

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS**

MÁRCIA DANIELA DOS SANTOS

**DESCRIÇÃO DE NOVAS ESPÉCIES DE ÁCAROS EDÁFICOS RHODACARIDAE E
PREDÇÃO DE *Ceratitis capitata* (DIPTERA: TEPHRITIDAE) COM *Macrocheles*
roquensis MENDES & LIZASO (ACARI: MACROCHELIDAE)**

RIO LARGO – ALAGOAS

2018

MÁRCIA DANIELA DOS SANTOS

**DESCRIÇÃO DE NOVAS ESPÉCIES DE ÁCAROS EDÁFICOS RHODACARIDAE E
PREDÇÃO DE *Ceratitis capitata* (DIPTERA: TEPHRITIDAE) COM *Macrocheles*
roquensis MENDES & LIZASO (ACARI: MACROCHELIDAE)**

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em
Proteção de Plantas, do Centro de Ciências Agrárias, da
Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para
obtenção do grau de doutora em Proteção de Plantas.

Orientador: Prof. Dr. Edmilson Santos Silva
Coorientador: Gilberto José de Moraes

**RIO LARGO – ALAGOAS
2018**

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico
Bibliotecária Responsável: Helena Cristina Pimentel do Vale

- S237d Santos, Márcia Daniela dos.
 Descrição de novas espécies de ácaros edáficos da família Rhodacaridae e predação de *Ceratitis capitata* (Díptera: Tephritidae) com *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso (Acari: Macrochelidae) / Márcia Daniela dos Santos. – 2014.
 90 f. : il.
- Orientador: Edmilson Santos Silva.
Co-orientador: Gilberto José de Moraes.
Tese (Doutorado em Proteção de Planta) – Universidade Federal de Alagoas, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Proteção de Planta. Rio Largo, 2014.
- Inclui bibliografia.
1. Taxonomia. 2. Rhodacaroides. 3. Macrochelidade. 4. Controle biológico. 5. *Ceratitis capitata*. 6. Mosca-das-frutas. I Título.
- CDU: 632.7:595.773.4

A Deus, pela fé que me mantém viva e fiel à vida.

À minha família e aos meus “amigos” que sempre impulsionados pelo desejo e alimentados pela esperança, me fazem acreditar que sonhos são realizáveis.

Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus, à minha mãe Nossa Senhora de Fátima, que sempre me embala em seu colo, a todos os anjos e arcanjos por toda proteção e cuidados dedicados a mim.

Ao meu orientador e amigo, Edmilson Santos Silva, agradeço de todo o coração pela amizade sincera e confiança dedicadas à minha formação acadêmica e pelo convívio sempre harmonioso com sua família. Espero que nossa parceria seja sempre consistente e que possamos comemorar muitas conquistas juntos.

À minha amada e querida mãe, Maria J. dos Santos, ao meu padrasto José P. dos Santos, à minha irmã Maria Silvanea dos Santos, ao meu irmão José Roberto dos Santos, aos meus Sobrinhos Gabriel S. e Lucas S. e à minha sobrinha Maria Luiza S. que lutaram, torceram, choraram e comemoraram, me deram sempre muito amor, força, carinho, ânimo e incentivo, estando sempre ao meu lado nesta jornada.

À Ana Lúcia Correia Martins pela adoção, boa convivência, carinho e cuidados.

À minha “irmã” Mércia Elias Duarte por permitir que eu sempre me apresente de acordo com meu estado emocional “isto não é fácil”, agradeço imensamente, sua amizade sincera, companhia constante e apoio incondicional.

A Jandir C. Santos pelo acolhimento, convivência, paciência, disponibilidade e ensinamentos.

Ao Prof. Dr. Gilberto José de Moraes que com sua imensa generosidade e profissionalismo me acolheu, possibilitando grandes ensinamentos sobre os ácaros.

A todos do Laboratório de Entomologia/Acarologia da Universidade Federal de Alagoas *Campus-Arapiraca* pela amizade durante o período de convivência, em especial, Alan Martins, Cleide de Lima, Emanuel H. do Nascimento, Emanuel Monteiro, José Junio da Silva, a este agradeço imensamente, por ter cuidado das colônias de manutenção dos ácaros predadores na minha ausência, Rogério Souza e Tatiana V. Barbosa, pela parceria e convivência durante o período da minha pós-graduação.

A todos do Laboratório de Acarologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, *Campus* de Piracicaba da Universidade de São Paulo-USP. Em particular, Adriane Duarte, Aldo Hanel, Camila T. Ferreira, Carlos Alberto Ortega, Diana Rueda, Elias Figueiredo, Elsa Molina, Fernanda Esteca, Geovanny Barroso, Jandir C. Santos, João B. V. da Cruz, Lásaro V. F. da Silva, Marcela Massaro, Marielle Moraes, Marina Camargo, Michele Ennes, Naser Sourassou, Professor Dr. Carlos H. W. Flechtmann; Rehan Abo-Shnaf, Leticia Azevedo e a todos os estagiários, pela amizade e apoio durante todo o período de permanência em Piracicaba-SP.

Aos meus amigos, Ana Paula Costa, Anderson Sabino, Anilde Maciel, Célio Cariolando, Djison Silvestre, Edileide Canabarro, Ezequias Correia, Fernanda Oliveira, Izael Silva, Nancy Monteiro, Nelson A. do Nascimento, Pedro Thiago, Rui Fernando e Simone Costa, sou grata a Deus por ter vocês como amigos.

Ao professor Raphael C. Castilho pela disponibilidade constante e colaboração na execução de todas as descrições.

Ao Bruno Malaquias pelos ensinamentos com programa EthoVision e conhecimentos estatísticos.

A todos do Laboratório de Irradiação de Alimentos e Radioentomologia do Centro de Energia Nuclear na Agricultura, em especial Thiago Mastrangelo e Luís A. Lopes por cederem as larvas de *C. capitata* e por toda estratégia criada especialmente para realização dos testes de predação.

À Universidade Federal de Alagoas – UFAL e ao Centro de Ciências Agrárias - CECA por me proporcionar um ensino gratuito e de qualidade.

À coordenação do curso de Pós-Graduação em Proteção de Plantas pela disponibilidade de me ajudar sempre que solicitada.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas pelos preciosos ensinamentos.

À CAPES, pela concessão de bolsa de estudos, possibilitando a realização deste trabalho.

Obrigada a todos!

“A sabedoria é um paradoxo. O homem que mais sabe
é aquele que mais reconhece a vastidão da sua
ignorância”.

Friedrich Nietzsche

“Não tenho certeza de nada, mas a visão das estrelas
me faz sonhar”.

Vincent Van Gogh

RESUMO GERAL

O presente estudo teve por objetivo, consolidar recentes descobertas taxonômicas de novos táxons de ácaros edáficos da família Rodacaridae, assim como verificar o potencial do ácaro predador *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso (Acari: Rhodacaridae) sobre formas imaturas de *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae). As descrições das novas espécies foram realizadas de ácaros coletados em folheto e solo em área de pomar doméstico e vegetação nativa dos municípios de Palmeira dos Índios e Teotônio Vilela/Alagoas. Caracteres morfológicos e morfométricos foram observados a partir da literatura e de observações realizadas diretamente nos exemplares, por meio de microscópios de contraste de fase e de interferência. As estruturas taxonomicamente relevantes foram ilustradas com o uso de uma câmera digital conectada ao microscópio de contraste de fase ou de interferência. Posteriormente, estas foram processadas com auxílio de uma mesa digitalizadora Wacom®, utilizando o programa Adobe Illustrator®. As medições foram feitas com uma ocular graduada. As medidas de cada estrutura e suas médias (para medições variáveis) foram dadas em micrômetros. O predador utilizado no teste de predação foi obtido em esterco bovino no município de Craíbas, Alagoas. Colônias de manutenção com os seguintes substratos alimentares: uma com nematoide *Protorhabditis* sp. e outra com uma mistura deste nematoide e ovos de *C. capitata* foram mantidas no Laboratório de Entomologia/Acarologia da Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca. 35 unidades experimentais de cada população acarina foram testadas. Para cada unidade, transferiram-se quatro fêmeas adultas de *M. roquensis* e cinco larvas de terceiro instar de *C. capitata*, sendo cada placa fechada com filme de PVC (Magipack®). Durante 11 dias consecutivos foram avaliados os níveis de predação e oviposição do predador com o uso de um microscópio estereoscópico, substituindo-se diariamente todas as larvas oferecidas como presa. Para análises feitas no EthoVision® XT, imagens de arenas contendo 2 larvas de *C. capitata* na ausência e presença do ácaro predador foram capturadas durante 30 minutos. Um novo gênero para Rhodacaridae e duas novas espécies, *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho e *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho (Rhodacaridae), foram descritos. A proporção de insetos consumidos foi de $23,0 \pm 4,4$ e $25,3 \pm 6,0$ respectivamente e a proporção de emergência dos insetos foi de $51,7 \pm 5$ e $49,4 \pm 6,5$ respectivamente para os dois tratamentos, enquanto que no controle a proporção de emergência foi de $79,3 \pm 16,2$. A taxa de oviposição foi de $2,5 \pm 0,5$ e de $2,5 \pm 0,3$ ovos por unidade experimental por dia para os ácaros alimentados respectivamente com nematoides ou com nematoides e ovos de *C. capitata*.

Palavras-chave: Taxonomia. Rhodacaroidea. Ologamasidae. Controle biológico.

GENERAL ABSTRACT

The objective of the present study was to consolidate recent taxonomic discoveries of new soil mite taxons (Acari: Rhodacaridae), as well as to verify the potential of the predatory mite *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso on immature forms of *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae). Descriptions of the new species were made from mites collected in the decaying organic matter and soil in the domestic orchard and native vegetation in the municipalities of Palmeira dos Índios and Teotônio Vilela/Alagoas. Morphological and morphometric characters were observed from the literature and from observations made directly on the specimens, using phase contrast microscopes and interference microscopes. The taxonomically relevant structures were illustrated with the use of a digital camera connected to the phase contrast or interference microscope. Subsequently, these were processed with a digital tablet, using the program Adobe Illustrator®. The measurements were made with the use of a graded ocular. For each structure, the mean and the corresponding range (for variable measurements) were given in micrometers. The predator used in the predation test was obtained in cow manure in the city of Craíbas, Alagoas. Maintenance colonies with the following food substrates: one with nematode *Protorhabditis* sp. and another with a mixture of this nematode and *C. capitata* eggs were kept in the Laboratório de Entomologia/Acarologia da Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca. 35 experimental units of each acarine population were tested. Four adult females of *M. roquensis* and five third instar larvae of *C. capitata* were transferred to each unit, each plate being closed with PVC film (Magipack®). During 11 consecutive days predation levels and oviposition of the predator were evaluated using a stereoscopic microscope, replacing all larvae offered as prey daily. For analyzes done in EthoVision® XT, images of arenas containing 2 *C. capitata* larvae in the absence and presence of the predatory mite were captured during 30 minutes. A new genus for Rhodacaridae and two new species, *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho and *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho (Rhodacaridae), have been described. The proportion of insects consumed was 23.0 ± 4.4 and 25.3 ± 6.0 respectively and the insect emergence ratio was 51.7 ± 5 and 49.4 ± 6.5 respectively for the two treatments, whereas in the control the emergency proportion was 79.3 ± 16.2 . The oviposition rate was 2.5 ± 0.5 and 2.5 ± 0.3 eggs per day per experimental unit for mites fed with nematodes or nematode and *C. capitata* eggs, respectively.

Keywords: Taxonomy. Rhodacaridea. Ologamasidae. Biological control.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 -	Epistoma contendo uma extensão anteromediana trifurcada flanqueado por dois pares de extensões anterolaterais	41
Figuras 2–8 -	<i>Afrodacarellus alagoensis</i> Santos & Castilho Fêmea. 2. Quelícera; 3. Fêmur e gêno do palpo; 4. Epistoma; 5. Hipostômio e trocânter do palpo; 6. Vista dorsal do idiossoma; 7. Vista ventral do idiossoma; 8. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização	47
Figuras 9–12 -	<i>Afrodacarellus alagoensis</i> Santos & Castilho. Fêmea. 9. Perna I; 10. Perna II; 11. Perna III; 12. Perna IV	48
Figuras 13–19 -	<i>Afrodacarellus xucurukariri</i> Santos & Castilho Fêmea. 13. Quelícera; 14. Gêno do palpo; 15. Epistoma; 16. Hipostômio e trocânter do palpo; 17. Vista dorsal do idiossoma; 18. Vista ventral do idiossoma; 19. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização	53
Figuras 20–23-	<i>Afrodacarellus xucurukariri</i> Santos & Castilho Fêmea. 20. Perna I; 21. Perna II; 22. Perna III; 23. Perna IV	54
Figuras 24–30 -	n. gen. n. sp. Fêmea. 24. Quelícera 25. Fêmur e gêno do palpo; 26. Epistoma; 27. Hipostômio e trocânter do palpo; 28. Vista dorsal do idiossoma; 29. Vista ventral do idiossoma; 30. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização	71
Figuras 31–35 -	n. gen. n. sp. Fêmea. 31. Perna I; 32. Perna II; 33. Perna III; 34. Seta <i>pv2</i> do tarso III; 37. Perna IV	72
Figuras 36–38 -	n. gen. n. sp. Macho. 36. Quelícera; 37. Ventral idiossoma; 38. Fêmur, gêno e tíbia da perna II. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização	75
Figuras 39 -	Extração dos ácaros (A); recipientes plásticos contendo colônias de criação: com ácaros (B); com nematoides (C); ovos de <i>Ceratitis capitata</i> nã colônia de ácaros	82

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 -** Proporções de emergência e consumo de *Ceratitis capitata* por *Macrocheles roquensis* e oviposição deste predador em função do alimento (25 ± 2 ° C, $70\% \pm 10\%$ de UR e no escuro) 84
- Tabela 2 -** Período de repouso e tempo de proximidade entre larvas de *Ceratitis capitata* na ausência e presença do ácaro predador 86

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL	13
2 REVISÃO DE LITERATURA	15
2.1 Ácaros	15
2.1.1 Ácaros edáficos	17
2.2 Fruticultura	18
2.3 Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae)	19
2.3.1 <i>Ceratitis capitata</i> Wiedemann	20
2.3.2 Ciclo biológico de <i>Ceratitis capitata</i>	20
2.3.3. Controle biológico de <i>Ceratitis capitata</i>	21
2.4. REFERÊNCIAS	25
3 DUAS NOVAS ESPÉCIES DE <i>Afrodacarellus</i> (ACARI: MESOSTIGMATA: RHODACARIDAE) PARA O BRASIL COM UMA CHAVE DICOTÔMICA PARA TODAS AS ESPÉCIES DESTE GÊNERO	
RESUMO	38
ABSTRACT	39
3.1 INTRODUÇÃO	40
3.2 MATERIAL E MÉTODOS	41
3.3 RESULTADOS	41
3.3.1 Chave para as espécies mundiais de <i>Afrodacarellus</i> , com base em fêmeas adultas	54
3.4 DISCUSSÃO	58
3.5. REFERÊNCIAS	59
4 UM NOVO GÊNERO E UMA NOVA ESPÉCIE DE RHODACAROIDEA (ACARI: MESOSTIGMATA) COM CARACTERÍSTICAS DE OLOGAMASIDAE E RHODACARIDAE	
RESUMO	62
ABSTRACT	63
4.1 INTRODUÇÃO	64
4.2 MATERIAL E MÉTODOS	64
4.3 RESULTADOS	65
4.5 REFERÊNCIAS	75
5 USO DE <i>Macrocheles roquensis</i> MENDES & LIZASO (ACARI: MACROCHELIDAE) NA PREDAÇÃO DE <i>Ceratitis capitata</i> WIEDEMANN (DIPTERA: TEPHRITIDAE)	
RESUMO	76

ABSTRACT	77
5.1 INTRODUÇÃO	78
5.2 MATERIAL E MÉTODOS	81
5.2.1 Obtenção das larvas de <i>Ceratitis capitata</i>	81
5.2.2 Obtenção dos ácaros predadores	81
5.2.3 Testes de predação	82
5.2.4 Bioensaio comportamental	82
5.2.5 Análises estatísticas	83
5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	83
5.4 CONCLUSÕES	86
5.4 REFERÊNCIAS	87

1 INTRODUÇÃO GERAL

Os ácaros são considerados pequenos organismos com diversos hábitos alimentares e podem ser encontrados em diferentes habitats. São Arthropoda, classificados no subfilo Chelicerata, classe Arachnida e subclasse Acari (KRANTZ; WALTER, 2009). De modo geral, as espécies comumente estudadas são as fitófagas, pois quando observadas em elevada população nas plantas cultivadas e causando dano econômico, podem alcançar o *status* de praga agrícola, a exemplo, os Tetranychidae. Existem alguns grupos, como os Rhodacaridae, que exercem papel essencial no controle de espécies de Arthropoda indesejáveis à agricultura, pois podem ser empregadas no controle biológico, atuando como inimigos naturais. E, as que causam algum tipo de dano à saúde humana ou à de outros animais, como os causadores de alergias, popularmente conhecidos como “ácaros da poeira” e os carrapatos que, além de se alimentarem do sangue de seus hospedeiros, podem ser vetores de doenças (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os ácaros Mesostigmata são considerados de suma importância, por ser a segunda maior ordem em número de espécies descritas e conter as principais famílias de ácaros predadores. A família Rhodacaridae é composta por 15 gêneros, nos quais estão descritas 154 espécies (CASTILHO; MORAES; HALLIDAY, 2012). Os ácaros desta família são considerados cosmopolitas e de vida livre (LINDQUIST; KRANTZ; WALTER, 2009; CASTILHO; MORAES; HALLIDAY, 2012) e a maioria das espécies é descrita das regiões Afrotropical e Paleártica, com aproximadamente 42 e 27%, respectivamente (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015). No Brasil, já foram observados tanto na serrapilheira quanto no solo, em áreas de vegetação nativa e agrícola (MINEIRO; MORAES, 2001; SILVA, 2002; DUARTE, 2013; SANTOS, 2013; DUARTE, 2016; AZEVEDO, 2017). Na literatura, são citados como predadores de organismos edáficos como nematoides, colêmbolas, insetos [*Bradysia matogrossensis* Lane (Diptera), *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thripidae) dentre outros], e outros ácaros [*Tyrophagus* sp. e *Rhizoglyphus echinopus* Fumouze & Robin (Acaridae)] (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015).

A fruticultura é uma das principais atividades econômicas desenvolvidas no Brasil (LASAGNO; MAGALHÃES, 2016). Porém, o grande potencial da produção frutícola encontra-se ameaçado pelas moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), devido aos danos causados por estas (ARAÚJO et al., 2014).

Por atacarem diversas espécies vegetais de importância econômica, as moscas-das-frutas, geralmente, comprometem a produção comercial; especialmente, em cultivos que visam exportações. Pequenas populações deste inseto podem prejudicar até 100% da produção frutícola, de acordo com as condições climáticas, presença de plantas hospedeiras e as restrições quarentenárias rígidas, impostas por diversos países importadores de frutos *in natura* para impedir que estes insetos cheguem às áreas livres dos mesmos (ALVARENGA; GIUSTOLIN; QUERINO, 2006; CARVALHO, 2006; NAVA; BOTTON, 2010). Os principais gêneros de moscas-das-frutas de importância econômica para o Brasil são: *Anastrepha* Schiner, *Bactrocera* Macquart, *Ceratitis* MacLeay e *Ragoletis* Loew (ZUCCHI, 2000). Os gêneros *Bactrocera* e *Ceratitis* estão representados cada um por uma única espécie no Brasil, *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock e *Ceratitis capitata* Wiedemann (PARANHOS, 2008; ARAÚJO et al., 2009).

Os principais métodos de controle empregados para as mosca-das-frutas são: culturais, técnica do inseto estéril (TIE), uso da resistência varietal e controles legislativo, biológico e químico (OLIVEIRA et al., 2014). Destes, destaca-se o controle químico, por ser eficiente e de fácil aplicação. Sendo realizado por meio de iscas tóxicas ou pulverizações em cobertura. Contudo, esta prática tem causado sérios danos ao ambiente, além dos resíduos tóxicos deixados nos frutos (BISSOLLI; CORREIA; BEZERRA, 2014).

O controle biológico das moscas-das-frutas tem sido realizado principalmente com o emprego de parasitoides, fungos e nematoides entomopatogênicos, além de alguns predadores como as formigas, besouros (Staphylinidae) e aranhas. No Brasil, as principais espécies de parasitoides são classificadas nas famílias Braconidae, Figitidae e Pteromalidae (Hymenoptera). Sabe-se que os parasitoides buscam os primeiros estágios larvais desta praga para parasitar. No entanto, a população de moscas-das-frutas, no seu último instar larval, busca o solo para pupar e, nesse momento, podem ficar vulneráveis a uma série de organismos considerados agentes de controle biológico, em especial aqueles que visam à eliminação de larvas de 3º instar e pupas desta praga, como os fungos entomopatogênicos e algumas espécies de ácaros edáficos (LEZAMA-GUTIÉRREZ et al., 2000; BISSOLLI; CORREIA; BEZERRA, 2014).

