

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS

Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



Dissertação

Bioatividade de extratos de anonáceas sobre *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) e toxicidade sobre *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Acari: Phytoseiidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae)

Joana Miotto

Pelotas, 2019

Joana Miotto

Bioatividade de extratos de anonáceas sobre *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) e toxicidade sobre *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Acari: Phytoseiidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade – Área de Concentração em Entomologia da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Fitossanidade.

Orientador: Dr. Uemerson Silva da Cunha

Coorientador: Dr. Daniel Bernardi

Pelotas, 2019

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

B111d Borges, Amanda da Fonseca

Desenvolvimento fenológico de videira 'Niágara Rosada' (*Vitis labrusca*) cultivada com e sem cobertura / Amanda da Fonseca Borges ; Edgar Ricardo Schöffel, orientador. — Pelotas, 2019.

63 f. : il.

Tese (Doutorado) — Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2019.

1. Uva. 2. Insumo agrícola - Cobertura. 3. Temperatura do ar. 4. Radiação solar. I. Schöffel, Edgar Ricardo, orient. II. Título.

CDD : 634.8

Ao meu tio, Albano Rech, “In Memoriam”, por ter dado o primeiro passo de toda essa trajetória. Se conquistei muito mais que o esperado, foi devido ao apoio incondicional dele.

Dedico

Agradecimentos

A Deus, pela força e proteção de todos os dias.

Ao meu mentor espiritual, pela presença e sábios conselhos durante toda a minha vida.

Aos meus pais, Vilson e Loreni, pelo apoio, incentivo e amor incondicional. Por compreenderem que as vezes é preciso estar longe, e perdoarem a minha ausência. À vocês dedico todas as minhas conquistas.

A minha família, de um modo geral, que sempre me incentivaram a buscar o melhor.

À Universidade Federal de Pelotas – UFPel, ao Departamento de Fitossanidade e ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade (PPGFS), pela oportunidade de realização do curso de Mestrado e pela contribuição à minha formação acadêmica.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES).

Aos professores da Universidade Federal de Pelotas, pelos valiosos ensinamentos e contribuições.

Ao Dr. Leandro Prado Ribeiro, pela parceria firmada, pela concessão dos extratos para a realização desse trabalho, bem como, pela ajuda nas análises estatísticas dos dados.

A Promip pela doação dos ácaros predadores, tornando possível realizar os testes de toxicidade.

Ao meu orientador Dr. Uemerson, pelo incentivo e orientação e ao meu coorientador, Dr. Daniel, pela paciência e conselhos. Ambos contribuíram para concretização deste trabalho, muito obrigada.

Aos colegas do Laboratório de Acarologia: Adriane, Priscila, Juliano, João, Bruno, Lucas, Ian pela ajuda e companheirismo.

Aos meus amigos, em especial a Júlia, primeira amizade construída em Pelotas, à Deise, pela ajuda de sempre, apoio e amizade, à Jéssica, pelo companheirismo, ajuda, conselhos e mateadas. Vocês são pessoas que confio, e se tornaram minha família em Pelotas.

À Morgana, companheira de graduação que tanto me apoiou na decisão de fazer esse mestrado.

Às amizades tapejarenses, que estiveram ao meu lado nos momentos difíceis e me ajudaram a chegar aonde estou hoje: Laís, Adriana, Karine e Indiana.

À todos aqueles que de alguma forma contribuíram para conclusão deste trabalho.

Toda minha gratidão a vocês!

*“A verdadeira coragem é ir atrás de seus sonhos,
mesmo quando todos dizem que ele é impossível.”
Cora Coralina*

Resumo

MIOTTO, Joana. **Bioatividade de extratos de anonáceas sobre *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) e toxicidade sobre *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Acari: Phytoseiidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae)** 2019. 60f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade – Área de concentração em Entomologia) - Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2019.

Tetranychus urticae é a principal praga da cultura do morangueiro, podendo causar perdas na produção de até 80%, em altas infestações. Frente a isso, tem-se buscado novas formas de controle através de inseticidas botânicos capazes de serem utilizados na proteção de plantas. Nesse sentido, muitos estudos vem sendo realizados com plantas da família Annonaceae. O objetivo do trabalho foi avaliar o potencial de controle do ácaro rajado, *T. urticae*, com extratos de plantas da família Annonaceae, e toxicidade dos extratos aos ácaros predadores *Neoseiulus californicus* e *Phytoseiulus macropilis*. Os ácaros *T. urticae* foram mantidos em plantas de morango, cultivar Aroma, em laboratório. Em um ensaio de triagem, foram testadas 3 espécies de anonáceas: *Annona mucosa*, *Annona sylvatica* e *Annona muricata*. O extrato mais promissor foi selecionado para a realização dos demais ensaios. Foi realizado ensaio com o extrato de *A. mucosa* para identificar as CL₅₀ e CL₉₀. Testes para avaliar o efeito na postura e viabilidade dos ovos, bem como, ensaio ovicida e toxicidade para os ácaros predadores, foram realizados a partir das concentrações determinadas. As concentrações do extrato de semente de *A. mucosa* (ESAM) foram as seguintes: CL₅₀: 465,56 mg/L⁻¹ e a CL₉₀: 2848 mg/L⁻¹, após 120 horas. ESAM afetou a sobrevivência de *T. urticae*, bem como a fecundidade, que apresentou expressiva redução nas posturas. A fertilidade não foi afetada pelo ESAM. A ação ovicida foi mais pronunciada para a CL₉₀ do ESAM, que apresentou apenas 5% de eclosão dos ovos avaliados. O ESAM não foi seletivo para os ácaros predadores *N. californicus* e *P. macropilis*. O extrato de *A. mucosa* se mostrou bastante promissor para o controle de *T. urticae*, no entanto, não foi seletivo para seus inimigos naturais.

Palavras-chave: *Annona mucosa*, Acetogeninas, *Tetranychus urticae*

Abstract

MIOTTO, Joana. **Bioactivity of formulated extracts of anonaceas seeds on *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) and toxicity on *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Acari: Phytoseiidae) and *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae)** 2019. 60f. Dissertation (Master in Phytosanitary - Area of concentration in Entomology) - Graduate Program in Phytosanitary, Federal University of Pelotas, Pelotas, 2019.

Tetranychus urticae is the main pest of the strawberry crop, which can cause production losses of up to 80% in high infestations. In the face of this, new forms of control have been sought through botanical insecticides capable of being used to protect plants. In this sense, many studies have been carried out with plants of the Annonaceae family. The objective of this work was to evaluate the potential of control of the twospotted spider mite, *T. urticae*, with extracts of plants of the family Annonaceae, and toxicity of extracts to the predatory mites *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis*. The mites *T. urticae* were kept in strawberry plants, Aroma cultivar, in the laboratory. In a screening assays, 3 species of Anonaceae were tested: *A. mucosa*, *A. sylvatica* and *A. muricata*. The most promising extract was selected for the other assays. The *A. mucosa* extract was used to identify LC₅₀ and LC₉₀. Tests to evaluate the effect on posture and eggs viability, as well as ovicidal test and toxicity for predatory mites, were performed from the determined concentrations. The concentrations of the *A. mucosa* seed extract (ESAM) were as follows: LC₅₀: 465.56 mg L⁻¹ and CL₉₀: 2848 mg L⁻¹ after 120 hours. ESAM affected the survival of *T. urticae*, as well as fecundity, which presented a significant reduction in postures. The fertility was not affected by ESAM. The ovicidal action was more pronounced for the CL₉₀ of the ESAM, which presented only 5% hatching of the evaluated eggs. ESAM was not selective for predatory mites *N. californicus* and *P. macropilis*. The extract of *A. mucosa* proved to be very promising for the control of *T. urticae*, however, it was not selective for its natural enemies.

Key-words: *Annona mucosa*, Acetogeninas, *Tetranychus urticae*

Lista de Figuras

- Figura 1 Sobrevivência estimada de fêmeas de *Tetranychus urticae* expostas à CL₅₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS 33
- Figura 2 Sobrevivência estimada de fêmeas de *Tetranychus urticae* expostas à CL₉₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS 34

Lista de Tabelas

Tabela 1	Espécies de anonáceas e estruturas vegetais utilizadas no estudo com <i>Tetranychus urticae</i> , e locais de coleta. Pelotas, RS.....	25
Tabela 2	Mortalidade (%) de fêmeas de <i>Tetranychus urticae</i> após exposição via contato aos extratos de sementes de <i>Annona mucosa</i> , <i>Annona muricata</i> , <i>Annona sylvatica</i> . Pelotas, RS.....	29
Tabela 3	Estimativa da CL ₅₀ e CL ₉₀ (mg L ⁻¹) e intervalos de confiança do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e do inseticida sintético abamectina, em fêmeas adultas de <i>Tetranychus urticae</i> em diferentes tempos de exposição em bioensaio de contato. Pelotas, RS.....	31
Tabela 4	Oviposição média de <i>Tetranychus urticae</i> expostos a CL ₅₀ e CL ₉₀ do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS.....	35
Tabela 5	Eclosão de larvas (%) de <i>Tetranychus urticae</i> expostos a CL ₅₀ do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS.....	37
Tabela 6	Viabilidade (%) de ovos de <i>Tetranychus urticae</i> expostos a CL ₅₀ do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS.....	39
Tabela 7	Mortalidade (%) de <i>Neoseiulus californicus</i> após exposição a CL ₅₀ do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e abamectina. Pelotas, RS.....	40
Tabela 8	Mortalidade (%) de <i>Neoseiulus californicus</i> após exposição a CL ₉₀ do extrato de sementes de <i>Annona mucosa</i> e abamectina. Pelotas, RS.....	41
Tabela 9	Mortalidade (%) de <i>Phytoseiulus macropilis</i> após exposição a CL ₅₀ dos extratos de sementes de <i>Annona mucosa</i> e abamectina. Pelotas, RS	43
Tabela 10	Mortalidade (%) de <i>Phytoseiulus macropilis</i> após exposição a CL ₉₀ dos extratos de sementes de <i>Annona mucosa</i> e abamectina. Pelotas, RS.....	43

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	11
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1 A cultura do Morangueiro	13
2.2 Aspectos gerais de <i>Tetranychus urticae</i>	16
2.3 Biologia de <i>Tetranychus urticae</i>	17
2.4 Ácaros predadores: Aspectos gerais.....	18
2.5 Ácaro predador <i>Neoseiulus californicus</i>	19
2.6 Ácaro predador <i>Phytoseiulus macropilis</i>	20
2.7 Plantas inseticidas.....	21
2.8 Plantas inseticidas da família Annonaceae	22
3. MATERIAL E MÉTODOS	23
3.1 Obtenção e manutenção da criação de <i>Tetranychus urticae</i> em laboratório.....	23
3.2 Obtenção de anonáceas e formulação de extratos	24
3.3 Screening para identificação dos extratos promissores	25
3.4 Curvas de concentração-respostas dos extratos promissores.....	26
3.5 Efeito do extrato de anonácea sobre <i>Tetranychus urticae</i>	27
3.6 Ação ovicida do extrato etanólico de sementes de <i>Annona mucosa</i>	27
3.7 Atividade letal do extrato etanólico de sementes de <i>Annona mucosa</i> sobre <i>Neoseiulus californicus</i> e <i>Phytoseiulus macropilis</i>	28
3.8 Análises dos dados	28
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
4.1 Efeito sobre <i>Tetranychus urticae</i>	29
4.2 Atividade letal do ESAM sobre <i>Neoseiulus californicus</i> e <i>Phytoseiulus macropilis</i>	40
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	45

1. INTRODUÇÃO

Os problemas fitossanitários na cultura do morangueiro são de difícil manejo, necessitando constante monitoramento e contínuas aplicações de agrotóxicos. Este manejo é consequência de um mercado que exige um padrão de frutos livres de defeitos que somente é alcançado com um alto custo energético embutido nos insumos utilizados no controle (FADINI; PALLINI; VENZON, 2004).

Historicamente, o morango tem sido vinculado ao excesso de resíduos de agrotóxicos encontrados nos frutos, devido à falta de critérios no uso destas substâncias para o controle de doenças e pragas. Muitas vezes, isto ocorre pela falta de informação e o desconhecimento a respeito das pragas associadas a cultura e de seu manejo (GUIMARÃES et al., 2010).

Tetranychus urticae Koch, 1836 (Acari: Tetranychidae), o ácaro rajado, é considerado a principal praga do morangueiro, tendo capacidade de reduzir a produção de morangos em até 80%, afetando a qualidade dos mesmos, quando não controlado ou quando o controle for realizado de forma incorreta (CHIAVEGATO; MISCHAN, 1981), sendo que na sua maioria, é feito através do uso de inseticidas e acaricidas químicos, tendo impactos significativos ao meio ambiente (WATANABE et al., 1994).

Apesar da eficiência dos inseticidas sintéticos, o uso indiscriminado destes produtos tem resultado na seleção de populações de artrópodes resistentes, ressurgimento das pragas alvos de controle, aparecimento de novas pragas (surto de pragas secundárias), toxicidade para organismos não alvo e efeitos nocivos ao meio ambiente, colocando em risco a sustentabilidade dos ecossistemas, bem como a saúde humana (HERNANDEZ; VENDRAMIN, 1996).

Frente a isso, com a necessidade de encontrar alternativas ambientalmente seguras e sustentáveis para o manejo nos cultivos agrícolas, tem-se verificado a expansão dos estudos com inseticidas botânicos, que podem desempenhar uma

tática eficiente em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP), especialmente como uma alternativa aos inseticidas sintéticos convencionais (ISMAN; GRIENEISEN, 2014). Estudos de triagem com espécies da diversificada flora tropical têm sido conduzidos visando identificar novos compostos e novas fontes de inseticidas botânicos passíveis de serem utilizados na proteção de cultivos (RIBEIRO et al., 2016).

No Brasil, existem 29 gêneros e 386 espécies de Annonaceae, distribuídas principalmente na Amazônia, assim como, em outros biomas, como a Mata Atlântica e o Cerrado. É uma importante família de plantas constituintes da flora nacional, com espécies produtoras de frutos para consumo *in natura* e para uso na medicina popular (CHATROU; RAINER; MAAS, 2004). Do ponto de vista fitoquímico, os principais grupos químicos presentes em extratos de cascas, ramos, folhas, frutos e sementes de espécies dessa família botânica são alcaloides, acetogeninas, diterpenos e flavonoides (KOTKAR et al., 2002).

A realização de estudos fitoquímicos com espécies de *Annona* spp., despertou maior interesse a partir da década de 1980, com a descoberta das acetogeninas anonáceas, que apresentaram uma série de atividades biológicas, incluindo atividades anti-helmíntica, antimalárica, antimicrobiana, antiprotozoária e pesticida, além de ser tóxica para células tumorais (OCAMPO; OCAMPO, 2006). As acetogeninas compreendem uma série de produtos naturais (C-35 / C-37) derivados de ácidos de cadeia longa (C-32/C-34) combinados com uma unidade de 2-propanol que são encontradas exclusivamente em alguns gêneros (*Annona*, *Anomianthus*, *Asimina*, *Desepalum*, *Goniothalamus*, *Rollinia* (agora *Annona*), *Polyalthia*, *Porcelia*, *Uvaria* e *Xylopia*) da família Annonaceae e com alta concentração em suas sementes (ALALI; LIU; MCLAUGHLIN, 1999).

