 2017.

MOSSI, A. J.; ASTOLFI, V.; KUBIAK, G.; et al. Insecticidal and repellency activity of essential oil of *Eucalyptus* sp. against *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera, Curculionidae). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 91, n. 2, p. 273–277, 2011.

NENAAH, G. E. Bioactivity of powders and essential oils of three Asteraceae plants as post-harvest grain protectants against three major coleopteran pests. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 17, n. 4, p. 701–709, 2014a.

NENAAH, G. E. Chemical composition, insecticidal and repellence activities of essential oils of three *Achillea* species against the Khapra beetle (Coleoptera: Dermestidae). **Journal of Pest Science**, v. 87, n. 2, p. 273–283, 2014b.

NENAAH, G. E. Chemical composition, toxicity and growth inhibitory activities of essential oils of three *Achillea* species and their nano-emulsions against *Tribolium castaneum* (Herbst). **Industrial Crops and Products**, v. 53, p. 252–260, 2014c. Elsevier B.V. Disponível em:
<<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.12.042>>. .

NENAAH, G. E.; IBRAHIM, S. I. A. Chemical composition and the insecticidal activity of certain plants applied as powders and essential oils against two stored-products coleopteran beetles. **Journal of Pest Science**, v. 84, n. 3, p. 393–402, 2011.

NESCI, A.; BARRA, P.; ETCHEVERRY, M. Integrated management of insect vectors of *Aspergillus flavus* in stored maize, using synthetic antioxidants and natural phytochemicals. **Journal of Stored Products Research**, v. 47, n. 3, p. 231–237, 2011. Elsevier Ltd. Disponível em:
<<http://dx.doi.org/10.1016/j.jspr.2011.03.003>>. .

OBOH, G.; ADEMOSUN, A. O.; OLUMUYIWA, T. A.; et al. Insecticidal activity of essential oil from orange peels (*Citrus sinensis*) against *Tribolium confusum*, *Callosobruchus maculatus* and *Sitophilus oryzae* and its inhibitory effects on acetylcholinesterase and Na⁺/K⁺-ATPase activities. **Phytoparasitica**, v. 45, n. 4, p. 501–508, 2017. Phytoparasitica.

OGENDO, J. O.; KOSTYUKOVSKY, M.; RAVID, U.; et al. Bioactivity of *Ocimum gratissimum* L . oil and two of its constituents against five insect pests attacking stored food products. **Journal of Stored Products Research**, v. 44, p. 328–334 Contents, 2008.

OLIVEIRA, A. P.; SANTANA, A. S.; SANTANA, E. D. R.; et al. Nanoformulation

prototype of the essential oil of *Lippia sidoides* and thymol to population management of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Industrial Crops and Products**, v. 107, n. March, p. 198–205, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.05.046>>. .

OLIVEIRA, A. P.; SANTOS, A. A.; SANTANA, A. S.; et al. Essential oil of *Lippia sidoides* and its major compound thymol: Toxicity and walking response of populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Crop Protection**, v. 112, n. March, p. 33–38, 2018. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.05.011>>. .

OLIVEIRA, B. M. S.; MELO, C. R.; ALVES, P. B.; et al. Essential oil of *Aristolochia trilobata*: Synthesis, routes of exposure, acute toxicity, binary mixtures and behavioral effects on leaf-cutting ants. **Molecules**, v. 22, n. 3, 2017.

PANDEY, A. K.; TRIPATHI, S.; SINGH, P. Plant essential oils: a substitute for conventional insecticides against *Tribolium species* (Coleoptera: Tenebrionidae)-achievements and challenges. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 51, n. 13–14, p. 696–728, 2018. Taylor & Francis. Disponível em: <<https://doi.org/10.1080/03235408.2018.1495875>>. .

PANDEY, R. R.; DUBEY, R. C.; SAINI, S. Phytochemical and antimicrobial studies on essential oils of some aromatic plants. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 28, p. 4364–4368, 2010.

PEIXOTO, M. G.; BACCI, L.; FITZGERALD BLANK, A.; et al. Toxicity and repellency of essential oils of *Lippia alba* chemotypes and their major monoterpenes against stored grain insects. **Industrial Crops and Products**, v. 71, p. 31–36, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.03.084>>. .

PERCZAK, A.; GWIAZDOWSKA, D.; MARCHWIŃSKA, K.; et al. Antifungal activity of selected essential oils against *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* and their secondary metabolites in wheat seeds. **Archives of Microbiology**, v. 201, n. 8, p. 1085–1097, 2019. Springer Berlin Heidelberg.

Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00203-019-01673-5>>. .

PEREIRA, P. R. V. DA S.; ALMEIDA, L. M. DE. Chaves para a identificação dos principais Coleoptera (Insecta) associados com produtos armazenados. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. 1, p. 271–283, 2001.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D. A.; GUEDES, R. N. C.; SOUSA, A. H.; TÓTOLA, M. R. Phosphine resistance in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 45, n. 1, p. 71–74, 2009.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D.; BATISTA, M. D.; SILVA, F. H. DA. Resistance of stored-product insects to phosphine. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 12, p. 1671–1676, 2008.

PIMIENTA-RAMÍREZ, L.; GARCÍA-RODRÍGUEZ, Y. M.; RÍOS-RAMÍREZ, E. M.; LINDIG-CISNEROS, R.; ESPINOSA-GARCÍA, F. J. Chemical composition and evaluation of the essential oil from *Eupatorium glabratum* as biopesticide against *Sitophilus zeamais* and several stored maize fungi. **Journal of Essential Oil Research**, v. 28, n. 2, p. 113–120, 2016. Taylor & Francis. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/10412905.2015.1093969>>. .

PIZZOLITTO, R. P.; JACQUAT, A. G.; USSEGLIO, V. L.; et al. Quantitative-structure-activity relationship study to predict the antifungal activity of essential oils against *Fusarium verticillioides*. **Food Control**, v. 108, n. August 2019, p. 106836, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.106836>>. .

PROCÓPIO, S. DE O.; VENDRAMIM, J. D.; RIBEIRO JÚNIOR, J. I.; SANTOS, J. B. DOS. Bioatividade de diversos pós de origem vegetal em relação A *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, n. 6, p. 1231–1236, 2003.

PUGAZHVENDAN, S. R.; ROSS, P. R.; ELUMALAI, K. Insecticidal and repellent activities of plants oil against stored grain pest, *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae). **Asian Pacific Journal of Tropical Disease**, v. 2, n. SUPPL.1, 2012.

RAJA, N.; ALBERT, S.; IGNACIMUTHU, S.; DORN, S. Effect of plant volatile oils in protecting stored cowpea *Vigna unguiculata* (L.) Walpers against *Callosobruchus maculatus* (F.) (Coleoptera: Bruchidae) infestation. **Journal of Stored Products Research**, v. 37, n. 2, p. 127–132, 2001.

RAJKUMAR, V.; GUNASEKARAN, C.; CHRISTY, I. K.; et al. Toxicity, antifeedant and biochemical efficacy of *Mentha piperita* L. essential oil and their major constituents against stored grain pest. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 156, p. 138–144, 2019. Elsevier Inc. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.02.016>>. .

RASOOLI, I.; REZAEI, M. B.; ALLAMEH, A. Growth inhibition and morphological alterations of *Aspergillus niger* by essential oils from *Thymus eriocalyx* and *Thymus x-porlock*. **Food Control**, v. 17, n. 5, p. 359–364, 2006.

REGNAULT-ROGER, C.; PHILOGÈNE, B. J. R. Past and current prospects for the use of botanicals and plant allelochemicals in integrated pest management. **Pharmaceutical Biology**, v. 46, n. 1–2, p. 41–52, 2008.

RIBEIRO, A. V.; FARIAS, E. DE S.; SANTOS, A. A.; et al. Selection of an essential oil from *Corymbia* and *Eucalyptus* plants against *Ascia monuste* and its selectivity to two non-target organisms. **Crop Protection**, v. 110, p. 207–213, 2018.

RIBEIRO, B. M.; GUEDES, R. N. C.; OLIVEIRA, E. E.; SANTOS, J. P. Insecticide resistance and synergism in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 39, n. 1, p. 21–31, 2003.

RIBEIRO, L. P.; COSTA, E. C.; KARLEC, F.; BIDINOTO, V. M. Controle De *Sitophilus Zeamais* Mots . (Coleoptera): Efficacy Evaluation of Mineral Inert Powders To Control *Sitophilus Zeamais* Mots . (Coleoptera : Curculionidae). **Revista da FZVA**, v. 15, n. 2, p. 19–27, 2008.

RIBEIRO, L. P.; LOVATTO, M.; VENDRAMIM, J. D. Avaliação da eficácia de duas formulações comerciais de terra de diatomácea no controle do gorgulho-do-milho com base em parâmetros toxicológicos. **Agropecuária Catarinense**,

v. 31, n. 1, p. 56–60, 2018. Disponível em:

<<http://publicacoes.epagri.sc.gov.br/index.php/RAC/article/view/111/220>>. .

RIBEIRO, L. P.; VENDRAMIM, J. D. ASSOCIAÇÃO DE EXTRATOS VEGETAIS E TERRA DE DIATOMÁCEA NO CONTROLE DO GORGULHO-DO-MILHO *Sitophilus zeamais* MOTS. (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE). **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 9, n. 1, p. 9–16, 2019.

ROSELLÓ, J.; SEMPERE, F.; SANZ-BERZOSA, I.; CHIRALT, A.; SANTAMARINA, M. P. Antifungal activity and potential use of essential oils against *Fusarium culmorum* and *Fusarium verticillioides*. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 18, n. 2, p. 359–367, 2015.

SAEIDI, K.; PEZHMANN, H. Insecticidal Activity of Four Plant Essential Oils against Two Stored Product Beetles. **Entomology, Ornithology & Herpetology: Current Research**, v. 07, n. 03, p. 3–7, 2018.

SAHAB, A. F.; ALY, S.; HATHOUT, A. S.; ZIEDAN, E. S. H.; SABRY, B. A. Application of Some Plant Essential Oils to Control *Fusarium* Isolates Associated with Freshly Harvested Maize in Egypt. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 17, n. 6, p. 1146–1155, 2014.

SENDI, J. J.; EBADOLLAHI, A. Biological activities of essential oils. **Recent Progress in Medicinal Plants (RPMP): Essential Oils**, v. 37, p. 37–52, 2014.

SOUJANYA, P. L.; SEKHAR, J. C.; KUMAR, P.; et al. Potentiality of botanical agents for the management of post harvest insects of maize: a review. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 5, p. 2169–2184, 2016.

SOUZA, D. P.; PIMENTEL, R. B. Q.; SANTOS, A. S.; et al. Fungicidal properties and insights on the mechanisms of the action of volatile oils from Amazonian Aniba trees. **Industrial Crops and Products**, v. 143, n. October 2019, p. 111914, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111914>>. .

SPADARO, D.; HERFORTH-RAHMÉ, J.; VAN DER WOLF, J. Organic seed treatments of vegetables to prevent seedborne diseases. **Acta Horticulturae**,

v. 1164, p. 23–31, 2017.

SREENIVASA, M. Y.; DASS, R. S.; CHARITH RAJ, A. P.; et al. Assessment of the growth inhibiting effect of some plant essential oils on different *Fusarium* species isolated from sorghum and maize grains. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v. 118, n. 6, p. 208–213, 2011.

SUMALAN, R. M.; ALEXA, E.; POIANA, M. A. Assessment of inhibitory potential of essential oils on natural mycoflora and *Fusarium* mycotoxins production in wheat. **Chemistry Central Journal**, v. 7, n. 1, p. 1–12, 2013.

TAMGNO, B. R.; NGAMO TINKEU, L. S.; DJIETO-LORDON, C.; NGASSOUM, M. B. Powdery Formulation of Essential Oils for the Control of Rice Weevil *Sitophilus Oryzae* L. (Coleoptera: Curculionidae). **International Journal of Agriculture Environment and Bioresearch**, v. 04, n. 03, p. 24–36, 2019.

TANG, X.; SHAO, Y. L.; TANG, Y. J.; ZHOU, W. W. Antifungal activity of essential oil compounds (geraniol and citral) and inhibitory mechanisms on grain pathogens (*Aspergillus flavus* and *Aspergillus ochraceus*). **Molecules**, v. 23, n. 9, 2018.

TIBOLA, C. S.; DE MORI, C.; GUARIENTI, E. M.; LORINI, I.; LIMA, M. I. P. M.; MIRANDA, M. Z. **Gestão da qualidade do trigo na pós-colheita**. Embrapa Trigo, Cap. 16, p. 391-426. 2011.

TOMAZONI, E. Z.; GRIGGIO, G. S.; BROILO, E. P.; et al. Screening for inhibitory activity of essential oils on fungal tomato pathogen *Stemphylium solani* Weber. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 16, p. 364–372, 2018. Elsevier Ltd. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.bcab.2018.08.012>>. .

TRIVEDI; NAYAK; KUMAR. Fumigant toxicity study of different essential oils against stored grain pest *Callosobruchus chinensis*. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 6, n. 4, p. 1708–1711, 2017.

UPADHYAY, N.; DWIVEDY, A. K.; KUMAR, M.; PRAKASH, B.; DUBEY, N. K. Essential Oils as Eco-friendly Alternatives to Synthetic Pesticides for the Control

of *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae). **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 21, n. 2, p. 282–297, 2018.

VILELA, G. R.; ALMEIDA, G. S.; D'ARCE, M. A. B. R.; et al. Activity of essential oil and its major compound, 1,8-cineole, from *Eucalyptus globulus* Labill., against the storage fungi *Aspergillus flavus* Link and *Aspergillus parasiticus* Speare. **Journal of Stored Products Research**, v. 45, n. 2, p. 108–111, 2009.

CAPÍTULO 02 – ATIVIDADE INSETICIDA E TOXICIDADE DE ÓLEOS ESSENCIAIS CONTRA DOIS INSETOS DE PRODUTOS ARMAZENADOS

RESUMO

O gorgulho do trigo (*Sitophilus oryzae* Linnaeus) e o gorgulho do milho (*Sitophilus zeamais* Motschulsky) (Coleoptera: Curculionidae) são as principais pragas de armazenamento. O uso indiscriminado de inseticidas sintéticos para seu controle promoveu a ocorrência de raças resistentes. Uma estratégia alternativa é a utilização de óleos essenciais (OEs), obtidos a partir de plantas medicinais e aromáticas, as quais possuem potencial inseticida. Esse estudo teve como objetivo avaliar o efeito inseticida dos OEs de *Tagetes minuta* L., *Baccharis uncinella* DC, *Baccharis dracunculifolia* DC, *Salvia officinalis* L., *Mentha arvensis* L. e *Melaleuca alternifolia* C. contra de *S. zeamais* e *S. oryzae*. Foi realizada análise da composição química dos OEs pelo método de cromatografia gasosa. A seleção dos OEs com ação inseticida contra *S. oryzae* e *S. zeamais* foi realizada através do método de fumigação. O potencial de toxicidade do OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* foi avaliado por fumigação e contato. Foram avaliados pelo método de fumigação, o tempo letal e o tempo médio de sobrevivência de *S. oryzae* e *S. zeamais* submetidos aos OEs de *T. minuta* e *M. arvensis*, contra. Foram identificados um total de 10, 19, 21, 18, 20 e 17 compostos na composição química dos OEs de *T. minuta*, *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *S. officinalis*, *M. arvensis* e *M. alternifolia* respectivamente. Apenas os OE de *T. minuta* e de *M. arvensis* apresentaram atividade inseticida. O método de fumigação foi mais eficaz que o método por contato para ambos os OEs contra as duas espécies de gorgulhos. O OE de *M. arvensis* foi mais tóxico que o OE de *T. minuta* para *S. oryzae* e *S. zeamais*. O tempo letal para o OE de *T. minuta* matar 50% da população de *S. oryzae* e *S. zeamais* foi 14,48 e 25,29 h, respectivamente, e para o OE de *M. arvensis* o valor foi 8,89 h para *S. oryzae*, e 8,05 h para *S. zeamais*. O tempo médio de sobrevivência dos gorgulhos foi superior quando submetidos ao OE de *T. minuta*. O óleo essencial de *M. arvensis* demonstra ser um inseticida promissor no manejo de *S. oryzae* e *S. zeamais*.

Palavras-chave: Coleoptera; *Sitophilus zeamais*; *Sitophilus oryzae*; composição química

1. Introdução

O milho e o trigo desempenham papel fundamental na segurança alimentar humana (KAGUCHIA et al., 2018). De acordo com dados da FAO (2017), essas duas culturas apresentam-se como os cereais mais produzidos mundialmente, e o Brasil é um dos maiores produtores (FAO, 2017). Apesar da elevada produtividade, diversos fatores ocasionam perdas na pós-colheita, as quais representam de 15% a 50% do total produzido em países subdesenvolvidos ou em desenvolvimento (RIBEIRO et al., 2018).

Dentre os principais fatores que originam essas perdas na produtividade estão a presença e o ataque de pragas durante o período de armazenamento (RIBEIRO et al., 2018). Entre as pragas-chave está o gênero *Sitophilus*, sendo que no Brasil, destacam-se *Sitophilus zeamais* Motschulsky e *Sitophilus oryzae* Linnaeus (Coleoptera: Curculionidae), que atacam diversos produtos armazenados (LORINI, 2009). Esses insetos ocasionam danos quantitativos e qualitativos nos grãos e sementes em sistemas de armazenamento (RAJKUMAR et al., 2019), tanto na fase larval quanto na fase adulta (PESCHIUTTA et al., 2017). Os danos quantitativos estão relacionados a perda de peso do grão, e os danos qualitativos estão associados a perda do valor nutricional, contaminação com fragmentos dos insetos (KUMAR et al., 2011), além de afetar a germinação das sementes (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016).

O principal método de controle das pragas de grãos armazenados é expurgo, com a utilização de pastilhas de fosfeto de alumínio ou de magnésio (AGROFIT, 2019), popularmente conhecido como fosfina (FREITAS et al., 2016). Essa substância possui classificação toxicológica I, e a sua classificação ambiental é I. A fosfina é uma molécula extremamente volátil e tóxica aos insetos (AGROFIT, 2019), pois inibe a atividade enzimática da acetilcolinesterase (KIRAN e PRAKASH, 2015). O método por fumigação é o mais utilizado mundialmente para o controle de pragas de armazenamento (PESCHIUTTA et al., 2017), por ser rápido e eficaz (OGENDO et al., 2008). Devido a essas características, a fosfina é utilizada em larga escala e de forma indiscriminada, aumentando a pressão de seleção de populações de insetos resistentes a esse produto (RIBEIRO et al., 2003; PIMENTEL et al., 2008, 2009; RIBEIRO e VENDRAMIM, 2019).

Além dos inseticidas gasosos, os inseticidas líquidos são utilizados para o controle de infestações em sistemas de armazenamento (OBOH et al., 2017), os quais agem por contato. Os principais grupos químicos são carbamatos, epiretroides e organofosforados (KIRAN e PRAKASH, 2015). O pirimifos-metilico é um inseticida líquido utilizado no controle de pragas de armazenamento (HUANG e SUBRAMANYAM, 2005). A sua classe toxicológica é III e classificação ambiental é II (AGROFIT, 2019). Esse inseticida pertencente à classe dos organofosforados (OBENG-OFORI e AMITEYE, 2005), e portanto, seu modo de ação está associado à inibição da enzima acetilcolinesterase, ocasionando alterações no sistema nervoso e consequentemente a morte do inseto (DOS SANTOS et al., 2007). Assim como a fosfina, há relatos na literatura demonstrando que o seu uso recorrente ocasionou no surgimento de resistência de pragas de armazenamento (GUEDES et al., 1996; ODEYEMI et al., 2010; JULIO et al., 2017).

Por isso, a busca por produtos alternativos a esses inseticidas torna-se cada vez mais necessária (POLATOĞLU e KARAKOÇ, 2015; PESCHIUTTA et al., 2017). Entre as possíveis alternativas, estão o uso das plantas bioativas, que têm sido utilizadas como inseticidas naturais no controle de diversas pragas (ISMAN, 2000; ISMAN e GRIENEISEN, 2014; ISMAN, 2019). Há uma diversidade de espécies vegetais que podem ser utilizadas como extratos botânicos (RIBEIRO E VENDRAMIM, 2019), na forma de pós (Procópio et al. (2003 e Ribeiro et al. (2008) e óleos essenciais (OEs) (Chaaban et al., 2017).

Nos últimos anos, a eficácia dos OEs tem sido comprovada no controle de pragas de armazenamento, dentre elas, *S. zeamais* (PAULIQUEVIS e FAVERO, 2015; VEDOVATTO et al., 2015; ARAÚJO et al., 2016; OLIVEIRA et al., 2017), *S. oryzae* (ABDELGALEIL et al., 2015; JAYAKUMAR et al., 2017; KOUTSAVITI et al., 2018; LOUGRAIMZI et al., 2018), *Acanthoscelides obtectus* Say (DE CAMPOS et al., 2014; SCARIOT et al., 2016), *Rhyzopertha dominica* Fabricius (PAULIQUEVIS et al., 2013; BRAHMI et al., 2016) e *Tribolium castaneum* Herbst (CHAUBEY, 2011; HU et al., 2019).

Os OEs apresentam diversas vantagens em relação ao uso dos inseticidas sintéticos, são menos agressivos ao meio ambiente (KHANI, M. et al. (2017), alguns são seletivos e possuem pouco efeito em organismos não-alvo (KHANI, A. et al., 2017), são biodegradáveis, agem em diversos sítios de ação,

reduzindo o surgimento de resistência (KIRAN e PRAKASH, 2015), são obtidos de fonte renovável e apresentam menor toxicidade a mamíferos (OBOH et al., 2017). Outro aspecto que destaca a importância do uso dos OEs é a sua aplicabilidade no controle de pragas em sistemas orgânicos (PLATA-RUEDA et al., 2017), visando a produção de alimentos e sementes orgânicas (PARK e TAK, 2016; BENELLI et al., 2018)

A ação inseticida de espécies das famílias Asteraceae, Lamiaceae (ABDELGALEIL et al., 2015; POLATOĞLU e KARAKOÇ, 2015), Annonaceae (SOONWERA, 2015) e Myrtaceae (RAJENDRAN e SRIRANJINI, 2008; REYES et al., 2019) é atribuída à variedade de compostos químicos presentes nos OEs de diversas espécies (EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015). Nesse contexto, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito inseticida dos OEs de *Tagetes minuta* (Asteraceae), *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae), *Baccharis uncinella* (Asteraceae), *Mentha arvensis* (Lamiaceae), *Salvia officinalis* (Laminaceae) e *Melaleuca alternifolia* (Myrtaceae) no controle de *S. zeamais* e *S. oryzae*.

2. Material e Métodos

2.1 Criação de *S. zeamais* e *S. oryzae*

Para início da criação-estoque, adultos de *S. zeamais* e *S. oryzae* foram coletados em grãos armazenados em silos da região metropolitana de Curitiba, PR, e em grãos comercializados na Central de Abastecimento de Curitiba - Ceasa. A identificação das espécies foi confirmada por meio da análise dos caracteres da genitália dos adultos (PEREIRA e ALMEIDA, 2001).

Para o estabelecimento da criação em laboratório foi utilizada a metodologia proposta por Oliveira et al. (2017), com modificações. Os insetos foram mantidos em laboratório em recipientes plásticos com capacidade de 1 kg, com tampa vedada com tecido voil. Como substrato para alimentação foi adicionado 15 g de farelo de milho e 15 g de gérmen de trigo, sendo que além desses elementos, foram depositados 500 g de milho para *S. zeamais* e 500 g de trigo para *S. oryzae*. A alimentação foi trocada em intervalos de 15 dias a fim de evitar a contaminação fúngica. A criação-estoque foi mantida em condições

controladas, $25 \pm 2^\circ \text{C}$, Umidade Relativa (UR) de $70 \pm 10 \%$ e em completa escuridão.

2.2 Obtenção dos óleos essenciais

Para a obtenção do OE de *T. minuta* foi realizada em 2019 uma coleta de material vegetal no município de Almirante Tamandaré, no estado do Paraná, Brasil ($25^\circ 341'226'' \text{S}$ e $49^\circ 322' 132'' \text{W}$). Enquanto que, para a obtenção dos OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* foi realizada no mesmo ano, uma coleta do material vegetal no município de Piraquara, no estado do Paraná, Brasil ($25^\circ 516' 390'' \text{S}$ e $49^\circ 022' 702'' \text{W}$). As espécies da família Asteraceae foram coletadas durante o mês de maio no momento da sua floração para (ESPÍRITO-SANTO et al., 2003; FABIANE et al., 2008; CHAABAN et al., 2017).

A Rede de Bioprospecção e Inovação da Floresta Atlântica (REBIFLORA) autorizou a coleta do material vegetal. O número de acesso no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SISGEN) é A46F9B9 para *T. minuta* e AC74344 para as espécies de *Baccharis*.

O OE de *T. minuta* foi extraído da parte aérea útil, definida como caule verde (de até 2 mm de diâmetro), folhas e flores (CHAABAN et al., 2017), e os OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* também foram extraídos da parte aérea útil (FRIZZO et al., 2008). A extração do OE de *T. minuta* foi realizada por hidrodestilação em aparelho graduado *Clevenger* (WASICKY, 1963) por 4 horas (CHAABAN et al., 2017), enquanto que os OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* foram extraídos por arraste a vapor em dorna por um período de 3 horas (FABIANE et al., 2008).

Os OEs de *S. officinalis* e *M. alternifolia* foram adquiridos na empresa Now® (Bloomington, Illinois, Estados Unidos da América), e o OE de *M. arvensis* na empresa Farmanilquima® (Curitiba, Paraná, Brasil). Todos os OEs foram armazenados em vidro âmbar e acondicionados em freezer -20°C até o momento da análise e dos bioensaios (CHAABAN et al., 2017).

2.3 Identificação da composição química dos óleos

As análises da composição química dos OEs testados foram realizadas por cromatografia gasosa, com uso dos cromatógrafos GC/FID (Agilent 7890A) e GC/MS (Shimadzu-2010 Plus), ambos equipados com coluna capilar HP-5MS (30 m x 0,25 mm x 0,25 μm). Como gás de arraste foi utilizado o hidrogênio para GC/FID (fluxo de 2,4 mL min^{-1}) e hélio para GC/MS (fluxo de 1,0 mL min^{-1}). A temperatura inicial do forno foi de 60° C, elevando-se a 240° C na razão de 3° C/minuto. A identificação dos compostos químicos foi realizada através do cálculo da retenção linear pela cadeia de alcanos: C7 – C30 (VAN DEN DOOL e DEC. KRATZ, 1963). A identificação dos constituintes dos OEs foi realizada através de pesquisa na espectroteca, comparando-se os índices de retenção calculados com dados da literatura (ADAMS, 2007).

2.4 Bioensaios

2.4.1 Seleção dos OEs com atividade inseticida contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

Foi realizado um teste preliminar para seleção dos OEs mais eficientes no controle de *S. zeamais* e *S. oryzae*, sendo escolhidos aqueles tratamentos cujos insetos apresentaram mortalidade $\geq 80\%$, pois segundo Bacci et al. (2007), Silva et al. (2011) e Filomeno et al. (2017) essa é a norma utilizada pelo Ministério da Agricultura do Brasil para registro como inseticida. Os tratamentos foram OEs *T. minuta*, *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *S. officinalis*, *M. arvensis* e *M. alternifolia* avaliados na concentração de 100 $\mu\text{L/L}$ de ar (BHAVYA et al., 2018), via fumigação. O solvente utilizado foi acetona (ALPHA024, 99,5 % P.A.), sendo usado como controle negativo (OLIVEIRA et al., 2018). O inseticida sintético pirimifos-metilico (Actellic 500 EC), na concentração de 16 mL/L, foi usado como controle positivo (AGROFIT, 2019).

Esta etapa experimental foi realizada em delineamento inteiramente casualizado. Cada tratamento constou de três repetições, e em cada repetição foram utilizados 20 insetos adultos não sexados (HU et al., 2019), com idade entre 3 a 8 dias. Foram realizadas quatro repetições no tempo, totalizando 240 insetos de cada espécie por tratamento no final do experimento.

A metodologia utilizada seguiu a proposta por Reyes et al. (2019), com modificações. Foram usados recipientes de plástico com capacidade de 145 mL,

forrados com discos de papel filtro com 7,5 cm de diâmetro. Com o auxílio de uma pipeta Kasvi basic (volume de 100-1000 μL), foi aplicado no papel filtro 0,2 mL da solução (KAMANULA et al., 2017). Os recipientes foram deixados em ambiente por 7 minutos para permitir a evaporação da acetona, e, em seguida, foram confinados os insetos adultos, posteriormente, os recipientes foram fechados e mantidos em condições controladas ($25 \pm 2^\circ \text{C}$, Umidade Relativa de $70 \pm 10 \%$ e em completa escuridão). A avaliação da mortalidade dos insetos foi feita 48 h após o confinamento (ARAÚJO et al., 2019).

