

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**EFEITO DOS CULTIVOS AGRÍCOLAS NA DIVERSIDADE DE
ÁCAROS PREDADORES MESOSTIGMATA E PROSPECÇÃO
PARA USO NO CONTROLE BIOLÓGICO**

Me. Emiliano Brandão de Azevedo

Engenheiro Agrônomo

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**EFEITO DOS CULTIVOS AGRÍCOLAS NA DIVERSIDADE DE
ÁCAROS PREDADORES MESOSTIGMATA E PROSPECÇÃO
PARA USO NO CONTROLE BIOLÓGICO**

Discente: Emiliano Brandão de Azevedo

Orientador: Prof. Dr. Raphael de Campos Castilho

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Campus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Agronomia (Entomologia Agrícola).

2021

A994e Azevedo, Emiliano Brandão de
 Efeito dos cultivos agrícolas na diversidade de ácaros predadores
Mesostigmata e prospecção para uso no controle biológico / Emiliano
Brandão de Azevedo. -- , 2021
 90 p. : il., tabs., fotos

 Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp),
Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara,
Orientador: Raphael Campos Castilho

 1. Diversidade. 2. Mesostigmata edáficos. 3. Taxonomia. 4.
Potencial biológico. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: EFEITO DOS CULTIVOS AGRÍCOLAS NA DIVERSIDADE DE ÁCAROS
PREDADORES MESOSTIGMATA E PROSPECÇÃO PARA USO NO CONTROLE
BIOLÓGICO

AUTOR: EMILIANO BRANDÃO DE AZEVEDO

ORIENTADOR: RAPHAEL DE CAMPOS CASTILHO

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Doutor em AGRONOMIA
(ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA), pela Comissão Examinadora:

Raphael C. Castilho

Prof. Dr. RAPHAEL DE CAMPOS CASTILHO (Participação Virtual)
Departamento de Entomologia e Acarologia / ESALQ/USP - Piracicaba/SP

Raphael C. Castilho

Prof. Dr. RENATO DE ALMEIDA SARMENTO (Participação Virtual)
Universidade Federal do Tocantins-UFT / Gurupi/TO

Raphael C. Castilho

Prof. Dr. DANIEL JUNIOR DE ANDRADE (Participação Virtual)
Departamento de Ciências da Produção Agrícola / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Raphael C. Castilho

Prof. Dr. PETERSON RODRIGO DEMITE (Participação Virtual)
Universidade Federal do Mato Grosso / Cuiabá/MT

Raphael C. Castilho

Prof. Dr. GILBERTO JOSÉ DE MORAES (Participação Virtual)
Departamento de Entomologia e Acarologia/ESALQ-USP / Piracicaba/SP

Jaboticabal, 26 de fevereiro de 2021

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Emiliano Brandão de Azevedo, nascido em Gurupi, Tocantins, em três de outubro de 1986. Graduado em Agronomia pela Universidade Federal do Tocantins (UFT) em 2014. Durante a Graduação realizou estágios no Laboratório de Ecologia Funcional e Aplicada, sob orientação do Prof. Dr. Renato de Almeida Sarmiento, sendo bolsista de iniciação científica UFT/CNPq em 2010/2011. Em 2011/2012 participou do Programa de Intercâmbio Brasil/França da Brafagri/Capes ficando sediado na instituição Centre International D'Etudes Supérieures em Sciences Agronomiques em Montpellier. Durante esse período na França realizou estágio no Centre de Biologie pour la Gestion des Populations (CBGP), sob orientação da Profa. Dra. Marie-Stéphane Tixier. No período de 2015 a 2017 cursou o Mestrado no Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola), na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), Câmpus de Jaboticabal/SP, sob orientação do Prof. Raphael de Campos Castilho, com Bolsa da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), processo n° 2015/14400-6. Em 2017 iniciou o Doutorado também no programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola), na FCAV/UNESP, sob orientação do Prof. Dr. Raphael de Campos Castilho, com Bolsa da FAPESP, processo n° 2018/14478-3. Durante o período de Doutorado, participou da do programa “Bolsa de Estágio e Pesquisa no Exterior” (BEPE) da FAPESP (Processo n° 2019/12175-6) no Centre de Biologie pour la Gestion des Populations (CBGP), França sob orientação da Profa. Dra. Marie-Stéphane Tixier. Esse trabalho de Doutorado estava vinculado ao Projeto Temático do Programa BIOTA da FAPESP (Processo n° 2017/12004-1).

email: emiliano.azv@gmail.com

*“Observem as aves do céu: não semeiam nem colhem
nem armazenam em celeiros; contudo, o Pai celestial as alimenta.”*

(Mateus 6:25-34)

AGRADECIMENTOS

- Agradeço primeiramente a Deus, pela força, paciência e sabedoria;
- À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), câmpus de Jaboticabal, especialmente ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) e ao Setor de Fitossanidade, por tornar possível a obtenção do título de Doutor;
- À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela concessão da Bolsa de Doutorado (Processo nº 2018/14478-3) e a Bolsa de Estágio e Pesquisa no Exterior (BEPE) (Processo nº 2019/12175-6). Esse projeto de Doutorado estava vinculado ao Projeto Temático “Ácaros edáficos: diversidade, relação com a microbiota e ecologia em áreas naturais e cultivadas no Brasil, com elaboração de bases de dados e chaves para identificação de grupos selecionados”, que faz parte do Programa BIOTA da FAPESP (Processo nº 2017/12004-1);
- O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001 – período 01/03/2017 – 31/10/2018;
- Ao Prof. Dr. Raphael de Campos Castilho, pela supervisão, conselhos, amizade e paciência durante os cursos de Mestrado e Doutorado;
- Ao Prof. Dr. Renato de Almeida Sarmiento, pela amizade, paciência e conselhos durante os cursos de Mestrado e Doutorado;
- À Prof. Dra. Marie Stephane-Tixier, pela paciência e por ter me orientado no período de intercâmbio na França;

- À minha esposa Annyelle Neres de Castro e ao meu filho Mateus Castro Brandão de Azevedo, por alegrarem minha vida nessa caminhada;
- Aos meus pais Edo de Azevedo e Emilia Maria Brandão de Azevedo, pelo grande apoio durante toda a jornada;
- Aos meus irmãos Eduardo Brandão de Azevedo e Everton Brandão de Azevedo, pelos momentos de descontração nas dificuldades;
- Aos meus companheiros de laboratório e amigos Aline Finotti Torris, Ana Flávia Matias Gonçalves, Ávylla Régia de Albuquerque Barros, Barbara Rodrigues Junqueira, Daiana Jeronimo Polli, Flávia Fagundes de Paula, Larissa Alves de Castro Jocardelli Rossini, Leticia Caroline Penteado Innocente, Letícia Henrique de Azevedo, Matheus Cardoso de Castro e Thais Juliane do Prado, pela amizade e apoio;
- Aos meus amigos do Curso de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) da FCAV/UNESP, câmpus de Jaboticabal, pelos momentos de discussão de ciência e de descontração.

Muito obrigado!

SUMÁRIO

Resumo	ii
Abstract	iii
CAPÍTULO 1 – Considerações gerais	1
1.1 Referências bibliográficas	4
CAPÍTULO 2 – Efeito dos cultivos agrícolas na diversidade de ácaros predadores Gamasina (Mesostigmata)	9
2.1 – Introdução	10
2.2. Material e Métodos	11
2.2.1. Áreas de coleta	11
2.2.2. Manejo nas áreas cultivadas e dados meteorológicos	13
2.2.3. Coleta das amostras	20
2.2.4. Extração de ácaros edáficos	21
2.2.5. Triagem e identificação	21
2.2.6. Análise dos resultados	22
2.3. Resultados	23
2.3.1. Abundância dos ácaros edáficos	23
2.3.2. Diversidade de ácaros Gamasina	26
2.4. Discussão	33
2.5. Referências bibliográficas	38
CAPÍTULO 3 – Análise filogenética de ácaros Gamasina edáficos utilizando marcadores moleculares	43
3.1. Introdução	44
3.2. Material e métodos	45
3.2.1. Coletas de ácaros edáficos e triagem	46
3.2.2. Análise molecular	46
3.2.3. Análise morfológica	49
3.2.4. Análise dos resultados	49
3.3. Resultado e discussão	49
3.3.1. Ácaros Mesostigmata	49
3.3.2. Seleção de primers	51
3.3.3. Filogenia com marcadores nucleares ribossômicos (18S e 28S)	52
3.3.4. Filogenia molecular de ácaros Gamasina edáficos utilizando marcadores mitocondrial, ribossomais e um fragmento nuclear	55
3.4. Referências bibliográficas	58
CAPÍTULO 4 – Duas novas espécies de <i>Neogamasellekans</i> (Mesostigmata: Ologamasidae) do Brasil e uma chave para as espécies do gênero	62
4.1. Introdução	62
4.2. Material e Métodos	63
4.3. Resultados	64
4.4. Referências bibliográficas	78
CAPÍTULO 5 – Potencial de predação de três espécies de Mesostigmata sobre o tripses <i>Caliothrips phaseoli</i> e o fitonematoide	81

Meloidogyne incognita

5.1. Introdução	82
5.2. Material e Métodos	83
5.3. Resultados e discussão	85
5.4. Referências bibliográficas	88

EFEITO DOS CULTIVOS AGRÍCOLAS NA DIVERSIDADE DE ÁCAROS PREDADORES MESOSTIGMATA E PROSPECÇÃO PARA USO NO CONTROLE BIOLÓGICO

RESUMO - O conhecimento da acarofauna edáfica no Brasil é incipiente, principalmente em áreas agricultáveis. Um dos grupos mais comuns de ácaros edáficos são os Mesostigmata, conhecidos pelo potencial como agentes de controle biológico de pragas. Sendo assim, objetiva-se com esse estudo determinar e comparar os grupos de Mesostigmata edáficos encontrados em cultivos agrícolas, com diferentes tipos de solo e manejo, e também em área natural, no bioma Mata Atlântica, em São Paulo, incluindo ainda a descrição de duas novas espécies de *Neogamasellekans* e testes do potencial de predação com espécies de Gamasina sobre tripes e fitonematoide. Para isso foram selecionadas cinco áreas de coletas na Fazenda Experimental da FCAV/UNESP, quatro delas com cultivos agrícolas, milho (A e B) e soja (A e B), cada uma representado um solo com características diferentes, e uma área de vegetação natural de Mata Atlântica. A maior abundância de Gamasina foi encontrada na vegetação natural. O maior pico populacional de ácaros Gamasina ocorreu em dezembro de 2017. A família mais abundante foi Ologamasidae, seguido por Laelapidae e Rhodacaridae. As espécies mais abundantes foram *Gamasiphis* sp. 1, *Gaeolaelaps* sp. 1 e *Afrodacarellus citri*. Ao compararmos as espécies encontradas nos ambientes de coleta, uma análise molecular foi realizada com primers ribossomais, nucleares e mitocondriais. Os resultados mostraram que as espécies encontradas foram agrupadas nas respectivas superfamílias em que já são agrupadas devido as características morfológicas. Além disso, nos ambientes de coletas duas novas espécies de *Neogamasellekans* foram descobertas e descritas. O teste de predação mostrou um consumo maior de *Stratiolaelaps scimitus* sob tripes comparado aos outros predadores, enquanto para o fitonematoide, *Protogamasellopsis zaheri* mostrou maior oviposição e sobrevivência.

Palavras-chave: Diversidade, Mesostigmata edáficos, Taxonomia, Potencial biológico.

EFFECT OF AGRICULTURAL CROPS ON THE DIVERSITY OF MESOSTIGMATA PREDATING MITES AND PROSPECTING FOR USE IN BIOLOGICAL CONTROL

ABSTRACT - The knowledge of the edaphic mite fauna in Brazil is incipient, mainly in arable areas. One of the most common groups of edaphic mites are Mesostigmata, known for their potential as biological pest control agents. Therefore, the aim of this study is to determine and compare the edaphic Mesostigmata groups found in agricultural crops, with different types of soil and management, and also in natural areas, in the Atlantic Forest biome, in São Paulo, including the description of two new species of Neogamaselleans and predation tests with species of Gamasina against thrips and nematodes. For this purpose, five collection areas were selected at the FCAV / UNESP Experimental Farm, four of them with agricultural crops, corn (A and B) and soybeans (A and B), each represented a soil with different characteristics, and an area of vegetation. Atlantic Forest. The highest abundance of mites and Gamasina were found in natural vegetation and soybean crops A. The largest population peak of mites and Gamasina occurred in December 2017. The most abundant family was Ologamasidae, followed by Laelapidae and Rhodacaridae. The most abundant species were *Gamasiphis* sp. 1, *Gaeolaelaps* sp. 1 and *Afrodacarellus citri*. When comparing the species found in the collection environments, a molecular analysis was performed with ribosomal, nuclear and mitochondrial primers. The results showed that the species found were grouped in the respective superfamilies. In addition, in the collection environments two new species of *Neogamaselleans* were discovered and described. The predation test showed a higher consumption of *Stratiolaelaps scimitus* under *Caliothripes phaseoli* and *Tyrophagus putrescentiae* compared to other predators. *Protogamasellopsis zaheri* showed greater oviposition and survival.

Keywords: Diversity, edaphic Mesostigmata, Taxonomy, Biological potential.

Capítulo 1 – Considerações gerais

Dentre os seis biomas encontrados no Brasil, a Mata Atlântica é o terceiro maior em extensão territorial, ficando atrás apenas dos biomas Amazônia e Cerrado (IBGE, 2021). A Mata Atlântica está presente nas regiões Nordeste, Centro-Oeste, Sudeste e Sul, ocupando 1.110.182 km² do território brasileiro (IBGE, 2021). A área do estado de São Paulo é composta por cerca de 80% de bioma Mata Atlântica (IBGE, 2021).

Atualmente existem poucas áreas não perturbadas de Mata Atlântica, principalmente devido à abertura de áreas agrícolas. Por isso, esse bioma é considerado como um importante hotspots mundial de biodiversidade, principalmente por abrigar uma alta diversidade de espécies endêmicas (Myers, 1988; Silva e Casteleti, 2005). Por mais que o conhecimento de ácaros no bioma Mata Atlântica seja pouco conhecido, alguns trabalhos de diversidades já foram realizados com descobertas de novas espécies (Silva et al., 2004; Junqueira, 2017; Silva, 2020)

No mundo, há uma diversidade e abundância consideravelmente alta de organismos edáficos, em especial os ácaros. A última estimativa sobre o número de ácaros conhecidos no mundo mensurou cerca de 55.000 espécies descritas (Zhang, 2011). No entanto, algumas estimativas sugerem que exista mais de 1.000.000 de espécies de ácaros no mundo (Walter e Proctor, 2013; Skoracka et al., 2015), com a grande maioria destas habitando o ambiente edáfico. Os ácaros da subordem Oribatida (ordem Trombidiformes) geralmente são os mais abundantes nos solos, principalmente em áreas de vegetação natural (Krantz e Walter, 2009). O segundo grupo de ácaros encontrado em abundância no ambiente edáfico é da ordem Mesostigmata.

Mesostigmata é um grupo de ácaros conhecido por abranger espécies eficientes predadoras de organismos pragas ou parasitos (Castilho et al., 2015), por isso é um dos grupos mais estudados. Dentre as espécies de Mesostigmata mais estudadas, os ácaros da família Phytoseiidae se destacam devido ao seu potencial de regulação de pragas agrícolas (McMurtry et al., 2013). Cerca de 43 espécies de Phytoseiidae já foram ou são produzidas comercialmente como agentes de controle biológico no mundo (Van Lenteren, 2012; Van Lenteren et al., 2018). No entanto, apesar de serem encontradas algumas espécies de fitoseídeos no ambiente edáfico, a maioria delas

ocorre na parte aérea das plantas (McMurtry et al., 2013, 1995 Azevedo 2017, Junqueira 2017).

Em relação aos Mesostigmata que ocorrem no solo, existem sete espécies de outras três famílias que são comercializadas para o controle de pragas e parasitos no mundo. As espécies de ácaros comercializadas atualmente são *Androlaelaps casalis* Berlese (Europa), *Gaeolaelaps aculeifer* (Canestrini) (América do Norte, Ásia, Austrália, Europa, norte da África e Nova Zelândia), *Gaeolaelaps gillespiei* Beaulieu (América do Norte), *Stratiolaelaps scimitus* (Womersley) (América Latina e Europa) e *Stratiolaelaps miles* (Berlese) (América do Norte, Austrália, Europa e Nova Zelândia), que pertencem a família Laelapidae, *Macrocheles robustulus* (Berlese) (Europa), da família Macrochelidae, e *Pergamasus quisquiliarum* (Canestrini) (Europa) da família Parasitidae (Van Lenteren, 2012; Moreira e Moraes, 2015; Azevedo et al., 2015; Van Lenteren et al., 2018). No Brasil é comercializado apenas *S. scimitus*, principalmente para controle de ovos e larvas de moscas Sciaridae (Diptera) (Castilho et al., 2019).

Diversas outras espécies edáficas de várias famílias de Mesostigmata também já foram relatadas predando artrópodes pragas e parasitos, como Ascidae, Blattisociidae e Melicharidae (Moraes et al., 2015), Digamasellidae, Ologamasidae, Rhodacaridae e Parasitidae (Castilho et al., 2015), Macrochelidae (Azevedo et al. 2015) e Laelapidae (Moreira & Moraes, 2015). No Brasil, algumas espécies, coletadas em estudos da diversidade de ácaros edáficos, demonstraram potencial no controle de pragas e parasitos, como *Cosmolaelaps jaboticabalensis* Moreira, Klompen & Moraes (Laelapidae) para *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) (Moreira et al., 2015), *Protogamasellopsis zaheri* Abo-Shnaf, Castilho & Moraes (Rhodacaridae) para *F. occidentalis* e *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) (Nematoda: Meloidogynidae) (Castilho et al., 2009; Prado, 2018), e *Macrocheles emersoni* Azevedo, Castilho e Berto (Macrochelidae) para *Stomoxys calcitrans* (L.) (Diptera: Muscidae) (Azevedo et al., 2018).

O conhecimento do potencial de ácaros Mesostigmata no controle biológico ainda é muito pequeno no Brasil, principalmente pelos poucos estudos determinando a fauna de ácaros edáficos no país. Em todo o território brasileiro, as informações da

diversidade de ácaros edáficos Mesostigmata são restringidas a algumas poucas áreas dos estados de Alagoas (Duarte, 2013; Santos et al., 2013; Santos et al., 2017b; Barros, 2020), Mato Grosso (Britto et al., 2017; Santos et al., 2017a; Castro et al., 2021), Mato Grosso do Sul (Yamada, 2020); Rio Grande do Sul (Duarte et al., 2016, 2017), São Paulo (Mineiro e Moraes, 2001; Silva et al., 2004; Castilho e Moraes, 2010; Castilho et al., 2010, 2012; Moreira et al., 2015; Santos et al., 2015; Azevedo et al., 2017; Silva, 2020) e Tocantins (Azevedo et al., 2020). No entanto, a maioria destes estudos foram realizados em áreas de vegetação natural. Poucos são os estudos de diversidade de ácaros edáficos em cultivos agrícolas, principalmente comparando com áreas de vegetação natural ao lado destes cultivos (Mineiro e Moraes, 2001; Yamada, 2020; Silva, 2020; Barros, 2020; Azevedo et al., 2020; Castro et al., 2021). Entre esses trabalhos realizados, um realizado em Tocantins propiciou o encontro de várias espécies novas (pelo menos seis espécies e um novo gênero), e de espécies que demonstram potencial de uso no controle biológico, através de estudos em andamento (Azevedo, 2020).

A intensificação dos cultivos agrícolas pode afetar negativamente a comunidade biológica do solo nos diferentes níveis taxonômicos, incluindo os ácaros predadores (Garbeva et al., 2006; Cao et al., 2011; Postma-Blaauw et al., 2012; Azevedo et al., 2020). Assim como, boas práticas agrícolas podem ajudar na manutenção de algumas espécies nos sistemas de cultivo (Bedano et al., 2016; Azevedo et al., 2020), como o plantio direto e aplicação adequada de insumos. Outro fator que pode estar relacionado com a diversidade e abundância de ácaros edáficos é o tipo de solo presente nas áreas de cultivo, o teor de matéria orgânica, e as características físico-químicas do solo (Bedano et al., 2016).

Determinar as espécies de ácaros predadores edáficos nos sistemas de cultivo, principalmente em culturas muito cultivadas no Brasil, como soja e milho, e em biomas com poucos estudos, como a Mata Atlântica, será importante para verificar o quanto a fauna de ácaros predadores pode ser influenciada pelas medidas adotadas nos cultivos e pelos tipos de solo em que ocorrem. A influência da vegetação natural ao lado destes cultivos também é um fator que pode influenciar a população de ácaros Mesostigmata.

O conhecimento destes aspectos é importante para a prospecção de ácaros predadores que possam ser usados de maneira aplicada no controle biológico.

O uso mais significativo do controle biológico com ácaros predadores Mesostigmata no Brasil depende essencialmente dos resultados das pesquisas básicas, como os sugeridos no presente projeto, para que complementem os conhecimentos já existentes. Novos estudos, principalmente nessas áreas incipientes relatadas, poderão alavancar a utilização de ácaros predadores edáficos no controle de pragas e parasitos no Brasil.

Por isso, os objetivos da tese foram: (i) avaliar o efeito de quatro ambientes cultivados, sendo dois com soja e dois com milho e um fragmento de vegetação natural, com diferentes aspectos físicos-químicos sob a comunidade de ácaros edáficos, com ênfase nos Gamasina, no bioma Mata Atlântica no estado de São Paulo. (ii) comparar as espécies de Gamasina edáficos nos mesmos ambientes de cultivados acima, utilizando técnicas moleculares. (iii) descrever duas novas espécies de Gamasina encontrados nos ambientes cultivados e natural desses estudos. (iv) determinar o potencial de predação de espécies de ácaros predadores sob *Caliothrips phaseoli* (Hood) e *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood em laboratório.

1.1. Referências bibliográficas

Azevedo EB (2017). **Diversidade de ácaros edáficos, com ênfase nos Mesostigmata, em cultivos agrícolas e na vegetação natural do bioma Cerrado no sul do estado do Tocantins**. 57f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

Azevedo EB, Azevedo LH, Moreira GF, Santos FA, Carvalho MAF, Sarmiento RA, Castilho RC (2020) Diversity of soil gamasine mites (Acari: Mesostigmata: Gamasina) in an area of natural vegetation and cultivated areas of the Cerrado biome in Northern Brazil. **Diversity**, 12: 331.

Azevedo LH, Castilho RC, Berto MM, Moraes GJ (2017) Macrochelid mites (Mesostigmata: Macrochelidae) from São Paulo state, Brazil, with description of a new species of *Macrocheles*. **Zootaxa**, 4269: 413-426.

Azevedo LH, Emberson RM, Esteca FCN, Moraes GJ (2015) Macrochelid mites (Mesostigmata: Macrochelidae) as biological control agents. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 103-132.

Azevedo LH, Ferreira MP, Castilho RC, Caçado PHD, Moraes GJ (2018) Potential of *Macrocheles* species (Acari: Mesostigmata: Macrochelidae) as control agents of harmful flies (Diptera) and biology of *Macrocheles embersoni* Azevedo, Castilho and Berto on *Stomoxys calcitrans* (L.) and *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). **Biological Control**, 123: 1-8.

Barros ARA (2020) **Diversidade de ácaros edáficos Gamasina (Mesostigmata) no bioma Caatinga no estado de Alagoas, com descrição de uma espécie nova, e elaboração de um catálogo para a família Podocinidae**. 76f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

Bedano JC, Domínguez A, Arolfo R, Wall LG (2016) Effect of Good Agricultural Practices under no-till on litter and soil invertebrates in areas with different soil types. **Soil & Tillage Research**, 158: 100-109.

Britto EPJ, Barreto MR, Moraes GJ (2017) Description of a new species of *Asca* Heyden (Acari: Ascidae), from Mato Grosso, northwestern Brazil. **International Journal of Ascarology**, 43: 286-290.

Cao Z, Han X, Hu C, Chen J, Zhang D, Steinberger Y (2011) Changes in the abundance and structure of a soil mite (Acari) community under long-term organic and chemical fertilizer treatments. **Applied Soil Ecology**, 49: 131-138.

Castilho RC, Moraes GJ (2010) Rhodacaridae mites (Acari: Mesostigmata: Rhodacaroidea) from the State of São Paulo, Brazil, with descriptions of a new genus and three new species. **International Journal of Acarology**, 36: 387-398.

Castilho RC, Moraes GJ, Narita JPZ (2010) A new species of *Gamasiphis* (Acari: Ologamasidae) from Brazil, with a key to species from the Neotropical Region. **Zootaxa**, 2452: 31-43.

Castilho RC, Narita JPZ, Moraes GJ (2012) Three new species of *Gamasiphis* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil, with complementary information about *Gamasiphis plenosestosus* Karg and a key to the world species of the genus. **Journal of Natural History**, 46: 1969-1998.

Castilho RC, Venancio R, Narita JPZ (2015) Mesostigmata as biological control agents, with emphasis on Rhodacaroidea and Parasitoidea. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE

(Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 1-31.

Castilho RC, Moraes GJ, Silva ES, Silva LO (2009) Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). **Biological Control**, 48: 164-167.

Castilho RC, Azevedo EB, Paula FF, Prado TJ, Barros ARA, Azevedo LH (2019) Ácaros predadores: uso no controle biológico de pragas e parasitos. In: Castilho, R.C.; Rezende, G.F.; Nascimento, J.; Rossi, G.D. **Tópicos em Entomologia Agrícola- XII**. Multipress: Jaboticabal. p. 117-136.

Castro MC, Azevedo EB, Britto EPJ, Barreto MR, Pitta RM, Castilho RC, Moraes GJ (2021) Gamasina mite communities (Acari: Mesostigmata) in grain production systems of the southwestern Brazilian Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, 26: 1-14.

Duarte AF, Castilho RC, Cunha US, Moraes GJ (2016) A new species of *Binodacarus* (Acari: Mesostigmata: Rhodacaridae), with a new characterization of the genus. **Systematic and Applied Acarology**, 21: 1194-1201.

Duarte AF, Moreira GF, Cunha US, Moraes GJ (2017) *Cosmolaelaps* Berlese (Mesostigmata: Laelapidae) from southern Brazil, with a new record of a heteromorphic male, description of a new species, and a key to the species reported from that country. **Zootaxa**, 4286: 535-544.

Duarte ME (2013) **Acarofauna plantícola e edáfica da cultura da cana-de-açúcar e de cabotã, em área de Mata Atlântica no Estado de Alagoas, Brasil**. 97f. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo.

Garbeva P, Postma J, Van Veen JA, Van Elsas JD (2006) Effect of above-ground plant species on soil microbial community structure and its impact on suppression of *Rhizoctonia solani* AG3. **Environmental Microbiology**, 8: 233-246.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2021). Disponível em: <http://ibge.gov.br>. Acesso em: 08 jan. de 2021.

Krantz GW, Walter DE (2009) **A Manual of Acarology**. Third Edition. Texas Tech University Press: Lubbock, Texas. 807 p.

McMurtry JA, Moraes GJ, Sourassou NF (2013) Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. **Systematic and Applied Acarology**, 18: 297-320.

Mineiro JLC, Moraes GJ (2001) Gamasida (Arachnida: Acari) edáficos de Piracicaba, Estado de São Paulo. **Neotropical Entomology**, 30: 379-385.

Moraes GJ, Venancio R, Santos VLV, Paschoal AD (2015) Potential of Ascidae, Blattisociidae and Melicharidae (Acari: Mesostigmata) as biological control agents of pest organisms. In: Carrillo, D.; Moraes, G.J.; Peña, J.E. (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 33-75.

Moreira GF, Moraes GJ (2015) The potential of free-living laelapid Mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: Carrillo, D.; Moraes, G.J.; Peña, J.E. (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 77-102.

Moreira GF, Morais MR, Busoli AC, Moraes GJ (2015) Life cycle of *Cosmolaelaps jaboticabalensis* (Acari: Mesostigmata: Laelapidae) on *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) and two factitious food sources. **Experimental and Applied Acarology**, 65: 219-226.

Myers N (1988) Threatened biotas: "Hot Spots" in tropical forests. **The Environmentalist**, 8: 187-208.