Dessa forma, pode-se observar a importância da realização de trabalhos visando principalmente, obter novos compostos para utilização no controle de pragas, que sejam menos agressivos ao meio ambiente, sem problemas de resíduos nos alimentos e que evitem ou retardem o aparecimento de insetos resistentes. O objetivo do trabalho foi avaliar o potencial de controle do ácaro rajado, *T. urticae*, com extratos de plantas da família Annonaceae, e toxicidade dos extratos aos ácaros predadores *Neoseiulus californicus* McGregor (Acari: Phytoseiidae) e *Phytoseiulus macropilis* Banks (Acari: Phytoseiidae).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A cultura do Morangueiro

O morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch.) é uma planta pertencente à família das rosáceas, é herbácea estolonífera, perene, com caule semi-subterrâneo, conhecido como coroa (caule modificado). É uma planta nativa das regiões de clima temperado da Europa e das Américas. A espécie de morangueiro produzida comercialmente, é um híbrido natural, resultante de um cruzamento casual entre duas espécies americanas levadas à França. Atualmente, as espécies comercialmente importantes são as europeias *Fragaria vesca* L.(diplóide), *Fragaria moschata* Duch (hexaplóide) e *Fragaria viridis* Duch (diplóide), as americanas *Fragaria virginiana* Duch (octoplóide) e *Fragaria chiloensis* L (octoplóide), as híbridas *Fragaria virginiana x Fragaria chiloensis = Fragaria ananassa* (octoplóide) e as remontantes *Fragaria ananassa x Fragaria vesca* (SANHUEZA et al., 2005; ANTUNES; CARVALHO; SANTOS, 2011).

O cultivo do morangueiro no Brasil não é ao certo datado, porém, a partir da década de 60 houve um maior interesse pela cultura que começou a se expandir com a cultivar Campinas (CASTRO, 2004). Regiões serranas típicas de clima temperado e próximas de grandes centros metropolitanos tem uma maior concentração dessa cultura por questões de logística e comercialização (ALMEIDA et al., 2009).

Atualmente a produção comercial do morango é feita em vários estados brasileiros, com cultivares variadas, a depender da adaptabilidade destas ao clima subtropical ou temperado da região de cultivo. Destacam-se oito estados brasileiros como sendo os maiores produtores: Minas Gerais (MG), São Paulo (SP), Rio Grande do Sul (RS), Paraná (PR), Espírito Santo (ES), Santa Catarina (SC), Goiás (GO) e Rio de Janeiro (RJ), além do Distrito Federal (DF). São cultivados cerca de 3,5 mil hectares, estando esses, na maioria, fragmentados em pequenas propriedades rurais familiares (ANTUNES; CARVALHO; SANTOS, 2011).

No Brasil, o padrão varietal concentra-se em um número reduzido de cultivares, tendo como preferência, Oso Grande na região Sudeste e Camarosa, Aromas e Albion na região Sul (OLIVEIRA; ANTUNES, 2016).

A cultivar Camarosa tem a sua origem na Universidade da Califórnia, nos Estados Unidos, em 1992. Caracteriza-se por ser uma cultivar de dias curtos, para mesa, é precoce e seu fruto é grande de epiderme vermelha, firme, sabor doce e a coloração interna é vermelho intenso. Apresenta alto vigor das plantas e alta capacidade de produção. A cultivar Aromas também provém da Universidade da Califórnia, nos Estados Unidos. É uma cultivar de dia neutro, para mesa e precoce. O fruto apresenta bom tamanho, coloração vermelho brilhante, bom sabor, vigor médio e indicada para o cultivo de verão (plantio a partir de setembro) (BERNARDI et al., 2005).

Em 2015, a produção mundial de morango foi de 8.743.917 toneladas. Em 2016, houve um aumento, atingindo um total de 9.118.336 toneladas da fruta (FAO, 2018). Só no RS, a área plantada em 2017 somou 511 hectares, obtendo um rendimento médio de 37.750 kg/ha. Quanto a produção, houve um crescimento de 29,7% entre os anos de 2016 e 2017, totalizando, 14.869 e 19.290 toneladas respectivamente (IBGE, 2017).

A produção de morangueiro tem passado por diferentes estágios tecnológicos, começando com o plantio no solo, e depois com novos sistemas de produção que incluíram uso de plásticos e coberturas para proteger a cultura e aumentar a qualidade do produto (PORTELA, 2011). Esses podem ser usados como cobertura do solo (mulching), em tuneis e estufas (PICOLOTTO et al., 2016).

No Sul do Brasil, o morangueiro é cultivado em regiões com elevada pluviosidade no outono e na primavera, com verões secos e temperaturas elevadas, e invernos frios, com probabilidade de ocorrência de geadas. As condições climáticas apresentam amplas variações que determinam que se usem na cultura, coberturas plásticas, com o objetivo de reduzir o estresse da planta e, principalmente, diminuir o período de molhamento das suas folhas e frutos, restringindo, assim, as condições de manifestação de doenças (REISSER JUNIOR; VIGNOLO, 2016).

O longo ciclo de produção de mudas do morangueiro no Brasil, e principalmente, as condições climáticas adversas durante o ciclo, como chuvas

intensas e temperaturas elevadas, que são comuns nos meses do verão, dificultam a manutenção do viveiro convencional em bom estado fitossanitário (COCO, 2016).

Com a crescente oferta da fruta no mercado, também cresceram as exigências dos consumidores em relação a qualidade e sanidade do morango. A cadeia produtiva da fruta tem demandado pesquisas que buscam desenvolver variedades mais resistentes a pragas e doenças, bem como, sobre o período de pós-colheita, como armazenamento e distribuição (ANTUNES; REISSER JÚNIOR; SCHWENGBER, 2016).

No melhoramento genético do morangueiro, busca-se desenvolver cultivares adaptadas as condições edafoclimáticas do Brasil e aos diferentes sistemas de produção, tais como: orgânico, sem solo, hidropônico, sob proteção, entre outros. Com relação as pragas, a principal busca no melhoramento genético para a cultura do morango é a tolerância ao acaro-rajado (OLIVEIRA; ANTUNES, 2016).

Os principais insetos-praga da cultura do morangueiro são pulgões (*Chaetosiphon fragaefolli* Cockerell e *Aphis forbesi* Weed), tripses (*Frankliniella occidentalis* Pergande), broca-das-frutas (*Lobiopa insularis* Castelnau), lagartas (*Spodoptera eridania* Cramer, *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith, e *Helicoverpa zea* Boddie), lagarta da coroa (*Duponchelia fovealis* Zeller) e ácaros (*Phytonemus pallidus* Banks e *Tetranychus urticae*) (BOTTON et al. 2016). O *T. urticae* é considerado uma das principais pragas da cultura no Brasil, possuindo status de praga primária. Grande quantidade de agrotóxicos é utilizada anualmente para seu controle. Os ácaros fitófagos apresentam grande potencial de redução da produção devido ao alto potencial reprodutivo (HELLE; SABELIS, 1985; MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os danos causados por ácaros fitófagos acontecem quando esses, alimentam-se do conteúdo intracelular, causando a morte das células atacadas e, em consequência, provocam o aparecimento de manchas ou áreas cloróticas. Em altas densidades, os ácaros podem reduzir a taxa fotossintética das plantas do morangueiro por causarem danos às células do mesófilo foliar e o fechamento dos estômatos, acarretando redução no número e no peso de frutos. Nessas condições, as folhas também secam e caem, podendo causar a morte da planta (FADINI; PALLINI; VENZON, 2004; KOVALESKI et al., 2006).

2.2 Aspectos gerais de *Tetranychus urticae*

Na décima edição de “System Naturae”, Lineu havia reconhecido 6 grandes grupos de animais, por eles designados de “classes”: Vermes, Insecta, Pisces, Amphibia, Aves e Mammalia. Lineu dividiu o grupo por ele nomeado Insecta nas “ordens” Coleoptera, Hemiptera, Lepidoptera, Neuroptera, Hymenoptera, Diptera e Áptera. Nesta última “ordem”, além dos ácaros, aranhas, opiliões, crustáceos, quilópodos e diplópodos, incluiu alguns grupos de insetos ápteros. No início do século XIX, Lamarck reconheceu quatro grandes grupos de Arthropoda (Cirripedia, Crustacea, Arachnida e Insecta), separando assim os ácaros dos insetos (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

A subclasse Acari representa o mais diverso clado de queliceratos, com mais de 55.000 espécies descritas em 124 superfamílias e 540 famílias, que apresentam grandes diferenças no modo de vida, variando de parasitas a predadores e fitófagos. Dentro de Acari, *T. urticae* pertence aos Acariformes, com os fósseis mais antigos que datam no período Devoniano Inferior (410 milhões de anos atrás) (DHOORIA, 2016; WALTER; PROCTOR, 1999).

Os tetraniquídeos compreendem uma família relativamente grande de ácaros estritamente fitófagos. Têm sido referidos na literatura brasileira como “ácaros-de-teia” e, na literatura da língua inglesa, como “*spider mites*”, dado o comportamento de muitas espécies em produzir quantidade variável, e por vezes abundante de teia, que são usadas para estabelecer um micro-habitat colonial, com função protetora contra agentes abióticos e predadores, comunicação via feromônios e veículo para a dispersão (GERSON, 1985; MORAES; FLECHTMANN, 2008).

T. urticae é um dos herbívoros artrópodes com maior polifagia, alimentando-se de mais de 1.100 espécies de plantas pertencentes a mais de 140 famílias diferentes, incluindo espécies conhecidas por produzir compostos tóxicos. É uma das principais pragas na produção de estufas e culturas de campo, destruindo culturas anuais e perenes, como tomate (*Solanum lycopersicum* Mill.), pimenta (*Capsicum* spp.), pepino (*Cucumis sativa* L.), morango (*Fragaria x ananassa*), milho (*Zea mays* L.), soja (*Glycine max* L.), maçã (*Malus domestica* Bork), uva (*Vitis vinifera* L.) e citrus (*Citrus* spp.) (GRBIC et al., 2011).

A alta polifagia do ácaro rajado pode estar associada a uma mistura proteica complexa em sua saliva, com até então, 95 proteínas salivares putativas identificadas, algumas delas, com características familiares, estruturais e genéticas sugestivas de funções, como as proteínas efetoras. Isso garante ao *T. urticae*, capacidade de desintoxicação para os metabólitos secundários, podendo atenuar, ou mesmo, suprimir as defesas das plantas (JONCKHEERE et al. 2016).

Esse ácaro também é conhecido por sua capacidade de desenvolver uma rápida resistência a agrotóxicos, apresentando entre os artrópodes, uma maior incidência dessa característica. Seu controle foi e ainda é amplamente baseado no uso de inseticidas e acaricidas (VAN LEEUWEN et al., 2010). Muitos aspectos da biologia dos ácaros, incluindo o rápido desenvolvimento, alta fecundidade e determinação do sexo haplo-diplóide, parecem facilitar a rápida evolução da resistência aos acaricidas (KHAJEHALI et al., 2011). Como consequência, tende a ser uma espécie com alta resistência em termos de número total de agrotóxicos utilizados, tornando seu controle problemático em muitas áreas em todo o mundo (VAN LEEUWEN et al., 2010).

2.3 Biologia de *Tetranychus urticae*

Ao longo do seu ciclo, *T. urticae* passa pela fase de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulta. As fases de ninfa e adulto iniciam-se após intercalados intervalos de inatividade que podem ser referidos como “crisálidas”. Assim a larva é seguida pela “protocrisálida”, a protoninfa pela “deutocrisálida” e a deutoninfa pela “teleocrisálida” (FLECHTMANN, 1975). São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os ovos são esféricos, de coloração amarelada, com 0,14 mm de diâmetro e 0,5 mm de comprimento. São depositados junto à teia ou diretamente sob a parte abaxial das folhas. O período de incubação pode variar de quatro dias à temperatura de 23°C, até 18 dias em temperatura de 13°C (GUIMARÃES et al., 2010).

A larva apresenta três pares de pernas, recém-eclodida é transparente, possuindo duas manchas oculares vermelhas, mudando gradativamente de cor após

o início da alimentação. Passa por uma fase imóvel, ocorrendo a primeira ecdise, passando posteriormente para a fase de protoninfa. A duração da fase larval pode variar de 0,7 a 3,3 dias, e em alguns casos, há o prolongamento dessa fase, chegando a durar até 6,4 dias (MORO et al., 2012; KARLEC et al. 2017; MORAES; FLECHTMANN, 2008).

A protoninfa é maior e apresenta quatro pares de pernas. Passando por uma fase imóvel, sofre a segunda ecdise resultando a deutoninfa (FLECHTMANN, 1976). Essa fase pode durar de 0,8 e 0,9 dias (MORO et al., 2012). A deutoninfa é pouco maior do que a protoninfa, de coloração verde e variável de acordo com a planta que está se alimentando. Nesse fase pode-se diferenciar as formas que darão origem às fêmeas e aos machos (FLECHTMANN, 1983).

Na fase adulta, há dimorfismo sexual quanto ao tamanho, onde os machos possuem em média 0,25 mm e as fêmeas aproximadamente 0,46 mm de comprimento. A fêmea adulta apresenta dorso de coloração amarelo-esverdeada escura, coberto por longas setas e duas manchas escuras de cada lado. São mais volumosas e arredondadas. Os machos possuem o opistossoma nitidamente afilado (FLECHTMANN, 1983; GUIMARÃES et al., 2010).

O período de oviposição pode variar de 6,1 a 13,9 dias (KARLEC et al.2017) e as posturas podem somar até 150 ovos (SATO, 2013). Uma maior produção de ovos ocorre até o nono dia de idade, apresentando maior fecundidade com cinco dias de idade (FADINI; PALLIN; VENZON, 2004).

2.4 Ácaros predadores: Aspectos gerais

Os ácaros predadores mais frequentemente encontrados em plantas à campo pertencem à ordem Mesostigmata, especialmente da família Phytoseiidae. Em lugares muito úmidos, podem também ser ocasionalmente encontrados ácaros da família Ascidae. Também são encontrados sobre plantas, ácaros de diversas famílias que abrigam espécies predadoras, como Stigmaeidae, Bdellidae, Cheyletidae e Cunaxidae, Anystidae, Macrochelidae, Laelapidae e Rhodacaridae (MORAES, 2002; MORAES; FLECHTMANN, 2008; CARRILLO; MORAES; PEÑA, 2015).

Os ácaros Phytoseiidae são conhecidos principalmente por seu hábito predatório, embora muitos se alimentem também de pólen, fungos, substâncias açucaradas produzidas por insetos, exsudatos de plantas, entre outros (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

De acordo com seu comportamento alimentar e nível de especialização, os fitoseídeos são classificados em quatro grupos. Os ácaros pertencentes ao grupo I são especialistas na predação de ácaros do gênero *Tetranychus* e é constituído por espécies de *Phytoseiulus*. Já o grupo II, tem preferência por ácaros da família Tetranychidae, pertencendo a esse grupo, espécies de *Neoseiulus*. O grupo III é generalista, e a alimentação é baseada em ácaros de diferentes grupos, insetos e outros tipos de alimento. *Neoseiulus* também pertencem a esse grupo. E o grupo IV é composto por espécies de *Euseius*, que tem preferência por pólen (MCMURTRY; CROFT, 1997).

Os fitoseídeos vem sendo estudados para utilização no controle biológico de pragas devido ao seu hábito alimentar. É o grupo de ácaros mais empregado para este fim, com cerca de 16 espécies sendo regularmente comercializadas ao redor do mundo. Atualmente, esse grupo de ácaros conta com mais de 2.700 espécies descritas, das quais cerca de 230 já foram registradas no Brasil (DEMITE et al., 2017).

Em relação à estratégia de incremento, os maiores benefícios em nível mundial referem-se ao uso de fitoseídeos para o controle de *T. urticae*. Algumas das principais espécies dessa família, utilizadas para o controle do ácaro-rajado no Brasil são *N. californicus* e *P. macropilis* (SATO, 2013; MORAES; FLECHTMANN, 2008).