Dentre os ácaros edáficos, há relatos de que as espécies da família Macrochelidae são eficientes no controle de insetos da ordem Diptera, mas ainda são

poucos os estudos que visam à utilização efetiva destes organismos como agentes de controle biológico (AZEVEDO et al., 2015). Neste sentido, alguns trabalhos têm sido realizados, tanto em condições de laboratório quanto em campo, como é o caso da utilização das espécies *Glyphtholaspis confusa* Foá, *Macrocheles glaber* Müller, *M. muscadomesticae* Scopolo, *M. robustulus* Berlese, *M. subbadius* Berlese, e *Macrocheles* sp. (Macrochelidae) (GUANILHO; CORDERO, 2003; AZEVEDO et al., 2015; AZEVEDO; CASTILHO; MORAES, 2016).

Sabendo-se que alguns ácaros edáficos têm potencial para o controle biológico de dípteros, fez-se necessária a condução de trabalhos adicionais para tal finalidade. Com isto, iniciou-se com estudos taxonômicos para reconhecimento das espécies, seguidos por testes para verificar a eficiência de sua utilização prática. Sabe-se que, com estudos que busquem estas estratégias, podem-se visualizar novas perspectivas para o controle de pragas agrícolas que comumente passam parte de seu ciclo no solo, em especial moscas-das-frutas em áreas agrícolas, reduzindo as perdas da produção e embargos econômicos até então impostos em função da presença dessa praga. Objetivou-se, com este trabalho, consolidar recentes descobertas taxonômicas de novos táxons de ácaros edáficos da família Rhodacaride, assim como verificar o potencial do ácaro predador *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso (Mesostigmata: Macrochelidae) sobre formas imaturas de *C. capitata*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Ácaros

Os ácaros são organismos classificados no filo Arthropoda, subfilo Chelicerata, classe Arachnida e subclasse Acari, compreendidos em um enorme grupo de organismos inclusos nas superordens Parasitiformes e Acariformes, sendo estas compostas por seis subordens e aproximadamente 400 famílias. Na superordem Parasitiformes, estão inseridas as ordens Opilioacarida, Holothyrida, Ixodida e Mesostigmata, enquanto na superordem Acariformes, encontram-se as ordens Trombidiformes e Sarcoptiformes (KRANTZ; WALTER, 2009).

Os ácaros estão inseridos no grupo de artrópodes que geralmente caracterizam-se por terem quatro pares de pernas nas fases pós-larvais, corpo não segmentado,

apêndices articulados e exoesqueleto (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Existem na literatura aproximadamente 55.000 espécies descritas mundialmente em diferentes habitats (LIU et al., 2013). A maioria das espécies acarinas é parasita de plantas e animais, outras podem ser utilizadas como alimento para alguns grupos de ácaros predadores e há também as que exercem papel essencial no controle de espécies indesejáveis, pois são empregadas no controle biológico, atuando como inimigos naturais. Dentre estas, destacam-se os Gamasina, pela frequência que são observados e pela diversidade que apresentam (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Os Mesostigmata constituem um grupo bastante diversificado e de grande importância, por serem utilizados no controle de inúmeros organismos considerados praga para culturas de importância agrícola (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015), contendo as principais famílias de ácaros predadores como Ascidae, Blattisociidae, Laelapidae, Macrochelidae, Ologamasidae, Phytoseiidae e Rhodacaridae (OLIVEIRA; MORAES, 2011; CARRILLO; MORAES; PEÑA, 2015). A maioria destas é observada na serrapilheira, embora também sejam verificadas em solo, principalmente nas camadas superficiais (MINEIRO; MORAES, 2001; SILVA, 2002; KRANTZ; WALTER, 2009).

A ordem Mesostigmata é composta por cerca de 11.400 espécies descritas, distribuídas em 25 superfamílias, 109 famílias e 878 gêneros (ZHANG, 2011). Em Mesostigmata, estão agrupadas as espécies que agregam um par de estigmas localizados lateralmente no idiossoma, entre as coxas do segundo e quarto pares de pernas (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Dentre os Mesostigmata, uma família que se destaca é Phytoseiidae, por sua utilização no controle biológico. Devido aos intensos estudos realizados com ácaros desta família, um grande número de espécies tem sido observado, tendo cerca de 2.700 espécies descritas, das quais cerca de 230 já foram registradas no Brasil (DEMITE et al., 2016), assim como um amplo conhecimento sobre a biologia, ecologia e comportamento. Em todo o mundo, são comercializadas aproximadamente 16 espécies para uso no controle biológico (BARBOSA et al., 2017). No Brasil, *Neoseiulus californicus* McGregor e *Phytoseiulus macropilis* Banks têm sido utilizados para o controle do ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch) em diferentes culturas (SATO et al., 2007; POLETTI; OMOTO, 2012; SOUZA-PIMENTEL et al., 2014).

2.1.1 Ácaros edáficos

Os ácaros edáficos são considerados os artrópodes mais abundantes da mesofauna especialmente, nas camadas mais superficiais do solo, de 0 a 5 cm (FREIRE, 2007). Porém, a distribuição destes organismos é intrínseca a cada espécie, dependendo de fatores como preferência alimentar, níveis de resistência a intempéries, biologia e habilidade de dispersão (HOFFMANN et al., 2009). A superfamília Rhodacaroidea é composta pelas famílias: Digamasellidae Evans, abrigando 12 gêneros, Halolaelapidae Karg, constituída por quatro gêneros, Laelaptonyssidae Womersley e Teranyssidae Halliday compostas por apenas um gênero, respectivamente, Ologamasidae Ryke, composta por 44 gêneros e Rhodacaridae Oudemans formada por 15 gêneros (LINDQUIST; KRANTZ; WALTER, 2009; CASTILHO; MORAES; HALLYDAY, 2012; CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015).

Ácaros desta superfamília são reconhecidos geralmente por terem a seta *st4* no escudo esternal e, por isso, agregam quatro pares de setas esternais e, comumente, de 1-9 pares de setas pré-anais no escudo ventrianal. São encontrados principalmente no solo, mas também em folheto, ninhos de roedores, musgos, líquens, ninhos de cupins, além de ter associação com insetos pertencentes à ordem Coleoptera e família Curculionidae. Estudos referentes às famílias Digamasellidae, Ologamasidae e Rhodacaridae são os mais comuns e, por meio destes, têm-se observado espécies destas famílias predando nematoides, pequenos insetos, outros ácaros e Collembola (CASTILHO; MORAES; NARITA, 2010).

A família Rhodacaridae é constituída por 154 espécies descritas, principalmente, das regiões Afrotropical (42%) e Paleártica (27%) (CASTILHO; MORAES; HALLYDAY, 2012; ABO-SHNAF; CASTILHO; MORAES, 2013; RUEDA-RAMIREZ; CASTILHO; MORAES, 2013; CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015; DUARTE et al., 2016). Os gêneros mais diversos são *Afrodacarellus* Hurlbutt e *Rhodacarus* Oudemans e, nestes, estão contidos 20 e 19% das espécies descritas, respectivamente (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015). São classificados taxonomicamente por terem apotele trifurcada, os escudos dorsais e ventrais pouco esclerotizados e com regiões punctadas nas extremidades, tibia I com seis setas dorsais, gêmeo IV com 8-10 setas e tibia IV com 9-10 setas.

O gênero *Afrodacarellus* Hurlbutt é composto por 31 espécies, correspondendo a 19% das espécies descritas em Rhodacaridae (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015). Este gênero é reconhecido taxonomicamente por apresentar a extensão anteromediana do epistoma com largura uniforme ao longo de seu comprimento, podendo ter a base mais estreita ou mais larga, frequentemente ladeada por um ou dois pares de extensões anterolaterais, região anterior a *iv1* pouco esclerotizada e punctada, com escudo genital comumente mais longo que a largura da sua margem posterior (CASTILHO; MORAES; HALLYDAY, 2012).

Na família Ologamasidae já são conhecidas aproximadamente 460 espécies (CASTILHO; NARITA; MORAES, 2012; KARG; SCHORLEMMER, 2013; MARCHENK; 2013; RUEDA-RAMIREZ; CASTILHO; MORAES, 2013; SANTOS et al., 2013). Aproximadamente 32% das espécies de Ologamasidae foram descritas nas regiões Australasiana e Neotropical. Os gêneros mais diversos são *Gamasellus* Berlese e *Gamasiphis* Berlese, representando 16 e 15%, respectivamente (CASTILHO; VENANCIO; NARITA, 2015). Taxonomicamente, são reconhecidos especialmente pela apotele trifurcada, escudos podonotal e opistonotal fundidos ou separados, geralmente bem esclerotizados; comumente sem escleronódulos; sem regiões punctadas nas extremidades dos escudos dorsais e ventrais. Tíbia I com seis setas dorsais, gêno IV com 8-10 setas e tíbia IV com 9-10 setas.

A família Macrochelidae é composta por 23 gêneros e cerca de 470 espécies (AZEVEDO et al., 2015). A maior diversidade é observada em *Macrocheles* glaber (Müller), neste estão inseridas 68 % das espécies descritas. São ácaros que têm alto grau de esclerotização. O escudo dorsal é indiviso e com pelo menos 28 pares de setas. O peritrema, normalmente, é observado enrolado em torno do estigma. A membrana arthrodial na base do dígito móvel da quelícera tem um processo coroa franjada alongado ou fimbriado e tarso I, geralmente, sem pretarso.

2.2 Fruticultura

No Brasil, a fruticultura é reconhecida como um dos setores com maior evidência na área do agronegócio. Fatores como a grande variedade de culturas produzidas em todas as regiões do país e, em diferentes climas, é que dão destaque ao setor frutícola (ARAUJO et al., 2014; CIOLA; GAYET, 2015). Nesta perspectiva, a

fruticultura conquista resultados expressivos, produzindo uma condição favorável aos negócios brasileiros. Com uma produção de 41,5 milhões de toneladas, o Brasil é o terceiro maior produtor de frutas no mundo, ficando atrás apenas da China e da Índia, o que demonstra a relevância deste setor para a economia nacional (LASAGNO; MAGALHÃES, 2016).

Embora a fruticultura brasileira seja considerada uma das maiores do mundo, a produção de frutas frescas, destinada à exportação, ainda é reduzida. Segundo Souza-Filho et al. (2002), o índice reduzido de exportação de frutas brasileiras se deve, principalmente, ao baixo nível tecnológico aplicado ao cultivo das frutíferas, tendo reflexo direto na qualidade dos frutos produzidos, com destaque para a presença de pragas, doenças e plantas invasoras. Dentre as pragas que ocorrem nas frutíferas, as espécies pertencentes à família Tephritidae são relatadas como as principais. Estas causam prejuízos para o setor frutícola mundial, devido aos danos que causam aos frutos, aos elevados custos de controle e aos prejuízos com as restrições fitossanitárias impostas nas relações comerciais internacionais. Anualmente, no mundo, são perdidos aproximadamente 1 bilhão de dólares devido aos danos causados por essas pragas (GODOY; PACHECO; MALAVASI, 2011).

2.3 Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae)

As moscas-das-frutas (Brachycera: Tephritidae) são mundialmente consideradas como uma das principais pragas da fruticultura (CARVALHO, 2005). Estes insetos encontram-se amplamente distribuídas no globo terrestre, sendo observadas principalmente na região Neotropical, distribuídas nas Américas do Sul e Central, Caribe e no sul dos Estados Unidos, apresentando 4.448 espécies, agrupadas em 484 gêneros (NORRBOM, 2004). Com exceção das áreas árticas e desérticas, praticamente em todos os ambientes há perdas econômicas ocasionadas por moscas-da-frutas (ZUCCHI, 2001; GARCIA, 2009; OVRUSKI et al., 2010).

As perdas são ocasionadas pelos danos indiretos, que estão relacionados à oviposição da fêmea no fruto. Neste momento, as moscas-das-frutas causam uma lesão no fruto, deixando porta de entrada para patógenos. Entretanto, o maior dano ocorre com a eclosão das larvas e seu desenvolvimento no interior dos frutos pois, ao se alimentar destes, promovem perdas qualitativas e quantitativas (SABEDOT-BORDIN et

al., 2011). Em função disso, inviabilizam a exportação de vários frutos por conta de embargos ou restrições quarentenárias rígidas, impostas por diversos países para impedir que estes insetos cheguem a áreas livres dos mesmos (NAVA; BOTTON, 2010). Segundo Godoy; Pacheco; Malavasi (2011), anualmente, são perdidos no mundo cerca de 1 bilhão de dólares com danos causados por estes insetos.

2.3.1 *Ceratitis capitata* Wiedemann

Ceratitis capitata Wiedemann, também designada mosca-do-mediterrâneo, é considerada a mosca-das-frutas mais prejudicial, cosmopolita e invasora dentre os tefritídeos (GODOY; PACHECO; MALAVASI, 2011). De origem africana, esta espécie ocorre em todas as regiões biogeográficas da terra (LIQUIDO; SHINODA; CUNNINGHAM, 1991; MALAVASI; ZUCCHI; SUGAYAMA, 2000; HERNANDEZ-ORTIZ; GUILLÉN-AGUILAR; LÓPEZ, 2010). Em 1901, foi constatada pela primeira vez no Brasil em frutos de laranja, sendo considerada uma praga exótica (ZUCCHI, 2001). Mais recentemente, foi registrada infestando 88 espécies de frutos, os quais correspondem a cerca de 26 famílias (ZUCCHI, 2012). Inicialmente, *C. capitata* foi observada com mais frequência do que *Anastrepha* spp. em áreas urbanas, o oposto ocorria nas áreas rurais (ALVARENGA et al., 2009; 2010). No entanto, trabalhos recentes têm demonstrado a presença desta mosca em pomares comerciais de área rural no Nordeste do Brasil (OLIVEIRA et al., 2009; RODRIGUES-BARRETO, 2010; MORELLI; PARANHOS; COSTA, 2012; ARAUJO et al., 2013; SANTOS et al., 2013).

Vale ressaltar que vários fatores como o clima, a altitude, a localização geográfica, os hospedeiros, assim como os pomares adjacentes, podem influenciar na diversidade e dominância das espécies de moscas-das-frutas nos pomares (SILVA et al., 2010).

2.3.2 Ciclo biológico de *Ceratitis capitata*

As moscas-das-frutas passam por metamorfose completa (holometabolía), compreendendo as fases de ovo, larva, pupa e adulto. Tal ciclo ocorre em três diferentes habitats, onde os adultos habitam a vegetação; os ovos e larvas alojam-se no interior dos

frutos, e o período de pupa ocorre no solo, a uma profundidade de 2 a 7 centímetros (PARANHOS, 2008).

A duração do ciclo de vida das moscas-das-frutas depende de vários fatores, em especial da temperatura, do hospedeiro e da espécie de mosca. O período do ciclo de ovo a adulto de *C. capitata* tem duração aproximada de 18 a 30 dias, em uma temperatura de aproximadamente 25 °C (MALAVASI; VIRGÍNIO, 2009).

Os ovos de *C. capitata* passam por um período de incubação de aproximadamente 2 dias, têm forma elíptica, com diferentes colorações, tendo como cor predominante o branco-creme (PAPACHRISTOS et al., 2008; ZANARDI et al., 2011).

O período larval leva cerca de 10 a 15 dias, as larvas têm coloração branco-creme, com formato ovoide, ápodas e possuem uma cabeça retrátil (ZANARDI et al., 2011). O estágio pupal dura cerca de 6 a 13 dias. As pupas são do tipo coarctata, livres e cobertas pelas exúvias do último estágio larval, que formam o pupário (MEDEIROS; OLIVEIRA; GARCIA, 2007).

Os insetos adultos de *C. capitata* têm cerca de 4 a 5 mm de comprimento por 10 a 12 mm de envergadura. A coloração predominante é amarelo-escuro, olhos castanho-violáceos, tórax preto na face superior, com desenhos simétricos brancos e abdômen amarelo-escuro com duas listras transversais acizentadas e amarelas. O mesonoto tem manchas brancas, asa com duas faixas transversais, e extensão posterior da célula cubital alargada mediantemente (ZUCCHI, 2000).

Em períodos frios ou em regiões de baixa temperatura, o ciclo pode ser prolongado. É necessário, portanto, salientar que o desempenho do ciclo de vida desta espécie está submetido a certas condições, tais como clima e planta hospedeira (ZANARDI et al., 2011).

2.3.3 Controle biológico de *Ceratitis capitata*

O principal método de controle utilizado para moscas-das-frutas é o controle químico (NASCIMENTO; CARVALHO, 2000), porém, este método quando utilizado, tanto em pulverização em cobertura, quanto em isca tóxica, pode ocasionar sérios problemas ao agroecossistema, atingindo os inimigos naturais e outros organismos não-alvo, além de deixar resíduos tóxicos nos frutos, prejudicando a comercialização e o consumo do fruto *in natura* (HERNÁNDEZ et al., 2013; ROHDE et al., 2013).

O controle biológico tem sido uma alternativa promissora para reduzir a população destes insetos-praga, pois aumenta a diversidade biológica, conserva os recursos naturais e preserva espécies nativas (AZEVEDO et al., 2013). Diante destas vantagens, este método para o controle de moscas-das-frutas tem sido empregado principalmente por meio de parasitoides. Dentre os inimigos naturais nativos, destacam-se os pertencentes à família Braconidae, como *Doryctobracon areolatus* Szepilgeti, *Doryctobracon brasiliensis* Szepilgeti, *Doryctobracon fluminensis* Lima, *Utetes anastrephae* Viereck e *Opius bellus* Gahan (CANAL; ZUCCHI, 2000). Deve-se ressaltar ainda a família Figitidae, sobressaindo-se *Aganaspis pelleranoi* Brèthes (GUIMARÃES; DIAZ; ZUCCHI, 2000).

O parasitoide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae), originário da região indo-pacífica, também tem sido empregado para o controle das moscas-das-frutas em vários lugares do mundo, como Argentina, Costa Rica, Flórida (USA), Havaí (USA), Guatemala, México e Nicarágua (MONTROYA et al., 2000; OVRUSKI et al., 2000; CARVALHO, 2005; OROÑO; OVRUSKI, 2007). Esse parasitoide foi introduzido no Brasil em 1994, pela Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical e do Centro Nacional de Monitoramento Ambiental, com material proveniente do “Department of Plant Industry”, Gainesville, Florida (CARVALHO; NASCIMENTO, 1998; CARVALHO, NASCIMENTO; MATRANGOLO, 2000). Desde então, pesquisas têm sido realizadas para observar a eficiência do mesmo nos ecossistemas brasileiros como em liberações realizadas nos estados da Bahia, Pernambuco, Minas Gerais, São Paulo, Rio Grande do Sul e Amazonas, com resultados positivos (CARVALHO; NASCIMENTO, 2002).

Vale ressaltar que os parasitoides atuam nos primeiros estágios larvais das moscas-das-frutas, no entanto, se faz necessária a utilização de outros agentes de controle que busquem controlar esses insetos em estágios larvais mais avançados.

Visando o controle das larvas de terceiro instar de *C. capitata*, têm-se empregado fungos entomopatogênicos, sendo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin, considerados promissores no controle deste inseto-praga (ALMEIDA et al., 2007; QUESADA-MORAGA et al., 2008; ALI; HUANG; REN, 2010; OLIVEIRA et al., 2010; YOUSEF et al., 2013).

De acordo com resultados obtidos por Lezama-Gutiérrez et al. (2000) e Oliveira et al. (2010), *M. anisopliae* teve alta virulência para larvas e pupas de espécies de

mosca-das-frutas. Bissolli; Correia; Barbosa (2014), avaliando a patogenicidade de algumas espécies de fungos entomopatogênicos em larvas de 3º instar e pupas de *C. capitata*, observaram que *M. anisopliae* causou maior índice de mortalidade. Quesada-Moraga; Ruiz-García; Santiago-Álvarez (2006), ao testarem diferentes isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae* sobre pupas e adultos de *C. capitata*, verificaram que todos os isolados testados foram patogênicos. Evangelos et al. (2013), ao testarem diferentes isolados de fungos entomopatogênicos sobre pupas de *C. capitata*, obtiveram baixos índices de mortalidade pupal, porém os adultos provenientes das pupas tratadas tiveram altos índices de mortalidade, comparados com a testemunha.

A introdução dos fungos entomopatogênicos no controle de moscas-das-frutas varia desde pulverizações em cobertura (ORTU; COCCO; DAU, 2009; DANIEL; WYSS, 2009), até a integração desses fungos com a Técnica do Inseto Estéril (TIE), utilizando como vetores os machos estéreis (EKESI; DIMBI; MANIANIA, 2007; TOLEDO et al., 2007; FLORES et al., 2013).

Os nematoides entomopatogênicos (Rhabditida: Steinernematidae e Heterorhabditidae) também têm recebido destaque para o controle das moscas-das-frutas, uma vez que, ao abandonar o fruto no terceiro instar larval e passar para o solo para pupar, estes insetos ficam vulneráveis aos entomopatógenos em seu habitat natural (CARVALHO; NASCIMENTO; MATRANGOLO, 2000; GREWAL; DE NARDO; AGUILLERA, 2001).

A suscetibilidade de *C. capitata* a algumas espécies de nematoides entomopatogênicos foi verificada em condições de laboratório e campo. Grande variabilidade nas taxas de mortalidade de larvas de *C. capitata* foi observada entre 12 isolados de *Steinernema* Travassos e *Heterorhabditis* Poinar, sendo que apenas dois isolados (*S. riobrave* Cabanillas, Poinar; Raulston e *Heterorhabditis* sp.) apresentaram mortalidade superior a 80%, seis mataram mais que 30% e quatro isolados não causaram mortalidade acima de 20% (GAZIT; ROSSLER; GLAZER, 2000).