Prado TJ (2018) **Biologia e potencial do ácaro predador *Protogamasellopsis zaheri* (Mesostigmata: Rhodacaridae) como agente de controle do nematoide de galha *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Meloidogynidae)**. 31f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

Postma-Blaauw MB, de Goede RGM, Bloem J, Faber JH, Brussaard L (2012) Agricultural intensification and de-intensification differentially affect taxonomic diversity of predatory mites, earthworms, enchytraeids, nematodes and bacteria. **Applied Soil Ecology**, 57: 39-49.

Santos JC, Castilho RC, Silva ES, Moraes GJ (2013) A new species of *Hydrogamasellus* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil, with a key to the world species of the genus. **Zootaxa**, 3926: 111-121.

Santos JC, Castilho RC, Silva ES, Moraes GJ (2015) Two new species of *Rykellus* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil and a key to the world species of the genus. **Zootaxa**, 3926: 111–121.

Santos JC, Martins JPI, Britto EPJ, Moraes GJ (2017a) A new species of *Podocinum* (Acari: Podocinidae) from Brazil, and supplementary descriptions of three species of this genus. **Zootaxa**, 4290: 444-458.

Santos MD, Castilho RC, Moraes GJ, Silva ES (2017b) Two new species of *Afrodacarellus* (Acari: Mesostigmata: Rhodacaridae) from Brazil and a key to the world species of the genus. **Zootaxa**, 4363: 409-420.

Silva MC, Casteleti CHM (2005) Estado da biodiversidade da Mata Atlântica brasileira. In: Galindo-Leal, C.; Câmara, I.G. (Eds.). **Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas**. São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica. pp. 43-59.

Silva ES, Moraes GJ, Krantz GW (2004) Diversity of edaphic rhodacaroid mites (Acari: Mesostigmata: Rhodacaroidea) in natural ecosystems in the State of São Paulo, Brazil. **Neotropical Entomology**, 33: 547-555.

Silva VB (2020) **Ácaros e nematoides edáficos no estado de São Paulo: diversidade e aplicações em programas de controle biológico**. 56f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

Skoracka A, Magalhães S, Rector BG, Kuczyński L (2015). Cryptic speciation in the Acari: a function of species lifestyles or our ability to separate species? **Experimental and Applied Acarology**, 67: 165-182.

Van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl**, 57:1-20.

Van Lenteren JC, Bolckmans K, Köhl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl**, 63: 39-59.

Walter DE, Proctor HC (2013) **Mites-ecology, evolution and behaviour: life at a microscale**. 2nd ed. Springer: The Netherlands. 494 p.

Yamada, M. (2020) **Diversidade de ácaros edáficos no bioma Pantanal e potencial de algumas espécies para o controle biológico de pragas de solo**. 85f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

Zhang Z-Q (2011) Animal biodiversity: an introduction to higher-level classification and taxonomic richness. **Zootaxa**, 3148: 7-12.

CAPÍTULO 2 – Efeito dos cultivos agrícolas na diversidade de ácaros predadores Gamasina (Mesostigmata)

Resumo. O conhecimento da acarofauna edáfica no Brasil é incipiente, principalmente em áreas agricultáveis. Um dos grupos mais comuns de ácaros edáficos são os Gamasina (Mesostigmata), conhecidos pelo potencial como agentes de controle biológico de organismos prejudiciais à agricultura. Sendo assim, o objetivo desse trabalho foi avaliar a influência de quatro ambientes agrícolas, sendo dois cultivados com soja (A e B) e dois com milho (A e B), com diferentes aspectos físico-químicos do solo, na diversidade e abundância dos ácaros, com ênfase nos Gamasina, em uma localidade de Mata Atlântica no estado de São Paulo, durante dois anos de coleta. Os resultados mostraram que o ambiente natural, seguido por soja A, obtiveram maiores abundância de ácaros edáficos. O maior pico populacional de Gamasina ocorreu no primeiro mês de coleta. Dentre as famílias encontradas, Ologamasidae (29,3%) foi a mais abundante, seguido por Laelapidae (22,35%) e Rhodacaridae (16,40%). As espécies com um maior número de ácaros encontrados foi *Gamasiphis* sp. 1, seguido por *Gaeolaelaps* sp. 1 e *Afrodacarellus citri*. A análise de cluter mostrou maior aproximação entre as áreas de soja A e B e uma maior distância do ambiente natural em relação os cultivados. Ao observar as os aspectos físicos-químicos em relação as espécies, a densidade do solo e ph ficaram mais próximos dos ambientes de soja A e B e das espécies, a umidade do solo e a matéria orgânica se aproximaram do ambiente natural.

Palavras-chave: Diversidade, dinâmica populacional, ecologia e ácaros edáficos

2.1. Introdução e justificativa

O bioma Mata Atlântica ocupa cerca de 13% do território brasileiro, sendo que apenas no estado de São Paulo corresponde a 80% de toda a área (IBGE, 2021). Entretanto, a Mata Atlântica tem sido um dos biomas mais afetados pela abertura de áreas para cultivos agrícolas, como soja, milho, cana-de-açúcar, amendoim, entre outros cultivos, restando apenas 12,5% de suas florestas originais (IBGE, 2021). Essas aberturas para áreas cultivadas no bioma podem afetar os organismos que habitam esses ambientes e por isso a Mata Atlântica é considerada como um importante “hotspots” mundial de biodiversidade (Myers 1988).

Na Mata Atlântica pode ser encontrada uma diversidade e abundância consideravelmente alta de organismos (Myers et al., 2000, Tabarelli et al., 2005). Esses organismos podem ser encontrados em solos, sobre plantas, em ambientes aquáticos, sob rochas, cavernas e locais úmidos. No solo, principalmente em ambientes naturais, pode apresentar uma alta diversidade de mesofauna. Dentre esses organismos pertencentes a mesofauna em sistemas naturais, os ácaros edáficos podem representar boa parte desta população (Plowman, 1979; Adis, 1988; Steffen et al., 2007; Azevedo, 2017). Esses organismos podem participar ativamente na decomposição da matéria orgânica, na manutenção do equilíbrio ecológico, na manutenção de propriedades químicas e físicas do solo afetados pelo homem, participando do processo de aeração do ambiente edáfico e podem servir como bioindicadores da qualidade do solo.

Um grupo comumente encontrado nos solos são os ácaros Gamasina (ordem Mesostigmata). Os gamasídeos são conhecidos por serem predadores (Castilho et al., 2015), sendo algumas espécies importantes no controle biológico aplicado de pragas de solo ou que vivem uma parte da vida no solo e em plantas. Pelo menos sete espécies de Gamasina de solo são comercializadas para o controle de pragas no mundo, sendo cinco de Laelapidae, uma de Macrochelidae e uma Parasitidae (Van Lenteren, 2012, Van Lenteren et al., 2018). No Brasil, apenas a espécie *Stratoiolaelaps scimitus* (Womersley) (Laelapidae) é comercializada (Castilho et al., 2019). Porém, existem relatos de outras espécies de Ascidae, Laelapidae, Macrochelidae, Ologamasidae, Parasitidae e Rhodacaridae predando pragas de solo ou que passam

uma parte de seu ciclo no solo (Moraes et al., 2015; Moreira & Moraes, 2015; Azevedo et al., 2015; Castilho et al., 2015).

Em áreas agrícolas, esses organismos edáficos podem ser afetados devido ao manejo adotado nos sistemas de cultivo, especialmente em culturas anuais, em que essas atividades são mais intensas, como a aplicação de defensivos e fertilizantes (Young, 2003). Alguns sistemas de cultivo, como o plantio direto podem proporcionar uma cobertura vegetal no solo, deixando a temperaturas no solo mais moderada e conservando a umidade do solo. No período de seca, o sistema de plantio direto quando comparado aos solos expostos, sem camada vegetal, permite um ambiente mais favorável ao estabelecimento de populações de organismos edáficos, incluindo os ácaros (Edwards e Lofty 1975; Perdue e Crossley, 1989; Fox et al., 1999; Coleman et al., 2002; Koukoura et al., 2003). Outro fator que pode influenciar a densidade populacional de ácaros edáficos são os aspectos físicos e químicos do solo que podem variar em um uma mesma área (Bedano e Ruf, 2007). Porém, no Brasil os estudos do efeito desses fatores nos ácaros ainda são incipientes.

Sendo assim, o objetivo desse trabalho foi avaliar a influência de quatro ambientes agrícolas, sendo dois cultivados com soja e dois com milho, com diferentes aspectos físico-químicos do solo, na diversidade e abundância dos ácaros, com ênfase nos Gamasina, em uma localidade de Mata Atlântica no estado de São Paulo, durante dois anos de coleta. Nossa hipótese é que a comunidade de ácaros pode ser reduzida em ambiente em que a atividade agrícola é intensa e com o aspecto físico com maiores teores de argila.

2.2. Material e métodos

2.2.1. Áreas de coleta

Para o estudo foram selecionadas cinco áreas na Fazenda Experimental da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), em Jaboticabal, estado de São Paulo. Em quatro destas áreas ocorreram cultivos agrícolas (soja, milho e sorgo). A quinta área corresponde a um fragmento

natural de Mata Atlântica. Todas as áreas possuem o solo do tipo Latossolo Vermelho (Santos et al., 2013).

A primeira área de cultivo foi denominada de soja A (SA) (latitude: 21°15'22,6'' e longitude 48°16'35,3''), com o solo do tipo Latossolo Vermelho Distrófico, A moderado, com textura argilosa. A área 2 foi denominada de soja B (SB) (latitude 21°15'28,6'' e longitude 48°16'12,9''), com o solo do tipo Latossolo Vermelho Eutrófico, A moderado, textura argilosa. A área 3 foi denominada de milho A (MA) (latitude 21°15'04,2'' e longitude 48°16'00,6''), com o solo do tipo Latossolo Vermelho Eutrófico, A moderado, textura muito argilosa. A área 4 foi denominada de milho B (MB) (latitude 21°15'08,5'' e longitude 48°16'44,9''), com o solo do tipo Latossolo Vermelho Distroférico, A moderado, textura muito argilosa. A quinta área foi denominada de vegetação natural (VN) (latitude 21°14'54,3'' e longitude 48°17'33,8''), com o mesmo tipo de solo da área de soja B. Cada uma das cinco áreas com cultivos agrícolas apresentavam solos com diferentes características físico-químicas (Tabela 1).

Tabela 1. Propriedades físico-químicas de amostras de solo coletadas em ambientes de cultivo e em vegetação natural em Jaboticabal, São Paulo, Brasil. Amostras de solo foram retiradas no período de dezembro de 2017, abril, agosto e dezembro de 2018 e abril, agosto de 2019.

Aspectos físico-químicos do solo	dez/2017	abr/2018	ago/2018	dez/2018	abr/2019	ago/2019
Areia (%)						
VN	29,0	25,0	32,0	31,0	29,0	30,0
SA	65,0	59,0	67,0	65,0	68,0	67,0
SB	47,0	46,0	45,0	49,0	49,0	47,0
MA	32,0	34,0	32,0	33,0	32,0	30,0
MB	22,0	24,0	25,0	22,0	25,0	22,0
Silte (%)						
VN	27,0	27,0	28,0	29,0	32,0	29,0
SA	7,0	6,0	7,0	8,0	8,0	7,0
SB	15,0	14,0	15,0	16,0	16,0	14,0
MA	16,0	16,0	18,0	20,0	17,0	18,0
MB	30,0	27,0	29,0	27,0	31,0	27,0
Argila (%)						
VN	43,0	38,0	37,0	46,0	45,0	43,0
SA	28,0	25,0	25,0	27,0	29,0	27,0
SB	38,0	35,0	38,0	37,0	39,0	35,0

MA	48,0	48,0	47,0	50,0	53,0	51,0
MB	48,0	47,0	49,0	48,0	51,0	47,0
Densidade do solo (g/cm³)						
VN	1,0	1,1	1,1	1,2	1,0	1,1
SA	1,3	1,3	1,2	1,4	1,4	1,3
SB	1,1	1,1	1,1	1,3	1,1	1,1
MA	1,2	1,0	1,0	1,2	1,2	1,0
MB	1,1	1,0	0,9	1,1	1,0	1,0
Umidade do solo (%)						
VN	32,3	28,8	25,7	36,1	35,7	28,4
SA	21,7	15,1	10,7	27,0	25,4	13,5
SB	25,3	16,1	16,8	30,2	30,5	29,2
MA	22,7	17,1	17,1	29,8	29,9	16,2
MB	33,1	20,8	20,1	29,7	32,7	20,4
Ph (CaCl₂)						
VN	4,3	5,2	4,6	4,1	4,7	4,3
SA	6,5	6,0	5,8	6,5	6,4	6,6
SB	6,1	6,4	5,6	6,5	6,4	6,5
MA	5,9	5,3	5,4	6,0	6,1	5,6
MB	5,7	5,3	5,2	6,4	6,2	5,9
Matéria orgânica (M.O.)						
VN	32,0	29,0	31,0	33,0	35,0	36,0
SA	16,0	18,0	17,0	19,0	16,0	16,0
SB	25,0	24,0	22,0	25,0	26,0	24,0
MA	17,0	18,0	20,0	19,0	18,0	19,0
MB	21,0	23,0	22,0	23,0	23,0	24,0

SA: soja A; SB: soja B; MA: milho A; MB: milho B; VN: vegetação natural.

2.2.2. Manejo nas áreas cultivadas e dados meteorológicos

O estudo foi realizado em um espaço de 1,0 ha em cada área de cultivo, todas com sistema de plantio direto. Nas áreas de soja, entre os períodos de 15 de junho a 15 de setembro, não foi realizado nenhum cultivo, ficando em vazio sanitário para evitar a “ferrugem asiática” provocada pelo fungo *Phakopsora pachyrhizi* Sydow & Sydow. O manejo de cada área de cultivo está listado nas tabelas abaixo (Tabelas 2-5):

Tabela 2. Atividades conduzidas na área cultivada com soja A (SA)

Manejo da área em soja A	Data
Triturador de palha	08/2017
Aplicação de gesso (1 ton.ha ⁻¹) e calcário (1 ton.ha ⁻¹)	08/2017
Pulverização 0,5L L.ha ⁻¹ óleo mineral; 0,6 L.ha ⁻¹ Select; 2 L.ha ⁻¹ Zapp	05/10/2017
Plantio da variedade de soja AS 3797 IPRO (15 s/m); adubo 350 kg.ha ⁻¹ 4 – 20 – 20; 1 L.ha ⁻¹ de Clorpirifós;	25/10/2017
Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 0,6 L.ha ⁻¹ de Select	13/11/2017
Pulverização de 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,6 kg.ha ⁻¹ Orthene	30/11/2017
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ óleo mineral; 0,5 L.ha ⁻¹ Record; 0,2 L.ha ⁻¹ de Ampligo	12/12/2017
Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ Brilhante; 0,25 L.ha ⁻¹ Alto 100	16/01/2018
Colheita da soja	25/02/2018
Triturador de palha	25/07/2018
Aplicação de calcário (1 ton.ha ⁻¹)	08/08/2018
Triturador de palhada	26/09/2018
Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ de Select; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp	04/10/2018
Pulverização 1,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	01/11/2018
Plantio variedade de soja TMG 7062 IPRO (15 s/m): 320 kg.ha ⁻¹ de NPK 04 – 28 – 08	07/11/2018
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de Select; 3 L.ha ⁻¹ de Zapp; 250 ml de <i>Stimulate</i> ®; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,9 L.ha ⁻¹ de inoculante	04/12/2018
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de Opera; 0,2 L.ha ⁻¹ de Platinum neo; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral	06/03/2019
Colheita	30/01/2019
Triturador de palha	08/09/2019
Pulverização para dessecação 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,55 L.ha ⁻¹ de	08/09/2019

de Select; 2,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	
Plantio de milho para silagem da variedade P4285VYHR; aplicação de 300 kg.ha ⁻¹ de adubo NPK 04 – 28 – 08	09/11/2019
Cobertura 300 kg.ha ⁻¹ de NPK (19 – 04 – 19)	27/11/2019
Pulverização 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato; 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina	03/12/2019
Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de nitrogênio 27 – 00 -00	05/12/2019
Pulverização 70 g de Nuprid; 750 g Rapel; 2 L.ha ⁻¹ de Curbix; 300 ml.ha ⁻¹ de Opera	10/12/2019
Colheita	

Tabela 3. Atividades conduzidas na área cultivada com soja B (SB)

Manejo da área em soja B	Data
Aplicação calcário (1 ton.ha ⁻¹) e gesso (1 ton.ha ⁻¹)	07/2017
Triturador de palha	08/2017
Plantio variedade de soja AS 3797 IPRO (15 sem/m); 1 L.ha ⁻¹ de Clorpirifós; Adubo 350 kg.ha ⁻¹ NPK 4 – 20 – 20	24/10/2017
Pulverização 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,6 L.ha ⁻¹ de Select; 3 L.ha ⁻¹ de Zapp	08/11/2017
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo de mineral; 3 L.ha ⁻¹ de de Zapp	27/11/2017
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 3 L.ha ⁻¹ de Zapp	28/11/2017
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral	12/12/2017
Pulverização de 0,5 kg.ha ⁻¹ de Orthene; 0,3 L.ha ⁻¹ de Priori xtra	04/01/2017
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,3 L.ha ⁻¹ de Priori xtra; 0,5 kg.ha ⁻¹ de Orthene	18/12/2017
Colheita	01/03/2018
Pulverização para dessecação: 1 L.ha ⁻¹ de Select; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp	03/10/2018
Plantio de soja variedade TMG 7063IPRO (15 sem/m); Adubo 320 kg.ha ⁻¹ NPK 4 – 28 – 08	30/10/2018

Pulverização de 1,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	01/11/2018
Pulverização de 3 L.ha ⁻¹ de Zapp; 50 ml.ha ⁻¹ de Como; 250 ml.ha ⁻¹ de Stimulate; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,9 L.ha ⁻¹ de inoculante líquido	28/11/2018
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de Opera; 0,2 L.ha ⁻¹ de Platinum neo; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral	08/01/2019
Colheita	27/02/2019
Triturador de palha	10/09/2019
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,55 L.ha ⁻¹ de Select; 2,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	10/10/2019
Plantio de soja variedade TMG 7063 (; aplicação de adubo NPK 300 kg.ha ⁻¹ de 04 – 20 – 08	30/10/2019
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de Glifosato; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,75 L.ha ⁻¹ de Cletodim; 250 ml inoculante	12/11/2019
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato;	02/12/2019
Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 250 ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno	10/12/2019
Pulverização de 500 ml.ha ⁻¹ de Opera; 350 ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno; 1 L.ha ⁻¹ de Alga	14/12/2019
Colheita	27/02/2020

Tabela 4. Atividades conduzidas na área cultivada com milho A (MA)

Áreas	Manejo da área em milho A	Data
T10M1	Aplicação de 1 tonelada de Gesso e 1 tonelada de calcário	07/12
T10M1	Triturador de palha	04/09/2017
T10M1	Dessecação 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 4 L.ha ⁻¹ de Zapp	01/11/2017
T10M1	Plantio de milho variedade 2B810 PW; 0,15 L.ha ⁻¹ de KBT Ruter (enraizador); Adubo NPK 08 – 20 – 12	07/11/2017
T10M1	Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de Ureia	22/11/2017
T10M1	Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de 30 – 00 – 10 (NPK)	30/11/2017
T10M1	Pulverização de 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 0,5	30/11/2017

	L.ha ⁻¹ de óleo mineral	
T10M1	Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,5 L.ha ⁻¹ de Priori xtra; 0,2 L.ha ⁻¹ de Ampligno	11/12/2017
	Colheita	18/02/2018
T10M1	Triturador de palha	25/07/2018
T10M1	Pulverização 1 L.ha ⁻¹ de Select; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp	25/08/2018
T10M1	Plantio de milho (espaçamento 0,45 cm) variedade 2B710PN; adubo NPK 04 – 28 – 08	15/10/2018
T10M1	Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ de Clorpirifós; 300 ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno	09/11/2018
T10M1	Pulverização de 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 0,15 ml.ha ⁻¹ de de Ampligno	10/11/2018
T10M1	Cobertura 350 kg NPK 19 – 04 – 19	12/11/2018
T10M1	Pulverização de 1 kg.ha ⁻¹ de Acefato; 300 g.ha ⁻¹ de Imidacloprido; 200ml.ha ⁻¹ de Priori xtra; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 200 ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno; Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de NPK 29 – 00 – 00	21/11/2018
T10M1	Colheita	
T10M1	Triturador de palha	07/09/2019
T10M1	Pulverização dessecação: 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,55 L.ha ⁻¹ de Select; 2,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	11/10/2019
T10M1	Pulverização: 0,5 L.ha ⁻¹ de Cletodim; 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato	13/11/2019
T10M1	Plantio de milho variedade P4285VYHR; aplicação de adubo 04 – 28 – 08	19/11/2019
T10M1	Cobertura 300 kg.ha ⁻¹ de NPK 19 – 04 – 19	09/12/2019
T10M1	Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de nitrogênio (27 – 00 – 00); pulverização: 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato	16/12/2019
T10M1	Pulverização: 70 g de Nuprid; 750 g de Rapel + 300 ml.ha ⁻¹	17/12/2019

	de Opera; 2 L.ha ⁻¹ de Curbix	
T10M1	Colheita	

Tabela 5. Atividades conduzidas na área cultivada com milho B (MB)

Áreas	Manejo da área em milho B	Data
T10M2	Aplicação de 1 tonelada de Gesso e 1 tonelada de calcário	07/17
T10M2	Triturador de palha	04/09/2017
T10M2	Dessecação de 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 4 L.ha ⁻¹ de Zapp	01/11/2017
T10M2	Plantio de milho variedade 2B810PW; 0,15 L.ha ⁻¹ de KBT; 350 kg.ha ⁻¹ de adubo NPK 08 – 20 – 12	08/11/2017
T10M2	Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de Ureia	23/11/2017
T10M2	Cobertura 200 kg.ha ⁻¹ de NKP 30 – 00 – 10	30/11/2017
T10M2	Pulverização de 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral	04/12/2017
T10M2	Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,5 L.ha ⁻¹ de Priori xtra; 0,2 L.ha ⁻¹ de Ampligno	
T10M2	Colheita	04/04/2018
T10M2	Triturador de palha	07/2018
T10M2	Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ de Select; 1 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 2 L.ha ⁻¹ de Zapp	25/08/2018
T10M2	Plantio de milho (45 cm) variedade 2B710PN	16/10/2018
T10M2	Pulverização de 1 L.ha ⁻¹ de Clorpirifós; 300ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno	03/10/2018
T10M2	Pulverização de 2 L.ha ⁻¹ de Zapp; 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 150 ml.ha ⁻¹ de Ampligno	10/11/2018
T10M2	Cobertura 350 kg.ha ⁻¹ de NPK 19 – 04 – 19	12/11/2018
T10M2	Pulverização de 1 kg.ha ⁻¹ de Acefato; 300g.ha ⁻¹ de Imidacloprido; 200 ml.ha ⁻¹ de Priori xtra; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 200 ml.ha ⁻¹ de Engeo Pleno	21/11/2018

T10M2	Pulverização de 0,5 L.ha ⁻¹ de Opera; 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,2 L.ha ⁻¹ de platinum neo	09/01/2019
T10M2	Colheita	15/03/2019
T10M2	Triturador de palha	22/08/2019
T10M2	Pulverização e dessecação: 0,5 L.ha ⁻¹ de óleo mineral; 0,55 L.ha ⁻¹ de Select; 2,5 L.ha ⁻¹ de Zapp	24/10/2019
T10M2	Pulverização: 0,5 L.ha ⁻¹ de Cletodim; 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato	13/11/2019
T10M2	Plantio (45 cm) de soja com variedade P4285VYHR; aplicação de 300 kg.ha ⁻¹ de adubo 04 – 28 – 08;	20/11/2019
T10M2	Cobertura com 300 kg.ha ⁻¹ de NPK 19 – 04 – 19	09/12/2019
T10M2	Cobertura com 200 kg.ha ⁻¹ de nitrogênio (27 – 00 – 00); pulverização de 3 L.ha ⁻¹ de Atrazina; 2 L.ha ⁻¹ de Glifosato	17/12/2019
T10M2	Pulverização: 70 g de N; 750 g Rapel + 0,3 L.ha ⁻¹ de Opera	23/12/2019
T10M2	Colheita	

Os elementos meteorológicos, como temperatura, umidade relativa do ar e precipitação, foram extraídos dos conjuntos de dados obtidos no Laboratório de Agrometeorologia, Departamento de Ciências Exatas, da FCAV/UNESP (Figura 1).

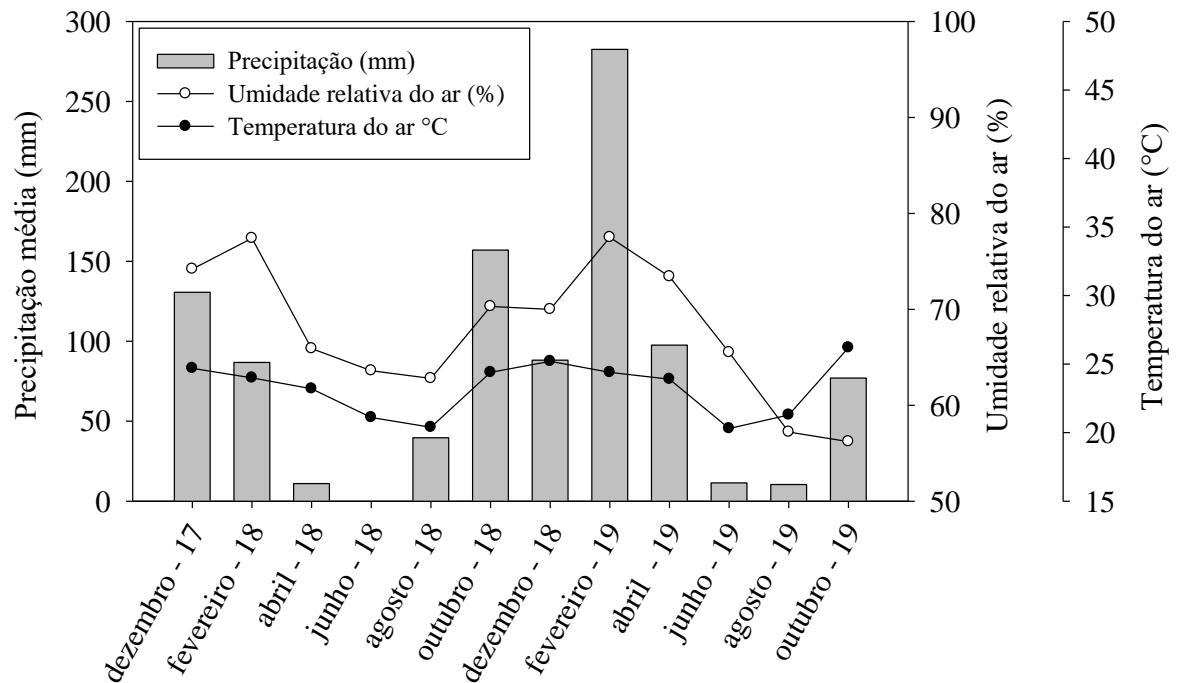


Figura 1. Dados meteorológicos de precipitação média (mm), temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) obtida na Estação Meteorológica da FCAV/UNESP no período de dezembro de 2017 a outubro de 2019.

2.2.3. Coleta das amostras

Os ácaros foram obtidos de amostras de serapilheira/solo coletadas aproximadamente a cada dois meses, durante dois anos (dezembro de 2017 a outubro de 2019). Dezesesseis amostras foram coletadas de cada área em cada data de amostragem, tomadas aleatoriamente, mas espaçadas entre si por pelo menos 10 m.

Cada amostra foi tomada com auxílio de um cilindro metálico (9 cm x 5 cm em diâmetro externo e altura, respectivamente) inserido no serapilheira/solo com a ajuda de uma marreta. Cada cilindro com a serapilheira/solo foi colocado em um pote plástico de 500 ml, devidamente vedado e então colocado em uma caixa de poliestireno fria com gelo reutilizável gelo-x® para evitar a mortalidade dos ácaros de cada amostra. O material coletado foi transportado ao Laboratório de Taxonomia e Controle Biológico, setor de Fitossanidade, FCAV/UNESP, para a extração dos ácaros.