2.4.2 Potencial inseticida do OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

No segundo bioensaio, os tratamentos mais eficazes do bioensaio anterior foram utilizados em diferentes concentrações para a obtenção de um parâmetro de mortalidade entre $>1 \%$ e $<99 \%$ visando estimar a concentração letal (CL_{50} e CL_{90}) (OLIVEIRA et al., 2018).

Foram realizados dois experimentos, fumigação e contato, para avaliação da toxicidade dos OEs de *T. minuta* e *M. arvensis*, para ambos gorgulhos. Os tratamentos foram diluídos nas concentrações de 1,0; 2,5; 4,0; 5,5; 7,0; 8,5 e 10 % (BACCARI et al., 2020), o que corresponde aos valores de 10, 25, 40, 55, 70, 85, 100 $\mu\text{L/L}$ de ar no método por fumigação, para estimativa da concentração letal (CL_{50} e CL_{90}) nos dois experimentos. O solvente utilizado foi acetona (ALPHA024, 99,5 % P.A.), sendo usado como controle negativo (OLIVEIRA et al., 2018). O inseticida sintético pirimifos-metilico (Actellic 500 EC), na concentração de 16 mL/L^{-1} , foi usado como controle positivo (AGROFIT, 2019).

O delineamento foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial (2 óleos x 7 concentrações x 2 insetos). Cada tratamento constou de três repetições, e em cada repetição foram utilizados 20 insetos adultos não sexados (HU et al., 2019), com idade entre 3 a 8 dias. Foram realizadas quatro repetições no tempo, totalizando 240 insetos para ambas as espécies por concentração para cada OE.

Para o bioensaio de toxicidade por fumigação, o mesmo procedimento descrito no teste de seleção dos OEs foi utilizado.

No bioensaio de toxicidade por contato, com papel filtro, foi adotada a metodologia proposta por Hu et al. (2019), com modificações. Os insetos foram colocados em recipientes de plástico com capacidade de 145 mL, forrados com discos de papel filtro (7,5 cm de diâmetro). Com o auxílio de uma pipeta Kasvi basic (volume de 100-1000 µL) foram aplicados 0,2 mL (KAMANULA et al., 2017) da solução contemplando os insetos e o papel filtro. Os tratamentos foram deixados em ambiente por 7 minutos para evaporação do solvente, os recipientes foram mantidos abertos com tecido *voil*, e mantidos em condições controladas ($25 \pm 2^\circ$ C, Umidade Relativa de 70 ± 10 % e em completa escuridão). A avaliação da mortalidade dos insetos foi feita 48h após a aplicação dos tratamentos (ARAÚJO et al., 2019).

2.4.3 Tempo letal (TL) de ação dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta* contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

Foi realizado um experimento para determinação do tempo letal (TL₅₀) dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta* contra *S. oryzae* e *S. zeamais*. Os tratamentos foram a CL₉₀ (REYES et al., 2019) obtida pelo bioensaio de fumigação dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*, além do controle positivo e negativo. O procedimento para a realização do bioensaio foi o mesmo descrito para o experimento de fumigação no teste de seleção dos OEs.

O delineamento foi inteiramente casualizado. Utilizou-se dez repetições por tratamento. O experimento foi repetido por três vezes ao longo do tempo. A avaliação da mortalidade foi realizada a cada 6 h até o período de 24 h, em seguida, foi avaliado a cada 4 h até completar o período de 48 h, totalizando dez avaliações, após a aplicação do tratamento. O intervalo de avaliação da mortalidade foi determinado a partir de resultados preliminares.

2.4.4. Tempo médio de sobrevivência (TMS) de *S. oryzae* e *S. zeamais* submetidos aos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*

Para avaliação do tempo médio de sobrevivência (TMS) de *S. oryzae* e *S. zeamais*, os tratamentos testados foram a CL₉₀ obtida pelo bioensaio de fumigação dos OEs de *M. arvensis* e de *T. minuta*, além do controle positivo e

negativo. O procedimento para a realização e avaliação do bioensaio foi o mesmo utilizado para o experimento de tempo letal (TL₅₀).

2.5 Análise estatística

Todos os valores de mortalidade obtidos nos bioensaios foram corrigidos por Abbott (1925) e submetidos às respectivas análises.

Os dados de porcentagem da mortalidade obtidos no teste de seleção dos OEs foram ajustados por modelos lineares generalizados (GLM), utilizando distribuição binomial, e então submetidos à análise de variância. Para comparação das médias foi utilizado o teste de Tukey a 5 % de probabilidade, utilizando o *software* R (R CORE TEAM, 2019).

Os dados de concentração letal e de tempo letal foram submetidos ao método de análise de Probit, utilizando o pacote “*ecotox*” do *software* R. As curvas de sobrevivência foram estimadas pelo teste de Kaplan-Meier (KAPLAN e MEIER, 1958), e comparadas pelo teste log-rank, usando o pacote *Survival* do *software* R.

3. Resultados

3.1 Composição química dos OEs

Para as espécies da família Asteraceae foram identificados 10, 19 e 21 compostos presentes nos OEs de *T. minuta*, *B. dracunculifolia* e *B. uncinella*, respectivamente (Tabela 1).

O OE de *T. minuta* apresentou os seguintes compostos majoritários, dihidro-tagetone (28,66%), (Z)-tagetone (22,45%), (Z)- β -ocimeno (22,17%) e (E)-ocimenona (12,64%). Para o OE de *B. dracunculifolia*, os compostos majoritários identificados foram β -pineno (21,58%), (E)-nerolidol (17,01%), limoneno (13,45%) e espatulenol (6,03%). E para o OE de *B. uncinella* foram identificados os seguintes compostos majoritários, α -pineno (17,27%), (Z)- β -ocimeno (16,98%), β -pineno (11,96%) e espatulenol (9,31%).

Tabela 1. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae por GC/FID e GC/MS.

(continua)

Compostos químicos	IRlit ^a	IRcal ^b	<i>T. minuta</i>	<i>B. dracunculifolia</i>	<i>B. uncinella</i>
α-tujeno	924	924	- ^c	-	3,8
α-pineno	932	931	-	4,49	17,27
Sabineno	969	970	-	-	1,67
β-pineno	974	975	035	21,58	11,96
Mirceno	988	989	-	1,77	1,77
Limoneno	1024	1026	-	13,45	0,29
(Z)-β-ocimeno	1032	1035	22,17	-	16,98
(E)-β-ocimeno	1044	1044	-	1,27	-
dihidro-tagetone	1046	1050	28,66	-	-
γ-terpineno	1054	1055	-	-	1,01
(E)-tagetone	1139	1142	2,56	-	-
(Z)-tagetone	1148	1151	22,45	-	-
terpinen-4-ol	1174	1173	-	-	1,99
α-terpineol	1186	1187	-	-	0,42
(Z)-ocimenona	1226	1229	1,2	-	-
(E)-ocimenona	1235	1238	12,64	-	-
(E)-cariofileno	1417	1412	1,45	1,34	1,96
α-humuleno	1452	1446	-	-	0,35
trans-cadina-1(6),4-dieno	1475	1474	0,35	2,18	-
germacreno D	1480	1473	-	-	0,76
γ-amorfeno	1495	1484	-	0,1	-
Biciclogermacreno	1500	1489	0,89	3,61	1,77
α-muuroleno	1500	1494	-	-	0,34
δ-amorfeno	1511	1518	-	1,67	-
Epoxido de isso-italiceno	1514	1502	-	-	3,46
δ-cadineno	1522	1518	-	-	1,52
(E)-nerolidol	1561	1563	-	17,01	-
Espatulenol	1577	1570	-	6,03	9,31
óxido de cariofileno	1582	1575	-	2,59	3,22
Globulol	1590	1583	-	3,03	1,25
Ledol	1602	1594	-	1,69	-
epi-α-cadinol	1638	1634	-	1,89	-
epi-α-muurolol	1640	1639	-	0,5	-
α-muurolol	1644	1643	-	0,37	-
α-cadinol	1652	1647	-	2,03	0,71

Tabela 2. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae por GC/FID e GC/MS.

			(conclusão)
Hidrocarbonetos de monoterpenos	51,18	42,56	54,75
Monoterpenos oxigenados	38,85	0	2,41
Hidrocarbonetos de sesquiterpeno	1,87	8,9	10,16
Sesquiterpenos oxigenados	0	35,14	14,49
Compostos identificados (%)	91,9	86,6	81,81

^a IRLit: Índice de retenção da literatura.

^b IRcal: Índice de retenção calculado. – elemento traço <0,1 %

^c O símbolo (-) significa que esse componente não foi detectado.

Fonte: Autor, 2020.

Para as espécies da família Lamiaceae foram identificados 18 e 20 compostos, da composição química total, dos OEs de *S. officinalis* e *M. arvensis*, respectivamente (Tabela 2). Enquanto que para o OE de *M. alternifolia* (Myrtaceae) foram identificados 17 compostos (Tabela 2).

Em nossos resultados o OE de *S. officinalis* apresentou os seguintes compostos majoritários, cis-tujone (28.39%), cânfora (19.5%), 1,8-cineol (9.6%) e trans-tujone (5.69%). Para o OE de *M. arvensis* utilizado no presente estudo, os compostos majoritários identificados foram mentol (36.54%), seguido de mentona (19.38%) e neo-mentol (12.71%). Os compostos majoritários do OE de *M. alternifolia* foram terpinen-4-ol (41.34%), γ -terpineno (19.19%) e α -terpineno (9.12%).

Tabela 3. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.

(continua)

Compostos químicos	^a RIlit	^b RIcal	<i>S. officinalis</i> (Lamiaceae)	<i>M. arvensis</i> (Lamiaceae)	<i>M. alternifolia</i> (Myrtaceae)
α-tujeno	924	924	- ^c	0,33	0,95
α-pineno	932	931	3,77	3,31	2,51
Canfeno	946	945	3,81	-	-
Sabineno	969	970	-	0,66	0,51
β-pineno	974	975	1,74	3,58	0,76
Mirceno	988	989	0,95	0,3	0,9
α-felandreno	1002	1004	-	-	0,55
α-terpineno	1014	1015	0,38	-	9,12
Ocimeno	1022	1022	0,89	0,15	3,45
Limoneno	1024	1026	1,92	4,49	-
β-felandreno	1025	1025	-	-	1,85
1,8-cineol	1026	1028	9,6	0,17	2,14
γ-terpineno	1054	1055	0,57		19,19
Terpinoleno	1086	1086	-		3,43
Linalol	1095	1099	0,62		-
cis-tujone	1101	1104	28,39		-
trans-tujone	1112	1114	5,69		-
Cânfora	1141	1140	19,5		-
Mentona	1148	1151	-	19,38	-
iso-mentona	1158	1158	-	0,59	-
neo-mentol	1161	1161	-	12,71	-
Borneol	1165	1161	2,45	-	-
Mentol	1167	1172	-	36,54	-
terpinen-4-ol	1174	1173	-	-	41,34
iso-mentol	1179	1180	-	1,15	-
neoiso-mentol	1184	1186	-	0,51	-
α-terpineol	1186	1187	-	0,99	3,13
Pulegona	1233	1235	-	1,7	-
Piperitona	1249	1249	-	1,01	-
acetato de isobornila	1283	1282	1,63	-	-
acetato de mentila	1294	1292	-	3,94	-
β-bourboneno	1387	1378	-	0,27	-
(E)-cariofileno	1417	1412	4,39	1,45	-
α-humuleno	1452	1446	4,96	-	-
γ-amorfenol	1495	1484	-	-	0,17
biciclogermacreno	1500	1489	-	-	1,84

Tabela 4. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.

Compostos químicos	^a RIlit	^b RIcal	(conclusão)		
			<i>S. officinalis</i> (Lamiaceae)	<i>M. arvensis</i> (Lamiaceae)	<i>M. alternifolia</i> (Myrtaceae)
α-muuroleno	1500	1494	-	-	-
δ-amorfenol	1511	1518	-	-	1,25
globulol	1590	1583	2,03	-	-
Hidrocarbonetos de monoterpenos			24,25	12,99	45,36
Monoterpenos oxigenados			57,66	78,52	44,47
Hidrocarbonetos de sesquiterpeno			9,35	1,72	3,26
Sesquiterpenos oxigenados			2,03	0	0
Compostos identificados (%)			93,29	93,23	93,09

^a IRIlit: Índice de retenção da literatura.

^b IRcal: Índice de retenção calculado. – elemento traço <0,1 %

^c O símbolo (-) significa que esse componente não foi detectado.

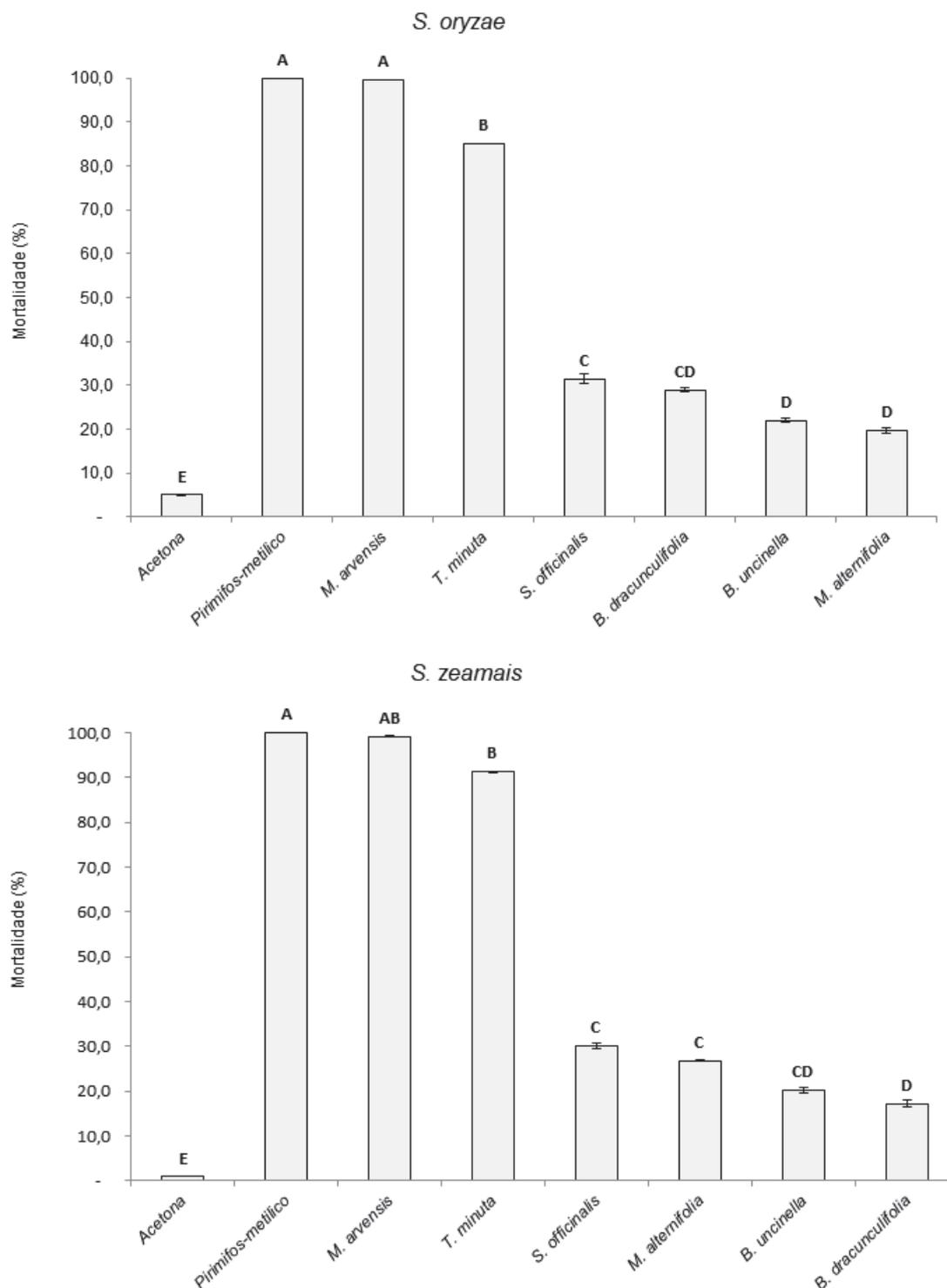
Fonte: Autor, 2020.

Os compostos identificados foram em sua maioria hidrocarbonetos de monoterpenos e monoterpenos oxigenados, com exceção do OE de *B. dracunculifolia* (Tabela 1), que possui grande quantidade de sesquiterpenos oxigenados em sua composição.

3.2 Seleção dos OEs com atividade inseticida contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

A mortalidade de *S. zeamais* e *S. oryzae* variou entre os tratamentos e os controles utilizados. Apenas os OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* apresentaram mortalidade elevada (≥ 80 %) para ambos os insetos, via fumigação. O inseticida pirimifos-metilico apresentou 100 % de mortalidade para ambas espécies (Figura 04).

Figura 1. Mortalidade (média \pm desvio padrão) de *S. oryzae* e *S. zeamais* após 48 h de exposição via fumigação 100 μ L/L de ar dos OEs de *T. minuta*, *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis* e *M. alternifolia*. Acetona e Pirimifos-metilico foram usados como controle negativo e positivo, respectivamente. Colunas com a mesma letra estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 2,0 \times 10^{-16}$).



Fonte: Autor, 2020.

3.3 Potencial inseticida dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta* contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

Nos experimentos para avaliação da toxicidade, ambos os OEs foram mais letais no controle dos gorgulhos quando aplicados pelo método de fumigação. O OE de *M. arvensis* apresentou valores da CL₅₀ e CL₉₀ inferiores aos valores do OE de *T. minuta* (Tabela 3).

Tabela 5. Toxicidade dos OE de *M. arvensis* e *T. minuta*, pelo método de fumigação e contato com papel filtro, contra adultos de *S. oryzae* e *S. zeamais* após 48 h de exposição.

Espécie	Tratamento	Aplicação	N	Slope	CL ₅₀ (IC 95%) ^a	CL ₉₀ (IC 95%) ^a
<i>S. oryzae</i>	<i>M. arvensis</i>	Contato	1680	3.74	71,58 (38,75-89,51)	157,37 (128,13-264,68)
		Fumigação	1678	4.83	56,41 (49,93-61,79)	103,86 (96-114,20)
	<i>T. minuta</i>	Contato	1677	2.23	71,72 (11,72-103,58)	269,24 (181,65-2102,62)
		Fumigação	1679	2.62	68,55 (56,55-78,20)	211,03 (177,51-276,27)
<i>S. zeamais</i>	<i>M. arvensis</i>	Contato	1679	2.97	67,31 (53,37-78,48)	181,37 (153,10-237,10)
		Fumigação	1680	5.24	47,03 (44,41-49,37)	82,48 (78,62-87,17)
	<i>T. minuta</i>	Contato	1680	0.98	76,13 (65,93-89,10)	ND ^b
		Fumigação	1679	3.32	62,48 (57,93-66,75)	152,13 (140-168,68)

^a CL: Concentração letal (μL da substância/L de ar); IC: Intervalo de confiança (95 %).

^b ND: Não determinado.

Fonte: Autor, 2020.

3.4 Tempo letal de ação dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta* contra *S. oryzae* e *S. zeamais*

Pelo método de fumigação, o tempo necessário para o OE de *M. arvensis* (CL₉₀) causar mortalidade de 50% (TL₅₀) em *S. oryzae* foi de 9 h, enquanto que para *S. zeamais* foi 8 h. O valor da TL₅₀ para pirimifos-metilico foi de 5.6 h para ambas as espécies. (Tabela 4).

Tabela 6. Tempo letal dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*, e de Pirimifos-metilico para causar mortalidade de 50% em *S. oryzae* e *S. zeamais*.

Espécie	Tratamento	N	TL ₅₀ (IC 95%) ^a
<i>S. oryzae</i>	<i>M. arvensis</i>	600	8,89 (8,38-9,40)
	<i>T. minuta</i>	600	14,48 (13,69-15,27)
	Pirimifos-metilico	598	5,38 (4,97-5,79)
<i>S. zeamais</i>	<i>M. arvensis</i>	600	8,05 (7,44-8,66)
	<i>T. minuta</i>	600	25,29 (23,23-27,36)
	Pirimifos-metilico	600	5,54 (5,16-5,92)

^a TL: Tempo letal (horas); 95% IC: Intervalo de confiança (95%).

Fonte: Autor, 2020.

3.5 Tempo médio de sobrevivência (TMS) de *S. oryzae* e *S. zeamais* submetidos aos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*

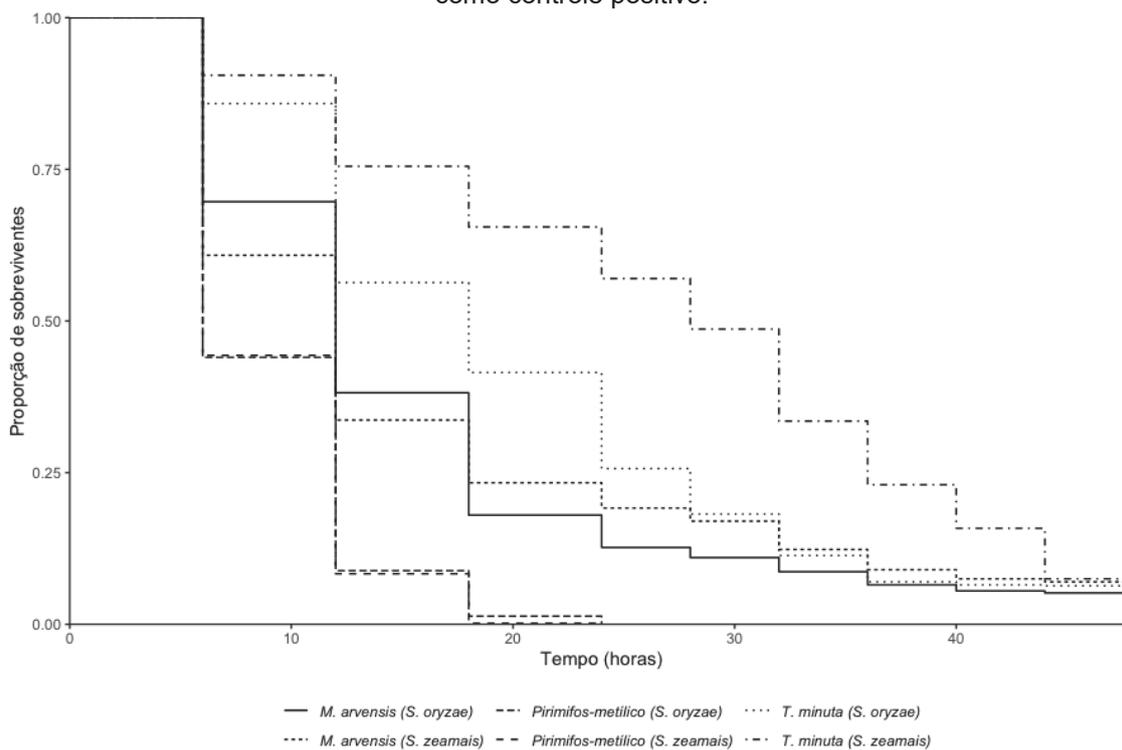
No controle negativo houve 100 % de sobrevivência dos insetos. O TMS foi de 13,51 h para *S. oryzae* e 13,70 h para *S. zeamais* quando submetidos ao OE de *M. arvensis*. Enquanto que, para *S. oryzae* foi 18,12 h e 26,22 h para *S. zeamais*, quando expostos ao OE de *T. minuta*. O valor do TMS para *S. oryzae* foi de 9,23 h e de 9,08 h para *S. zeamais* quando submetidos ao pirimifos-metilico (Tabela 5). As espécies de gorgulhos apresentaram sensibilidade similar entre si, quando submetidas ao OE de *M. arvensis* e ao inseticida sintético, diferenciando-se apenas para o OE de *T. minuta* (Figura 2).

Tabela 7. Estimativa do tempo médio de sobrevivência de *S. oryzae* e *S. zeamais* submetidos aos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*, e ao inseticida sintético Pirimifos-metilico.

Espécie	Tratamento	N	% de mortalidade	TMS*	Kaplan-Meier
<i>S. oryzae</i>	<i>M. arvensis</i>	600	94.83	13.51	b
	<i>T. minuta</i>	600	93.5	18.12	c
	Pirimifos-metilico	598	100	9.23	a
<i>S. zeamais</i>	<i>M. arvensis</i>	600	93.33	13.70	b
	<i>T. minuta</i>	600	93.50	26.22	c
	Pirimifos-metilico	600	100	9.08	a

* TMS: Tempo médio de sobrevivência (horas); 95% IC: Intervalo de confiança (95%).
Fonte: Autor, 2020.

Figura 2. Curva de sobrevivência (horas) pelo Teste de Kaplan-Meier, de *S. oryzae* e *S. zeamais* expostos a CL₉₀ dos OEs de *M. arvensis* e *T. minuta*. Pirimifos-metilico foi utilizado como controle positivo.



Fonte: Autor, 2020.

4. Discussão

O potencial dos OEs como inseticidas alternativos às moléculas sintéticas foi comprovado em diversas pesquisas (KIM et al, 2003; RAJENDRAN e SRIRANJINI, 2008; ERLAND et al., 2015; JAYAKUMAR et al., 2017; ARAÚJO et al., 2019).

Os OEs são obtidos a partir dos metabólitos secundários das plantas (PRAKASH et al., 2012), apresentando uma grande variabilidade na quantidade e qualidade dos seus compostos (KHANI, M. et al., 2017). A composição química dos OEs pode variar em decorrência de fatores genéticos (VERMA et al., 2010), época de colheita (CHAUBEY, 2016), estágio de desenvolvimento da planta (FRIZZO et al., 2008), além da interação das plantas com fatores bióticos e abióticos (Citation), os quais contribuem para a síntese e produção desses compostos metabólitos nas plantas. A análise da composição química dos OEs de espécies da família Asteraceae, Lamiaceae e Myrtaceae, identificou os compostos químicos no aspecto qualitativo e quantitativo.

Pesquisas com amostras de OE de *T. minuta* originários de diferentes localidades do Brasil e de outros países identificaram compostos majoritários similares ao do presente estudo. Na região do centro-oeste brasileiro, Garcia et al. (2012) identificaram que dihidro-tagetone foi o composto majoritário na sua amostra com 54.21%, e comprovaram a eficácia desse OE no controle de carrapatos, enquanto que na região sul (SC, Brasil), Chaaban et al. (2019) identificaram que o mesmo composto apresentou 67.64 % em amostras, confirmando o efeito inseticida contra *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). Giarratana et al. (2017) em amostras coletadas nos Estados Unidos da América, identificaram os compostos (Z)-tagetone e (Z)- β -ocimeno em maior proporção, e confirmaram o efeito nematicida em larvas do gênero *Anisakis* (Nematoda: Anisakidae).

A composição química de *B. dracunculifolia* também foi relada por Chaaban et al. (2018), sendo os compostos majoritários β -pineno (9.94%), D-limoneno (9.59%), β -nerolidol (7.93%), cariofileno (7.69%), espatulenol (6.69%), α -muurolene (6.74%) e α -pineno (5.31%) confirmando a ação inseticida desse OE contra *C. macellaria* (Diptera: Calliphoridae). Oviedo et al. (2018) comprovaram a ação inseticida do OE de *B. dracunculifolia* contra *Anastrepha*

fraterculus e *Ceratitis capitata*, (Diptera: Tephritidae) apresentando os seguintes compostos majoritários, β -pineno (22.69%), limoneno (19.07%), nerolidol (8.08%), γ -elemeno (7.80%), β -cariofileno (6.17%) e espatulenol (5.9%), sendo similares aos nossos resultados. Alves et al. (2018) também confirmaram a eficácia do OE de *B. dracunculifolia* contra *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) cujo compostos majoritários foram (E)-nerolidol (30.62%), germacreno D (9.41%), espatulenol (6.83%), β -cariofileno (5.77%) e limoneno (4.51%).

Em amostras coletadas em duas regiões do Brasil, Frizzo et al. (2008) identificaram compostos majoritários similares ao do nosso estudo, α -pineno (16.1 e 15.3%), β -pineno (15.5 e 17.4%), limoneno (13.1 e 9.9%) e espatulenol (9.8 e 14.5%). Resultados obtidos por Fabiane et al. (2008) identificaram os seguintes compostos majoritários, β -pineno (18.76%), limoneno (6.70%), (E)-nerolidol (12.96%), óxido de carofileno (8.22%) e espatulenol (10.54%). Até o presente momento, não foram encontrados dados na literatura que demonstrem a ação inseticida do OE de *B. uncinella*.