Em relação aos trabalhos que avaliaram o efeito dos nematoides entomopatogênicos no controle de moscas-das-frutas na fase de pupa, pode-se observar que estes não apresentaram eficiência nesta fase do ciclo de vida. Laborda et al. (2003), avaliando a suscetibilidade de larvas e pupas de *C. capitata* ao produto Biorend C (mistura de *Steinernema* spp. e quitosano, idebio/ABF, Espanha), observaram

mortalidade larval superior a 90%, no entanto, a fase pupal não foi afetada por este produto.

Ao longo dos anos, é possível observar estudos que avaliaram o impacto de organismos predadores sobre as moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) (DEBOUZIE, 1989). Os grupos de predadores comumente estudados foram formigas (Formicidae), besouros (Staphylinidae) (WONG et al., 1984; ESKAFI; KOLBE, 1990; HODGSON et al., 1998) e aranhas (RAO; DÍAZ-FLEISCHER, 2012; GOBBI, 2014). No entanto, até o momento, não se estudou o efeito dos ácaros predadores sobre as moscas-das-frutas. Mesmo sabendo que a fauna acarina é bastante diversificada e que esses organismos habitam principalmente as camadas superficiais do solo, ou seja, o possível habitat onde as larvas de 3º instar das moscas-das-frutas costumam pupar. Porém, algumas famílias principalmente algumas espécies de Macrochelidae e Laelapidae têm sido estudadas como agente de controle de insetos da ordem Diptera.

Os Macrochelidae são considerados predadores potenciais para uso em controle biológico, sendo encontrados no solo e na matéria orgânica em decomposição (EMBERSON, 2010). Esta família tem sido relacionada principalmente ao controle de algumas espécies de dípteros em granjas avícolas (HALL, 1985; AXTELL, 1986a; 1986b; AXTELL; ARENDS, 1990), e também no controle de espécies como *Musca domestica* (L.), *Stomoxys calcitrans* L. e *Haematobia irritans* L., e criadouros em regime de confinamento e semiconfinamento de bovinos (AZEVEDO et al., 2015; AZEVEDO; CASTILHO; MORAES, 2016).

A família Laelapidae é composta por 90 gêneros, e cerca de 1.300 espécies (BEAULIEU et al., 2011). Os ácaros desta família são conhecidos por terem diferentes hábitos alimentares, alguns lelapídeos como *Androlaelaps casalis* Berlese, *Gaeolaelaps aculeifer* Canestrini, *Stratiolaelaps miles* Berlese e *Stratiolaelaps scimitus* Womersley, se destacam pela eficiência no controle biológico de algumas pragas agrícolas sendo, por isso, considerados o segundo grupo de ácaros mais usados em programas de controle biológico (MOREIRA; MORAES, 2015). *S. scimitus* é a principal espécie entre os lelapídeos que têm sido utilizados para controlar dípteros da família Sciaridae, em especial *Bradysia matogrossensis* Lane (MOREIRA; MORAES, 2015). Estudos realizados em cultivo de cogumelos demonstraram a eficiência de *S. scimitus* no controle de *B. matogrossensis* (FREIRE et al., 2007; CASTILHO et al., 2009). Na cidade de Mogi Mirim, no estado de São Paulo, em uma área de produção orgânica de

cogumelo shitake, utilizando-se sachê contendo 100 ácaros de *S. scimitus* para cada bloco, observou-se uma redução de 66 vezes da praga, quando comparada à avaliação inicial (BARBOSA et al., 2017).

Considera-se, portanto, que os estudos taxonômicos sejam cada vez mais valorizados, já que a partir destes é possível que trabalhos referentes à biologia e ecologia sejam realizados e, desta forma, outros ácaros predadores possam ser considerados agentes de controle biológico.

2.4 REFERÊNCIAS

ALI, S., HUANG, Z.; REN, S. Production of cuticle degrading enzymes by *Isaria fumosorosea* and their evaluation as a biological agent against diamondback moth. **Journal of Pest Science**, Berlin, v. 83, n. 4, p. 361-370, 2010.

ALMEIDA, J. E. M. et al. Patogenicidade de fungos e nematoide entomopatogênicos em mosca-do-mediterrâneo *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). **BioAssay**, Piracicaba, v. 2, n. 7, p. 1-7, 2007.

ALVARENGA, C. D.; GIUSTOLIN, T. A.; QUERINO, R. B. Alternativas para o controle de moscas-das-frutas. In: VENZON, M.; PAULA JUNIOR, T. J.; PALLINI, A. **Tecnologias alternativas para o controle de pragas e doenças**. Viçosa: EPAMIG, 2006. p. 227-252.

_____ et al. Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) e seus parasitoides em plantas hospedeiras de três municípios do norte do Estado de Minas Gerais. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 76, n. 2, p. 195-204, 2009.

_____ et al. Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) em pomares da área urbana no norte de Minas Gerais. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 23, n. 2, p. 25-31, 2010.

ARAÚJO, A. A. R. et al. Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) associadas às frutíferas nativas de *Spondias* spp. (Anacardiaceae) e *Ximenia americana* L. (Olacaceae) e seus parasitoides no estado do Piauí, Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 35, n. 4, p. 1739-1750, 2014.

ARAÚJO, E. et al. Eficiência de acetamiprido e etofenproxi no controle de *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), na cultura da mangueira. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 9, n. 3, p. 99-103, 2013.

_____. Espécies de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) na região do baixo Jaguaribe, estado do Ceará. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.76, n.4, p.577-581, 2009.

AXTELL, R. C. **Fly control in confined livestock and poultry production**. Greensboro: CIBA-GEICY Corporation, 1986a. 59p.

_____. Fly management in poultry production: cultural, biological, and chemical. **Poultry Science**, North Carolina, v. 65, p. 657-667, 1986b.

_____. ARENDS, J. J. Ecology and management of arthropod pests of poultry. **Annual Review of Entomology**, California, v. 35, p. 101-126, 1990.

AZEVEDO, E. B. **Diversidade de ácaros edáficos, com ênfase nos mesostigmata, em cultivos agrícolas e na vegetação natural do bioma cerrado no sul do estado do Tocantins**. 2013. 68 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, área de concentração: Entomologia) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2017.

AZEVEDO, F. R. et al. Incremento do controle biológico natural de moscas das frutas (Diptera: Tephritidae) em pomar de goiaba com valas. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, Garça, v. 23, n. 1, p. 46-55, 2013.

AZEVEDO, L. H. et al. 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, 2015. pp. 1–32.

_____. CASTILHO, R. C.; MORAES, G. J. Potencial de ácaros predadores no controle de moscas em agroecossistemas e em ambientes urbanos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA/ CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA. 26/10., 2016. Maceió, AL. **Anais ... Brasília: Embrapa**, 2016.

BARBOSA, M. F. C. et al. **Controle biológico com ácaros predadores e seu papel no manejo integrado de pragas**. 1ª ed. Engenheiro Coelho: Promip, 2017. 70p.

BEAULIEU, F. et al. Superorder Parasitiformes Reuter, 1909. In: ZHANG, Z. Q. **Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness**. Zootaxa, Auckland, v. 3148, p. 123-128, 2011.

BISSOLLI, G.; CORREIA, A. C. B.; BEZERRA, J. C. Seleção de fungos patogênicos para controle de larvas e pupas da mosca-das-frutas *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Científica**, Jaboticabal, v. 42, n. 4, p. 338–345, 2014.

CANAL D., N. A.; ZUCCHI, R. A. Parasitoides – Braconidae. In: MALAVASI A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 119-126.

CARVALHO, R. S.; NASCIMENTO, A. S. Criação e utilização de *Diachasmimorpha longicaudata* para controle biológico de mosca-das-frutas (Tephritidae). In: PARRA, J. R. P. et al. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. p. 165-179.

_____. NASCIMENTO, A. S.; MATRANGOLO, W. J. R. **Metodologia de criação do parasitoide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae)**. Cruz das Almas: EMBRAPACNPMPF, 16p. 1998. (Circular Técnica, 30)

_____. Avaliação das liberações inoculativas do parasitoide exótico *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) em pomar diversificado em Conceição do Almeida, BA. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 5, p. 799-805, 2005.

_____. Biocontrole de moscas-das-frutas: histórico, conceitos e estratégias. **Bahia Agrícola**. Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2006.5p. Circular Técnica 83.

_____. Biocontrole de moscas-das-frutas: histórico, conceitos e estratégias. **Bahia Agrícola**. Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2006.5p. Circular Técnica 83.

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

CASTILHO, R. C. et al. Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). **Biological Control**, Orlando, 48, n. 2, 164–167, 2009.

CASTILHO, R. C.; MORAES, G. J.; NARITA, J. P. Z. A new species of *Gamasiphis* (Acari: Ologamasidae) from Brazil, with a key to species from the Neotropical Region. **Zootaxa**, Auckland, v. 2452, p. 31-43, 2010.

_____. MORAES, G. J.; HALLIDAY, B. Catalogue of the mite family Rhodacaridae Oudemans, with notes on the classification of the Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa**, Auckland, v. 69, p. 1-69, 2012.

_____. VENANCIO, R.; NARITA, J.P.Z. 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, 2015. pp. 1-32.

CIOLA, F.; GAYET, J. **Mercado de fruticultura: Panorama do setor no Brasil**. [Brasília, DF]: Sebrae, 2015. 5 p. Disponível em: <<http://www.bibliotecas.sebrae.com.br>>. Acesso em: 20 de abril 2017.

DANIEL C, WYSS E. Susceptibility of different life stages of the European cherry fruit fly, *Rhagoletis cerasi*, to entomopathogenic fungi. **Journal of Applied Entomology**, Oxford, v. 133, n.6, p. 473-483, 2009.

DEBOUZIE, D. Biotic mortality factors in tephritidae populations. In: ROBINSON, A.S.; HOOPER, G. (eds). **Fruit flies, their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1989. p. 221-227.

DEMITE, P. R. et al. **Phytoseiidae Database**. 2016. Disponível em: <<http://www.lea.esalq.usp.br/phytoseiidae>>. Acesso em: 25 de junho de 2017.

DUARTE, A. F. **Ácaros edáficos (Acari: Mesostigmata) no Sul do Brasil e potencial de predação de algumas espécies**. 2016. 96 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade, área de concentração: Entomologia) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2016.

_____. et al. A new species of *Binodacarus* (Acari: Mesostigmata: Rhodacaridae), with a new characterization of the genus. **Systematic and Applied Acarology**, Londres, v. 21, n. 9, p. 1194-1201, 2016.

DUARTE, M. E. **Acarofauna plantícola e edáfica da cultura da cana-de-açúcar e de caboatã, em área de Mata Atlântica no Estado de Alagoas, Brasil**. 2013. 97 f. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Maceió, 2013.

EMBERSON, R. M. A reappraisal of some basal lineages of the family Macrochelidae, with the description of a new genus. **Zootaxa**, Auchland, v. 2501, p. 37-53, 2010.

EKESI, S.; DIMBI, S.; MANIANIA, N. K. The role of entomopathogenic fungi in the integrated management of fruit flies (Diptera: Tephritidae) with emphasis on species occurring in Africa. In: EKESI, S.; MANIANIA, N. K. **Use of entomopathogenic fungi in biological pest management**. Kerala: Trivandrum, 2007. pp. 239–274.

ESKAFI, F. M.; KOLBE, M. M. Predation on larval and pupal *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) by the ant *Solenopsis geminata* (Hymenoptera: Formicidae) and other predators in Guatemala. **Environmental Entomology**, Lanhan, v. 19, n.1, p. 148-153, 1990.

EVANGELOS, I. B. et al. Pathogenicity of three entomopathogenic fungi on pupae and adults of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Pest Science**, Berlin, v. 86, n. 2, p. 275-284, 2013.

FLORES, S. et al. Sterile males of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) as disseminators of *Beauveria bassiana* conidia for IPM strategies. **Biocontrol Science and Technology**, Londres, v. 23, p. 1186–1198, 2013.

FREIRE, R. A. P. et al. Biological control of *Bradysia matogrossensis* (Diptera: Sciaridae) in mushroom cultivation with predatory mites. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 42, n. 2, p. 87-93, 2007.

GARCIA, F. R. M. Fruit fly: Biological and ecological aspects. In: BANDEIRA, R.R. (ed). **Current Trends in Fruit Flies Control on Perennial Crops and Research Prospects**. Transworld Research Network; Kerala, India: 2009. pp. 1–35.

GAZIT, Y.; ROSSLER, Y.; GLAZER, I. Evaluation of entomopathogenic nematodes for the control of mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae). **Biocontrol Science and Technology**, Abingdon, v. 10, n. 2, p. 157-164, 2000.

GERSON, U.; SMILEY, R. L.; OCHOA, R. **Mites (Acari) for pest control**. Oxford: Blackwell Science, 2003. 539p.

GOBBI, P. C. Comportamento antipredação das moscas-das-frutas *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) e *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera:

Tephritidae) mediante *Euophrys sutrix* Holmberg, 1875 (Araneae: Salticidae). 2014. 58 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2014.

GODOY, M. J. S.; PACHECO, W.S.P.; MALAVASI, A. Moscas-dasfrutas quarentenárias para o Brasil. In: SILVA, R. A.; LEMOS, W. P.; ZUCCHI, R. A. (Eds.). **Moscas-das-frutas na Amazônia brasileira: diversidade, hospedeiros e inimigos naturais.** Macapá: Embrapa Amapá. 2011. 299p.

GUANILO, A.; CORDERO, J. Comportamiento depredador de *Macrocheles muscadomesticae* (Scopolo) (Acarina: Macrochelidae) sobre huevos de *Musca domestica* Linnaeus (Diptera: Muscidae). **Revista Peruana de Entomología**, Lima, v. 43, p. 137-142, 2003.

GUIMARÃES, J. A., DIAZ, N. B.; ZUCCHI, R. A. Parasitoides (Figitidae: Eucilinae). In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (eds.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil:** Conhecimento básico e aplicado. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000, 327p.

GREWAL, P. S.; DE NARDO, E. A. B.; AGUILLERA, M. M. Entomopathogenic nematodes: potential for exploration and use in South America. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 2, p. 191-205, 2001.

HALL, R. D. Mites of veterinary importance. In: WILLIAMS, R. E.; HALL, R. D.; BROCE, A. B.; SCHOLL, P. **Livestock entomology.** New York: Wiley Interscience, 1985. p. 151-181.

HERNÁNDEZ, A. F. et al. Toxic effects of pesticide mixtures at a molecular level: Their relevance to human health. **Toxicology**, Edimburgo, v. 10, n. 307, p. 136-145, 2013.

HERNANDEZ-ORTIZ, V.; GUILLÉN-AGUILAR, J.; LÓPEZ, L. Taxonomía e identificación de moscas de la fruta de importancia económica en América. In:

MONTOYA, P.; HERNÁNDEZ, E. **Moscas de la fruta:** fundamentos y procedimientos para su manejo. México, DF: IICA, 2010. p. 395.

HODGSON, P. J. et al. Depth of pupation and survival of fruit fly (*Anastrepha* spp.: Tephritidae) pupae in a range of agricultural habitats. **Environmental Entomology**, Lanhan, v. 27, p. 1310-1314, 1998.

HOFFMANN, R. B. et al. Diversidade da mesofauna edáfica como bioindicadora para o manejo de solo em Areia, Paraíba, Brasil. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 22, n. 3, p. 121-129, 2009.

KARG, W.; SCHORLEMMER, A. New insights into predatory mites (Acarina, Gamasina) from tropical rain forests with special reference to distribution and taxonomy. **Zoosystematics and Evolution**, Sofia, v. 85, n.1, p. 57–91, 2009.

_____. WALTER, D. E. **A Manual of Acarology**. 3^a.ed. Texas Tech University Press; Lubbock, Texas, 2009. p. 807.

LABORDA, R. et al. Susceptibility of the mediterranean fruit fly (*Ceratitidis capitata*) to entomopathogenic nematode *Steinernema* spp. ("Biorend C"). **Bulletin OILB/SROP**, v. 26, n. 6, p. 95-97, 2003.

LASAGNO, C.; MAGALHÃES, R. **Cenários prospectivos: a fruticultura brasileira em 2018**. [Brasília, DF]: Sebrae, 2016. 30 p. Disponível em: <www.sebraemercados.com.br/relatorio-cenario-da-fruticultura-brasileira-em-2018>. Acesso em: 31 maio 2017.

LEZAMA-GUTIÉRREZ, R. et al. Virulence of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) on *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae): laboratory and field trials. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 93, n.4, p. 1080-1084, 2000.

LINDEGREN, J. E.; WONG, T. T.; MCINNIS, D. O. Response of Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) to the entomogenous nematode *Steinernema feltiae* in field tests in Hawaii. **Environmental Entomology**, College Park, v. 19, n.2, p. 383-386, 1990.

LINDQUIST, E. E.; KRANTZ, G. W.; WALTER, D. E. Order Mesostigmata. In: KRANTZ, G. W. E WALTER, D. E. (eds). **A Manual of Acarology**, Third Edition. Lubbock: Texas Tech University Press, 2009. p. 124–232.

LIQUIDO, N. J.; SHINODA, L. A.; CUNNINGHAM, R.T. **Host plants of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae)**: an annotated world review. Lanham: Entomological Society of America, 1991. p. 52.

LIU, D. et al. Hotspots of new species discovery: new mite species described during 2007 to 2012. **Zootaxa**, Auckland, v. 3663, n. 1, p. 001–102, 2013.

MALAN, A. P.; MANRAKHAN, A. Susceptibility of the Mediterranean fruit fly (*Ceratitis capitata*) and the natal fruit fly (*Ceratitis rosa*) to entomopathogenic nematodes. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, v. 100, n. 01, p. 47-49, 2009.

MALAVASI, A.; VIRGÍNIO, J. F. **Biologia, monitoramento e controle: V curso internacional de capacitação em moscas-das-frutas**. 1ª Ed. Juazeiro: Moscamed. 2009. 96 p.

MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A.; SUGAYAMA, R. L. Biogeografia. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos, 2000. p. 93-98.

MARCHENKO, I. A new species of *Gamasiphis* Berlese (Acari: Ologamasidae) from North Asia, with a key to the Eurasian species. **Zootaxa**, Auckland, v. 3626, p. 381–390, 2013.

MEDEIROS, A.; OLIVEIRA, L.; GARCIA, P. Suitability as Medfly *Ceratitis capitata* (Diptera, Tephritidae) hosts, of seven fruit species growing on the Island of São Miguel, Azores. **Arquipélago. Life and Marine Sciences**, Açores, v.24, p.33-40, 2007.

MINEIRO, J. L. C.; MORAES, G. J. de. Gamasida (Arachnida: Acari) edáficos de Piracicaba, Estado de São Paulo. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 3, 379-385, 2001.

MONTOYA, P. et al. Biological Control of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in mango orchards through augmentative releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae). **Biological Control**, Orlando, v. 18, n.3, p. 216-224, 2000.

MORAES, G. J.; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de acarologia. Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil**. 1ª.ed. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 380p.

MOREIRA, G. F.; MORAES, G. J. de. The potential of free-living Laelapid mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: CARRILLO, D.; MORAES, G. J. de; PEÑA, J. E. (Eds.). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Cham: Springer International, 2015. p. 77-102.

MORELLI, R.; PARANHOS, B. J.; COSTA, M. L. Z. Eficiência de Etofenproxi e Acetamiprido no controle de mosca-do-mediterrâneo *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) em pomar de manga. **BioAssay**, Piracicaba, v. 7, n. 10, 2012.

NASCIMENTO, A. S.; CARVALHO, R. S. Moscas-das-Frutas no estado da Bahia. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**, Holos Editora, 2000. p. 235-239.

NAVA, D. E.; BOTTON, M. Bioecologia e controle de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* em pessegueiro. **Embrapa Clima Temperado**. Documentos 315. 2010. 29p.

NORRBOM, A. L. **Host plant database for *Anastrepha* and *Toxotrypana* (Diptera: Tephritidae: Toxotrypanini)**. The Diptera data dissemination disk, vol.2 (CD-Rom). 2004.

OLIVEIRA, D. C.; MORAES, G. J. Ácaros: uma importante ferramenta para o controle biológico. **Ciencia & Ambiente**, Santa Maria, v. 1, p. 37-54, 2011.

OLIVEIRA, P. C. C. et al. Efeito da idade das larvas de *Ceratitis capitata* (Wied.) sobre a qualidade biológica do parasitoide *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 81, n. 3, 2014.

OLIVEIRA, F. Q. et al. Determination of the median lethal concentration (LC50) of mycoinsecticides for the control of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Revista Colombiana de Entomologia**, Bogotá, v. 36, n. 2, p. 213-216, 2010.

OLIVEIRA, J. J. D. et al. Espécies e flutuação populacional de moscas-das-frutas em um pomar comercial de mangueira, no litoral do estado do Ceará. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 22, n. 1, p. 222-228, 2009.

OROÑO, L. E.; OVRUSKI, S. M. Presence of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) in a guild of parasitoids attacking *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) in northwestern Argentina. **Florida Entomologist**, Lutz, v. 90, n.2, p. 410-412, 2007.