2.2.4. Extração de ácaros edáficos

No laboratório, as amostras coletadas foram imediatamente colocadas no equipamento do tipo Berlese-Tullgren modificado, para extração dos ácaros (Oliveira et al., 2001). Este equipamento era composto por uma caixa de madeira (100 x 70 x 50) dividida em dois compartimentos por uma placa de poliestireno. No compartimento superior eram colocadas as amostras e as fontes de luz e calor, enquanto no compartimento inferior eram colocados os funis de polietileno e os frascos de vidro com uma solução de álcool (70%) para o recebimento dos ácaros. As amostras permaneceram no coletor por no mínimo sete dias, para atingir a temperatura máxima desejada. No primeiro dia, as lâmpadas ficaram apagadas. A partir do segundo dia, a temperatura foi aumentada gradativamente, pela elevação da intensidade das luzes a cada dia, de forma a permitir um acréscimo diário de temperatura (cerca de 5°C) até atingir 50°C.

2.2.5. Triagem e identificação

Em laboratório, o material de cada frasco com os ácaros extraídos foi transferido para uma placa de Petri para observação sob estereomicroscópio. Os ácaros Gamasina foram montados em lâminas, utilizando-se meio de Hoyer. Após a montagem, as lâminas foram mantidas em estufa (45-50°C), por um período de 10 dias, para secar. Os ácaros de outros grupos foram identificados até o nível de ordem ou subordem, contabilizados e separados em frascos com álcool (70%) para possíveis estudos de outros pesquisadores.

Os exemplares de Gamasina encontrados foram divididos em morfoespécies e divididos em famílias através das chaves de Lindquist et al. (2009). Logo após, as fêmeas adultas foram identificadas até gênero, sob microscópio óptico de contraste de fases, com o auxílio das chaves dicotômicas disponibilizadas no “Treinamento em reconhecimentos de ácaros Mesostigmata de importância agrícola (Phytoseiidae, Ascidae sensu lato, Laelapidae, Rhodacaroidea, Macrochelidae, Parasitidae e Ameroseiidae)”, realizado na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ),

Universidade de São Paulo (USP), do qual o orientador deste projeto faz parte da coordenação. Posteriormente, a identificação até espécie foi feita examinando-se as descrições originais e as redescrições das espécies, em acervo disponível na FCAV/UNESP e ESALQ/USP.

Os ácaros examinados neste estudo foram depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Laboratório de Acarologia da ESALQ/USP. Os dados das espécies identificadas farão parte do projeto temático do Programa BIOTA/FAPESP (Processo 2017/12004-1).

2.2.6. Análise dos resultados

As análises estatísticas e gráficos foram feitos utilizando o programa R 3.4.0 (R Development Core Team, 2013). A abundância total e média, os índices de Shannon-Weaver e a média por data de coleta, equitabilidade e média por data de coleta foram calculados usando o pacote Vegan. Após a obtenção desses resultados, a abundância média, a média do índice de Shannon-Weaver e a média da Equitabilidade foram comparadas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$), visto que as variâncias não eram homogêneas e os dados não tinham distribuição normal (teste de normalidade de Shapiro-Wilk).

A distância euclidiana foi usada para estimar a similaridade entre as áreas de estudo, com base na abundância de espécies de Gamasina encontradas e as propriedades físico-químicas do solo em ecossistemas pareados. Primeiro, os dados foram padronizados e, em seguida, o algoritmo de agrupamento de variância mínima de Ward e a distância euclidiana foram usados na análise. Em seguida, a matriz de similaridade foi analisada em uma análise de cluster hierárquica.

A análise de correspondência canônica (CCA) foi conduzida usando o Vegan Package no R. A análise canônica de correspondência foi utilizada para explorar a frequência das espécies de Gamasina encontradas em cada ambiente, relacionadas as variáveis físico-químicas, ou seja, variável ambiental (independente) e abundância de Gamasina (dependente). Inicialmente, os dados foram submetidos ao método Qui-quadrado para padronizar as frequências de cada espécie em relação ao ambiente.

Para esta análise, apenas espécies coletadas em pelo menos dois ecossistemas foram consideradas. No gráfico, as espécies encontradas em um único ecossistema foram mostradas ao lado do gráfico separado por ambientes. A interpretação restringiu-se à ordenação dentro dos dois primeiros eixos mostrados no gráfico construído em R.

2.3. Resultados

2.3.1. Abundância dos ácaros edáficos

Um total de 1.920 amostras foram realizadas nos ambientes de estudo ao levar em consideração todas as áreas e os dois anos de estudos. O total de ácaros coletados nestas amostras foi de 84.408, sendo encontrados ácaros pertencentes as ordens Sarcoptiformes (Oribatida e Astigmatina), Mesostigmata (Gamasina e Uropodina) e Trombidiformes (Tabela 6).

Tabela 6. Número de ácaros (imaturos e adultos) em amostras de solo em duas áreas cultivadas com soja, duas com milho e uma área de vegetação natural, separados por ordens, subordens ou coortes (dezembro 2017 – dezembro 2019).

Ordem/Subordem/Coorte	Vegetação	Soja	Soja B	Milho	Milho	Total
	Natural	A		A	B	
Mesostigmata (Gamasina)	4.260	2.851	2.096	2.316	1.315	12.838
Mesostigmata (Uropodina)	840	337	352	132	169	1.830
Sarcoptiformes (Oribatida)	17.884	14.401	13.399	12.800	9.335	67.819
Sarcoptiformes (Astigmatina)	340	242	108	129	216	1.035
Trombidiformes	206	133	95	188	264	886
Total/área	23.530	17.964	16.050	15.565	11.299	
Total		84.408				

Dentre os ambientes de estudo, a vegetação natural representou a maior abundância de ácaros edáficos (27,88%), seguido pelo cultivo de soja A (21,28%), soja B (19,01%), milha A (18,44%) e milho B (13,39%). Ao levar em consideração todas as

áreas, do total de ácaros coletados, os Oribatida (80,35%) foram os mais encontrados, seguido por Gamasina (15,21%), Uropodina (2,17%), Astigmatina (1,23%) e Trombidiformes (1,05%).

Os Oribatida foram os mais abundantes em todas as áreas, representando 76,01% dos ácaros encontrados na vegetação natural, 80,17% na soja A, 83,48% na soja B, 82,24% no milho A e 82,62% no milho B. O segundo grupo mais abundante em todos os ambientes foram os Gamasina, com 18,11% na vegetação natural, 15,87% na soja A, 13,06% na soja B, 14,88% no milho A e 11,64% no milho B. Os outros grupos, Uropodina, Astigmatina e Trombidiformes, representaram 3,57; 1,44 e 0,87% na vegetação natural, 1,88; 1,35 e 0,74% na soja A, 2,19; 0,67 e 0,59 % na soja B, 0,85; 0,83 e 1,21% no milho A e 1,50; 1,91 e 2,33% no milho B, respectivamente.

A abundância média de ácaros edáficos coletados foram significativamente diferentes quando observado entre grupos de ácaros coletados em cada ambiente de estudo (Figura 2). O total de ácaros foi maior na vegetação natural e menor na área de cultivo milho B. Os Oribatida, Gamasina e Uropodina foram maiores na vegetação natural. Os Astigmatina não apresentaram diferença na abundância entre os ambientes vegetação natural, soja A, milho A e milho B. Os Trombidiformes foram mais abundantes na cultivada com milho (área B).

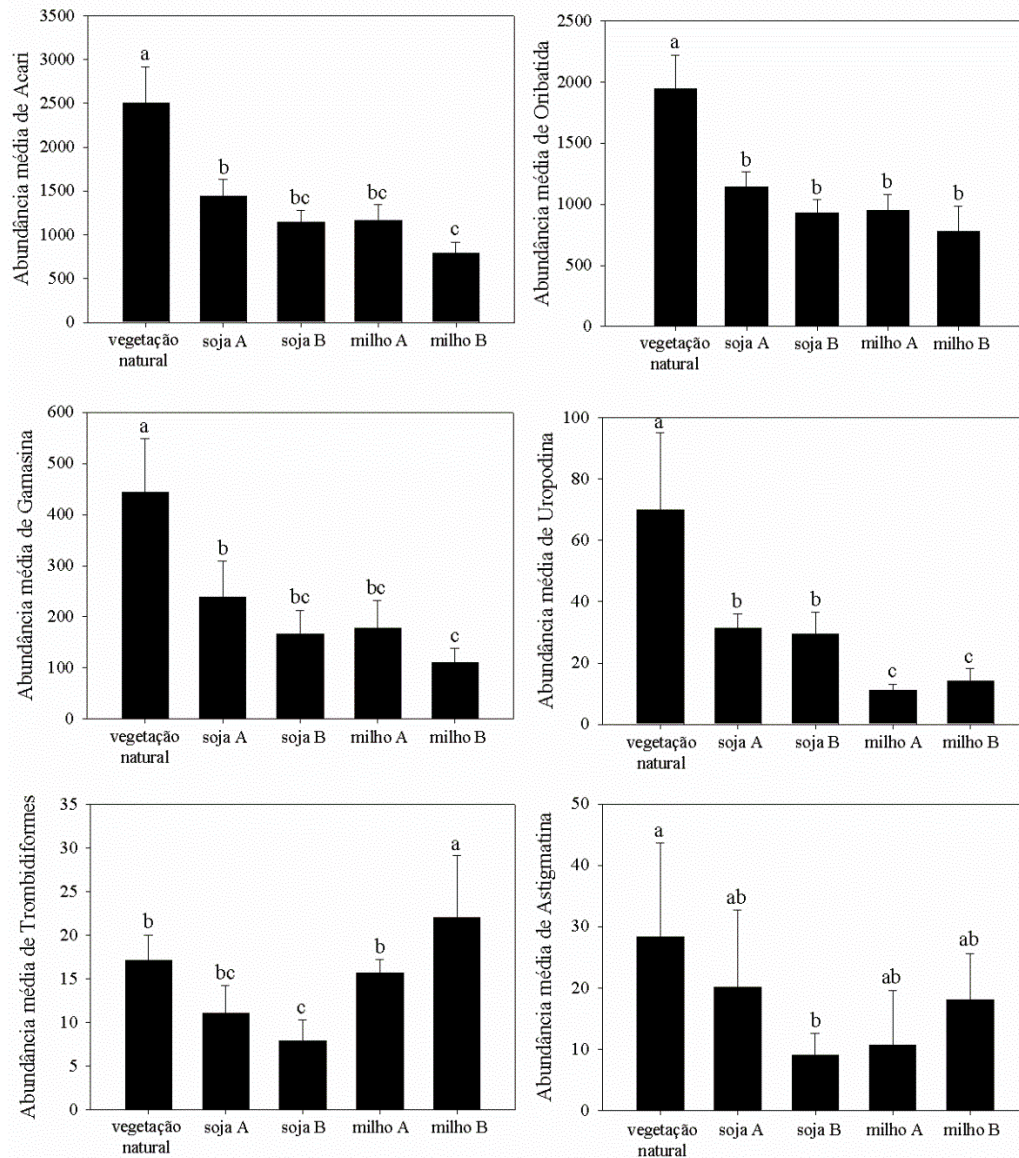


Figura 2. Abundância de ácaros edáficos total (a), Oribatida (b), Gamasina (c), Uropodina (d), Astigmatina (e) e Trombidiformes (f) coletados em vegetação natural (VN), áreas cultivadas com soja (SA e SB) e milho (MA e MB). As barras representam a abundância média de ácaros em cada ambiente com o respectivo erro padrão. Diferentes letras minúsculas indicam diferenças significativas pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) entre cada grupo de ácaros edáficos coletados em cada ambiente.

O número de ácaros coletados foi diferente em praticamente todos os meses de coleta, exceto no mês de abril de 2019 (Figura 3). Nos meses de dezembro de 2017,

abril, outubro e dezembro de 2018 e agosto de 2019, foi encontrada uma maior abundância de ácaros na vegetação natural. Na área de cultivo milho obteve-se um maior número de ácaros coletados no mês de fevereiro de 2018. O maior pico da densidade populacional de ácaros foi observado no primeiro mês de coleta na vegetação natural (dezembro de 2017).

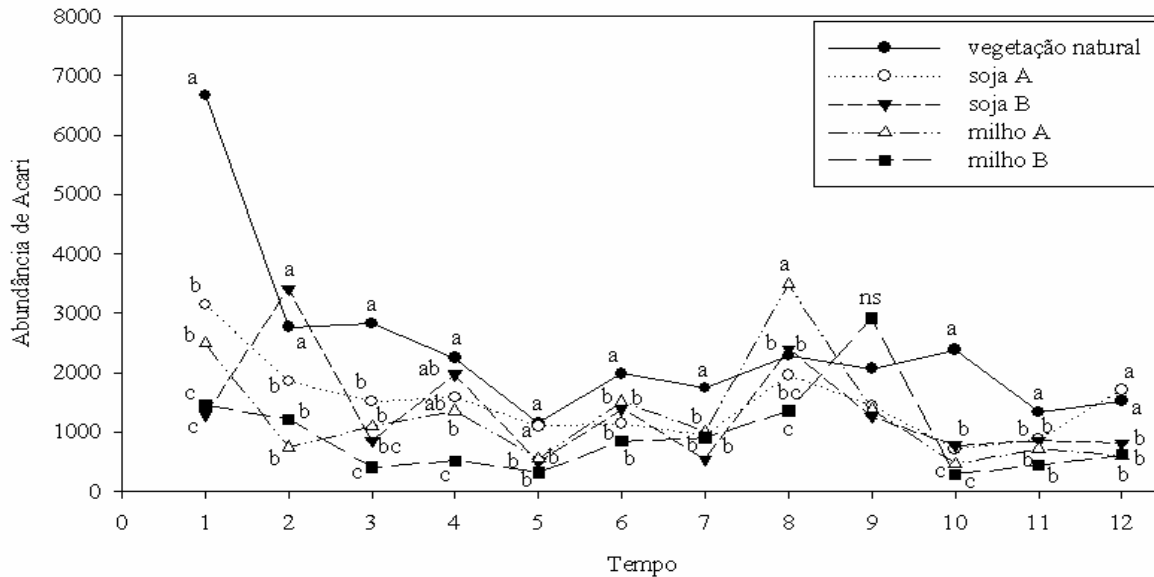


Figura 3. Dinâmica populacional de ácaros coletados em vegetação natural (VN), áreas cultivadas com soja (SA e SB) e milho (MA e MB) no período de dezembro de 2017 – outubro de 2019, em Jaboticabal, São Paulo. (1 - dezembro/2017; 2 - fevereiro; 3 – abril; 4 – junho; 5 – agosto; 6 – outubro; 7 - dezembro de 2018; 8 - fevereiro; 9 – abril; 10 – junho; 11 – agosto; 12 – outubro 2019).

2.3.2. Diversidade de ácaros Gamasina

Do total de ácaros Gamasina coletados, foram encontradas 8.062 fêmeas adultas pertencentes a 12 famílias. Ao observar a população de ácaros Gamasina nos períodos coletados, foi observado o maior pico populacional em dezembro de 2017 na vegetação natural. Os Gamasina foram mais abundantes nos meses de abril, junho, outubro e dezembro de 2018, e outubro de 2019 na vegetação natural (Figura 4). No mês de agosto de 2019 não houve diferença entre os ambientes estudados.

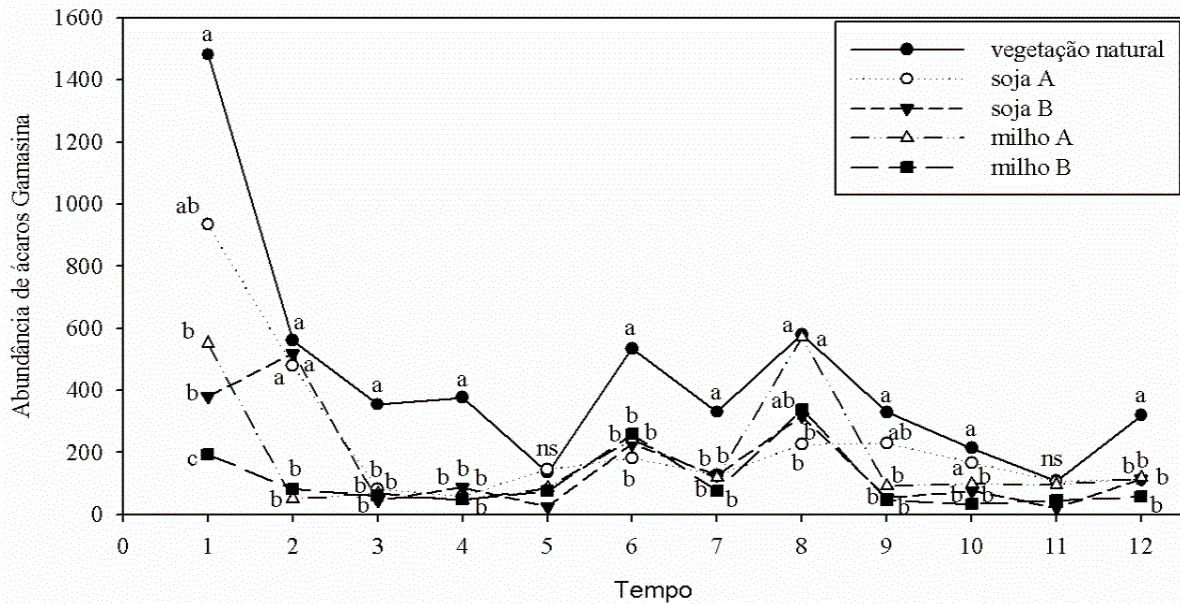


Figura 4. Dinâmica populacional de ácaros Gamasina coletados em vegetação natural (VN), áreas cultivadas com soja (SA e SB) e milho (MA e MB) no período de dezembro de 2017 – outubro de 2019, em Jaboticabal, São Paulo. (1 - dezembro/2017; 2 - fevereiro; 3 – abril; 4 – junho; 5 – agosto; 6 – outubro; 7 - dezembro de 2018; 8 - fevereiro; 9 – abril; 10 – junho; 11 – agosto; 12 – outubro 2019).

Dentre as famílias de Gamasina coletadas, Ologamasidae (29,37%) foi a mais abundante, seguida por Laelapidae (22,35%), Rhodacaridae (16,40%), Ascidae (12,26%) e Melicharidae (11,25%), com as outras famílias ficando abaixo de 10% do total de ácaros coletados (Figura 5).

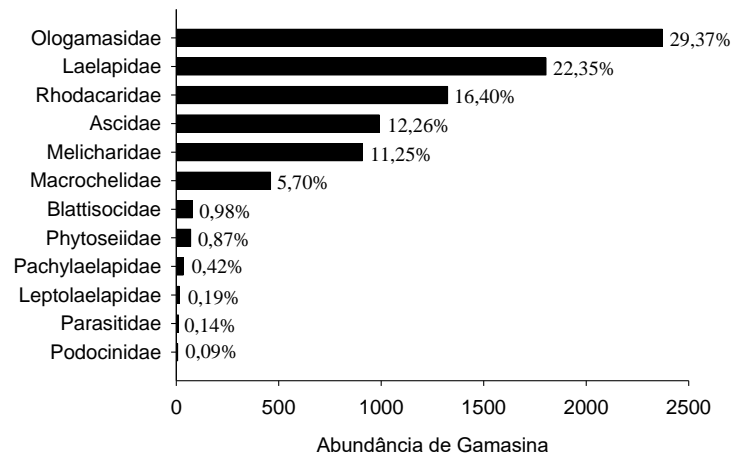


Figura 5. Abundância e proporção (%) de fêmeas adultas das famílias de Gamasina coletados em serrapilheira/solo em uma área de vegetação natural, duas áreas de soja, duas de milho em Jaboticabal/SP (dezembro de 2017 – outubro de 2019).

Na vegetação natural, a família mais abundante foi Ologamasidae (37,91%), seguido por Rhodacaridae (24,95%) e Laelapidae (17,98%) (Tabela 7). Na área de soja A, Laelapidae (29,51%) foi a mais abundante, seguido por Ologamasidae (21,98%) e Melicharidae (14,56%), enquanto na área de soja B, Ologamasidae (27,30%) foi a mais abundante, seguida por Laelapidae (25,57%) e Melicharidae (15,41%). Nos ambientes cultivados com milho, as famílias mais abundantes foram Laelapidae (24,44%), Ascidae (19,69%) e Ologamasidae (19,40%) para milho A e Ologamasidae (30,93%), Ascidae (19,77%) e Melicharidae (15,97%) para milho B.

Tabela 7. Abundância e proporção (%) de fêmeas adultas de Gamasina coletados em serrapilheira/solo em uma área de vegetação natural, duas áreas de soja, duas de milho em Jaboticabal/SP (dezembro de 2017 – outubro de 2019).

Família	Vegetação natural		Soja A		Soja B		Milho A		Milho B	
	n°	%	n°	%	n°	%	n°	%	n°	%
Ologamasidae	1132	37,91	400	21,98	395	27,30	200	19,40	244	30,93
Laelapidae	537	17,98	537	29,51	370	25,57	252	24,44	108	13,69
Rhodacaridae	745	24,95	180	9,89	163	11,26	134	13,00	102	12,93
Ascidae	305	10,21	179	9,84	147	10,16	203	19,69	156	19,77
Melicharidae	189	6,33	265	14,56	223	15,41	105	10,18	126	15,97
Macrochelidae	29	0,97	203	11,15	114	7,88	93	9,02	21	2,66
Blattisociidae	28	0,94	10	0,55	10	0,69	17	1,65	14	1,77
Phytoseiidae	13	0,44	16	0,88	7	0,48	23	2,23	11	1,39
Pachylaelapidae	-	-	8	0,44	18	1,24	3	0,29	5	0,63
Leptolaelapidae	1	0,03	13	0,71	-	-	1	0,10	-	-
Parasitidae	1	0,03	8	0,44	-	-	-	-	2	0,25
Podocinidae	6	0,20	1	0,05	-	-	-	-	-	-
Total	2.986	100	1.820	100	1.447	100	1.031	100	789	100
										8.062

Considerando todos os sistemas de estudo, foram coletadas 79 morfoespécies de 32 gêneros distribuídos em 12 famílias de Gamasina (Tabela 8). As famílias com maior número de gêneros foram Laelapidae e Phytoseiidae, ambas com cinco gêneros,

seguidas por Rhodacaridae e Ascidae com quatro e Blattisociidae com três. Dentre as famílias encontradas, Laelapidae apresentou maior número de morfoespécies (23 morfoespécies), seguida por Ologamasidae e Ascidae com 11, e Rhodacaridae e Phytoseiidae com nove. Na vegetação natural, foram encontradas 16 morfoespécies de Laelapidae, seguido por Ascidae (10), Rhodacaridae e Ologamasidae (oito cada). Laelapidae também foi a família com maior número de morfoespécies nos sistemas de cultivos (soja A: 16, soja B: 13, milho A: 14 e milho B: 10).

No geral, as espécies mais abundantes coletadas nesse estudo foram *Gamasiphis* sp. 1 (Ologamasidae), seguida por *Gaeolaelaps* sp. 1 (Laelapidae), *Afrodacarellus citri* (Loots) (Rhodacaridae), *Neogamasellevans* n. sp. 1 (Ologamasidae), *Gamasiphis* sp. 5 (Ologamasidae), *Holostaspella* sp. (Macrochelidae) e *Proctolaelaps paulista* Mineiro, Lindquist & Moraes (Melicharidae).

Tabela 8. Abundância de fêmeas adultas de Gamasina coletados em serrapilheira/solo em uma área de vegetação natural, duas áreas de soja, duas de milho em Jaboticabal/SP (dezembro de 2017 – outubro de 2019).

Espécies	Ambientes					
	Cód.	VN	SA	SB	M.A.	M.B.
Rhodacaridae						
<i>Afrodacarellus citri</i>	Afr	575	109	83	91	50
<i>Afrodacarellus</i> sp. 1	Af1	67	18	23	17	16
<i>Afrodacarellus</i> sp. 2	Af2	72	12	38	13	8
<i>Multidentorhodacarus squamosus</i>	Muq	9	2	3	0	0
<i>Multidentorhodacarus tocantinensis</i>	Mut	0	4	1	0	0
<i>Multidentorhodacarus</i> sp. 1	Mu1	4	12	0	12	22
<i>Protogamasellopsis zaheri</i>	Prz	4	22	15	0	6
<i>Protogamasellopsis</i> sp. 1	Pr1	12	0	0	0	0
<i>Rhodacarus</i> n. sp.	Rho	2	1	0	1	0
Ologamasidae						
<i>Gamasiphis</i> sp. 1	Gm1	335	213	198	86	171
<i>Gamasiphis</i> sp. 2	Gm2	0	1	1	0	0
<i>Gamasiphis</i> sp. 3	Gm3	1	0	0	0	0
<i>Gamasiphis</i> sp. 4	Gm4	5	0	0	0	0
<i>Gamasiphis</i> sp. 5	Gm5	8	136	162	78	54
<i>Gamasiphis</i> sp. 6	Gm6	141	12	11	23	13
<i>Gamasiphis</i> sp. 7	Gm7	0	0	0	1	0

<i>Gamasiphis</i> sp. 8	Gm8	0	0	2	0	0
<i>Geogamasus</i> n. sp.	Geo	115	0	0	0	0
<i>Neogamaselle Evans</i> n. sp. 1	Neo	502	32	14	8	5
<i>Neogamaselle Evans</i> n. sp. 2	Nel	25	6	7	4	1
Laelapidae						
<i>Cosmolaelaps barbatus</i>	Cob	5	107	95	24	59
<i>Cosmolaelaps paulista</i>	Cop	14	4	47	5	0
<i>Cosmolaelaps confinisetarum</i>	Coc	22	11	4	0	6
<i>Cosmolaelaps jaboticabalensis</i>	Coj	14	0	2	4	0
<i>Cosmolaelaps pampaensis</i>	Cop	1	5	0	6	4
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 1	Co1	6	0	0	0	0
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 2	Co2	0	0	0	1	0
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 3	Co3	1	0	0	0	0
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 4	Co4	0	1	0	2	1
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 5	Co5	1	0	0	0	0
<i>Cosmolaelaps</i> sp. 6	Co6	0	1	0	0	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 1	Ga1	351	301	168	162	12
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 2	Ga2	8	56	36	27	4
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 3	Ga3	9	4	0	2	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 4	Ga4	11	11	3	3	10
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 5	Ga5	25	8	3	0	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 6	Ga6	0	22	3	4	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 7	Ga7	0	1	1	0	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 8	Ga8	0	2	0	0	0
<i>Gaeolaelaps</i> sp. 9	Ga9	0	1	0	0	0
<i>Laelapisella</i> sp.	Lal	1	0	1	5	1
<i>Pseudoparasitus</i> sp.	Pse	2	2	4	5	2
<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	Str	66	0	3	2	9
Ascidae						
Ascidae n. gen.	Ang	1	0	0	0	0
<i>Asca</i> sp. 1	As1	6	0	4	3	1
<i>Asca</i> sp. 2	As2	3	1	0	0	1
<i>Asca</i> sp. 3	As3	2	0	0	0	0
<i>Asca</i> sp. 4	As4	1	0	1	0	0
<i>Asca</i> sp. 5	As5	1	0	0	1	0
<i>Gamasellodes</i> sp.	Gms	9	70	15	30	28
<i>Protogamasellus sigillophorus</i>	Prs	125	37	88	138	9
<i>Protogamasellus mica</i>	Prm	47	64	36	27	56
<i>Protogamasellus</i> sp. 1	Pg1	110	7	3	2	59
<i>Protogamasellus</i> sp. 2	Pg2	0	0	0	2	2
Blattisociidae						
<i>Blattisocius</i> sp.	Bla	6	1	0	0	0

<i>Cheroseius</i> sp.	Che	10	0	0	3	6
<i>Lasioseius</i> sp.	Las	5	8	10	10	8
<i>Lasioseius</i> n. sp.	Lan	7	1	0	4	0
Melicharidae						
<i>Orolaelaps</i> sp.	Oro	1	0	0	0	0
<i>Proctolaelaps paulista</i>	Ppa	2	178	165	50	32
<i>Proctolaelaps</i> sp. 2	Pc2	36	84	40	31	86
<i>Proctolaelaps</i> sp. 3	Pc3	150	1	7	24	5
<i>Proctolaelaps</i> sp. 4	Pc4	0	2	10	0	3
<i>Proctolaelaps</i> sp. 5	Pc5	0	0	1	0	0
Parasitidae						
<i>Gamasodes</i> sp.	Gmd	1	8	0	0	2
Macrochelidae						
<i>Holostaspella</i> sp.	Hlp	27	203	92	89	21
<i>Macrocheles</i> sp.	Mcc	2	0	22	4	0
Pachylaelapidae						
Pachylaelapidae	Pll	0	8	18	3	5
Leptolaelapidae						
Leptolaelapidae	Lep	1	13	0	1	0
Podocinidae						
<i>Podocinium</i> sp.	Pod	6	1	0	0	0
Phytoseiidae						
<i>Amblyseius</i> sp.	Amb	1	5	0	2	3
<i>Euseius</i> sp.	Eus	0	0	0	1	0
<i>Neoseiulus transversus</i>	Ntr	0	1	1	1	0
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 1	Ps1	0	1	0	0	0
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 2	Ps2	0	0	1	0	0
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 3	Ps3	0	1	0	1	0
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 4	Ps4	4	1	3	16	5
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 5	Ps5	0	0	0	0	1
<i>Typhlodromus transvaalensis</i>	Tyt	8	7	2	2	2
Total		2986	1820	1447	1031	789
Abundância (média)		248,83	151,67	120,58	85,92	65,75
		± 77,59 a	± 45,48 b	± 32,39 b	± 27,22 c	± 17,65 c
Riqueza		58	53	45	48	40
Riqueza (média)		23,9±3,23	21,6±2,18	18,9±1,74	19,5±1,49	16,1±1,39
Shannon-winner		2,72	2,86	2,88	2,94	2,86
Equitabilidade		0,67	0,72	0,76	0,76	0,78

O nível de similaridade (distância Euclidiana) entre os ambientes estudados indicou uma maior distância do ambiente natural em relação as áreas de cultivo (Figura 6). Os ambientes de soja A e B ficaram muito próximos entre si. Entretanto, o ambiente

de milho B indicou maior distância das áreas com cultivos de soja (A e B) do que a indicada pela área de milho A.