Os compostos majoritários identificados por Demirel et al. (2009), em amostra de *S. officinalis*, foram 1,8-cineol (22.83%), β -tujone (25.05%) e L-cânfora (18.38%) os compostos majoritários responsáveis pela ação inseticida contra *Tribolium confusum* (Coleoptera Tenebrionidae). A atividade inseticida contra *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) foi comprovada por Ríos et al. (2017), cujo compostos majoritários foram 1,8-Cineol (26.6%), α -tujone (18.1%), trans- β -cariofileno (7.3%) e α -humulene (5.4%). Resultados similares aos do presente estudo foram identificados por Laborda et al. (2013), sendo os seguintes compostos majoritários, α -tjuone (42.3%), 1,8-cineol (10.3%), cânfora (11%), α -pineno (6.7%), cânfeno (6.5%) e β -tujone (6.6), apresentando ação acaricida contra *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae).

Composição química similar do OE de *M. arvensis* foi relatada no trabalho de Pavela (2011), cujo compostos majoritários encontrados foram mentol (42.5%); mentona (21.6%); isomentona (13.5%); limoneno (4.8%); acetato de mentil (4.8%) e pulegona (3.4), sendo a amostra do OE eficaz no controle de *Meligethes aeneus* (Coleoptera: Nitidulidae) Murcia-Meseguer et al. (2018) também encontraram teor de mentol em elevada concentração (40.11%), sendo os demais compostos majoritários, p-mentona (18.78%), p-mentha-1.5-ien-8-ol

(9.72%) e β -linalol (5.94%), comprovando a ação inseticida contra *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae).

Os compostos majoritários em maior proporção encontrados por Callander and James (2012) foram terpinen-4-ol (43%), γ -terpineno (20.9%) e α -terpineno (10%), comprovando a ação inseticida contra *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). Benelli et al. (2013) também encontraram compostos majoritários semelhantes, 4-Terpineol (35.1%), γ -terpineno (17.4%), α -terpineno (10.7%) e 1,8-cineol (5.5%), confirmando a ação inseticida contra *C. capitata* e seu parasitoide *Psytalia concolor* Szepligeti. Resultados obtidos por Liao et al. (2017) foram similares aos nossos, sendo os seguintes compostos majoritários identificados pelos autores, terpinen-4-ol (40.09%), γ -terpineno (21.85%), α -terpineno (11.34%), α -terpineol (6.91%) e α -pineno (5.86%), comprovando a ação inseticida contra *Helicoverpa armigera* Hübner.

A grande variabilidade de compostos químicos dos OEs com atividade biológica podem atuar em sinergismo (REYES et al., 2019) ou em antagonismo (RIBEIRO et al., 2018). A atividade inseticida é determinada pela composição química específica de cada OE (CHAUBEY, 2016), e isso pode indicar que esse potencial inseticida está relacionado as características intrínsecas das plantas que deram origem a este material (KHANI, M. et al., 2017).

Outro fator associado ao potencial inseticida dos OEs é a influência do solvente utilizado no preparo da solução, que pode contribuir para potencializar o efeito tóxico dos compostos presentes nos OEs (PANDEY et al., 2018). Isso ocorre pois o solvente envolve o soluto (OEs) contribuindo para aumentar a velocidade de penetração das substâncias químicas no corpo do inseto (Chaaban et al., 2019).

Esse presente trabalho descreve pela primeira vez a atividade inseticida de *B. dracunculifolia* contra *S. oryzae*. Nossos resultados para *S. zeamais* apontam que o OE de *B. dracunculifolia* não apresentou potencial inseticida satisfatório, com mortalidade foi 17.24 % na concentração de 100 μ L/L de ar. Este valor corrobora com a informação de Rodrigues et al. (2019) que obtiveram a ação inseticida contra *S. zeamais* em dosagens mais elevadas (500 e 450 μ L/placa).

Esta pesquisa é o primeiro relato da atividade inseticida do OE de *B. uncinella* contra pragas de armazenamento, assim como o primeiro relato do potencial inseticida deste OE contra *S. zeamais* e *S. oryzae*.

O OE de *S. officinalis* utilizado nessa pesquisa não apresentou atividade inseticida para nenhuma espécie de gorgulho, na concentração de 100 µL/L de ar. Os resultados obtidos por Mahmoudvand et al. (2012) foram similares aos nossos, onde os autores comprovaram a ação inseticida contra *S. oryzae*, mas apenas em concentração mais elevada (CL₉₀ - 508.09 µL/L de ar). Entretanto, nossos dados divergem dos encontrados por Koutsaviti et al. (2017), sendo constatado a ação inseticida em concentrações mais baixas (CL₉₀ – 17.4 µL/L de ar).

A atividade inseticida mínima exigida nesse experimento não foi obtida pelo OE de *M. alternifolia* para nenhuma das espécies de gorgulho. Nossos dados divergem dos encontrados por Ahmed (2010), onde na concentração de 8 µl/50ml de ar foi obtido mortalidade de 90 % após 48 h para *S. oryzae*. Enquanto que Liao et al. (2016) comprovaram a ação inseticida para *S. zeamais* na dosagem de 11.97 mg/L de ar, com mortalidade de 85 % após 48 h.

O OE de *T. minuta* tem potencial inseticida contra *S. oryzae* e *S. zeamais*, pois a mortalidade foi ≥ 80% para ambos os insetos. Nossos resultados foram superiores aos obtidos por Herrera et al. (2014), que na concentração de 150 µl/L de ar não obtiveram mortalidade ≥ 80 % para *S. zeamais*. A ação por fumigação do OE de *T. minuta* para *S. oryzae* também foi comprovada por Krishna et al. (2005), sendo a concentração de 50.000 ppm responsável por mortalidade de 100 %

Diversas pesquisas demonstram a eficácia do OE de *M. arvensis* no controle de pragas de armazenamento (RAJA et al., 2001; KUMAR et al., 2009; MISHRA et al., 2012; CHAUBEY, 2018). Esses resultados são similares aos apresentados pelo presente estudo, onde o OE de *M. arvensis* apresentou mortalidade de 99.58 % para *S. oryzae* e de 99.17 % para *S. zeamais*, confirmando o efeito inseticida contra os gorgulhos.

O potencial inseticida dos OEs pode ser influenciado por diversos fatores como, a variação na quantidade e peso molecular dos compostos químicos, a idade do inseto e a sua vitalidade e as condições ambientais (KIRAN e PRAKASH, 2015). A concentração é um fator que exerce ação direta no efeito

inseticida dos OEs, pois ao aumentar a concentração, conseqüentemente haverá um aumento na mortalidade dos insetos (MAEDEH et al., 2011).

Os OEs podem ser empregados como fumigantes, inseticidas por contato, ou repelentes (PIMIENTA-RAMÍREZ et al., 2016). O modo de aplicação é o principal fator associado à toxicidade dos compostos químicos, independente da praga (ABDELGALEIL et al., 2015; GERMINARA et al., 2017; CHAUBEY, 2018). Os resultados obtidos nesse estudo demonstram que para *S. oryzae* os OE de *T. minuta* e de *M. arvensis* apresentaram mortalidade $\geq 80\%$, independentemente do método de aplicação. Enquanto que, o OE de *T. minuta* aplicado por contato foi menos eficaz no controle de *S. zeamais*, apresentando mortalidade de 59.58%, na concentração de 100 μL de ar.

Os resultados da concentração letal presentes nesse estudo (tabela 04) indicam uma desigualdade na toxicidade entre as duas espécies de gorgulhos. Segundo Ngamo et al. (2007), a variação da mortalidade nas espécies de gorgulhos submetidas a diferentes OEs, pode ser em razão da diferença na sensibilidade de cada espécie aos compostos presentes nos OEs.

Nossos resultados mostram que os valores da CL_{50} dos OEs de *T. minuta* e de *M. arvensis*, em *S. oryzae* e *S. zeamais*, no bioensaio de fumigação foram inferiores ao experimento de contato. Em hipótese, a maior eficácia do método de fumigação pode ser atribuída a alta volatilidade dos compostos majoritários (ABDELLI et al., 2016; OLIVEIRA et al., 2017). Na aplicação por via de fumigação, os OEs agem na forma de vapor, e como consequência podem ser inalados, ou adentrarem pela cutícula dos insetos, ocasionando uma elevada mortalidade (OLIVEIRA et al., 2017; CHAUBEY, 2018). Esses compostos, ao penetrarem no corpo do inseto pela traqueia (CHAUBEY, 2018), provocam uma alteração no processo respiratório do inseto. Este modo de ação pode causar um bloqueio dessa rota metabólica, causando alterações de ordem bioquímica, fisiológica, bem como distúrbios metabólicos, os quais ocasionam um processo de asfixia, e conseqüentemente a morte do inseto (MISHRA et al., 2012; JAYAKUMAR et al., 2017).

Dentre os fatores que mais destacam e favorecem o uso de OEs no controle de pragas de grãos armazenados está a alta capacidade de volatilização dos compostos (BACHROUCH et al., 2015), ocasionando acúmulo na quantidade de substâncias químicas em sistemas confinados, e

consequentemente uma rápida mortalidade, via fumigação (KIRAN e PRAKASH, 2015). Essa característica dos OEs implica em uma menor quantidade de resíduos nos produtos, além de proporcionar menor período de carência (Kamanula et al., 2017).

A rápida mortalidade de *S. oryzae* e *S. zeamais* (TL₅₀ 9 e 8 h, respectivamente) ocasionada pelo OE de *M. arvensis* é justificada pela grande quantidade de monoterpenos presentes na composição química, os quais são extremamente voláteis devido ao seu baixo peso molecular (OLIVEIRA et al., 2017). Essas substâncias podem interferir na atividade da acetilcolinesterase, da octopamina e interferência nos canais de cloro-GABA, indicando um modo de ação no sistema nervoso (CHAUBEY, 2012, 2016; OLIVEIRA et al., 2017).

Segundo Trivedi et al. (2017), os OEs apresentam modo de ação no sistema nervoso dos insetos. Durante a avaliação do presente experimento foi observada a atividade do OE de *M. arvensis* e do inseticida químico Pirimifos-metil no sistema nervoso dos insetos, sendo constatado através da hiperatividade, excitação e morte. Isso pode indicar que os OEs com grande quantidade de monoterpenos possuem efeito na inibição da acetilcolinesterase. A nossa constatação corrobora com observações feitas por Oboh et al. (2017), ao analisar o efeito do OE de *Citrus sinensis* contra *Tribolium confusum* Jacquelin du Val, *Callosobruchus maculatus* Fabricius e *S. oryzae*.

A elevada mortalidade dos gorgulhos causados pelo OE de *M. arvensis* é atribuída aos compostos majoritários mentol (AGGARVVAL et al., 2001) e mentona, os quais são compostos extremamente tóxicos para pragas de grãos armazenados (MISHRA et al., 2012). Entre os compostos majoritários presentes no OE *M. arvensis*, o mentol e a mentona possuem ação inseticida comprovada contra *S. oryzae*, pois inibem a atividade da enzima acetilcolinesterase (LEE et al., 2001).

A ação inseticida dos OEs foi influenciada pela sua composição química, o que afeta diretamente na mortalidade dos gorgulhos. Os resultados apresentados nesse estudo comprovam o potencial de uso dessas substâncias no controle das espécies de *Sitophilus* em condições de laboratório. Hipoteticamente, os silos elevados de concreto criam um ambiente fechado propício para a retenção dos compostos voláteis, prologando e potencializando o efeito inseticida dos OEs, quando aplicados via fumigação. Entretanto, torna-

se necessário a confirmação da sua eficácia como produto alternativo, e tecnologia de aplicação em armazéns, visando o desenvolvimento da formulação de novos produtos.

5. Conclusão

Os OEs de *T. minuta* e *M. arvensis* têm potencial como inseticidas naturais no controle dos gorgulhos *S. oryzae* e *S. zeamais*. O OE de *M. arvensis* é o mais eficaz no controle de ambas as espécies de insetos, pois possui uma rápida ação inseticida e um efeito por um período prolongado. Essa característica torna-se importante e desejada para o desenvolvimento de novos produtos alternativos visando o controle de pragas de armazenamento.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, W.S., 1925. The Value of the Dry Substitutes for Liquid Lime. J. Econ. Entomol. 18, 265–267.
- ABDELGALEIL, S.A.M., Mohamed, M.I.E., Shawir, M.S., Abou-Taleb, H.K., 2015. Chemical composition, insecticidal and biochemical effects of essential oils of different plant species from Northern Egypt on the rice weevil, *Sitophilus oryzae* L. J. Pest Sci. (2004). 89, 219–229. <https://doi.org/10.1007/s10340-015-0665-z>
- ABDELLI, M., Moghrani, H., Aboun, A., Maachi, R., 2016. Algerian Mentha pulegium L. leaves essential oil: Chemical composition, antimicrobial, insecticidal and antioxidant activities. Ind. Crops Prod. 94, 197–205. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.08.042>
- ADAMS RP. Identification of essential oils componets by gás chromatography/mass spectroscopy. 4. Ed. Allured Bussiness Media, USA. 2007;804.
- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. URL http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: JAN. 2020.
- AGGARVVAL, K.K., Tripathi, A.K., Ahmad, A., Frajapati, V., Verma, N., Kumar, S., 2001. Toxicity of l-menthol and its derivatives against four storage insects. Insect Sci. its Appl. 21, 229–235. <https://doi.org/10.1017/s1742758400007621>
- AHMED, A.E.-S., 2010. Fumigant toxicity of seven essential oils against the cowpea weevil, *Callosobruchus maculatus* (F.) and the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L.). Egypt. Acad. J. Biol. Sci. F. Toxicol. Pest Control 2, 1–6. <https://doi.org/10.21608/eajbsf.2010.17455>
- ALVES, K.F., Caetano, F.H., Pereira Garcia, I.J., Santos, H.L., Silva, D.B., Siqueira, J.M., Tanaka, A.S., Alves, S.N., 2018. *Baccharis dracunculifolia*

(Asteraceae) essential oil toxicity to *Culex quinquefasciatus* (Culicidae). Environ. Sci. Pollut. Res. 25, 31718–31726. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3149-x>

ARAÚJO, A.M.N. de, Oliveira, J.V. de, França, S.M., Navarro, D.M. do A.F., Barbosa, D.R. e S., Dutra, K. de A., 2019. Toxicity and repellency of essential oils in the management of *Sitophilus zeamais*. Rev. Bras. Eng. Agrícola e Ambient. 23, 372–377. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v23n5p372-377>

BACCI, L., Crespo, A.L., Galvan, T.L., Pereira, E.J., Picanço, M.C., Silva, G.A., Chediak, M., 2007. Toxicity of insecticides to the sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. Pest Manag. Sci. 63, 699–706. <https://doi.org/10.1002/ps.1393>

BACHROUCH, O., Ferjani, N., Haouel, S., Jemâa, J.M. Ben, 2015. Major compounds and insecticidal activities of two Tunisian Artemisia essential oils toward two major coleopteran pests. Ind. Crops Prod. 65, 127–133. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.12.007>

BENELLI, G., Canale, A., Flamini, G., Cioni, P.L., Demi, F., Ceccarini, L., Macchia, M., Conti, B., 2013. Biotoxicity of *Melaleuca alternifolia* (Myrtaceae) essential oil against the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), and its parasitoid *Psytalia concolor* (Hymenoptera: Braconidae). Ind. Crops Prod. 50, 596–603. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.08.006>

BENELLI, G., Pavela, R., Petrelli, R., Cappellacci, L., Santini, G., Fiorini, D., Sut, S., Dall'Acqua, S., Canale, A., Maggi, F., 2018. The essential oil from industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) by-products as an effective tool for insect pest management in organic crops. Ind. Crops Prod. 122, 308–315. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.05.032>

BHAVYA, M.L., Chandu, A.G.S., Devi, S.S., 2018. *Ocimum tenuiflorum* oil, a potential insecticide against rice weevil with anti-acetylcholinesterase activity. Ind. Crops Prod. 126, 434–439. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.10.043>

BRAHMI, F., Abdenour, A., Bruno, M., Silvia, P., Alessandra, P., Danilo, F.,

Drifa, Y.G., Fahmi, E.M., Khodir, M., Mohamed, C., 2016. Chemical composition and *in vitro* antimicrobial, insecticidal and antioxidant activities of the essential oils of *Mentha pulegium* L. and *Mentha rotundifolia* (L.) Huds growing in Algeria. Ind. Crops Prod. 88, 96–105. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.03.002>

CALLANDER, J.T., James, P.J., 2012. Insecticidal and repellent effects of tea tree (*Melaleuca alternifolia*) oil against *Lucilia cuprina*. Vet. Parasitol. 184, 271–278. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.08.017>

CHAABAN, A., Gomes, E., Santos, V., Deschamps, C., Molento, M., 2017a. Essential Oils for Myiasis Control: Potentialities for Ecofriendly Insecticides. European J. Med. Plants 21, 1–25. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2017/38112>

CHAABAN, A., Martins, C.E.N., Bretanha, L.C., Micke, G.A., Carrer, A.R., Rosa, N.F., Ferreira, L., Molento, M.B., 2018. Insecticide activity of *Baccharis dracunculifolia* essential oil against *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). Nat. Prod. Res. 32, 2954–2958. <https://doi.org/10.1080/14786419.2017.1392947>

CHAABAN, A., Santos, V.M.C.S., Martins, C.E.N., Brum, J.S., Bertoldi, F.C., Molento, M.B., 2019. Tissue damage and cytotoxic effects of *Tagetes minuta* essential oil against *Lucilia cuprina*. Exp. Parasitol. 198, 46–52. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2019.01.013>

CHAABAN, A., Souza, A., Martins, C., Bertoldi, F., Molento, M., 2017b. Chemical Composition of the Essential Oil of *Tagetes minuta* and Its Activity against *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). European J. Med. Plants 18, 1–10. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2017/32078>

CHAUBEY, M., 2018. Study of insecticidal properties of *Trachyspermum ammi* and *Mentha arvensis* essential oils against *Sitophilus zeamais* L. (Coleoptera: Curculionidae). Curr. Life Sci. 4, 10–17. <https://doi.org/10.5281/zenodo.1146710>

CHAUBEY, M.K., 2016. Fumigant and contact toxicity of *Allium sativum* (Alliaceae) essential oil against *Sitophilus oryzae* L . (Coleoptera : Dryophthoridae). Entomol. Appl. Sci. Lett. 3, 43–48.

CHAUBEY, M.K., 2012. Fumigant toxicity of essential oils and pure compounds against *Sitophilus oryzae* L. (Coleoptera: Curculionidae). Biol. Agric. Hortic. 28, 111–119. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.681352>

CHAUBEY, M.K., 2011. Insecticidal Properties of *Zingiber officinale* and *Piper cubeba* Essential Oils Against *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera: Tenebrionidae). J. Biol. Act. Prod. from Nat. 1, 306–313. <https://doi.org/10.1080/22311866.2011.10719098>

DE ARAÚJO, A.M.N., Faroni, L.R.D., de Oliveira, J.V., do Amaral Ferraz Navarro, D.M., e Silva Barbosa, D.R., Breda, M.O., de França, S.M., 2016. Lethal and sublethal responses of *Sitophilus zeamais* populations to essential oils. J. Pest Sci. (2004). 90, 589–600. <https://doi.org/10.1007/s10340-016-0822-z>

DE CAMPOS, A.C.T., Radunz, L.L., Radünz, A.L., Mossi, A.J., Dionello, R.G., Ecker, S.L., 2014. Atividade repelente e inseticida do óleo essencial de carqueja doce sobre o caruncho do feijão. Rev. Bras. Eng. Agric. e Ambient. 18, 861–865. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v18n08p861-865>

DEMIREL, N., Sener, O., Arslan, M., Uremis, I., Uluc, F.T., Cabuk, F., 2009. Toxicological Responses of Confused Flour Beetle, *Tribolium confusum* du Val (Coleoptera: Tenebrinoidea) to Various Plant Essential Oils. Asian J. Chem. 21, 6403–6410.

DOS SANTOS, V.M.R., Donnici, C.L., DaCosta, J.B.N., Caixeiro, J.M.R., 2007. Compostos organofosforados pentavalentes: Histórico, métodos sintéticos de preparação e aplicações como inseticidas e agentes antitumorais. Quim. Nova 30, 159–170. <https://doi.org/10.1590/S0100-40422007000100028>

EBADOLLAHI, A., Jalali Sendi, J., 2015. A review on recent research results on bio-effects of plant essential oils against major Coleopteran insect pests. Toxin Rev. 34, 76–91. <https://doi.org/10.3109/15569543.2015.1023956>

ERLAND, L.A.E., Rheault, M.R., Mahmoud, S.S., 2015. Insecticidal and oviposition deterrent effects of essential oils and their constituents against the invasive pest *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae). Crop

Prot. 78, 20–26. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.08.013>

ESPÍRITO-SANTO, M.M., Madeira, B.G., Neves, F.S., Faria, M.L., Fagundes, M., Fernandes, G.W., 2003. Sexual differences in reproductive phenology and their consequences for the demography of *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae), a dioecious tropical shrub. *Ann. Bot.* 91, 13–19. <https://doi.org/10.1093/aob/mcg001>

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2017. Available on: <<http://www.fao.org/countryprofiles/index/en/?iso3=BRA>>. Accessed on: JUL. 2019

FABIANE, K.C., Ferronato, R., Dos Santos, A.C., Onofre, S.B., 2008. Physicochemical characteristics of the essential oils of *Baccharis dracunculifolia* and *Baccharis uncinella* D.C. (Asteraceae). *Brazilian J. Pharmacogn.* 18, 197–203. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2008000200009>

FILOMENO, C.A., Barbosa, L.C.A., Teixeira, R.R., Pinheiro, A.L., de Sá Farias, E., de Paula Silva, E.M., Picanço, M.C., 2017. *Corymbia* spp. and *Eucalyptus* spp. essential oils have insecticidal activity against *Plutella xylostella*. *Ind. Crops Prod.* 109, 374–383. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.08.033>

FREITAS, R.C.P., Faroni, L.R.D.A., Haddi, K., Viteri Jumbo, L.O., Oliveira, E.E., 2016. Allyl isothiocyanate actions on populations of *Sitophilus zeamais* resistant to phosphine: Toxicity, emergence inhibition and repellency. *J. Stored Prod. Res.* 69, 257–264. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2016.09.006>

FRIZZO, C.D., Atti-Serafini, L., Laguna, S.E., Cassel, E., Lorenzo, D., Dellacassa, E., 2008. Essential oil variability in *Baccharis uncinella* DC and *Baccharis dracunculifolia* DC growing wild in southern Brazil, Bolivia and Uruguay. *Flavour Fragr. J.* 23, 99–106. <https://doi.org/10.1002/ffj.1862>

GARCIA, M.V., Matias, J., Barros, J.C., Lima, D.P. de, Lopes, R. da S., Andreotti, R., 2012. Chemical identification of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil and its acaricidal effect on ticks. *Rev. Bras. Parasitol. Veterinária* 21, 405–411. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612012000400011>

GERMINARA, G.S., Di Stefano, M.G., De Acutis, L., Pati, S., Delfine, S., De Cristofaro, A., Rotundo, G., 2017. Bioactivities of *Lavandula angustifolia* essential oil against the stored grain pest *Sitophilus granarius*. Bull. Insectology 70, 129–138.

GIARRATANA, F., Muscolino, D., Ziino, G., Giuffrida, A., Marotta, S.M., Lo Presti, V., Chiofalo, V., Panebianco, A., 2017. Activity of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil against L3 *Anisakis* larvae type 1. Asian Pac. J. Trop. Med. 10, 461–465. <https://doi.org/10.1016/j.apjtm.2017.05.005>

GUEDES, R.N.C., Alan Dover, B., Kambhampati, S., 1996. Resistance to Chlorpyrifos-Methyl, Pirimiphos-Methyl, and Malathion in Brazilian and U.S. Populations of *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrichidae). J. Econ. Entomol. 89, 27–32. [https://doi.org/0022-0493/96/0027-0032\\$02.00/0](https://doi.org/0022-0493/96/0027-0032$02.00/0) ©

HERRERA, J.M., Zunino, M.P., Massuh, Y., Pizzollito, R.P., Dambolena, J.S., Zygadlo, J.A., Gañan, N.A., 2014. Fumigant toxicity of five essential oils rich in ketones against *Sitophilus zeamais* (Motschulsky). AgriScientia 31, 35–41.

HU, J., Wang, W., Dai, J., Zhu, L., 2019. Chemical composition and biological activity against *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) of *Artemisia brachyloba* essential oil. Ind. Crops Prod. 128, 29–37. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.10.076>

HUANG, F., Subramanyam, B., 2005. Management of five stored-product insects in wheat with pirimiphos-methyl and pirimiphos-methyl plus synergized pyrethrins. Pest Manag. Sci. 61, 356–362. <https://doi.org/10.1002/ps.968>

ISMAN, M.B., 2019. Commercial development of plant essential oils and their constituents as active ingredients in bioinsecticides. Phytochem. Rev. 9. <https://doi.org/10.1007/s11101-019-09653-9>

ISMAN, M.B., 2000. Plant essential oils for pest and disease management. Crop Prot. 19, 603–608. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(00\)00079-X](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(00)00079-X)

ISMAN, M.B., Grieneisen, M.L., 2014. Botanical insecticide research: Many publications, limited useful data. Trends Plant Sci. 19, 140–145.

<https://doi.org/10.1016/j.tplants.2013.11.005>

JAYAKUMAR, M., Arivoli, S., Raveen, R., Tennyson, S., 2017. Repellent activity and fumigant toxicity of a few plant oils against the adult rice weevil *Sitophilus oryzae* Linnaeus 1763 (Coleoptera: Curculionidae). J. Entomol. Zool. Stud. 5, 324–335.

JULIO, A.H.F., Gigliolli, A.A.S., Cardoso, K.A.K., Drosdoski, S.D., Kulza, R.A., Seixas, F.A.V., Ruvolo-Takasusuki, M.C.C., de Souza, C.G.M., Lapenta, A.S., 2017. Multiple resistance to pirimiphos-methyl and bifenthrin in *Tribolium castaneum* involves the activity of lipases, esterases, and laccase2. Comp. Biochem. Physiol. Part - C Toxicol. Pharmacol. 195, 27–43.
<https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2017.01.011>

KAGUCHIA, S.M., Gitahi, S.M., Thoruwa, C.L., Birgen, J.K., Hassanali, A., 2018. Bioefficacy of Selected Plant Extracts against *Sitophilus zeamais* on Post-Harvest Management of Zea mays. J. Phytopharm. 7, 384–391.

KAMANULA, J.F., Belmain, S.R., Hall, D.R., Farman, D.I., Goyder, D.J., Mvumi, B.M., Masumbu, F.F., Stevenson, P.C., 2017. Chemical variation and insecticidal activity of *Lippia javanica* (Burm. f.) Spreng essential oil against *Sitophilus zeamais* Motschulsky. Ind. Crops Prod. 110, 75–82.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.036>

KHANI, A., Rashid, B., Mirshekar, A., 2017. Chemical composition and insecticidal efficacy of *Juniperus polycarpus* and *Juniperus sabina* essential oils against *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). Int. J. Food Prop. 20, 1221–1229. <https://doi.org/10.1080/10942912.2017.1338726>

KHANI, M., Marouf, A., Amini, S., Yazdani, D., Farashiani, M.E., Ahvazi, M., Khalighi-Sigaroodi, F., Hosseini-Gharalari, A., 2017. Efficacy of Three Herbal Essential Oils Against Rice Weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). J. Essent. Oil-Bearing Plants 20, 937–950.
<https://doi.org/10.1080/0972060X.2017.1355748>

KIM, S. II, Roh, J.Y., Kim, D.H., Lee, H.S., Ahn, Y.J., 2003. Insecticidal activities of aromatic plant extracts and essential oils against *Sitophilus oryzae* and

Callosobruchus chinensis. J. Stored Prod. Res. 39, 293–303.

[https://doi.org/10.1016/S0022-474X\(02\)00017-6](https://doi.org/10.1016/S0022-474X(02)00017-6)

KIRAN, S., Prakash, B., 2015. Toxicity and biochemical efficacy of chemically characterized *Rosmarinus officinalis* essential oil against *Sitophilus oryzae* and *Oryzaephilus surinamensis*. Ind. Crops Prod. 74, 817–823.

<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.073>

KOUTSAVITI, A., Antonopoulou, V., Vlassi, A., Antonatos, S., Michaelakis, A., Papachristos, D.P., Tzakou, O., 2017. Chemical composition and fumigant activity of essential oils from six plant families against *Sitophilus oryzae* (Col: Curculionidae). J. Pest Sci. (2004). 91, 873–886.

<https://doi.org/10.1007/s10340-017-0934-0>

KRISHNA, A., Prajapati, V., Bhasney, S., Tripathi, A.K., Kumar, S., 2005. Potential toxicity of new genotypes of *Tagetes* (Asteraceae) species against stored grain insect pests. Int. J. Trop. Insect Sci. 25, 122–128.