ORTU, S.; COCCO, A.; DAU, R. Evaluation on the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* strain ATCC 74040 for the management of *Ceratitis capitata*. **Bulletin of Insectology**, Bologna, v. 62, n. 2, p. 245-252, 2009.

OVRUSKI, S. et al. Hymenopteran parasitoids on fruitinfesting Tephritidae (Diptera) in Latin America and the southern United States: Diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biological control. **Integrated Pest Management Reviews**, Londres, v.5, n.2, p.81-107, 2000.

OVRUSKI, S. M. et al. Occurrence of *Ceratitis capitata* and *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) on cultivated, exotic fruit species in the Highland Valleys of Tucuman in Northwest Argentina. **Florida Entomologist**, Lutz, v. 93, n. 2 p. 277-282, 2010.

PAPACHRISTOS, D. P.; PAPADOPOULOS, N. T.; NANOS, G. D. Survival and development of immature stages of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) in citrus fruit. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 101, n.3, p. 866-872, 2008.

PARANHOS, B. A. J. **Moscas-das-frutas que oferecem riscos à fruticultura brasileira**. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE VITIVINICULTURA, 1. FEIRA NACIONAL DA AGRICULTURA IRRIGADA - FENAGRI, 2008, Petrolina. Anais... Embrapa Semi-Árido, 2008. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br>>. Acesso em: 20 maio 2013.

POLETTI, M.; OMOTO, C. Susceptibility to deltamethrin in the predatory mites *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) populations in protected ornamental crops in Brazil. **Experimental and applied acarology**, Dordrecht, v. 58, n. 4, p. 385-393, 2012.

QUESADA-MORAGA, E.; RUIZ-GARCÍA, A.; SANTIAGO-ÁLVAREZ, C. Laboratory evaluation of entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* against puparia and adults of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 99, n. 6, p. 1955-1966, 2006.

_____. et al. Horizontal transmission of *Metarhizium anisopliae* among laboratory populations of *Ceratitis Capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). **Biological control**, Orlando, v. 47, p. 115-124, 2008.

RODRIGUES-BARRETO, N. T. **Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae) e seus parasitoides em goiaba e acerola nos Tabuleiros Litorâneos, em Parnaíba, Piauí,**

Brasil. 2010. 88p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal do Piauí, Teresina, 2010.

ROHDE, C. et al. Efeito de extratos vegetais aquosos sobre a mosca-das-frutas *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 80, n. 4, p. 407-415, 2013.

RAO, D.; DÍAZ-FLEISCHER, F. Characterisation of Predator-Directed Displays in Tephritid Flies. **Journal of Ethology**, Kyoto, v. 118, n. 12, p. 1165-1172, 2012.

RUEDA-RAMIREZ, D.; CASTILHO, R. C.; MORAES, G. J. Mites of the superfamily Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata) from Colombia, with a key for the world species of *Desectophis* Karg (Ologamasidae). **Zootaxa**, Auckland, v. 3734, p. 521–535, 2013.

SABEDOT-BORDIN, S. M., et al. Tefritídeos endófagos (Diptera: Tephritidae) associados à Asteraceae em Chapecó. **Revista Biotemas**, Santa Catarina, v. 24, n.1, p. 15-20. 2011.

SANTOS, J. C. **Ácaros (Arthropoda: Acari) edáficos do estado de Alagoas, com ênfase nos Mesostigmata**. 2013. 85 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, área de concentração: Entomologia) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2013.

_____. et al. A new species of *Hydrogamasellus* (Acari: Mesostigmata: Ologamasidae) from Brazil, with a key to the world species of the genus. **Zootaxa**, Auckland, v. 3718, n. 1, p. 81–88, 2013.

SANTOS, W. G. N. et al. Moscas-das-frutas em um pomar comercial de mangueira, no litoral do Rio Grande do Norte. **Agropecuária Científica no Semiárido**, Patos, v. 9, n. 1, p. 1-6, 2013.

SATO, M. E. et al. Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 42, n. 2, p. 107-120, 2007.

SILVA, E. S. **Ácaros (Arthropoda: Acari) edáficos da Mata Atlântica e Cerrado do Estado de São Paulo, com ênfase na superfamília Rhodacaroidea**. 2002. 100 f. Dissertação (Mestrado em Ciências, área de concentração: Entomologia). - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.

SILVA, J.G. et al. Diversity of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) and associated braconid parasitoids from native and exotic hosts in Southeastern Bahia, Brazil. **Environmental Entomology**, College Park, v. 39, n. 5, p. 1457-1465, 2010.

SOUZA-FILHO, M. F. et al. Infestation of *Dasiops friesenii* Norrbom & McAlpine (Diptera: Lonchaeidae) in passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA. 19., 2002. Manaus, AM. **Anais ...** Manaus: INPA/FUA, 2002.

SOUZA-PIMENTEL, G. C. et al. Biological control of *Tetranychus urticae* (Tetranychidae) on rosebushes using *Neoseiulus californicus* (Phytoseiidae) and agrochemical selectivity. **Revista Colombiana de Entomología**, Bogotá, v. 40, n.1, p. 80-84, 2014.

TOLEDO, J. et al. Horizontal transmission of *Beauveria bassiana* in *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) under laboratory and field cage conditions. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 100, n.2, p. 291–297, 2007.

WONG, T. T. Y. et al. Predation of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) by the Argentine ant (Hymenoptera: Formicidae) in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 77, n. 6, p. 1454-1458, 1984.

ZANARDI, O. Z. et al. Desenvolvimento e reprodução da mosca-do-mediterrâneo em caqui, macieira, pessegueiro e videira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 46, n. 7, p. 682-688, 2011.

ZHANG, Z-Q. Animal biodiversity: An introduction to higher-level classification and taxonomic richness. **Zootaxa**, Auckland, v. 3148, p. 7–12, 2011.

ZUCCHI, R. A. Taxonomia. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Ed.). **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil, conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. Cap. 1, p. 13-24.

_____. Mosca-do-mediterrâneo, *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 15-22.

_____. **Fruit flies in Brazil:** hosts and parasitoids of the Mediterranean fruit fly. Piracicaba: ESALQ, Departamento de Entomologia e Acarologia, 2012. Disponível em: <www.lea.esalq.usp.br/ceratidis>. Acesso em: 02 mar. 2017.

3 DUAS NOVAS ESPÉCIES DE *Afrodacarellus* (ACARI: MESOSTIGMATA: RHODACARIDAE) PARA O BRASIL COM UMA CHAVE DICOTÔMICA PARA TODAS AS ESPÉCIES DESTE GÊNERO

RESUMO

Na prospecção dos ácaros predadores edáficos do estado de Alagoas, foram encontradas duas novas espécies de *Afrodacarellus* Hurlbutt (Rhodacaridae), nomeadas como *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho e *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho. Estas são descritas neste trabalho com base na morfologia das fêmeas adultas. Uma chave para separação das fêmeas das 31 espécies mundialmente reconhecidas de *Afrodacarellus*, incluindo as espécies descritas no presente trabalho, também foi confeccionada.

Palavras-Chave: Ácaros edáficos. Rhodacaroidea. Taxonomia.

ABSTRACT

In the prospection of edaphic predatory mites in the state of Alagoas, two new species of *Afrodacarellus* Hurlbutt (Rhodacaridae) were found, namely *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho e *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho. These are here described based on the morphology of adult females. A key for the separation of females of the 31 recognizable world species of *Afrodacarellus* is provided, including the newly described species.

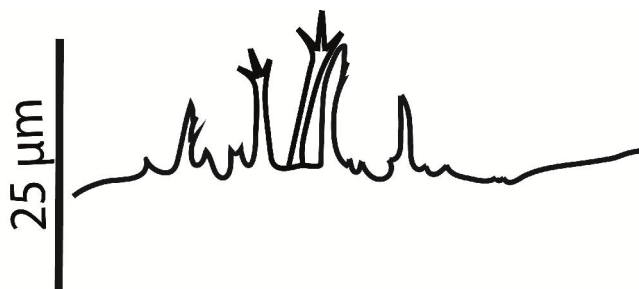
Keywords: Edaphic mites. Rhodacaroidea. Taxonomy.

3.1 INTRODUÇÃO

Os Rhodacaridae Oudemans constituem um grupo de ácaros encontrados no solo e em serrapilheira. As espécies deste grupo geralmente são relatadas como predadoras (WALTER et al., 1988; CASTILHO et al., 2009; CASTILHO et al., 2015). Esta família é relativamente pequena, com cerca de 155 espécies descritas. Destas, 31 espécies estão mundialmente reconhecidas em *Afrodacarellus* Hurlbutt, o gênero com maior diversidade (CASTILHO et al., 2012; ABO-SHNAF et al., 2013; RUEDA-RAMIREZ et al., 2013; CASTILHO et al., 2015; DUARTE et al., 2016).

Afrodacarellus foi estabelecido por Hurlbutt (1974) como um ramo de *Afrogamasellus* Loots & Ryke, em um extenso estudo das espécies da Tanzânia. As espécies tanzanianas foram separadas em dois grupos, um dos quais com epistoma contendo a extensão anteromediana trifurcada distalmente e mais longa que as demais (Fig. 3), escudo genital longo e estreito e seta posterolateral em forma de haste, seta da base do tarso I com pelo menos um terço tão longo quanto o segmento. Este grupo foi considerado como um novo gênero, classificado como *Afrodacarellus*. Uma caracterização completa do gênero foi escrita por Castilho et al. (2012).

Figura 1. Epistoma contendo uma extensão anteromediana trifurcada flanqueado por dois pares de extensões anterolaterais.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

A maioria das espécies de *Afrodacarellus* foi descrita da África (CASTILHO et al., 2012). As exceções são seis espécies descritas da América do Sul: três da Argentina (KARG, 1977; 1979), duas do Equador (KARG, 2003) e uma da Venezuela (KARG; SCHORLEMMER, 2009).

Recentemente, realizou-se uma pesquisa no estado de Alagoas para se prospectar os ácaros predadores edáficos. Neste estudo, objetivou-se descrever duas novas espécies

de *Afrodacarellus* encontradas nesta pesquisa, e elaborar uma chave dicotômica para ajudar a separação das espécies mundiais deste gênero.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

As amostras de serapilheira e solo foram coletadas em diferentes partes do estado de Alagoas. Estas foram levadas ao laboratório da Universidade Federal de Alagoas (*Campus Arapiraca*), onde os ácaros foram extraídos usando funis modificados tipo Berlese. Os ácaros Mesostigmata obtidos foram montados em meio de Hoyer, e depois identificadas às famílias. Os Rhodacaridae coletados foram observados em microscópios de contraste de fase (Leica, DMLB®) e de interferência (Nikon, eclipse 80i®) para comparar com as descrições originais e redescrições dos ácaros desta família. Dado que eles foram identificados como *Afrodacarellus*, mas não se enquadravam na descrição das espécies deste gênero, foram descritos como novas espécies.

As estruturas taxonomicamente relevantes foram ilustradas com o uso de uma câmera digital conectada ao microscópio de contraste de interferência e medidas com o uso de uma ocular graduada. A nomenclatura das setas baseia-se em Lindquist; Evans (1965), adaptada aos Rhodacaridae por Castilho; Moraes (2010). A quetotaxia das pernas foi baseada em Evans (1963). Para cada estrutura, a média e o intervalo correspondente (para medidas variáveis) são dados em micrômetros.

Este trabalho encontra-se publicado na revista Zootaxa.

3.3 RESULTADOS

Gênero *Afrodacarellus* Hurlbutt, 1974

Afrodacarellus Hurlbutt, 1974: 589.

Espécie tipo: *Afrodacarellus femoratus* Hurlbutt, 1974, por designação original. *Afrogamasellus* (*Foliogamasellus*) Karg, 1977: 345 [Sinonimizado por Castilho et al. 2012].

Espécie tipo: *Afrogamasellus camaxiloensis* Loots, 1969, por designação original.

Afrogamasellus (*Foliogamasellus*) Karg, 2003: 26; Karg; Schorlemmer, 2009: 65.

Afrogamasellus (*Latogamasellus*) Karg, 1977: 345 [Sinonimizado por Castilho *et al.* 2012].

Espécie tipo: *Afrogamasellus squamosus* Karg, 1977, por designação original.

Afrogamasellus (*Latogamasellus*) Karg, 2003: 26; Karg & Schorlemmer, 2009: 65.

Latogamasellus Antony, 1986: 126.

Afrodacarellus alagoensis Santos & Castilho

Diagnose (fêmea adulta).

Extensão anteromediana do epistoma flanqueada por dois pares de extensões anterolaterais; escudo opistonotal com 19 pares de setas simples (*R5* ausente); comprimento da seta *J2*, pelo menos a distância entre sua base e a base de *J3*; comprimento de seta *J4* pelo menos 1,3 vezes a distância entre sua base e a base de *J5*; sem placas laterais ao escudo genital; escudo ventrianal com seis pares de setas (incluindo *Jv1*), além das setas circunanaís; cutícula não esclerotizada na lateral do escudo ventrianal com dois pares de setas (*Jv4* e *Jv5*); com um par redondo (contendo uma estrutura semelhante a um poro) e um par alongado de placas metapodais, não fundidos com escudo ventrianal.

Fêmea adulta (Fig. 2–12) – Cinco espécimes medidos.

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera com 20 (20-22) de comprimento, com cinco dentes além do dente apical e um *pilus dentilis* setiforme (Fig. 2); dígito móvel da quelícera com 24 (23-25) de comprimento, com três dentes além do dente apical; lirifissuras antiaxiais e dorsais, bem como seta dorsal distintas, esta última pequena e grossa. Processo artrodial da quelícera em forma de escova. Número de setas do palpo (trocânter a tarso): 2-5-6-14-15; setas *al* do fêmur do palpo, *al1* e *al2* do gêno do palpo distintamente mais grossas que as outras setas dos respectivos segmentos (Fig. 3) (*al2* marcadamente mais ventral e ligeiramente posterior a *al1*); apotele trifurcada. Extensão anteromediana do epistoma flanqueada por dois pares de extensões anterolaterais e poucos denticulos irregulares, a extensão interior ligeiramente mais curta do que a mediana e ligeiramente mais longa que a externa, ambas com variações na região distal

(afiladas, arredondadas ou expandidas, lisas ou denticuladas) (Fig. 4). Deutosterno delimitado por linhas laterais, com oito linhas transversais, a mais basal lisa e as outras com 4-6 denticulos cada (Fig. 5), com linhas não denticuladas localizadas lateralmente ao deutosterno, entre a primeira e a terceira linhas mais basais. Mala interna indistinta. Cornículos em forma de chifres, cerca de duas vezes mais longos que a sua largura basal. Seta *h3* em linha longitudinal com *h1* e em linha transversal e medial a *h2*. Medidas das setas: *h1* 10 (8-10), *h2* 9 (8-11), *h3* 6 (5-7), *sc* 11 (10-11). Todas as setas são aciculadas e lisas.

Dorso do idiossoma (Fig. 6). Idiossoma 260 (255-273) de comprimento e 136 (125-158) de largura no nível mais largo. Escudos podonotal e opistonotal separados. Escudo podonotal liso, com exceção de poucas linhas laterais de *j6* e *z5*, e uma linha paralela à margem posterior, que delimita uma faixa posterior estreita e lisa; com uma faixa marginal delineada contendo as inserções de *j1*, *z1*, *r2*, *r3*, *r5* e *r6*; 130 (125-135) de comprimento e 129 (126-134) de largura no nível mais largo; com 22 pares de setas (*j1-j6*, *z1-z6*, *s1-s6*, *r2*, *r3*, *r5* e *r6*), quatro pares de lirifissuras distinguíveis, um par de poros e dois pares de escleronódulos entre *j5* e *j6*. Cutícula não esclerotizada ao longo das margens laterais do escudo podonotal com um par de setas (*r4*). Escudo opistonotal reticulado, com uma linha paralela à margem anterior que delimita uma banda anterior estreita e lisa; com uma faixa marginal delineada contendo as inserções de *R1-R4*; 129 (118-138) de comprimento e 111 (108-119) de largura no nível mais largo; com 19 pares de setas (*J1-J5*, *Z1-Z5*, *S1-S5* e *R1-R4*), onze pares de distinguíveis lirifissuras e um par de poros. Cutícula não esclerotizada ao longo de margens laterais de escudo opistonotal com um par de lirifissuras distinguíveis. Medidas das setas: *j1* 9 (7-10), *j2* 13 (12-14), *j3* 16 (15-17), *j4* 17 (16-17), *j5* 16 (15-17), *j6* 16 (16-17); *z1* 6 (5-7), *z2* 14 (9-16), *z3* 16 (14-18), *z4* 17 (16-18), *z5* 20 (18-21), *z6* 21 (20-21); *s1* 6 (5-7), *s2* 11 (9-16), *s3* 17 (16-17), *s4* 21 (20-22), *s5* 23 (20-26), *s6* 24 (22-25); *r2* 23 (21-26), *r3* 16 (15-17), *r4* 7 (6-9), *r5* 19 (15-21), *r6* 21 (20-22); *J1* 29 (27-30), *J2* 29 (27-30), *J3* 27 (25-30), *J4* 30 (26-32), *J5* 28 (27-30); *Z1* 31 (30-33), *Z2* 32 (30-35), *Z3* 32 (30-33), *Z4* 30 (26-35), *Z5* 24 (20-26); *S1* 31 (30-32), *S2* 31 (30-32), *S3* 31 (30-33), *S4* 30 (30-32), *S5* 27 (25-30); *R1* 24 (21-25), *R2* 24 (23-25), *R3* 22 (21-22), *R4* 24 (23-25). Todas as setas do idiossoma dorsal aciculadas e lisas, *r6* distintamente mais grossa. A maioria das setas podonotais são menores do que a distância de suas bases e as bases das setas

subsequentes da mesma série; setas opistonotais, pelo menos a distância entre sua base e a base das setas subsequentes da mesma série.

Ventre do idiossoma (Fig. 7). Base do tritosterno com 10 de comprimento e 6 (5-7) de largura (Fig. 8); lacínias 37 (30-40) de comprimento, separadas por cerca de 50% de seu comprimento total, pilosas na região bifurcada. Escudo esternal reticulado lateralmente e liso na região central; região anterior ao primeiro par de lirifissuras (*iv1*) levemente esclerotizada e punctada; margem posterior côncava; aproximadamente 63 (61-65) de comprimento do centro da margem anterior da região punctada e ligeiramente esclerotizada ao centro da margem posterior e 57 (55-59) de largura entre as coxas II e III; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras; seta *st1* inserida na região punctada e ligeiramente esclerotizada do escudo esternal. Secção discreta da placa endopodal arqueada, prolongando-se da região posterior da coxa III até a região média da coxa IV. Escudo genital reticulado e com uma banda puncada ao longo da margem posterior; estendendo-se posteriormente atrás das coxas IV; sem placas laterais ao escudo genital; distância entre *st5-st5* 32 (31-34). Lirifissura *iv5* na cutícula não esclerotizada, posterolateral a *st5*. Escudo ventrianal reticulado; exceto por uma faixa lisa delgada ao longo da margem anterior; 103 (98-112) de comprimento e 99 (95-102) de largura no nível mais largo; com seis pares de setas (*Jv1-Jv3*, *Zv1-Zv3*). Cutícula não esclerotizada ao longo da margem lateral do escudo ventrianal com dois pares de setas (*Jv4* e *Jv5*) e dois pares distinguíveis de lirifissuras. Peritrema se estendendo à região posterior da coxa II (*r3*). Placa peritremática estreita, fundida anteriormente ao escudo dorsal ao nível de *r2*, estendendo-se posteriormente como uma faixa estreita atrás da coxa IV; lirifissura e poro ao lado de coxa III e lirifissuras e poro atrás do estigma indistintos. Placa exopodal fragmentada em placas subtriangulares entre as coxas II-III e III-IV. Com um par arredondado e um par alongado de placas metapodais, o primeiro traz uma estrutura semelhante a um poro. Medidas das setas: *st1* 14 (12-15), *st2* 12 (11-14), *st3* 11 (11-12), *st4* 11 (11-12), *st5* 12 (11-12), *Jv1* 14 (13-15), *Jv2* 15 (14-17), *Jv3* 23 (21-25), *Jv4* 28 (26-30), *Jv5* 28 (27-31), *Zv1* 13 (12-15), *Zv2* 12 (11-13), *Zv3* 11 (10-12), para-anal 20 (18-21), pós-anal 24 (23-26). Todas as setas são lisas e aciculadas, distalmente exceto *Zv2* e *Zv3* que são bifurcadas distalmente.

Espermateca. Indistinta.