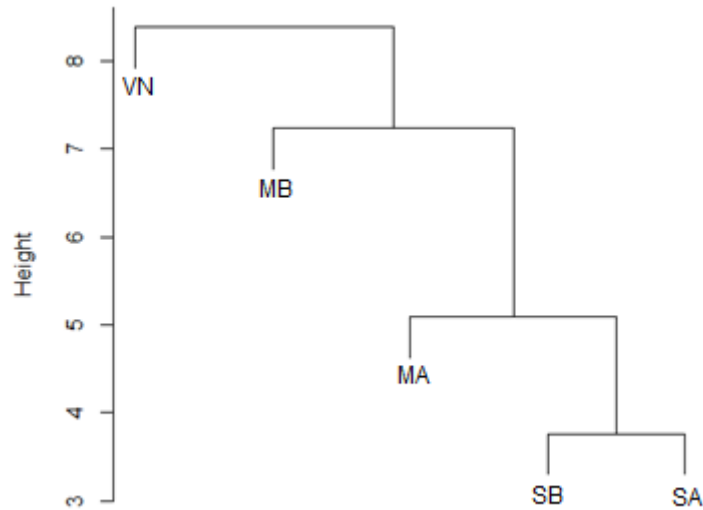


Figura 6. Similaridade nas comunidades de ácaros entre ecossistemas e propriedades físico-químicas do solo (com base nas distâncias euclidianas) de vegetação natural (VN) e áreas cultivadas com soja (SA e SB) e milho (MA e MB), em Jaboticabal, São Paulo, Brasil.

A análise de correspondência canônica foi significativa para os eixos 1 ($\lambda = 0,36$) e para o eixo 2 ($\lambda = 0,32$) (eixos considerados significativos quando o valor próprio é superior a 0,3, de acordo com Dekkers et al., 1994), explicando 71% (eixo 1: 38,86% e eixo 2: 32,12%) da variação de dados (Figura 7). O primeiro eixo (CCA1) apresentou correlação negativa com os parâmetros matéria orgânica (MO) e umidade do solo (Us). Os parâmetros MO (-0,67) e Us (-0,70) apresentaram correlação maior com a área de vegetação natural. O parâmetro densidade do solo mostrou uma forte relação com o ambiente de cultivo de soja A e B (-0,96). O parâmetro pH do solo apresentou correlação de 0,67 com os ambientes de cultivo de soja A e B.

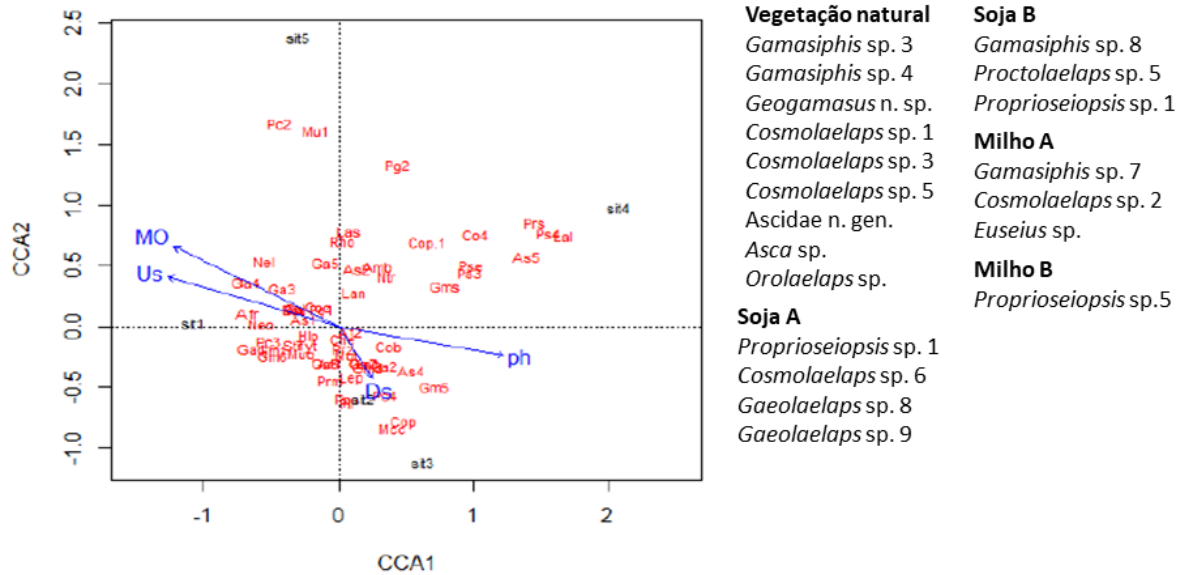


Figura 7. Análise canônica de correspondência (CCA) baseado na abundância de fêmeas adultas de Gamasina e os parâmetros abióticos obtidos em sistemas de cultivo de soja A (sit2) e B (sit3), milho A (sit4) e B (sit5) e na vegetação natural (sit1) no bioma Mata Atlântica. (ph; MO: matéria orgânica; Ds: densidade do solo, Us: umidade do solo). CCA: eixo 1 = 0,36, eixo 2 = 0,32. As espécies estão mostradas pela sigla na Tabela 8. As espécies exclusivas de cada ambiente estão ao lado de gráfico.

2.4. Discussão

O grupo mais encontrado no estudo foi dos ácaros Oribatida, conhecidos por se alimentarem usualmente da matéria orgânica (Behan-Pelletier, 1999; Franklin et al., 2006; Santos et al., 2008). Ao analisar o teor de matéria orgânica das áreas de estudo, mesmo no período de seca, verifica-se altos percentuais de matéria orgânica comparados aos encontrados por Azevedo et al., 2020 no Cerrado em cultivos de soja com plantio direto. No período de chuva, observou-se um aumento na matéria orgânica, disponibilizando mais recursos para esses organismos, que como consequência tem um aumento da população. O maior pico (dezembro de 2017) sugere que o volume de precipitação (140 mm) seja um fator para o desenvolvimento da comunidade de ácaros Oribatida, principalmente na vegetação natural.

Os ácaros dos grupos de Astigmatina e Trombidiformes foram os menos abundantes em todos os ambientes. Esses resultados foram similares aos encontrados

em outros estudos no bioma Mata Atlântica (Silva, 2002; Junqueira, 2017). Entretanto, estudos com Astigmatina e Trombidiformes edáficos são escassos. Mais estudos são necessários para compreender a relação entre diferentes ecossistemas e espécies que ocorrem no solo destes dois grupos.

Os resultados de dinâmica populacional de ácaros edáficos, agrupando todos os grupos encontrados, demonstram que os ambientes cultivados afetaram a população de ácaros edáficos, independente do período avaliado. Em apenas uma ocasião o ambiente de milho A obteve maior pico populacional do que os outros ambientes. Esse resultado corrobora com as observações de Edwards e Lofty (1969), Wallwork (1970) e Hulsmann e Wolters (1998), que relataram que a densidade total dos ácaros edáficos diminuiu com o cultivo no solo.

A maior abundância de ácaros Gamasina foi observada na vegetação natural comparado aos ambientes agrícolas ($\chi^2 = 14,61$; $df = 4$; $p = 0,005$). Nos ambientes cultivados não observamos diferença entre as áreas de soja (A e B) e de milho (A e B) durante todo período de coleta. Provavelmente, devido o manejo adotado em cada sistema de cultivo, equilibrou a abundância de espécies entre os ambientes. Yamada (2020) também observou uma abundância próxima de Gamasina entre áreas cultivadas com soja e milho em sucessão e em áreas cultivadas com soja, milho e sorgo comparado a área de pastagem, porém no bioma Pantanal no estado do Mato Grosso do Sul.

Porém, ao levar em consideração a média da abundância dos Gamasina nas áreas de cultivo, encontramos uma quantidade elevada desse grupo. Essa quantidade de ácaros pode estar relacionada ao plantio direto, em que fica uma camada de serapilheira sobre solo, protegendo e reduzindo o impacto do manejo no solo, diminuindo o processo de erosão e permitindo aumentos significativos da matéria orgânica e umidade do solo, que favorecem as populações de outros organismos, incluindo os ácaros edáficos (Nelson e Sommers, 1982; Sisti et al., 2003; Azevedo et al., 2020). Embora a cobertura do solo não tenha sido quantificada ou qualificada neste trabalho, nos ambientes de estudo, a diferença entre as camadas de serapilheira foram bem visíveis. Na estação sem precipitação ou no período de entre safra, a serrapilheira

nos ambientes cultivados seca mais rápido, devido à falta de chuva, permitindo maior exposição do solo à luz solar, causando desidratação no solo, e como consequência a morte de ácaros. Outro fator que pode estar relacionado a abundância de ácaros coletados é a característica da planta no cultivo. Plantas de soja e milho fecham o dossel, impedindo que os raios solares atinjam o solo diretamente por um período, diminuindo a perda de umidade do solo, o que favorece os Gamasina, principalmente na estação de chuva.

Porém, apesar das áreas de cultivos adotarem a estratégia de plantio direto para proteção e conservação do solo, nessas áreas foi aplicado produtos químicos como inseticidas, fungicidas e herbicidas, inoculantes e adjuvantes, fertilizantes. A aplicação desses produtos fitossanitários pode causar impactos negativos nos ácaros, podendo afetar diretamente, causando a morte de indivíduos, ou indiretamente, afetando a disponibilidade de alimento como nematoides, colêmbolo, pequenos insetos, microorganismos e outros ácaros (Koehler, 1999; Ruf e Beck, 2005; Mesléard et al., 2005; San Miguel et al., 2008).

Além disso, a aplicação de fertilizantes no solo ou em cobertura também pode afetar as populações de ácaros edáficos (Bedano, 2007). A adoção de calagem e gesso é uma prática utilizada para reduzir ou neutralizar os efeitos da acidez, aumentar a disponibilizada de Mg^{2+} e Ca^{2+} no solo (Joris et al., 2013). Segundo Azevedo et al. (2020), a utilização de calagem pode ter ocasionado uma mudança na ocorrência de grupos de Gamasina, favorecendo por exemplo indivíduos da família Ascidae, como ocorreu em soja, pastagem e integração pastagem/ eucalipto em Cerrado no estado de Tocantins. Rueda-Ramírez (2013) também observou uma relação entre a família Ascidae com um pH mais elevado. Entretanto, no presente trabalho, a família Ascidae não foi a mais abundante nos sistemas de cultivos, mesmo tendo sido realizado a correção do solo nos cultivos. Este parece ser um assunto interessante a ser avaliado em trabalhos futuros que possam relacionar as comunidades de ácaros predadores à adubação em áreas cultivada.

Por isso, a separação da vegetação natural com os cultivos em relação aos Gamasina encontrados pode ter relação com as respectivas diferenças abióticas e

bióticas e com o manejo adotado nas áreas de estudo. A análise canônica indicou a correlação do teor de matéria orgânica e a umidade do solo com a vegetação natural e o pH e a densidade do solo com os ambientes de cultivo.

Entre as áreas de cultivos, a área de soja A apresentou maior diversidade e abundância em comparação com outros ambientes cultivados. Os solos desses ambientes apresentaram maiores teores de areia e maior densidade do solo o que facilita a infiltração e drenagem de água no solo, o que pode afetar a mortalidade de ácaros edáficos naquele ambiente. Em contrapartida, no ambiente de milho B, os solos possuem maior teor de argila e menores densidade do solo, que pode resultar em maior compactação do solo devido o manejo na área e assim afetar negativamente a comunidade de Gamasina. Esses resultados também foram observados por Fox et al., 1999 e Bedano et al., 2006 em que ácaros e colêmbolos foram afetados por fatores climáticos em solos argilosos.

Em relação a diversidade total dos Gamasina, os resultados do presente estudo são similares aos encontrados por Mineiro e Moraes (2001), Silva (2002) e Junqueira (2017), em que os ácaros das famílias Ologamasidae e Laelapidae foram as mais abundantes do total de ácaros deste grupo coletados no bioma Mata Atlântica, no estado de São Paulo, em ambientes cultivados e/ou naturais. Porém, foram diferentes de resultados de outros biomas, como áreas cultivadas e fragmento de vegetação natural no Cerrado de Tocantins (Azevedo et al., 2020) e de sistema convencional de produção de grãos e da integração floresta-lavoura-pecuária no Cerrado de Mato Grosso (Castro et al., 2021), em que a família Rhodacaridae foi a mais abundante, ou do bioma Caatinga, em Ascidae foi a mais abundante (Barros, 2020). Então, provavelmente as famílias Ologamasidae e Laelapidae encontram boas condições para um melhor desenvolvimento e multiplicação no ambiente de Mata Atlântica.

A família Ologamasidae possui aproximadamente 471 espécies descritas em 44 gêneros (Castilho et al., 2016). Dentre as espécies descritas, cerca de 22 delas foram relatadas no Brasil, sendo 17 no estado de São Paulo. Esses dados corroboram com a relação de abundância desse grupo de ácaros na região paulista, principalmente na Mata Atlântica (Castilho et al., 2016; Junqueira 2017). Apesar desses ácaros serem

encontrados principalmente na vegetação natural em regiões tropicais (Lindquist et al., 2009; Castilho et al., 2015; Junqueira, 2017), no presente trabalho foi relatado uma abundância consideravelmente alta nos ambientes cultivados com soja (soja B) e milho (milho B).

Uma das espécies mais abundantes do estudo foi uma nova espécie para ciência de *Neogamasellekans* (Ologamasidae), encontrada nos cinco ambientes. Esse gênero possui 14 espécies, sendo que 13 destas espécies foram relatadas no estado de São Paulo (Junqueira, 2017). As espécies desse grupo são consideradas abundantes, principalmente em camadas de serrapilheira bem formadas em regiões tropicais, porém pouco se conhece sobre as questões biológicas das espécies. Outros trabalhos realizados por Mineiro e Moraes (2001), Silva (2002) e Marticorena (2017) encontraram espécies *Neogamasellekans* na Mata Atlântica, principalmente em ambiente natural.

Outro aspecto importante foi o encontro de um total de 23 espécies de Laelapidae, sendo que uma espécie de *Gaeolaelaps* foi a mais abundante em todos os ambientes de coleta. Além disso, das espécies de *Gaeolaelaps* encontradas, três delas foram coletadas em todos os ambientes de coletas. As espécies dessa família, do ponto de vista agrícola, são importantes predadores de pragas agrícolas (Moreira e Moraes, 2015). Na Europa e na América do Norte, duas espécies desse gênero, *Gaeolaelaps aculeifer* (Canestrini) e *Gaeolaelaps gillesspiei* Beaulieu, são comercializadas para diminuir a densidade populacional de pragas, como moscas Sciaridae e tripes (Moreira e Moraes, 2015, Van Lenteren et al., 2018).

A espécie *Stratiolaelaps scimitus* (Womersley) (Laelapidae) é outro agente de controle biológico de moscas Sciaridae, sendo comercializada na Europa e no Brasil. Essa espécie também foi encontrada nos ambientes de coleta desse trabalho, sendo encontrados na vegetação natural (66), soja B (6), milho A (2) e milho B (9).

Cabe ressaltar que não há na literatura que compara a abundância de Gamasina em diferentes tipos de solo e manejo de cultivos, sendo assim, esse o primeiro trabalho que mostra essa comparação. Os resultados desse trabalho podem indicar que práticas mais adequadas, como plantio direto, entradas de produtos fitossanitários nos períodos recomendados, adubação adequada, podem refletir na alta abundância de ácaros

predadores em ambientes cultivados. Entretanto, ainda são necessários mais estudos para determinar uma prática que possibilite a manutenção desses organismos no solo. Além disso, mais estudos também são necessários para determinar a relação de espécies de ácaros edáficos em relação ao manejo e efeitos abióticos e bióticos do solo, o que poderá contribuir em estudos de prospecção de potenciais inimigos naturais de pragas agrícolas.

2.5. Referências bibliográficas

Adis J (1988) On the abundance and diversity of terrestrial arthropods in Central Amazonian dryland forests. **Journal of Tropical Ecology** 4: 19-24.

Azevedo EB (2017) **Diversidade de ácaros edáficos, com ênfase nos Mesostigmata, em cultivos agrícolas e na vegetação natural do bioma Cerrado no sul do estado do Tocantins**. 57f. Dissertação [(Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – UNESP, Jaboticabal.

Azevedo EB, Moreira GF, Santos FA, Carvalho MAF, Sarmiento RA, Castilho RC, Azevedo LH (2020). Diversity of soil Gamasine Mites (Acari: Mesostigmata: Gamasina) in an area of natural vegetation and cultivated aof the cerrado biome in northern Brazil. **Diversity** 12: 1-16.

Azevedo, L.H.; Emberson, R.M.; Esteca, F.C.N.; Moraes, G.J. (2015) Macrochelid mites (Mesostigmata: Macrochelidae) as biological control agents. In: Carrillo, D.; Moraes, G.J.; Peña, J.E. (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 103-132.

Barros, A.R.A. (2020) **Diversidade de ácaros edáficos Gamasina (Mesostigmata) no bioma Caatinga no estado de Alagoas, com descrição de uma espécie nova, e elaboração de um catálogo para a família Podocinidae**. 76f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

Bedano JC, Ruf A (2007) Soil predatory mite communities (Acari: Gamasina) in agroecosystems of Central Argentina. **Applied Soil Ecology** 36: 22-31.

Behan-Pelletier V M (1999) Oribatid mite biodiversity in agroecosystems: role for bioindication. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, 74, 411–423.

Castilho, R.C.; Azevedo, E.B.; Paula, F.F.; Prado, T.J.; Barros, A.R.A.; Azevedo, L.H. (2019) Ácaros predadores: uso no controle biológico de pragas e parasitos. In: Castilho, R.C.; Rezende, G.F.; Nascimento, J.; Rossi, G.D. **Tópicos em Entomologia Agrícola-XII**. Multipress: Jaboticabal. p. 117-136.

Castilho RC, Venancio R, Narita JPZ (2015) Mesostigmata as biological control agents, with emphasis on Rhodacaroidea and Parasitoidea. In: Carrillo, D.; Moraes, G.J.; Peña, J.E. (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer, pp. 1-31.

Castilho RC, Silva ES, Moraes GJ, Halliday B (2016) Catalogue of the family Ologamasidae Ryke (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa** 4197: 1-147.

Castro MC, Azevedo EB, Britto EPJ, Barreto MR, Pitta RM, Castilho RC, Moraes GJ (2021) Gamasina mite communities (Acari: Mesostigmata) in grain production systems of the southwestern Brazilian Amazon. **Systematic and Applied Acarology** 26: 1-14.

Coleman D, Fu S, Hendrix P, Crossley Jr D. (2002) Soil foodwebs in agroecosystems: impacts of herbivory and tillage management. **European Journal of Soil Biology** 38: 21-28.

Edwards CA, Lofty JR (1969) The influence of agricultural practice on soil micro arthropod populations. In: Sheals, J.G. (Ed.), **The Soil Ecosystem Systematics Association Publication** No. 8, London, pp. 237–247.

Edwards CA, Lofty JR (1975) The influence of cultivations on soil animal populations. In Vanek J (Ed.) **Progress in Soil Zoology**. Prague: Academia Publishing House, pp. 399–406.

Fox CA, Fonseca EJA, Miller JJ, Tomlin AD (1999) The influence of row position and selected soil attributes on Acarina and Collembola in no-till and conventional continuous corn on a clay loam soil. **Applied Soil Ecology** 13: 1-8.

Franklin E, Santos EMR, Albuquerque MIC (2006) Diversity and distribution of oribatid mites (Acari: Oribatida) in a lowland rain forest in Peru and in several environments of the Brazilian States of Amazonas, Rondônia, Roraima and Pará. **Brazilian Journal of Biology**, 66: 999–1020.

Hulsmann A, Wolters V (1998) The effects of different tillage practices on soil mites, with particular reference to Oribatida. **Applied Soil Ecology**, 9:327–332.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2021). Disponível em: <http://ibge.gov.br>. Acesso em: 08 janeiro de 2021.

Joris HAW, Caires EF, Bini AR, Scharr DA, Haliski A. (2013) Effects of soil acidity and water stress on corn and soybean performance under a no-till system. **Plant and Soil** 36: 409-424.

Junqueira BR (2017) **Diversidade de ácaros edáficos em um fragmento de Mata Atlântica e três cultivos agrícolas, em Jaboticabal/SP, com ênfase nos Gamasina (Mesostigmata)**. 63f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – UNESP, Jaboticabal.

Koehler H (1999) Predatory mites (Gamasina, Mesostigmata). **Agriculture, Ecosystems & Environment** 74: 395-410.

Koukoura Z, Mamolos AP, Kalburtji KL (2003) Decomposition of dominant plant species litter in a semi-arid grassland. **Applied Soil Ecology** 23: 13-23.

Lindquist EE, Krantz GW, Walter DE (2009) Order Mesostigmata. In: Krantz GW, Walter DE (Eds.) **A Manual of Acarology**. 3rd Edition Lubbock, Texas: Texas Tech University Press, pp. 124-232.

Martcorena JLM (2017) **Alteration of the faunistic composition of edafic mites according to land use in the central-southern region of Brazil**. 196f. Tese [Doutorado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – UNESP, Jaboticabal.

Mesléard F, Garnero S, Beck N, Rosecchi E (2005) Uselessness and indirect negative effects of an insecticide on rice field invertebrates. **Comptes Rendus Biologies** 328: 955-962.

Mineiro JLC, Moraes GJ (2001) Gamasida (Arachnida: Acari) edáficos de Piracicaba, Estado de São Paulo. **Neotropical Entomology** 30: 379-385.

Moraes GJ, Venancio R, Santos VLV, Paschoal AD (2015) Potential of Ascidae, Blattisociidae and Melicharidae (Acari: Mesostigmata) as biological control agents of pest organisms. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 33-75.

Moreira GF, Moraes GJ (2015) The potential of free-living laelapid Mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer, pp. 77-102.

Myers N, Mittermeier RA, Mittermeier CG, Fonseca GAB, Kent J (2000) Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature** 403: 853-845.

Nelson DW, Sommers LE (1982) Total carbon, organic carbon and organic matter. In *Methods of Soil Analysis: Chemical and Microbiological Properties, Part 2*. Page AL, Miller RH, Keeney DR (Eds.) **Soil Science Society of America: Madison WI, USA**, pp. 539–579.

Oliveira AR, Moraes GJ, Demétrio CGE, Nardo EAE (2001). **Efeito do vírus de poliedrose nuclear de *Anticarsia gemmatilis* sobre Oribatida edáficos (Arachnida: Acari) em um campo de soja**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 32 p.

Perdue JC, Crossley DA (1989) Seasonal abundance of soil mites (Acari) in experimental agroecosystems: effects of drought in no-tillage and conventional tillage. **Soil and Tillage Research** 15: 117-124.

Plowman KP (1979) Litter and soil fauna of two Australian subtropical forest. **Journal of Animal Ecology** 4: 47-104.

R Development Core Team. R: A Language and Environment for Statistical Computing, v.3.0.1; R foundation for Statistical Computing: Vienna, Austria, 2013.

Rueda-Ramirez D, Castilho RC, Moraes GJ (2013) Mites of the superfamily Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata) from Colombia, with a key for the world species of *Desectophis* Karg (Ologamasidae). **Zootaxa**, 3734: 521-535.

Ruf A, Beck L (2005) The use of predatory soil mites in ecological soil classification and assessment concepts, with perspectives for oribatid mites. **Ecotoxicology and Environmental Safety** 62: 290-299.

San Miguel A, Raveton M, Lempérière G, Ravanel P (2008) Phenylpyrazoles impact on *Folsomia candida* (Collembola). **Soil Biology and Biochemistry** 40: 2351-2357.

Santos EMR, Franklin E, Magnusson WE (2008) Cost-efficiency of subsampling protocols to evaluate oribatid-mite communities in an Amazonian savanna. **Biotropica**, 40: 728-735.

Santos JC, Castilho RC, Silva ES, Moraes GJ (2013) A new species of *Hydrogamasellus* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil, with a key to the world species of the genus. **Zootaxa**, 3926: 111-121.

Silva ES (2002) **Ácaros (Arthropoda: Acari) edáficos da Mata Atlântica e Cerrado do Estado de São Paulo, com ênfase na superfamília Rhodacaroidea**. 100f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – ESALQ/USP, Piracicaba.

Sisti CPJ, Santos HP, Kohhan R, Alves BJR, Urquiaga S, Boddey RM (2003) Change in carbon and nitrogen stocks in soil under 13 years of conventional or zero tillage in southern Brazil. **Soil and Tillage Research** 76: 39-58.

Steffen RB, Antonioli ZI, Steffen GPK (2007) Avaliação de substrato para reprodução de colêmbolos nativos em condições de laboratório. **Ciência Florestal** 17: 265-269.

Tabarelli M, Pinto LP, Silva JMC, Hirota MM, Bedê LC (2005) Desafios e oportunidades para a conservação da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira. **Megadiversidade** 1: 132-138.

Van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl** 57: 1-20.

Van Lenteren JC, Bolckmans K, Köhl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl** 63: 39-59.

Wallwork JA (1970) Ecology of soil animals. McGraw – Hill England, p. 283.

Yamada M (2020) **Diversidade de ácaros edáficos no bioma Pantanal e potencial de algumas espécies para o controle biológico de pragas de solo**. 80f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – ESALQ/USP, Piracicaba.

Young CEF (2003) Socioeconomic causes of deforestation in the Atlantic forest of Brazil. In: Galindo-Leal C, Câmara IG (Eds.) **The Atlantic Forest of South America: biodiversity status, threats, and outlook**. Washington, D.C.: Center for Applied Biodiversity Science and Island Press, pp. 103-117.