2.5 Ácaro predador *Neoseiulus californicus*

N. californicus possui comprimento aproximado de 0,5 mm, sendo as fêmeas maiores que os machos. O corpo é de coloração branco-alaranjada, longas pernas, e formato ovóide (SATO, 2013; REIS; SILVA; ZACARIAS, 2005). A duração média do período de desenvolvimento (ovo a adulto) é de aproximadamente 6,5 dias. O período de oviposição pode variar de 14 a 19 dias, com fecundidade total de 39,2 ovos por fêmea. A fêmea pode viver até de 32,9 dias, os machos, 40,3 dias. Tolerância

altas temperaturas (35°C) e baixa umidade, ao contrário de *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (REIS; SILVA; ZACARIAS, 2005; MARAFELI et al., 2014).

A capacidade de predação de *N. californicus* é de aproximadamente 15 a 20 ovos do ácaro-rajado por dia, podendo se alimentar de todos os estágios biológicos da presa. Como são generalistas, podem se alimentar também, de outras fontes, como pólen, ácaros de outras espécies, tripes e pulgões, sobrevivendo durante vários dias sem a presença de ácaro-rajado no campo (SATO, 2013).

Embora não reduza a população de ácaros tetraniquídeos tão rapidamente quanto *P. persimilis*, é considerado um excelente predador generalista para o controle de ácaros em roseiras e hortaliças, pois sobrevive por longos períodos sem a presença de presas. Em morangueiro pode ser utilizado no controle de ácaros da família Tarsonemidae (*Pseudolasius pallidus* Donisthorpe e *Polyphagotarsonemus latus* Banks) (REIS; SILVA; ZACARIAS, 2005).

2.6 Ácaro predador *Phytoseiulus macropilis*

A espécie *P. macropilis* caracteriza-se por apresentar corpo de coloração avermelhada, podendo mudar de cor em função da coloração do alimento (presa), apresenta longas pernas, formato ovoide e comprimento aproximado de 0,5 mm. Nas plantas, é encontrado principalmente na face inferior dos folíolos, estando geralmente associado às teias do ácaro-rajado. Apresenta cinco estágios de desenvolvimento (ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto), com duração média que varia, conforme a temperatura (SATO, 2013).

Os ovos apresentam formato oblongo e coloração avermelhada translúcida. A duração média do período de ovo a adulto pode variar de 4,1 a 7 dias. O adulto pode ser visualizado a olho nu, como um ponto vermelho com movimentos rápidos. A longevidade média para fêmeas é de 27,5 dias e de 29 dias para machos. Uma fêmea pode colocar em média 2,5 ovos por dia em um período aproximado de 30 dias. A população pode dobrar o número de indivíduos a cada 3,7 dias (REIS; SILVA; ZACARIAS, 2005; SATO, 2013; SOUZA-PIMENTEL, 2014).

Cada fêmea adulta de *P. macropilis* chega a consumir 40 ovos de ácaro-rajado por dia, alimentando-se também de outras fases do desenvolvimento da

praga. Por ser um predador obrigatório, não se alimenta de fontes alternativas, o que afeta drasticamente sua população na ausência do ácaro-rajado. Pode apresentar bom desempenho como predador de *T. urticae* em temperatura inferior a 35°C e umidade entre 60% e 80%. Este ácaro ocorre naturalmente, em baixas populações, em condições de campo, em muitas espécies vegetais na maioria das regiões do Brasil (REIS; SILVA; ZACARIAS, 2005; SATO, 2013).

2.7 Plantas inseticidas

A utilização de plantas para o controle de insetos tem aumentado em todo o mundo. Isto ocorre porque os inseticidas vegetais apresentam moléculas biodegradáveis, são menos tóxicos a mamíferos e potencialmente adequados para utilização no controle de pragas (KRINSKI; MASSAROLI; MACHADO, 2014).

Nos últimos 30 anos é visível o crescente interesse nos estudos na área de inseticidas botânicos. Embora a grande parte dos estudos estejam voltados para a espécie *Azadirachta indica* A. Juss (Meliaceae), conhecido popularmente como óleo de nim, novas pesquisas com outras espécies de plantas inseticidas tem ganhado espaço (ISMAN; GRIENEISEN, 2014).

Na natureza, diversas substâncias químicas provenientes do metabolismo secundário de espécies vegetais desempenham um papel defensivo, inibindo a ação de insetos herbívoros, seja por inibir a alimentação, reduzir a oviposição, ou prejudicar o crescimento larval (ISMAN, 2006).

A biossíntese dos metabólitos secundários é determinada geneticamente, porém, fatores bióticos e abióticos podem influenciar direta ou indiretamente na sua produção. São encontrados em diferentes partes da planta, podendo variar a alocação entre as espécies, bem como ter a sua concentração diferenciada em função do estágio de desenvolvimento, época do ano, ritmo circadiano, sazonalidade, tratos culturais, interação inseto-planta, dentre outros fatores (MORAES; MARINHO-PRADO, 2016).

Pesquisas baseadas nas atividades inseticidas de plantas são realizadas, demonstrando efeito positivos no controle de ácaros. O óleo das folhas de *Xylopiia sericea* St. Hill (pimenteira-da-terra) apresenta elevada toxicidade para *T. urticae*

(PONTES; OLIVEIRA; CÂMARA, 2007). Da mesma forma, extratos de diferentes estruturas vegetais das mais variadas espécies, vem apresentando mortalidade expressiva desse ácaro, como o extrato de folhas de *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh (eucalipto-de-camalduli), folhas e frutos de *Xanthium strumarium* L. (carrapicho-de-carneiro), frutos de *Solanum nigrum* L. (Maria pretinha), flor de *Anthemis vulgaris* L. ex Steud. (Erva-de-são-joão) e sementes de *Styrax officinalis* L. (benjoeiro) (YANAR; KADIOĞLU; GÖKÇE, 2011).

Ao utilizar uma formulação comercial a base de neem (*A. indica*) em um estudo, foi possível observar que, além de ser eficiente no controle de adultos, afeta a fecundidade das fêmeas do ácaro *Oligonychus yothersi* (McGregor, 1915) (Acari: Tetranychidae) (PASINI; CAPELO; OLIVEIRA, 2003). Plantas de *Capsicum baccatum* L. (pimenta dedo-de-moça) não causam elevada mortalidade do ácaro *Tetranychus ludeni* (Zacher, 1913) (Acari: Tetranychidae), porém, a oviposição é afetada negativamente quando utilizada maiores concentrações do extrato (4 e 8%) (LUCINI et al., 2010).

2.8 Plantas inseticidas da família Annonaceae

A família Annonaceae é constituída por cerca de 120 gêneros e aproximadamente 2.300 espécies. No Brasil, estão registrados 29 gêneros, compreendendo cerca de 386 espécies (BARROSO, 1978; CHATROU; RAINER; MAAS, 2004). Entre as famílias de plantas ocorrentes na região Neotropical, essa é considerada uma das principais fontes de compostos inseticidas, devido a sua grande diversidade de compostos secundários (aleloquímicos) sintetizados e acumulados em diferentes partes e com elevada toxicidade letal, mediante o composto a base de acetogeninas sobre várias espécies de artrópodes-praga (RIBEIRO et al., 2013, 2014, 2015, 2016; ANSANTE et al., 2015; GONÇALVES et al., 2015; SOUZA et al., 2017).

Quimicamente, o gênero *Annona* se caracteriza por produzir esteroides, flavonoides, peptídeos, diterpenos, alcaloides e acetogeninas. Esta última categoria, é detentora de importantes atividades biológicas (FANG et al., 1993). A partir da década de 80, devido ao isolamento das acetogeninas de anonáceas um novo

estímulo surgiu para o estudo fitoquímico dessa família, que apresentaram uma gama de importantes atividades biológicas tais como: atividades antitumorais, pesticidas, antimaláricas, antimicrobianas, antiprotozoárias, e promessas especiais de se tornarem novos quimiotipos para agentes antitumorais e pesticidas (ALALI; LIU; MCLAUGHLIN, 1999).

As acetogeninas são potentes inibidores do complexo I (NADH: ubiquinona oxireductase) dos sistemas de transporte de elétrons da mitocôndria e da NADH: oxidase da membrana plasmática dos insetos, o que induz a apoptose celular (morte programada da célula) (TORMO et al., 1999). O complexo I envolve a transferência de elétrons do NADH até a ubiquinona (ZAFRA-POLO et al., 1998). Esta é a via principal para a produção de energia na célula, logo, sua inibição interfere na produção de ATP e proporciona uma base racional para conduzir a célula a uma morte celular programada (ZENG et al., 1996).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Obtenção e manutenção da criação de *Tetranychus urticae* em laboratório

O trabalho foi realizado no Laboratório Acarologia Agrícola, no Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas-RS. Os ácaros foram coletados no município de Capão do Leão, em casa de vegetação pertencente a UFPel, e inoculados sobre plantas de morango, cultivar Aromas e mantidos em laboratório sob temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e fotofase de 12 horas. Para a criação e manutenção dos ácaros, foram utilizadas plantas de morangueiro da mesma cultivar, plantadas em vasos de 2,5L, mantidas em casa-de-vegetação, e eram transferidas para o laboratório, sendo postas ao lado da planta infestada, para os ácaros migrarem de uma planta à outra, quando diminuía a oferta de alimento.

Os ácaros predadores utilizados no trabalho foram provenientes da empresa PROMIP, Limeira-SP, criados sobre plantas de feijão-de-porco, *Canavalia ensiformes* L., infestadas com *T. urticae*.

3.2 Obtenção de anonáceas e formulação de extratos

As espécies de anonáceas que foram utilizadas no presente estudo encontram-se descritas na Tabela 1. A confirmação das espécies coletadas foi realizada pelo Prof. Dr. Renato Mello-Silva, taxonomista de Annonaceae, do Instituto de Biociências, USP. Os extratos foram fornecidos pelo Dr. Leandro do Prado Ribeiro, pesquisador do Centro de Pesquisa para Agricultura Familiar (CEPAF), Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI).

Para a preparação dos extratos, seguiu-se a metodologia de Hostellmann, Queiroz e Vieira (2003), onde as estruturas vegetais coletadas foram desidratadas em estufa a 40°C, por um período de 48 a 72 horas. Posteriormente, os materiais foram moídos em um moinho de facas, obtendo-se os pós vegetais, os quais foram armazenados, separadamente por espécie e estrutura vegetal, em vidros hermeticamente fechados até sua utilização. Os extratos orgânicos foram obtidos por maceração em solvente etanol (na proporção de 5:1, p/v). Para isso, o pó vegetal foi mantido em repouso no respectivo solvente por um período de três dias, sendo após filtrado em papel filtro. A torta restante foi resubmetida ao solvente etanol, repetindo-se todo o processo por quatro vezes. O solvente remanescente na solução filtrada foi eliminado em rotaevaporador a 40°C e à pressão de -600 mmHg. Após a completa evaporação do solvente em câmara com fluxo de ar, foi determinado o rendimento da extração para cada estrutura das espécies vegetais estudadas. A partir dos extratos obtidos, foram preparadas as emulsões aquosas para condução dos ensaios biológicos. Para isso, os extratos foram solubilizados em metanol (100.000 mg L⁻¹), com a subsequente adição do emulsificante Tween[®] 80 na concentração de 10.000 mg L⁻¹. Todas as diluições foram realizadas para um volume final de 100 mL de cada concentração desejada.

Tabela 1. Espécies de anonáceas, estruturas vegetais utilizadas no estudo com *Tetranychus urticae* e locais de coleta. Pelotas, RS

Espécie vegetal	Estrutura vegetal	Local de coleta
<i>Annona mucosa</i>	Sementes	Área experimental da Epagri/Cepaf, Chapecó, SC
<i>Annona muricata</i>	Resíduo de polparias (sementes e cascas)	Polparias localizadas no estado de São Paulo, SP
<i>Annona sylvatica</i>	Sementes	Linha Lageado Grande, Erval Seco, RS

3.3 Screening para identificação dos extratos promissores

Para a identificação dos extratos que apresentaram maior bioatividade sobre *T. urticae*, foram realizados bioensaios para avaliar a atividade acaricida. Os tratamentos consistiram nos extratos das sementes de *Annona mucosa* Jacq (Annonaceae), *Annona muricata* L. (Annonaceae) e *Annona sylvatica* A.St.-Hil. (Annonaceae). Todos os extratos utilizados, foram testados na concentração de 2000 mg L⁻¹. A testemunha foi composta por água destilada. Para o controle positivo, foi utilizado acaricida Vertimec registrado para controle do ácaro rajado para a cultura do morango (AGROFIT, 2019), composto pelo ingrediente ativo Abamectina, pertencente ao grupo químico Avermectina, formulado pela empresa Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.

Para a preparação das emulsões aquosas de *A. mucosa*, *A. muricata* e *A. sylvatica*, primeiramente, agitou-se os extratos, pipetando-os e transferindo para um Becker, adicionou-se o solvente em etanol, 1000 mg L⁻¹ de óleo emulsificante e água destilada.

Para a realização de todos os bioensaios, optou-se por utilizar uma cultivar diferente, da que foi usada para a criação de manutenção, a fim de evitar problemas de condicionamento pré-imaginal (LARA, 1979), sendo escolhida, a cultivar Camarosa.

Para a avaliação da mortalidade de fêmeas adultas foi realizado bioensaio de contato residual. Folhas de morangueiro, cultivar Camarosa, foram recortadas com o

auxílio de um cortador com diâmetro de 2,5 cm. Os discos foram imersos nas soluções de *A. mucosa*, *A. muricata* e *A. sylvatica* durante 10 segundos, e após dispostos sobre papel filtro, em temperatura ambiente, para a evaporação do excesso de umidade por aproximadamente 30 minutos. Após esse procedimento, foram confeccionadas arenas em placas de Petri (8,5 cm x 1,0 cm) contendo um disco foliar de morango (2,5 cm de diâmetro) em cada. Os discos foram postos sobre algodão hidrófilo umedecidos para manter a turgescência e evitar a fuga dos ácaros. As placas foram vedadas com filme plástico PVC e mantidas em câmara climatizada tipo BOD, a temperatura de 25°C e fotofase de 12 horas. O padrão de fotoperíodo de temperatura foram os mesmos para todos os experimentos. O experimento foi composto por 10 repetições em cada tratamento, onde foram transferidas 10 fêmeas adultas, com o auxílio de um pincel de cerdas macias. Foram realizadas avaliações, anotando a mortalidade às 24h, 48h, 72h, 96h e 120h. O ácaro era considerado morto, após ser tocado levemente pelo pincel, e não realizar nenhum movimento.

3.4 Curvas de concentração-respostas dos extratos promissores

Após o primeiro bioensaio, onde se estabeleceu o extrato mais promissor, foram realizados testes a fim de se determinar o limite superior, com aproximadamente 100% de mortalidade, e o limite inferior com mortalidades próximas a 0%. Os tratamentos foram compostos pelas concentrações de 4000 mg L⁻¹, 2000 mg L⁻¹, 1000 mg L⁻¹, 500 mg L⁻¹, 250 mg L⁻¹, 125 mg L⁻¹ do extrato de *A. mucosa*. Para fins de comparação, foi utilizado como controle positivo inseticida/acaricida a base de abamectina, nas concentrações de 2000 mg L⁻¹, 1500 mg L⁻¹, 1250 mg L⁻¹, 750 mg L⁻¹, 600 mg L⁻¹, 450 mg L⁻¹, 300 mg L⁻¹, 150 mg L⁻¹. A testemunha foi composta por água destilada. Foram utilizadas 10 repetições em cada tratamento, contendo 10 fêmeas adultas em cada. Os demais procedimentos experimentais foram os mesmos descritos no item 3.3. As avaliações da mortalidade foram realizadas inicialmente 12h após inoculação, e posteriormente a cada 24h, durante 5 dias.