Pernas. (Figs 9–12). Comprimentos: I - 228 (213-243), II - 162 (143-173), III - 133 (130-135), IV - 174 (170-176). Quetotaxia: I (Fig. 9) - coxa 0 - 0/2, 0/0 - 0, trocânter 1 - 0/1, 1 / 2- 1, fêmur 2 - 3/1, 2/3 - 2, gêno 2 - 3/2, 3/1 - 2, tibia 2 - 3/2, 3/2 - 2; II (Fig. 10) - coxa 0 - 0/1, 0/1 - 0, trocânter 1 - 0/1, 0/2 - 1, fêmur 2 - 3/1, 2/2 - 1, gêno 2 - 3/1, 2 / 1 - 2, tibia 2 - 2/1, 2/1 - 2; III (Fig. 11) - coxa 0 - 0/1, 0/1 - 0, trocânter 1 - 1/1, 0/2 - 0, fêmur 1 - 2/1, 1/0 - 1, gêno 2 - 2/1, 2/1 - 1, tibia 2 - 1/1, 2/1 - 1; IV (Fig. 12) - coxa 0 - 0/1, 0/0 - 0, trocânter 1 - 1/1, 0/2 - 0, fêmur 1 - 2/1, 2/0 - 0, gêno 2 - 2/1, 3/1 - 1, tibia 2 - 1/1, 3/1 - 2; Tarsos II-IV: 18, 18, 17. Seta *al2* do fêmur II pequena e grossa. Várias setas dos tarsos II e III, *ad2* e *pd1* do fêmur IV, distintamente mais grossas do que as outras setas dos mesmos segmentos. Seta *pd3* da basitarso IV distintamente mais longa que as outras setas basitarsais. Pretarsos I ausente; pré-tarsos II-IV semelhantes em forma e comprimento, cada um com um par de garras fortemente esclerotizadas e pulvilos arredondados.

Macho adulto. Desconhecido.

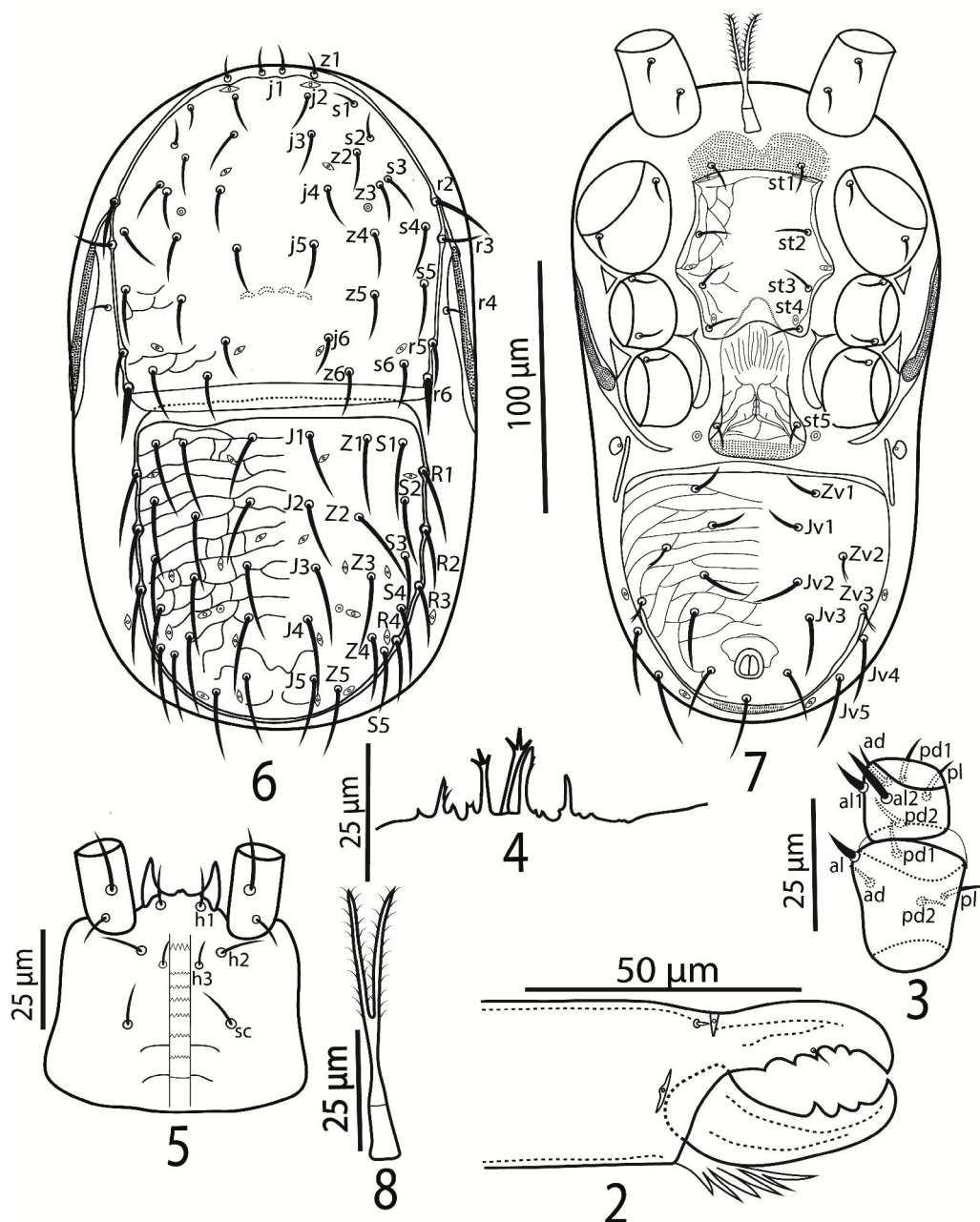
Material examinado. Holótipo fêmea coletado em solo na base de *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir (Fabaceae) em Arapiraca, estado de Alagoas, Brasil, em 24 de março de 2012; um parátipo fêmea coletado em solo na base de *Cupania oblongifolia* Mart. (Sapindaceae) em Teotônio Vilela, estado de Alagoas, em 8 de agosto de 2012; três parátipos fêmeas coletados em solo na base de *Tapirira guianensis* Aublet (Anacardiaceae) em Teotônio Vilela, estado de Alagoas, em 15 de novembro de 2011. Tipos coletados por M.E. Duarte e J.C. Santos, depositados na Coleção de Referência de ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, São Paulo.

Etimologia. O nome específico *alagoensis* é derivado de Alagoas, o estado onde os espécimes tipo foram coletados.

Observações. *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho é mais similar a *Afrodacarellus minutus* Hurlbutt, 1974, *Afrodacarellus poci* Hurlbutt, 1974 e *Afrodacarellus msituni* Hurlbutt, 1974. As fêmeas da nova espécie diferem destas por

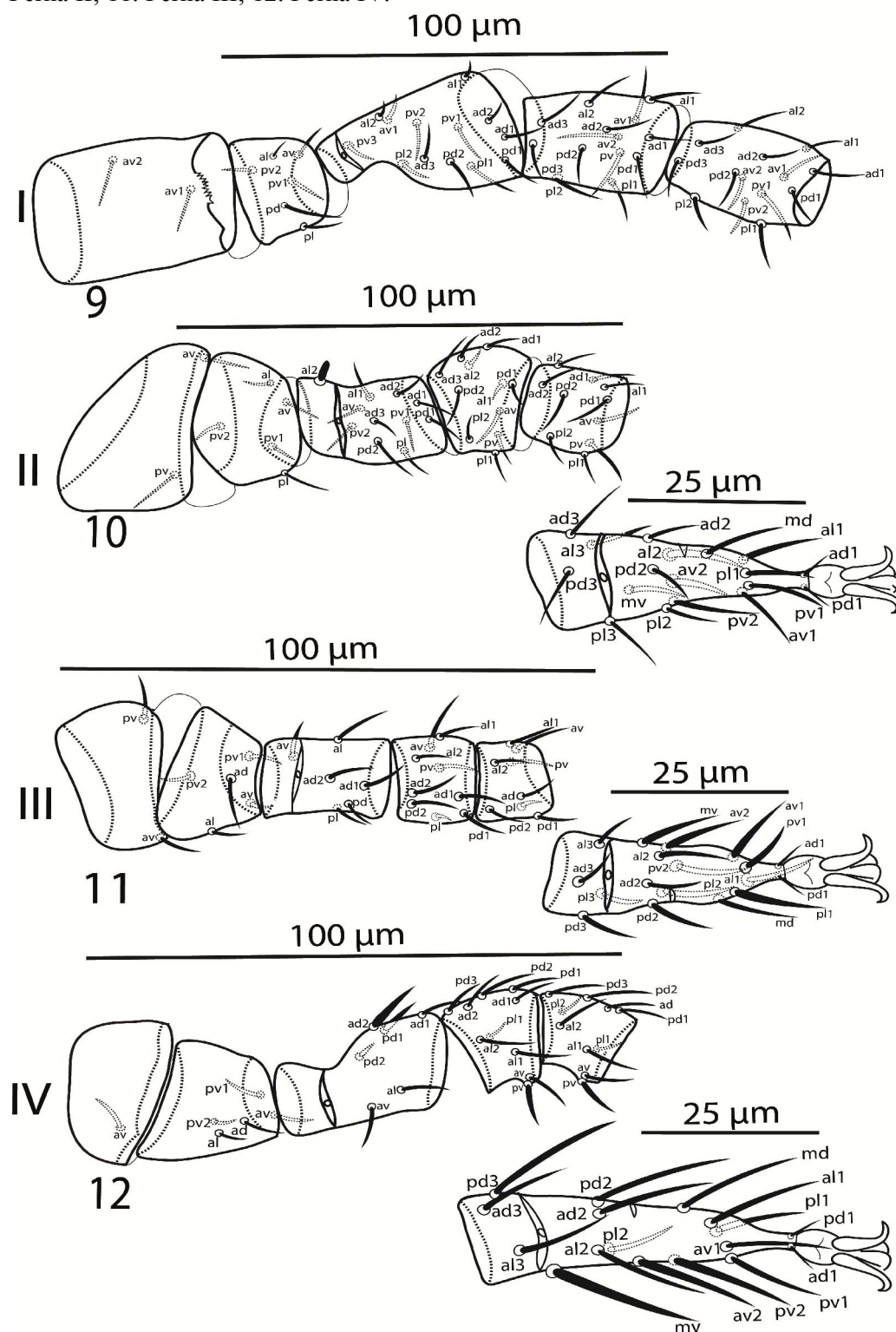
ter dois pares de setas opistogástricas fora do escudo ventrianal. Escudo externo reticulado e 19 pares de setas opistonotais (*R5* ausente).

Figuras 2–8. *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho Fêmea. 2. Quelícera; 3. Fêmur e gêno do palpo; 4. Epistoma; 5. Hipostômio e trocâter do palpo; 6. Vista dorsal do idiossoma; 7. Vista ventral do idiossoma; 8. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

Figuras 9–12. *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho. Fêmea. 9. Perna I; 10. Perna II; 11. Perna III; 12. Perna IV.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

Diagnose (fêmea adulta).

A região anterior do epistoma ligeiramente acuminada, denticulada, com dentículo médio ligeiramente mais longo do que os demais; escudo podonotal liso na região central; escudo opistonotal com 20 pares de setas lisas e sem banda punctada ao longo da margem anterior; seta *J2* no máximo 0,8 vezes a distância entre sua base e a base de *J3*; seta *J4* no máximo 0,7 vezes a distância entre sua base e a base de *J5*; deutosterno estreito (distância *h3-h3* cerca de três vezes o comprimento da linha deutosternal transversal distal); sem placas laterais ao lado do escudo genital; escudo ventrianal com cinco pares de setas (incluindo *Jv1*), além das setas circumanaís; cada lado com uma plaqueta metapodal arredondada e uma alongada, a primeira posterior à extremidade anterior da segunda.

Fêmea adulta (Fig. 13–23) – Cinco espécimes medidos.

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera 25 (24-25) de comprimento, com cinco dentes além do dente apical e um discreto *pilus dentilis* setiforme (Fig. 13); dígito móvel da quelícera 25 (24-25) de comprimento, com dois dentes além do dente apical; lirifissuras antiaxial e dorsal, bem como seta dorsal distinta. Processo artrodial da quelícera em forma de escova. Número de setas do palpo (trocânter a tarso): 2-5-6-14-15; setas *al1* e *al2* do gêno do palpo espatuladas e lisas (Fig. 14) (*al2* marcadamente mais ventral e apenas ligeiramente posterior a *al1*); apotele trifurcada. A região anterior do epistoma levemente acuminado, com margem denticulada, dentículo médio ligeiramente maior que os outros dentículos (Fig. 15). Deutosterno estreito, distância *h3-h3* cerca de três vezes o comprimento da linha deutosternal transversal distal), delimitado por linhas laterais, com oito linhas transversais (Fig. 16), cada uma com 3-4 dentículos. Com quatro pares de linhas não denticuladas localizadas lateralmente ao deutosterno, no nível da quarta, sexta, sétima e oitava linhas deutosternais transversais. Mala interna fimbriada, separada uma da outra, mais curta do que os cornículos, estes em forma de chifres, cerca de três vezes mais longos que a sua largura basal. Seta *h3* em linha

longitudinal com $h1$ e em linha transversal e medial a $h2$. Medidas das setas: $h1$ 15 (10-16), $h2$ 10 (8-12), $h3$ 7 (6-9), sc 11 (11-12); Todas as setas são aciculadas e lisas.

Dorso do idiossoma (Fig. 17). Idiossoma 289 (285-296) de comprimento e 168 (153-188) de largura no nível mais largo. Os escudos podonotal e opistonotal separados. O escudo podonotal reticulado lateralmente e liso na região central, sem linha transversal paralela próximo à margem posterior; com uma faixa marginal delineada contendo as inserções de $j1$, $z1$, $r2$, $r3$, $r5$ e $r6$; 130 (127-133) de comprimento e 142 (140-145) de largura no nível mais largo; com 22 pares de setas ($j1-j6$, $z1-z6$, $s1-s6$, $r2$, $r3$, $r5$ e $r6$), quatro pares de lirifissuras distinguíveis, três pares de poros e dois pares de esclerônodos entre $j5$ e $j6$. Cutícula não esclerotizada ao longo das margens laterais do escudo podonotal com um par de setas ($r4$). Escudo opistonotal reticulado e com uma linha transversal paralela à margem anterior que delimita uma faixa anterior estreita e lisa sobre a maior parte de sua superfície; com uma faixa marginal delineada contendo as inserções de $Z5$, $S5$ e $R1-R5$; 145 (140-152) de comprimento e 120 (118-125) de largura no nível mais largo; com 20 pares de setas ($J1-J5$, $Z1-Z5$, $S1-S5$ e $R1-R5$), dez pares de lirifissuras distinguíveis e dois pares de poros. Medidas das setas: $j1$ 11 (10-12), $j2$ 10 (9-11), $j3$ 9 (8-9), $j4$ 10 (8-10), $j5$ 8 (7-10), $j6$ 9 (7-10); $z1$ 5 (4-6), $z2$ 11 (9-11), $z3$ 10 (9-12), $z4$ 10 (9-10), $z5$ 9 (8-11), $z6$ 9 (8-10); $s1$ 9 (8-9), $s2$ 9 (6-9), $s3$ 11 (10-12), $s4$ 11 (10-12), $s5$ 11 (10-12), $s6$ 10 (7-11); $r2$ 13 (10-14), $r3$ 14 (12-15), $r4$ 7 (6-9), $r5$ 10 (7-10), $r6$ 13 (11-15); $J1$ 8 (8-10), $J2$ 8 (8-9), $J3$ 8 (7-9), $J4$ 9 (8-9), $J5$ 10 (9-12); $Z1$ 9 (8-10), $Z2$ 9 (8-10), $Z3$ 10 (9-11), $Z4$ 11 (10-12), $Z5$ 14 (12-16); $S1$ 8 (7-10), $S2$ 8 (7-9), $S3$ 10 (10-11), $S4$ 11 (10-12), $S5$ 14 (13-16); $R1$ 9 (8-10), $R2$ 10 (9-10), $R3$ 10 (9-12), $R4$ 12 (11-13), $R5$ 12 (11-15). Todas as setas aciculadas e lisas e muito mais curtas do que a distância entre suas bases e as bases das setas subsequentes da mesma série.

Ventre do idiossoma (Fig. 18). Base de tritosterno 10 (9-10) de comprimento e 7 (6-7) de largura aproximadamente (Fig. 19); lacínias 35 (30-43), separadas por cerca de 70% de seu comprimento total, pilosas na região dividida. O escudo esternal reticulado lateralmente e liso na região central; margem posterior ligeiramente côncava; região anterior ao primeiro par de lirifissuras ($iv1$) levemente esclerotizada e punctada; aproximadamente 70 (69-75) de comprimento do centro da margem anterior da região punctada e ligeiramente esclerotizada ao centro da margem posterior e 60 (55-65) de largura entre as coxas II e III; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras; seta

st1 inserida na região bem esclerótica do escudo esternal. Secção discreta da placa endopodal arqueada, que se estende desde a região posterior da coxa III até a região posterior da coxa IV. Escudo genital reticulado e uma área punctada ao longo da margem posterior; estendendo-se posteriormente atrás das coxas IV; sem placas laterais ao escudo genital; distância entre *st5-st5* 45 (43-46). Lirifissura *iv5* na cutícula não esclerotizada, lateral a *st5*. Escudo ventrianal reticulado, com exceção de uma faixa lisa ao longo da margem anterior, 104 (102-108) de comprimento e 90 (70-98) de largura no nível mais largo; com cinco pares de setas (*Jv1-Jv3*, *Zv1* e *Zv2*), além das setas circumanaís e um par de lirifissuras marginais. Cutícula não esclerotizada ao longo das margens laterais do escudo ventrianal com dois pares de setas (*Jv4* e *Jv5*) e dois pares de lirifissuras distinguíveis. Peritrema se estendendo até a região posterior da coxa II (região entre *r2* e *r3*). Placa peritremática estreita, fundida anteriormente ao escudo dorsal no nível de *r2*; estendendo-se posteriormente por uma faixa estreita atrás da coxa IV; com uma lirifissura e um poro distinguível ao lado da coxa III, e com duas lirifissuras e um poro atrás do estigma. Placa exopodal fragmentada em placas subtriangulares entre coxas II-III e III-IV. Com um par arredondado e um par alongado de placas metapodais, o primeiro com um poro e posterior à extremidade anterior do último. Medidas das setas: *st1* 15 (14-15), *st2* 14 (12-15), *st3* 13 (12-15), *st4* 12 (11-14), *st5* 14 (13-15); *Jv1* 12 (12-13), *Jv2* 14 (12-15), *Jv3* 13 (12-15), *Jv5* 15 (12-16); *Zv1* 11 (10-12), *Zv2* 12 (11-12), *Zv3* 11 (10-11), para-anal 15 (14-16), pós-anal 17 (15-19). Todas são aciculadas e lisas.

Espermateca. Indistinta.

Pernas. (Figs 20–23). Comprimentos: I – 260 (248–298); II – 175 (163–188); III – 143 (130–145); IV – 198 (198–200). Quetotaxia: I (Fig. 20) – coxa 0 - 0/2, 0/0 - 0, trocânter 1 - 0/1, 1/2 - 1, fêmur 2 - 3/1, 2/3 - 2, gêno 2 - 3/2, 3/1 - 2, tíbia 2 - 3/2, 3/2 - 2; II (Fig. 21) - coxa 0 - 0/1, 0/1 - 0, trocânter 1 - 0/1, 0/2 - 1, fêmur 2 - 3/1, 2/2 - 1, gêno 2 - 3/1, 2/1 - 2, tíbia 2 - 2/1, 2/1 - 2; III (Fig. 22) - coxa 0 - 0/1, 0/1 - 0, trocânter 1 - 1/1, 0/2 - 0, fêmur 1 - 2/1, 1/0 - 1, gêno 2 - 2/1, 2/1 - 1, tíbia 2 - 1/1, 2/1 - 1; IV (Fig. 23) - coxa 0 - 0/1, 0/0 - 0, trocânter 1 - 1/1, 0/2 - 0, fêmur 1 - 2/1, 2/0 - 0, gêno 2 - 2/1, 3/1 - 1, tíbia 2 - 1/1, 3/1 - 2; tarsos II-IV: 18, 18, 17. Setas *av2* do tarso II, *pv2* do tarso III, *pv* do gêno e tíbia IV, e *pv2* do tarso IV diferem das outras setas dos mesmos segmentos por serem divididas distalmente. Seta *av* do gêno II discretamente serreada. Pré-tarso I ausente;

pré-tarso II-IV semelhantes em forma e comprimento, cada um com um par de garras fortemente esclerotizadas e pulvilos arredondados.