CAPÍTULO 3 – Análise filogenética de ácaros Gamasina edáficos utilizando marcadores moleculares

Resumo

A acarofauna edáfica é pouco conhecida no mundo, inclusive no Brasil. Os Mesostigmata são o segundo grupo mais abundante de ácaros no solo e podem desempenhar um papel importante na regulação de pragas como predadores. O objetivo desse estudo foi comparar as morfoespécies de ácaros Mesostigmata edáficos encontradas em áreas de cultivos e de vegetação natural de Mata Atlântica, utilizando técnicas moleculares. A coleta foi realizada em quatro áreas, duas de soja (A e B) e duas de milho (A e B) e também em área de vegetação natural. Em cada área, amostras de serapilheira/solo foram coletadas mensalmente de agosto de 2018 a agosto de 2019. Os indivíduos de Mesostigmata foram utilizados para análises moleculares no “Centre de Biologie pour la Gestion des Populations (CBGP)” no “Institut National d’Études Supérieures Agronomiques de Montpellier (Montpellier SupAgro)” em Montpellier, França. O DNA de cada ácaro foi extraído individualmente e diversos marcadores (18S e 28S, ITS e CytB) foram utilizados para caracterização molecular (sequenciamento). Os resultados foram apresentados em árvores filogenéticas. As espécies foram separadas em grupos por em nível de superfamília e família com os genes 18S e 28S. A outra análise, utilizando (18S e 28S, ITS e CytB, indicou aproximação das espécies em uma sequência genética mais completa. As duas análises indicam uma similaridade com a divisão já proposta para os grupos de Mesostigmata utilizando caracteres morfológicas. Os resultados obtidos nesse estudo geraram informações taxonômicas importantes, com abordagem molecular e morfológica, para espécies de ácaros edáficos Mesostigmata.

3.1. Introdução

O bioma Mata Atlântica ocupa 13% do território brasileiro, sendo o terceiro maior bioma nacional (IBGE, 2019). Esse bioma está presente nas regiões nordeste, sudeste e sul do Brasil (IBGE, 2019). No estado de São Paulo, o bioma Mata Atlântica ocupa cerca de 80% do território, entretanto há apenas algumas poucas áreas com mata nativa remanescente. Segundo IEA (2018), a estimativa da área cultivada do estado de São Paulo foi de 9.307 mil hectares, e com o avanço destas áreas agrícolas, os remanescentes de vegetação natural, que abrigam diversas espécies de organismos, estão ameaçadas.

O solo de áreas do bioma Mata Atlântica possui uma diversidade e abundância consideravelmente alta de espécies, principalmente nas áreas de vegetação natural. Em habitat edáfico, podemos encontrar organismos detritívoros, parasitas, predadores, necrófagos, entre outros (Lavelle et al., 2006). Dentre os organismos da mesofauna, os ácaros estão entre os mais abundantes (Plowman, 1979; Adis, 1987, 1988; Azevedo, 2017).

Um dos grupos mais abundantes de ácaros edáficos são os Mesostigmata, que desempenham papel ecológico importante na teia alimentar deste habitat (Bedano et al., 2007; Azevedo, 2017). Muitas espécies de Mesostigmata são conhecidas por serem predadoras, podendo se alimentar de vários tipos de organismos, como pequenos insetos, ácaros, colêmbolos, nematoides, fungos, entre outros indivíduos (Gerson et al., 2003; Lindquist et al., 2009). Devido ao potencial de predação dos mesostigmatídeos, estes podem representar um importante papel na redução da população de pragas de cultivos agrícolas (Helle e Sabelis, 1985; Biddinger et al., 2009). A família Phytoseiidae (Mesostigmata) é a mais estudada, e embora a maioria das espécies conhecidas ocorra na parte aérea de plantas, também podem ser encontradas no solo (Gerson et al., 2003; Moraes e Flechtmann, 2008; Hoy, 2011).

Os estudos de diversidade e prospecção dependem muito da identificação precisa desses organismos, principalmente para predadores, para que o uso aplicado destes seja realizado com sucesso. O diagnóstico das espécies de Mesostigmata é realizado principalmente através de caracteres morfológicos, como comprimento do

corpo, medidas de setas, formato da espermateca, do tectum e dos escudos esclerotizados encontrados no corpo desses, número de dentes nas quelíceras, dentre outras características (Chant e McMurtry, 1994; Halliday et al., 2005; Chant e McMurtry, 2007; Castilho et al., 2012; Moreira et al., 2015; Britto et al., 2017; Azevedo et al., 2017). Apesar dessa forma de identificação ser bastante usual, ela se baseia na maioria das vezes na fêmea, sendo muito problemático a identificação de machos ou outros estágios dos ácaros edáficos, sendo necessário a utilização de outros métodos, como por exemplo, análises moleculares do DNA dos organismos (Sourassou et al., 2017).

A abordagem molecular é uma técnica que pode permitir um complemento a caracterização morfológica das espécies, incluindo os ácaros. O método mais utilizado atualmente para identificação de indivíduos é DNAeasy, que é amplamente utilizada para identificar ácaros de diversas grupos, incluindo os Mesostigmata (Lekveishvili e Klompen, 2004; Edwards et al., 2004; Klompen et al., 2007; Laumann et al., 2007; Dabert et al., 2008; Pakin e Vink, 2009). Essa técnica pode auxiliar na identificação de espécies, incluindo indivíduos imaturos e machos, desde que associada a morfologia dos mesmos.

Dentre os Mesostigmata, as espécies da família Phytoseiidae são as mais estudadas e as técnicas moleculares têm sido cada vez mais aperfeiçoadas (Tixier et al., 2006; Kanouh et al., 2010; Sourassou et al., 2012; Sourassou et al., 2017). Porém, as caracterizações moleculares para as principais famílias de Mesostigmata edáficos ainda são muito escassas (Sourassou et al., 2015), incluindo poucas espécies brasileiras, e geralmente não possuem uma confiabilidade em relação as identificações morfológicas. A identificação baseada na utilização de ferramentas moleculares proporciona um melhor conhecimento da diversidade de ácaros edáficos, facilitando essas identificações, quando usada concomitantemente com a taxonomia clássica.

Sendo assim, o objetivo desse estudo foi comparar as espécies de ácaros Mesostigmata edáficos encontradas em áreas de cultivos e de vegetação natural de Mata Atlântica, utilizando técnicas moleculares.

3.2. Material e métodos

3.2.1. Coletas de ácaros edáficos e triagem

Para o estudo foram selecionadas cinco áreas na Fazenda Experimental da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), em Jaboticabal, estado de São Paulo. Em quatro destas áreas ocorrem cultivos agrícolas (soja, milho). A quinta área corresponde a um fragmento natural de Mata Atlântica (Tabela 1). Todo o manejo destas áreas está especificado no Capítulo 2 da presente tese.

Tabela 1. Coordenadas e altitude das áreas de vegetação natural e de cultivos agrícolas – Jaboticabal, São Paulo.

Área	Coordenadas	Altitude (m)
Vegetação natural	21°14'47.184"S 48°17'18.708"W	557,2
Soja A	21°15'22,6"S 48°16'35,3"W	619
Soja B	21°15'28,6"S 48°16'12,9"W	601
Milho A	21°15'04,2"S 48°16'00,6"W	602,3
Milho B	21°15'08,5"S 48°16'44,9"W	556,9

Os ácaros foram obtidos de amostras de serapilheira/solo coletadas em quatro coletas entre o período de agosto de 2018 a agosto de 2019 em cada área de estudo. Em cada área e para cada data de coleta, foram realizadas 32 coletas. No laboratório, os ácaros foram extraídos com o aparelho Berlese-Tullgren, sendo armazenados em frascos com álcool absoluto. Em laboratório, o material com os ácaros extraídos foi transferido para uma placa de Petri para observação sob estereomicroscópio e separação dos Gamasina, que foram armazenados em eppendorfs também contendo álcool absoluto, ficando em freezer a -30°C.

3.2.2. Análise molecular

Essa etapa foi realizada no “Centre de Biologie pour la Gestion des Populations (CBGP)” no “Institut National d'Études Supérieures Agronomiques de Montpellier

(Montpellier SupAgro)” em Montpellier, França, sob a supervisão da Profa. Dra. Marie-Stéphane Tixier. Esse estudo fez parte da “Bolsa Estágio de Pesquisa no Exterior (BEPE)” da FAPESP (Processo no. 2019/12175-6).

O DNA foi extraído dos ácaros usando um kit QIAGEN DNeasy (Qiagen, Hilden, Alemanha), de acordo com o protocolo de extração de DNA "Purificação do DNA total de sangue ou células animais", modificado para extrair DNA dos ácaros, de acordo com protocolo de Tixier et al. (2010).

Protocolo de extração. Seguindo protocolo descrito por Kanouh et al. (2010), inicialmente todo o álcool 100% foi removido, e então 90 µl de solução salina tamponada com fosfato (PBS) foram adicionadas em um tubo de 1,5 ml, sendo centrifugado (3min / 13.000 rpm) para que o indivíduo migrasse para o fundo do tubo. Em seguida, foram adicionados 10 µl de proteinase K e 20 mg.mL⁻¹ (40 mgUA de proteinase), seguidos por 100 µl de tampão AL fornecido no kit QIAGEN DNeasy. Os tubos foram então incubados a 56° C durante 12 horas. Após o período de incubação, foi adicionado álcool 100% e centrifugado de modo a formar um precipitado contendo o DNA do ácaro. Em seguida, uma solução contendo 250 µl de tampão AW1 foi adicionada e centrifugada (1 min / 8000 rev / min). Em seguida, a solução tampão AW1 foi descartada e 250 µl de tampão AW2 foram adicionados ao tubo e centrifugados (3min / 13.000 rpm). Após todo o processo, a solução de AW2 foi descartada e água ultrapura adicionada ao tubo. Foi aplicada uma centrifugação de 3 min / 8000 rpm. Esta última etapa foi repetida duas vezes para concentrar o DNA. Em seguida o DNA foi armazenado em freezer (-30°C).

Amplificação de fragmentos alvo. Dois fragmentos de DNA alvo foram amplificados por PCR e sequenciados para cada ácaro em conformidade. Dois fragmentos mitocondriais (CytB mtDNA, 12S rRNA), dois fragmentos ribossomais (18S et 28S) (Sourassou et al., 2015) e um fragmento nuclear (ITSS) foram amplificados. Os primers usados foram respectivamente os seguintes: CytB, 5'-3 TAWRAARTATCAYTCDGGTTKRATATG et 3'-5' CCWTGAGGACAAATAWSWTT

YTGAGG ; 12S rRNA 5'-3' TACTATGTTACGACTTAT et 3'-5' AAAGTAGGATTAGATACCC; ITSS 5'-3' AGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAG et 3'-5' ATATGCTTAAATTCAGGGGG; 18S 5'-3' ATATTGGAGGGCAAGTCTGG et 3'-5' TGGCATCGTTTATGGTTAG-3'; 28S (43F 5'-3' GCTGCGAGTGAAGTGAATCAAGCCT et 929R 3'-5'-AGGTCACCATCTTTTCGGGTC.

As reações de PCR foram realizadas em um volume de 25 ml contendo 4 ml de DNA de ácaro para todos os marcadores. O volume que foi usado para os primers foi 2,5 µm (1mM) de Tampão (10x); 0,5 µm (2 mM) de MgCl₂; 1,75 µm (0,7 mM) dos iniciadores; 0,5 µm (0,2 mg / ml) de BSA; 0,125 µm (0,625 U) de Qiagen Taq. No entanto, para os iniciadores 18S e 28S foram usados 12,875 µm de água UHQ e 1,0 µm (0,1 mM) µm de dNTP e para ITS, CytB e 12S 13,375 µm de água UHQ e 0,5 µm (0,1 mM) µm de dNTP.

As condições de amplificação térmica e as sequências de primer são mostradas na Tabela 2. Para todos os primers, o número de ciclo foi de 35. Um controle negativo (contendo água ultrapura) e um controle positivo (contendo DNA de amostras conhecidas) foram usados para detectar a existência de contaminações potenciais e disfunção de amplificação. Após a amplificação, os produtos de PCR foram visualizados em gel de agarose (1,5%) após eletroforese em solução de TAE 0,5% por 20 min a 100V e banho de brometo de etídio de 20 minutos (BET 0,0002%). Os fragmentos amplificados foram sequenciados diretamente de forma “reverse” e “forward”. Esta última etapa foi terceirizada com empresa especializada na França

Tabela 2. Condições de termociclagem da reação em cadeia da polimerase (PCR) para os cinco fragmentos de DNA usados neste estudo (temperatura °C e tempo em minutos ou segundos).

Condições de termociclagem	18S		28S		CytB		ITS		12S	
Desnaturação inicial	95°C	2'	94°C	2'	94°C	3'	92°C	2'	95°C	1'
Desnaturação inicial	94°C	35"	94°C	25"	94°C	20"	92°C	15"	94°C	30"
Hibridação	48°C	30"	53°C	20"	53°C	1'	50°C	45"	40°C	30"
Alongamento	72°C	1'	72°C	1'	72°C	1'	72°C	1'	72°C	1'

Extensão final 72°C 7' 72°C 7' 72°C 5' 72°C 7' 72°C 5'

3.2.3. Análise morfológica

Após a extração do DNA, imediatamente cada indivíduo foi montado em lâmina, utilizando-se meio de Hoyer. Após a montagem, as lâminas foram mantidas em estufa (45-50°C), por um período de 10 dias, para secar. As fêmeas adultas foram identificadas até gênero, sob microscópio óptico de contraste de fases, com o auxílio das chaves dicotômicas disponibilizadas no “Treinamento em reconhecimentos de ácaros Mesostigmata de importância agrícola (Phytoseiidae, Ascidae sensu lato, Laelapidae, Rhodacaroidea, Macrochelidae, Parasitidae e Ameroseiidae)”, realizado na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), do qual o orientador deste projeto faz parte da coordenação. Posteriormente, a identificação até espécie foi feita examinando-se as descrições originais e as redescrições das espécies dos gêneros encontrados, em acervo disponível na FCAV/UNESP e ESALQ/USP.

3.2.4. Análise dos resultados

Os cromatogramas obtidos após o sequenciamento foram corrigidos manualmente usando o software MEGA 5 versão 5.10 (Tamura et al., 2007). As sequências obtidas após a correção foram gravadas e alinhadas pelo programa Clustal W. As distâncias genéticas foram calculadas através da aplicação do modelo “evolutive” (Tamura-Nei). Posteriormente, uma árvore filogenética (Neighbour Joining) dos fragmentos dos genes 18S e 28S foi construída usando o software MEGA 5 v.5.10, e comparada com outros fragmentos de DNA de ácaros dos mesmos gêneros obtidos no Genbank (Klompen, 2000; Dowling e O’Connor, 2010; Sourassou et al., 2015).

3.3. Resultado e discussão

3.3.1. Ácaros Mesostigmata

Considerando todas as coletas, foram encontrados indivíduos de oito famílias de Mesostigmata para análise molecular. Dentre as fêmeas de Mesostigmata coletadas, cerca de 38% pertenciam a família Ologamasidae, 21% a Rhodacaridae e 14% Melicharidae (Tabela 3). As outras famílias ficaram abaixo de 10% dos ácaros encontrados.

A área de vegetação natural foi o ambiente mais abundante e diverso, com 62 indivíduos divididos em 14 espécies de seis famílias, sendo Ologamasidae a mais abundante (Tabela 2). Nas áreas de cultivos, na soja A e milho A, a família mais abundante foi Rhodacaridae, enquanto que na soja B foi Ologamasidae, e no milho B, Laelapidae.

Tabela 3. Número de fêmeas adultas de Mesostigmata coletadas em serrapilheira/solo de vegetação natural (VN) e áreas cultivadas com soja (SA e SB) e milho (MA e MB) no período de agosto de 2018 – agosto de 2019, em Jaboticabal, São Paulo.

Família/Gênero/Espécie	VN	SA	SB	MA	MB
Ologamasidae					
<i>Gamasiphis</i> sp. 1	-	3	8	-	2
<i>Gamasiphis</i> sp. 2	2	7	-	-	-
<i>Neogamasellekans</i> n. sp.	18	-	7	-	-
<i>Neogamasellekans longipes</i>	14	-	7	-	-
<i>Gaeogamasus</i> sp.	6	-	2	-	-
Rhodacaridae					
<i>Afrodacarellus citri</i>	1	6	7	2	-
<i>Afrodacarellus</i> sp.	-	-	5	-	-
<i>Multidentorhodacarus squamosus</i>	-	25	-	2	1
<i>Rhodacarus</i> sp.	1	-	-	-	-
Ascidae					
<i>Asca garmani</i>	1	-	1	-	-
<i>Asca</i> sp.	1	-	1	-	-
<i>Protogamasellus sigillophorus</i>	1	-	-	1	-
<i>Gamasellodes</i> n. sp.	-	1	-	-	-
<i>Protogamasellus</i> sp.	1	-	-	-	-
Laelapidae					
<i>Cosmolaelaps barbatus</i>	-	-	-	-	4
<i>Cosmolaelaps jaboticabalensis</i>	4	-	-	-	-
<i>Gaeolaelaps</i> sp.	-	1	-	2	-
<i>Stratiolaelaps</i> sp.	-	1	-	-	-
<i>Pseudoparasitus</i> sp.	-	-	1	-	-
Blattisocidae					

<i>Lasioseius</i> sp.	-	3	-	-	1
Melicharidae					
<i>Proctolaelaps</i> sp. 1	7	1	10	1	-
<i>Proctolaelaps</i> sp. 2	4	1	-	-	-
Phytoseiidae					
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 1	-	1	-	-	-
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 2	-	4	-	-	-
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 3	1	-	-	-	-
Macrochelidae					
<i>Holostaspella bifoliata</i>	-	1	-	-	-
Total	62	55	49	8	8

3.3.2. Seleção de primers

Após a identificação dos ácaros coletados, cinco primers foram testados para as fêmeas adultas de Mesostigmata encontradas (Tabela 4). Os iniciadores 18S e 28S, ITS e CytB deram 21, 22 e 17 espécies que apresentaram resultados positivos, respectivamente. Dentre os primers testados, apenas o 12S não amplificou. Este primer ainda deve ser testado para outras espécies de Mesostigmata edáficos, pois é amplamente utilizado em trabalhos moleculares com ácaros Phytoseiidae.

Tabela 4. Amplificação dos genes 18S, 28S, ITS e CyTB para espécies de Mesostigmata

Família/Gênero/Espécie	18S	28S	ITS	cYTB
Ologamasidae				
<i>Gamasiphis</i> sp. 1	+	+	+	-
<i>Gamasiphis</i> sp. 2	+	+	-	+
<i>Neogamasellekans</i> n. sp.	+	+	+	+
<i>Neogamasellekans longipes</i>	+	+	+	-
<i>Geogamasus</i> sp.	+	+	+	+
Rhodacaridae				
<i>Afrodacarellus citri</i>	+	+	-	+
<i>Afrodacarellus</i> sp.	+	+	-	+
<i>Multidentorhodacarus squamosus</i>	+	+	-	
<i>Rhodacarus</i> sp.	-	-	-	-
Ascidae				
<i>Asca garmani</i>	+	+	-	+
<i>Asca</i> sp.	+	+	-	+
<i>Protogamasellus sigillophorus</i>	-	+	-	-
<i>Gamasellodes</i> n. sp.	+	+	-	+
<i>Protogamasellus</i> sp.	-	-	-	-

Laelapidae				
<i>Cosmolaelaps barbatus</i>	+	+	+	-
<i>Cosmolaelaps jaboticabalensis</i>	+	+	+	-
<i>Gaeolaelaps</i> sp.	+	+	-	-
<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	+	+	+	+
<i>Pseudoparasitus</i> sp.	+	+	+	+
Blattisocidae				
<i>Lasioseius</i> sp.	+	+	+	+
Melicharidae				
<i>Proctolaelaps</i> sp. 1	+	+	+	+
<i>Proctolaelaps</i> sp. 2	+	+	+	+
Phytoseiidae				
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 1	-	-	+	+
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 2	+	+	+	+
<i>Proprioseiopsis</i> sp. 3	-	-	+	-
Macrochelidae				
<i>Holostaspella bifoliata</i>	+	+	+	+

3.3.3. Filogenia com marcadores nucleares ribossômicos (18S e 28S)

Após a obtenção do sequenciamento dos marcadores ribossômicos 18S e 28S dos ácaros Mesostigmata coletados nos cinco ambientes de coleta (soja A e B, milho A e B e vegetação natural), foi construída uma árvore filogenética, com os dois marcadores em conjunto, utilizando uma análise bayesiana. Esses marcadores são indicados para investigar a filogenia de ácaros em níveis taxonômicos intermediários, como gênero e família (Santo e Tixier, 2016).

Dentre os indivíduos que obtiveram resultado positivo de amplificação, 20 espécies foram utilizadas para análise filogenética, porque foi necessário que a mesma espécie obtivesse resultado positivo para ambos marcadores ribossômicos. Os genes das espécies coletadas nesse trabalho também foram comparados aos resultados de Klompen et al. (2007), Dowling e O'Connor (2010) e Sourassou et al. (2015), que utilizaram os mesmos marcadores ribossômicos para ácaros Gamasina.

A análise conjunta (bayesiana) dos resultados com genes ribossômicos 18S e 28S para as espécies coletadas e obtidas no Genbank obteve uma variação de 0,54 a 1,00 (Figura 1). As espécies analisadas foram agrupadas em suas respectivas

superfamílias, como descrito por Lindquist et al. (2009), que levaram em consideração caracteres morfológicos.

As morfoespécies *Proprioseiopsis* sp. 2 (Phytoseiidae) e *Lasioseius* sp. (Blattisocidae), que pertencem a superfamília Phytoseioidea, foram agrupadas muito próximas uma da outra (clado A com probabilidade anterior de 0,96). Além disso, nossos resultados corroboram com Sourassou et al. (2015), que observaram uma relação entre essas duas famílias, sendo caracterizadas como grupos muito próximos.

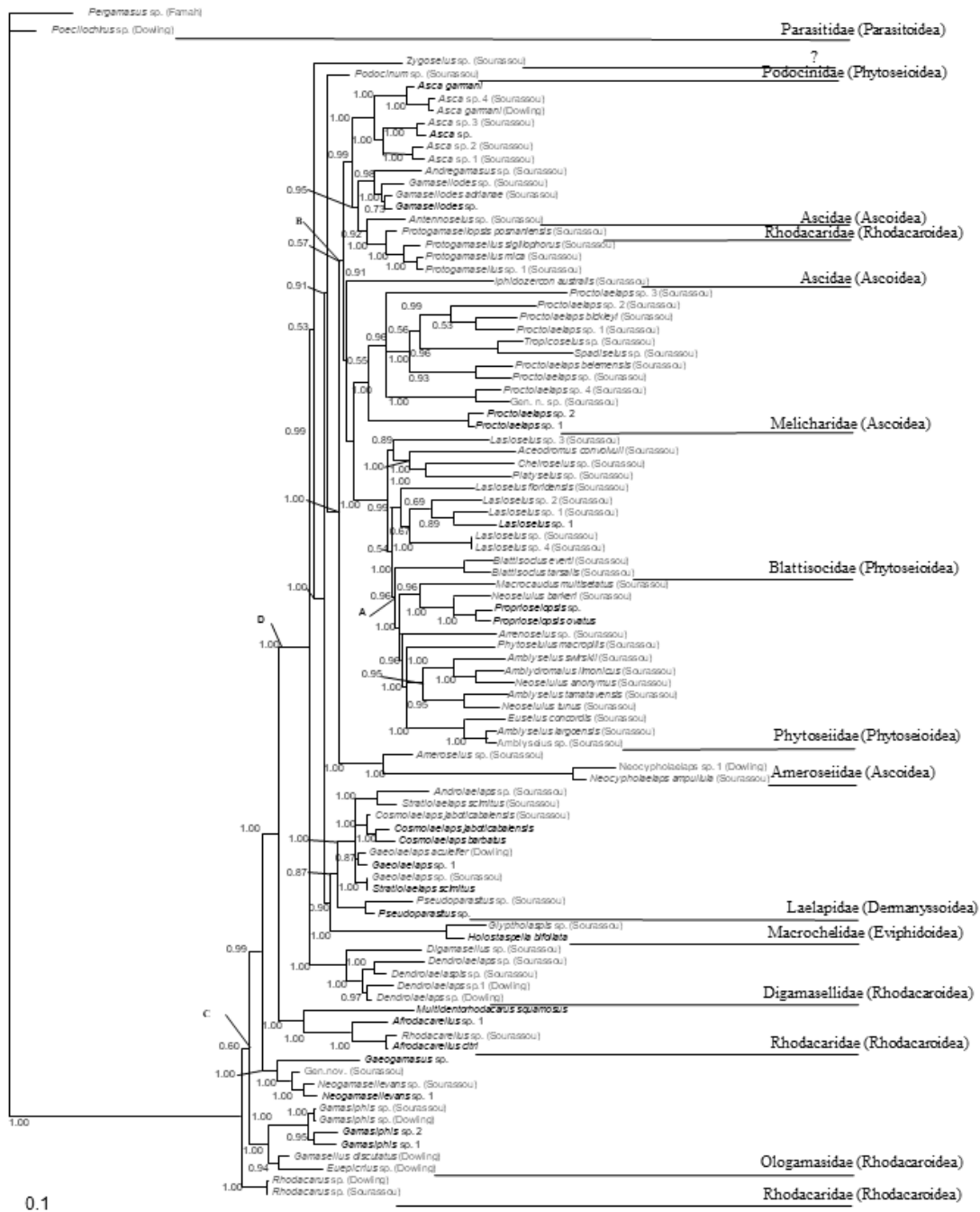


Figura 1. Árvore filogenética com os marcadores ribossômicos 18S e 28S para morfoespécies de Mesostigmata coletados em sistemas de soja e milho e em um fragmento de Mata Atlântica (Jaboticabal/SP) mais morfoespécies com registro no Genbank. Entre parênteses o nome dos autores que publicaram os genes 18S e 28S. Método de análise bayesiano.

As morfoespécies da superfamília Ascoidea, *Proctoalealps* sp. 1 e *Proctolaelaps* sp. 2, pertencentes a Melicharidae, e *Asca garmani* Hurlbutt, *Asca* sp. 2, *Gamasellodes* sp. e *P. sigillophorus* pertencentes a Ascidae, também ficaram próximas umas das outras (clado B com probabilidade anterior de 0,57). Ao levarmos em consideração as morfoespécies de Ascidae e Melicharidae (Ascoidea) e Blattisocidae e Phytoseiidae (Phytoseioidea) em conjunto, as mesmas também ficaram próximas, corroborando com a divisão através de caracteres morfológicos.

As morfoespécies coletadas dos gêneros *Gamasiphis*, *Neogamasellekans* e *Geogamasus* (Ologamasidae), e *Multidentorhodacarus* e *Afrodacarellus* (Rhodacaridae), encontradas nos cinco ambientes de coleta, foram agrupadas também próximas umas das outras, indicando a proximidade entre elas. Essas famílias são colocadas na superfamília Rhodacaroidea, ao levar em consideração os caracteres morfológicos (Lindquist et al., 2009). A análise molecular indicou que as morfoespécies de Rhodacaroidea ficaram a uma certa distância das morfoespécies de Phytoseioidea e Ascoidea (clado C com probabilidade anterior de 0,60).

Para as morfoespécies da subcoorte Dermanyssiae (Laelapidae e Macrochelidae), um grupo com probabilidade de 0,9 (clado D) foi formado. Como discutido por Sourassou et al. (2015), os ácaros destes grupos são considerados muito próximos, como observado no presente estudo. Entretanto, nesse trabalho foi encontrado apenas um ácaro representante da família Macrochelidae (*Holostaspella bifoliata*) que agrupou com a outra morfoespécie obtida no Genbank (*Glyptholaspis* sp.). Portanto, mais representantes de macrochelídeos devem ser incluídos em futuras análises, juntamente com Laelapidae, para obter melhor entendimento dessas famílias.

3.3.4. Filogenia molecular de ácaros Gamasina edáficos utilizando marcadores mitocondrial, ribossomais e um fragmento nuclear

Uma árvore filogenética conjunta, utilizando análise bayesiana, foi criada com todos os marcadores genéticos utilizados no presente estudo (ribossômico 18S e 28S, fragmento nuclear ITSS e mitocondrial CytB) (Figura 2). Esse é o primeiro trabalho a utilizar em ácaros edáficos.