3.5 Efeito do extrato de anonácea sobre *Tetranychus urticae*

Para avaliação do efeito do extrato de sementes de *A. mucosa*, foram selecionadas fêmeas recém-eclodidas, com idade inferior a 48 horas. Para isso, 200 fêmeas adultas foram mantidas durante 2 dias em duas folhas de morangueiro, cultivar Camarosa, acondicionadas em placas de Gerbox (11x11x3,5cm), a fim de realizarem posturas. Após este período, os ácaros adultos foram retirados, e observações diárias foram realizadas até que as fêmeas atingissem a idade adulta.

Os tratamentos consistiram nas soluções de *A. mucosa* e acaricida abamectina nas CL₅₀ e CL₉₀ e testemunha (água destilada). Foram utilizadas 10 repetições por tratamento, contendo 10 fêmeas em cada amostra. As avaliações foram realizadas diariamente, registrando a mortalidade dos ácaros. Concomitantemente, foram realizadas contagem de posturas, acompanhamento e avaliação da viabilidade de ovos, até que não houvesse mais eclosão.

3.6 Ação ovicida do extrato etanólico de sementes de *Annona mucosa*

A ação ovicida foi testada nas CL₅₀ e CL₉₀ do extrato de *A. mucosa*, acaricida abamectina e testemunha (água destilada). Foram colocadas com auxílio de pincel, 5 fêmeas adultas em discos de folha de morangueiro (2,5cm), acondicionados em placas de Petri, sobre algodão hidrófilo umedecidos, durante 2 dias para realizarem posturas. As fêmeas adultas e o excesso de ovos foram retirados com auxílio de um pincel. Os discos contendo os ovos foram mergulhados nas soluções durante 10 segundos. Para a avaliação foram usados 20 ovos em cada disco foliar, em 5 repetições por tratamento. As avaliações foram realizadas diariamente durante 6 dias, observando a quantidade de larvas emergidas e ovos inviáveis

3.7 Atividade letal do extrato etanólico de sementes de *Annona mucosa* sobre *Neoseiulus californicus* e *Phytoseiulus macropilis*

Discos foliares de morangueiro de 3 cm de diâmetro foram dispostos em placas de Petri sobre algodão hidrófilo umedecido. Cada disco foi circundado com um cordão de algodão saturado, afim de impedir a fuga dos ácaros, de acordo com metodologia de Sato et al. (2002). As arenas foram mergulhadas nas soluções do extrato de *A. mucosa*, da abamectina e da testemunha (água destilada), nas CL₅₀ e CL₉₀ correspondentes às concentrações estimadas para *T. urticae*. Para a eliminação do excesso de umidade, os discos permaneceram à temperatura ambiente por aproximadamente 30 min. Ácaros rajados foram transferidos para os discos para serem fonte de alimento para os ácaros predadores, que foram inoculados posteriormente. As presas foram repostas a cada 24 h. Foram utilizadas 10 repetições e em cada disco, foram transferidos 7 ácaros predadores. As placas de Petri foram vedadas com filme plástico PVC e mantidas em câmara climatizada tipo BOD, em temperatura de 25°C e fotofase de 12 horas. As avaliações de mortalidade dos predadores foram realizadas com auxílio de um estereomicroscópio às 24, 48, 72, 96, e 120 h após o confinamento.

3.8 Análises dos dados

Para a realização do screening para o extrato promissor, utilizou-se um modelo linear generalizado (GLM) com distribuição quase-binomial seguido por teste *post hoc* de Tukey ($p:0,05$). As estimativas das concentrações letais CL₅₀ e CL₉₀ foram realizadas por meio de análises de Probit, utilizando o programa POLO-PC. As curvas de sobrevivência foram elaboradas com o auxílio do teste de Kaplan-Meier que foi ajustado e comparado pelo teste de log-rank ($p<0,05$). A análise foi realizada utilizando o software R 3.4.1 (R Development Core Team 2018). Para o bioensaio de oviposição, os dados não seguiram a normalidade, realizando-se a análise de variância seguida pelo teste de Dunn ($p:0,05$). Para a ação ovicida e eclosão de larvas, também utilizou-se modelo linear generalizado (GLM) com

distribuição quase-binomial seguido por teste *post hoc* de Tukey (p:0,05). Para a avaliação da toxicidade para predadores utilizou-se o teste de Fisher (p:0,05).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Efeito sobre *Tetranychus urticae*

Ao analisar os dados obtidos verificou-se que, embora não tenham diferido significativamente entre si, após 120 horas de exposição via contato aos extratos de sementes *Annona* spp., *A. mucosa* causou mortalidade de 83%, seguido da *A. sylvatica* com mortalidade de 80% e *A. muricata* com 67% de mortalidade de fêmeas de *T. urticae* (Tabela 2). O controle de 80% da população de pragas representa a melhor relação entre a necessidade de controle e a preservação de inimigos naturais (CORSO; GAZZONI; NERY, 1999).

Tabela 2. Mortalidade (%) de fêmeas de *Tetranychus urticae* após exposição via contato aos extratos de sementes de *Annona mucosa*, *Annona muricata*, *Annona sylvatica*. Pelotas, RS

Tratamentos	Tempo de exposição (horas) ¹				
	24	48	72	96	120
<i>Annona mucosa</i>	44,0 a	66,0 a	69,0 a	77,0 a	83,0 a
<i>Annona muricata</i>	32,0 a	53,0 a	58,0 a	62,0 a	67,0 a
<i>Annona sylvatica</i>	39,0 a	64,0 a	74,0 a	78,0 a	80,0 a
Água	2,0 b	8,0 b	8,0 b	14,0 b	15,0 b
F	18,2	19,5	23,4	25,4	29,1
df	3,3	3,3	3,3	3,3	3,3
Valor de p	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001

¹Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição quase-binomial seguido por teste *post hoc* de Tukey, p<0,05).

Resultados semelhantes foram encontrados por Bernardi et al. (2017), onde avaliando as mesmas espécies de *Annona*, verificaram que a formulação baseada no extrato de sementes de *A. mucosa* proporcionou mortalidade acima de 85% para a espécie *Drosophila suzukii* Matsumura.

Após conduzir estudos de triagem para diferentes espécies de Anonáceas (*A. mucosa*, *A. sylvatica*, *Annona cacans* Warm (Corticeira), *Annona montana* Macfad (Graviola da montanha), *Annona reticulata* Linn (Coração de boi), e *Duguetia*

lanceolata A.St.-Hil. (Pindabuna), Ansante et al. (2015) concluiu que o extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* foi o tratamento mais ativo para *S. frugiperda*, com 83,4% de mortalidade, além de ter afetado o crescimento larval. Após identificação e isolamento da acetogenina bis-tetra-hidrofurano rolliniastatina-1, os autores avaliaram a atividade dessa molécula, obtendo mortalidade de 87,5% das lagartas, sendo este, evidenciado como o composto primário das frações mais ativas do extrato de semente de *A. mucosa*.

Quando a maior concentração do extrato de *A. mucosa* foi utilizado (1500 mg L⁻¹), resultou na mortalidade completa de *Sitophilus zeamais* (Mots) que foram expostos aos grãos tratados (RIBEIRO et al., 2013). Quando comparado os extratos de sementes de Anonáceas em *Trichoplusia ni* (Hubner), Ribeiro et al. (2014a), observou que *A. montana* e *A. muricata* foram 24 e 28 vezes, respectivamente, menos ativos que o extrato de *A. mucosa* na redução do crescimento das larvas. A espécie *A. mucosa* apresenta alta atividade biológica, pois seus extratos, particularmente aqueles obtidos das sementes, possuem grande diversidade e concentração de aleloquímicos, como acetogeninas e alcaloides, garantindo que essa espécie seja uma fonte promissora de compostos para a prospecção de novas moléculas (RIBEIRO et al., 2013).

Apenas o extrato de *A. mucosa* foi selecionado para realização dos demais ensaios, dado que as demais espécies também são pertencentes à mesma família (Annonaceae), possuindo o mesmo princípio ativo (acetogeninas) e modo de ação (FANG et al., 1993).

A mortalidade de *T. urticae* causada pela exposição via contato residual do extrato de semente de *A. mucosa* (ESAM), foi dependente da concentração e do tempo de exposição do extrato (CL₅₀: 1136 > 758,40 > 663,30 > 588,36 > 532,88 > 465,56 após 24, 48, 72, 96 e 120 horas, respectivamente, e CL₉₀: 4186 > 3904 > 3597 > 3204 > 3076 > 2848, após 24, 48, 72, 96 e 120 horas respectivamente) (Tabela 3).

Tabela 3. Estimativa da CL₅₀ e CL₉₀ (mg L⁻¹) e intervalos de confiança do extrato etanólico formulado de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina, em fêmeas adultas de *Tetranychus urticae* em diferentes tempos de exposição em bioensaio de contato. Pelotas, RS

Tempo de exposição (horas)	Tratamentos	N	Coefficiente Angular ± SE	CL ₅₀ (CI 95%) ^a	CL ₉₀ (CI 95%) ^b	χ ^{2c}	d.f. ^d
12	<i>Annona mucosa</i>	100	2,1	1136 (572,3 – 1733)	4186 (2938 – 50392)	12,0	5
	Abamectina	100	1,6	85234 (-)	466925 (-)	4,4	6
24	<i>Annona mucosa</i>	100	1,6	758,4 (617,2 – 926,2)	3904 (2785 – 5432)	0,8	5
	Abamectina	100	3,5	5137 (3041 – 6541,6)	5103,9(4477,0– 7680,1)	8,7	6
48	<i>Annona mucosa</i>	100	1,6	663,3 (499,4 - 840,4)	3597 (2549 - 5087)	0,7	5
	Abamectina	100	4,0	2897 (2295 - 4686)	4719 (3662 – 6486,1)	6,2	6
72	<i>Annona mucosa</i>	100	1,6	588,3 (431,6 – 752,5)	3204 (2304 – 5267)	0,1	5
	Abamectina	100	4,0	2014 (1774 - 2431)	3961 (3060 - 5761)	5,0	6
96	<i>Annona mucosa</i>	100	1,5	532,8 (450,7 – 713,6)	3076 (2237 – 5375,0)	8,7	5
	Abamectina	100	4,3	1675 (1507 - 1872)	3168 (2634 – 4443)	3,6	6
120	<i>Annona mucosa</i>	100	1,5	465,5 (240,9 – 634,6)	2848 (1168 – 3382,3)	8,3	5
	Abamectina	100	5,9	1243 (1120 - 1341)	1985 (1839 - 2210)	3,8	6

CL₅₀ e CL₉₀: Concentração de inseticida (mg. L⁻¹) necessária para matar 50 ou 90% dos adultos de *Tetranychus urticae*, respectivamente (IC: intervalo de confiança a 95% de probabilidade de erro; °χ²: valor qui-quadrado de Pearson; °df: graus de liberdade.

Trabalhos de estimativas de concentrações realizados com *D. suzukii* (CL₅₀ 440.71 mg L⁻¹), apresentaram resultados semelhantes ao expostos neste presente trabalho (BERNARDI et al., 2017). A bioatividade dos extratos vegetais pode variar de acordo com a espécie e estrutura vegetativa das plantas utilizadas para a extração (FERNANDES et al., 2017). A exemplo disso, Maciel et al. (2015) ao avaliarem o extrato etanólico de *A. muricata* para o controle de *T. urticae*, obtiveram CL₅₀ estimada em 1780 mg L⁻¹, no presente trabalho, a CL₅₀ de ESAM foi de 465,5 mg. L⁻¹. Em contrapartida, resultados observados por Ohsawa et al. (1991), demonstram que apesar de o extrato de sementes de *Annona glabra* L. ter sido letal ou causado problemas no desenvolvimento em diferentes insetos, tais como, inibição da alimentação e crescimento, não demonstrou atividade para *T. urticae*.

Quando testado o extrato etanólico de sementes de *A. mucosa*, em fêmeas de *Panonychus citri* McGregor, para a CL₅₀, foi encontrado o valor de 2.608 mg L⁻¹, e para a CL₉₀, 7,050 mg L⁻¹ (RIBEIRO et al., 2014b), concentrações bem acima da encontrada para *T. urticae* no presente trabalho. Esses resultados mostram, que mesmo sendo ácaros da família Tetranychidae (MORAES; FLECHTMANN, 2008), a sensibilidade aos compostos das Anonáceas podem ser diferentes para cada espécie. Ao considerar que as acetogeninas encontradas nas plantas anonáceas são metabólitos promissores para o controle de insetos, presume-se que a resposta obtida para cada espécie de inseto dependerá da dosagem a ser utilizada (CASTILLO-SÁNCHEZ, JIMÉNEZ-OSORNIO; DELGADO-HERRERA, 2010).

Quando avaliada a atividade de ESAM em diferentes espécies de lagartas da Noctuidae, Souza et al. (2016), verificaram que a CL₅₀ para *Helicoverpa armigera* Hubner foi de 411,55 mg L⁻¹. Em bioensaios com *T. ni*, o resultado obtido da CL₅₀ foi de 328,86 mg L⁻¹ (RIBEIRO et al., 2014). Concentrações mais elevadas foram encontradas por Ansante et al. (2015) que ao avaliarem a espécie *S. frugiperda* obtiveram CL₅₀ estimada em 842,9 mg L⁻¹. Da mesma forma que espécies tem variações nos níveis de sensibilidade aos extratos, diferentes fases de desenvolvimento também apresentam tolerâncias distintas. Nesse sentido, Ribeiro et al. (2015) ao trabalharem com o psíldeo *Diaphorina citri* Kuwayama, observaram diferenças nas concentrações para ninfas e adultos (CL₅₀: 57,76 mg L⁻¹ e 795,5176 mg L⁻¹ respectivamente), demonstrando ser a fase imatura a mais sensível ao ESAM.

Ao se avaliar o tempo de vida de *T. urticae* (Figura 1), a maior sobrevivência observada foi na testemunha, que diferiu significativamente dos demais tratamentos. Não houve diferença significativa entre ESAM e abamectina, entretanto, pode-se observar que os ácaros que ficaram expostos ao extrato de *A. mucosa* sobreviveram até o 12º dia de avaliação. Já, as fêmeas de *T. urticae* que foram expostas a abamectina, tiveram um tempo de sobrevivência maior, de 14 dias.

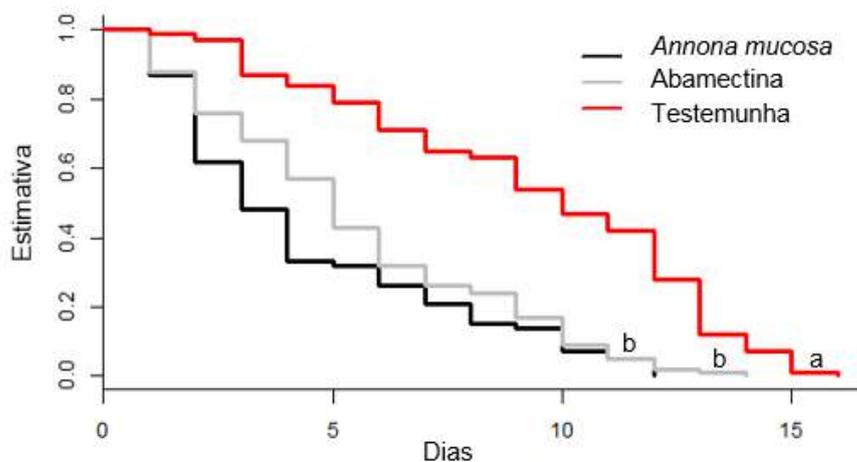


Figura 1. Sobrevivência estimada de fêmeas de *Tetranychus urticae* expostas à CL₅₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético Abamectina. Pelotas, RS

Ao avaliar o tempo de vida dos ácaros exposto a CL₉₀, houve diferença significativa para os três tratamentos (Figura 1). O extrato de sementes de *A. mucosa* obteve a menor sobrevivência na CL₉₀, comparado aos demais tratamentos, com ácaros vivos até o 7º dia de avaliação. Os ácaros que foram tratados com abamectina sobreviveram até 12º dia. A maior sobrevivência registrada, foi para a testemunha, aonde os ácaros sobreviveram até o 16º dia.