<https://doi.org/10.1079/IJT200560>

KUMAR, A., Shukla, R., Singh, P., Singh, A.K., Dubey, N.K., 2009. Use of essential oil from *Mentha arvensis* L. to control storage moulds and insects in stored chickpea. J. Sci. Food Agric. 89, 2643–2649.

<https://doi.org/10.1002/jsfa.3768>

KUMAR, P., Mishra, S., Malik, A., Satya, S., 2011. Insecticidal properties of *Mentha* species: A review. Ind. Crops Prod. 34, 802–817.

<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.02.019>

LABORDA, R., Manzano, I., Gamón, M., Gavidia, I., Pérez-Bermúdez, P., Boluda, R., 2013. Effects of *Rosmarinus officinalis* and *Salvia officinalis* essential oils on *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). Ind. Crops Prod. 48, 106–110. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.04.011>

LEE, S.E., Lee, B.H., Choi, W.S., Park, B.S., Kim, J.G., Campbell, B.C., 2001. Fumigant toxicity of volatile natural products from Korean spices and medicinal plants towards the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L). Pest Manag. Sci. 57, 548–553. <https://doi.org/10.1002/ps.322>

LIAO, M., Xiao, J.J., Zhou, L.J., Liu, Y., Wu, X.W., Hua, R.M., Wang, G.R., Cao, H.Q., 2016. Insecticidal activity of *Melaleuca alternifolia* essential oil and RNA-Seq analysis of *Sitophilus zeamais* transcriptome in response to oil fumigation. PLoS One 11, 1–19. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0167748>

LIAO, M., Xiao, J.J., Zhou, L.J., Yao, X., Tang, F., Hua, R.M., Wu, X.W., Cao, H.Q., 2017. Chemical composition, insecticidal and biochemical effects of *Melaleuca alternifolia* essential oil on the *Helicoverpa armigera*. J. Appl. Entomol. 141, 721–728. <https://doi.org/10.1111/jen.12397>

LORINI, I., 2009. Manejo integrado de pragas de produtos armazenados. Empres. Bras. Pesqui. Agropecuária 56–74.

LOUGRAIMZI, H., El Iraqui, S., Bouaichi, A., Gouit, S., Achbani, E.H., Fadli, M., 2018. Insecticidal effect of essential oil and powder of *Mentha pulegium* L. leaves against *Sitophilus oryzae* (Linnaeus, 1763) and *Tribolium castaneum* (Herbst, 1797) (Coleoptera: Curculionidae, Tenebrionidae), the main pests of stored wheat in Morocco. Polish J. Entomol. 87, 263–278. <https://doi.org/10.2478/pjen-2018-0018>

MAEDEH, M., Hamzeh, I., Hossein, D., Majid, A., Reza, R.K., 2011. Bioactivity of essential oil from *Satureja hortensis* (Lamiaceae) against three stored-product insect species. African J. Biotechnol. 10, 6620–6627. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2012.10644028>

MAHMOUDVAND, M., Abbasipour, H., Rastegar, F., Hosseinpour, M.H., Basij, M., 2012. Efficacy of some plants as a post-harvest protectant against some major stored pests. Arch. Phytopathol. Plant Prot. 45, 806–811. <https://doi.org/10.1080/03235408.2011.597151>

MISHRA, B.B., Tripathi, S.P., Tripathi, C.P.M., 2012. Response of *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) and *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae) to potential insecticide derived from essential oil of *Mentha arvensis* leaves. Biol. Agric. Hortic. 28, 34–40. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.662792>

MURCIA-MESEGUER, A., Alves, T.J.S., Budia, F., Ortiz, A., Medina, P., 2018.

Insecticidal toxicity of thirteen commercial plant essential oils against *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae). *Phytoparasitica* 46, 233–245.
<https://doi.org/10.1007/s12600-018-0655-9>

NGAMO, T.S.L., Ngatanko, I., Ngassoum, M.B., Mapongmestsem, P.M., Hance, T., 2007. Persistence of insecticidal activities of crude essential oils of three aromatic plants towards four major stored product insect pests. *African J. Agric. Res.* 2, 173–177.

OBENG-OFORI, D., Amiteye, S., 2005. Efficacy of mixing vegetable oils with pirimiphos-methyl against the maize weevil, *Sitophilus zeamais* Motschulsky in stored maize. *J. Stored Prod. Res.* 41, 57–66.
<https://doi.org/10.1016/j.jspr.2003.11.001>

OBOH, G., Ademosun, A.O., Olumuyiwa, T.A., Olasehinde, T.A., Ademiluyi, A.O., Adeyemo, A.C., 2017. Insecticidal activity of essential oil from orange peels (*Citrus sinensis*) against *Tribolium confusum*, *Callosobruchus maculatus* and *Sitophilus oryzae* and its inhibitory effects on acetylcholinesterase and Na⁺/K⁺-ATPase activities. *Phytoparasitica* 45, 501–508.
<https://doi.org/10.1007/s12600-017-0620-z>

ODEYEMI, O.O., ASHAMO, M.O., ANKINKUROLERE, R.O., OLATUNJI, A.A., 2010. Resistance of strains of rice weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae) to pirimiphos methyl. *Julius-Kühn-Archiv* 167–172.
<https://doi.org/10.5073/jka.2010.425.433>

OGENDO, J.O., Kostyukovsky, M., Ravid, U., Matasyoh, J.C., Deng, A.L., Omolo, E.O., 2008. Bioactivity of *Ocimum gratissimum* L. oil and two of its constituents against five insect pests attacking stored food products. *J. Stored Prod. Res.* 44, 328–334 Contents. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2008.02.009>

OLIVEIRA, A.P., Santana, A.S., Santana, E.D.R., Lima, A.P.S., Faro, R.R.N., Nunes, R.S., Lima, A.D., Blank, A.F., Araújo, A.P.A., Cristaldo, P.F., Bacci, L., 2017. Nanoformulation prototype of the essential oil of *Lippia sidoides* and thymol to population management of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *Ind. Crops Prod.* 107, 198–205.

<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.05.046>

OLIVEIRA, A.P., Santos, A.A., Santana, A.S., Lima, A.P.S., Melo, C.R., Santana, E.D.R., Sampaio, T.S., Blank, A.F., Araújo, A.P.A., Cristaldo, P.F., Bacci, L., 2018. Essential oil of *Lippia sidoides* and its major compound thymol: Toxicity and walking response of populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *Crop Prot.* 112, 33–38.

<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.05.011>

OLIVEIRA, B.M.S., Melo, C.R., Alves, P.B., Santos, A.A., Santos, A.C.C., Santana, A.D.S., Araújo, A.P.A., Nascimento, P.E.S., Blank, A.F., Bacci, L., 2017. Essential oil of *Aristolochia trilobata*: Synthesis, routes of exposure, acute toxicity, binary mixtures and behavioral effects on leaf-cutting ants. *Molecules* 22. <https://doi.org/10.3390/molecules22030335>

OVIEDO, A., Van Nieuwenhove, G., Van Nieuwenhove, C., Rull, J., 2018. Biopesticide effects on pupae and adult mortality of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Austral Entomol.* 57, 457–464.

<https://doi.org/10.1111/aen.12296>

PANDEY, A.K., Tripathi, S., Singh, P., 2018. Plant essential oils: a substitute for conventional insecticides against *Tribolium species* (Coleoptera: Tenebrionidae)-achievements and challenges. *Arch. Phytopathol. Plant Prot.* 51, 696–728. <https://doi.org/10.1080/03235408.2018.1495875>

PARK, Y.L., Tak, J.H., 2016. Essential oils for arthropod pest management in agricultural production systems, *Essential Oils in Food Preservation, Flavor and Safety*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-416641-7.00006-7>

PAULIQUEVIS, C., Conte, C., Favero, S., 2013. Atividade insetistática do óleo essencial de *Pothomorphe umbellata* (L.) Miq. sobre *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Bostrichidae). *Rev. Bras. Agroecol.* 8, 39–45.

PAULIQUEVIS, C.F., Favero, S., 2015. Atividade insetistática de óleo essencial de *Pothomorphe umbellata* sobre *Sitophilus zeamais*. *Rev. Bras. Eng. Agric. e Ambient.* 19, 1192–1196. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v19n12p1192-1196>

PAVELA, R., 2011. Insecticidal and repellent activity of selected essential oils against of the pollen beetle, *Meligethes aeneus* (Fabricius) adults. Ind. Crops Prod. 34, 888–892. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.02.014>

PEREIRA, P.R.V. da S., Almeida, L.M. de, 2001. Chaves para a identificação dos principais Coleoptera (Insecta) associados com produtos armazenados. Rev. Bras. Zool. 18, 271–283. <https://doi.org/10.1590/s0101-81752001000100031>

PESCHIUTTA, M.L., Arena, J.S., Calvimonte, H., Zygadlo, J.A., 2017. Fumigant and Repellent Activities of Different Essential Oils Alone and Combined Against the Maize Weevil (*Sitophilus zeamais* Motschulsky). MOJ Bioorganic Org. Chem. 1, 1–6. <https://doi.org/10.15406/mojboc.2017.01.00043>

PIMENTEL, M.A.G., Faroni, L.R.D., Batista, M.D., Silva, F.H. da, 2008. Resistance of stored-product insects to phosphine. Pesqui. Agropecuária Bras. 43, 1671–1676. <https://doi.org/10.1590/s0100-204x2008001200005>

PIMENTEL, M.A.G., Faroni, L.R.D.A., Guedes, R.N.C., Sousa, A.H., Tótola, M.R., 2009. Phosphine resistance in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). J. Stored Prod. Res. 45, 71–74. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2008.09.001>

PIMIENTA-RAMÍREZ, L., García-Rodríguez, Y.M., Ríos-Ramírez, E.M., Lindig-Cisneros, R., Espinosa-García, F.J., 2016. Chemical composition and evaluation of the essential oil from *Eupatorium glabratum* as biopesticide against *Sitophilus zeamais* and several stored maize fungi. J. Essent. Oil Res. 28, 113–120. <https://doi.org/10.1080/10412905.2015.1093969>

PLATA-RUEDA, A., Martínez, L.C., Santos, M.H. Dos, Fernandes, F.L., Wilcken, C.F., Soares, M.A., Serrão, J.E., Zanuncio, J.C., 2017. Insecticidal activity of garlic essential oil and their constituents against the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* Linnaeus (Coleoptera: Tenebrionidae). Sci. Rep. 7, 1–11. <https://doi.org/10.1038/srep46406>

POLATOĞLU, K., Karakoç, Ö.C., 2015. Biologically active essential oils against stored product pests. Essent. Oils Food Preserv. Flavor Saf. 39–59.

<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-416641-7.00005-5>

PRAKASH, B., Singh, P., Kedia, A., Singh, A., Dubey, N.K., 2012. Efficacy of essential oil combination of *Curcuma longa* L. and *Zingiber officinale* Rosc. As a postharvest fungitoxicant, aflatoxin inhibitor and antioxidant agent. *J. Food Saf.* 32, 279–288. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4565.2012.00378.x>

PROCÓPIO, S. de O., Vendramim, J.D., Ribeiro Júnior, J.I., Santos, J.B. dos, 2003. Bioatividade de diversos pós de origem vegetal em relação A *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae). *Ciência e Agrotecnologia* 27, 1231–1236. <https://doi.org/10.1590/s1413-70542003000600004>

R Core Team (2019). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RAJA, N., Albert, S., Ignacimuthu, S., Dorn, S., 2001. Effect of plant volatile oils in protecting stored cowpea *Vigna unguiculata* (L.) Walpers against *Callosobruchus maculatus* (F.) (Coleoptera: Bruchidae) infestation. *J. Stored Prod. Res.* 37, 127–132. [https://doi.org/10.1016/S0022-474X\(00\)00014-X](https://doi.org/10.1016/S0022-474X(00)00014-X)

RAJENDRAN, S., Sriranjini, V., 2008. Plant products as fumigants for stored-product insect control. *J. Stored Prod. Res.* 44, 126–135. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2007.08.003>

RAJKUMAR, V., Gunasekaran, C., Christy, I.K., Dharmaraj, J., Chinnaraj, P., Paul, C.A., 2019. Toxicity, antifeedant and biochemical efficacy of *Mentha piperita* L. essential oil and their major constituents against stored grain pest. *Pestic. Biochem. Physiol.* 156, 138–144. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.02.016>

REYES, E.I.M., Farias, E.S., Silva, E.M.P., Filomeno, C.A., Plata, M.A.B., Picanço, M.C., Barbosa, L.C.A., 2019. *Eucalyptus resinifera* essential oils have fumigant and repellent action against *Hypothenemus hampei*. *Crop Prot.* 116, 49–55. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.09.018>

RIBEIRO, A.V., Farias, E. de S., Santos, A.A., Filomeno, C.A., Santos, I.B. dos,

- Barbosa, L.C.A., Picanço, M.C., 2018. Selection of an essential oil from *Corymbia* and *Eucalyptus* plants against *Ascia monuste* and its selectivity to two non-target organisms. *Crop Prot.* 110, 207–213.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.08.014>
- RIBEIRO, B.M., Guedes, R.N.C., Oliveira, E.E., Santos, J.P., 2003. Insecticide resistance and synergism in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *J. Stored Prod. Res.* 39, 21–31.
[https://doi.org/10.1016/S0022-474X\(02\)00014-0](https://doi.org/10.1016/S0022-474X(02)00014-0)
- RIBEIRO, L.P., Costa, E.C., Karlec, F., Bidinoto, V.M., 2008. Controle De *Sitophilus zeamais* Mots . (Coleoptera): Efficacy Evaluation of Mineral Inert Powders To Control *Sitophilus zeamais* Mots . (Coleoptera : Curculionidae). *Rev. da FZVA* 15, 19–27.
- RIBEIRO, L.P., Lovatto, M., Vendramim, J.D., 2018. Avaliação da eficácia de duas formulações comerciais de terra de diatomácea no controle do gorgulho-do-milho com base em parâmetros toxicológicos. *Agropecuária Catarinense* 31, 56–60. <https://doi.org/10.22491/RAC.2018.v31n1.7>
- RIBEIRO, L.P., Vendramim, J.D., 2019. ASSOCIAÇÃO DE EXTRATOS VEGETAIS E TERRA DE DIATOMÁCEA NO CONTROLE DO GORGULHO-DO-MILHO *Sitophilus zeamais* MOTTS. (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE). *Rev. Bras. Agropecuária Sustentável* 9, 9–16.
<https://doi.org/10.21206/rbas.v9i1.7966>
- RÍOS, N., Stashenko, E.E., Duque, J.E., 2017. Evaluation of the insecticidal activity of essential oils and their mixtures against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Rev. Bras. Entomol.* 61, 307–311.
<https://doi.org/10.1016/j.rbe.2017.08.005>
- RODRIGUES, A.C., Wiater, G., Puton, B.M.S., Mielniczki-Pereira, A.A., Paroul, N., Cansian, R.L., 2019. ATIVIDADE REPELENTE E INSETICIDA DO ÓLEO ESSENCIAL DE *Baccharis dracunculifolia* D.C. SOBRE *Sitophilus zeamais* MOTTS., 1855. *Rev. Perspect.* 43, 123–130.
- SCARIOT, M.A., Reichert J?nior, F.W., Rad?nz, L.L., Barro, J.P., Mossi, A.J.,

2016. *Salvia officinalis* essential oil in bean weevil control | Óleo essencial de *Salvia officinalis* no controle de caruncho do feijão. *Pesqui. Agropecu. Trop.* 46, 177–182. <https://doi.org/10.1590/1983-40632016v4640034>

SILVA, G.A., Picanço, M.C., Bacci, L., Crespo, A.L.B., Rosado, J.F., Guedes, R.N.C., 2011. Control failure likelihood and spatial dependence of insecticide resistance in the tomato pinworm, *Tuta absoluta*. *Pest Manag. Sci.* 67, 913–920. <https://doi.org/10.1002/ps.2131>

SOONWERA, M., 2015. Efficacy of essential oil from *Cananga odorata* (Lamk.) Hook.f. & Thomson (Annonaceae) against three mosquito species *Aedes aegypti* (L.), *Anopheles dirus* (Peyton and Harrison), and *Culex quinquefasciatus* (Say). *Parasitol. Res.* 114, 4531–4543. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4699-1>

TRIVEDI, Nayak, Kumar, 2017. Fumigant toxicity study of different essential oils against stored grain pest *Callosobruchus chinensis*. *J. Pharmacogn. Phytochem.* 6, 1708–1711.

VAN DEN DOOL, H., Dec. Kratz, P., 1963. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas—liquid partition chromatography. *J. Chromatogr. A* 11, 463–471. [https://doi.org/10.1016/S0021-9673\(01\)80947-X](https://doi.org/10.1016/S0021-9673(01)80947-X)

VEDOVATTO, F., Valério Júnior, C., Astolfi, V., Mielniczki, P.A.A., Roman, S.S., Paroul, N., Cansian, R.L., 2015. Óleo essencial de *Cinnamodendron dinisii* Schwanke para controle de *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). *Rev. Bras. Plantas Med.* 17, 1055–1060. https://doi.org/10.1590/1983-084X/14_143

Verma, R.S., Rahman, L., Verma, R.K., Chauhan, A., Yadav, A.K., Singh, A., 2010. Essential oil composition of menthol mint (*Mentha arvensis*) and peppermint (*Mentha piperita*) cultivars at different stages of plant growth from Kumaon region of Western Himalaya. *Open Access J. Med. Aromat. Plants* 1, 13–18.

WASICKY RA. Modification of the Clevenger apparatus for extraction of essential oils. Revista Faculdade de farmácia e Bioquímica. 1963;1:77–81.

CAPÍTULO 03 - ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE ÓLEOS ESSENCIAIS NO CONTROLE DE FUNGOS DE ARMAZENAMENTO

RESUMO

Durante o armazenamento, cereais tais como milho e trigo são suscetíveis ao ataque de fungos, ocasionando perdas quantitativas e qualitativas. O dano qualitativo mais prejudicial é a presença de micotoxinas. O principal método de controle utilizado é o químico com fungicidas. Porém, o uso intensivo dessas moléculas provocou diversos impactos, entre eles o surgimento de cepas resistentes, além da contaminação com resíduos, colocando em risco a segurança alimentar. As plantas bioativas possuem óleos essenciais com propriedades antimicrobianas, configurando-se como uma alternativa aos fungicidas. Objetivamos nessa pesquisa avaliar a atividade fungicida de OEs de *Baccharis dracunculifolia* DC (Asteraceae), *Baccharis uncinella* DC (Asteraceae), *Mentha arvensis* L. (Lamiaceae), *Salvia officinalis* L. (Lamiaceae), *Melaleuca alternifolia* C. (Myrtaceae) e *Cymbopogon nardus* L. (Poaceae) no controle de *Aspergillus niger*, *Aspergillus nomius*, *Aspergillus flavus* e *Fusarium graminearum* em condições *in vitro*. A análise da composição química dos OE foi realizada por cromatografia gasosa e espectrometria de massa. Para seleção dos OEs com maior efeito fungicida foram realizados bioensaios de contato e de volatilização. Os OEs com atividade fungicida satisfatória (>90 %) foram avaliados pelo método de contato, para estimativa da concentração inibitória mínima e da concentração inibitória. Foram identificados um total de 19, 21, 18, 20, 17 e 15 compostos para os OEs de *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *S. officinalis*, *M. arvensis*, *M. alternifolia* e *C. nardus* respectivamente. O método de contato foi mais eficaz que o método por volatilização para todos os OEs testados, para todos os isolados. Apenas os OEs de *M. alternifolia* e *C. nardus* apresentaram atividade fungicida satisfatória (>90 %) contra os isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum*. O OE de *C. nardus* apresentou ação fúngica maior que o OE de *M. alternifolia* para todos os isolados. O óleo essencial de *C. nardus* demonstrou ser eficaz no controle de patógenos de armazenamento.

Palavras-chave: *Aspergillus flavus*. *Aspergillus niger*. *Aspergillus nomius*. *Fusarium graminearum*. Composição química. Atividade antimicrobiana

1. Introdução

O milho e o trigo estão entre os cereais mais consumidos mundialmente (FAO, 2017) por serem base da alimentação humana e animal (KAGUCHIA et al., 2018; PIZZOLITTO et al., 2020). Além disso, são a base econômica para países essencialmente agrícolas (TANG et al., 2018). Durante o período de armazenamento os grãos ficam expostos ao ataque de agentes bióticos afetando a qualidade e gerando perdas econômicas (TANG et al., 2018). Os danos causados por insetos e microrganismos de produtos armazenados geram prejuízos anuais estimados entre 10 a 40% da produção agrícola mundial (BACHROUCH et al. (2010). Segundo Ribeiro et al. (2018), na maioria dos países subdesenvolvidos ou em desenvolvimento as perdas variam entre 15 até 50% da produção total de grãos.

A infestação por fungos é um dos principais motivos que ocasionam a redução da produtividade no armazenamento, podendo ocorrer ainda em fase de colheita, ou dentro da unidade de armazenamento (BOŽIK et al., 2017). Entre os patógenos de grãos armazenados com maior importância econômica destacam-se os gêneros *Aspergillus* e *Fusarium* (SAHAB et al., 2014; ANŽLOVAR et al., 2017).

Esses patógenos são responsáveis por danos quantitativos e qualitativos (KOC e KARA, 2014), e podem reduzir a produção das principais culturas, como milho e trigo, em até 20% do total produzido (ROSELLÓ et al. (2015). Os danos quantitativos estão relacionados a deterioração do grão (KOC e KARA, 2014), e conseqüentemente no seu peso. Já os danos qualitativos estão associados a perda do poder germinativo e do vigor das sementes (ISHAQ et al., 2017), a descoloração dos grãos, odor desagradável, alterações nos valores nutricionais (ESPER et al., 2014), além de contaminação por micotoxinas (VILELA et al., 2009). Esta última é o principal problema ocasionado pela presença de fungos em cereais armazenados e mesmo em concentrações baixas, torna o seu consumo inviável (VILELA et al., 2009).

As espécies *Aspergillus niger* (KUMAR et al., 2017), *Aspergillus nomius* (NESCI et al., 2011), *Aspergillus flavus* (MOGHADAM et al., 2016) e *Fusarium graminearum* (KALAGATUR et al., 2015) destacam-se entre os fungos de armazenamento por produzirem micotoxinas (LÓPEZ et al., 2004). Estima-se

que aproximadamente 25 a 50% de todos os alimentos produzidos mundialmente estão contaminados com algumas classes de micotoxinas (MOGHADAM et al., 2016).

O controle preventivo de fungos e micotoxinas é realizado a fim de evitar possíveis contaminações antes do armazenamento (GARCÍA-DÍAZ et al., 2019; SUMALAN et al., 2013; KIM et al., 2018). Fungicidas sintéticos são o principal método utilizado no controle de fungos de armazenamento (BLUMA et al. (2008), principalmente do grupo químico dos benzimidazóis (SREENIVASA et al., 2011).

De acordo com Souza et al. (2020), a aplicação desses produtos é feita ainda no campo, logo a após a colheita, com a finalidade de proteger os grãos de uma possível contaminação antes de serem armazenados. Estudos anteriores ressaltam que a aplicação nas unidades de armazenamento influencia na qualidade dos grãos, além de apresentar riscos à saúde animal e humana. Além disso, destaca-se que o tratamento com fungicidas sintéticos antes da colheita pode ocasionar no surgimento de cepas resistentes a essas moléculas (ANŽLOVAR et al., 2017). Nesse contexto, torna-se necessário a busca por produtos alternativos que evitem a contaminação fúngica em grãos e sementes (MOGHADAM et al., 2016), que sejam ecológicos e apresentem maior segurança aos consumidores (GARCÍA-DÍAZ et al. (2019).

Uma das alternativas promissoras é o uso de produtos naturais obtidos através de metabólitos secundários de plantas (DAMBOLENA et al., 2012), com atividade antifúngica (SREENIVASA et al., 2011). Esses compostos bioativos são obtidos de plantas aromáticas (LÓPEZ et al., 2004), medicinais e/ou condimentares (LEE et al., 2001), e podem ser utilizados na forma de extratos ou de óleos essenciais (OEs) (RASOOLI et al., 2006; GAHUKAR, 2012; MORCIA et al., 2012, 2017; BORGES et al., 2018), sendo considerados a melhor alternativa as moléculas sintéticas (ISHAQ et al., 2017). Entretanto, os OEs possuem uma maior eficácia no controle de patógenos em comparação aos extratos aquosos e etanólicos (BLUMA et al., 2008).

Os OEs podem ser definidos como um conjunto de substâncias voláteis de baixo peso molecular (SUMALAN et al., 2013; SAHAB et al., 2014), presentes em diversas partes da planta (SOUZA et al., 2020). A atividade biológica é ocasionada pelos compostos voláteis presentes em sua composição, os quais ficam agindo na forma de vapor (SUMALAN et al., 2013; SAHAB et al., 2014),

sendo que esses compostos também apresentam atividade por contato direto (VILELA et al., 2009).

As principais vantagens do uso dos OEs aos fungicidas sintéticos, está relacionado ao fato de apresentarem diversos modos de ação (PEDROTTI et al., 2019; PERCZAK et al., 2019), reduzindo a possibilidade de resistência. Esses produtos também são biodegradáveis (PIZZOLITTO et al., 2020), apresentam menor toxicidade a mamíferos (KUMAR et al., 2017), causam menos impactos ao meio ambiente, e são mais aceitos pela sociedade (SREENIVASA et al., 2011; GARCÍA-DÍAZ et al., 2019). Os OEs das plantas aromáticas, condimentares e medicinais têm sido amplamente utilizados para fins comerciais, como a indústria farmacêutica (EBADOLLAHI e JALALI SENDI, 2015). Por serem produtos considerados seguros e fazerem parte da dieta humana, também são utilizados na indústria alimentícia, devido ao seu baixo resíduo tóxico (BENZI et al., 2014) e podem ser utilizados na produção orgânica de alimentos e sementes

Entre as principais famílias com atividade antifúngica comprovada esta Asteraceae (TRIPATHI et al., 2002; GORRAN et al., 2013), Lamiaceae (GORRAN et al., 2013; PERCZAK et al., 2019; SOUZA et al., 2020), Myrtaceae (GORRAN et al., 2013; SOUZA et al., 2020) e Poaceae (SOUZA et al., 2020), sendo que os OEs de espécies pertencentes a essas famílias botânicas podem ser utilizados para evitar o desenvolvimento dos fungos. Assim, o objetivo desta pesquisa foi avaliar o efeito fungicida dos OEs de *Baccharis dracunculifolia* DC (Asteraceae), *Baccharis uncinella* DC (Asteraceae), *Mentha arvensis* L. (Lamiaceae), *Salvia officinalis* L. (Lamiaceae), *Melaleuca alternifolia* C. (Myrtaceae) e *Cymbopogon nardus* L. (Poaceae) no controle de *Aspergillus niger*, *Aspergillus nomius*, *Aspergillus flavus* e *Fusarium graminearum* em condições *in vitro*.

2. Material e Métodos

2.1 Isolados e preparo dos inóculos

Os isolados fúngicos de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* foram provenientes da Coleção Microbiológica da Rede Paranaense Taxonline, da Universidade

Federal do Paraná, e o *F. graminearum* foi isolado de grãos de trigo (TRALAMAZZA et al., 2016). Os isolados foram mantidos em placas de Petri (9 cm de diâmetro), utilizando o meio de cultura BDA (Agar Batata Dextrose) para os isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus*, e para o isolado de *F. graminearum* SNA (Ágar Nutriente Sintético). Todos os isolados foram incubados em *Biochemical Oxygen Demand* (BOD) a $28 \pm 1^\circ \text{C}$ e 12 h de fotofase, por 7 dias (PERCZAK et al., 2019).

2.2 Obtenção dos óleos essenciais

Para a obtenção dos OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* foi realizada uma coleta do material vegetal, em 2019, no município de Piraquara, no estado do Paraná, Brasil ($25^\circ 516' 390'' \text{S}$ e $49^\circ 022' 702'' \text{W}$). As espécies *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* foram coletadas em maio, no período da sua floração (ESPÍRITO-SANTO et al., 2003; FABIANE et al., 2008).

A Rede de Bioprospecção e Inovação da Floresta Atlântica (REBIFLORA) autorizou a coleta do material vegetal. O número de acesso no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SISGEN) é A46F9B9 para os OEs de *M. arvensis* e *C. nardus* e AC74344 para as espécies de *Baccharis*.

Os OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* foram extraídos da parte aérea útil, definida como caule verde (de até 2 mm de diâmetro), folhas e flores (FRIZZO et al., 2008). A extração foi realizada por arraste a vapor em dorna por um período de 3 horas (FABIANE et al., 2008).