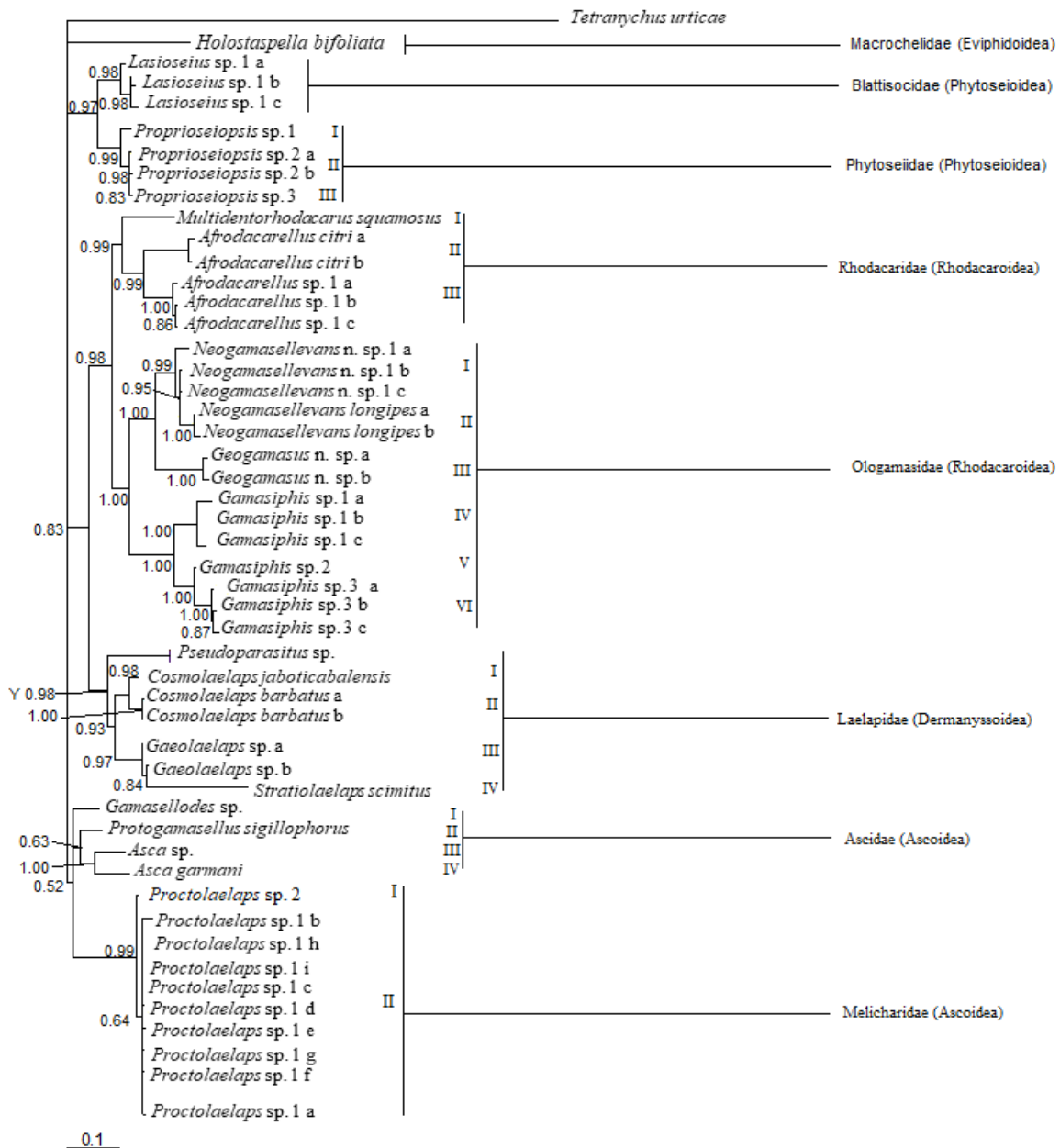


Figura 13. Filogenia utilizando os marcadores ribossômicos 18S e 28S, fragmento nuclear ITS e o um marcador mitocondrial (CytB) expressados por morfoespécies de Mesostigmata coletados em sistemas de soja e milho e em um fragmento de Mata Atlântica (Jaboticabal/SP). Método bayesiano.

Após a construção da árvore filogenética, pode-se observar que as morfoespécies de Phytoseiidae e Blattisociidae também ficaram próximas nessa análise

(probabilidade posterior de 0,97), sendo agrupadas em dois clados. As morfoespécies desses grupos variaram de 0,93 – 0,99 e 0,97 – 0,99, respectivamente. Esses resultados corroboram aos obtidos por Dowling & O'Connor (2010) e Sourassou et al. (2015), porém estes dois trabalhos não utilizaram o marcador mitocondrial (CytB).

As morfoespécies de Ascoidea (Melicharidae e Ascidae) formaram dois clados (probabilidade posterior de 0,52). A probabilidade entre as morfoespécies variou de 0,64-0,99 para Melicharidae e 0,63–1,00 para Ascidae. Esses resultados indicam que as espécies dessas famílias são realmente próximas umas das outras, como indicado ao levar em consideração os caracteres morfológicos (Lindquist et al., 2009). Além disso, as morfoespécies de Phytoseioidea e Ascoidea utilizadas nesse trabalho formaram um grupo parafilético, corroborando com os resultados de Sourassou et al. (2015), que utilizaram marcadores ribossômicos 18S e 28S para as espécies de Phytoseioidea e Ascoidea.

As morfoespécies de Rhodacaroidea formaram quatro clados (probabilidade superior a 0,98), separando as morfoespécies de *Afrodacarellus citri* (Loots, 1969) e *Afrodacarellus* sp. em um clado, seguido por *Neogamasellekans* n. sp. e *Neogamasellekans longipes* Karg & Schorlemmer, depois *Geogamasus* n. sp. e por fim *Gamasiphis* sp. 1 e *Gamasiphis* sp. 2. Esses resultados fortalecem a colocação de indivíduos dessas famílias na superfamília Rhodacaroidea, de acordo com o caracterizado por Lindquist et al. (2009) e Castilho et al. (2012). Além disso, as novas espécies encontradas (*Neogamasellekans* n. sp. e *Geogamasus* n. sp.) nesse trabalho compuseram na análise o grupo Ologamasidae, corroborando com a análise morfológica.

Para Dermanyssoidea a análise conjunta com os três marcadores mostrou que os indivíduos de Laelapidae formaram quatro grupos (proximidade superior a 0,98), contendo *Pseudoparasitus* sp. (clado I), *C. barbatus*, *C. jaboticabalensis* (clado II) e *Gaeolaelaps* sp. (clado III) e *Stratiolaelaps* sp. (clado IV), variando a probabilidade entre as espécies de 0,84 – 1,00. Entretanto, a espécie de Macrochelidae ficou distante de Laelapidae (clado Y com probabilidade de 0,98).

Os resultados obtidos nesse trabalho geraram informações taxonômicas importantes na abordagem moleculares e morfológicas para espécies de ácaros edáficos Mesostigmata. Além disso, os genes obtidos com os primers 18S, 28S, ITS e CytB nesse trabalho serão disponibilizados no Genbank para futuras comparações com outros Mesostigmata em futuros trabalhos, podendo comparar por meio molecular, espécies que são taxonomicamente parecidas e que possam ser utilizadas para apoiar a identificação, principalmente das espécies que apresentarem potencial no controle biológico de pragas.

3.4. Referências

Adis J (1988) On the abundance and diversity of terrestrial arthropods in Central Amazonian dryland forests. **Journal of Tropical Ecology** 4: 19-24.

Adis J, Morais JW, Mesquita HG (1987) Vertical distribution and abundance of arthropods in the soil of a neotropical secondary forest during the rainy season. **Studies on Neotropical Fauna & Environment**, 22: 189–197.

Azevedo EB (2017) **Diversidade de ácaros edáficos, com ênfase nos Mesostigmata, em cultivos agrícolas e na vegetação natural do bioma Cerrado no sul do estado do Tocantins**. 57f. Dissertação [Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

Bedano JC, Ruf A, (2007) Soil predatory mite communities (Acari: Gamasina) in agroecosystems of Central Argentina. **Applied Soil Ecology**, 36: 22-31.

Biddinger DJ, Weber DC, Hull LA (2009) Coccinellidae as predators of mites: Stethorini in biological control. **Biological Control**, 51: 268-283.

Britto EPJ, Barreto MR, Moraes GJ (2017) Description of a new species of *Asca* Heyden (Acari: Ascidae), from Mato Grosso, northwestern Brazil. **International Journal of Ascarology**, 43: 286-290.

Castilho RC, Narita JPZ, Moraes GJ (2012) Three new species of *Gamasiphis* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil, with complementary information about *Gamasiphis plenosestosus* Karg and a key to the world species of the genus. **Journal of Natural History**, 46: 1969-1998.

Chant DA, McMurtry JA (1994) A review of the subfamilies Phytoseiinae and Typhlodrominae (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology** 20: 223-310.

Chant DA, McMurtry JA (2007) **Illustrated keys and diagnoses for the genera and subgenera of the Phytoseiidae of the world (Acari: Mesostigmata)**. West Bloomfield, Indira Publishing House, 219 p.

Dabert J, Ehrnsberger R, Dabert M (2008) *Glaucalgés tytonis* sp. n. (Analgoidea, Xolalgidae) from the barn owl *Tyto alba* (Strigiformes, Tytonidae): compiling morphology with DNA barcode data for taxon descriptions in mites (Acari). **Zootaxa**, 1719:41–52

Dowling APG, O'Connor BM (2010) Phylogenetic relationships within the suborder Dermanyssina (Acari: Parasitiformes) and a test of dermanyssoid monophyly. **International Journal of Acarology**, 36: 299-312.

Edwards DD, Deatherage DE, Ernsting B (2004) Random amplified polymorphic DNA analysis of kinship within host-associated populations of the symbiotic water mite *Unionicola foili* (Acari: Unionicolidae). **Experimental and Applied Acarology**, 34 :67-77.

Gerson U, Smiley RL, Ochoa R (2003) **Mites for pest control**. Oxford: Blackwell Science. 539 p.

Halliday RB, Walter DE, Polak M (2005) A new species of *Gamasodes* Oudemans from Australia (Acari: Parasitidae). **Zootaxa**, 1001: 17-30.

Helle W, Sabelis MW (1985) **Spider Mites: Their Biology, Natural Enemies and Control**, Elsevier, Amsterdam. 403 pp.

Hoy MA (2011) **Agricultural Acarology - Introduction to Integrated Mite Management**. Gainesville, 410 p.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2019). Disponíveis em: <http://ibge.gov.br>. Acesso em: 03 jan. de 2021.

IEA – Instituto de Economia Agrícola (2018). Disponíveis em : <http://www.iea.agricultura.sp.gov.br/out/index.php>. Acesso em : 03 jan. de 2021.

Kanouh M, Tixier M.-S., Guichou S, Cheval B, Kreiter S (2010) Two synonymy cases within the genus *Neoseiulella* (Acari: Phytoseiidae): is the molecular evidence so evident? **Biological Journal of Linnean Society** 101: 323-344.

Klompen H (2000) Preliminary assessment of the utility of elongation factor-1 α in elucidating relationships among basal Mesostigmata. **Experimental and Applied Acarology**, 24: 805-820.

Laumann M, Norton AR, Weigmann G, Scheu S, Maraun M, Heethoff M (2007) Speciation in the parthenogenetic oribatid mite genus *Tectocepheus* (Acari, Oribatida) as indicated by molecular phylogeny. **Pedobiologia**, 51: 111-122.

Lavelle P, Decaëns T, Aubert M, Barot S, Blouin M, Bureau F, Margerie P, Mora P, Rossi JP (2006) Soil invertebrates and ecosystem services. **European Journal of Soil Biology**, 42: 3-15.

Lekveishvili M, Klompen (2004) Phylogeny of infraorder Sejina (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa**, 629:1-19.

Lindquist EE, Krantz GW, Walter DE (2009) Order Mesostigmata. In: Krantz GW, Walter DE (Eds.) **A Manual of Acarology, Texas Tech University Press**. Lubbock, Texas, pp. 124-232.

Klompen H, Lekveishvili M, Black WC IV (2007) Phylogeny of parasitiform mites (Acari) based on rRNA. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, 43: 936–951.

Moraes GJ, Flechtmann CHW (2008) **Manual de acarologia. Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. Ribeirão Preto, Holos, 288 p.

Moreira GF, Moraes GJ (2015) The potential of free-living laelapid mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 77-102.

Pakin P, Vink CJ (2009) Testing compatibility between molecular and morphological techniques for arthropod systematics: a minimally destructive DNA extraction method that preserves morphological integrity, and the effect of lactic acid on DNA quality. **Journal of Insect Conservation**, 13: 453-457.

Plowman KP (1979) Litter and soil fauna of two Australian subtropical forest. **Journal of Animal Ecology**, 4: 47-104.

Santos VV, Tixier M-S, (2016) Which molecular markers for assessing which taxonomic level? The case study of the mite family Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata). **Cladistics**, 0: 1-17.

Sourassou NF, Hanna R, Zannou I, Breeuwer JAJ, Moraes GJ, Sabelis MW (2012) Morphological, molecular and cross-breeding analysis of geographic populations of

coconut-mite associated predatory mites identified as *Neoseiulus baraki*: evidence for cryptic species? **Experimental and Applied Acarology**, 57: 15-36.

Sourassou NF, Moraes GJ, Delalibera Júnior I, Corrêa AS (2015) Phylogenetic analysis of Ascidae sensu lato and related groups (Acari: Mesostigmata: Gamasina) based on nuclear ribosomal DNA partial sequences. **Systematic and Applied Acarology**, 20: 225-240.

Sourassou NF, Sarmiento RA, Moraes GJ (2017) Description of a new species of the *Amblydromalus limonicus* (Acari: Phytoseiidae) species group based on morphological and molecular evidences. **International Journal of Acarology**, 43: 374-379.

Tamura K Dudley J Nei M Kumar S (2007) MEGA4: molecular evolutionarygenetics analysis (MEGA) software version 4.0. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, 24 : 1596–1599.

Tixier M-S, Kreiter S, Barbar Z, Ragusa S, Cheval B (2006) Status of two cryptic species, *Typhlodromus exhilaratus* Ragusa and *Typhlodromus phialatus* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae): consequences for taxonomy. **Zoological Scripta**, 35: 115-122.

Tixier M-S, Okassa M, Liguori ML, Poinso A, Salerno B, Kreiter S (2010) Voucher specimens for DNA sequences of phytoseiid mites (Acari: Mesostigmata). **Acarologia**, 50: 487-494.

CAPÍTULO 4 – Duas novas espécies de *Neogamasellekans* (Mesostigmata: Ologamasidae) do Brasil e uma chave para as espécies do gênero

Resumo

Duas espécies de *Neogamasellekans* foram descritas com base na morfologia de fêmeas e machos adultos coletados em serapilheira/solo de um fragmento de vegetação natural e em cultivos de soja e milho no bioma Mata Atlântica em Jaboticabal, São Paulo. Além disso, uma chave para separação das espécies descritas do gênero foi proposta.

4.1. Introdução

Ologamasidae Ryke é a maior família de Rhodacaroidea (Mesostigmata), com cerca de 467 espécies descritas em 44 gêneros, das quais 21 foram descritas do Brasil, sendo 16 destas do estado de São Paulo (Castilho et al., 2016). Os ácaros Ologamasidae são muito diversos, podendo ser abundantes na serapilheira e nas camadas mais superficiais do solo (Lindquist et al., 2009; Castilho et al., 2015). Algumas espécies foram relatadas como predadoras de colêmbolos, nematoides, tripes e outros ácaros (Castilho et al., 2015).

Neogamasellekans Loots & Ryke é um dos gêneros de Ologamasidae e possui 14 espécies descritas (Castilho et al., 2016). A maioria das espécies deste gênero foi descrita da América do Sul (Argentina, Brasil, Chile, Paraguai e Venezuela) e apenas uma delas foi descrita da na Bélgica, Europa (Castilho et al., 2016). Esse é um dos gêneros de Ologamasidae mais abundantes em serapilheira/solo do Brasil, principalmente em ambientes de vegetação natural (Azevedo et al., 2020; Castro et al., 2021).

O objetivo desse estudo foi fornecer a descrição de duas novas espécies de *Neogamasellekans*, com base na morfologia de fêmeas e machos adultos coletados em serapilheira/solo de um fragmento de vegetação natural e em cultivos de soja e milho no bioma Mata Atlântica em Jaboticabal, São Paulo. Além disso, uma chave para separação das espécies descritas do gênero foi proposta.

4.2. Material e métodos

Amostras de serapilheira/solo foram coletadas de um fragmento natural (21°14'47.184"S 48°17'18.708"W), em áreas com cultivo de soja (21°15'29.880"S 48°16'13.728"W e 21°15'24.552"S 48°16'34.716"W) e cultivo de milho (21°15'5.256"S 48°15'59.184"W e 21°14'52.152"S 48°16'43,104"W) na Fazenda Experimental da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), Jaboticabal, estado de São Paulo, Brasil. A área de Jaboticabal faz parte do bioma Mata Atlântica.

As amostras foram transportadas para um laboratório na FCAV/UNESP e colocadas em funis do tipo Berlese-Tullgren modificado (Oliveira et al., 2001) para extração dos ácaros. Os ácaros Gamasina (Mesostigmata) extraídos foram montados em lâminas de microscopia com meio de Hoyer. Após a montagem, as lâminas foram mantidas em estufa (45-50°C), por um período de 10 dias, para secar. e levados para secagem e clareamento em estufa a e examinados por um microscópio de contraste de fase.

Os exemplares de Gamasina foram identificados sob microscópio óptico de contraste de fases até família com auxílio de chave dicotômica para grupos de Mesostigmata de Lindquist et al. (2009). Em seguida, as morfoespécies de Ologamasidae foram identificadas até gênero com auxílio da chave dicotômica para gêneros dessa família de Castilho et al. (2016). Posteriormente, as morfoespécies foram comparadas com as descrições e redescrições das espécies dos gêneros encontrados, disponível em acervo na FCAV/UNESP, sendo detectadas duas novas espécies para ciência de *Neogamaselleans*.

Para descrição dessas espécies novas, estruturas taxonomicamente relevantes foram ilustradas usando uma câmera digital acoplada ao microscópio óptico de contraste de fases e medidas com o uso de uma ocular graduada. Todas as medições foram realizadas em micrômetros; cada medição consiste na média do número de indivíduos indicados, seguida (entre parênteses) da respectiva faixa (mínimo e máximo). Na descrição a seguir, a nomenclatura das setas idiossomais foi baseada em

Lindquist e Evans (1965), quetotaxia das pernas, em Evans (1963), quetotaxia dos palpos, em Evans (1964) e poros e lirifissuras em Athias-Henriot (1971, 1975).

Uma chave dicotômica para as espécies conhecidas de *Neogamasellekans*, incluindo as duas novas espécies descritas no presente estudo, foi construída com o auxílio das descrições originais das espécies. Toda essa literatura estava disponível em acervo na FCAV/UNESP.

4.3. Resultados

***Neogamasellekans* Loots & Ryke, 1967**

Neogamasellekans Loots and Ryke, 1967: 13; Castilho et al., 2016:

Diagnose. O presente estudo seguiu a caracterização do gênero disponibilizada por Castilho et al. (2016).

***Neogamasellekans* n. sp. 1**

Diagnose (fêmea adulta). Placa exopodal próximo à coxa IV alongada, ultrapassando a margem anterior do escudo ventrianal; peritrema estendendo anteriormente até o nível da região mediana da coxa II; seta j_2 cerca de 0,7 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de j_3 ; seta Z4 cerca de 1,2 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de Z5.

Fêmea adulta (n = 5) (Figuras 1-9)

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera com 50 (49–51) de comprimento, com 6 dentes além do dente apical, com o dente mais próximo ao dente apical distintamente menor que os outros dentes, e um pilus dentilis setiforme (Figura 1); dígito móvel da quelícera com 51 (50–52) de comprimento, com 3 dentes além do dente apical; lirifissura bem como a seta dorsal distintas; processo artrodial em forma de coroa.

Tectum com extensão anteromediana em formato de clava e serrilhada, flanqueada por um par de extensões laterais serrilhadas na parte externa (Figura 2). Número de setas do trocânter-tarso do palpo: 2-5-6-14-15; trocânter (Figura 4) e genu do palpo (Figura 5) com setas modificadas, sendo a primeira serrilhada e a segunda com seis segmentos respectivamente; apotele trifurcado. Corniculos semelhante a um chifre (Figura 3). Deutosterno com seis fileiras transversais com dentículos e uma mais basal lisa; todos delimitados por linhas laterais. Malas internas distintamente separadas, com a margem externa franjada. Medidas das setas: $h1$ 19 (18–20), $h2$ 12 (11–13), $h3$ 14 (14–15) e pc 15 (14–16); todas setas aciculadas e lisas.

Idiossoma dorsal (Figura 6). Escudos podonotal e opistonotal fundidos, formando o escudo holonotal; comprimento de 359 (353–370) e largura de 222 (218–230) ao nível da seta $r3$. Região podonotal lisa, apenas com algumas estrias próximo a $j1$, $z1$ e $s1$; com 21 pares de setas ($j1$ – $j6$, $z1$ – $z6$, $s1$ – $s4$, $s6$, $r2$ – $r4$ e $r6$) e cinco pares de lirifissuras distinguíveis. Região opistonotal estriada; com 20 pares de setas ($J1$ – $J5$, $Z1$ – $Z5$, $S1$ – $S5$ e $R1$ – $R5$) e sete pares de lirifissuras distinguíveis. Medidas das setas: $j1$ 18 (17–20), $j2$ 25 (24–27), $j3$ 21 (20–22), $j4$ 16 (15–17), $j5$ 16 (15–16), $j6$ 15 (14–16), $z1$ 10 (9–12), $z2$ 24 (22–26), $z3$ 19 (17–20), $z4$ 19 (19–22), $z5$ 16 (14–16), $z6$ 16 (15–16), $s1$ 22 (21–25), $s2$ 22 (21–25), $s3$ 22 (21–25), $s4$ 20 (19–20), $s6$ 18 (17–18), $r2$ 21 (18–24), $r3$ 34 (32–35), $r4$ 15 (14–16), $r6$ 14 (14–16), $J1$ 12 (11–13), $J2$ 14 (13–15), $J3$ 14 (14–15), $J4$ 15 (15–16), $J5$ 12 (11–13), $Z1$ 15 (14–16), $Z2$ 17 (16–18), $Z3$ 23 (21–23), $Z4$ 41 (41–43), $Z5$ 41 (40–43), $S1$ 20 (18–21), $S2$ 21 (20–22), $S3$ 32 (31–32), $S4$ 34 (32–35), $S5$ 38 (36–40), $R1$ 14 (13–15), $R2$ 15 (14–16), $R3$ 17 (16–17), $R4$ 17 (16–17), $R5$ 32 (31–35). Todas as setas aciculadas e lisas.

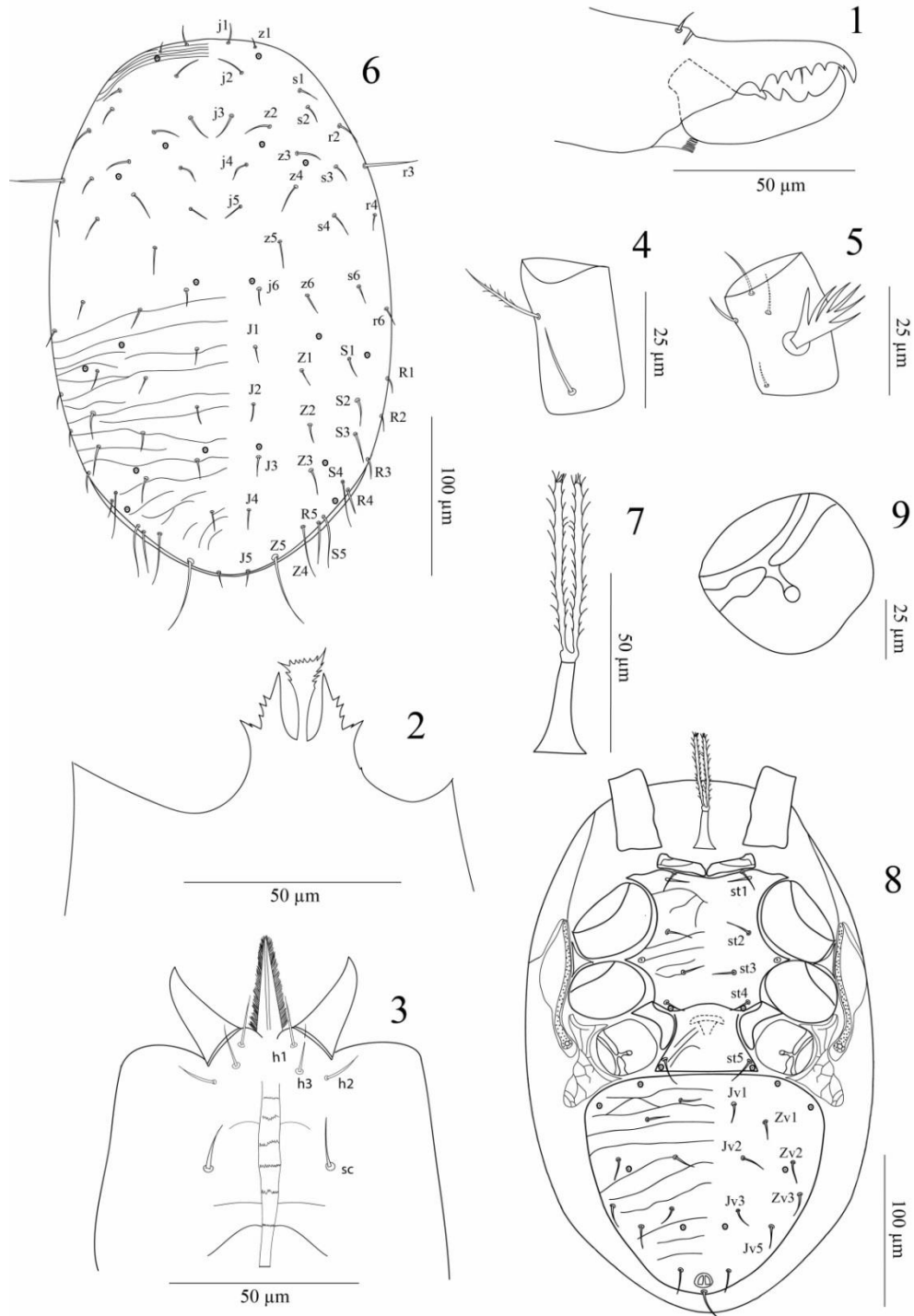
Idiossoma ventral (Figura 8). Base do tritosterno com 28 (26–30) de comprimento e 15 (14–15) de largura (Figura 7); lacinia 59 (56–61) de comprimento, separada em 95% de seu comprimento total, pilosa. Com um par de placas pré-esternais. Escudo esternal com algumas poucas estrias na região das setas $st2$ e $st3$; margens anterior e posterior côncavas; comprimento de 100 (98–103) e largura de 114

(111–115) entre as coxas II e III; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras. Placas endopodais incorporadas ao escudo esternal, exceto próximo a coxa IV, com placa não fundida ao escudo esternal. Escudo genital majoritariamente liso, com algumas poucas estrias; estendendo-se posteriormente abaixo do nível da coxa IV; margem posterior reta; distância $st5-st5$ 53 (51–55); lirifissura $iv5$ posterior e aproximadamente em linha longitudinal com $st5$. Escudo ventrianal estriado; comprimento de 152 (150–155) e largura de 157 (153–160) no nível mais largo, não fundido com escudo dorsal; com sete pares de setas ($Jv1-Jv3$, $Jv5$ e $Zv1-Zv3$), além de setas circum-anais, e quatro pares de lirifissuras distinguíveis. Peritrema estendendo-se anteriormente ao nível da margem posterior da coxa II. Placa peritremática estreita ao longo do peritrema, fundido ao escudo dorsal no nível de $r3$. Placa exopodal fragmentada entre as coxas II e III e entre as coxas III e IV; placa exopodal próximo à coxa IV alongada, ultrapassando a margem anterior do escudo ventrianal. Placas metapodais indistintas. Medidas das setas: $st1$ 19 (17–20), $st2$ 18 (17–19), $st3$ 15 (15–16), $st4$ 14 (13–15), $st5$ 17 (16–17), $Jv1$ 13 (12–13), $Jv2$ 15 (14–15), $Jv3$ 14 (14–15), $Jv5$ 23 (22–25), $Zv1$ 17 (16–19), $Zv2$ 19 (18–20), $Zv3$ 15 (14–16), para-anal 18 (17–19) e pós-anal 19 (17–20). Todas as setas aciculadas e lisas.

Espermateca (Figura 9). Em formato de gota, tipo Phytoseiidae; cálice tubular pequeno; átrio circular, diâmetro cerca de 50% do comprimento da coxa IV; poros de inseminação indistintos, supostamente na região anteromediana à coxa IV, com base na orientação da porção mediana discernível dos túbulos.