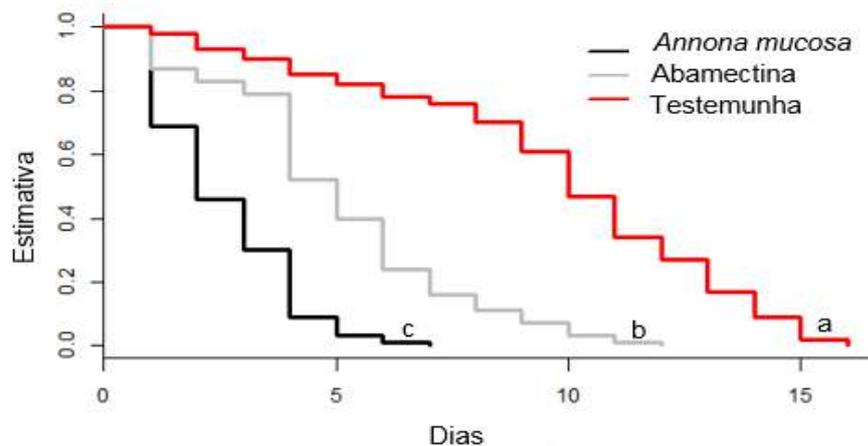


Figura 2. Sobrevivência estimada de fêmeas de *Tetranychus urticae* expostas à CL₉₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS.

Baseado nos resultados obtidos com as curvas de sobrevivência nas duas concentrações testadas, constatou-se que o ESAM afetou a viabilidade de *T. urticae*, podendo ter sua eficiência comparada com o acaricida abamectina, que é largamente utilizado para o controle dessa espécie de tetraniquídeo em diversas culturas (AGROFIT, 2019). A abamectina, mesmo em concentrações subletais afeta a biologia de *T. urticae*, tais informações foram obtidas em bioensaios de contato, nos quais houve redução significativa na longevidade de fêmeas adultas para 13,6 dias (SABER; AHMADI; MAHDAVINIA, 2018).

Ao avaliar o efeito acaricida de *D. lanceolata*, Alves et al. (2015) observaram que o extrato metanólico da casca do caule afeta a sobrevivência de *T. urticae*, onde nas primeiras 24 h de avaliação já registrava a expressiva mortalidade de 94,1% das fêmeas do ácaro. Ao final da avaliação (72h) a mortalidade chegou a 95,5%. Esse resultado corrobora com os obtidos nesse trabalho, que demonstram a eficiência de plantas da família Annonaceae no controle de *T. urticae*. A espécie *Tetranychus tumidus* Banks se mostrou mais tolerante a esse mesmo extrato, de tal modo que ao final da avaliação (72h) havia ainda 59% de ácaros vivos (ALVES et al., 2015).

Ainda avaliando o efeito de substâncias secundárias sobre a longevidade de *T. urticae*, as fêmeas ao serem submetidas a óleos essenciais de *Artemisia annua* L. (erva-de-são-joão) e *Rosmarinus officinalis* L. (Alecrim), tiveram longevidade de 15,9 dias e 16,5 dias respectivamente (ESMAEILY et al., 2017). O extrato metanólico de folhas de *Annona vepretorum* Mart. (Araticum açu) reduziram a longevidade de fêmeas de *T. urticae* para 6,92 dias (FERNANDES et al., 2017). Quando fêmeas de *S. frugiperda* foram expostas ao extrato metanólico de folhas de *Annona dioica* A.St.-

Hil. (Ata-rasteira) a longevidade foi de 8,8 dias, e para *A. cacans* 12,2 dias (FREITAS et al., 2014).

Ao utilizar azadiractina, Bernardi et al. (2012) observaram que no final da avaliação, aos 15 dias, com repulverização no 7º dia, esse acaricida causou uma mortalidade de 94% a 100% dos ácaros expostos. Resultados semelhantes foram encontrados por Schlesener et al. (2013), que avaliaram os produtos a base de nim Azamax e Neemseto sobre a mortalidade de *T. urticae*. Até o 14º dia de avaliação, com repulverização ao 7º dia, os acaricidas atingiram mortalidade de 89,7% e 91,5% respectivamente. Esses dados demonstram que acaricidas a base de nim afetam a sobrevivência de *T. urticae*, afetando a sua longevidade, visto que, até no 15º dia de avaliação, até 100% dos ácaros haviam morrido.

A longevidade do ácaro pode variar conforme o hospedeiro. Em mamão, *T. urticae* viveu de 11,9 a 16,9 dias (MORO et al., 2012). Em algodoeiro Bt e não-Bt, em 3 diferentes gerações, a longevidade durou de no mínimo 16,6 a no máximo 19,4 dias, sem diferença significativa (ESTEVES FILHO et al., 2010). Em maçã, a longevidade das fêmeas foi menor na cultivar Starkrimson Delicious (20,4 dias) e registrando longevidade máxima de 25,9 dias, para Golden Delicious (KASAP, 2004). A longevidade de fêmeas em diferentes cultivares de rosas pode variar de 16 dias na cultivar Bella Vita e 28,9 dias na cultivar Pinkpromise (GOLIZADEH et al., 2017).

A postura foi fortemente afetada pelo ESAM (Tabela 4), que na CL₅₀, apresentou oviposição média por fêmea de 6,7 ovos, e na CL₉₀, a oviposição registrada foi de 0,1 ovos. Embora não tenha havido diferença significativa entre ESAM e abamectina nas duas concentrações testadas, ambos diferiram do controle (água).

Tabela 4. Oviposição média de *Tetranychus urticae* expostos a CL₅₀ e CL₉₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS

Tratamentos	Concentração testada	
	CL ₅₀	CL ₉₀
<i>Annona Mucosa</i>	6,7 b	0,1 b
Abamectina	6,0 b	2,0 b
Testemunha	15,0 a	21,3 a
Valor de p	0.0110	0.0014

Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Teste de Dunn, p<0,05).

A fertilidade de *T. urticae* também foi afetada pelo extrato etanólico de frutos de *Sapindus saponária* L. (Ibaró), nas concentrações de 1 a 5% (m/v), após 72 horas, o número médio de ovos sofreu redução de 97,8 para 69,2, quando aumentada a concentração de 2 para 5%, e na testemunha, foi de 154,2 ovos (VICENTINI et al., 2015),

Ao pesquisar efeitos de extratos de *A. vepretorum*, Fernandes et al. (2017), também observaram redução de posturas do ácaro-rajado expostas ao extrato (10,96mg/ml) num período de 6,92 dias, que obtiveram média de 22,85 ovos, a testemunha totalizou 54,9 ovos. Musa et al. (2017) ao avaliarem um biopesticida formulado com extrato de óleo essencial de *Chenopodium ambrosioides* L. (Mastruz), constataram que, embora tenham ocorrido posturas, com o aumento das concentrações a fecundidade diminuiu (1.250 mg L⁻¹, 2.500 mg L⁻¹, 5.000 mg L⁻¹ e 10.000 mg L⁻¹ para fecundidades de 10, 6, 0 e 0 ovos, respectivamente). Resultados similares foram encontrados por Souza et al. (2015), os quais também avaliaram os efeitos *C. ambrosioides* sobre o ácaro-rajado.

Corroborando com esses dados, Numa et al. (2015) avaliaram o extrato etanólico de folhas de *Cnidioscolus aconitifolius* Mill. (Espinafre das árvores), e registraram significativas reduções na fecundidade de *T. urticae*, com a menor concentração (10 mg L⁻¹) obtendo 0,5 ovos/fêmea/dia, e a maior concentração (2000 mg L⁻¹), 0,2 ovos/fêmea/dia.

Óleos essenciais também afetam a fecundidade de *T. urticae*, é o que apontaram Pontes et al. (2007) quando utilizaram óleo essencial de *X. sericea*, que ao final da avaliação, às 72h, fêmeas expostas ao óleo de frutos ovipositaram apenas 125 ovos na maior concentração (10 mg L⁻¹), com uma redução da fecundidade de 39,0%, comparada ao controle. Para o óleo de folhas, foi registrado 157,6 ovos, na concentração citada anteriormente, quantificando uma redução postura de 48,6% comparada ao controle.

O mesmo padrão se repete com o óleo essencial de *Eucalyptus citriodora* Hill & Johnson. (Eucalipto cidró), (SOUZA et al., 2016) e no trabalho de Pontes et al. (2007) com óleo essencial das folhas e frutos de *Protium heptaphyllum* Aubl. (Breu branco), onde as posturas diminuíram conforme aumentou a concentração do óleo.

Extratos brutos também afetaram a fertilidade em diferentes níveis. A maior redução no número de ovos foi induzida por *C. aconitifolius*, *Anadenanthera*

peregrina L. (Angico) e *Copaifera officinalis* L. (Copaíba) às 24, 48, 72 e 96 h após o contato com os extratos avaliados. A oviposição de indivíduos expostos a extratos de folhas de *Hymenaea courbaril* L. (Jatobá-verdadeiro) e *Bowdichia virgilioides* Kunth (Sucupira-do-cerrado) não foi significativamente diferente daquela observada no controle relativo (NUMA et al., 2018).

Conforme pode-se observar a tabela 5, não houve diferença significativa entre os tratamentos em relação eclosão larval, demonstrando não haver influência das concentrações do ESAM e da abamectina na fertilidade, que foi de 78,8% e 67,3% de eclosão de larvas respectivamente. Não foi avaliada a fertilidade na CL₉₀ dos tratamentos, pois, a taxa de fecundidade nessa concentração foi extremamente baixa, impossibilitando a realização das análises para a variável fertilidade.

Tabela 5. Eclosão de larvas (%) de *Tetranychus urticae* expostos a CL₅₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS

Tratamentos	Concentração testada
	CL ₅₀
<i>Annona mucosa</i>	78,8 ^{ns}
Abamectina	67,3
Testemunha	76,9
F	1,7
df	2,2
Valor de p	<0,1

¹ ns – Não significativo (GLM com distribuição quase-binomial seguido por teste *post hoc* de Tukey, $p < 0,05$).

Resultados semelhantes foram encontrados por Ribeiro et al. (2014b) que ao avaliarem o extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* sobre *P. citri*, verificaram que não houve efeito sobre a fertilidade das fêmeas avaliadas. Baixa influência na fertilidade de *T. urticae* também foi encontrada por Martinez-Villar et al. (2005) ao utilizar azadiractina, que mesmo na maior concentração (128 mg L⁻¹), obtiveram 81,6% de eclosão de larvas.

Diferentemente dos resultados obtidos nesse trabalho, espécies de Annonaceae afetaram a fertilidade de insetos estudados, como no caso do trabalho realizado por Turchem et al. (2016), que ao avaliarem o extrato de *A. mucosa* em *Euschistus heros* (Fabricius), constataram redução na fertilidade com o aumento das dosagens dos tratamentos (5.000 mg L⁻¹ = 61,91%; 10.000 mg L⁻¹ = 0,68%; 20.000 mg L⁻¹ = 25%). Ao avaliarem a fertilidade de *S. frugiperda* com extratos de

anonáceas, Freitas et al. (2014) observam diferenças nas porcentagens de fertilidade das mariposas. Embora *A. cacans* tenha afetado mais severamente a fertilidade (7,3% de ovos viáveis), *A. dioica* também obteve resultados satisfatórios (65,8% de ovos viáveis).

Estudos envolvendo plantas inseticidas, demonstraram efeitos pronunciando na fertilidade de *T. urticae*. Harder, Tello e Giliomee (2016), ao avaliar o extrato etanólico de *Chenopodium quinoa* Willd (Quinoa), obtiveram baixas taxas de fertilidade, onde na menor concentração (2%) obtiveram 35,1%, e na maior concentração (4%), 16,7% de larvas eclodidas. Um estudo mais completo foi realizado por Marcic e Medo (2014), ao utilizarem um bioinseticida a base de Oxymatrine, composto isolado de raízes de *Sophora flavescens* Ait. (Fabaceae). Foram realizadas avaliações em diferentes estágios de desenvolvimento de *T. urticae*, e assim concluíram em todas as fases testadas, a fertilidade foi reduzida. As fêmeas da fase de teleocrisálida e pré-oviposição, tiveram a fertilidade fortemente afetada pelo bioinseticida na maior dosagem (100 mg L⁻¹) as quais obtiveram 0% e 0,24%, de eclosão de larvas, e na menor dosagem (25 mg L⁻¹), 12,03% e 13,88%, respectivamente. Já para aquelas fêmeas sobreviventes que foram expostas ao Oxymatrine ainda na fase de ovo, por aplicação tópica e residual, na maior concentração (50 mg L⁻¹) obtiveram de 32,0% a 38,2% de fertilidade, e na menor concentração (25 mg L⁻¹) obtiveram fertilidade de 38% e 47,1%.

A maior porcentagem de viabilidade dos ovos, quando expostos aos tratamentos, foi encontrada para ESAM na CL₅₀, que obteve 83,0% de eclosão das larvas, se igualando significativamente com a CL₅₀ da Abamectina (70,0% de eclosão) e com a testemunha (93,0% de eclosão) (Tabela 6). No entanto, a menor viabilidade das posturas no bioensaio, foi para o ESAM na CL₉₀, onde houve apenas 5,0% de eclosão, demonstrando forte efeito ovicida, se igualando significativamente com a CL₉₀ da Abamectina (38,0% de eclosão), e diferindo dos demais tratamentos.

Tabela 6. Viabilidade (%) de ovos de *Tetranychus urticae* expostos a CL₅₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e do inseticida sintético abamectina. Pelotas, RS

Tratamentos	Taxa de eclosão (%)
<i>Annona mucosa</i> CL ₅₀	83,0 a
Abamectina CL ₅₀	70,0 ab
<i>Annona mucosa</i> CL ₉₀	5,0 c
Abamectina CL ₉₀	38,0 bc
Testemunha	93,0 a
F	13,4
Df	4,2
Valor de p	<0,0001

¹Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição quase-binomial seguido por teste *post hoc* de Tukey, $p < 0,05$).

Corroborando com esse estudo, Maciel et al. (2015) ao avaliarem o extrato etanólico de sementes de *A. muricata* (CL₉₉ estimada de 12,0 mg L⁻¹), registraram 9,5% de viabilidade de ovos de *T. urticae*. No controle positivo, os autores obtiveram para a Abamectina (100ml/L) 76,5% de ovos viáveis.

Estudos conduzidos por Salman et al. (2015) constataram que os óleos essenciais de *Lavandula x intermedia* Emeric ex Loisel. (Lavanda) e *R. officinalis* também provocaram ação sobre ovos de *T. urticae* (20,7% e 36,2% de viabilidade, respectivamente). A azadiractina também possui ação ovicida para *T. urticae* onde valores de viabilidade de ovos se assemelham aos encontrados nesse trabalho. Nas concentrações de 0,25, 0,50 e 1,00% de Natuneem, Brito et al. (2006) encontram viabilidade de ovos de 18,6, 7,5 e 2,5%.

Ao avaliar a ação ovicida de *A. mucosa* sobre *Tuta absoluta* Meyrick, Bastos et al. (2018), obteve viabilidade de 9% dos ovos tratados, decorrente da paralisia no desenvolvimento da lagarta durante a formação da cápsula cefálica observada no 4º dia de avaliação. Os resultados encontrados pelos autores, explicam a baixa viabilidade encontrada para a CL₉₀ de ESAM no presente trabalho, pois os extratos penetram através do córion dos ovos cessando o processo embrionário, devido a sua toxicidade (SALKELD; POTTER, 1953).