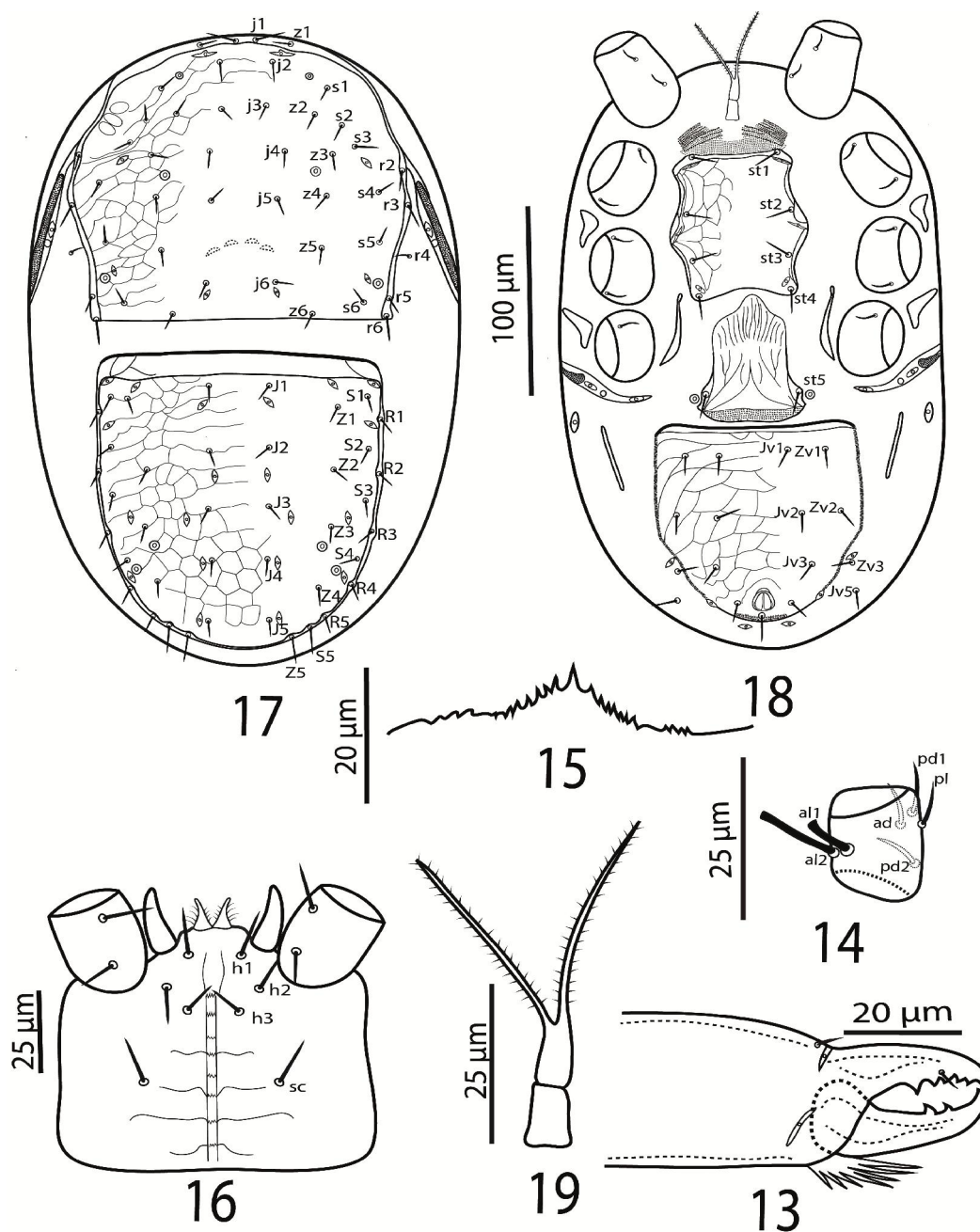
Macho adulto. Não encontrado.

Material examinado. Uma fêmea coletada em solo na base de *Byrsonima crispera* Juss. (Malpighiaceae) (09°23'740"S e 36°37'794"W), em 1 de julho de 2013; quatro fêmeas coletadas em solo na base de *Spondias purpurea* L. (Anacardiaceae) (09°22'929"S e 36°37'751"W), em 7 de maio e 27 de julho de 2013, todos em Palmeira dos Índios, Alagoas, Brasil. Todos os espécimes foram coletados por M.D. Santos, depositados na Coleção de Referência de ácaros do Departamento de Entomologia e Acarologia da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, São Paulo.

Etimologia. O nome específico *xucurukariri* é o nome de uma tribo indígena brasileira do estado de Alagoas.

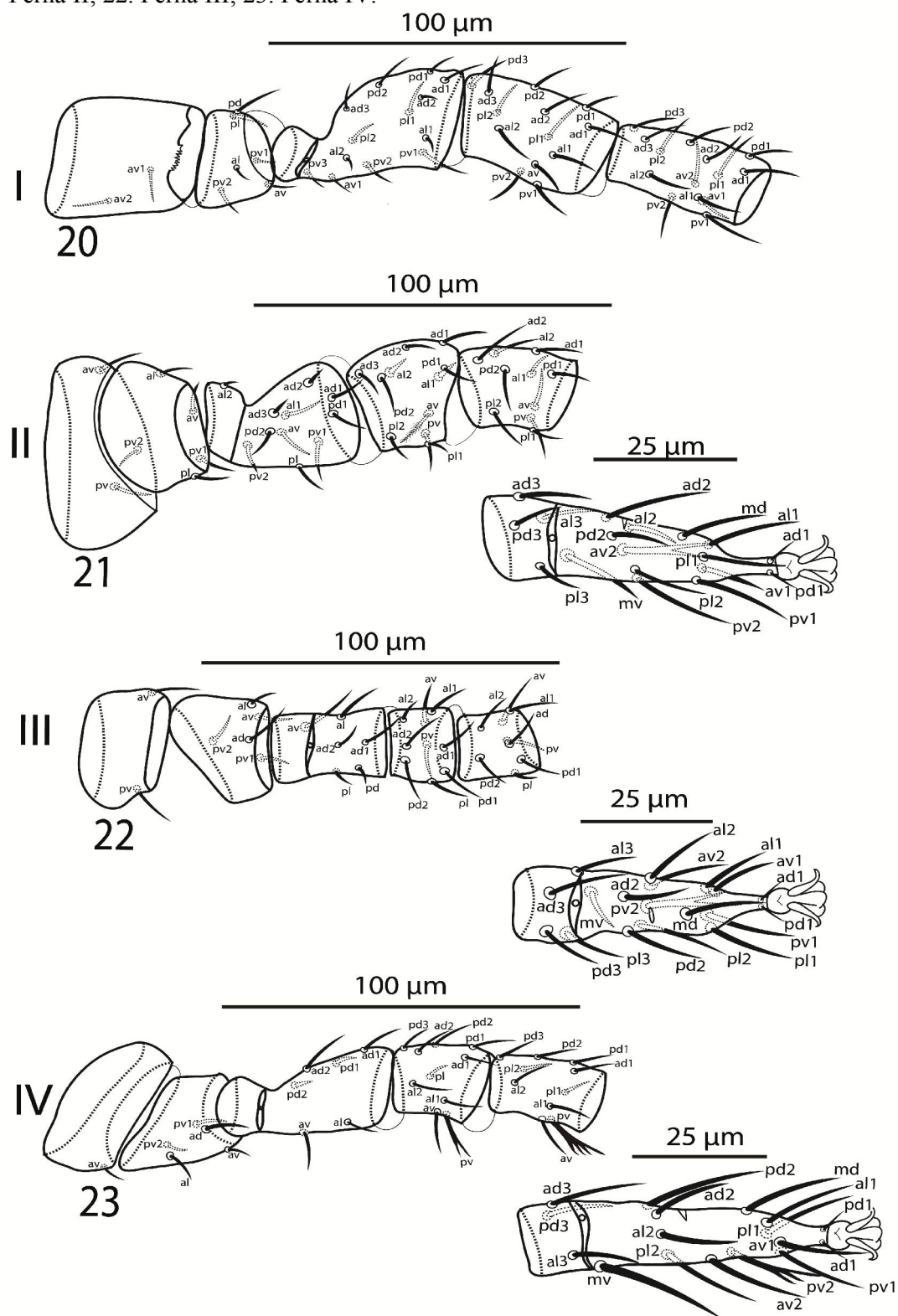
Observações: *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho é mais similar a *Afrodacarellus myersi* Loots, 1969, mas as fêmeas desta última espécie diferem por serem cerca de 50% menores e com a maior parte das setas dos escudos dorsais proporcionalmente menores; por ter um deutosterno mais largo (distância *h3-h3* cerca de duas vezes o comprimento da linha transversal distal), em cada lado placas metapodais arredondada e alongada em linha e setas *av2* do tarso II, *pv2* do tarso III e *pv2* do tarso IV não divididas.

Figuras 13–19. *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho Fêmea. 13. Quelícera; 14. Gêno do palpo; 15. Epistoma; 16. Hipostômio e trocânter do palpo; 17. Vista dorsal do idiosoma; 18. Vista ventral do idiosoma; 19. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

Figuras 20–23. *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho Fêmea. 20. Perna I; 21. Perna II; 22. Perna III; 23. Perna IV.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

3.3.1 Chave para as espécies mundiais de *Afrodacarellus*, com base em fêmeas adultas

A chave aqui apresentada é uma atualização da chave fornecida por Hurlbutt (1974), com a inclusão das espécies descritas após essa publicação e de espécies transferidas para esse gênero por Castilho et al. (2012). Além das novas espécies aqui descritas e de *Afrodacarellus citri* (Loots, 1969), relatado anteriormente no Brasil (CASTILHO; MORAES, 2010), esta chave foi preparada com base apenas nas informações da literatura. Estes fatores certamente são uma limitação da chave, uma vez que as descrições podem, em alguns casos, não serem suficientemente precisas. Assim, os caracteres mais propensos a variações intra-específicas foram evitados nesta chave.

Afrodacarellus succinctus (Berlese, 1916) não foi incluído na chave por causa de informação insuficiente sobre esta espécie na literatura.

1. Escudo ventrianal com quatro pares de setas opistogástricas, além das setas circumanaís; setas dos escudos dorsais bipilosas
..... *Afrodacarellus bipilosus* (Karg, 1979); Argentina
- 1'. escudo ventrianal com mais de quatro pares de setas opistogástricas, além das setas circumanaís; setas dos escudos dorsais não bipilosas 2
2. Seta *Jv1* fora do escudo ventrianal (mas ao lado da margem anterior)
..... *Afrodacarellus euungulae* (Karg, 2003); Equador
- 2'. Seta *Jv1* dentro do escudo ventrianal 3
3. Primeiros dois pares de setas ventrianais em linha transversal 4
- 3'. Primeiros dois pares de setas ventrianais não estão em linha transversal (segundo par de setas no escudo ventrianal posterior ao primeiro) 8
4. Margem anterior do epistoma com uma projeção mediana semelhante a um espinho, sem extensões laterais; dígito móvel da quelícera com dois dentes 5
- 4'. Margem anterior do epistoma com três projeções relativamente alongadas e denticuladas; dígito movel da quelícera com cinco dentes 6
5. Distância *h3-h3* cerca de duas vezes o comprimento da linha transversal distal; Placas metapodais arredondadas e alongadas de cada lado em linha; *Av2* de tarso II, *pv2* de tarso III e *pv2* de tarso IV não divididas
..... *Afrodacarellus myersi* (Loots, 1969); África do Sul

- 5'. Distância $h3-h3$ cerca de três vezes o comprimento da linha transversal distal; placa metapodal arredondada lateral a extremidade anterior da placa metapodal alongada; $Av2$ do tarso II, $pv2$ de tarso III e $pv2$ de tarso IV bi e trifurcadas distalmente
 *Afrodacarellus xucurukariri* Santos & Castilho, 2017; Brasil
6. Setas das séries J , Z e S , respectivamente, com cerca de 20, 30 e 30 μm de comprimento; com um único par de placas metapodais alongadas
 *Afrodacarellus furculatus* (Karg, 1979); Argentina
- 6'. Setas da série J , Z e S com cerca de 13-22 μm de comprimento; com um par de placa alongada e um par elipsoidais a arredondados de placas metapodais 7
7. Escudo podonotal com 22 pares de setas ($s1$ e $r1$ ausentes); escudo opistonotal imbricado; escudo esternal reticulado
 *Afrodacarellus squamosus* (Karg, 1977); Argentina
- 7'. Escudo podonotal com 23 pares de setas ($r1$ ausente); escudo opistonotal reticulado; escudo esternal liso
 *Afrodacarellus unospinae* (Karg, 2003); Equador
8. Margem anterior do epistoma com projeção mediana em forma de espinho 9
- 8'. Margem anterior de epistoma com projeção mediana expandida distalmente 12
9. Com um par de placas subtriangulares relativamente grandes lateral ao escudo genital
 *Afrodacarellus citri* (Loots, 1969); África do Sul
- 9' Sem um par de placas subtriangulares relativamente grandes lateral ao escudo genital10
10. Margem anterior do epistoma ao lado da projeção anteromediana com um par de projeções laterais semelhantes; escudo ventrianal oval, sem mergens anterolaterais distintas *Afrodacarellus lubalensis* (Loots, 1969); Angola
- 10'. Margem anterior do epistoma ao lado da projeção mediana apenas com denticulos; escudo ventrianal subpentagonal, com margens anterolaterais distintas 11
11. Base da extensão anteromediana do epistoma estreita (comprimento da relação: largura basal cerca de 5:1); em cada lado, placas metapodais arredondadaa laterais as placas metapodais alongadas *Afrodacarellus mongii* (Hurlbutt, 1974); Tanzânia
- 11'. Base da extensão anteromediana do epistoma ampla (comprimento da relação: largura basal cerca de 1:1); em cada lado, placas metapodais arredondadas em linha com a placa metapodal alongada *Afrodacarellus bakeri* (Hurlbutt, 1974); Tanzânia

12. Escudo opistonotal liso	13
12'. Escudo opistonotal reticulado	14
13. Escudo opistonotal com depressão atrás de J4; escudo ventrianal reticulado.....	<i>Afrodacarellus pili Hurlbutt, 1974</i> ; Tanzânia
13'. Escudo opistonotal sem depressão atrás de J4; escudo ventrianal liso	<i>Afrodacarellus longipodus Hurlbutt, 1974</i> ; Tanzânia
14. Com um único par de pequenas placas metapodais arredondadas	15
14'. Com um par alongado e um elipsoidal a arredondado de placas metapodais, que podem ser fundidas entre si ou não	17
15. Margem anterior do escudo esternal côncava; margem anterior do epistoma com um par de projeções laterais curtas (quase metade da extensão média) separadas umas das outras por uma distância correspondente ao dobro do seu comprimento	<i>Afrodacarellus lunguensis (Ryke & Loots, 1966)</i> ; Congo
15'. Margem anterior do escudo esternal em linha reta; margem anterior do epistoma denticulada, com dentículos de comprimento uniforme e distintamente menor do que metade do comprimento da projeção média; se um par de dentículos for ligeiramente mais longo do que outros, os primeiros estão juntos	16
16. Com um par de processos hipostomais em forma de esporão posterolateral a <i>sc</i>	<i>Afrodacarellus leleupi (Ryke & Loots, 1966)</i> ; Congo
16'. Sem processos hipostomais em forma de esporão	<i>Afrodacarellus kivuensis (Ryke & Loots, 1966)</i> ; Congo
17. A maior parte das setas dos escudos dorsais ligeiramente espatulada	<i>Afrodacarellus reticulatus (Loots, 1969)</i> ; Angola
17'. Setas dos escudos dorsais não espatuladas	18
18. Placas metapodais fundidas	19
18'. Placas metapodais separadas	20
19. Escudo opistonotal parcialmente reticulado; com cinco pares de setas opistogástricas no escudo ventrianal, em adição às setas circumanaís (Zv3 fora do escudo)	<i>Afrodacarellus machadoi (Loots, 1969)</i> ; Angola
19'. Escudo opistonotal com linhas transversais (exceto por pequenas linhas diagonais); com seis pares de setas opistogástricas no escudo ventrianal, em adição às setas circumanaís (Zv3 no escudo)	<i>Afrodacarellus filofissus (Karg & Schorlemmer, 2009)</i> ; Venezuela

20. Setas $J1$ e $J2$ são distintamente mais curtas do que a distância entre suas bases e as bases de $J2$ e $J3$, respectivamente 21
- 20'. Setas $J1$ e $J2$ pelo menos tão longas quanto a distância entre suas bases e as bases de $J2$ e $J3$, respectivamente 26
21. Escudo podonotal extensivamente reticulado 22
- 21'. Escudo podonotal no máximo com pouca reticulação próximo às regiões posterolaterais 23
22. Margem anterior da parte bem esclerotizada do escudo esternal côncava; com duas linhas conspicuas que começam perto do centro da margem anterior do escudo e que correm para trás, desviando-se abruptamente lateralmente atrás de $st2$
..... *Afrodacarellus concavus* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 22'. Margem anterior da parte bem esclerotizada do escudo esternal reta; sem essa linha
..... *Afrodacarellus ruwenzoriensis* (Loots, 1969); Uganda
23. Basitarso IV com quatro setas ($p/3$ presente)
..... *Afrodacarellus camaxiloensis* (Loots, 1969); Angola
- 23'. Basitarso IV com três setas ($p/3$ ausente) 24
24. Seta $J3$ maior que a distância entre sua base e a base de $J4$; $J1$ com $4/5$ entre a distância de sua base e a base de $J2$
..... *Afrodacarellus mossi* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 24'. Seta $J3$ menor que a distância entre sua base e a base de $J4$; $J1$ menos que $2/3$, entre sua distância sua base e a base de $J2$ 25
25. Fêmur IV com sete setas, incluindo duas setas ventrais; escudo ventrianal com seis pares de setas
..... *Afrodacarellus ngorongoroensis* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 25'. Fêmur IV com seis setas; escudo ventrianal com cinco pares de setas
..... *Afrodacarellus femoratus* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
26. Seta $pd2$ do tarso III dividida distalmente; escleronódulos atrás do nível de $z5$
..... *Afrodacarellus novembus* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 26'. Seta $pd2$ de tarso III não dividida distalmente; escleronódulos em linha transversal com $z5$ 27
27. Extensão anteromediana do epistoma mais de três vezes tão longa quanto as projeções laterais; escudo podonotal com pequenas punctações
..... *Afrodacarellus poci* Hurlbutt, 1974; Tanzânia

- 27'. Extensões laterais menos da metade do comprimento da extensão anteromediana; escudo podonotal liso 28
28. Linhas laterais ao deutosterno no nível entre a sexta e sétima linhas deutosternais transversais denticuladas; extensões adjacentes à extensão anteromediana do epistoma pelo menos três vezes mais longas que as extensões laterais
..... *Afrodacarellus lupangaensis* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 28'. Linhas laterais do deutosterno no nível entre a sexta e a sétima linhas transversais deutosternais lisas; extensões adjacentes à extensão anteromediana do epistoma não mais do que duas vezes o comprimento das extensões laterais 29
29. Escudo podonotal com 20 pares de setas (*R5* presente); setas *Zv2* e *Zv3* distalmente divididas; escudo esternal totalmente liso
..... *Afrodacarellus minutus* Hurlbutt, 1974; Tanzânia
- 29'. Escudo podonotal com 19 pares de setas (*R5* ausente); setas *Zv2* e *Zv3* distalmente divididas ou não; escudo esternal reticulado lateralmente e liso centralmente 30
30. Com oito setas opistogástricas, duas delas fora do escudo ventrianal; setas *Zv2* e *Zv3* divididas distalmente *Afrodacarellus alagoensis* Santos & Castilho, 2017; Brasil
- 30'. Com sete setas opistogástricas, uma delas fora do escudo ventrianal; setas *Zv2* e *Zv3* não divididas distalmente
..... *Afrodacarellus msituni* Hurlbutt, 1974; Tanzânia

3.4 DISCUSSÃO

Karg (1977) desconsiderou a descrição de *Afrodacarellus* por Hurlbutt (1974) e dividiu *Afrogamasellus* (incluindo as espécies que foram transferidas pelo último autor para *Afrodacarellus*) em quatro subgêneros, nomeando-os em *Afrogamasellus* (*Podalogamasellus*), *Afrogamasellus* (*Jugulogamasellus*), *Afrogamasellus* (*Foliogamasellus*) e *Afrogamasellus* (*Latogamasellus*). Os dois primeiros subgêneros referiam-se verdadeiramente a *Afrogamasellus*, mas os outros foram sinonimizados por Castilho et al. (2012) em *Afrodacarellus*.

A aceitação dos dois últimos subgêneros não é considerada apropriada na presente publicação, porque não foram adequadamente caracterizadas nas descrições originais. Uma das características diagnósticas proposta por Karg (1977) para separar os

subgêneros, a inserção de *st1*, não foi adequada devido à variação contínua entre dois extremos: distintamente inserida na área punctada anterior ao escudo esclerotizado [típico de *Afrogamasellus* (*Foliogamasellus*)] e distintamente inserida no escudo esclerotizado [típico de *Afrogamasellus* (*Latogamasellus*)]. Em várias espécies de *Afrodacarellus*, *st1* está muito próxima da margem anterior esclerotizada do escudo esternal (dentro ou fora), dificultando sua classificação no nível subgenérico.

Em adição, outra característica utilizada por Karg (1977) para separar os subgêneros, foi a forma do epistoma, indicada inadequadamente. O autor mencionou *Afrogamasellus* (*Foliogamasellus*) por ter um "epistoma complexo, com extensão anteromediana frequentemente em forma de folha". A descrição original da espécie tipo deste subgênero, *A. camaxiloensis*, é composta por cinco extensões anteriores, cuja mediana é distalmente ampliada e denticulada. Exceto por *A. citri*, todas as outras espécies incluídas por Karg (1977) naquele subgênero têm extensão anteromediana similar, mais o número de outras extensões laterais é bastante variável, algumas não tendo nenhuma. Várias espécies com *st1* na área esclerotizada do escudo esternal têm epistoma com uma única extensão anteromediana (embora com margens anterolaterais denticuladas) ou extensão anteromediana acuminada. Ao caracterizar *Afrogamasellus* (*Latogamasellus*), Karg (1977) mencionou o epistoma por ter 1-3 extensões, sem especificar a forma da extensão mediana. As espécies incluídas pelo autor neste subgênero incluem *A. squamosus*, espécie tipo, cuja extensão média é semelhante à das espécies tipo de *Afrogamasellus* (*Foliogamasellus*).