Pernas. Comprimento: I - 361 (343–383), II - 289 (280–298), III - 229 (220–238), IV - 312 (300–325). Quetotaxia: perna I - coxa 0-0 / 0, 0 / 2-0, trocâter 1-0 / 1, 1 / 2-1, fêmur 2-2 / 1, 2 / 2-2, genu 2-2 / 1, 2 / 2-2, tibia 2-3 / 2, 3 / 2-2; perna II - coxa 0-0 / 0, 0 / 1-0, trocâter 1-1 / 2, 1 / 0-0, fêmur 1-2 / 1, 1 / 2-1, genu 2-3 / 1, 2 / 1-1, tibia 2-2 / 2, 1 / 2-1; perna III - coxa 0-0 / 0, 0 / 1-0, trocâter 1-0 / 2, 0 / 2-0, fêmur 2-1 / 0, 1 / 1-0, genu 2-2 / 1, 1 / 1-1, tibia 2-2 / 1, 1 / 1-1; perna IV - coxa 0-0 / 0, 0 / 1-0, trocâter 0-1 / 2, 0 / 1-0, fêmur 2-1 / 0, 1 / 1-1, genu 2-1 / 1, 2 / 1-1, tibia 2-1 / 1, 3 / 1-1; tarso II-IV com 18,

18 e 17 de setas, respectivamente. Todas as setas aciculadas e lisas. Pré-tarsos I-IV com um



Figuras 1-9. *Neogamaselle vans* n. sp. 1 (Fêmea adulta). 1. Vista lateral (antiaxial) da quelícera; 2. Tectum; 3. Hipostômio; 4. Trocanter do palpo; 5. Genu do palpo; 6. Dorsal

Idiossoma dorsal; 7. Tritosterno; 8. Idiossoma ventral; 9. Espermateca. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.

par de garras alongadas, um par de unhas proeminentes e três lobos do pulvilo arredondados; pré-tarso I cerca de metade do comprimento dos outros pré-tarsos.

Material examinado. Foram examinadas 502 fêmeas adultas coletadas em serapilheira/solo de um fragmento de vegetação natural, 32 no cultivo de soja A, 14 no cultivo de soja B, 8 no cultivo de milho A e 5 no cultivo de milho B, todos na Fazenda Experimental da FCAV/UNESP, Jaboticabal, estado de São Paulo, Brasil, no período de dezembro de 2017 a dezembro de 2019. Esses ácaros foram depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), Piracicaba, estado de São Paulo, Brasil.

Observações. *Neogamasellekans n. sp. 1* é semelhante a *Neogamasellekans armata* Karg & Schorlemmer, 2009, porém que este último possui seta j_2 tão longa quanto a distância de sua base com a base de j_3 ; placa exopodal próximo à coxa IV não ultrapassando a margem anterior do escudo ventrianal.

Neogamasellekans n. sp. 2

Diagnose (fêmea adulta). Escudo dorsal com uma linha de fusão sinuosa entre as regiões podonotal e opistonotal; região pré-esternal punctada; peritrema estendendo anteriormente até o nível da região posterior da coxa II

Fêmea adulta (n = 5) (Figuras 10-18)

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera com 76 (74–78) de comprimento, com cinco dentes além do dente apical e um pilus dentilis setiforme (Figura 10); dígito móvel da quelícera 75 (73–77) de comprimento, com três dentes além do dente apical; processo artrodial em forma de coroa; lirifissuras antiaxial e dorsal, bem como seta

dorsal, distintas. Número de seta no trocânter do palpo-tarso: 2-5-6-14-15; todos aciculados e lisos, exceto *a1* do genu do palpo, radiado (seis pontas) (Figura 11) e trocânter do palpo com seta pequena com três segmentos no topo (Figura 12); apotele trifurcado. Tectum com extensão anteromediana em forma de clava, serrilhado no topo, flanqueada por um par de extensões anterolaterais com um serreado na parte média externa de cada extensão (Figura 13). Deutosterno com oito fileiras transversais denticuladas, exceto a última lisa; todos delimitados por linhas laterais; com um par de linhas transversais arqueadas (próximo a sétima fileira) (Figura 14). Malas internas distintamente separadas uma do outra, franjada na margem externa. Cornicula semelhante a um chifre. Medidas das setas: *h1* 21 (18–22), *h2* 11 (10–12), *h3* 13 (12–15) e *pc* 12 (10–13); todas as setas aciculadas e lisas.

Idiossoma dorsal (Figura 15). Escudos podonotal e opistonotal fundidos, formando o escudo holonotal, com uma linha sinuosa de fusão distinta; comprimento de 317 (310–327) e largura de 185 (178–197) ao nível da seta *r3*. Região podonotal lisa; com 22 pares de setas (*j1–j6*, *z1–z6*, *s1–s6* e *r2–r5*) e quatro pares de lirifissuras distinguíveis. Região opistonotal lisa; com 18 pares de setas (*J1–J5*, *Z1–Z5*, *S1–S5* e *R2–R4*) e sete pares de lirifissuras distinguíveis. Cutícula não esclerotizada ao longo das margens laterais da região opistonotal com dois pares de setas (*R1* e *R5*). Medidas das setas: *j1* 11 (10–12), *j2* 14 (12–15), *j3* 14 (12–15), *j4* 13 (12–14), *j5* 13 (12–13), *j6* 13 (12–13), *z1* 10 (9–11), *z2* 13 (12–14), *z3* 14 (12–15), *z4* 13 (12–14), *z5* 14 (13–14), *z6* 12 (11–13), *s1* 13 (12–13), *s2* 12 (11–13), *s3* 13 (12–14), *s4* 12 (11–13), *s5* 14 (12–16), *r2* 13 (12–13), *r3* 22 (21–22), *r4* 11 (11–12), *r5* 12 (10–13), *r6* 12 (11–12), *J1* 11 (10–12), *J2* 11 (10–12), *J3* 11 (10–11), *J4* 11 (10–12), *J5* 11 (10–11), *Z1* 11 (10–12), *Z2* 11 (9–12), *Z3* 11 (10–12), *Z4* 13 (11–14), *Z5* 26 (23–29), *S1* 12 (11–12), *S2* 11 (10–11), *S3* 11 (10–12), *S4* 12 (10–13), *S5* 15 (14–15), *R1* 10 (9–11), *R2* 11 (10–11), *R3* 10 (9–11), *R4* 11 (10–11), *R5* 13 (12–14). Todas as setas aciculadas e lisas.

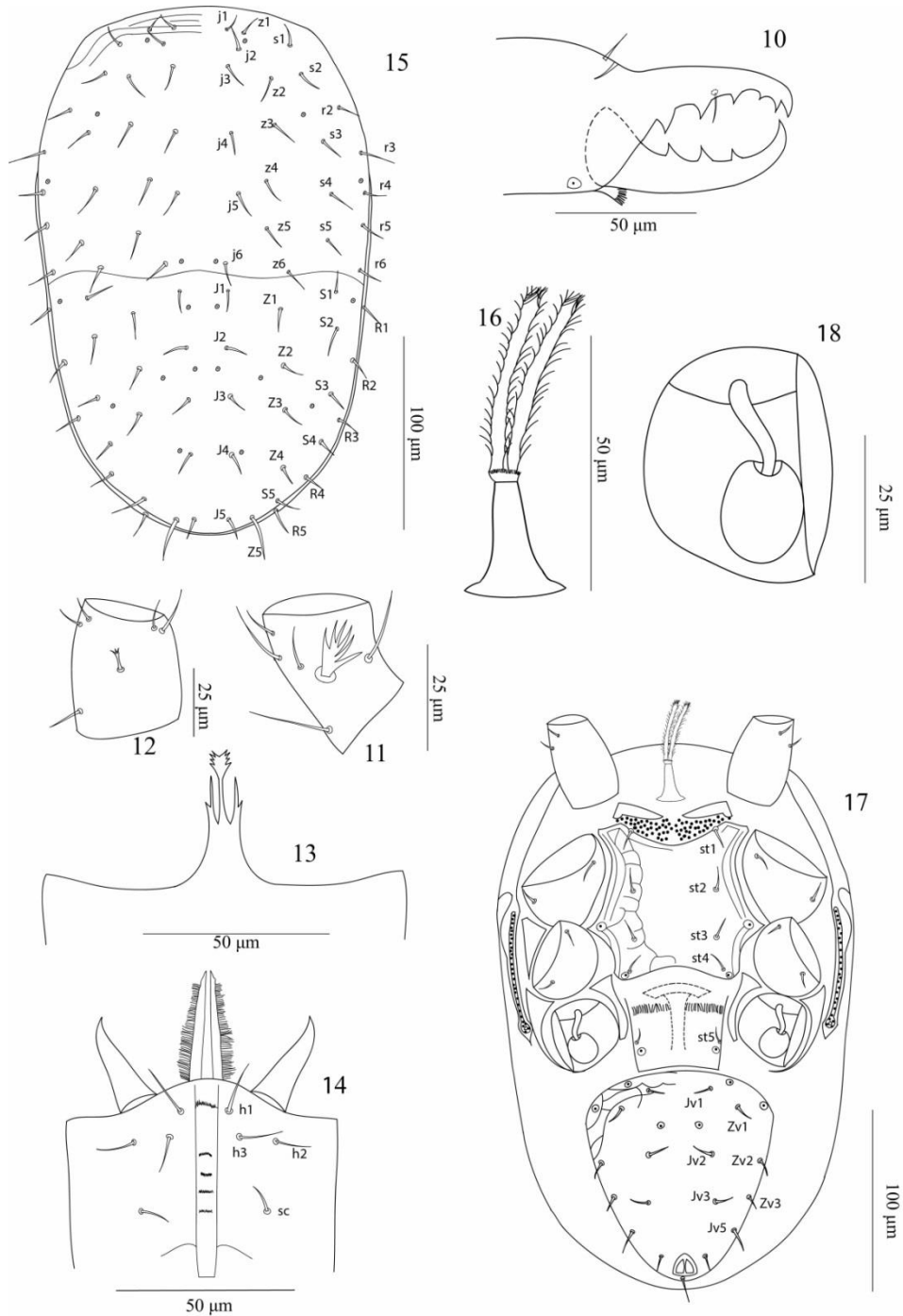
Idiossoma ventral (Figura 17). Base do tritosterno com 25 (24–28) de comprimento e 21 (20–21) de largura (Figura 16); lacinia 55 (52–58) de comprimento, com a base denticulada, separada em 90% de seu comprimento total, pilosa. Região pré-esternal punctada e com um par de placas pré-esternais. Escudo esternal

majoritariamente liso, com regiões laterais reticuladas; margens anterior e posterior côncavas; comprimento de 76 (75-79) e largura de 89 (89-91) de largura entre as coxas II e III; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras. Placas endopodais incorporadas ao escudo esternal, exceto próximo a coxa IV, com placa não fundida ao escudo esternal. Escudo genital liso; estendendo-se posteriormente abaixo do nível da coxa IV; margem posterior reta; distância $st5-st5$ 42 (41-44); lirifissura $iv5$ posterior e aproximadamente em linha longitudinal com $st5$. Escudo ventrianal liso, com margem anterior reticulada; 121 (117-129) de comprimento e 105 (97-113) de largura no nível mais largo, não fundido com o escudo dorsal; com sete pares de setas ($Jv1-Jv3$, $Jv5$ e $Zv1-Zv3$), além das setas circum-anais, e três pares de lirifissuras distinguíveis. Peritrema estendendo-se anteriormente até o nível da região mediana da coxa II. Placa peritremática estreita ao longo do peritrema, fundido ao escudo dorsal no nível de $r3$. Placa exopodal fragmentado em três partes: entre as coxas II e III e as coxas III e IV, e com um fragmento sinuoso ao nível da margem posterior das coxas IV. Placas metapodais indistintas. Medidas de setas: $st1$ 19 (18-20), $st2$ 16 (15-17), $st3$ 14 (13-15), $st4$ 15 (13-15), $st5$ 12 (10-13), $Jv1$ 12 (11-13), $Jv2$ 12 (11-13), $Jv3$ 13 (12-13), $Jv5$ 12 (11-13), $Zv1$ 11 (10-11), $Zv2$ 11 (10-11), $Zv3$ 12 (11-12), para-anal 14 (14-16) e pós-anal 20 (19-21). Todas as setas lisas e aciculadas.

Espermateca (Figura 18). Distinguível, tipo fitoseídeo; cálice tubular; átrio circular, diâmetro; poros de inseminação indistintos, supostamente na região anteromediano a coxa III, com base na orientação da porção mediana discernível dos túbulos.

Pernas. Comprimento: I - 340 (316-349), II - 262 (241-280), III - 207 (193-217), IV - 296 (283-306). Quetotaxia: perna I - coxa 0-0 / 0, 0 / 2-0, trocanter 1-1 / 1, 0 / 2-1, fêmur 2-3 / 2, 2 / 2-2, genu 2-3 / 2, 3 / 1-2, tibia 2-3 / 2, 3 / 2-2; perna II - coxa 0-0 / 1, 0 / 1-0, trocanter 1-0 / 1, 1 / 2-0, fêmur 2-3 / 0, 2 / 2-1, genu 2-3 / 1, 2 / 1-2, tibia 2-2 / 1, 2 / 1-2; perna III - coxa 0-0 / 1, 0 / 1-0, trocanter 1-1 / 1, 0 / 2-0, fêmur 1-2 / 1, 2 / 0-0, genu 2-2 / 1, 2 / 1-1, tibia 2-1 / 1, 2 / 1-1; perna IV - coxa 0-0 / 1, 0 / 0-0, trocanter 1-1 / 1, 0 / 2-0, fêmur 1-2 / 1, 1 / 0-1, genu 2-2 / 1, 3 / 1-1, tibia 2-1 / 1, 3 / 1-2; tarso II-IV com 18, 18 e 17 cerdas, respectivamente. Todas as setas aciculadas e lisas. Pré-tarsos I-IV com

um par de garras alongadas, um par de unhas proeminentes e três lobos do pulvilo arredondados; pré-tarso I cerca de metade do comprimento dos outros pré-tarsos.



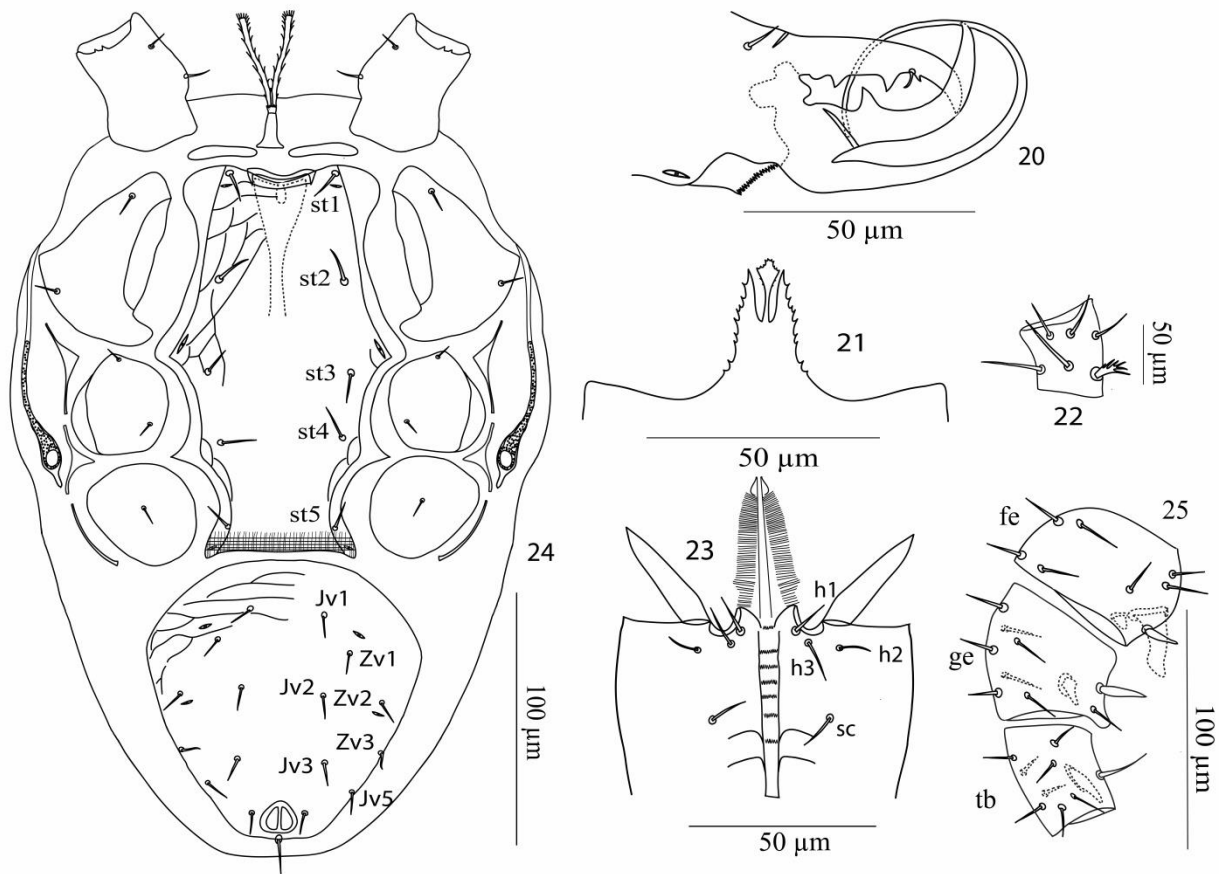
Figuras 10-18. *Neogamaselle vans* n. sp. 2 (fêmea adulta). 10. Vista lateral (antiaxial) da quelícera; 11. Genu do palpo; 12. Trocanter do palpo; 13. Tectum; 14. Hipostoma;

15. Idiossoma dorsal; 16. Tritosterno; 17. Idiossoma ventral; 18. Espermateca. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.

Macho adulto (n = 5) (Figuras 20–18)

Gnatossoma. Dígito fixo da quelicera 46 (45–47) de comprimento, com quatro dentes, além do dente apical, e um pilus dentilis setiforme (Figura 20); dígito móvel da quelicera 51 (50–53) de comprimento, com um dente além do dente apical; espermatozóide 117 (115–118) de comprimento, uniformemente arqueado dorsalmente; lirifissuras antiaxial e dorsal, bem como seta dorsal, distintas; processo artrodial em forma coroa. Tectum com extensão anteromediana em forma de clava, flanqueada por um par de extensões anterolaterais, com margem externa denticulada (Figura 21). Quetotaxia do palpo e apotele como na fêmea adulta. Formato das setas do palpos como na fêmea adulta, exceto por três espinhosos (*d1*, *d2* e *pl*) no fêmur do palpo (Figura 22). Cornículo e mala interna como na fêmea adulta. Deutosterno com oito fileiras transversais com dentículos, exceto a última lisa; todos delimitados por linhas laterais (Figura 23); com dois pares de fileiras arqueadas lateralmente na linha lateral. Medidas das setas: *h1* 18 (18–20), *h2* 9 (9–10), *h3* 15 (13–15) e *sc* 13 (12–14); Todas as setas aciculadas e lisas.

Idiossoma dorsal. Escudo dorsal semelhante ao da fêmea adulta; comprimento de 296 (291–298) e largura de 184 (184–185) ao nível da seta *r3*. Medição das setas: *j1* 11 (11–12), *j2* 14 (13–14), *j3* 9 (9–11), *j4* 12 (12–13), *j5* 13 (12–13), *j6* 12 (12–14), *z1* 10 (9–10), *z2* 14 (13–15), *z3* 13 (12–14), *z4* 13 (12–14), *z5* 12 (10–13), *z6* 10 (10–11), *s1* 12 (12–13), *s2* 10 (10–13), *s3* 12, *s4* 11 (10–12), *s5* 10 (10–11), *s6* 10 (9–10), *r2* 11 (11–12), *r3* 18 (18–20), *r4* 10 (10–11), *r5* 9 (9–11), *J1* 8 (8–10), *J2* 11 (10–11), *J3* 12 (10–12), *J4* 12 (10–12), *J5* 8 (8–9), *Z1* 10 (10–11), *Z2* 11 (10–11), *Z3* 10 (9–10), *Z4* 10 (10–11), *Z5* 22 (21–22), *S1* 10 (10–11), *S2* 9 (9–10), *S3* 9 (9–10), *S4* 10 (9–10), *S5* 13 (12–13), *R1* 10 (9–10), *R2* 9 (8–9), *R3* 9 (8–10), *R4* 10 (9–10), *R5* 11 (10–11). Todas as setas aciculadas e lisas.



Figuras 20–25. *Neogamaselle vans* n. sp. 2 (macho adulto). 20. Vista lateral (antiaxial) da quelícera; 21. Tectum; 22. Trocanter do palpo; 23. Hipostoma; 24. Idiossoma ventral; 25. Vista lateral da perna II (femur, genu e tibia). Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.

Idiossoma ventral (Figura 24). Base do tritosterno 16 (16–17) de comprimento e 12 (11–13) de largura; lacinia 45 (44–47) de comprimento, separados por cerca de 90% de seu comprimento total, pilosa; base da lacinia denticulada. Com um par de placas pré-esternais lisas. Escudo esternogenital majoritariamente liso, exceto pelas margens anterolaterais reticuladas; margem anterior côncava e margem posterior reta;

comprimento de 135 (133–137) e largura de 88 (88–89) entre as coxas II e III; com cinco pares de setas e quatro pares de liri-fissuras. Escudo ventrianal majoritariamente liso, exceto ao longo da margem anterior, reticulado; comprimento de 118 (115–120) e largura de 110 (109–112), não fundido com escudo dorsal; com sete pares de setas (*Jv1–Jv3*, *Jv5* e *Zv1–Zv3*) além de cerdas circum-anais, e dois pares de liri-fissuras distinguíveis. Placa peritremática estreita ao longo do peritrema, estendendo-se posteriormente como uma faixa estreita e diagonal ao nível da margem anterior da coxa IV. Outras características morfológicas idênticas às da fêmea adulta. Medidas das setas: *st1* 15 (15–16), *st2* 14 (14–15), *st3* 15 (13–15), *st4* 14 (13–16), *st5* 10 (10–11), *Jv1* 10 (10–11), *Jv2* 11 (10–11), *Jv3* 13 (11–13), *Jv5* 11 (10–11), *Zv1* 12 (11–12), *Zv2* 11 (11–13), *Zv3* 12 (11–12), para-anal 12 (11–12) e pós-anal 10 (8–10). Todas as setas aciculadas e lisas.

Pernas. Comprimento: I – 322 (315–330), II – 267 (264–269), III – 197 (195–198), IV – 286 (284–288). Quetotaxia da perna e formato das setas como na fêmea adulta, exceto por três estruturas em forma de esporão na parte ventral do fêmur II e uma estrutura em forma de esporão na parte ventral do genu e tíbia II (ocupando as mesmas posições que as setas nas fêmeas) (Figura 25). Todas as pernas com pré-tarsos semelhantes aos da fêmea adulta.

Material examinado. Foram examinadas 25 fêmeas adultas coletadas em serapilheira/solo de um fragmento de vegetação natural, 6 no cultivo de soja A, 7 no cultivo de soja B, 4 no cultivo de milho A e 1 no cultivo de milho B, todos na Fazenda Experimental da FCAV/UNESP, Jaboticabal, estado de São Paulo, Brasil, no período de outubro de 2017 a outubro de 2019. Esses ácaros foram depositados na Coleção de Referência de Ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), Piracicaba, estado de São Paulo, Brasil.

Observações. *Neogamasellekans n. sp. 2* é a primeira espécie do gênero com escudo dorsal com uma linha de fusão sinuosa entre as regiões podonotal e opistonotal, e com a região pré-esternal punctada.

Chave para separação das espécies de *Neogamasellekans* (fêmea adulta)

1. Peritrema estendendo anteriormente até o nível da região mediana da coxa III 2
 - Peritrema estendendo anteriormente ao menos até o nível da região posterior da coxa II 7
2. Tectum com extensão anteriomediana mais larga na base, flanqueada por um par de espinhos; região opistonotal do escudo dorsal lisa.....
 -*Neogamasellekans macrochela* Karg, 1975; Chile
 - Tectum com extensão anteriomediana mais larga na base, flanqueada por um par de extensões anterolaterais, menores que a extensão anteriomediana; região opistonotal do escudo dorsal ornamentada 3
3. Escudo ventrianal imbricado 4
 - Escudo ventrianal reticulado ou com linhas transversais..... 5
4. Tectum com extensão anteriomediana terminando em um elemento central expandido e denticulado no topo; seta j_1 cerca de 0,6 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de j_2
 - *Neogamasellekans brevitremata* Karg, 1975; Chile
 - Tectum com extensão anteriomediana terminando em formato de uma forca; seta j_1 tão longa quanto a distância de sua base com a base de j_2
 -*Neogamasellekans furcatus* Karg & Schorlemmer, 2011; Venezuela
5. Com dois pares de placas pré-esternais (uma muito grande e outra muito pequena); seta st_1 cerca de 1,2 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de st_2*Neogamasellekans ornata* Karg, 1975; Chile
 - Com um par de placas pré-esternais; seta st_1 cerca de 0.4-0,8 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de st_2 6

6. Região opistonotal do escudo dorsal com linhas transversais; seta $st3$ cerca de 0.4-0.5 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de $st4$
.....*Neogamasellevans preendopodalis* Loots & Ryke, 1967; Argentina
- Região opistonotal do escudo dorsal reticulada; seta $st3$ tão longa quanto a distância de sua base com a base de $st4$
.....*Neogamasellevans ammonis* Karg & Schorlemmer, 2009; Paraguai
7. Escudo dorsal com uma linha de fusão sinuosa entre as regiões podonotal e opistonotal; região pré-esternal punctada..... *Neogamasellevans n. sp. 2*; Brasil
- Escudo dorsal sem uma linha de fusão entre as regiões podonotal e opistonotal; região pré-esternal lisa 8
8. Escudo ventrianal liso; margem posterior do escudo genital levemente côncava.....
..... *Neogamasellevans xylebori* Van Daele, 1976; Bélgica
- Escudo ventrianal ornamentado; margem posterior do escudo genital truncada 9
9. Seta $Z4$ no mínimo cerca de 1,2 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de $Z5$ 10
- Seta $Z4$ no máximo cerca de 0,9 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de $Z5$ 13
10. Seta $j2$ cerca de 0,7 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de $j3$; placa exopodal próximo à coxa IV alongada, ultrapassando a margem anterior do escudo ventrianal.....*Neogamasellevans n. sp. 1*; Brasil
- Seta $j2$ tão longa quanto a distância de sua base com a base de $j3$; placa exopodal próximo à coxa IV não ultrapassando a margem anterior do escudo ventrianal..... 11
11. Setas $st2$ e $st3$ cerca de 0,6-0,8 vezes tão longas quanto a distância de suas bases com as bases de $st2$ e $st3$, respectivamente.....
.....*Neogamasellevans armata* Karg & Schorlemmer, 2009; Paraguai
- Setas $st2$ e $st3$ no mínimo tão longas quanto a distância de suas bases com as bases de $st2$ e $st3$, respectivamente..... 12
12. Região opistonotal do escudo dorsal lisa; com um par de placas pré-esternais, sendo estas subdivididas; seta $S3$ cerca de 0,5 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de $S4$

- *Neogamasellefans longocalcaris* Karg, 1975; Chile
- Região opistonotal do escudo dorsal com linhas horizontais; com um par de placas pré-externais, não subdivididas; seta *S3* cerca de 1,3 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de *S4*.....
.....*Neogamasellefans gracilis* Karg & Schorlemmer, 2011; Venezuela
13. Região opistonotal do escudo dorsal e escudo ventrianal imbricado..... 14
- Região opistonotal do escudo dorsal e escudo ventrianal majoritariamente com linhas horizontais 15
14. Seta *j2* cerca de 0,5 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de *j3*; seta *Z4* cerca de 0,5 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de *Z5*.....*Neogamasellefans brevisetosa* Karg, 1997; Chile
- Seta *j2* cerca de 0,8 vezes tão longa quanto a distância de sua base com a base de *j3*; seta *Z4* tão longa quanto a distância de sua base com a base de *Z5*
.....*Neogamasellefans serrata* Karg, 1975; Chile
15. Região podonotal do escudo dorsal majoritariamente com linhas horizontais; escudo esternal reticulado; setas *st2* e *st3* cerca de 0,6-0,8 vezes tão longas quanto a distância de suas bases com as bases de *st2* e *st3*, respectivamente.....
.....*Neogamasellefans longipes* Karg & Schorlemmer, 2009; Brasil
- Região podonotal do escudo dorsal majoritariamente lisa; escudo esternal com linhas horizontais; setas *st2* e *st3* cerca de 1,0-1,2 vezes tão longas quanto a distância de suas bases com as bases de *st2* e *st3*, respectivamente
.....*Neogamasellefans dentata* Karg, 1975; Chile

4.4. Referências

Athias-Henriot C (1971) La divergence néotaxique des Gamasides (Arachnides). **Bulletin Scientifique De Bourgogne**, 28: 93–106.