Outros estudos à base de plantas da família Annonaceae demonstram ação ovicida, com relativa eficiência no controle da eclosão de ovos de diferentes artrópodes (CARNEIRO; PEREIRA; GALBIATI, 2011; RAMANIBAI; PARTHIBAN; BOOTHAPANDI, 2016; CARVALHO et al., 2008; PIÑEYRO et al., 2015).

4.2 Atividade letal do ESAM sobre *Neoseiulus californicus* e *Phytoseiulus macropilis*

Ao analisar a toxicidade de ESAM e abamectina na CL₅₀ em *N. californicus*, observou-se que na primeira avaliação realizada (24 h), houve diferença significativa entre os tratamentos, com o ESAM apresentando mortalidade de 14,3% e abamectina com 87,7% (tabela 7). A partir das 48 horas de avaliação não houve diferença significativa entre o ESAM e abamectina, porém, o ESAM apresentou crescente mortalidade dos ácaros, chegando a 100% de mortalidade às 120 horas.

Tabela 7. Mortalidade (%) de *Neoseiulus californicus* após exposição a CL₅₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e abamectina. Pelotas, RS

	Tempo de exposição (horas) ¹				
	24	48	72	96	120
<i>Annona mucosa</i>	14,3 b	51,4 b	80 b	90 b	100 b
Abamectina	87,7 c	100 b	100 b	100 b	100 b
Testemunha	1,4 a	2,8 a	5,6 a	12,7 a	15,5 a
F	41,1	85,5	97,1	145,9	420,8
Df	4,4	4,4	4,4	4,4	4,4
Valor de p	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05

¹ Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Tukey, p<0,05).

Houve diferença significativa entre os tratamentos nas primeiras 24 horas ao avaliar a toxicidade do ESAM e abamectina na CL₉₀, onde ESAM apresentou mortalidade de 47,1% e a abamectina apresentou 82,9% de mortalidade (tabela 8). Já na segunda avaliação, a abamectina atingiu mortalidade de 100%, não diferindo significativamente do ESAM, que apresentou mortalidade crescente até as 96 horas de avaliação, quando obteve 100% de mortalidade.

Tabela 8. Mortalidade (%) de *Neoseiulus californicus* após exposição a CL₉₀ do extrato de sementes de *Annona mucosa* e abamectina. Pelotas, RS

	Tempo de exposição (horas) ¹				
	24	48	72	96	120
<i>Annona mucosa</i>	47,1 b	72,8 b	94,3 b	100 b	100 b
Abamectina	82,9 c	100 b	100 b	100 b	100 b
Testemunha	1,4 a	2,8 a	5,6 a	12,7 a	15,5 a
F	31,1	82,5	87,2	135,8	390,8
Df	4,4	4,4	4,4	4,4	4,4
Valor de p	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05

¹ Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Tukey, p<0,05).

Embora diversos inseticidas e acaricidas se mostrem seletivos para *N. californicus*, (POLETTI; COLLETTE; OMOTO, 2008), a abamectina mostra elevada toxicidade para esse ácaro, que após exposição, sobrevivem de 6 à no máximo, 12 horas (ASSIS; GONDIN; SIQUEIRA, 2018). A ação acaricida também foi confirmada por Sato et al. (2002), com dados de mortalidade de *N. californicus* acima de 90% e, Bernardi et al. (2012), que obtiveram cerca de 60% de mortalidade desses ácaros, após 72 horas da aplicação desse acaricida.

O impacto da abamectina não diferencia conforme os estágios predatórios do ácaro. Em aplicações à campo, na dose recomendada, após o 5º dia de avaliação, todas as ninfas foram encontradas mortas, apresentando alta toxicidade para essa fase imatura. Ao avaliar fêmeas adultas, no 5º dia a mortalidade foi de 96,52%. No final da avaliação (7º dia), a mortalidade obtida foi de 100% (KAPLAN; YORULMAZ; AY, 2012).

A alta toxicidade das acetogeninas aos inimigos naturais também foram relatadas por outros autores. Bernardi et al. (2017), ao analisarem a toxicidade via contato residual com ESAM sobre a espécie de parasitoide *Trichopria anastrephae*, obtiveram mortalidade de 70,9%. Também, a emergência de adultos de *Tamarixia radiata*, ectoparasitoide de *Diaphorina citri*, reduziu quando larvas de 2º ínstar do psílideo foram pulverizadas com ESAM (RIBEIRO et al., 2015).

Ao avaliar a toxicidade de extratos de semente de *A. muricata* e *A. squamosa* sobre o predador *Eriopis connexa*, Santos et al. (2018) constataram que por ação de contato, os extratos nas maiores concentrações causaram baixa mortalidade (30%). No entanto, ao analisarem o efeito dos extratos por ingestão, foi observado que o extrato hexânico de *A. squamosa* causou 40% de mortalidade entre o 2º e 5º dia de

avaliação. Para o extrato etanólico dessa mesma espécie, a mortalidade atingiu 100% até o 7º dia de avaliação. Esses mesmos autores ainda perceberam que houve efeitos nocivos desses extratos na redução da alimentação e inibição de oviposição.

Resultados diferentes a esses foram encontrados por Schlesener et al. (2013), aonde produtos comerciais formulados a base de Nim, obtiveram baixas mortalidades para *N. californicus* (Azamax: 9,33% e Neemseto: 6,67%). Castagnoli et al. (2005) confirmam a baixa toxicidade do Nim para esse predador (mortalidade 3,95%), porém, ao avaliar um produto à base de rotenona, a mortalidade do ácaro sobre para 63,75%.

Estudos de toxicidade com outras espécies de ácaros predadores da família Phytoseiidae foram realizados por Maciel et al. (2017) que verificaram que o extrato etanólico de *A. muricata* se mostrou inócuo ao predador *Amblyseius aerialis*, registrando apenas, 22,91% de mortalidade.

No entanto, deve-se levar em consideração em estudos com plantas inseticidas, que a quantidade de metabólitos secundários pode variar, dependendo da parte da planta utilizada, podendo gerar diferentes resultados de toxicidade ao alvo estudado. Mourão et al. (2004) mostra isso em seu estudo, onde, o extrato de óleo de torta de Nim, causaram 88% de mortalidade de *Iphiseiodes zuluagai*. Em compensação, os extratos de semente e folha causaram 25% e 22% de mortalidade, respectivamente.

Para o ácaro *P. macropilis*, na primeira avaliação (24 h) da CL₅₀, houve diferença significativa entre os tratamentos, com o ESAM apresentando mortalidade de 28,6%. Houve uma mortalidade crescente no tratamento com *A. mucosa*, que atingiu 100% de mortalidade às 96 horas, não diferindo significativamente da abamectina desde a avaliação às 48 horas.

Tabela 9. Mortalidade (%) de *Phytoseiulus macropilis* após exposição a CL₅₀ dos extratos de sementes de *Annona mucosa* e abamectina. Pelotas, RS

	Tempo de exposição (horas) ¹				
	24	48	72	96	120
<i>Annona mucosa</i>	28,6 b	81,5 b	98,6 b	100 b	100 b
Abamectina	74,3 c	97,5 b	100 b	100 b	100 b
Testemunha	2,8 a	5,6 a	7 a	9,8 a	12,6 a
F	60,8	79,1	110,2	180,3	173,5
Df	4,4	4,4	4,4	4,4	4,4
Valor de p	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05

¹Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Tukey, p<0,05).

Na primeira avaliação (24 h) da CL₉₀, houve diferença significativa entre os tratamentos, demonstrando a alta toxicidade do ESAM para esse ácaro, que obteve mortalidade de 95,7%. A partir do segundo dia de avaliação (48 h), o ESAM e a abamectina não diferiram estatisticamente, sendo que o extrato de *A. mucosa* já atingiu 100% de mortalidade às 48 horas.

Tabela 10. Mortalidade (%) de *Phytoseiulus macropilis* após exposição a CL₉₀ dos extratos de sementes de *Annona mucosa* e abamectina. Pelotas, RS

	Tempo de exposição (horas) ¹				
	24	48	72	96	120
<i>Annona mucosa</i>	95,7 c	100 b	100 b	100 b	100 b
Abamectina	42,9 b	89,3 b	98,2 b	100 b	100 b
Testemunha	2,8 a	5,6 a	7 a	9,8 a	12,6 a
F	68,8	89,1	110,0	190,3	162,5
Df	4,4	4,4	4,4	4,4	4,4
Valor de p	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05	<0,05

¹Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Tukey, p<0,05).

Em estudos realizados por Costa et al. (2012) Abamectina provocou elevada mortalidade, chegando a 100%, após 120 horas de contato, sendo considerado nocivo para este ácaro. Os autores discutem que o composto pode ter provocado redução das atividades do predador, além da redução do metabolismo, provocando a mortalidade dos ácaros. Já em bioensaios em semicampo, a Abamectina se mostrou inócua, não afetando a sobrevivência do ácaro. Resultados semelhantes foram encontrados por Amin, Mizell, Flowers (2009).

Quando comparado, compostos sintéticos e naturais, Veronez, Sato, Nicastro, (2012) observaram que a Abamectina seguiu o mesmo padrão dos resultados já relatados, obtendo também, 100% de mortalidade dos ácaros expostos. Já produtos

formulados a base de nim, apresentaram menores mortalidade, sendo 25% para Natuneem e 45% para Sempre Verde Killer Neem. O extrato aquoso de *Laurus nobilis* apresentou elevada mortalidade, 80%, se mostrando pouco seletivo para o predador. Corroborando com esse dado, ao avaliarem acaricidas naturais, Esteves Filho et al. (2013) observou que alguns óleos extraídos de plantas, como *Jatropha curcas* e *Ricinus communis*, podem causar mortalidades expressivas ao *P. macropilis*. Para o óleo de *J. curcas*, os autores encontraram mortalidade de 92,8%, e para *R. communis*, 85,7%. Esses dados podem ser comparados com os obtidos nesse trabalho, demonstrando, que mesmo se tratando de extratos naturais, algumas plantas podem conter compostos com atividade inseticida/acaricida prejudiciais aos inimigos naturais.

Resultados semelhantes são encontrados por Duso et al. (2008), quando avaliada a atividade de um produto à base de rotenona em *Phytoseiulus persimilis*. Além de ter afetado a fecundidade e fertilidade, a rotenona causou 100% de mortalidade dos ácaros expostos ao composto.

Algumas pesquisas apontam que nim se apresenta bastante seletivo ao *P. macropilis*, como no trabalho de Brito et al. (2006), onde obtiveram mortalidade de 4 a 11%. Já Esteves Filho et al. (2013) encontraram resultados medianos com Azamax e azadiractina 1%, (89,3 e 82,1% respectivamente).

Os resultados apresentados nesse trabalho, mostram que o extrato de *A. mucosa* possui alta atividade acaricida para os ácaros predadores avaliados. Embora também tenha se mostrado eficiente no controle de *T. urticae*, a alta toxicidade para inimigos naturais, impossibilita associar essas duas técnicas para o manejo do ácaro-rajado em morangueiro, sendo recomendado, evitar liberações massais de fitoseídeos, quando aplicado ESAM sobre as plantas.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

- Dos extratos testados via contato residual, o extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* causou maior mortalidade de *T. urticae*;
- As curvas de concentração-resposta do extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* encontradas para *T. urticae* foram de 465,56 mg L⁻¹ para a CL₅₀ e, 2848 mg L⁻¹ para a CL₉₀;
- A sobrevivência de *T. urticae* foi afetada pelo extrato etanólico de sementes de *A. mucosa*;
- Houve redução drástica nas posturas das fêmeas expostas;
- Não foi observada interferência do extrato na fertilidade de *T. urticae*;
- O extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* apresentou forte ação ovicida, onde na maior concentração, houve apenas 5% de eclosão dos ovos que foram expostos ao ESAM;
- O extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* apresentou elevada toxicidade para os ácaros predadores *N. californicus* e *P. macropilis*.
- O extrato etanólico de sementes de *A. mucosa* se mostrou bastante promissor no controle do ácaro rajado, *T. urticae*, podendo ser utilizado na prospecção de novas moléculas acaricidas.

BIBLIOGRAFIA

AGROFIT – Sistema de agrotóxicos fitossanitários – 2019. Disponível em:<http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/ap_ing_ativo_detalhe_cons?p_id_ingrediente_ativo=2>. Acesso em: 18 jan. 2019.

ALALI, F. Q.; LIU, X.; MCLAUGHLIN, J. L. Annonaceous Acetogenins: Recent Progress. **Journal of Natural Products**, v. 62, n. 3, 1999.

ALMEIDA, I. R. D.; STEINMETZ, S.; REISSER JÚNIOR, C.; ANTUNES, L. E. C.; FILIPPINI, J. M.; MATZENAUER, A. R.; RADIN, B. Zoneamento Agroclimático para Produção de Morango no Rio Grande do Sul. Embrapa Clima Temperado, **Documentos**, 283, 28 p. 2009.

ALVES, D. S.; MOREJÓN, R. C.; MACHADO, A. R. T.; CARVALHO, G. A.; PINA, O.; OLIVEIRA, D. F. Acaricidal activity of Annonaceae fractions against *Tetranychus tumidus* and *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and the metabolite profile of *Duguetia lanceolata* (Annonaceae) using GC-MS. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, n. 6, suplemento 2, p. 4119-4132, 2015.

AMIN, M. M.; MIZELL, R. F.; FLOWERS, R. W. Response of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) to pesticides and kairomones of three spider mite species (Acari: Tetranychidae), and non-prey food. **The Florida Entomologist**, v. 92, n. 4, p. 554-562, 2009.

ANSANTE, T. F.; RIBEIRO, L. P.; BICALHOC, K. U.; FERNANDES, J. B.; SILVA, M. F. G. F.; VIEIRAC, P. C.; VENDRAMIM, J. D. Secondary metabolites from Neotropical Annonaceae: Screening, bioguided fractionation, and toxicity to *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 969-976, 2015.

ANTUNES, Luis Eduardo Corrêa; REISSER JUNIOR, Carlos; SCHWENGBER, José Ernani. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2016, 589p.

ANTUNES, Luis Eduardo Corrêa; CARVALHO, Geniane Lopes; SANTOS, Alverides Machado. **A cultura do morango**. 2.ed. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2011. 52p.

ASSIS, C. P. O.; GONDIM JUNIOR, M. G. C.; SIQUEIRA, H. A. A. Synergism to acaricides in resistant *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae), a predator of

Tetranychus urticae (Acari: Tetranychidae). **Crop Protection**, v. 106, p. 139–145, 2018.

BARROSO, Graziela, Maciel. **Sistamática de Angiosperma do Brasil**. São Paulo: S.A, 1978, 255p.

BASTOS, J. S. Q.; PEREIRA, M. J. B.; COSTA, M. S.; TURCHEN, L. M.; PINHEIRO, D. O.; CREMONEZ, P. S. G. Effect toxic and behavioral of *Annona mucosa* (Annonaceae) on the tomato leaf miner. **Journal of Agricultural Science**; v.10, n. 8, 2018.

BAYU, M. S. Y. I.; ULLAH, M. S.; TAKANO, Y.; GOTOH, T. Impact of constant versus fluctuating temperatures on the development and life history parameters of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 72, n. 3, p. 205-227, 2017.

BERNARDI, D.; BOTTON, M.; CUNHA, U. S.; BERNARDI, O.; MALAUSA, T.; GARCIA, M. S.; NAVA, D. E. Effects of azadirachtin on *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and its compatibility with predatory mites (Acari: Phytoseiidae) on strawberry. **Pest Management Science**, v. 69, p. 75-80, 2012.