3.5 REFERÊNCIAS

ABO-SHNAF, R.I.A., CASTILHO, R.C.; MORAES, G.J. Two new species of Rhodacaridae (Acari: Mesostigmata) from Egypt and a key to the species of the family from the Mediterranean region. **Zootaxa**, Auckland, v. 3718, n.1, p. 28–38, 2013.

ANTONY, L.M.M.K.d'A. (1986) **A Phylogenetic Analysis of the Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata)**. 1986. 262 p. Dissertation (Doctor of Philosophy). The Ohio State University, Columbus, USA. 1986.

BERLESE, A. Centuria seconda di Acari nuovi. **Redia**, Florença, v. 12, 125–177, 1916.

- CASTILHO, R. C.; MORAES, G. J. Rhodacaridae mites (Acari: Mesostigmata: Rhodacaroidae) from the state of São Paulo, Brazil, with descriptions of a new genus and three new species. **International Journal of Acarology**, Oak Park, v. 36, n.5, p. 387–398, 2010.
- CASTILHO, R. C., MORAES, G. J.; HALLIDAY, B. Catalogue of the mite family Rhodacaridae Oudemans, with notes on the classification of the Rhodacaroidae (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa**, Auckland, v. 69, p. 1–69, 2012.
- CASTILHO, R. C., VENANCIO, R.; NARITA, J. P. Z. Mesostigmata as biological control agents, with emphasis on Rhodacaroidae 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, 2015. pp. 1–31.
- CASTILHO, R. C. et al. Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). **Biological Control**, Orlando, v. 48, n. 2, p. 164–167, 2009.
- DUARTE, A. F. et al. A new species of *Binodacarus* (Acari: Mesostigmata: Rhodacaridae), with a new characterization of the genus. **Systematic and Applied Acarology**, Londres, v. 21, n. 9, p. 1194–1201, 2016.
- EVANS, G. O. Observations on the chaetotaxy of the legs in the free-living Gamasina (Acari: Mesostigmata). **Bulletin of the British Museum of Natural History**, Londres, v. 10, p. 275–303, 1963.
- HURLBUTT, H. W. The *Afrogamasellus* Loots & Ryke and *Afrodacarellus* n. gen. (Acarina: Rhodacaridae) of Tanzania. **Acarologia**, Paris, v. 15, n. 4, p. 565–615, 1974.
- KARG, W. Zur Kenntnis einiger Milbengattungen der Rhodacaridae Oudemans, 1902 (Acarina, Parasitiformes). Teil 1. **Zoologische Jahrbucher, Abteilung fur Systematik, Oekologie und Geographie der Tiere**, Jena, v. 104, p. 327–351, 1977.
- KARG, W. Zur Kenntnis einiger Milbengattungen der Rhodacaridae Oudemans, 1902 (Acarina, Parasitiformes). Teil 2. **Zoologische Jahrbucher, Abteilung fur Systematik, Oekologie und Geographie der Tiere**, Jena, v. 106, p. 197–213, 1979.
- KARG, W. Die Raubmilbengattungen *Afrogamasellus* Loots et Ryke und *Oloopticus* Karg mit zwei neuen Arten - Ein Beitrag zur Evolution der Bodenmilben (Acarina,

Gamasina). **Abhandlungen und Berichte des NaturkundemuseumsGörlitz**, Görlitz, v. 75, p. 23–33, 2003.

KARG, W.; SCHORLEMMER, A. New insights into predatory mites (Acarina, Gamasina) from tropical rain forests with special reference to distribution and taxonomy. **Zoosystematics and Evolution**, Sofia, v. 85, n. 1, p. 57–91, 2009.

LINDQUIST, E. E.; EVANS, G. O. 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**, Ottawa, v. 97, n. 47, p. 5–66, 1965.

LOOTS, G. C. The *tetrastigma* species group of the genus *Afrogamasellus* (Acari: Rhodacaridae) from Central Africa. **Revue de Zoologie et de Botanique Africaines**, Tervuren, v. 79, n. 3-4, p. 359–385, 1969.

RUEDA-RAMIREZ, D., CASTILHO, R. C.; MORAES, G. J. Mites of the superfamily Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata) from Colombia, with a key for the world species of *Desectophis* Karg (Ologamasidae). **Zootaxa**, Auckland, v. 3734, p. 521–535, 2013.

WALTER, D. E., HUNT, H. W.; ELLIOTT, E. T. Guilds or functional groups? An analysis of predatory arthropods from a shortgrass steppe soil. **Pedobiologia**, New York, v. 31, n. 3, p. 247–260, 1988.

4 UM NOVO GÊNERO E UMA NOVA ESPÉCIE DE RHODACAROIDEA (ACARI: MESOSTIGMATA) COM CARACTERÍSTICAS DE OLOGAMASIDAE E RHODACARIDAE

RESUMO

Um novo gênero e uma nova espécie de Rhodacaridae são descritos a partir de fêmeas e machos adultos coletadas no Nordeste do Brasil. Assemelha-se a outros rodocarídeos pela presença de quatro escleronódulos entre *j*5 e *j*6, linhas transversais paralelas à margem posterior do escudo podonotal e à margem anterior do escudo opistonotal. Difere dos típicos Rhodacaridae por não ter bandas punctadas ao longo da margem posterior dos escudos podonotal e genital, margem anterior dos escudos opistonotal e esternal, bem como por ter dois pares de placas pré-esternais.

Palavras-chave: Ácaros edáficos. Predador. Taxonomia.

ABSTRACT

A new genus and a new species of Rhodacaridae are described from adult females and males collected in Northeast Brazil. It resembles other rhodacarids for the presence of four scleronoduli between *j*5 and *j*6, transverse lines parallel to posterior margin of podonotal shield and parallel to the anterior margin of the opisthonotal shield. It differs from the typical Rhodacaridae for not having punctate bands along the posterior margin of the podonotal and the genital shields, anterior margin of opisthonotal and sternal shields, as well as for having two pairs of pre-sternal platelets.

Keywords: Edaphic mites. Predator. Taxonomy.

4.1 INTRODUÇÃO

Ologamasidae e Rhodacaridae são duas das maiores famílias de Rhodacaroidea, uma superfamília caracterizada por Castilho et al. (2012), como tendo apotele trifurcado, *st4* no escudo esternal, escudo genital com um par de setas e separado do escudo ventrianal que tem 1-9 pares de setas pré-anais. Estes autores mencionaram algumas exceções a essas características dentro da superfamília, nenhuma das quais se referindo a Ologamasidae ou Rhodacaridae. Sourassou et al. (2015) concluíram que a colocação de *st4* pode não ser uma característica suficiente para suportar a colocação de gêneros em famílias diferentes, ao perceber a colocação de uma espécie de Rhodacaridae (gênero *Protogamasellopsis* Evans & Purvis) como um clado contendo espécies da família Ascidae sensu stricto (Lindquist et al., 2009). No entanto, na mesma publicação, os Ologamasidae e outras espécies de Rhodacaridae constituíram um clado por si só.

Ologamasidae e Rhodacaridae foram separados uns dos outros com base principalmente na fusão de escudos podonotais e opistononais (fundidos em muitos Ologamasidae e em Rhodacaridae fundido apenas em *Afrogamasellus luberoensis* Loots), presença de escleronódulos (geralmente ausente em Ologamasidae e presente em Rhodacaridae) e presença de bandas punctadas de tegumento pontual (ausente em Ologamasidae, geralmente presente em Rhodacaridae).

Em levantamentos realizados no Nordeste do Brasil foi observada a ocorrência de ácaros que apresentam características tanto de Rhodacaridae, quanto de Ologamasidae. Morfologicamente estes ácaros que representam um novo gênero são mais próximos a Rhodacaridae e por esta razão serão provisoriamente inseridos nesta família. Dessa forma, objetivou-se com este trabalho descrever dois novo táxons (novo gênero e uma nova espécie) a partir de ácaros adultos de ambos os sexos.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

As amostras de solo e serrapilheira foram coletadas em um fragmento natural de Mata Atlântica em Teotônio Vilela (9°51'54 "S, 36°20'01" W), estado de Alagoas, Brasil. Estas foram encaminhadas ao laboratório da Universidade Federal de Alagoas

(*Campus Arapiraca*), onde os ácaros foram extraídos usando funis modificados tipo Berlese.

Os ácaros mesostigmatídeos extraídos foram montados em meio de Hoyer e observados em microscópio com contraste de fase para separação em superfamílias e famílias (Lindquist et al., 2009). Os Rhodacaridae foram então identificados para gêneros, com base principalmente nos trabalhos de Castilho et al. (2012, 2016). Parte dos espécimes coletados não se encaixaram em nenhum dos gêneros de Rhodacaridae descritos, sendo então descrito como um novo gênero e uma nova espécie.

Para a descrição dos novos táxons, as estruturas taxonomicamente relevantes foram ilustradas usando uma câmera digital conectada a um microscópio de contraste de fase (Leica, DMLB®) e de interferência (Nikon, eclipse 80i®); as fotos foram processadas com um tablet digital, usando o programa Adobe Illustrator®. As medições foram realizadas com o pacote de software NIS vs. 3.2®, que processa imagens obtidas com a câmera digital. Todas as medidas são dadas em micrometros; cada medição consiste na média do número de indivíduos indicado, seguido (entre parênteses) pelo respectivo intervalo. Em alguns casos não houve variação na média e nos intervalos correspondentes.

A nomenclatura das setas baseia-se em Lindquist e Evans (1965) e Duarte et al. (2016). A quetotaxia das pernas é baseada em Evans (1963a) e Lee (1970), e a quetotaxia do palpo é baseado em Evans (1963b).

4.3 RESULTADOS

Novo gênero

Espécie tipo: sp.1 n. gen. n. sp.

Diagnoses.

Fêmea adulta - Dígitos móveis e fixos da quelícera com seis e doze dentes, respectivamente. Seta *h3* em linha longitudinal com *h1* e em linha transversal e medial a *h2*. Escudo podonotal sem banda punctada ao longo da margem posterior; com *j1* e *z1*

próximo à margem anterior; sem linha transversal entre as setas *j4* e *j5* e com quatro escleronódulos entre *j5* e *j6*. Escudo opistonotal sem banda puncada ao longo da margem anterior e com menos setas dorsais do que outros rodacarídeos. Com dois pares de placas pré-esternais. Escudo esternal mais longo do que largo, com margem anterior distinta e quase reta. Escudo ventrianal com uma faixa marginal delgada e punctada (indistinto em algumas espécies). Peritrema estendendo-se anteriormente ao nível de coxa II (entre *r2* e *r3*). Placa peritremática estreita, fundida anteriormente ao escudo podonotal e prolongando-se posteriormente como uma faixa diagonal estreita até o nível da margem posterior da coxa IV. Pretarsos I ausente. Seta *p13* de tarso IV presente.

Macho adulto - Escudo ventrianal com uma área punctada entre *Jv2* e *Jv3*; com seis pares de setas pré-anais. Peritrema como na fêmea. Com uma estrutura ventral semelhante a um esporão no fêmur II (ocupando a mesma posição da seta *av* na fêmea adulta) e *pv1* e *pv2* no gêmeo II e *av* na tíbia II mais grossas do que as outras setas dos mesmos segmentos, respectivamente.

Observações. Este novo gênero se encaixa no conceito atual de Rhodacaroida, especialmente por ter a seta *st4* inserida no escudo esternal, os escudos genital e ventrianal são separados e tíbia III e gêmeo e tíbia IV com duas setas anterolaterais (*al1* e *al2*) (Lindquist et al., 2009). Dentro desta superfamília, assemelha-se principalmente à Rhodacaridae e Ologamasidae, especialmente por ter apotele trifurcada; escleronódulos presente; linhas transversais paralelas à margem posterior do escudo podonotal e anterior do escudo opistonotal, genu e tíbia I, genu e tíbia IV com 13, 14, 10 e 10 setas, respectivamente. No entanto, a colocação em uma dessas famílias é prejudicada pela falta de autapomorfias distintivas.

Assemelha-se a Rhodacaridae principalmente por ter esclerenódulos no escudo podonotal entre *j5* e *j6*, embora em alguns gêneros de Ologamasidae (cerca de 20% de *Gamasellus* Berlese e 20% das espécies de *Rhodacaroides* Willmann) também terem escleronódulos. Assemelha-se a Ologamasidae por ter uma seta no gêmeo do palpo terminando em várias projeções (não relatado em Rhodacaridae) e placas pré-esternais, mas estas foram relatadas em Rhodacaridae (*Afrogamasellus* Loots & Ryke, *Paragamasellevans* Loots & Ryke e *Rhodacaropsis* Willmann). Também se assemelha a Ologamasidae por não ter bandas punctadas distintas nas margens posteriores do

escudo podonotal e esternal e na margem anterior do escudo opistonotal. Esta característica também é observada em alguns Rhodacaridae (*Rhodacaropsis* Willmann, alguns *Afrodacarellus* Hurlbutt, *Afrogamasellus* Loots & Ryke e *Rhodacarellus* Willmann). Ainda assim, apesar da falta de esclerotização e bandas punctadas, estão presentes as linhas transversais na margem posterior do escudo podonotal e na margem anterior do escudo opistonotal. Portanto, devido a essa combinação de características, o novo gênero é colocado provisoriamente em Rhodacaridae.

Fêmeas e machos adultos do novo gênero são distintos de todos os outros gêneros de Rhodacaridae por ter uma linha transversal entre $j1$ e $j2$, e por ter apenas nove pares de setas no escudo opistonotal.

n. gen. n. sp.

Diagnoses (Fêmeas e machos adultos). Esta espécie é distinta de outros rodacarídeos pela combinação de caracteres dados no diagnóstico do gênero.

Fêmea adulta (Fig. 24–30) – Cinco espécimes medidos.

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera 86 (83-88) de comprimento, com doze dentes além do dente apical (o mais basal distintamente maior do que os outros) e um *pilus dentilis* setiforme (Fig. 24); dígito móvel da quelícera 88 (83-95) de comprimento, com seis dentes além do dente apical; processo artrodial da quelícera semelhante a uma coroa franjada; lirifissuras antiaxial e dorsal, bem como seta dorsal distinta. Número de setas do palpo (trocâter a tarso): 2-5-6-14-15; todas aciculadas e lisas, exceto $v2$ do trocâter (mais grossa), fêmur ($d2$ e $d3$, ambas mais grossas, a última pelo menos duas vezes maior que a primeira), gêno $al1$ (terminando em dez projeções) e $al2$ (espatulada) (Fig. 25); apotele trifurcada. Epistoma com extensão anteromediana com ponta afiada, flanqueada por um par de extensões similares mais curtas (ocasionalmente uma delas distalmente dividida), por sua vez, flanqueada por um par de estruturas em forma de espinhos (Fig. 26). Região deutosternal não delimitada por linhas laterais distintas, com sete (ocasionalmente seis) linhas transversais cada uma com dez (linha mais proximal) a 34 (linha mais distal) (Fig. 27); com pequenas linhas transversais lisas laterais ao deutosterno. Mala interna distintamente separada uma da outra e com margens laterais fimbriadas. Cornículos em forma de chifres, cerca de duas vezes mais longos que a sua

largura basal. Seta *h3* em linha longitudinal com *h1* e em linha transversal e medial a *h2*. Medidas das setas: *h1* 24 (20-25), *h2* 17 (14-20), *h3* 19 (17-21), *sc* 19 (17-20). Todas as setas são aciculadas e lisas.

Dorso do idiossoma (Fig. 28). Idiossoma 401 (370-475) de comprimento e 256 (230-303) de largura no nível mais largo. Escudos podonotal e opistonotal separados. Escudo podonotal 200 (188-215) comprimento e 219 (195-228) de largura no nível mais largo; liso, com exceção de uma linha transversal anterior a *j2*, uma linha sigmoide entre *j4* e *z4* e poucas estrias transversais posterior a *j6*; com uma faixa marginal delineada; com 18 pares de setas (*j1-j6*, *z1*, *z3-z6*, *s1-s6*, *r2* e *r3*; *z2*, *r1*, *r5* e *r6* ausentes), quatro pares de lirifissuras distinguíveis (uma das quais, na margem próxima a *s4*, ampliada), dois pares de poros distinguíveis e quatro escleronódulos em *j5* e *j6*. Cutícula não esclerotizada ao longo das margens laterais do escudo podonotal com um par de setas (*r4*). Escudo opistonotal 123 (110-135) de comprimento e 136 (125-148) de largura no nível mais largo; liso, com duas linhas paralelas à margem anterior que delimitam uma faixa anterior estreita e lisa; com nove pares de setas (*J1-J5* e *Z1-Z4*), 12 pares de lirifissuras distinguíveis e um par de poros distinguíveis. Cutícula não esclerotizada ao longo do escudo opistonotal com quatro pares de setas (*Z5*, *S1*, *S3* e *S4*, *S2*, *S5* e *R1-R5* ausentes). Medidas das setas: *j1* 17 (16-19), *j2* 16 (14-19), *j3* 23 (20-25), *j4* 23 (20-25), *j5* 22 (20-25), *j6* 21 (19-22), *z1* 24 (21-30), *z3* 20 (17-21), *z4* 22 (21-23), *z5* 22 (20-23), *z6* 23 (21-26), *s1* 16 (14-16), *s2* 27 (25-30), *s3* 25 (20-30), *s4* 19 (16-22), *s5* 25 (23-29), *s6* 19 (15-21), *r2* 28 (24-30), *r3* 35 (30-40), *r4* 15 (12-20), *J1* 23 (20-27), *J2* 22 (21-25), *J3* 20 (19-21), *J4* 22 (20-25), *J5* 32 (29-33), *Z1* 22 (20-24), *Z2* 20 (17-25), *Z3* 19 (17-22), *Z4* 20 (14-25), *Z5* 31 (30-32), *S1* 14 (12-16), *S3* 14 (13-15), *S4* 21 (20-22); todas as setas são aciculadas e lisas (Fig. 8), raramente com *z6*, *s6*, *J5*, *Z2*, *Z4*, *Z5*, *S1*, *S3* e *S4* levemente pilosas.

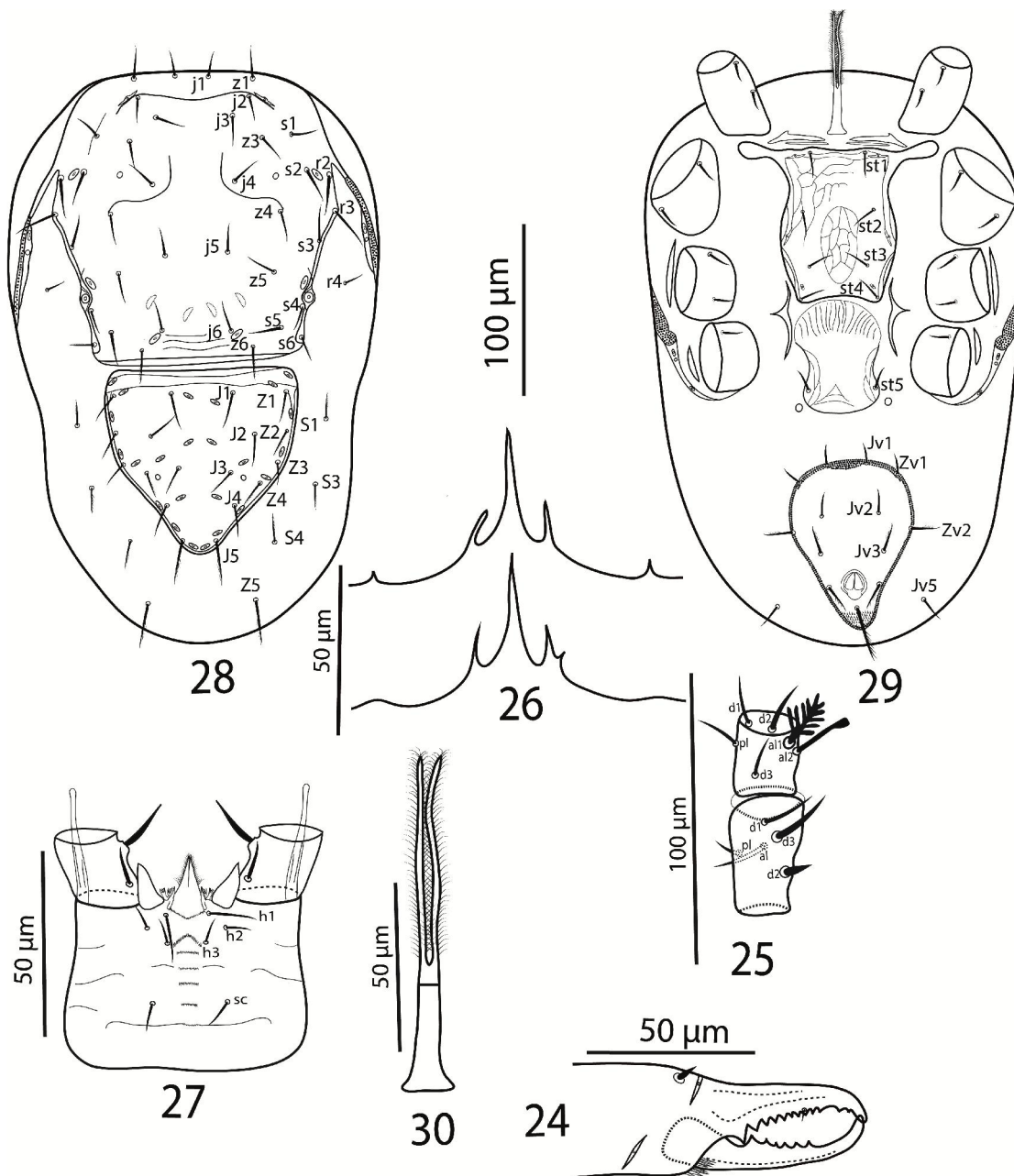
Ventre do idiossoma (Fig. 29). Base de tritosterno 24 (22-27) de comprimento e 15 (13-16) de largura (Fig. 30); lacínias 73 (70-79), separada por cerca de 90% de seu comprimento total, pilosa. Com dois pares de placas pré-esternais. Escudo esternal reticulado; 114 (108-125) de comprimento e 77 (73-80) de largura entre coxas II e III; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras. Com um par de placas endopodais subtriangulares entre as coxas III e IV. Escudo genital liso centralmente, com estrias nas

margens laterais e posterior; estendendo-se posteriormente atrás das coxas IV; distância entre *st5-st5* 51 (48-58). Lirifissura *iv5* em cutícula não esclerotizada, posterolateral a *st5*. Escudo ventrianal liso, com exceção de uma faixa estreita e punctada ao longo das margens (em alguns espécimes não distintos); 121 (111-135) de comprimento e 90 (83-98) de largura no nível mais largo; com cinco pares de setas (*Jv1-Jv3*, *Zv1* e *Zv2*) além das setas circumanaís. Cutícula não esclerotizada em torno das margens do escudo ventrianal com um par de setas (*Jv5*). Peritrema estendendo-se anteriormente ao nível de coxa II (entre *r2* e *r3*). Placa peritremática estreita, fundida ao escudo podonotal anteriormente no nível de *r2*, e prolongando-se posteriormente como uma faixa diagonal estreita para o nível da margem posterior da coxa IV; com um par de lirifissuras e um poro atrás do estigma, e uma lirifissura e um poro ligeiramente atrás da *r3*. Escudo exopodal fragmentado alongado ao lado das coxas II e IV. Medidas das setas: *st1* 18 (16-19), *st2* 18 (16-19), *st3* 17 (16-19), *st4* 18 (17-20), *st5* 17 (16-17), *Jv1* 15 (15-16), *Jv2* 17 (15-18), *Jv3* 17 (16-20), *Jv5* 18 (15-20), *Zv1* 14 (12-16), *Zv2* 16 (15-17), para-anal 21 (20-22), pós-anal 35 (34-36); todas as setas são aciculadas e lisas (Fig. 30), raramente com *Jv3*, *Zv2*, para-anal e pós-anal levemente pilosas.