Os OEs de *S. officinalis* e *M. alternifolia* foram adquiridos na empresa Now® (Bloomington, Illinois, Estados Unidos da América), o OE de *M. arvensis* na empresa Farmanilquima® (Curitiba, Paraná, Brasil), e o óleo de *C. nardus* na farmácia homeopática Flor de Liz (Lages, Santa Catarina, Brasil). Todos os OEs foram armazenados em vidro âmbar e acondicionados em freezer -20°C até o momento da análise e dos bioensaios (CHAABAN et al., 2017).

2.3 Identificação da composição química dos óleos

Os OEs foram analisados por cromatografia gasosa, com uso dos cromatógrafos GC/FID (Agilent 7890A) e GC/MS (Shimadzu-2010 Plus), ambos equipados com coluna capilar HP-5MS (30 m x 0,25 mm x 0,25 μ m). Como gás de arraste foi utilizado o hidrogênio para GC/FID (fluxo de 2,4 mL min⁻¹) e hélio para GC/MS (fluxo de 1,0 mL min⁻¹). A temperatura inicial do forno foi de 60° C, elevando-se a 240° C na razão de 3° C minuto⁻¹. A identificação dos compostos químicos foi realizada através do cálculo da retenção linear pela cadeia de alcanos: C7 – C30 (VAN DEN DOOL E DEC. KRATZ, 1963). A identificação dos constituintes dos OEs foi realizada por espectrometria de massa, através de pesquisa na espectroteca, comparando-se os índices de retenção calculados com dados da literatura (ADAMS, 2007).

2.4 Atividade antifúngica dos OEs *in vitro*

2.4.1 Bioensaio por contato

Foi realizado um teste preliminar para identificar os OEs com maior efeito fungicida por contato no controle de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum*. Os tratamentos foram os OEs de *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *M. arvensis*, *S. officinalis*, *M. alternifolia* e *C. nardus* avaliados na concentração de 2 %. O meio RPMI 1640 foi utilizado como controle negativo, e o fungicida sintético Tiofanato-metílico (Cercobin) (AGROFIT, 2019) foi utilizado como controle positivo. Esta etapa experimental foi realizada em delineamento inteiramente casualizado. Cada tratamento foi feito em triplicata e foram feitas três repetições no tempo, totalizando ao final do experimento nove repetições para cada fungo, para cada OE.

Após o período de 7 dias, os conídios foram coletados das placas de Petri raspando-se a superfície do meio de cultura, com o uso de uma espátula esterilizada, e transferidos para frascos de vidro esterilizados contendo meio RPMI 1640 (ARIKAN et al., 2001). Os frascos foram agitados com auxílio de vórtex, e as suspensões filtradas através de um tecido poroso. Em seguida, a suspensão de conídios foi ajustada até a concentração de 2×10^4 conídios mL⁻¹ (GORRAN et al., 2013), utilizando câmara de Neubauer. Os OEs foram diluídos em meio RPMI 1640 até a concentração de 4 %.

Para a realização do experimento foi adotada a metodologia de micro diluição proposta por (KALAGATUR et al., 2015), com modificações. Foram utilizadas placas de microtitulação com 96 poços, sendo utilizada uma placa por OE para que não houvesse interferência por metabólitos voláteis. A suspensão de conídios e os OEs foram inoculados de forma a obter concentração final de 10^4 conídios/mL e 2 % respectivamente, totalizando 200 μ L por poço. Os poços brancos continham apenas meio RPMI e OE, sem adição da suspensão de esporos. As placas foram mantidas em BOD a $28 \pm 1^\circ$ C e 12 h de fotofase, por 48 h (MOGHADAM et al., 2016).

O crescimento dos fungos foi determinado pela absorvância a 610 nm utilizando o espectrofotômetro de microplacas EPOCH (Biotek Instrument Inc, Winooski, EUA). Em seguida, os dados de inibição foram calculados em relação ao controle negativo através da fórmula proposta por (VILELA et al., 2009):

$$\text{Inibição (\%)} = \frac{(C-T)}{C} \times 100$$

Onde:

C = Absorbância do controle negativo

T = Absorbância do controle positivo e dos OEs

2.4.2 Bioensaio por volatilização

Assim como no bioensaio anterior, foi realizado um teste preliminar para identificar os OEs com potencial fungicida por volatilização contra os isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum*. Os tratamentos foram os OEs de *B. dracunculifolia*, *B. uncinella*, *M. arvensis*, *S. officinalis*, *M. alternifolia* e *C. nardus* na concentração de 100 % (OE puro) (PEDROTTI et al., 2019). Água destilada esterilizada foi usada como controle negativo. O delineamento foi inteiramente casualizado, em triplicata e em três repetições no tempo, totalizando ao final do experimento nove repetições para cada fungo, para cada OE.

Os isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* utilizados nesse experimento foram incubados em placas de Petri (9 cm de diâmetro) contendo meio BDA, mantidos em BOD por 5 dias (PERCZAK et al., 2019).

Foi utilizada a metodologia proposta por Vilela et al. (2009), com modificações. Placas de Petri (9 cm de diâmetro) contendo meio BDA foram invertidas, em seguida discos de 7 mm foram retirados dos inóculos e colocadas no centro da placa de Petri. Posteriormente, foi colocado papel filtro com 8 mm de diâmetro Inouye et al. (2006) contendo 10 µL (RASOOLI et al., 2006) de cada tratamentos na tampa de cada placa, para cada isolado de fungo, de maneira que não entrasse em contato direto com o fungo. Após esse procedimento, as placas foram vedadas com filme de polietileno, para evitar o escape de voláteis, e incubadas a em BOD a $28 \pm 1^\circ \text{C}$ e 12 h de fotofase. A avaliação do crescimento micelial foi realizada após 7 dias (SOUZA et al., 2020), através da média de duas medições perpendiculares do diâmetro da colônia (ROSELLÓ et al., 2015), feito com o auxílio de um paquímetro digital, em mm (SOUZA et al., 2020).

Os dados obtidos nesse experimento foram transformados em porcentagem de inibição utilizando a fórmula proposta por Vilela et al. (2009):

$$\text{Inibição (\%)} = \frac{(C-T)}{C} \times 100$$

Onde:

C = crescimento micelial do controle negativo

T = crescimento micelial dos OEs

2.4.3 Determinação da concentração inibitória mínima (CIM) e da concentração inibitória (CI_{50})

Os OEs mais eficazes (com inibição $\geq 90 \%$) obtidos no método por contato foram utilizados nas seguintes concentrações, 0,1; 0,25; 0,5, 1,0; 1,25; 1,5; 1,75 e 2,0 % (BASAK e GUHA, 2017) a fim de estimar a concentração mínima inibitória (CIM) e a concentração inibitória (CI_{50}). O meio RPMI 1640 foi usado como controle negativo. O delineamento foi inteiramente casualizado, em triplicata, em três repetições no tempo, totalizando ao final do experimento nove repetições para cada fungo.

A metodologia utilizada para esse experimento foi a mesma adotada para o bioensaio por contato. O valor do CIM, para cada fungo, foi considerado como a menor concentração dos OEs em que não houve mudança na coloração

(SOUZA et al., 2020). A avaliação do CI_{50} foi a mesma utilizada para o bioensaio por contato (item 2.4.1).

2.5 Análise estatística

Os dados de porcentagem de inibição obtidos nos bioensaios por contato e volatilização foram ajustados por modelos lineares generalizados (GLM), utilizando distribuição binomial, e então submetidos à análise de variância. Para comparação das médias foi utilizado o teste de Tukey a 5 % de probabilidade, utilizando o software R (R CORE TEAM, 2019).

Os dados de concentração inibitória foram submetidos ao método de análise de Probit (MEDJDOUB et al., 2019), utilizando o pacote “*ecotox*” do software R (R CORE TEAM, 2019).

3. Resultados

3.1 Composição química dos OEs

Para as espécies da família Asteraceae foram identificados 19 e 21 compostos presentes nos OEs de *B. dracunculifolia* e *B. uncinella* (Tabela 1). Para o OE de *C. nardus* (Poaceae) foram identificados 15 compostos, representando 94,92 % da composição química total (Tabela 1).

Os compostos majoritários identificados no OE de *B. dracunculifolia* foram β -pineno (21.58%), (E)-nerolidol (17.01%), limoneno (13.45%) e espatulenol (6.03%). Para o OE de *B. uncinella* foram identificados os seguintes compostos majoritários, α -pineno (17.27%), (Z)- β -ocimeno (16.98%), β -pineno (11.96%) e espatulenol (9.31%). Enquanto que o OE de *C. nardus* apresentou os seguintes compostos majoritários, geraniol (35,52%), citronelal (24,39%), citronelol (10,73%) e geraniol (7,77%).

Tabela 1. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae e Poaceae por GC/FID e GC/MS.

Compostos químicos	IRlit ^a	IRcal ^b	(continua)		
			<i>B. dracunculifolia</i> (Asteraceae)	<i>B. uncinella</i> (Asteraceae)	<i>C. nardus</i> (Poaceae)
α-tujeno	924	924	-	3,8	- ^c
α-pineno	932	931	4,49	17,27	-
sabineno	969	970	-	1,67	-
β-pineno	974	975	21,58	11,96	-
Mirceno	985	988	-	-	0,25
Mirceno	988	989	1,77	1,77	-
limoneno	1024	1026	13,45	0,29	2,39
(Z)-β-ocimeno	1032	1026	-	16,98	-
(E)-β-ocimeno	1044	1044	1,27	-	-
γ-terpineno	1054	1055	-	1,01	-
linalol	1099	1095	-	-	0,93
isopulegol	1141	1145	-	-	0,76
citronelal	1152	1148	-	-	24,39
terpinen-4-ol	1174	1173	-	1,99	-
α-terpineol	1186	1187	-	0,42	-
citronelol	1228	1223	-	-	10,73
Neral	1239	1235	-	-	5,6
geraniol	1256	1249	-	-	35,52
geranial	1270	1264	-	-	7,77
acetato de citronelila	1353	1350	-	-	1,18
acetato de geranila	1384	1379	-	-	2,78
(E)-cariofileno	1412	1417	1,34	1,96	1,41
α-humuleno	1452	1446	-	0,35	-
trans-cadina-1(6),4-dieno	1474	1475	2,18	-	0,18
germacreno D	1480	1473	-	0,76	-
γ-amorfenol	1495	1484	0,1	-	-
biciclogermacreno	1500	1489	3,61	1,77	-
α-muuroleno	1500	1494	-	0,34	-
γ-cadineno	1507	1513	-	-	0,77
δ-amorfenol	1511	1518	1,67	-	-
Epóxido de isso-italiceno	1514	1502	-	3,46	-
δ-cadineno	1518	1522	-	1,52	0,26
(E)-nerolidol	1561	1563	17,01	-	-
espatulenol	1577	1570	6,03	9,31	-
óxido de cariofileno	1582	1575	2,59	3,22	-
globulol	1590	1583	3,03	1,25	-

Tabela 2. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Asteraceae e Poaceae por GC/FID e GC/MS.

Compostos químicos	IRlit ^a	IRcal ^b	(conclusão)		
			<i>B. dracunculifolia</i> (Asteraceae)	<i>B. uncinella</i> (Asteraceae)	<i>C. nardus</i> (Poaceae)
ledol	1602	1594	1,69	-	-
epi- α -cadinol	1638	1634	1,89	-	-
epi- α -muurolol	1640	1639	0,5	-	-
α -muurolol	1644	1643	0,37	-	-
α -cadinol	1652	1647	2,03	0,71	-
Hidrocarbonetos de monoterpenos			42,56	54,75	3,57
Monoterpenos oxigenados			0	2,41	84,77
Hidrocarbonetos de sesquiterpeno			8,9	10,16	6,58
Sesquiterpenos oxigenados			35,14	14,49	0
Compostos identificados (%)			86,6	81,81	94,92

^a IRlit: Índice de retenção da literatura,

^b IRcal: Índice de retenção calculado, – elemento traço <0,1 %

^c O símbolo (-) significa que esse componente não foi detectado.

Fonte: Autor, 2020.

Para as espécies da família Lamiaceae foram identificados 18 e 20 compostos, da composição química total, dos OEs de *S. officinalis* e *M. arvensis*, respectivamente. Para o OE de *M. alternifolia* (Myrtaceae) foram identificados 17 compostos (Tabela 2).

Em nossos resultados o OE de *S. officinalis* apresentou os seguintes compostos majoritários, cis-tujone (28.39%), cânfora (19.5%), 1,8-cineol (9.6%) e trans-tujone (5.69%). Para o OE de *M. arvensis* utilizado no presente estudo, os compostos majoritários identificados foram mentol (36.54%), seguido de mentona (19.38%) e neo-mentol (12.71%). Os compostos majoritários do OE de *M. alternifolia* foram terpinen-4-ol (41.34%), γ -terpineno (19.19%) e α -terpineno (9.12%).

Tabela 3. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.

(continua)

Compostos químicos	^a RIlit	^b RIcal	<i>M. arvensis</i> (Lamiaceae)	<i>S. officinalis</i> (Lamiaceae)	<i>M. alternifolia</i> (Myrtaceae)
α-tujeno	924	924	0.33	- ^c	0.95
α-pineno	932	931	3.31	3.77	2.51
Canfeno	946	945	-	3.81	-
Sabineno	969	970	0.66	-	0.51
β-pineno	974	975	3.58	1.74	0.76
Mirceno	988	989	0.3	0.95	0.9
α-felandreno	1002	1004	-	-	0.55
α-terpineno	1014	1015	-	0.38	9.12
Ocimeno	1022	1022	0.15	0.89	3.45
Limoneno	1024	1026	4.49	1.92	-
β-felandreno	1025	1025	-	-	1.85
1,8-cineol	1026	1028	0.17	9.6	2.14
γ-terpineno	1054	1055		0.57	19.19
Terpinoleno	1086	1086		-	3.43
Linalol	1095	1099		0.62	-
cis-tujone	1101	1104		28.39	-
trans-tujone	1112	1114		5.69	-
Cânfora	1141	1140		19.5	-
Mentona	1148	1151	19.38	-	-
iso-mentona	1158	1158	0.59	-	-
neo-mentol	1161	1161	12.71	-	-
Borneol	1165	1161	-	2.45	-
Mentol	1167	1172	36.54	-	-
terpinen-4-ol	1174	1173	-	-	41.34
iso-mentol	1179	1180	1.15	-	-
neoiso-mentol	1184	1186	0.51	-	-
α-terpineol	1186	1187	0.99	-	3.13
Pulegona	1233	1235	1.7	-	-
Piperitona	1249	1249	1.01	-	-
acetato de isobornila	1283	1282	-	1.63	-
acetato de mentila	1294	1292	3.94	-	-
β-bourboneno	1387	1378	0.27	-	-
(E)-cariofileno	1417	1412	1.45	4.39	-
α-humuleno	1452	1446	-	4.96	-
γ-amorfenol	1495	1484	-	-	0.17
biciclogermacreno	1500	1489	-	-	1.84

Tabela 4. Composição química (área %) do óleo essencial de espécies da família Lamiaceae e Myrtaceae por GC/FID e GC/MS.

Compostos químicos	^a IRlit	^b IRcal	(conclusão)		
			<i>M. arvensis</i> (Lamiaceae)	<i>S. officinalis</i> (Lamiaceae)	<i>M. alternifolia</i> (Myrtaceae)
α-muuroleno	1500	1494	-	-	-
δ-amorfeno	1511	1518	-	-	1.25
Globulol	1590	1583	-	2.03	-
Hidrocarbonetos de					
monoterpenos			12.99	24.25	45.36
Monoterpenos oxigenados			78.52	57.66	44.47
Hidrocarbonetos de					
sesquiterpeno			1.72	9.35	3.26
Sesquiterpenos oxigenados			0	2.03	0
Compostos identificados (%)			93.23	93.29	93.09

^a IRlit: Índice de retenção da literatura.

^b IRcal: Índice de retenção calculado. – elemento traço <0,1 %

^c O símbolo (-) significa que esse componente não foi detectado.

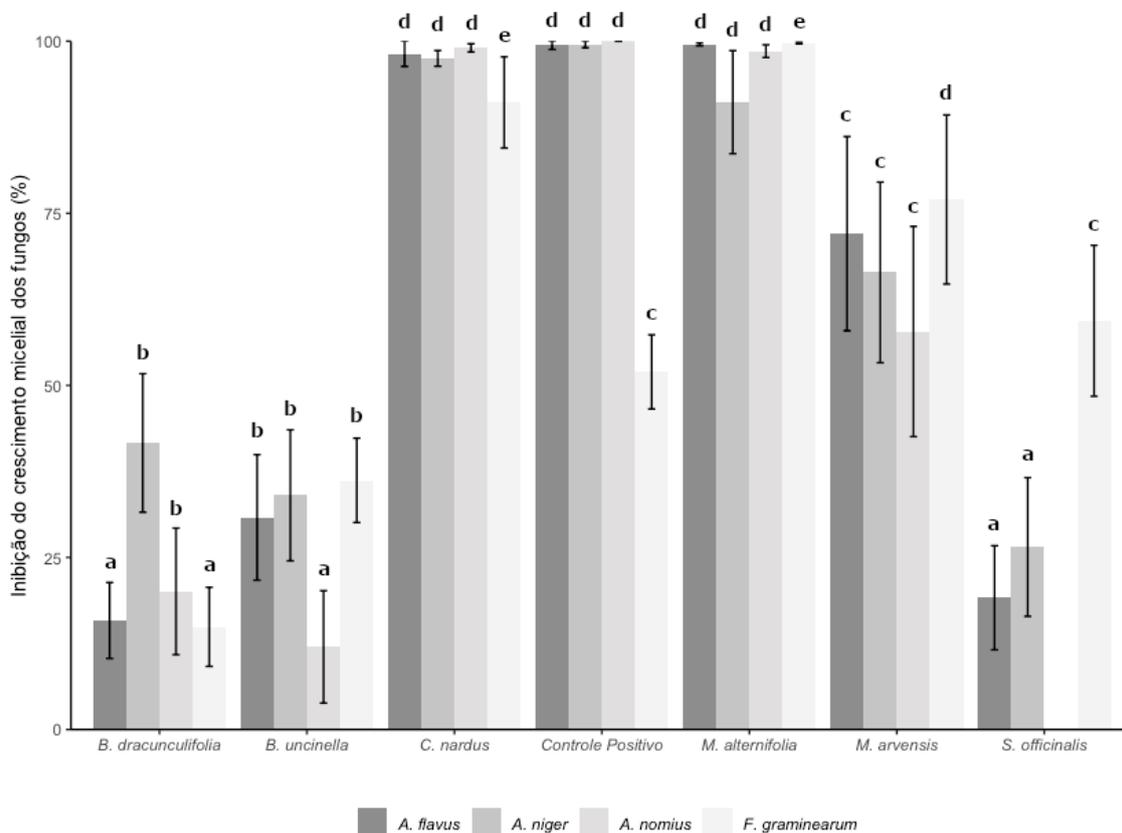
Fonte: Autor, 2020.

Os compostos identificados foram em sua maioria hidrocarbonetos de monoterpenos e monoterpenos oxigenados, com exceção do OE de *B. dracunculifolia* (Tabela 1), que possui grande quantidade de sesquiterpenos oxigenados em sua composição.

3.2 Bioensaio por contato

A inibição (%) dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* variou entre os tratamentos e os controles utilizados. Apenas os OEs de *M. alternifolia* e *C. nardus* apresentaram potencial fungicida para todos os fungos testados por contato. O fungicida Tiofanato-metílico apresentou alta inibição para as espécies de *Aspergillus*, porém, esse produto foi ineficaz no controle de *F. graminearum* (Figura 1).

Figura 1. Inibição por contato (média \pm desvio padrão), após 48 h, dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* submetidos ao efeito dos OEs de *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis*, *M. alternifolia* e *C. nardus*. Meio de cultura RPMI 1640 e Tiofanato-metílico foram usados como controle negativo e positivo, respectivamente. Colunas com a mesma letra, para cada isolado, estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 0,0001$).

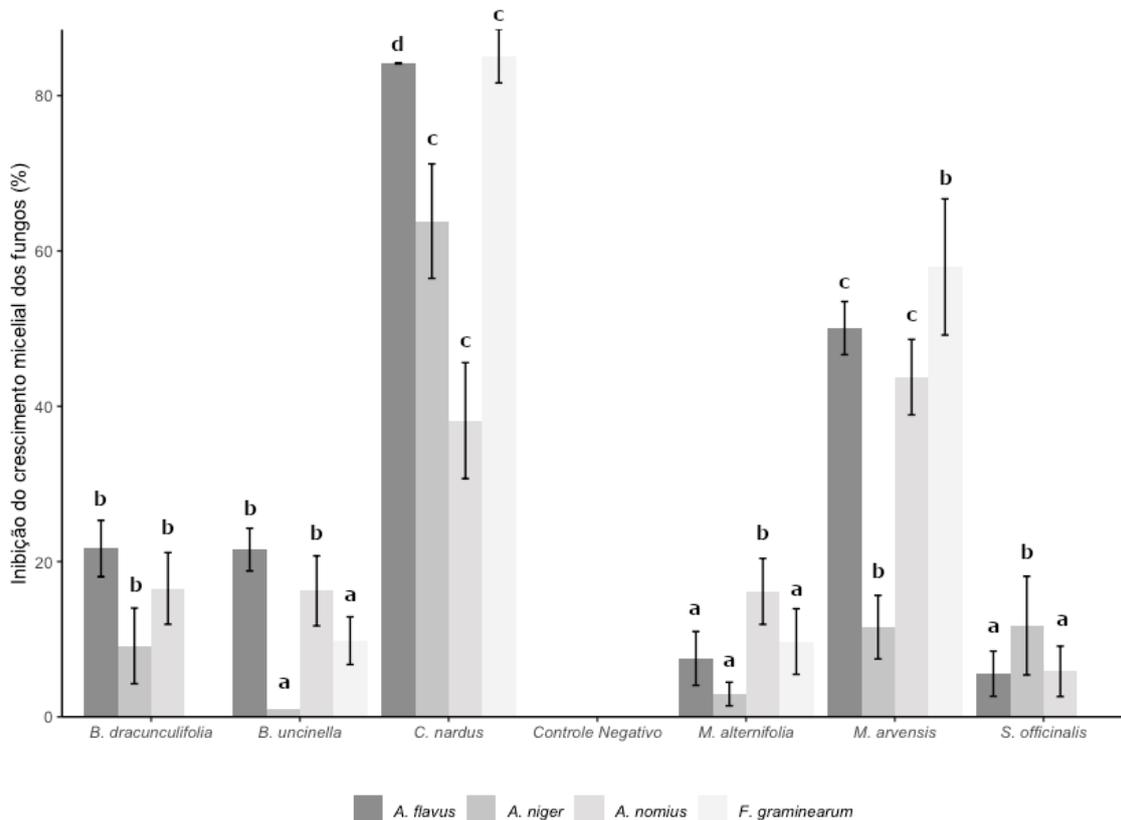


Fonte: Autor, 2020.

3.3 Bioensaio por volatilização

A inibição (%) dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* variou entre os tratamentos e o controle utilizados pelo método de volatilização. Apenas o OE *C. nardus* apresentou efeito fungicida considerável apenas para *A. flavus* e *F. graminearum* (Figura 2).

Figura 2. Inibição por volatilização (média \pm desvio padrão) dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* submetidos ao efeito dos OEs de *B. uncinella*, *B. dracunculifolia*, *S. officinalis*, *M. arvensis*, *M. alternifolia* e *C. nardus*, após 7 dias de incubação. Água destilada esterilizada foi utilizada como controle negativo. Colunas com a mesma letra, para cada isolado, estão no mesmo grupo pela análise do teste de Tukey ($P < 0,0001$).



Fonte: Autor, 2020.

3.4 Determinação da concentração inibitória mínima (CIM) e da concentração inibitória (CI₅₀)

Nos experimentos para determinação da CIM e da CI₅₀, ambos os OEs foram mais eficazes no controle dos isolados. Os OEs de *M. alternifolia* e *C. nardus* apresentaram valores do CIM iguais para os isolados de *A. niger* e *A. nomius*. O OE de *M. alternifolia* apresentou os valores de CI₅₀ inferiores para os isolados de *A. niger* e *A. flavus*, e o OE de *C. nardus* apresentou os valores de CI₅₀ inferiores para os isolados de *A. nomius* e *F. graminearum* (Tabela 1).

Tabela 5. Concentração inibitória mínima (CIM) e concentração inibitória (CI₅₀) dos OE de *M. alternifolia* e *C. nardus*, pelo método de contato, contra adultos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* após 48 h de exposição.

Óleo essencial	Fungo	N	CIM (%) ^a	CI ₅₀ (%) (IC 95%) ^b
<i>M. alternifolia</i>	<i>A. niger</i>	9	0,75	0,71 (0,54 - 0,86)
	<i>A. nomius</i>	9	0,75	1,08 (1,02 - 1,13)
	<i>A. flavus</i>	9	0,25	0,25 (0,09 - 0,40)
	<i>F. graminearum</i>	9	1,0	0,52 (0,41 - 0,62)
<i>C. nardus</i>	<i>A. niger</i>	9	0,75	1,06 (0,14 - 2,21)
	<i>A. nomius</i>	9	0,75	0,12 (0,02 - 0,24)
	<i>A. flavus</i>	9	0,5	0,52 (0,41 - 0,62)
	<i>F. graminearum</i>	9	0,25	0,11 (0,03 - 0,19)

^a CIM: Concentração inibitória mínima

^b CI: Concentração inibitória; 95 % IC: Intervalo de confiança (95 %).

Fonte: Autor, 2020.

4 Discussão

As plantas desenvolveram diversos compostos ativos com atividade biológica durante o seu processo evolutivo, dentre os quais possuem efeito inibitório no desenvolvimento de fungos (ANŽLOVAR et al., 2017). Os OEs presentes em plantas bioativas possuem substâncias com potencial antimicrobiano, e que podem afetar o crescimento micelial dos fungos, inibindo o seu desenvolvimento (ANŽLOVAR et al., 2017; SOUZA et al., 2020). Dessa forma, os OEs podem ser utilizados como moléculas alternativas as sintéticas para prevenir a contaminação fúngica (ANŽLOVAR et al., 2017) e consequentemente a produção de micotoxinas (MORCIA et al. (2017).

Os OEs são líquidos aromáticos voláteis obtidos a partir do metabolitos secundários das plantas (Kalagatur et al., 2015). A ação fungicida pode estar associada aos compostos majoritários presentes na composição química deles (PERCZAK et al., 2019; SOUZA et al., 2020). Os compostos presentes nos OEs apresentam variabilidade qualitativa e quantitativa (MOGHADAM et al., 2016),

sendo alterados em função do clima, o tipo de solo, a parte da planta utilizada, a idade (MOGHADAM et al., 2016), variabilidade genética, quimiotipo, a localização geográfica, estresses abióticos e bióticos, método de secagem (MORCIA et al., 2012) e o método de extração (KALAGATUR et al., 2015).

Os OEs possuem em sua composição química, uma grande quantidade de monoterpenos, que são substâncias com baixo peso molecular e consequentemente são mais voláteis (VILELA et al., 2009). Por essa razão, os OEs podem ser aplicados por diferentes métodos (BOŽIK et al., 2017), dentre eles, por contato e por volatilização (INOUYE et al., 2006). No método por volatilização, os monoterpenos ficam agindo na forma de vapor, afetando o crescimento dos fungos, pois a atividade antifúngica dos OEs pode estar relacionada essas substâncias (MOGHADAM et al., 2016; ANŽLOVAR et al., 2017).

O presente descreve o primeiro relato do potencial de uso do OE de *B. dracunculifolia* contra *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum*. Entretanto, o método por contato (OE a 2%) e por volatilização (OE puro) apresentaram efeito inibitório baixos para os isolados testados nessa pesquisa. Cazella et al. (2019) obtiveram maior proporção de sesquiterpenos (83,67%) em sua amostra, sendo identificado os seguintes compostos majoritários, β -pineno (5,41%), trans-nerolidol (23,06%), espatulenol (27,43%) e heptacosane (6,02%), comprovando a atividade antifúngica para espécies de *A. niger*. Resultado de composição química similar foi descrita por Pedrotti et al. (2019), cuja composição química do OE apresentou em sua maioria sesquiterpenos (45,45%), e os compostos majoritários foram β -pineno (18,01%), limoneno (10,11%), ledol (13,55%) e espatulenol (13,43%), sendo comprovada a eficácia no controle de *Botrytis cinerea* e *Colletotrichum acutatum*.

O presente descreve o primeiro relato do potencial de uso de OE de *B. uncinella* contra *A. nomius* e *F. graminearum*. O OE de *B. uncinella* apresentou baixa atividade antifúngica contra os isolados nos bioensaios por contato e volatilização. Resultado similar foi relatado por Vannini et al. (2012), cuja amostra não teve atividade antifúngica satisfatória para *A. flavus*, sendo presente os seguintes compostos majoritários, α -pineno (9,0%), β -pineno (9,2%), limoneno (11,5%), β -cariofileno (13,2%), viridifloreno (8,4%) e espatulenol (9,3%). Entretanto, Xavier et al. (2017) comprovaram a inibição no crescimento de *A.*

niger, sendo os seguintes compostos majoritários presentes em sua amostra, espatulenol (17,2%) e óxido de (E)-cariofileno (10,8%).