BERNARDI, D.; RIBEIRO, L. P.; ANDREAZZA, F.; NEITZKEA, C.; OLIVEIRA, E. E.; BOTTON, M.; NAVA, D. E.; VENDRAMIM, J. D. Potential use of *Annona* by products to control *Drosophila suzukii* and toxicity to its parasitoid *Trichopria anastrephae*. **Industrial Crops and Products**, v.110, p. 30-35, 2017.

BERNARDI, J.; HOFFMANN, A.; ANTUNES, L. E. C.; FREIRE, J. M. Sistema de Produção de Morango para Mesa na Região da Serra Gaúcha e Encosta Superior do Nordeste. 2005. Disponível em:<<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MesaSerraGaucha/cultivares.htm>>. Acesso em: 5 mar 2019.

BOTTON, M.; NAVA, D. E.; ZAWADNAEK, M. A. C.; BERNARDI, D.; NODILHO, A. Manejo integrado de pragas. In: ANTUNES, L. E. C.; REISSER JUNIOR, C.; SCHWENGBER, J. E. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2016, 589p.

BRITO, H. M.; GONDIM JUNIOR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V.; CÂMARA, C. A. G. Toxicidade de natuneeem sobre *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e ácaros predadores da família Phytoseiidae. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 4, p. 685-691, 2006.

CARNEIRO, A. P.; PEREIRA, M. J. B.; GALBIATI, C. Efeito biocida de *Annona coriacea* Mart 1841 sobre ovos e ninfas do vetor *Rhodnius neglectus* Lent 1954. **Neotropical Biology and Conservation**, v. 6, n. 2, p. 131-136, 2011.

CARRILLO, D.; MORAES, G. J.; PEÑA, J. E. Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms. Cham: **Springer International**, 328 p., 2015.

CARVALHO, T. M. B.; REIS, P. R.; OLIVEIRA, D. F.; CARVALHO, G. A.; CARVALHO, D. A. Avaliação de extratos vegetais no controle de *Oligonychus ilicis* (Mcgregor, 1917) (Acari: Tetranychidae) em laboratório. **Coffee Science**, v. 3, n. 2, p. 94-103, 2008.

CASTAGNOLI, M.; LIGUORI, M.; SIMONI, S.; DUSO, C. Toxicity of some insecticides to *Tetranychus urticae*, *Neoseiulus californicus* and *Tydeus californicus*. **BioControl**, v. 50, p. 611-622, 2005.

CASTILLO-SÁNCHEZ, L. E.; JIMÉNEZ-OSORNIO, J. J.; DELGADO-HERRERA, M. A. Secondary metabolites of the annonaceae, solanaceae and meliaceae families used as biological control of insects. **Tropical and Subtropical Agroecosystems**, v. 12, p. 445-462, 2010.

CASTRO, Ricardo Lima. Melhoramento Genético do Morangueiro: Avanços no Brasil. In: Simpósio Nacional do Morango, 2. Pelotas, RS, 2004. Disponível em: <http://www.cpact.embrapa.br/publicacoes/download/documentos/documento124.pdf>. Acesso em: 10 mar 2019.

CHATROU, L. W.; RAINER, H.; MAAS, P. J. M. Annonaceae. In: SMITH, N.; MORI, S. A.; HENDERSON, A.; STEVENSON, D. W.; HEALD, S. V. (Eds). **Flowering plants of the Neotropics**. New York: Princeton University Press. 2004. p. 18-20.

CHIAVEGATO L. G; MISCHAN M. M. Efeito de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari, Tetranychidae) na produção do morangueiro (*Fragaria* sp.) cv. 'Campinas'. **Científica**, v. 9, p. 257-266, 1981.

COCO, Carine. Produção de mudas. In: ANTUNES, Luis Eduardo Corrêa; REISSER JUNIOR, Carlos; SCHWENGBER, José Ernani. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. p.79-109, 2016.

CORSO, I. C.; GAZZONI, D. L.; NERY, M. E. Efeito de doses de refúgio sobre a seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides de pragas da soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, p.1529-1538, 1999.

COSTA, R.; ROCHA, L. C. D.; FREITAS, J. A.; COURA JÚNIOR, G. M.; SANTOS, O. M.; COUTO, E. O. Efeito de agrotóxicos usados na cultura do morangueiro sobre o predador *Phytoseiulus macropilis* (Banks) em laboratório, semicampo e campo no sul de Minas Gerais. **Revista Agrogeoambiental**, v. 4, n. 3, 2012.

DEMITE, P. R.; MORAES, G. J.; MCMURTRY, J. A.; DENMARK, H. A.; CASTILHO, R. C. Phytoseiidae Database. Disponível em: <<http://www.lea.esalq.usp.br/phytoseiidae>>. Acesso em: 12 dez. 2018.

DHOORIA, Manjit Singh. **Fundamentals of Applied Acarology**. Singapore: Springer, 2016. 470 p.

DUSO, C.; MALAGNINI, V.; POZZEBON, A.; CASTAGNOLI, M.; LIGUORI, M.; SIMONI, S. Comparative toxicity of botanical and reduced-risk insecticides to Mediterranean populations of *Tetranychus urticae* and *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae). **Biological Control**, v.47, p.16-21, 2008.

ESMAEILY, M.; BANDANI, A.; ZIBAEI, I.; SHARIFIAN, I.; ZARE, S. Sublethal effects of *Artemisia annua* L. and *Rosmarinus officinalis* L. essential oils on life table parameters of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Persian journal of acarology**, v. 6, n.1, p. 39-52, 2016.

ESTEVEZ FILHO, A. B.; OLIVEIRA, J. V.; JORGE BRAZ TORRES, J. B.; MATOS, C. H. C. Toxicidade de espiromesifeno e acaricidas naturais para *Tetranychus urticae* Koch e compatibilidade com *Phytoseiulus macropilis* (Banks). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n. 6, p. 2675-2686, 2013.

ESTEVEZ FILHO, A. B.; OLIVEIRA, J. V.; TORRES, J. B.; GONDIM JUNIOR, M. G. C. Biologia comparada e comportamento de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em algodoeiro Bollgard™ e Isolinha não-transgênica. **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 3, 2010.

FADINI, M. A. M.; PALLINI, A.; VENZON, M. Controle de ácaros em sistema de produção integrada de morango. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1271-1277, 2004.

FANG, X. P.; RIESER, M. J.; GU, Z. M.; ZHAO, G. X.; McLAUGHLIN, J. L. Annonaceous acetogenins: An updated review. **Phytochemical Analysis**, v. 4, n. 27, 1993.

FAO, Food and Agriculture Organization of the United Nations. **FAOSTAT**: production: crops. 2018. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>>. Acesso em: 29 nov. 2018.

FERNANDES, M. H. A.; MENEZES, K. O.; SOUZA, A. M.; ALMEIDA, J. R. G. S.; OLIVEIRA, J. E. M.; GERVÁSIO, R. C. R. G. Bioactivity of the organic extracts of *Annona vepretorum* on *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 52, n. 9, p. 707-714, 2017.

FLECHTMANN, Carlos Holger Wenzel. **Elementos de acarologia**. 1 ed. São Paulo: Nobel, 1975, 344p.

FLECHTMANN, Carlos Holger Wenzel. **Ácaros de importância agrícola**. 2 ed. São Paulo: Nobel, 1976, 192p.

FLECHTMANN, Carlos Holger Wenzel. **Ácaros de importância agrícola**. 5 ed. São Paulo: Nobel, 1983, 189p.

FREITAS, A. F.; PEREIRA, F. F.; FORMAGIO, A. S. N.; LUCCHETTA, J. T.; VIEIRA, M. C.; MUSSURY, R. M. Effects of methanolic extracts of *Annona* species on the development and reproduction of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v. 43, n. 5, p. 446-452, 2014.

GERSON, U. Ecology: webbing. In: HELLE, W.; SABELIS, M. W. **Spider Mites: their biology, natural enemies and control**. Elsevier, v. 1, p. 223–232, 1985.

GOLIZADEH, A.; GHAVIDEL, S.; RAZMJOU, J.; FATHI, S. A. A.; HASSANPOUR, M. Comparative life table analysis of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) on ten rose cultivars. *Acarologia*, v. 57, n. 3, p. 607-616, 2017.

GONÇALVES, G. L. P.; RIBEIRO, L. P.; GIMENES, L.; VIEIRA, P. C.; SILVA, M. F. G. F.; FORIM, M. R.; FERNANDES, J. B.; VENDRAMIM, J. D. Lethal and sublethal toxicities of *Annona sylvatica* (Magnoliales: Annonaceae) extracts to *Zabrotes subfasciatus* (Coleoptera: Chrysomelidae: Bruchinae). *Florida Entomologist*, v. 98, n. 3, 2015.

GONÇALVES-GERVÁSIO, R. C. R.; VENDRAMIM, J. D. Bioatividade do extrato aquoso de sementes de Nim sobre *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) em três formas de aplicação. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 31, n. 1, p. 28-34, 2007.

GRBIC, M.; VAN LEEUWEN, T.; CLARK, R. M.; ROMBAUTS, S.; ROUZÉ, P.; GRBIĆ, V.; OSBORNE, E. J.; DERMAUW, W.; NGOC, P. C. T.; ORTEGO, F.; HERNÁNDEZ-CRESPO, P.; DIAZ, I.; MARTINEZ, M.; NAVAJAS, M.; SUCENA, E.; MAGALHÃES, S.; NAGY, L.; PACE, R. M.; DJURANOVIĆ, S.; SMAGGHE, G.; IGA, M.; CHRISTIAENS, O.; VEENSTRA, J. A.; EWER, J.; VILLALOBOS, R. M.; HUTTER, J. L.; HUDSON, S. D.; VELEZ, M.; YI, S. V.; ZENG, J.; SILVA, A. P.; ROCH, F.; CAZAUX, M.; NAVARRO, M.; ZHUROV, V.; ACEVEDO, G.; BJELICA, A.; FAWCETT, J. A.; BONNET, E.; MARTENS, C.; BAELE, Z.; WISSLER, L.; SANCHEZ-RODRIGUEZ, A.; TIRRY, L.; BLAIS, C.; DEMEESTERE, K.; HENZ, S. R.; GREGORY, T. R.; MATHIEU, J.; VERDON, L.; FARINELLI, L.; SCHMUTZ, J.; LINDQUIST, E.; FEYEREISEN, E.; VAN DE PEER, Y. The genome of *Tetranychus urticae* reveals herbivorous pest adaptations. **Nature**, v. 479, p. 487-492, 2011.

GUIMARÃES, J. A.; MICHEREFF FILHO, M.; RIBEIRO, M. G. P. M.; JUNQUEIRA, A. M. R.; LIZ, R. S. **Descrição e manejo das principais pragas do morangueiro**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2010. 8p. (EMBRAPA HORTALIÇAS. Circular Técnica, 90).

HARDER, M. J.; TELLO, V. E.; GILIOME, J. H. The acaricidal effect of ethanolic extracts of *Chenopodium quinoa* Willd. on *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **African Entomology**, v. 24, n.1, p. 50-60, 2016.

HELLE, W.; SABELIS, M. W. **Spider mites**: their biology, natural enemies and control. Elsevier, v. 1, 1985.

HERNANDEZ, C. R.; VENDRAMIN, J. D. Toxicidade de extratos aquosos de Meliaceae em *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Manejo Integrado de Plagas**, v. 42, p. 14-22, 1996.

HOSTELLMANN, K.; QUEIROZ, E. F.; VIEIRA, P. C. **Princípios ativos de plantas superiores**. São Carlos: Edufscar, 2003. 152p.

IBGE, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Levantamento sistemático da produção agrícola** - Relatório de ocorrências. Rio Grande do Sul, 2017, 11p.

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

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.

JONCKHEERE, W.; DERMAUW, W.; ZHUROV, V.; WYBOUW, N.; BULCKE, J. V.; VILLARROEL, C. A.; GREENHALGH, R.; GRABI, M.; SCHUURINK, R. C.; TIRRY, L.; BAGGERMAN, G.; CLARK, R. M.; KANT, M. R.; VANHOLME, B.; MENSCHAERT, G.; VAN LEEUWEN, T. The salivary protein repertoire of the polyphagous spider mite *Tetranychus urticae*: a quest for effectors. **Molecular and Cellular Proteomics**, v. 15, n. 16, 2016.

KAPLAN, P.; YORULMAZ, S.; AY, R. Toxicity of insecticides and acaricides to the predatory mite *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology**, v. 38, n. 8, p. 699-705, 2012.

KARLEC, F.; DUARTE, A. F.; OLIVEIRA, A. C. B.; CUNHA, U. S. Development of *Tetranychus urticae* koch (acari: tetranychidae) in different strawberry cultivars. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 39, n. 1, 2017.

KASAP, I. Effect of apple cultivar and of temperature on the biology and life table parameters of the twospotted spider mite *Tetranychus urticae*. **Phytoparasitica**, v. 32, n.1, p. 73-82, 2004.

KHAJEHALI, J.; VAN NIEUWENHUYSE, P.; DEMAEGHT, P.; TIRRY, L.; VAN LEEUWEN, T. Acaricide resistance and resistance mechanisms in *Tetranychus urticae* populations from rose greenhouses in the Netherlands. **Pest Management Science**, v. 67, p. 1424–1433, 2011.

KOTKAR, H. M.; MENDKI, P. S.; SADAN, S. V.; JHA, S. R.; UPASANI, S. M.; MAHESHWARI, V. L. Antimicrobial and pesticidal activity of partially purified flavonoids of *Annona squamosa*. **Pest Management Science**, v. 58, p. 33-37, 2002.

KOVALESKI, A.; FERLA, N. J.; BOTTON, M.; PINENT, S. M. J.; **Produção de Morangos no Sistema Semi-Hidropônico**. Vacaria: Embrapa Uva e Vinho. Sistemas de Produção, 15. Versão Eletrônica, 2006.

KRINSKI, D.; MASSAROLI, A.; MACHADO, M. Potencial inseticida de plantas da família Annonaceae. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. 1, 2014.

LARA, F. M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. Piracicaba: Livrocere, 1979. 318p.

LUCINI, T.; SCABENI, C.; DEDORDI, C.; HIROSE, E.; SHIOMI, H. F. Efeito de extrato aquoso de *Capsicum baccatum* na mortalidade e oviposição de *Tetranychus ludeni* (acari: tetranychidae). **Scientia Agraria**, v. 11, n. 4, p. 355-358, 2010.

MACIEL, A. G. S.; RODRIGUES, J. S.; TRINDADE, R. C. P.; SILVA, E. S.; SANT'ANA, A. E. G.; LEMOS, E. E. P. Effect of *Annona muricata* L. (1753) (Annonaceae) seeds extracts on *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae). **African Journal of Agricultural Research**, v.10. n. 48, p. 4370-4375, 2015.

MACIEL, A. G. S.; SANTOS, M. D.; TRINDADE, R. C. P.; DUARTE, A. G. Seletividade do extrato etanólico de *Annona muricata* (l. 1753) (annonaceae) e de abamectina ao ácaro predador *Amblyseius aerialis* (Muma, 1955) (acari: phytoseiidae). **Ciência Agrícola**, v. 15, n. 1, p. 53-58, 2017.

MARAFELI, P. P.; REIS, P. R.; SILVEIRA, C. E.; SOUZA-PIMENTEL, G. C.; TOLEDO, M. A. Life history of *Neoseiulus californicus* (McGregor, 1954) (Acari: Phytoseiidae) fed with castor bean (*Ricinus communis* L.) pollen in laboratory conditions. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 3, p. 691-697, 2014.