Athias-Henriot C (1975) Nouvelles notes sur les Amblyseiini. II—Le relevé organotaxique de la face dorsale adulte (Gamasides Protoadeniques, Phytoseiidae). **Acarologia**, 17: 20–29.

- Azevedo EB, Azevedo LH, Moreira GF, Santos FA, Carvalho MAF, Sarmiento RA, Castilho RC (2020) Diversity of soil gamasine mites (Acari: Mesostigmata: Gamasina) in an area of natural vegetation and cultivated areas of the Cerrado biome in Northern Brazil. **Diversity**, 12: 331.
- Castilho RC, Silva ES, Moraes GJ, Halliday B (2016) Catalogue of the family Ologamasidae Ryke (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa** 4197: 1-147.
- Castilho, R.C., Venancio, R. & Narita, J.P.Z. (2015) Mesostigmata as biological control agents, with emphasis on Rhodacaroidea and Parasitoidea. In: Carrillo, D., Moraes, G.J. & Peña, J.E. (eds.) **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida, Springer, pp. 1–32.
- Castro MC, Azevedo EB, Britto EPJ, Barreto MR, Pitta RM, Castilho RC, Moraes GJ (2021) Gamasina mite communities (Acari: Mesostigmata) in grain production systems of the southwestern Brazilian Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, 26: 1-14.
- Evans, G.O. (1963) Observations on the chaetotaxy of the legs in the free-living Gamasina (Acari: Mesostigmata). **Bulletin of the Natural History Museum Zoology**, 10: 277–303.
- Evans GO (1964) Some observations on the chaetotaxy of the pedipalps in the Mesostigmata (Acari). **Annals and Magazine of Natural History**, 13: 513–527.
- Lindquist EE, Evans GO (1965) Taxonomic concepts in the Ascidae, with a modified setal nomenclature for the idiosoma of the Gamasina (Acarina: Mesostigmata). **Memoirs of the Entomological Society of Canada**, 47: 1–64.
- Lindquist EE, Krantz GW, Walter DE (2009) Order Mesostigmata. In: Krantz GW, Walter DE (Eds.) **A Manual of Acarology**. 3rd Edition Lubbock, Texas: Texas Tech University Press, pp. 124-232.
- Loots GC, Ryke PAJ (1967) *Neogamasellekans*, a new genus of Rhodacaridae (Acari) from Argentina. **Neotropica, Notas Zoologicas Sudamericanas**, 13: 13–18.
- Karg W (1975) Zur Kenntnis der Gattung *Neogamasellekans* Loots et Ryke, 1967 (Acarina). **Deutsche Entomologische Zeitschrift**, 21: 117–136.
- Karg W (1997) Zur Kenntnis der Raubmilbencohors Gamasina Leach (Acarina, Parasitiformes) tropischer und subtropischer Gebiete. **Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin**, 73: 63–88.

Karg W, Schorlemmer A (2009) New insights into predatory mites (Acarina, Gamasina) from tropical rain forests with special reference to distribution and taxonomy. **Zoosystematics and Evolution**, 85: 57–91.

Karg W, Schorlemmer A (2011) The predatory mite family Ologamasidae Ryke, 1962 and its position within the higher groups of Parasitiformes (Acarina) with new species from South America. **Zoosystematics and Evolution**, 87: 205–219.

Oliveira AR, Moraes GJ, Demétrio CGE, Nardo EAE (2001) **Efeito do vírus de poliedrose nuclear de *Anticarsia gemmatilis* sobre Oribatida edáficos (Arachnida: Acari) em um campo de soja.** Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente. 32 p.

Van Daele E (1976) *Neogamasellekans xylebori* spec. nov. from the culture of ornamental plants in the Ghent Area, Belgium. **Biologisch Jaarboek Dodonaea**, 44: 329–336.

CAPÍTULO 5 – Potencial de predação de três espécies de Mesostigmata sobre o trips *Caliothrips phaseoli* e o fitonematoide *Meloidogyne incognita*

Resumo

O trips *Caliothrips phaseoli* (Thysanoptera: Thripidae) é considerado uma praga em cultivos de feijão e soja. Enquanto *Meloidogyne incognita* é um dos principais fitonematoides na cultura do algodão, soja, café e em olerícolas. O principal método de controle utilizado para estas pragas é o uso de produtos químicos. Porém, o uso do controle biológico tem aumentado em todo mundo, incluindo o uso de ácaros predadores Mesostigmata. O Brasil apesar da alta diversidade de espécies edáficas deste grupo, praticamente não os utiliza para o controle de pragas. Sendo assim, o objetivo desse estudo foi determinar o potencial de predação de três espécies de ácaros predadores Mesostigmata sobre *C. phaseoli* e *M. incognita* em laboratório. Os estudos foram realizados com as espécies *Protogamasellopsis zaheri* (Rhodacaridae), *Stratioelaelps scimitus* (Laelapidae) e uma espécie nova para ciência de *Gaeolaelaps* (Laelapidae). Inicialmente, foram transferidos para cada unidade experimental, separadamente, ovos e juvenis de *M. incognita* (*ad libitum*), 10 pupas de *C. phaseoli*, 50 ninfas de *Tyrophagus putrescentiae* (controle positivo 1) ou todas as fases de *Rhabditella axei* (*ad libitum*) (controle positivo 2). Em seguida, foi colocada uma fêmea adulta de *P. zaheri*, *S. scimitus* ou *Gaeolaelaps* sp., sendo avaliados a taxa de predação e oviposição, além da sobrevivência dos predadores, durante dez dias. Foram realizadas 50 repetições para cada um dos tratamentos. Todas as espécies de presas avaliadas foram consumidas pelas espécies de ácaros predadores coletados na área de estudo. A sobrevivência foi relativamente alta, ficando igual ou maior de 80% para todos os ácaros predadores com praticamente todas as presas. Quando oferecidos *C. phaseoli*, os maiores índices de predação e oviposição foram de *S. scimitus*. Quando a presa testada foi *M. incognita*, as maiores taxas de oviposição e a maior sobrevivência foram obtidas com *P. zaheri*.

Paravras-chave: Controle biológico, Mesostigmata edáfico, trips e nematoides

5.1. Introdução

Espécies de tripes (Thysanoptera: Thripidae) podem causar danos consideravelmente altos aos sistemas de cultivos, principalmente por algumas espécies serem transmissoras de patógeno a plantas cultivadas (Reitz, 2008). Esses organismos são conhecidos por serem pragas de parte aérea de plantas cultivadas, principalmente em ambientes protegidos (Higgins, 1992; Lewis, 1997). Porém, uma parte do ciclo de vida destes, as fases conhecidas como pré-pupa e pupa, podem ocorrer no solo. *Caliothrips phaseoli* (Hood) é uma espécie encontrada principalmente em folhas de *Phaseolus vulgaris* L. (feijão) e *Glycine max* (L.) Merrill (soja) e já foi registrada em diversas plantas, especialmente Fabaceae. É considerada uma praga, causando prateamento nas folhas de feijão e soja no Brasil.

Os fitonematoides do gênero *Meloidogyne* estão entre as pragas agrícolas de mais difícil controle, pela sua alta capacidade reprodutiva, ampla gama de plantas hospedeiras, e presença de raças que dificultam a seleção de cultivares resistentes ou tolerantes que aliem resistência e produtividade (Pinheiro, 2018). No Brasil, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) (Nematoda: Melodogynidae) é um importante parasita das raízes de soja e um dos principais fitonematoides na cultura do algodão, café e em olerícolas (Rosa et al., 2013; Grigolli e Asmus, 2014).

Para esses organismos tem sido utilizado principalmente o controle químico, muitas vezes de forma preventiva ou via tratamento de sementes (Faske e Starr, 2007; Cabrera et al., 2009; Nunes, 2010). Entretanto, em diversos países o controle de tripes pode ser realizado por entomopatógenos, predadores ou parasitoides (Van Lenteren, 2012; Van Lenteren et al., 2018). Para os fitonematoides, outros métodos de controle também podem ser utilizados, como a rotação de cultura ou o uso de produtos biológicos (Araújo et al., 2012).

O uso de ácaros predadores Mesostigmata pode ser uma alternativa para o controle dessas pragas. O potencial de ácaros predadores no controle de tripes já foi relatado em vários estudos, principalmente com ácaros da família Laelapidae (Moreira e Moraes, 2015). Na Europa e América do Norte, pelo menos três espécies de

Laelapidae, *Stratiolaelaps scimitus* (Womersley), *Gaeolaelaps aculeifer* (Canestrini) e *Gaeolaelaps gillespiei* Beaulieu, são comercializadas para controle de tripes (Van Lenteren, 2012; Van Lenteren et al., 2018). Em relação aos fitonematoides, alguns estudos também têm demonstrado o potencial de ácaros predadores, principalmente espécies de Laelapidae e Rhodacaridae, no controle de fitonematoides, incluindo os *Meloidogyne* (Stirling et al., 2017; Prado, 2018; Azevedo et al., 2020; Yang et al., 2020; Manwaring et al., 2020).

No Brasil, nenhuma espécie de ácaro predador é utilizada atualmente para o controle destas pragas, apesar da diversidade destes organismos, inclusive em cultivos agrícolas (Azevedo et al., 2020; Castro et al., 2021). Sendo assim, o objetivo desse estudo foi determinar o potencial de predação de espécies de ácaros predadores sobre *C. phaseoli* e *M. incognita* em laboratório.

5.2. Material e métodos

Através dos resultados obtidos no Capítulo 2 da presente tese, foram determinadas três espécies de Mesostigmata para estudos biológicos, *Protogamasellopsis zaheri* Abo-Shnaf, Castilho & Moraes (Rhodacaridae), *S. scimitus* e uma espécie nova para ciência de *Gaeolaelaps*. Para a realização deste estudo, as coletas especificamente feitas com esta finalidade foram realizadas nas mesmas áreas relatadas no Capítulo 2 para a coleta de exemplares vivos. As amostras dessas coletas foram colocadas em funis de Berlese-Tullgren modificado para a extração dos ácaros. Os espécimes foram coletados em uma unidade experimental de plástico (8 cm de diâmetro e 7 cm de altura), cuja base foi coberta com uma camada de uma mistura de nove partes de gesso e uma de carvão ativado, mantida sempre úmida.

As colônias das três espécies foram estabelecidas em unidades de criação do tipo descrito por Freire e Moraes (2007), em uma sala a 22–27°C, 90±10% de umidade relativa e no escuro, sendo alimentada com uma mistura de todos os estágios de desenvolvimento de *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank) (Acaridae), oferecidas sobre uma ração comercial para cães (Purina®). Como alimento também foram oferecidos todos os estágios do nematoide de vida livre *Rhabditella axei* (Cobbold).

Para o teste de predação foram avaliadas como presas: 1) ovos e juvenis de *M. incognita*; 2) pupas de *C. phaseoli*; 3) ninfas de *T. putrescentiae* (controle positivo 1); 4). *R. axei* (controle positivo 2). As presas *T. putrescentiae* e *R. axei* foram oferecidas por serem utilizadas para criação dos ácaros predadores.

O fitonematoide *M. incognita* foi obtido no laboratório de Nematologia do setor de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV), Universidade Estadual Paulista (UNESP), em Jaboticabal/SP. Os indivíduos de *T. putrescentiae* e do nematoide de vida livre *R. axei* foram obtidos de criações estoque do Laboratório de Taxonomia e Controle de Biológico da FCAV/UNESP. O tripes *C. phaseoli* foi coletado e criado em folhas de *Canavalia ensiformis* L. DC (feijão-de- porco) (Fabaceae).

As unidades experimentais utilizadas foram placas de Petri plásticas de 2 cm de altura por 3 cm de diâmetro, com a base coberta com uma camada de 0,5 cm da mistura de nove partes de gesso e uma de carvão ativado, sendo esta mantida sempre úmida pela adição diária de água destilada. Cada unidade experimental foi vedada por um filme de plástico transparente (Magipac®), para evitar a fuga dos ácaros.

Os testes foram realizados de acordo com a metodologia de Castilho et al. (2009). Foram realizadas 50 repetições para cada um dos tratamentos. Os tratamentos foram *C. phaseoli*, *M. incognita*, *T. putrescentiae* e *R. axei*. Inicialmente, foram transferidos para cada unidade, ovos e juvenis de *M. incognita* (*ad libitum*), 10 pupas de *C. phaseoli*, 50 ninfas de *T. putrescentiae* ou todas as fases de *R. axei* (*ad libitum*). Em seguida, foi colocada uma fêmea adulta de *P. zaheri*, *S. scimitus* ou *Gaeolaelaps* sp. retiradas da criação estoque. As unidades experimentais foram mantidas a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, $97 \pm 3\%$ U.R. e no escuro.

As unidades foram observadas diariamente durante 11 dias consecutivos para determinação no número de presas mortas e o número de ovos postos pelos predadores. Diariamente as presas mortas foram repostas e os ovos dos predadores foram descartados. A predação dos nematoides *M. incognita* e *R. axei* não foi contabilizada devido ao tamanho do organismo.

As comparações estatísticas foram feitas relacionando os diferentes predadores para uma mesma presa. Primeiro os dados foram analisados pelo teste de Shapiro Wilk

($\alpha = 0.05$). Como as variâncias de predação e oviposição dos ácaros entre as dietas oferecidas foram homogêneas e os dados com distribuição normal, os valores desse parâmetro foram comparados pelo teste de Kruskal-Wallis ($\alpha = 0,05$).

5.3. Resultados e discussão

Todas as espécies de presas avaliadas foram consumidas pelas espécies de ácaros predadores, sendo bastante variáveis os números médios consumidos diariamente (Tabela 1). Dentre as espécies de predadores, *S. scimitus* foi a que mais consumiu *T. putrescentiae* ($X^2 = 25,86$ df = 2; $p < 0,001$) e *C phaseoli* ($X^2 = 18,36$; df = 2; $p < 0,001$). A quantidade de *M. incognita* e *R. axei* predados não foram avaliadas pelo tamanho diminuto destes, porém foi observado a oviposição destes pelas três espécies de predadores.

Tabela 1. Número de ninfas de *Tyrophagus putrescentiae* e de pupas de *Caliothrips phaseoli* predadas diariamente por *Protogamasellopsis zaheri*, *Stratiolaelaps scimitus* e *Gaeolaelaps* sp., a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, $95\% \pm 5\%$ RH e no escuro.

Presas	Predadores		
	<i>Protogamasellopsis zaheri</i>	<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	<i>Gaeolaelaps</i> sp.
<i>C. phaseoli</i>	1,2 \pm 0,33 b	2,8 \pm 0,29 a	0,1 \pm 0,1 c
<i>T. putrescentiae</i>	18,9 \pm 1,62 b	38 \pm 1,83 a	0,1 \pm 0,1 c

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem estatisticamente.

A oviposição dos predadores também foi observada quando estes estavam associados a cada espécie de presa. Quando comparado a oviposição dos ácaros predadores coletados, *P. zaheri* foi a espécie que apresentou maior oviposição quando oferecidos *T. putrescentiae* ($X^2 = 24,91$; df = 2; $p < 0,001$), *M. incognita* ($X^2 = 6,98$; df = 2; $p = 0,021$) e *R. axei* ($X^2 = 18,11$; df = 2; $p < 0,001$) (Tabela 2).

Tabela 2. Oviposição diária (média \pm EP) de *Protogamasellopsis zaheri*, *Stratiolaelaps scimitus* e *Gaeolaelaps* sp. alimentados com ninfas de *Tyrophagus putrescentiae*,

pupas de *Caliothrips phaseoli*, ovos de *Meloidogyne incognita* ou todos estágios de *Rhabditella axei*, a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, $95\% \pm 5\%$ RH e no escuro.

Presas	Predadores		
	<i>Protogamasellopsis zaheri</i>	<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	<i>Gaeolaelaps</i> sp.
<i>M. incognita</i>	2,0 \pm 0,3 a	0,9 \pm 0,3 b	0,6 \pm 0,3 b
<i>C. phaseoli</i>	2,1 \pm 0,3 a	1,8 \pm 0,4 a	0,3 \pm 0,2 b
<i>T. putrescentiae</i>	3,9 \pm 0,2 a	1,9 \pm 0,2 b	0,1 \pm 0,1 c
<i>R. axei</i>	4,3 \pm 0,4 a	1,2 \pm 0,3 b	1,0 \pm 0,2 b

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem estatisticamente.

A sobrevivência foi alta, ficando igual ou maior de 80% para todos os ácaros predadores com praticamente todas as presas (Tabela 3). A exceção foi *S. scimitus* e *Gaeolaelaps* sp. com a presa *M. incognita* (67 e 73% respectivamente).

Tabela 3. Sobrevivência de *Protogamasellopsis zaheri*, *Stratiolaelaps scimitus* e *Gaeolaelaps* sp. alimentados com ninfas de *Tyrophagus putrescentiae*, pupas de *Caliothrips phaseoli*, ovos de *Meloidogyne incognita* ou todos estágios de *Rhabditella axei*, a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, $95\% \pm 5\%$ RH e no escuro.

Presas	Predadores		
	<i>Protogamasellopsis zaheri</i>	<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	<i>Gaeolaelaps</i> sp.
<i>M. incognita</i>	90	67	73
<i>C. phaseoli</i>	90	86	83
<i>T. putrescentiae</i>	96	93	93
<i>R. axei</i>	96	86	90

Quando oferecidos *C. phaseoli*, os maiores índices de predação e oviposição foram de *S. scimitus*. Muitos estudos relatam o potencial de espécies de Laelapidae no controle de pupas de tripes, incluindo *S. scimitus* (Berndt et al., 2004; Morse e Hoddle, 2006; Stuart et al., 2011; Moreira e Moraes, 2015).

Para *P. zaheri*, apesar da predação diária ter sido praticamente a metade da verificada para *S. scimitus*, a oviposição foi similar, o que pode indicar um bom desenvolvimento deste ácaro tendo pupa de *C. phaseoli* como alimento. Esse é o primeiro estudo relatando a predação de espécies de ácaro predador sobre *C. phaseoli*.

Quando a presa testada foi *M. incognita*, as maiores taxas de oviposição e a maior sobrevivência foram obtidas com *P. zaheri*. Os resultados foram similares aos obtidos por Prado (2018) para essa mesma espécie de ácaro predador com essa presa.

Apesar de atualmente não existir nenhuma espécie de Rhodacaridae comercializada para o controle de pragas, tudo indica que podem ser promissores no controle de fitonematoides. Ácaros desta família são conhecidos por serem encontrados camadas mais profundas do solo (até de 5-10 cm), após a camada orgânica (Castilho et al., 2015), o que pode ser uma vantagem no controle de fitonematoides pois estes também ocorrem mais abaixo no solo. Os estudos de ácaros se alimentando de fitonematoides são incipientes, mas vêm demonstrando que pode ter um potencial aplicado em um futuro próximo (Stirling et al., 2017; Prado, 2018; Azevedo et al., 2020; Yang et al., 2020; Manwaring et al., 2020).

Um aspecto importante foi a baixa predação e oviposição de *Gaeolaelaps* sp. para todas as presas. Essa espécie de predador apresentou uma relativa alta sobrevivência para todas as presas, o que indica que a mesma estava se alimentando ou tem uma resistência ficando vários dias sem se alimentar. Atualmente, duas espécies desse gênero são comercializadas no mundo principalmente para o controle de tripes (Van Lenteren et al., 2018). Indivíduos desse gênero estão entre os mais abundantes no estudo de diversidade realizado, inclusive nos cultivos agrícola (Capítulo 2), o que indica uma boa adaptação aos solos da Mata Atlântica. Estudo com outras presas são necessários para verificar a preferência alimentar dessa espécie.

Tyrophagus putrescentiae tem sido utilizado como alimento para criação de diversos ácaros predadores, incluindo *S. scimitus* (Moreira e Moraes, 2015). Os indivíduos testados no presente estudo estavam sendo criados em suas colônias com essa presa e isso pode ter influenciado essa alta predação, por esses predadores já estarem condicionados a essa presa. Porém, ao avaliarmos a oviposição, o resultado

do presente estudo foi menor ao obtido por Barbosa e Moraes (2016) (média de 3,4 ovos/fêmea/dia) e similares ao obtido por Navarros-Campos et al. (2016) (média de 2,2 ovos/fêmea/dia) para *S. scimitus*. Essas mudanças indicaram que diferentes populações da espécie podem ter diferenças em seus aspectos biológicos, incluindo esse tempo de condicionamento ao alimento oferecido, umidade do ar ou temperatura.

O mesmo pode-se citar quando oferecemos *T. putrescentiae* ou *R. axei* como presa para *P. zaheri* e a oviposição deste. Os resultados são compatíveis com a facilidade de criar esse predador oferecendo esses dois tipos de alimento, sendo possível que o predador esteja condicionado a essas presas, visto que as colônias foram mantidas com estas. O condicionamento de um animal ao alimento regularmente oferecido já foi demonstrado em artrópodes (Peacock et al., 2003). Mesmo assim, esses resultados foram menores aos apresentados por Castilho et al. (2009) que observou essa mesma espécie de predador (citada erroneamente como *Protogamasellopsis posnaniensis* Hirschmann & Wisniewisk) se alimentando de *T. putrescentiae* (7,6 ovos/fêmea/dia) ou *R. axei* (6,3 ovos/fêmea/dia), que também pode ser explicado pela questão de diferentes populações ou tempo de condicionamento.

Para todas as espécies de ácaros predadores estudados, houve uma maior oviposição em nematoides de vida livre. Esse resultado pode estar relacionado ao comportamento do nematoide de vida livre, que se movimenta mais no solo e como consequência atrai predadores.

Populações de ácaros predadores que desempenham significativas taxas de oviposição e predação se alimentando de pragas, como tripes e fitonematoides, pode ser um indicativo de chances no controle destas por esses organismos. Porém, mais estudos são necessários para determinar se esses predadores são eficientes no controle de tripes ou fitonematoides em campo.

5.4. Referências

Araújo FF (2012) Controle genético, químico e biológico de meloidoginose na cultura da soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical** 42: 220-224.

Azevedo L, Leite L, Chacon-Orozco J, Moreira M, Ferreira M, Cano L, Borges V, Rueda-Ramírez D, De Moraes G, Palevsky E (2020) Free living nematodes as alternative prey for soil predatory mites: an interdisciplinary case study of conservation biological control. **Biological Control**, 132:128–134

Barbosa MFC, Moraes GJ (2016) Potential of astigmatid mites (Acari: Astigmatina) as prey for rearing edaphic predatory mites of the families Laelapidae and Rhodacaridae (Acari: Mesostigmata). **Experimental and Applied Acarology**, 69: 289–296.

Berndt O, Poehling H-M, Meyhöfer R (2004) Predation capacity of two predatory laelapid mites on soil-dwelling thrips stages. **Entomologia Experimentalis et Applicata** 112: 107-115.

Cabrera JA, Kiewnick S, Grimm C, Dababat AA, Sikora RA (2009) Efficacy of abamectin seed treatment on *Pratylenchus zaeae*, *Meloidogyne incognita* and *Heterodera schachtii*. **Journal of Plant Diseases and Protection**, 116: 124-128.

Castilho RC, Moraes GJ, Silva ES, Freire RAP, Eira FC (2009) The predatory mite *Stratiolaelaps scimitus* as a control agent of the fungus gnat *Bradysia matogrossensis* in commercial production of the mushroom *Agaricus bisporus*. **International Journal of Pest Management**, 53: 181-185.

Castilho RC, Venancio R, Narita JPZ (2015) Mesostigmata as biological control agents, with emphasis on Rhodacaroidea and Parasitoidea. In: Carrillo, D.; Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 1-31.

Castro MC, Azevedo EB, Britto EPJ, Barreto MR, Pitta RM, Castilho RC, Moraes GJ (2021) Gamasina mite communities (Acari: Mesostigmata) in grain production systems of the southwestern Brazilian Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, 26, 1-14.

Faske TR, Starr JL (2007) Cotton root protection from plant-parasitic nematodes by abamectin treated seed. **Journal of Nematology**, 392: 27-30.

Freire RAP, Moraes GJ (2007) Mass production of the predatory mite *Stratiolaelaps scimitus* (Womersley) (Acari: Laelapidae). **Systematic and Applied Acarology** 12: 117-119

Grigolli JFJ, Asmus GL (2014) Manejo de nematoides na cultura da soja. In: Lourenção ALF, Grigolli JFJ, Melotto AM, Pitol C, Gitti DC, Roscoe R (Eds.). **Tecnologia e Produção: Soja 2013/2014**. Maracaju, MS: Fundação MS, p. 194-203.

Higgins CJ (1992) Western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) in greenhouses: population dynamics, distribution on plants, and associations with predators. **Journal of Economic Entomology**, 85: 1891-1903.

Lewis T (1997) Pest thrips in perspective. In: T. Lewis (Ed) **Thrips as crop pests**. Wallingford: CAB International, pp. 1-13.

Manwaring M, Nahrung HF, Wallace H (2020) Attack rate and prey preference of *Lasioseius subterraneus* and *Protogamasellus mica* on four nematode species. **Experimental and Applied Acarology**, 80: 29-41.

Moreira GF, Moraes GJ (2015) The potential of free-living laelapid mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: Carrillo D, Moraes GJ, Peña JE (Eds). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer. pp. 77-102.

Morse JG, Hoddle MS (2006) Invasion biology of thrips. **Annual Review of Entomology** 51: 67-89.

Navarro-Campos C, Wäckers FL, Pekas A (2016) Impact of factitious foods and prey on the oviposition of the predatory mites *Gaeolaelaps aculeifer* and *Stratiolaelaps scimitus* (Acari: Laelapidae). **Experimental and Applied Acarology** 70: 69-78.

Nunes HT, Monteiro AC, Pomela AWV (2010) Uso de agentes microbianos e químico para o controle de *Meloidogyne incognita* em soja. **Acta Scientiarum Agronomy** 32: 403-409.

Peacock L, Carter P, Powers S, Karp A (2003) Geographic variation in phenotypic traits in *Phratora* spp., and the effects of conditioning on feeding preference. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, 109:31-37.

Pinheiro, J.B. *Árvore do conhecimento: Nematoides*. Embrapa Informação Tecnológica, 2018. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/pimenta/arvore/CONT000gn0k9bx902wx5ok0liq1mqut1365k.html/>. Acesso em 26 jan. 2018.

Prado TJ (2018) **Biologia e potencial do ácaro predador *Protogamasellopsis zaheri* (Mesostigmata: Rhodacaridae) como agente de controle do nematoide de galha *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Meloidogynidae)**. 22 f. Dissertação [(Mestrado em Agronomia (Entomologia Agrícola)] – UNESP, Jaboticabal.

Reitz SR (2008) Comparative bionomics of *Frankliniella occidentalis* and *Frankliniella tritici*. **Florida Entomology** 91: 474-476.

Rosa JMO, Westerich JN, Wilcken SRS (2013) Nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, 37: 1-2.

Stirling GR, Stirling AM, Walter DE (2017) The mesostigmatid mite *Protogamasellus mica*, an effective predator of free-living and plant-parasitic nematodes. **Journal of Nematology**, 49:327-333.

Stuart RR, Gao YL, Lei ZR (2011) Thrips: pests of concern to China and the United States. **Agricultural Sciences in China** 10: 867-892.

Van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl** 57: 1-20.

Van Lenteren JC, Bolckmans K, Köhl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl** 63: 39-59.

Yang S-H, Wang D, Chen C, Xu C-L, Xie H (2020) Evaluation of *Stratiolaelaps scimitus* (Acari: Laelapidae) for controlling the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Heteroderidae). **Scientific Reports**, 10: 5645.