Em nossa pesquisa, não foi identificada a atividade antifúngica eficaz (inibição ≥ 90 %) do OE de *S. officinalis* para nenhum dos isolados testados, em ambos os métodos de bioensaio. Entretanto, Pinto et al. (2007) ao avaliarem 4 amostras diferentes, comprovaram a atividade antifúngica do OE de *S. officinalis* contra isolados de *A. flavus*, cujos compostos majoritários da amostra mais eficaz foram α -pineno (5,1%), canfeno (7,3%), β -pineno (14%), cis-tujone (10,4%), cânfora (20,5%), borneol (7,5%) e α -humuleno (6,7%). Os resultados obtidos nessa pesquisa divergem dos encontrados por Abu-Darwish et al. (2013), pois das 6 amostras analisadas, duas tiveram alto índice de inibição para *A. niger*, sendo os compostos majoritários presentes β -pineno (7,3%), 1,8-cineol (48,5%) e cânfora (8,8%); e 1,8-cineol (39,5%) e cânfora (25%). Tomescu et al. (2015) demonstraram atividade antifúngica efetiva do OE de *S. officinalis* contra *F. graminearum*, sendo os compostos majoritários presentes em sua amostra, α -pineno (9,59%), canfeno (11,58%), β -pineno (5,04%), 1,8-cineol (11,75%), α -tujona (8,64%), cânfora (20,64%) e borneol (8,8%).

Nossos resultados demonstraram que o OE de *M. arvensis* apresentou uma inibição mediana no crescimento micelial dos isolados testados, independentemente do método de aplicação. Os dados obtidos nesse trabalho divergem dos encontrados por Pandey et al. (2010), cuja amostra do OE de *M. arvensis*, apresentou como composto majoritário o mentol (43,45%), sendo comprovada a ação fungicida contra *A. niger* e *A. flavus*. Resultados apresentados por Hussain et al. (2010), diferentemente dos encontrados no presente estudo, constataram a atividade antifúngica contra *A. niger* e *A. flavus*, sendo os compostos majoritários isomentona (6,35 e 9,19%) e mentol (78,9 e 81,3%) para as amostras coletadas no verão e inverno, respectivamente.

Nossa pesquisa comprovou o potencial fungicida (≥ 90 %) do OE de *M. alternifolia* pelo método de contato para todos os isolados testados. Resultados similares da composição química foram encontrados por Hammer et al. (2003), Riccioni and Orzali (2011) e Terzi et al. (2007), sendo comprovada a atividade antifúngica para *A. niger* e *A. flavus*, e *F. graminearum*, respectivamente. Nossos resultados corroboram com os encontrados por Shin (2003), cujos compostos majoritários da sua amostra foram terpinen-4-ol (21,67%), γ -terpineno (11,84%)

e α -terpineno (9,71%), sendo comprovada a ação inibitória para *A. niger* e *A. flavus*.

O OE de *C. nardus* comprovou ter a ação inibitória satisfatória (inibição \geq 90 %) em todos os isolados testados pelo método de contato. A atividade antifúngica do OE de *C. nardus* contra *A. niger* também foi relatada por Delespaul et al. (2000) e por De Billerbeck et al. (2001), sendo identificados os seguintes compostos majoritários, citronelal (42 e 30,4%), geraniol (20,8 e 26%), e citronelol (15,5 e 10%). Composição química diferente dos obtidos em nossos resultados foram relatados por Nakahara et al. (2003), que comprovaram o efeito inibitório contra *A. flavus*, sendo os compostos majoritários, geraniol (35,7%), trans-citral (22,7%), geraniol (25,56%) e elemol (8,24%).

O método por contato demonstrou ser mais eficaz que o de volatilização na inibição dos patógenos, indicando que a atividade antifúngica dos OEs não está associada somente aos compostos com menor peso molecular, que possuem maior volatilidade, mas na interação entre todos os componentes químicos presentes nos OEs. Nossos resultados corroboram com os resultados de Rasooli et al. (2006) e Pedrotti et al. (2019), que confirmaram que o método por contato foi mais eficaz quando comparado ao de volatilização, sendo constatado que os compostos mais voláteis (monoterpenos) podem apresentar menor efeito fungicida. Entretanto, Vilela et al. (2009) comprovaram através de seus resultados que o método por volatilização foi melhor em comparação ao método por contato, porém nessa mesma pesquisa os autores demonstraram que a atividade fungicida não estava relacionada somente a presença dos monoterpenos, mas aos compostos presentes na composição química total dos OEs.

Além do método de aplicação, outro fator a ser considerado no efeito fungicida dos OEs é a variabilidade na sua composição química, pois relatos na literatura relacionam a bioatividade dos OEs aos compostos majoritários (PIZZOLITTO et al., 2020). Entretanto, os compostos majoritários presentes nos OEs podem agir em sinergismo ou antagonismo, entre si e com os demais componentes, podendo afetar a atividade antifúngica (VILELA et al., 2009; ROSELLÓ et al., 2015).

A atividade antifúngica dos OEs podem ser influenciada por outros fatores, dentre eles, a espécie de fungo, a cepa testada, (RASOOLI et al., 2006;

VILELA et al., 2009; KUMAR et al., 2017), e principalmente a concentração testada (RASOOLI et al., 2006; VILELA et al., 2009).

De acordo com os resultados obtidos nessa pesquisa pelo método de contato, e a classificação do potencial fungicida feita por Pizzolitto et al. (2020), os OEs pertencentes ao grupo I (mais bioativos) foram *C. nardus* e *M. alternifolia*, do grupo II (bioatividade intermediária) foram *M. arvensis*, e do grupo III (menos bioativos) foram *B. uncinella*, *B. dracunculifolia* e *S. officinalis*. Assim, os OEs com maior ação antifúngica foram os presentes no grupo I.

Por serem constituídos de diversos compostos químicos (SAHAB et al., 2014), os OEs apresentam diferentes mecanismos de ação atuando simultaneamente (DAMBOLENA et al., 2012). Essas substâncias podem agir causando alterações morfológicas nas hifas (KALAGATUR et al., 2015; MOGHADAM et al., 2016), no metabolismo celular (KALAGATUR et al., 2015), mudanças nas propriedades físico-químicas (DAMBOLENA et al., 2012), além de interferir nas enzimas responsáveis pela síntese da parede celular (SAHAB et al., 2014) e afetando a morfogênese (RASOOLI et al., 2006).

Os resultados de CIM e CI_{50} demonstraram que há níveis de sensibilidades diferentes entre os fungos testados submetidos aos OEs (MORCIA et al., 2017). De acordo com Sreenivasa et al. (2011), as concentrações obtidas pelo CIM indicam que os OEs afetam a atividade enzimáticas dos fungos impedindo o seu crescimento, enquanto que as concentrações mais elevadas causam a desnaturação das proteínas, e consequentemente ocasiona a morte do patógeno.

Os resultados obtidos nesse estudo demonstram que os OEs possuem efeito fungicida para fungos de armazenamento em condições *in vitro*, especialmente *C. nardus* e *M. alternifolia*, pois afetam o crescimento micelial, a esporulação e germinação dos conídios, sendo considerado como um produto alternativo as moléculas sintéticas. Devido as propriedades fungicidas apresentadas pelos OEs, uma das possíveis aplicações é no controle de fungos e na produção de micotoxinas, em produtos armazenados.

Em conclusão, para os OEs testados o método por contato é mais eficaz que o de volatilização. Os OEs de *C. nardus* e *M. alternifolia* demonstram serem eficientes no controle dos isolados de *A. niger*, *A. nomius*, *A. flavus* e *F. graminearum* em condições *in vitro*. A atividade antifúngica associada aos

diferentes modos de ação indica o potencial de uso dos OEs como fonte de moléculas alternativas aos fungicidas sintéticos para a proteção de grãos e sementes orgânicos em armazenamento.

REFERÊNCIAS

- ABU-DARWISH, M.S., Cabral, C., Ferreira, I. V., Gonçalves, M.J., Cavaleiro, C., Cruz, M.T., Al-Bdour, T.H., Salgueiro, L., 2013. Essential oil of common sage (*Salvia officinalis* L.) from Jordan: Assessment of safety in mammalian cells and its antifungal and anti-inflammatory potential. *Biomed Res. Int.* 2013. <https://doi.org/10.1155/2013/538940>
- ADAMS, R.P., 2007. In: Identification of Essential Oil Components by Gas Chromatography/mass Spectroscopy, fourth ed. Allured Publishing Corporation.
- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. URL http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Accessed on: NOV. 2019
- ANŽLOVAR, S., Likar, M., Koce, J.D., 2017. Antifungal potential of thyme essential oil as a preservative for storage of wheat seeds. *Acta Bot. Croat.* 76, 64–71. <https://doi.org/10.1515/botcro-2016-0044>
- ARIKAN, S., Lozano-Chiu, M., Paetznick, V., Rex, J.H., 2001. *In vitro* susceptibility testing methods for caspofungin against *Aspergillus* and *Fusarium* isolates. *Antimicrob. Agents Chemother.* 45, 327–330. <https://doi.org/10.1128/AAC.45.1.327-330.2001>
- BACHROUCH, O., Jemâa, J.M. Ben, Talou, T., Marzouk, B., Abderraba, M., 2010. Fumigant toxicity of *Pistacia lentiscus* essential oil against *Tribolium castaneum* and *Lasioderma serricorne*. *Bull. Insectology* 63, 129–135.
- BASAK, S., Guha, P., 2017. Betel leaf (*Piper betle* L.) essential oil microemulsion: Characterization and antifungal activity on growth, and apparent lag time of *Aspergillus flavus* in tomato paste. *LWT - Food Sci. Technol.* 75, 616–623. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.10.021>
- BENZI, V., Stefanazzi, N., Murray, A.P., Werdin González, J.O., Ferrero, A.,

2014. Composition, Repellent, and Insecticidal Activities of Two South American Plants against the Stored Grain Pests *Tribolium castaneum* and *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae) . ISRN Entomol. 2014, 1–5. <https://doi.org/10.1155/2014/175827>
- BLUMA, R., Amaiden, M.R., Etcheverry, M., 2008. Screening of Argentine plant extracts: Impact on growth parameters and aflatoxin B1 accumulation by *Aspergillus* section Flavi. Int. J. Food Microbiol. 122, 114–125. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2007.11.050>
- BORGES, D.F., Lopes, E.A., Fialho Moraes, A.R., Soares, M.S., Visôto, L.E., Oliveira, C.R., Moreira Valente, V.M., 2018. Formulation of botanicals for the control of plant-pathogens: A review. Crop Prot. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.04.003>
- BOŽIK, M., Císarová, M., Tančinová, D., Kouřimská, L., Hleba, L., Klouček, P., 2017. Selected essential oil vapours inhibit growth of *Aspergillus* spp. in oats with improved consumer acceptability. Ind. Crops Prod. 98, 146–152. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.11.044>
- CAZELLA, L.N., Glamoclija, J., Soković, M., Gonçalves, J.E., Linde, G.A., Colauto, N.B., Gazim, Z.C., 2019. Antimicrobial activity of essential oil of *Baccharis dracunculifolia* DC (Asteraceae) aerial parts at flowering period. Front. Plant Sci. 10, 1–9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00027>
- CHAABAN, A., Souza, A., Martins, C., Bertoldi, F., Molento, M., 2017. Chemical Composition of the Essential Oil of *Tagetes minuta* and Its Activity against *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). European J. Med. Plants 18, 1–10. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2017/32078>
- DAMBOLENA, J.S., López, A.G., Meriles, J.M., Rubinstein, H.R., Zygadlo, J.A., 2012. Inhibitory effect of 10 natural phenolic compounds on *Fusarium verticillioides*. A structure-property-activity relationship study. Food Control 28, 163–170. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.05.008>
- DE BILLERBECK, V.G., Roques, C.G., Bessière, J.M., Fonvieille, J.L., Dargent, R., 2001. Effects of *Cymbopogon nardus* (L.) W. Watson essential oil on the

growth and morphogenesis of *Aspergillus niger*. *Can. J. Microbiol.* 47, 9–17.
<https://doi.org/10.1139/cjm-47-1-9>

DELESPAUL, Q., de Billerbeck, V.G., Roques, C.G., Michel, G., Marquier-Viñuales, C., Bessièrre, J.M., 2000. The antifungal activity of essential oils as determined by different screening methods. *J. Essent. Oil Res.* 12, 256–266.
<https://doi.org/10.1080/10412905.2000.9699510>

EBADOLLAHI, A., Jalali Sendi, J., 2015. A review on recent research results on bio-effects of plant essential oils against major Coleopteran insect pests. *Toxin Rev.* 34, 76–91. <https://doi.org/10.3109/15569543.2015.1023956>

ESPER, R.H., Gonçalez, E., Marques, M.O.M., Felicio, R.C., Felicio, J.D., 2014. Potential of essential oils for protection of grains contaminated by aflatoxin produced by *Aspergillus flavus*. *Front. Microbiol.* 5, 1–1.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00269>

ESPÍRITO-SANTO, M.M., Madeira, B.G., Neves, F.S., Faria, M.L., Fagundes, M., Fernandes, G.W., 2003. Sexual differences in reproductive phenology and their consequences for the demography of *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae), a dioecious tropical shrub. *Ann. Bot.* 91, 13–19.
<https://doi.org/10.1093/aob/mcg001>

FABIANE, K.C., Ferronato, R., Dos Santos, A.C., Onofre, S.B., 2008. Physicochemical characteristics of the essential oils of *Baccharis dracunculifolia* and *Baccharis uncinella* D.C. (Asteraceae). *Brazilian J. Pharmacogn.* 18, 197–203. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2008000200009>

FAO - *Food and Agriculture Organization of the United Nations*. 2017. Available on: <<http://www.fao.org/countryprofiles/index/en/?iso3=BRA>>. Accessed on: SET. 2019

FRIZZO, C.D., Atti-Serafini, L., Laguna, S.E., Cassel, E., Lorenzo, D., Dellacassa, E., 2008. Essential oil variability in *Baccharis uncinella* DC and *Baccharis dracunculifolia* DC growing wild in southern Brazil, Bolivia and Uruguay. *Flavour Fragr. J.* 23, 99–106. <https://doi.org/10.1002/ffj.1862>

GAHUKAR, R.T., 2012. Evaluation of plant-derived products against pests and diseases of medicinal plants: A review. *Crop Prot.* 42, 202–209.

<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.07.026>

GARCÍA-DÍAZ, M., Patiño, B., Vázquez, C., Gil-Serna, J., 2019. A Novel Niosome-Encapsulated Essential Oil Formulation to Prevent *Aspergillus flavus* Growth and Aflatoxin Contamination of Maize Grains During Storage. *Toxins (Basel)*. 11. <https://doi.org/10.3390/toxins11110646>

GORRAN, A., Farzaneh, M., Shivazad, M., Rezaeian, M., Ghassempour, A., 2013. Aflatoxin B₁-reduction of *Aspergillus flavus* by three medicinal plants (Lamiaceae). *Food Control* 31, 218–223.

<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.09.024>

HAMMER, K.A., Carson, C.F., Riley, T. V., 2003. Antifungal activity of the components of *Melaleuca alternifolia* (tea tree) oil. *J. Appl. Microbiol.* 95, 853–860. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2672.2003.02059.x>

HUSSAIN, A.I., Anwar, F., Nigam, P.S., Ashraf, M., Gilani, A.H., 2010. Seasonal variation in content, chemical composition and antimicrobial and cytotoxic activities of essential oils from four *Mentha* species. *J. Sci. Food Agric.* 90, 1827–1836. <https://doi.org/10.1002/jsfa.4021>

INOUYE, S., Uchida, K., Maruyama, N., Yamaguchi, H., Abe, S., 2006. A novel method to estimate the contribution of the vapor activity of essential oils in agar diffusion assay. *Japanese J. Med. Mycol.* 47, 91–98.

<https://doi.org/10.3314/jjmm.47.91>

ISHAQ, M., Tahira, R., Javed, A., Jamal, A., Raja, M.U., Munir, A., Ata-Ur-Rehman, 2017. Lemongrass essential oil as an alternate approach to manage seed associated fungi of wheat and rice. *Int. J. Agric. Biol.* 19, 1301–1306.

<https://doi.org/10.17957/IJAB/15.0278>

KAGUCHIA, S.M., Gitahi, S.M., Thoruwa, C.L., Birgen, J.K., Hassanali, A., 2018. Bioefficacy of Selected Plant Extracts against *Sitophilus zeamais* on Post-Harvest Management of *Zea mays*. *J. Phytopharm.* 7, 384–391.

- KALAGATUR, N.K., Mudili, V., Siddaiah, C., Gupta, V.K., Natarajan, G., Sreepathi, M.H., Vardhan, B.H., Putcha, V.L.R., 2015. Antagonistic activity of *Ocimum sanctum* L. essential oil on growth and zearalenone production by *Fusarium graminearum* in maize grains. *Front. Microbiol.* 6, 1–11. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00892>
- KIM, H.M., Kwon, H., Kim, K., Lee, S.E., 2018. Antifungal and antiaflatoxic activities of 1,8-Cineole and t-Cinnamaldehyde on *Aspergillus flavus*. *Appl. Sci.* 8, 1–9. <https://doi.org/10.3390/app8091655>
- KOC, F., Kara, S., 2014. Environmental factors affecting efficacy of some essential oils and potassium sorbate to control growth of *Aspergillus flavus*, *Aspergillus parasiticus* on wheat and maize grains. *J. Agric. Sci. Technol.* 16, 1325–1334.
- KUMAR, P., Mishra, S., Kumar, A., Kumar, S., Prasad, C.S., 2017. *In vivo* and *in vitro* control activity of plant essential oils against three strains of *Aspergillus niger*. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 24, 21948–21959. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9730-x>
- LEE, S.E., Lee, B.H., Choi, W.S., Park, B.S., Kim, J.G., Campbell, B.C., 2001. Fumigant toxicity of volatile natural products from Korean spices and medicinal plants towards the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L). *Pest Manag. Sci.* 57, 548–553. <https://doi.org/10.1002/ps.322>
- LÓPEZ, A.G., Theumer, M.G., Zygadlo, J.A., Rubinstein, H.R., 2004. Aromatic plants essential oils activity on *Fusarium verticillioides* Fumonisin B(1) production in corn grain. *Mycopathologia* 158, 343–349. <https://doi.org/10.1007/s11046-005-3969-3>
- MEDJDOUB, K., Benomari, F.Z., Djabou, N., Dib, M.E.A., Gaouar Benyelles, N., Costa, J., Muselli, A., 2019. Antifungal and Insecticidal Activities of Essential Oils of Four *Mentha* Species. *Jundishapur J. Nat. Pharm. Prod.* In Press, 1–7. <https://doi.org/10.5812/jjnpp.64165>
- MOGHADAM, H.D., Sani, A.M., Sangatash, M.M., 2016. Antifungal activity of essential oil of *Ziziphora clinopodioides* and the inhibition of aflatoxin B1

production in maize grain. *Toxicol. Ind. Health* 32, 493–499.

<https://doi.org/10.1177/0748233713503375>

MORCIA, C., Malnati, M., Terzi, V., 2012. *In vitro* antifungal activity of terpinen-4-ol, eugenol, carvone, 1,8-cineole (eucalyptol) and thymol against mycotoxigenic plant pathogens. *Food Addit. Contam. Part A* 1–8.

<https://doi.org/10.1080/19440049.2011.643458>

MORCIA, C., Tumino, G., Ghizzoni, R., Bara, A., Salhi, N., Terzi, V., 2017. *In vitro* evaluation of sub-lethal concentrations of plant-derived antifungal compounds on *Fusarium* growth and mycotoxin production. *Molecules* 22.

<https://doi.org/10.3390/molecules22081271>

NAKAHARA, K., Alzoreky, N.S., Yoshihashi, T., Nguyen, H.T.T., Trakoontivakorn, G., 2003. Chemical Composition and Antifungal Activity of Essential Oil from *Cymbopogon nardus* (Citronella Grass). *Japan Agric. Res. Q.* 37, 249–252. <https://doi.org/10.6090/jarq.37.249>

NESCI, A., Barra, P., Etcheverry, M., 2011. Integrated management of insect vectors of *Aspergillus flavus* in stored maize, using synthetic antioxidants and natural phytochemicals. *J. Stored Prod. Res.* 47, 231–237.

<https://doi.org/10.1016/j.jspr.2011.03.003>

PANDEY, R.R., Dubey, R.C., Saini, S., 2010. Phytochemical and antimicrobial studies on essential oils of some aromatic plants. *African J. Biotechnol.* 9, 4364–4368. <https://doi.org/10.5897/AJB10.147>

PEDROTTI, C., Silva Ribeiro, R.T. da, Schwambach, J., 2019. Control of postharvest fungal rots in grapes through the use of *Baccharis trimera* and *Baccharis dracunculifolia* essential oils. *Crop Prot.* 125, 1–7.

<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2019.104912>

PERCZAK, A., Gwiazdowska, D., Marchwińska, K., Juś, K., Gwiazdowski, R., Waśkiewicz, A., 2019. Antifungal activity of selected essential oils against *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* and their secondary metabolites in wheat seeds. *Arch. Microbiol.* 201, 1085–1097. <https://doi.org/10.1007/s00203-019-01673-5>

PINTO, E., Salgueiro, L.R., Cavaleiro, C., Palmeira, A., Gonçalves, M.J., 2007. *In vitro* susceptibility of some species of yeasts and filamentous fungi to essential oils of *Salvia officinalis*. Ind. Crops Prod. 26, 135–141. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2007.02.004>

PIZZOLITTO, R.P., Jacquat, A.G., Usseglio, V.L., Achimón, F., Cuello, A.E., Zygadlo, J.A., Dambolena, J.S., 2020. Quantitative-structure-activity relationship study to predict the antifungal activity of essential oils against *Fusarium verticillioides*. Food Control 108, 106836. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.106836>

R Core Team (2019). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RASOOLI, I., Rezaei, M.B., Allameh, A., 2006. Growth inhibition and morphological alterations of *Aspergillus niger* by essential oils from *Thymus eriocalyx* and *Thymus x-porlock*. Food Control 17, 359–364. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2004.12.002>

RIBEIRO, L.P., Lovatto, M., Vendramim, J.D., 2018. Avaliação da eficácia de duas formulações comerciais de terra de diatomácea no controle do gorgulho-do-milho com base em parâmetros toxicológicos. Agropecuária Catarinense 31, 56–60. <https://doi.org/10.22491/RAC.2018.v31n1.7>

RICCIONI, L., Orzali, L., 2011. Activity of tea tree (*Melaleuca alternifolia*, Cheel) and thyme (*Thymus vulgaris*, Linnaeus.) essential oils against some pathogenic seed borne fungi. J. Essent. Oil Res. 23, 43–47. <https://doi.org/10.1080/10412905.2011.9712280>

ROSELLÓ, J., Sempere, F., Sanz-Berzosa, I., Chiralt, A., Santamarina, M.P., 2015. Antifungal activity and potential use of essential oils against *Fusarium culmorum* and *Fusarium verticillioides*. J. Essent. Oil-Bearing Plants 18, 359–367. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2015.1010601>

SAHAB, A.F., Aly, S., Hathout, A.S., Ziedan, E.S.H., Sabry, B.A., 2014. Application of Some Plant Essential Oils to Control *Fusarium* Isolates

- Associated with Freshly Harvested Maize in Egypt. *J. Essent. Oil-Bearing Plants* 17, 1146–1155. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2014.891447>
- SHIN, S., 2003. Anti-*Aspergillus* activities of plant essential oils and their combination effects with ketoconazole or amphotericin B. *Arch. Pharm. Res.* 26, 389–393. <https://doi.org/10.1007/BF02976696>
- SOUZA, D.P., Pimentel, R.B.Q., Santos, A.S., Albuquerque, P.M., Fernandes, A. V., Junior, S.D., Oliveira, J.T.A., Ramos, M. V., Rathinasabapathi, B., Gonçalves, J.F.C., 2020. Fungicidal properties and insights on the mechanisms of the action of volatile oils from Amazonian Aniba trees. *Ind. Crops Prod.* 143, 111914. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111914>
- SREENIVASA, M.Y., Dass, R.S., Charith Raj, A.P., Nagendra Prasad, M.N., Achar, P.N., Janardhana, G.R., 2011. Assessment of the growth inhibiting effect of some plant essential oils on different *Fusarium* species isolated from sorghum and maize grains. *J. Plant Dis. Prot.* 118, 208–213. <https://doi.org/10.1007/BF03356405>
- SUMALAN, R.M., Alexa, E., Poiana, M.A., 2013. Assessment of inhibitory potential of essential oils on natural mycoflora and *Fusarium* mycotoxins production in wheat. *Chem. Cent. J.* 7, 1–12. <https://doi.org/10.1186/1752-153X-7-32>
- TANG, X., Shao, Y.L., Tang, Y.J., Zhou, W.W., 2018. Antifungal activity of essential oil compounds (geraniol and citral) and inhibitory mechanisms on grain pathogens (*Aspergillus flavus* and *Aspergillus ochraceus*). *Molecules* 23. <https://doi.org/10.3390/molecules23092108>
- TERZI, V., Morcia, C., Faccioli, P., Valè, G., Tacconi, G., Malnati, M., 2007. *In vitro* antifungal activity of the tea tree (*Melaleuca alternifolia*) essential oil and its major components against plant pathogens. *Lett. Appl. Microbiol.* 44, 613–618. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2007.02128.x>
- TOMESCU, A., Sumalan, R.M., Pop, G., Alexa, E., Poiana, M.A., Copolovici, D.M., Mihai, C.S.S., Negrea, M., Galuscan, A., 2015. Chemical composition and protective antifungal activity of *Mentha piperita* L. and *Salvia officinalis* L.

essential oils against *Fusarium graminearum* Spp. Rev. Chim. 66, 1027–1030.

TRALAMAZZA, S.M., Bemvenuti, R.H., Zorzete, P., De Souza Garcia, F., Corrêa, B., 2016. Fungal diversity and natural occurrence of deoxynivalenol and zearalenone in freshly harvested wheat grains from Brazil. Food Chem. 196, 445–450. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.063>

TRIPATHI, A.K., Prajapati, V., Verma, N., Bahl, J.R., Bansal, R.P., Khanuja, S.P.S., Kumar, S., 2002. Bioactivities of the Leaf Essential Oil of *Curcuma Longa* (Var. Ch-66) On Three Species of Stored-Product Beetles (Coleoptera). J. Econ. Entomol. 95, 183–189. <https://doi.org/10.1603/0022-0493-95.1.183>

VAN DEN DOOL, H., Dec. Kratz, P., 1963. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas—liquid partition chromatography. J. Chromatogr. A 11, 463–471. [https://doi.org/10.1016/S0021-9673\(01\)80947-X](https://doi.org/10.1016/S0021-9673(01)80947-X)

VANNINI, A.B., Santos, T.G., Fleming, A.C., Purnhagen, L.R.P., Lourenço, L.A., Butzke, E.T.B., Kempf, M., Begnini, I.M., Rebelo, R.A., Dalmarco, E.M., Cruz, A.B., Schmit, A.P., Cruz, R.C.B., Yamanaka, C.N., Steindel, M., 2012. Chemical characterization and antimicrobial evaluation of the essential oils from *Baccharis uncinella* D.C. and *Baccharis semiserrata* D.C. (Asteraceae). J. Essent. Oil Res. 24, 547–554. <https://doi.org/10.1080/10412905.2012.728092>

VILELA, G.R., Almeida, G.S., D'Arce, M.A.B.R., Moraes, M.H.D., Brito, J.O., da Silva, M.F. das G.F., Silva, S.C., de Stefano Piedade, S.M., Calori-Domingues, M.A., da Gloria, E.M., 2009. Activity of essential oil and its major compound, 1,8-cineole, from *Eucalyptus globulus* Labill., against the storage fungi *Aspergillus flavus* Link and *Aspergillus parasiticus* Speare. J. Stored Prod. Res. 45, 108–111. <https://doi.org/10.1016/j.jspr.2008.10.006>

XAVIER, V.B., Minteguiaga, M., Umpiérrez, N., Vargas, R.M.F., Dellacassa, E., Cassel, E., 2017. Olfactometry evaluation and antimicrobial analysis of essential oils from *Baccharis dentata* (Vell.) G.M. Barroso and *Baccharis uncinella* DC. J. Essent. Oil Res. 29, 137–144. <https://doi.org/10.1080/10412905.2016.1212739>

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O uso dos OEs demonstra ser uma estratégia promissora no manejo integrado de pragas e fungos de armazenamento, e por serem substâncias naturais são mais aceitos pela sociedade, podendo atender ao mercado produção orgânica de grãos e sementes.