MARCIC, D.; MEDO, I. Acaricidal activity and sublethal effects of an oxymatrine-based biopesticide on two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 64, p. 375-391, 2014.

MARTÍNEZ-VILLAR, E.; SÁENZ-DE-CABEZÓN, F. J.; MORENO-GRIJALBA, F.; MARCO, V.; PÉREZ-MORENO, I. Effects of azadirachtin on the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 35, p. 215-222, 2005.

MCMURTRY, J. A.; CROFT, B. A. Life styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. **Annual Review of Entomology**, v. 42, p. 291-321, 1997.

MEYER, J. R. Resistance to pesticides. 2003. Disponível em: <http://www.cals.ncsu.edu/course/ent425/library/tutorials/applied_entomology/resistance.html>. Acesso em: 13 Jan 2019.

MONTEIRO, L. B.; KUHN, T. M. A.; MOGOR, A. F.; SILVA, E. D. B. Biology of the two-spotted spider mite on strawberry plants. **Neotropical Entomology**, v. 43, n. 2, p.183-188, 2014.

MORAES, G. J. Controle biológico de ácaros fitófagos com ácaros predadores. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Eds.) **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 225–237.

MORAES, Gilberto José; FLECHTMANN, Carlos Holger Wenzel. **Manual de acarologia** – Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 308p.

MORAES, Lilia Aparecida Salgado; MARINHO-PRADO, Jeanne Scardini. Plantas com atividade inseticida. In: HALFELD-VIEIRA, Bernardo Almeida; MARINHO-PRADO, Jeanne Scardini; NECHET, Kátia de Lima; MORANDI, Marcelo Augusto Boechat; BETTIOL, Wagner. (eds), **Defensivos agrícolas naturais: uso e perspectivas**. Brasília, DF: Embrapa, p. 542-593, 2016.

MORO, L. B.; POLANCZYK, R. A.; CARVALHO, J. R.; PRATISSOLI, D.; FRANCO, C. R. Parâmetros biológicos e tabela de vida de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) em cultivares de mamão. **Ciência Rural**, v. 42, n. 3, p. 487-493, 2012.

MOURÃO, S. A.; SILVA, J. C. T.; GUEDES, R. N. C.; VENZON, M.; JHAM, G. N.; OLIVEIRA, C. L.; ZANUNCIO, J. C. Seletividade de extratos de nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) ao ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai* (Denmark & Muma) (Acari: Phytoseiidae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 5, p. 613-617, 2004.

MUSA, A.; MEDO, I.; MARIĆ, I.; MARČIĆ, D. Acaricidal and sublethal effects of a Chenopodium-based biopesticide on the two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 71, p. 211–226, 2017.

NUMA, S.; RODRÍGUEZ, L., RODRÍGUEZ, D.; COY-BARRERA, E. Susceptibility of *Tetranychus urticae* Koch to an ethanol extract of *Cnidioscolus aconitifolius* leaves under laboratory conditions. **SpringerPlus**, v. 4, n. 338, 2015.

NUMA, S.; RODRÍGUEZ-COY, L.; RODRÍGUEZ, D.; COY-BARRERA, E. Examination of the acaricidal effect of a set of colombian native plants-derived extracts against *Tetranychus urticae* Koch under laboratory conditions. **Journal of Biopesticides**, v. 11, n. 1, p. 30-37, 2018.

OCAMPO, D.; OCAMPO, R. Bioactividad de la familia Annonaceae. **Revista de la Universidad de Caldas**, p. 135-155, 2006.

OHSAWA, K.; ATSUZAWA, S.; MITSUI, T.; YAMAMOTO, I. Isolation and insecticidal activity of three acetogenins from seeds of pond apple, *Annona glabra* L. **Journal of Pesticide Science**, v. 16, n. 1, p. 93-96, 1991.

OLIVEIRA, A. C. B.; ANTUNES, L. E. C. Melhoramento genético e principais cultivares. In: ANTUNES, L. E. C.; REISSER JUNIOR, C.; SCHWENGBER, J. E. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. p.79-109, 2016.

OLIVER, J. H. Partenogenesis in mites and ticks (Arachnida: Acari). **American Zoologist**, v. 11, p. 282-299, 1971.

PASINI, A.; CAPELO, S. M. J.; OLIVEIRA, R. C. Ensaios preliminares para avaliação da eficiência de óleo de neem no controle de *Oligonychus yothersi* (Acari: Tetranychidae). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 24, n. 2, p. 315-316, 2003.

PICOLOTTO, L.; VIGNOLO, G. K.; GONÇALVES, M. A.; COCCO, C.; ANTUNES, L. E. C. Produção no campos. In: ANTUNES, L. E. C.; REISSER JUNIOR, C.; SCHWENGBER, J. E. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. p.79-109, 2016.

PIÑEYRO, N. G.; LUCCHETTA, J. T.; SILVA, A. S.; VIEIRA, M. C.; FORMAGIO, A. S. N.; PEREIRA, F. F. Avaliação da atividade de *Annona coriacea* (Annonaceae) sobre ovos de *Anticarsia gemmatalis* e *Spodoptera frugiperda*. 17º Workshop de Plantas Medicinais do Mato Grosso do Sul/7º Empório da Agricultura Familiar, 2015.

POLETTI, M.; COLLETTE, L. P.; OMOTO, C. Compatibilidade de agrotóxicos com os ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**, v. 3, n. 3, 2008.

PONTES, W. J. T.; OLIVEIRA, J. C. G.; CÂMARA, C. A. G.; LOPES, A. C. H. R.; GONDIM JÚNIOR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. V.; BARROS, R.; SCHWARTZ, M. O. E.; Chemical composition and acaricidal activity of the leaf and fruit essential oils of *Protium heptaphyllum* (Aubl.) Marchand (Bursaceae). **Acta Amazonica**, v. 37, n. 1, p. 103-110, 2007.

PONTES, W. J. T.; OLIVEIRA, J. C. S.; CAMARA, C. A. G. Atividade acaricida dos óleos essenciais de folhas e frutos de *Xylopiá sericea* sobre o ácaro rajado (*Tetranychus urticae* koch). **Química Nova**, v. 30, n. 4, p. 838-841, 2007.

PONTES, W. J. T.; OLIVEIRA, J. C. S.; CÂMARA, C. A. G. Atividade acaricida dos óleos essenciais de folhas e frutos de *Xylopiá sericea* sobre o ácaro rajado (*Tetranychus urticae* koch). **Química Nova**, v. 30, n. 4, p. 838-841, 2007.

PORTELA, I. P.; PEIL, R. M. N.; ROMBALDI, C. V. Efeito da concentração de nutrientes no crescimento, produtividade e qualidade de morangos em hidroponia. **Horticultura Brasileira**, v. 30, n. 2, p. 266-273, 2012.

RAMANIBAI, R.; PARTHIBAN, E.; BOOTHAPANDI, M. Effect of seed kernel aqueous extract from *Annona squamosa* against three mosquito vectors and its impact on non-target aquatic organisms. **Asian Pacific Journal of Tropical Disease**, v. 6, n. 9, p. 741-745, 2016.

REIS, P. R., SILVA, E. A.; ZACARIAS, M. S. Controle biológico de ácaros em cultivos protegidos. **Informe Agropecuário**, v. 26, n. 225, p. 58-67, 2005.

REISSER JUNIOR, C.; VIGNOLO, G. K. Plasticultura. In: ANTUNES, L. E. C.; REISSER JUNIOR, C.; SCHWENGBER, J. E. **Morangueiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. p.259-280, 2016.

RIBEIRO, L. P.; AKHTAR, Y.; VENDRAMIM, J. D.; ISMAN, M. B. Comparative bioactivity of selected seed extracts from Brazilian *Annona* species and an acetogenin-based commercial bioinsecticide against *Trichoplusia ni* and *Myzus persicae*. **Crop Protection**, v. 62, p. 100-106, 2014a.

RIBEIRO, L. P., VENDRAMIM, J. D.; ANDRADE, M. S.; BICALHO, K. U.; SILVA, M. F.; VIEIRA, P. C.; FERNANDES, J. B. Tropical plant extracts as sources of grain-protectant compounds against *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Neotropical Entomology**, v. 43, p. 470-482, 2014.

RIBEIRO, L. P., VENDRAMIM, J. D.; BICALHO, K. U.; ANDRADE, M. S.; FERNANDES, J. B.; MORAL, R. A.; DEMÉTRIO, C. G. B. *Annona mucosa* Jacq. (Annonaceae): A promising source of bioactive compounds against *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae). **Journal of Stored Products Research**, v. 55, p. 6-14, 2013.

RIBEIRO, L. D. P.; VENDRAMIM, J. D.; GONÇALVES, G. P.; ANSANTE, T. F.; GLORIA, E. M. D.; LOPES, J. D. C.; MELLO-SILVA, R.; FERNANDES, J. B. Searching for promising sources of grain protectors in extracts from Neotropical Annonaceae. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, v. 15, p. 215-232, 2016.

RIBEIRO, L. P.; SANTOS, M. S.; GONÇALVES, G. L. P.; VENDRAMIM, J. D. Toxicity of an acetogenin-based bioinsecticide against *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) and its parasitoid *Tamarixia radiata* (Hymenoptera: Eulophidae). **Florida Entomologist**, v. 98, n. 3, 2015.

RIBEIRO, L. P.; ZANARDI, O. Z.; VENDRAMIM, J. D.; YAMAMOTO, P. T. Comparative toxicity of an acetogenin-based extract and commercial pesticides against citrus red mite. **Experimental and Applied Acarology**, v. 64, p. 87–98, 2014b.

SABER, M.; AHMADI, Z.; MAHDAVINIA, G. Sublethal effects of spiroadiclofen, abamectina and pyridaben on life-history traits and life-table parameters of two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 75, n. 1, p. 55-67, 2018.

SALKELD, E. H.; POTTER, C. The effect of the age and stage of development of insect eggs on their resistance to insecticides. **Bulletin of Entomological Research**, v. 44, p. 527-580, 1953.

SALMAN, S. Y.; SARITAS, S.; KARA, N.; AYDINLI, F.; AY, R.; Contact, repellency and ovicidal effects of four Lamiaceae plant essential oils against *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Journal of Essential Oil Bearing Plants**, v. 18, n. 4, p. 857-872, 2015.

SANHUEZA, R. M. V.; HOFFMANN, A.; ANTUNES, L. E. C.; FREIRE, J. M. Sistema de Produção de Morango para Mesa na Região da Serra Gaúcha e Encosta Superior do Nordeste. 2005. Disponível em: <<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MesaSerraGaucha/importancia.htm>>. Acesso em: 4 mar 2019.

SANTOS, L.; TRINDADE, R. C. P.; SANTOS, D. S.; DIAS, M. S.; BROGLIO, S. M. F.; LEMOS, E. E. P. Effect of anonaceous extracts on *Aphis gossypii* (Glover, 1887) (Hemiptera: Aphididae) and selectivity to *Eriopsis connexa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Coccinellidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 40, e. 36267, 2018.

SATO, M. E. **Tecnologia sustentável: uso de ácaros predadores para o controle biológico de ácaro rajado.** São Paulo: Instituto Biológico, 2013. 24p.

SATO, M. E.; SILVA, M.; GONÇALVES, L. R.; FILHO, M. F. S.; RAGA, A. Toxicidade diferencial de agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em morangueiro. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 3, 2002.

SCHLESENER, D. C. H.; DUARTE, A. F.; GUERRERO, M. F. C.; CUNHA, U. S.; NAVA, D. E. Efeitos do nim sobre *Tetranychus urticae* koch (Acari: Tetranychidae) e os predadores *Phytoseiulus macropilis* (Banks) e *Neoseiulus californicus* (Mcgregor) (Acari: Phytoseiidae). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 35, n. 1, p. 59-66, 2013.

SOUZA, C. M.; BALDIN, E. L. L.; RIBEIRO, L. P.; SILVA, I. F.; MORANDO, R.; BICALHO, K. U.; VENDRAMIM, J. D.; FERNANDES, J. B. Lethal and growth inhibitory activities of Neotropical Annonaceae-derived extracts, commercial formulation, and an isolated acetogenin against *Helicoverpa armigera*. **Journal of Pest Science**, v. 90, n. 2, p. 701-709, 2017.

SOUZA, L. P.; ZAGO, H. B.; COSTA, A. V.; STINGUEL, P.; VALBON, W. R. Composição química e atividade acaricida do óleo essencial de erva-de-santa-maria sobre o ácaro-rajado. **Revista Caatinga**, v. 28, n. 1, p. 160-166, 2015.

SOUZA, L. P.; ZAGO, H. B.; PINHEIRO, P. F.; VALBON, W. R.; ZUIM, V.; PRATISSOLI, D. Composição química e toxicidade do óleo essencial de eucalipto sobre o ácaro-rajado. **Comunicata Scientiae**, v. 7, n. 4, p. 486-493, 2016.

SOUZA-PIMENTEL, G. C. **Biologia de *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae), controle biológico do ácaro-rajado em roseiras e seletividade de produtos fitossanitários a fitoseídeos.** 2014. 101 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade federal de Lavras, Lavras. 2014.

TORMO, J. R. Annonaceous acetogenins as inhibitors of mitochondrial complex I. **Current Topics in Medicinal Chemistry**, v. 2, p. 69-90, 1999.

TURCHEN, L. M.; HUNHOFF, L. M.; PAULO, M. V.; SOUZA, C. P. R.; PEREIRA, M. J. B. Potential phytoinsecticide of *Annona mucosa* (jacq) (annonaceae) in the control of brown stink bug. **Bioscience Journal**, v. 32, n. 3, p. 581-587, 2016.

VAN LEEUWEN, T.; VONTAS, J.; TSAGKARAKOU, A.; DERMAUW, W.; TIRRY, L. Acaricide resistance mechanisms in the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* and other important Acari: a review. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 40, p. 563-572, 2010.

VERONEZ, B.; SATO, M. E.; NICASTRO, R. L. Toxicidade de compostos sintéticos e naturais sobre *Tetranychus urticae* e o predador *Phytoseiulus macropilis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 47, n. 4, p. 511-518, 2012.

VICENTINI, V. B.; PRATISSOLI, D.; COSTA, A. V., QUEIROZ, V. T., ZINGER, F. D.; PINHEIRO, P. F. Potencial acaricida do extrato etanólico de *Sapindus saponaria* e de solução sabão sobre *Tetranychus urticae*. **Bioscience Jornal**, v. 31, n. 1, p. 118-126, 2015.

WALTER, D. E.; PROCTOR, H. C. **Mites**: Ecology, evolution and behaviour. University of Michigan: Ed. UNSW, 1999. 322p.

WATANABE, M. A., MORAES, G. J.; I. GASTALDO JUNIOR, I.; NICOLELLA, G. Controle biológico do ácaro rajado com ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) em culturas de pepino e morango. **Scientia Agricola**, v. 51, p. 75-81, 1994.

YANAR, D.; KADIOĞLU, D.; GÖKÇE, A. Ovicidal activity of different plant extracts on twospotted spider mite (*Tetranychus urticae* Koch) (Acari: Tetranychidae). **Scientific Research and Essays**, v. 6, n. 14, p. 3041-3044, 2011.

ZAFRA-POLO, M. C.; FIGADERE, B.; GALLARDO, T.; TORMO, JR.; CORTES, D. Natural acetogenins from Annonaceae, synthesis and mechanisms of action. **Phytochemistry**, v. 48, p. 1087-1117, 1998.

ZENG, L.; YE, Q.; OBERLIES, N. H.; SHI, G.; GU, Z. M.; ELE, K.; McLAUGHLIN, J. L. Recent advances in annonaceous acetogenins. **Natural Product Reports**, v. 13, n. 275, 1996.