Por serem um conjunto complexo de substâncias químicas, os OEs apresentam diferentes modos de ação, o que minimiza o risco de seleção de raças e cepas resistentes. Além desses fatores, os OEs são moléculas químicas obtidas da natureza, e, portanto, são de uma fonte renovável. Dentre as outras vantagens estão o baixo risco de toxicidade à saúde humana, e causam menor impacto ambiental, por serem biodegradáveis.

Os OEs de *M. arvensis* e de *C. nardus* demonstram potencial para serem utilizados no controle de pragas e fungos de armazenamento, respectivamente. Entretanto, são necessários mais estudos para determinar a padronização da composição química dos OEs, avaliar o efeito inseticida e fungicida dos OEs e compostos ativos isolados em sistemas de armazenamento, desenvolver tecnologias de produção e aplicação.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, W. S. The Value of the Dry Substitutes for Liquid Lime. **Journal of Economic Entomology**, v. 18, p. 265–267, 1925.
- ABDELGALEIL, S. A. M.; MOHAMED, M. I. E.; SHAWIR, M. S.; ABOU-TALEB, H. K. Chemical composition, insecticidal and biochemical effects of essential oils of different plant species from Northern Egypt on the rice weevil, *Sitophilus oryzae* L. **Journal of Pest Science**, v. 89, n. 1, p. 219–229, 2015.
- ABDELLI, M.; MOGHRANI, H.; ABOUN, A.; MAACHI, R. Algerian *Mentha pulegium* L. leaves essential oil: Chemical composition, antimicrobial, insecticidal and antioxidant activities. **Industrial Crops and Products**, v. 94, p. 197–205, 2016. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.08.042>>. .
- ABU-DARWISH, M. S.; CABRAL, C.; FERREIRA, I. V.; et al. Essential oil of common sage (*Salvia officinalis* L.) from Jordan: Assessment of safety in mammalian cells and its antifungal and anti-inflammatory potential. **BioMed Research International**, v. 2013, 2013.
- ADAMS RP. Identification of essential oils componets by gás chromatography/mass spectroscopy. 4. Ed. Allured Bussiness Media, USA. 2007;804.
- AGGARVVAL, K. K.; TRIPATHI, A. K.; AHMAD, A.; et al. Toxicity of l-menthol and its derivatives against four storage insects. **Insect Science and its Application**, v. 21, n. 3, p. 229–235, 2001.
- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. URL http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: JAN. 2020.
- AHMED, A. E.-S. Fumigant toxicity of seven essential oils against the cowpea weevil, *Callosobruchus maculatus* (F.) and the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L.). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, F. Toxicology &**

Pest Control, v. 2, n. 1, p. 1–6, 2010.

ALVES, K. F.; CAETANO, F. H.; PEREIRA GARCIA, I. J.; et al. *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae) essential oil toxicity to *Culex quinquefasciatus* (Culicidae). **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, n. 31, p. 31718–31726, 2018. Environmental Science and Pollution Research.

ANŽLOVAR, S.; LIKAR, M.; KOCE, J. D. Antifungal potential of thyme essential oil as a preservative for storage of wheat seeds. **Acta Botanica Croatica**, v. 76, n. 1, p. 64–71, 2017.

DE ARAÚJO, A. M. N.; FARONI, L. R. D.; DE OLIVEIRA, J. V.; et al. Lethal and sublethal responses of *Sitophilus zeamais* populations to essential oils. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 2, p. 589–600, 2016.

ARAÚJO, A. M. N. DE; OLIVEIRA, J. V. DE; FRANÇA, S. M.; et al. Toxicity and repellency of essential oils in the management of *Sitophilus zeamais*. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 23, n. 5, p. 372–377, 2019.

ARIKAN, S.; LOZANO-CHIU, M.; PAETZNICK, V.; REX, J. H. *In vitro* susceptibility testing methods for caspofungin against *Aspergillus* and *Fusarium* isolates. **Antimicrobial Agents and Chemotherapy**, v. 45, n. 1, p. 327–330, 2001.

ATHANASSIOU, C. G.; KAVALLIERATOS, N. G.; CAMPBELL, J. F. Competition of three species of *Sitophilus* on rice and maize. **PLoS ONE**, v. 12, n. 3, p. 1–12, 2017.

AWADALLA, S. S.; ZAYED, G. M.; HASHEM, A. S. Chemical Composition and Bioactivity of Three Plant Essential Oils against *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Sitophilus oryzae* (L.). **Journal of Plant Prot and Path**, v. 8, n. 10, p. 535–539, 2017.

BACCARI, W.; ZNATI, M.; ZARDI-BERGAOUI, A.; et al. Composition and insecticide potential against *Tribolium castaneum* of the fractionated essential oil from the flowers of the Tunisian endemic plant *Ferula tunetana* Pomel ex

Batt. **Industrial Crops and Products**, v. 143, n. October, p. 111888, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111888>>. .

BACCI, L.; CRESPO, A. L.; GALVAN, T. L.; et al. Toxicity of insecticides to the sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. **Pest Management Science**, v. 63, n. 7, p. 699–706, 2007. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1002/ps.1393>>. .

BACHROUCH, O.; FERJANI, N.; HAOUEL, S.; JEMÂA, J. M. BEN. Major compounds and insecticidal activities of two Tunisian *Artemisia* essential oils toward two major coleopteran pests. **Industrial Crops and Products**, v. 65, p. 127–133, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.12.007>>. .

BACHROUCH, O.; JEMÂA, J. M. BEN; TALOU, T.; MARZOUK, B.; ABDERRABA, M. Fumigant toxicity of *Pistacia lentiscus* essential oil against *Tribolium castaneum* and *Lasioderma serricorne*. **Bulletin of Insectology**, v. 63, n. 1, p. 129–135, 2010.

BASAK, S.; GUHA, P. Betel leaf (*Piper betle* L.) essential oil microemulsion: Characterization and antifungal activity on growth, and apparent lag time of *Aspergillus flavus* in tomato paste. **LWT - Food Science and Technology**, v. 75, p. 616–623, 2017. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.10.021>>. .

BENELLI, G.; CANALE, A.; FLAMINI, G.; et al. Biotoxicity of *Melaleuca alternifolia* (Myrtaceae) essential oil against the Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae), and its parasitoid *Psytalia concolor* (Hymenoptera: Braconidae). **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 596–603, 2013. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.08.006>>. .

BENELLI, G.; PAVELA, R.; PETRELLI, R.; et al. The essential oil from industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) by-products as an effective tool for insect pest management in organic crops. **Industrial Crops and Products**, v. 122, n. February, p. 308–315, 2018. Elsevier. Disponível em:

<<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.05.032>>. .

BENTO, M. G. R. Avaliação da atividade fungicida de óleos essenciais e suas substâncias ativas no controlo de fungos de armazenamento. Lisboa, 2016. 121f. Dissertação (Mestrado). Universidade de Lisboa, Lisboa, 2016.

BENZI, V.; STEFANAZZI, N.; MURRAY, A. P.; WERDIN GONZÁLEZ, J. O.; FERRERO, A. Composition, Repellent, and Insecticidal Activities of Two South American Plants against the Stored Grain Pests *Tribolium castaneum* and *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae) . **ISRN Entomology**, v. 2014, p. 1–5, 2014.

BHAVYA, M. L.; CHANDU, A. G. S.; DEVI, S. S. *Ocimum tenuiflorum* oil, a potential insecticide against rice weevil with anti-acetylcholinesterase activity. **Industrial Crops and Products**, v. 126, n. October, p. 434–439, 2018. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.10.043>>. .

DE BILLERBECK, V. G.; ROQUES, C. G.; BESSIÈRE, J. M.; FONVIEILLE, J. L.; DARGENT, R. Effects of *Cymbopogon nardus* (L.) W. Watson essential oil on the growth and morphogenesis of *Aspergillus niger*. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 1, p. 9–17, 2001.

BLUMA, R.; AMAIDEN, M. R.; ETCHEVERRY, M. Screening of Argentine plant extracts: Impact on growth parameters and aflatoxin B1 accumulation by *Aspergillus* section Flavi. **International Journal of Food Microbiology**, v. 122, n. 1–2, p. 114–125, 2008.

BORÉM, A. **Melhoramento de espécies cultivadas**. Minas Gerais: ed. UFV, 1999. 817p

BORGES, D. F.; LOPES, E. A.; FIALHO MORAES, A. R.; et al. Formulation of botanicals for the control of plant-pathogens: A review. **Crop Protection**, 2018. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.04.003>>. .

BOŽIK, M.; CÍSAROVÁ, M.; TANČINOVÁ, D.; et al. Selected essential oil vapours inhibit growth of *Aspergillus* spp. in oats with improved consumer acceptability. **Industrial Crops and Products**, v. 98, p. 146–152, 2017.

BRAHMI, F.; ABDENOUR, A.; BRUNO, M.; et al. Chemical composition and in vitro antimicrobial, insecticidal and antioxidant activities of the essential oils of *Mentha pulegium* L. and *Mentha rotundifolia* (L.) Huds growing in Algeria.

Industrial Crops and Products, v. 88, p. 96–105, 2016. Elsevier B.V.

Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.03.002>>. .

CALLANDER, J. T.; JAMES, P. J. Insecticidal and repellent effects of tea tree (*Melaleuca alternifolia*) oil against *Lucilia cuprina*. **Veterinary Parasitology**, v. 184, n. 2–4, p. 271–278, 2012. Elsevier B.V. Disponível em:

<<http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.08.017>>. .

CAMPOLO, O.; GIUNTI, G.; RUSSO, A.; PALMERI, V.; ZAPPALÀ, L. Essential Oils in Stored Product Insect Pest Control. **Journal of Food Quality**, v. 2018, 2018.

DE CAMPOS, A. C. T.; RADUNZ, L. L.; RADÜNZ, A. L.; et al. Atividade repelente e inseticida do óleo essencial de carqueja doce sobre o caruncho do feijão. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 18, n. 8, p. 861–865, 2014.

CARDOSO, J. R. Manejo Integrado de Pragas de Grãos Armazenados. Porto Alegre, 2009. 33 f. Monografia (Pós-graduação *Lato Sensu*). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, UFRGS, 2009.

CAZELLA, L. N.; GLAMOCLIIJA, J.; SOKOVIĆ, M.; et al. Antimicrobial activity of essential oil of *Baccharis dracunculifolia* DC (Asteraceae) aerial parts at flowering period. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, n. January, p. 1–9, 2019.

CHAABAN, A.; GOMES, E.; SANTOS, V.; DESCHAMPS, C.; MOLENTO, M. Essential Oils for Myiasis Control: Potentialities for Ecofriendly Insecticides. **European Journal of Medicinal Plants**, v. 21, n. 4, p. 1–25, 2017.

CHAABAN, A.; MARTINS, C. E. N.; BRETANHA, L. C.; et al. Insecticide activity of *Baccharis dracunculifolia* essential oil against *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). **Natural Product Research**, v. 32, n. 24, p. 2954–2958, 2018. Taylor & Francis. Disponível em:

<<https://doi.org/10.1080/14786419.2017.1392947>>. .

CHAABAN, A.; SANTOS, V. M. C. S.; MARTINS, C. E. N.; et al. Tissue damage and cytotoxic effects of *Tagetes minuta* essential oil against *Lucilia cuprina*. **Experimental Parasitology**, v. 198, p. 46–52, 2019. Elsevier Inc. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2019.01.013>>. .

CHAABAN, A.; SOUZA, A.; MARTINS, C.; BERTOLDI, F.; MOLENTO, M. Chemical Composition of the Essential Oil of *Tagetes minuta* and Its Activity against *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). **European Journal of Medicinal Plants**, v. 18, n. 1, p. 1–10, 2017.

CHAUBEY, M. Study of insecticidal properties of *Trachyspermum ammi* and *Mentha arvensis* essential oils against *Sitophilus zeamais* L. (Coleoptera: Curculionidae). **Current Life Sciences**, v. 4, n. 1, p. 10–17, 2018.

CHAUBEY, M. K. Insecticidal Properties of *Zingiber officinale* and *Piper cubeba* Essential Oils Against *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera: Tenebrionidae). **Journal of Biologically Active Products from Nature**, v. 1, n. 5–6, p. 306–313, 2011.

CHAUBEY, M. K. Fumigant toxicity of essential oils and pure compounds against *Sitophilus oryzae* L. (Coleoptera: Curculionidae). **Biological Agriculture and Horticulture**, v. 28, n. 2, p. 111–119, 2012.

CHAUBEY, M. K. Fumigant and contact toxicity of *Allium sativum* (Alliaceae) essential oil against *Sitophilus oryzae* L . (Coleoptera : Dryophthoridae). **Entomology and Applied Science Letters**, v. 3, n. 2, p. 43–48, 2016. Disponível em: <www.easletters.com>. .

DAMBOLENA, J. S.; LÓPEZ, A. G.; MERILES, J. M.; RUBINSTEIN, H. R.; ZYGADLO, J. A. Inhibitory effect of 10 natural phenolic compounds on *Fusarium verticillioides*. A structure-property-activity relationship study. **Food Control**, v. 28, n. 1, p. 163–170, 2012. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.05.008>>. .

DELESPAUL, Q.; DE BILLERBECK, V. G.; ROQUES, C. G.; et al. The antifungal activity of essential oils as determined by different screening methods. **Journal of Essential Oil Research**, v. 12, n. 2, p. 256–266, 2000.

DEMIREL, N.; SENER, O.; ARSLAN, M.; et al. Toxicological Responses of Confused Flour Beetle, *Tribolium confusum* du Val (Coleoptera: Tenebrinoidea) to Various Plant Essential Oils. **Asian Journal of Chemistry**, v. 21, n. 8, p. 6403–6410, 2009.

VAN DEN DOOL, H.; DEC. KRATZ, P. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas—liquid partition chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 11, n. 3, p. 463–471, 1963. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S002196730180947X>>. .

EBADOLLAHI, A.; JALALI SENDI, J. A review on recent research results on bio-effects of plant essential oils against major Coleopteran insect pests. **Toxin Reviews**, v. 34, n. 2, p. 76–91, 2015. Informa Healthcare USA, Inc. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.3109/15569543.2015.1023956>>. .

EBADOLLAHI, A.; ZAVIEH, E. A.; NAZIFI, A.; et al. Chemical composition and bio-pesticidal values of essential oil isolated from the seed of *Heracleum persicum* Desf. ex Fischer (Apiaceae). **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 4, p. 1166–1174, 2014.

ERLAND, L. A. E.; RHEAULT, M. R.; MAHMOUD, S. S. Insecticidal and oviposition deterrent effects of essential oils and their constituents against the invasive pest *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae). **Crop Protection**, v. 78, p. 20–26, 2015. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2015.08.013>>. .

ESPER, R. H.; GONÇALEZ, E.; MARQUES, M. O. M.; FELICIO, R. C.; FELICIO, J. D. Potential of essential oils for protection of grains contaminated by aflatoxin produced by *Aspergillus flavus*. **Frontiers in Microbiology**, v. 5, n. JUN, p. 1–1, 2014.

ESPÍRITO-SANTO, M. M.; MADEIRA, B. G.; NEVES, F. S.; et al. Sexual differences in reproductive phenology and their consequences for the demography of *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae), a dioecious tropical shrub. **Annals of Botany**, v. 91, n. 1, p. 13–19, 2003.

FABIANE, K. C.; FERRONATTO, R.; DOS SANTOS, A. C.; ONOFRE, S. B. Physicochemical characteristics of the essential oils of *Baccharis dracunculifolia* and *Baccharis uncinella* D.C. (Asteraceae). **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 18, n. 2, p. 197–203, 2008.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2017. Available on: <<http://www.fao.org/countryprofiles/index/en/?iso3=BRA>>. Accessed on: JUL. 2019

FILOMENO, C. A.; BARBOSA, L. C. A.; TEIXEIRA, R. R.; et al. *Corymbia* spp. and *Eucalyptus* spp. essential oils have insecticidal activity against *Plutella xylostella*. **Industrial Crops and Products**, v. 109, n. August, p. 374–383, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.08.033>>. .

FOUAD, H. A.; DA CAMARA, C. A. G. Chemical composition and bioactivity of peel oils from *Citrus aurantiifolia* and *Citrus reticulata* and enantiomers of their major constituent against *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 73, p. 30–36, 2017. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jspr.2017.06.001>>. .

FRANZ, A. R.; KNAAK, N.; FIUZA, L. M. Toxic effects of essential plant oils in adult *Sitophilus oryzae* (Linnaeus) (Coleoptera, Curculionidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 1, p. 116–120, 2011.

FREITAS, R. C. P.; FARONI, L. R. D. A.; HADDI, K.; VITERI JUMBO, L. O.; OLIVEIRA, E. E. Allyl isothiocyanate actions on populations of *Sitophilus zeamais* resistant to phosphine: Toxicity, emergence inhibition and repellency. **Journal of Stored Products Research**, v. 69, p. 257–264, 2016.

FRIZZO, C. D.; ATTI-SERAFINI, L.; LAGUNA, S. E.; et al. Essential oil variability in *Baccharis uncinella* DC and *Baccharis dracunculifolia* DC growing wild in southern Brazil, Bolivia and Uruguay. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 23, n. 2, p. 99–106, 2008. Disponível em: <<http://doi.wiley.com/10.1002/ffj.1862>>. .

GAHUKAR, R. T. Evaluation of plant-derived products against pests and

diseases of medicinal plants: A review. **Crop Protection**, v. 42, p. 202–209, 2012. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2012.07.026>>. .

GALVÃO, J. G.; GUERREIRO, M. C.; SOUZA, J. A. DE; COURA, S. M. DA C. Uso do fungo *Fusarium oxysporum* como indicador de ametrina, através da medida de biomassa, pela quantificação do ergosterol. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, n. 4, p. 840–845, 2003.

GARCÍA-DÍAZ, M.; PATIÑO, B.; VÁZQUEZ, C.; GIL-SERNA, J. A Novel Niosome-Encapsulated Essential Oil Formulation to Prevent *Aspergillus flavus* Growth and Aflatoxin Contamination of Maize Grains During Storage. **Toxins**, v. 11, n. 11, 2019. .

GARCIA, D.; VECHIATO, M. H.; MENTEN, J. O. M. Efeito de fungicidas no controle de *Fusarium graminearum*, germinação, emergência e altura de plântulas em sementes de trigo. **Summa Phytopathologica**, v. 34, n. 3, p. 280–283, 2008.

GARCIA, M. V.; MATIAS, J.; BARROS, J. C.; et al. Chemical identification of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil and its acaricidal effect on ticks. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 4, p. 405–411, 2012.

GERMINARA, G. S.; DI STEFANO, M. G.; DE ACUTIS, L.; et al. Bioactivities of *Lavandula angustifolia* essential oil against the stored grain pest *Sitophilus granarius*. **Bulletin of Insectology**, v. 70, n. 1, p. 129–138, 2017.

GIARRATANA, F.; MUSCOLINO, D.; ZIINO, G.; et al. Activity of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil against L3 *Anisakis* larvae type 1. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v. 10, n. 5, p. 461–465, 2017. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.apjtm.2017.05.005>>.

GOES, R. H. T. B.; SILVA, L.H.X.; SOUZA, K. A. **Alimentos e Alimentação Animal**. 1. ed. Dourados: UFGD Editora, 2013. v. 200. 79p.

GORRAN, A.; FARZANEH, M.; SHIVAZAD, M.; REZAEIAN, M.;

GHASSEMPOUR, A. Aflatoxin B1-reduction of *Aspergillus flavus* by three medicinal plants (Lamiaceae). **Food Control**, v. 31, n. 1, p. 218–223, 2013.

GUEDES, R. N. C.; ALAN DOVER, B.; KAMBHAMPATI, S. Resistance to Chlorpyrifos-Methyl, Pirimiphos-Methyl, and Malathion in Brazilian and U.S. Populations of *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrichidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 1, p. 27–32, 1996.

HAMMER, K. A.; CARSON, C. F.; RILEY, T. V. Antifungal activity of the components of *Melaleuca alternifolia* (tea tree) oil. **Journal of Applied Microbiology**, v. 95, n. 4, p. 853–860, 2003.

HERRERA, J. M.; ZUNINO, M. P.; MASSUH, Y.; et al. Fumigant toxicity of five essential oils rich in ketones against *Sitophilus zeamais* (Motschulsky). **AgriScientia**, v. 31, n. 1, p. 35–41, 2014.

HU, J.; WANG, W.; DAI, J.; ZHU, L. Chemical composition and biological activity against *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) of *Artemisia brachyloba* essential oil. **Industrial Crops and Products**, v. 128, n. June 2018, p. 29–37, 2019. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.10.076>>. .

HUANG, F.; SUBRAMANYAM, B. Management of five stored-product insects in wheat with pirimiphos-methyl and pirimiphos-methyl plus synergized pyrethrins. **Pest Management Science**, v. 61, n. 4, p. 356–362, 2005.

HUSSAIN, A. I.; ANWAR, F.; NIGAM, P. S.; ASHRAF, M.; GILANI, A. H. Seasonal variation in content, chemical composition and antimicrobial and cytotoxic activities of essential oils from four *Mentha* species. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 90, n. 11, p. 1827–1836, 2010.

INOUE, S.; UCHIDA, K.; MARUYAMA, N.; YAMAGUCHI, H.; ABE, S. A novel method to estimate the contribution of the vapor activity of essential oils in agar diffusion assay. **Japanese Journal of Medical Mycology**, v. 47, n. 2, p. 91–98, 2006.

ISHAQ, M.; TAHIRA, R.; JAVED, A.; et al. Lemongrass essential oil as an

alternate approach to manage seed associated fungi of wheat and rice.

International Journal of Agriculture and Biology, v. 19, n. 6, p. 1301–1306, 2017.

ISMAN, M. B. Plant essential oils for pest and disease management. **Crop Protection**, v. 19, n. 8–10, p. 603–608, 2000.

ISMAN, M. B. Commercial development of plant essential oils and their constituents as active ingredients in bioinsecticides. **Phytochemistry Reviews**, v. 9, 2019. Springer Netherlands. Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s11101-019-09653-9>>. .

ISMAN, M. B.; GRIENEISEN, M. L. Botanical insecticide research: Many publications, limited useful data. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 3, p. 140–145, 2014. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2013.11.005>>. .

JAYAKUMAR, M.; ARIVOLI, S.; RAVEEN, R.; TENNYSON, S. Repellent activity and fumigant toxicity of a few plant oils against the adult rice weevil *Sitophilus oryzae* Linnaeus 1763 (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of entomology and zoology studies**, v. 5, n. 2, p. 324–335, 2017.

JULIO, A. H. F.; GIGLIOLLI, A. A. S.; CARDOSO, K. A. K.; et al. Multiple resistance to pirimiphos-methyl and bifenthrin in *Tribolium castaneum* involves the activity of lipases, esterases, and laccase2. **Comparative Biochemistry and Physiology Part - C: Toxicology and Pharmacology**, v. 195, p. 27–43, 2017. Elsevier Inc. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cbpc.2017.01.011>>. .

KAGUCHIA, S. M.; GITAH, S. M.; THORUWA, C. L.; BIRGEN, J. K.; HASSANALI, A. Bioefficacy of Selected Plant Extracts against *Sitophilus zeamais* on Post-Harvest Management of *Zea mays*. **The Journal of Phytopharmacology**, v. 7, n. 4, p. 384–391, 2018.

KALAGATUR, N. K.; MUDILI, V.; SIDDAIAH, C.; et al. Antagonistic activity of *Ocimum sanctum* L. essential oil on growth and zearalenone production by *Fusarium graminearum* in maize grains. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, n.

SEP, p. 1–11, 2015.

KAMANULA, J. F.; BELMAIN, S. R.; HALL, D. R.; et al. Chemical variation and insecticidal activity of *Lippia javanica* (Burm. f.) Spreng essential oil against *Sitophilus zeamais* Motschulsky. **Industrial Crops and Products**, v. 110, n. June, p. 75–82, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.036>>. .

KHANI, A.; ASGHARI, J. Insecticide Activity of Essential Oils of *Mentha longifolia*, *Pulicaria gnaphalodes* and *Achillea wilhelmsii* Against Two Stored Product Pests, the Flour Beetle, *Tribolium castaneum*, and the Cowpea Weevil, *Callosobruchus maculatus*. **Journal of Insect Science**, v. 12, n. 73, p. 1–10, 2012.

KHANI, A.; RASHID, B.; MIRSHEKAR, A. Chemical composition and insecticidal efficacy of *Juniperus polycarpus* and *Juniperus sabina* essential oils against *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). **International Journal of Food Properties**, v. 20, p. 1221–1229, 2017.

KHANI, M.; MAROUF, A.; AMINI, S.; et al. Efficacy of Three Herbal Essential Oils Against Rice Weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 20, n. 4, p. 937–950, 2017.

KIM, H. M.; KWON, H.; KIM, K.; LEE, S. E. Antifungal and antiaflatoxic activities of 1,8-Cineole and t-Cinnamaldehyde on *Aspergillus flavus*. **Applied Sciences (Switzerland)**, v. 8, n. 9, p. 1–9, 2018.

KIM, S. IL; ROH, J. Y.; KIM, D. H.; LEE, H. S.; AHN, Y. J. Insecticidal activities of aromatic plant extracts and essential oils against *Sitophilus oryzae* and *Callosobruchus chinensis*. **Journal of Stored Products Research**, v. 39, n. 3, p. 293–303, 2003.

KIRAN, S.; PRAKASH, B. Toxicity and biochemical efficacy of chemically characterized *Rosmarinus officinalis* essential oil against *Sitophilus oryzae* and *Oryzaephilus surinamensis*. **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 817–823, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.073>>. .

KOC, F.; KARA, S. Environmental factors affecting efficacy of some essential oils and potassium sorbate to control growth of *Aspergillus flavus*, *Aspergillus parasiticus* on wheat and maize grains. **Journal of Agricultural Science and Technology**, v. 16, n. 6, p. 1325–1334, 2014.

KOUTSAVITI, A.; ANTONOPOULOU, V.; VLASSI, A.; et al. Chemical composition and fumigant activity of essential oils from six plant families against *Sitophilus oryzae* (Col: Curculionidae). **Journal of Pest Science**, v. 91, n. 2, p. 873–886, 2017. Springer Berlin Heidelberg. Disponível em: <<http://link.springer.com/10.1007/s10340-017-0934-0>>. .

KRISHNA, A.; PRAJAPATI, V.; BHASNEY, S.; TRIPATHI, A. K.; KUMAR, S. Potential toxicity of new genotypes of *Tagetes* (Asteraceae) species against stored grain insect pests. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 25, n. 2, p. 122–128, 2005.

KUMAR, A.; SHUKLA, R.; SINGH, P.; SINGH, A. K.; DUBEY, N. K. Use of essential oil from *Mentha arvensis* L. to control storage moulds and insects in stored chickpea. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 89, n. 15, p. 2643–2649, 2009.

KUMAR, P.; MISHRA, S.; KUMAR, A.; KUMAR, S.; PRASAD, C. S. *In vivo* and *in vitro* control activity of plant essential oils against three strains of *Aspergillus niger*. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 24, n. 27, p. 21948–21959, 2017. Environmental Science and Pollution Research.

KUMAR, P.; MISHRA, S.; MALIK, A.; SATYA, S. Insecticidal properties of *Mentha* species: A review. **Industrial Crops and Products**, v. 34, n. 1, p. 802–817, 2011. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.02.019>>. .

KUMAR, R.; KUMAR, A.; PRASA, C.; DUBEY, N.; SAMANT, R. Insecticidal activity *Aegle marmelos* (L.) Correa essential oil against four stored grain insect pests. **Internation Journal of Food Safety**, v. 10, p. 39–49, 2008. Disponível em: <<http://www.internetjfs.org/articles/ijfsv10-7.pdf>>. .

LABORDA, R.; MANZANO, I.; GAMÓN, M.; et al. Effects of *Rosmarinus*

officinalis and *Salvia officinalis* essential oils on *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Industrial Crops and Products**, v. 48, p. 106–110, 2013. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.04.011>>. .

LEE, S. E.; LEE, B. H.; CHOI, W. S.; et al. Fumigant toxicity of volatile natural products from Korean spices and medicinal plants towards the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L). **Pest Management Science**, v. 57, n. 6, p. 548–553, 2001.

LIAO, M.; XIAO, J. J.; ZHOU, L. J.; et al. Insecticidal activity of *Melaleuca alternifolia* essential oil and RNA-Seq analysis of *Sitophilus zeamais* transcriptome in response to oil fumigation. **PLoS ONE**, v. 11, n. 12, p. 1–19, 2016.

LIAO, M.; XIAO, J. J.; ZHOU, L. J.; et al. Chemical composition, insecticidal and biochemical effects of *Melaleuca alternifolia* essential oil on the *Helicoverpa armigera*. **Journal of Applied Entomology**, v. 141, n. 9, p. 721–728, 2017.

LÓPEZ, A. G.; THEUMER, M. G.; ZYGADLO, J. A.; RUBINSTEIN, H. R. Aromatic plants essential oils activity on *Fusarium verticillioides* Fumonisin B(1) production in corn grain. **Mycopathologia**, v. 158, n. 3, p. 343–349, 2004.

LORINI, I. Manejo integrado de pragas de produtos armazenados. **Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária**, p. 56–74, 2009.

LOUGRAIMZI, H.; EL IRAQUI, S.; BOUAICHI, A.; et al. Insecticidal effect of essential oil and powder of *Mentha pulegium* L. leaves against *Sitophilus oryzae* (Linnaeus, 1763) and *Tribolium castaneum* (Herbst, 1797) (Coleoptera: Curculionidae, Tenebrionidae), the main pests of stored wheat in Morocco. **Polish Journal of Entomology**, v. 87, n. 3, p. 263–278, 2018.

MAEDEH, M.; HAMZEH, I.; HOSSEIN, D. Bioactivity of Essential Oil from *Zingiber officinale* (Zingiberaceae) Against Three Stored-Product Insect Species. , v. 15, n. 1, p. 122–133, 2012.

MAEDEH, M.; HAMZEH, I.; HOSSEIN, D.; MAJID, A.; REZA, R. K. Bioactivity of

essential oil from *Satureja hortensis* (Lamiaceae) against three stored-product insect species. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, n. 1, p. 6620–6627, 2011.

MAHMOUDVAND, M.; ABBASIPOUR, H.; RASTEGAR, F.; HOSSEINPOUR, M. H.; BASIJ, M. Efficacy of some plants as a post-harvest protectant against some major stored pests. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 45, n. 7, p. 806–811, 2012.

MARANGONI, C.; DE MOURA, N. F.; GARCIA, F. R. M. Utilização De Óleos Essenciais E Extratos De Plantas No Controle De Insetos. **REVISTA DE CIÊNCIAS AMBIENTAIS**, v. 6, n. 2, p. 92–112, 2012.

MARÍN, S.; VELLUTI, A.; MUÑOZ, A.; RAMOS, A. J.; SANCHIS, V. Control of fumonisin B1 accumulation in naturally contaminated maize inoculated with *Fusarium verticillioides* and *Fusarium proliferatum*, by cinnamon, clove, lemongrass, oregano and palmarosa essential oils. **European Food Research and Technology**, v. 217, n. 4, p. 332–337, 2003.

MEDJDOUB, K.; BENOMARI, F. Z.; DJABOU, N.; et al. Antifungal and Insecticidal Activities of Essential Oils of Four *Mentha* Species. **Jundishapur Journal of Natural Pharmaceutical Products**, v. In Press, n. In Press, p. 1–7, 2019.

MISHRA, B. B.; TRIPATHI, S. P.; TRIPATHI, C. P. M. Response of *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) and *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae) to potential insecticide derived from essential oil of *Mentha arvensis* leaves. **Biological Agriculture and Horticulture**, v. 28, n. 1, p. 34–40, 2012.

MOGHADAM, H. D.; SANI, A. M.; SANGATASH, M. M. Antifungal activity of essential oil of *Ziziphora clinopodioides* and the inhibition of aflatoxin B1 production in maize grain. **Toxicology and Industrial Health**, v. 32, n. 3, p. 493–499, 2016.

MOHAPATRA, D.; KUMAR, S.; KOTWALIWALE, N.; SINGH, K. K. Critical factors responsible for fungi growth in stored food grains and non-Chemical

approaches for their control. **Industrial Crops and Products**, v. 108, n. June, p. 162–182, 2017. Elsevier. Disponível em:
<<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.06.039>>. .

MORCIA, C.; MALNATI, M.; TERZI, V. *In vitro* antifungal activity of terpinen-4-ol, eugenol, carvone, 1,8-cineole (eucalyptol) and thymol against mycotoxigenic plant pathogens. **Food Additives & Contaminants: Part A**, , n. March 2013, p. 1–8, 2012. Disponível em:
<<http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/19440049.2011.643458>>. .

MORCIA, C.; TUMINO, G.; GHIZZONI, R.; et al. *In vitro* evaluation of sub-lethal concentrations of plant-derived antifungal compounds on *Fusarium* growth and mycotoxin production. **Molecules**, v. 22, n. 8, 2017.

MOSSI, A. J.; ASTOLFI, V.; KUBIAK, G.; et al. Insecticidal and repellency activity of essential oil of *Eucalyptus* sp. against *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera, Curculionidae). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 91, n. 2, p. 273–277, 2011.

MURCIA-MESEGUER, A.; ALVES, T. J. S.; BUDIA, F.; ORTIZ, A.; MEDINA, P. Insecticidal toxicity of thirteen commercial plant essential oils against *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae). **Phytoparasitica**, v. 46, n. 2, p. 233–245, 2018. *Phytoparasitica*.

NAKAHARA, K.; ALZOREKY, N. S.; YOSHIHASHI, T.; NGUYEN, H. T. T.; TRAKOONTIVAKORN, G. Chemical Composition and Antifungal Activity of Essential Oil from *Cymbopogon nardus* (Citronella Grass). **Japan Agricultural Research Quarterly**, v. 37, n. 4, p. 249–252, 2003.

NENAAH, G. E. Bioactivity of powders and essential oils of three Asteraceae plants as post-harvest grain protectants against three major coleopteran pests. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 17, n. 4, p. 701–709, 2014a.

NENAAH, G. E. Chemical composition, insecticidal and repellence activities of essential oils of three *Achillea* species against the Khapra beetle (Coleoptera: Dermestidae). **Journal of Pest Science**, v. 87, n. 2, p. 273–283, 2014b.

NENAAH, G. E. Chemical composition, toxicity and growth inhibitory activities of essential oils of three *Achillea* species and their nano-emulsions against *Tribolium castaneum* (Herbst). **Industrial Crops and Products**, v. 53, p. 252–260, 2014c. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.12.042>>. .

NENAAH, G. E.; IBRAHIM, S. I. A. Chemical composition and the insecticidal activity of certain plants applied as powders and essential oils against two stored-products coleopteran beetles. **Journal of Pest Science**, v. 84, n. 3, p. 393–402, 2011.

NESCI, A.; BARRA, P.; ETCHEVERRY, M. Integrated management of insect vectors of *Aspergillus flavus* in stored maize, using synthetic antioxidants and natural phytochemicals. **Journal of Stored Products Research**, v. 47, n. 3, p. 231–237, 2011. Elsevier Ltd. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jspr.2011.03.003>>. .

NGAMO, T. S. L.; NGATANKO, I.; NGASSOUM, M. B.; MAPONGMESTSEM, P. M.; HANCE, T. Persistence of insecticidal activities of crude essential oils of three aromatic plants towards four major stored product insect pests. **African Journal of Agricultural Research**, v. 2, n. 4, p. 173–177, 2007.

OBENG-OFORI, D.; AMITEYE, S. Efficacy of mixing vegetable oils with pirimiphos-methyl against the maize weevil, *Sitophilus zeamais* Motschulsky in stored maize. **Journal of Stored Products Research**, v. 41, n. 1, p. 57–66, 2005. Disponível em: <<https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0022474X04000050>>. .

OBOH, G.; ADEMOSUN, A. O.; OLUMUYIWA, T. A.; et al. Insecticidal activity of essential oil from orange peels (*Citrus sinensis*) against *Tribolium confusum*, *Callosobruchus maculatus* and *Sitophilus oryzae* and its inhibitory effects on acetylcholinesterase and Na⁺/K⁺-ATPase activities. **Phytoparasitica**, v. 45, n. 4, p. 501–508, 2017. Phytoparasitica.

ODEYEMI, O. O.; ASHAMO, M. O.; ANKINKUROLERE, R. O.; OLATUNJI, A. A. Resistance of strains of rice weevil, *Sitophilus oryzae* (Coleoptera:

Curculionidae) to pirimiphos methyl. **Julius-Kühn-Archiv**, , n. 425, p. 167–172, 2010.

OGENDO, J. O.; KOSTYUKOVSKY, M.; RAVID, U.; et al. Bioactivity of *Ocimum gratissimum* L . oil and two of its constituents against five insect pests attacking stored food products. **Journal of Stored Products Research**, v. 44, p. 328–334 Contents, 2008.

OLIVEIRA, A. P.; SANTANA, A. S.; SANTANA, E. D. R.; et al. Nanoformulation prototype of the essential oil of *Lippia sidoides* and thymol to population management of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Industrial Crops and Products**, v. 107, n. March, p. 198–205, 2017. Elsevier. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.05.046>>. .

OLIVEIRA, A. P.; SANTOS, A. A.; SANTANA, A. S.; et al. Essential oil of *Lippia sidoides* and its major compound thymol: Toxicity and walking response of populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Crop Protection**, v. 112, n. March, p. 33–38, 2018. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.05.011>>. .

OLIVEIRA, B. M. S.; MELO, C. R.; ALVES, P. B.; et al. Essential oil of *Aristolochia trilobata*: Synthesis, routes of exposure, acute toxicity, binary mixtures and behavioral effects on leaf-cutting ants. **Molecules**, v. 22, n. 3, 2017.

OVIEDO, A.; VAN NIEUWENHOVE, G.; VAN NIEUWENHOVE, C.; RULL, J. Biopesticide effects on pupae and adult mortality of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Austral Entomology**, v. 57, n. 4, p. 457–464, 2018.

PANDEY, A. K.; TRIPATHI, S.; SINGH, P. Plant essential oils: a substitute for conventional insecticides against *Tribolium* species (Coleoptera: Tenebrionidae)-achievements and challenges. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 51, n. 13–14, p. 696–728, 2018. Taylor & Francis. Disponível em: <<https://doi.org/10.1080/03235408.2018.1495875>>. .

PANDEY, R. R.; DUBEY, R. C.; SAINI, S. Phytochemical and antimicrobial

studies on essential oils of some aromatic plants. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 28, p. 4364–4368, 2010.

PARK, Y. L.; TAK, J. H. **Essential oils for arthropod pest management in agricultural production systems**. Elsevier Inc., 2016.

PAULIQUEVIS, C.; CONTE, C.; FAVERO, S. Atividade insetistática do óleo essencial de *Pothomorphe umbellata* (L.) Miq. sobre *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Bostrichidae). **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 8, n. 3, p. 39–45, 2013.

PAULIQUEVIS, C. F.; FAVERO, S. Atividade insetistática de óleo essencial de *Pothomorphe umbellata* sobre *Sitophilus zeamais*. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 19, n. 12, p. 1192–1196, 2015.

PAVELA, R. Insecticidal and repellent activity of selected essential oils against of the pollen beetle, *Meligethes aeneus* (Fabricius) adults. **Industrial Crops and Products**, v. 34, n. 1, p. 888–892, 2011. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.02.014>>. .

PEDROTTI, C.; SILVA RIBEIRO, R. T. DA; SCHWAMBACH, J. Control of postharvest fungal rots in grapes through the use of *Baccharis trimera* and *Baccharis dracunculifolia* essential oils. **Crop Protection**, v. 125, n. August, p. 1–7, 2019.

PEIXOTO, M. G.; BACCI, L.; FITZGERALD BLANK, A.; et al. Toxicity and repellency of essential oils of *Lippia alba* chemotypes and their major monoterpenes against stored grain insects. **Industrial Crops and Products**, v. 71, p. 31–36, 2015. Elsevier B.V. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.03.084>>. .

PERCZAK, A.; GWIAZDOWSKA, D.; MARCHWIŃSKA, K.; et al. Antifungal activity of selected essential oils against *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* and their secondary metabolites in wheat seeds. **Archives of Microbiology**, v. 201, n. 8, p. 1085–1097, 2019. Springer Berlin Heidelberg. Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00203-019-01673-5>>. .

PEREIRA, P. R. V. DA S.; ALMEIDA, L. M. DE. Chaves para a identificação dos principais Coleoptera (Insecta) associados com produtos armazenados. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. 1, p. 271–283, 2001.

PESCHIUTTA, M. L.; ARENA, J. S.; CALVIMONTE, H.; ZYGADLO, J. A. Fumigant and Repellent Activities of Different Essential Oils Alone and Combined Against the Maize Weevil (*Sitophilus zeamais* Motschulsky). **MOJ Bioorganic & Organic Chemistry**, v. 1, n. 7, p. 1–6, 2017.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D. A.; GUEDES, R. N. C.; SOUSA, A. H.; TÓTOLA, M. R. Phosphine resistance in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 45, n. 1, p. 71–74, 2009.

PIMENTEL, M. A. G.; FARONI, L. R. D.; BATISTA, M. D.; SILVA, F. H. DA. Resistance of stored-product insects to phosphine. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 12, p. 1671–1676, 2008.

PIMIENTA-RAMÍREZ, L.; GARCÍA-RODRÍGUEZ, Y. M.; RÍOS-RAMÍREZ, E. M.; LINDIG-CISNEROS, R.; ESPINOSA-GARCÍA, F. J. Chemical composition and evaluation of the essential oil from *Eupatorium glabratum* as biopesticide against *Sitophilus zeamais* and several stored maize fungi. **Journal of Essential Oil Research**, v. 28, n. 2, p. 113–120, 2016. Taylor & Francis. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1080/10412905.2015.1093969>>. .

PINTO, E.; SALGUEIRO, L. R.; CAVALEIRO, C.; PALMEIRA, A.; GONÇALVES, M. J. *In vitro* susceptibility of some species of yeasts and filamentous fungi to essential oils of *Salvia officinalis*. **Industrial Crops and Products**, v. 26, n. 2, p. 135–141, 2007.

PIZZOLITTO, R. P.; JACQUAT, A. G.; USSEGLIO, V. L.; et al. Quantitative-structure-activity relationship study to predict the antifungal activity of essential oils against *Fusarium verticillioides*. **Food Control**, v. 108, n. August 2019, p. 106836, 2020. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2019.106836>>. .

PLATA-RUEDA, A.; MARTÍNEZ, L. C.; SANTOS, M. H. DOS; et al. Insecticidal

activity of garlic essential oil and their constituents against the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* Linnaeus (Coleoptera: Tenebrionidae). **Scientific Reports**, v. 7, n. September 2016, p. 1–11, 2017. Nature Publishing Group. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1038/srep46406>>. .

POLATOĞLU, K.; KARAKOÇ, Ö. C. Biologically active essential oils against stored product pests. **Essential Oils in Food Preservation, Flavor and Safety**, p. 39–59, 2015.

PRAKASH, B.; SINGH, P.; KEDIA, A.; SINGH, A.; DUBEY, N. K. Efficacy of essential oil combination of *Curcuma longa* L. and *Zingiber officinale* Rosc. As a postharvest fungitoxicant, aflatoxin inhibitor and antioxidant agent. **Journal of Food Safety**, v. 32, n. 3, p. 279–288, 2012.

PROCÓPIO, S. DE O.; VENDRAMIM, J. D.; RIBEIRO JÚNIOR, J. I.; SANTOS, J. B. DOS. Bioatividade de diversos pós de origem vegetal em relação A *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, n. 6, p. 1231–1236, 2003.

PUGAZHVENDAN, S. R.; ROSS, P. R.; ELUMALAI, K. Insecticidal and repellent activities of plants oil against stored grain pest, *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae). **Asian Pacific Journal of Tropical Disease**, v. 2, n. SUPPL.1, 2012.

R Core Team (2019). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RAJA, N.; ALBERT, S.; IGNACIMUTHU, S.; DORN, S. Effect of plant volatile oils in protecting stored cowpea *Vigna unguiculata* (L.) Walpers against *Callosobruchus maculatus* (F.) (Coleoptera: Bruchidae) infestation. **Journal of Stored Products Research**, v. 37, n. 2, p. 127–132, 2001.

RAJENDRAN, S.; SRIRANJINI, V. Plant products as fumigants for stored-product insect control. **Journal of Stored Products Research**, v. 44, n. 2, p. 126–135, 2008.

RAJKUMAR, V.; GUNASEKARAN, C.; CHRISTY, I. K.; et al. Toxicity, antifeedant and biochemical efficacy of *Mentha piperita* L. essential oil and their major constituents against stored grain pest. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 156, p. 138–144, 2019. Elsevier Inc. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.02.016>>. .

RASOOLI, I.; REZAEI, M. B.; ALLAMEH, A. Growth inhibition and morphological alterations of *Aspergillus niger* by essential oils from *Thymus eriocalyx* and *Thymus x-porlock*. **Food Control**, v. 17, n. 5, p. 359–364, 2006.

REGNAULT-ROGER, C.; PHILOGÈNE, B. J. R. Past and current prospects for the use of botanicals and plant allelochemicals in integrated pest management. **Pharmaceutical Biology**, v. 46, n. 1–2, p. 41–52, 2008.

REYES, E. I. M.; FARIAS, E. S.; SILVA, E. M. P.; et al. *Eucalyptus resinifera* essential oils have fumigant and repellent action against *Hypothenemus hampei*. **Crop Protection**, v. 116, n. September 2018, p. 49–55, 2019. Elsevier. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.09.018>>. .

RIBEIRO, A. V.; FARIAS, E. DE S.; SANTOS, A. A.; et al. Selection of an essential oil from *Corymbia* and *Eucalyptus* plants against *Ascia monuste* and its selectivity to two non-target organisms. **Crop Protection**, v. 110, p. 207–213, 2018.

RIBEIRO, B. M.; GUEDES, R. N. C.; OLIVEIRA, E. E.; SANTOS, J. P. Insecticide resistance and synergism in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 39, n. 1, p. 21–31, 2003.

RIBEIRO, L. P.; COSTA, E. C.; KARLEC, F.; BIDINOTO, V. M. Controle De *Sitophilus zeamais* Mots . (Coleoptera : Curculionidae). Efficacy Evaluation of Mineral Inert Powders To Control *Sitophilus zeamais* Mots . (Coleoptera : Curculionidae). **Revista da FZVA**, v. 15, n. 2, p. 19–27, 2008.

RIBEIRO, L. P.; LOVATTO, M.; VENDRAMIM, J. D. Avaliação da eficácia de duas formulações comerciais de terra de diatomácea no controle do gorgulho-do-milho com base em parâmetros toxicológicos. **Agropecuária Catarinense**,

v. 31, n. 1, p. 56–60, 2018. Disponível em:

<<http://publicacoes.epagri.sc.gov.br/index.php/RAC/article/view/111/220>>. .

RIBEIRO, L. P.; VENDRAMIM, J. D. ASSOCIAÇÃO DE EXTRATOS VEGETAIS E TERRA DE DIATOMÁCEA NO CONTROLE DO GORGULHO-DO-MILHO *Sitophilus zeamais* MOTS. (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE). **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 9, n. 1, p. 9–16, 2019.

RICCIONI, L.; ORZALI, L. Activity of tea tree (*Melaleuca alternifolia*, Cheel) and thyme (*Thymus vulgaris*, Linnaeus.) essential oils against some pathogenic seed borne fungi. **Journal of Essential Oil Research**, v. 23, n. 6, p. 43–47, 2011.

RÍOS, N.; STASHENKO, E. E.; DUQUE, J. E. Evaluation of the insecticidal activity of essential oils and their mixtures against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 61, n. 4, p. 307–311, 2017. Sociedade Brasileira de Entomologia. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.rbe.2017.08.005>>. .

RODRIGUES, A. C.; WIATER, G.; PUTON, B. M. S.; et al. ATIVIDADE REPELENTE E INSETICIDA DO ÓLEO ESSENCIAL DE *Baccharis dracunculifolia* D.C. SOBRE *Sitophilus zeamais* MOTS., 1855. **Revista Perspectiva**, v. 43, p. 123–130, 2019.

ROSELLÓ, J.; SEMPERE, F.; SANZ-BERZOSA, I.; CHIRALT, A.; SANTAMARINA, M. P. Antifungal activity and potential use of essential oils against *Fusarium culmorum* and *Fusarium verticillioides*. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 18, n. 2, p. 359–367, 2015.

SAEIDI, K.; PEZHMAN, H. Insecticidal Activity of Four Plant Essential Oils against Two Stored Product Beetles. **Entomology, Ornithology & Herpetology: Current Research**, v. 07, n. 03, p. 3–7, 2018.

SAHAB, A. F.; ALY, S.; HATHOUT, A. S.; ZIEDAN, E. S. H.; SABRY, B. A. Application of Some Plant Essential Oils to Control *Fusarium* Isolates Associated with Freshly Harvested Maize in Egypt. **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 17, n. 6, p. 1146–1155, 2014.

SANTOS, J. P. Efeitos da fosfina sobre formas jovens e adultas do gorgulho do milho, *Sitophilus zeamais*. **I SIMPOSIO SOBRE COMBATE AS PRAGAS DE GRAOS ARMAZENADOS**, p. 139–152, 1981.

DOS SANTOS, V. M. R.; DONNICI, C. L.; DACOSTA, J. B. N.; CAIXEIRO, J. M. R. Compostos organofosforados pentavalentes: Histórico, métodos sintéticos de preparação e aplicações como inseticidas e agentes antitumorais. **Quimica Nova**, v. 30, n. 1, p. 159–170, 2007.

SCARIOT, M. A.; REICHERT JUNIOR, F. W.; RADUNZ, L. L.; BARRO, J. P.; MOSSI, A. J. *Salvia officinalis* essential oil in bean weevil control | Óleo essencial de *Salvia officinalis* no controle de caruncho do feijão. **Pesquisa Agropecuaria Tropical**, v. 46, n. 2, p. 177–182, 2016.

SENDI, J. J.; EBADOLLAHI, A. Biological activities of essential oils. **Recent Progress in Medicinal Plants (RPMP): Essential Oils**, v. 37, p. 37–52, 2014.

SHIN, S. Anti-Aspergillus activities of plant essential oils and their combination effects with ketoconazole or amphotericin B. **Archives of Pharmacal Research**, v. 26, n. 5, p. 389–393, 2003.

SILVA, G. A.; PICANÇO, M. C.; BACCI, L.; et al. Control failure likelihood and spatial dependence of insecticide resistance in the tomato pinworm, *Tuta absoluta*. **Pest Management Science**, v. 67, n. 8, p. 913–920, 2011.

SOONWERA, M. Efficacy of essential oil from *Cananga odorata* (Lamk.) Hook.f. & Thomson (Annonaceae) against three mosquito species *Aedes aegypti* (L.), *Anopheles dirus* (Peyton and Harrison), and *Culex quinquefasciatus* (Say). **Parasitology Research**, v. 114, n. 12, p. 4531–4543, 2015.

SOUJANYA, P. L.; SEKHAR, J. C.; KUMAR, P.; et al. Potentiality of botanical agents for the management of post harvest insects of maize: a review. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 5, p. 2169–2184, 2016.

SOUZA, D. P.; PIMENTEL, R. B. Q.; SANTOS, A. S.; et al. Fungicidal properties and insights on the mechanisms of the action of volatile oils from Amazonian Aniba trees. **Industrial Crops and Products**, v. 143, n. October

2019, p. 111914, 2020. Elsevier. Disponível em:
<<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.111914>>. .

SPADARO, D.; HERFORTH-RAHMÉ, J.; VAN DER WOLF, J. Organic seed treatments of vegetables to prevent seedborne diseases. **Acta Horticulturae**, v. 1164, p. 23–31, 2017.

SREENIVASA, M. Y.; DASS, R. S.; CHARITH RAJ, A. P.; et al. Assessment of the growth inhibiting effect of some plant essential oils on different *Fusarium* species isolated from sorghum and maize grains. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v. 118, n. 6, p. 208–213, 2011.

SUMALAN, R. M.; ALEXA, E.; POIANA, M. A. Assessment of inhibitory potential of essential oils on natural mycoflora and *Fusarium* mycotoxins production in wheat. **Chemistry Central Journal**, v. 7, n. 1, p. 1–12, 2013.

TAMGNO, B. R.; NGAMO TINKEU, L. S.; DJIETO-LORDON, C.; NGASSOUM, M. B. Powdery Formulation of Essential Oils for the Control of Rice Weevil *Sitophilus Oryzae* L. (Coleoptera: Curculionidae). **International Journal of Agriculture Environment and Bioresearch**, v. 04, n. 03, p. 24–36, 2019.

TANG, X.; SHAO, Y. L.; TANG, Y. J.; ZHOU, W. W. Antifungal activity of essential oil compounds (geraniol and citral) and inhibitory mechanisms on grain pathogens (*Aspergillus flavus* and *Aspergillus ochraceus*). **Molecules**, v. 23, n. 9, 2018.

TERZI, V.; MORCIA, C.; FACCIOLI, P.; et al. *In vitro* antifungal activity of the tea tree (*Melaleuca alternifolia*) essential oil and its major components against plant pathogens. **Letters in Applied Microbiology**, v. 44, n. 6, p. 613–618, 2007.

TIBOLA, C. S.; DE MORI, C.; GUARIENTI, E. M.; LORINI, I.; LIMA, M. I. P. M.; MIRANDA, M. Z. **Gestão da qualidade do trigo na pós-colheita**. Embrapa Trigo, Cap. 16, p. 391-426. 2011.

TOMAZONI, E. Z.; GRIGGIO, G. S.; BROILO, E. P.; et al. Screening for inhibitory activity of essential oils on fungal tomato pathogen *Stemphylium*

solani Weber. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 16, p. 364–372, 2018. Elsevier Ltd. Disponível em:
<<https://doi.org/10.1016/j.bcab.2018.08.012>>. .

TOMESCU, A.; SUMALAN, R. M.; POP, G.; et al. Chemical composition and protective antifungal activity of *Mentha piperita* L. and *Salvia officinalis* L. essential oils against *Fusarium graminearum* Spp. **Revista de Chimie**, v. 66, n. 7, p. 1027–1030, 2015.

TRALAMAZZA, S. M.; BEMVENUTI, R. H.; ZORZETE, P.; DE SOUZA GARCIA, F.; CORRÊA, B. Fungal diversity and natural occurrence of deoxynivalenol and zearalenone in freshly harvested wheat grains from Brazil. **Food Chemistry**, v. 196, p. 445–450, 2016. Elsevier Ltd. Disponível em:
<<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.063>>. .

TRIPATHI, A. K.; PRAJAPATI, V.; VERMA, N.; et al. Bioactivities of the Leaf Essential Oil of *Curcuma Longa* (Var. Ch-66) On Three Species of Stored-Product Beetles (Coleoptera). **Journal of Economic Entomology**, v. 95, n. 1, p. 183–189, 2002.

TRIVEDI; NAYAK; KUMAR. Fumigant toxicity study of different essential oils against stored grain pest *Callosobruchus chinensis*. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 6, n. 4, p. 1708–1711, 2017.

UPADHYAY, N.; DWIVEDY, A. K.; KUMAR, M.; PRAKASH, B.; DUBEY, N. K. Essential Oils as Eco-friendly Alternatives to Synthetic Pesticides for the Control of *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae). **Journal of Essential Oil-Bearing Plants**, v. 21, n. 2, p. 282–297, 2018.

VANNINI, A. B.; SANTOS, T. G.; FLEMING, A. C.; et al. Chemical characterization and antimicrobial evaluation of the essential oils from *Baccharis uncinella* D.C. and *Baccharis semiserrata* D.C. (Asteraceae). **Journal of Essential Oil Research**, v. 24, n. 6, p. 547–554, 2012.

VEDOVATTO, F.; VALÉRIO JÚNIOR, C.; ASTOLFI, V.; et al. Óleo essencial de *Cinnamodendron dinisii* Schwanke para controle de *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Revista Brasileira de Plantas**

Medicinais, v. 17, n. 4, p. 1055–1060, 2015.

VERMA, R. S.; RAHMAN, L.; VERMA, R. K.; et al. Essential oil composition of menthol mint (*Mentha arvensis*) and peppermint (*Mentha piperita*) cultivars at different stages of plant growth from Kumaon region of Western Himalaya.

Open Access Journal of Medicinal and Aromatic Plants, v. 1, n. 1, p. 13–18, 2010.

VILELA, G. R.; ALMEIDA, G. S.; D'ARCE, M. A. B. R.; et al. Activity of essential oil and its major compound, 1,8-cineole, from *Eucalyptus globulus* Labill., against the storage fungi *Aspergillus flavus* Link and *Aspergillus parasiticus* Speare. **Journal of Stored Products Research**, v. 45, n. 2, p. 108–111, 2009.

XAVIER, V. B.; MINTEGUIAGA, M.; UMPIÉRREZ, N.; et al. Olfactometry evaluation and antimicrobial analysis of essential oils from *Baccharis dentata* (Vell.) G.M. Barroso and *Baccharis uncinella* DC. **Journal of Essential Oil Research**, v. 29, n. 2, p. 137–144, 2017.

WASICKY RA. Modification of the *Clevenger* apparatus for extraction of essential oils. *Revista Faculdade de farmácia e Bioquímica*. 1963;1:77–81.