Espermateca. Indistinta.

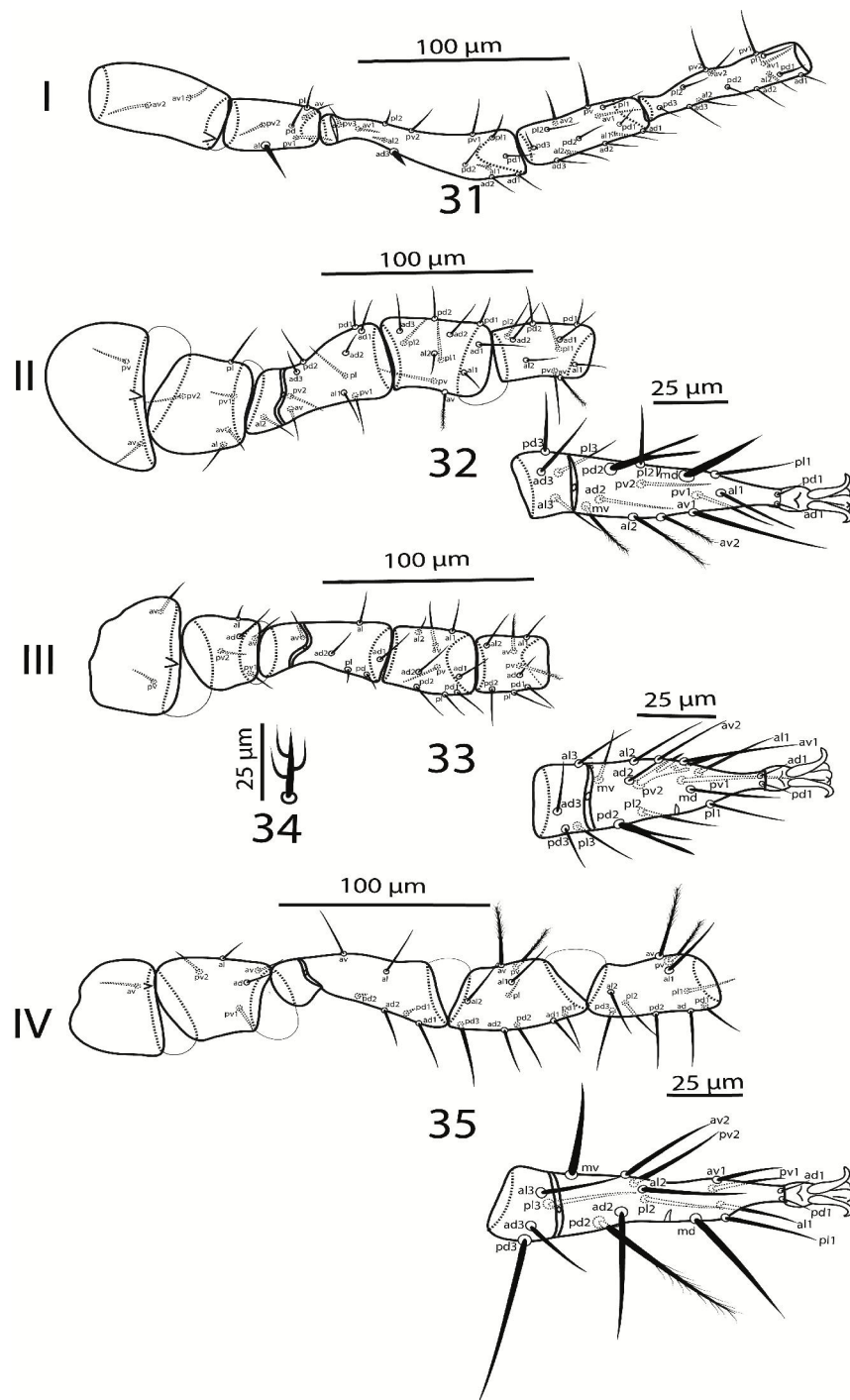
Pernas. (Fig. 31-35). Comprimentos: I: 486 (465-500); II: 329 (300-360); III: 269 (245-295); IV: 392 (368-422). Quetotaxia: I (Fig. 31) coxa 0-0/2, 0/0-0, trocânter 1-0/1, 1/2-1, fêmur 2-3/1, 2/3-2, gêno 2-3/2, 3/1-2, tibia 2-3/2, 3/2-2; II (Fig. 32) – coxa 0-0/1, 0/1-0, trocânter 1-0/1, 0/2-1, fêmur 2-3/1, 2/2-1, gêno 2-3/1, 2/1-2, tibia 2-2/1, 2/1-2; III (Fig. 33) – coxa 0-0/1, 0/1-0, trocânter 1-1/1, 0/2-0, fêmur 1-2/1, 1/0-1, gêno 2-2/1, 2/1-1, tibia 2-1/1, 2/1-1; IV (Fig. 35) – coxa 0-0/1, 0/0-0, trocânter 1-1/1, 0/2-0, fêmur 1-2/1, 2/0-0, gêno 2-2/1, 3/1-1, tibia 2-1/1, 3/1-2; tarsos II-IV: 18 setas cada. Setas das pernas aciculada e lisa, exceto *al* do trocânter I e *ad3* do fêmur I; *pd2* do tarso II-III distalmente bifurcada; *av* do gêno II-IV, tibia II-IV, *pv* das tíbias III-IV, *mv*, *al2*, *av2* do tarso II e *pd2* do tarso IV, levemente pilosa; *pv2* de tarso III ramificada (Fig. 34). Pré-tarso I ausente; pré-tarso II-IV semelhantes em forma e comprimento, cada um com um par de garras fortemente esclerotizadas e pulvilos arredondados.

Figuras 24–30 - n. gen. n. sp. Fêmea. 24. Quelícera 25. Fêmur e gêno do palpo; 26. Epistoma; 27. Hipostômio e trocânter do palpo; 28. Vista dorsal do idiossoma; 29. Vista ventral do idiossoma; 30. Tritosterno. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

Figuras 31–35 - n. gen. n. sp. Fêmea. 31. Perna I; 32. Perna II; 33. Perna III; 34. Seta *pv2* do tarso III; 37. Perna IV.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

Macho adulto (Fig. 36-38) - Cinco espécimes medidos.

Gnatossoma. Dígito fixo da quelícera 59 (57-60) de comprimento, com seis dentes além do dente apical (os dois mais basais claramente maiores do que outros) e um *pilus dentilis* setiforme (Fig. 36); dígito móvel 60 (60-62) de comprimento, com um dente além do dente apical; espermatozóide enrolado, com aproximadamente 200 de comprimento; lirifissuras antiaxiais e dorsais, bem como seta dorsal distintas. Processo artrodial da quelícera, quetotaxia do palpo, apotele, epistoma, deutosterno e posição das setas hipostomal como nas fêmeas adultas. Medições das setas: *h1* 20 (16-23), *h2* 14 (12-15), *h3* 15 (14-16), *sc* 16 (15-17); forma de setas como nas fêmeas adultas.

Dorso do idiossoma. Idiossoma 322 (308-348) de comprimento e 206 (198-213) de largura no nível mais largo. Escudo podonotal 174 (170-176) de comprimento e 181 (175-185) de largura no nível mais largo; escudo opistonotal 108 (100-113) de comprimento e 116 (106-126) de largura no nível mais largo; outras características semelhantes às da fêmea adulta. Medidas de setas: *j1* 16 (14-19), *j2* 15 (14-16), *j3* 20, *j4* 20, *j5* 20 (19-20), *j6* 19 (18-20), *z1* 26 (24-30), *z3* 17 (16-18), *z4* 20 (20-21), *z5* 20 (19-21), *z6* 20 (19-22), *s1* 14 (12-15), *s2* 24 (22-25), *s3* 27 (25-28), *s4* 16 (15-17), *s5* 24 (23-25), *s6* 15 (14-15), *r2* 26 (25-26), *r3* 33 (31-35), *r4* 13 (11-16), *J1* 21 (20-21), *J2* 21, *J3* 18 (16-20), *J4* 21 (20-21), *J5* 27 (25-30), *Z1* 21 (20-21), *Z2* 20 (16-21), *Z3* 17 (14-18), *Z4* 15 (14-18), *Z5* 24 (24-25), *S1* 11 (11-12), *S3* 11 (10-12), *S4* 14 (10-15); forma de setas como nas fêmeas adultas.

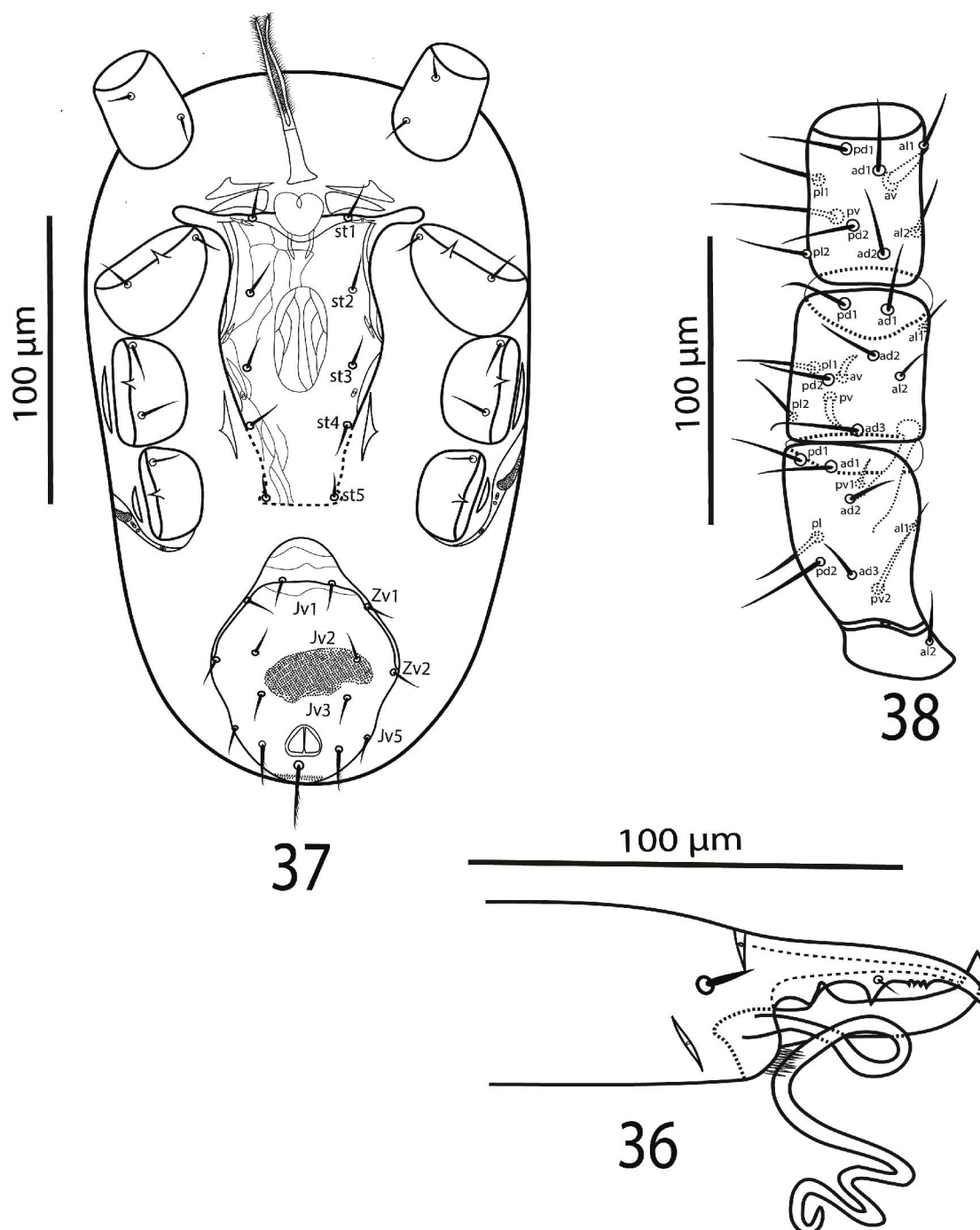
Ventre do idiossoma (Fig. 37). Base de tritosterno 18 (16-19) de comprimento e 13 (11-16) de largura; lacínias 65 (60-70), separada por cerca de 90% de seu comprimento total, pilosa. Com dois pares de placas pré-esternais subtriangulares. Escudo esternogenital parcialmente reticulado, especialmente sobre a maior parte da extensão anterior a *st3* e lateralmente nas demais regiões, aproximadamente 139 (134-145) de comprimento e 75 (73-76) de largura entre coxae II e III; distância entre *st5-st5* 14 (12-16); margem atrás de *st4* indistinta; com quatro pares de setas e três pares de lirifissuras. Seta *st5* na margem do escudo esternogenital; lirifissura *iv5* indistinta. Com um par de

placas endopodais subtriangulares entre as coxas III e IV. Escudo ventrianal romboide, principalmente liso, exceto na região lobular anterior (com poucas estrias) e área punctada entre *Jv2* e *Jv3*; 119 (105-123) de comprimento e 81 (77-84) de largura no nível mais largo, não fundido com escudo dorsal; com seis pares de setas (*Jv1-Jv3*, *Jv5* e *Zv1-Zv2*), além das setas circumanais. Outras características semelhantes às da fêmea adulta. Medidas das setas: *st1* 18 (17-20), *st2* 17 (16-18), *st3* 16 (15-17), *st4* 17, *st5* 14 (12-16), *Jv1* 14 (12-18), *Jv2* 15 (14-16), *Jv3* 16 (15-16), *Jv5* 15, *Zv1* 13 (11-14), *Zv2* 14 (12-15), para-anal 20 (18-22), pós-anal 29 (27-32); forma das setas como nas fêmeas adultas.

Pernas. Comprimentos: I: 456 (450-475); II: 293 (280-305); III: 236 (230-240); IV: 345 (330-362). Quetotaxia das pernas e forma das setas como na fêmea adulta, com exceção de uma estrutura ventral do tipo esporão no fêmur II (ocupando a mesma posição da seta *av* na fêmea adulta) e *av* e *p_v* no gêmeo II e *av* na tibia II claramente mais grossas (Fig. 38). Pré-tarso I ausente; Pré-tarsos II-IV semelhante aos da fêmea adulta.

Material examinado. Holótipo fêmea e quatro parátipos fêmeas e cinco parátipos machos coletados em serrapilheira e solo na base de *Cupania oblongifolia* Mart. (Sapindaceae) em um fragmento natural de Mata Atlântica em Teotônio Vilela, Estado de Alagoas, Brasil, 14 de agosto de 2012. Todos os tipos coletados por ME Duarte e 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.

Figuras 36–38 - n. gen. n. sp. Macho. 36. Quelícera; 37. Ventral idiosoma; 38. Fêmur, gêno e tibia da perna II. Lirifissuras ampliadas para melhor visualização.



Fonte: Autora desta tese, 2018.

4.4 REFERÊNCIAS

CASTILHO, R. C., MORAES, G.J. & HALLIDAY, B. Catalogue of the mite family Rhodacaridae Oudemans, with notes on the classification of the Rhodacaroidea (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa**, Auckland, v. 69, p. 1–69, 2012.

_____ et al. Catalogue of the family Ologamasidae Ryke (Acari: Mesostigmata). **Zootaxa**, Auckland, v. 4197, n. 1, p. 1–147, 2016.

DUARTE, A. F. et al. A new species of *Binodacarus* (Acari: Mesostigmata: Rhodacaridae), with a new characterisation of the genus. **Systematic and Applied Acarology**, Londres, v. 21, n. 9, p. 1194–1201, 2016.

EVANS, G. O. Observations on the chaetotaxy of the legs in the free-living Gamasina (Acari: Mesostigmata). **Bulletin of the British Museum of Natural History**, Londres, v. 10, p. 275–303, 1963a.

_____ Some observations on the chaetotaxy of the pedipalps in the Mesostigmata (Acari). **Annals and Magazine of Natural History**, Londres, v. 6, p. 513–527, 1963b.

LEE, D. C. The Rhodacaridae (Acari: Mesostigmata); classification, external morphology and distribution of genera. **Records of the South Australian Museum**, Adelaide, v. 16, n. 3, p. 1–219, 1970.

LINDQUIST, E.E.; EVANS, G.O. 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**, Ottawa, v. 97, n.47, 1–64, 1965.

LINDQUIST, E.E.; KRANTZ, G.W.; WALTER, D.E. Order Mesostigmata. In: Krantz, G.W.; Walter, D.E. (Eds.) **A Manual of Acarology**. 3rd Edition. Lubbock: Texas Tech University Press, 2009. p. 124–232.

SOURASSOU, N.F. et al. Phylogenetic analysis of Ascidae *sensu lato* and related groups (Acari: Mesostigmata: Gamasina) based on nuclear ribosomal DNA partial sequences. **Systematic and Applied Acarology**, Londres, v. 20, n. 3, p. 225–240, 2015.

5 USO DE *Macrocheles roquensis* MENDES & LIZASO (ACARI: MACROCHELIDAE) NA PREDÇÃO DE *Ceratitis capitata* WIEDEMANN (DIPTERA: TEPHRITIDAE)

RESUMO

Ceratitis capitata Wiedemann é considerada a espécie de mosca-das-frutas mais prejudicial, cosmopolita e invasora dentre todos os Tephritidae. Em seu último instar larval, busca o solo para se transformar em pupa, tornando-se vulnerável a uma série de inimigos naturais, como ácaros predadores. Dentre estes, está *Macrocheles roquensis* Mendes; Lizaso, que é um ácaro edáfico com grande potencial na predação de outros Arthropoda no ambiente em que vive. Neste trabalho, buscou-se determinar a capacidade de predação do ácaro predador *M. roquensis* sobre larvas do 3º instar de *C. capitata*. O predador utilizado no teste de predação foi obtido em esterco bovino no município de Craíbas, Alagoas. Colônias com os seguintes substratos alimentares: uma com nematoide *Protorhabditis* sp. e outra com uma mistura deste nematoide e ovos de *C. capitata* foram mantidas no Laboratório de Entomologia/Acarologia da Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca. Trinta e cinco unidades experimentais de cada população acarina foram testadas. Para cada unidade, transferiram-se quatro fêmeas adultas de *M. roquensis* e cinco larvas de terceiro instar de *C. capitata* (estágio em que esta busca o solo para pupar), sendo cada placa fechada com filme de PVC. Durante 11 dias consecutivos, foram avaliados os níveis de predação e oviposição do predador com o uso de um microscópio estereoscópico, substituindo-se diariamente todas as larvas oferecidas como presa. Para análises feitas no EthoVision® XT, imagens de arenas contendo 2 larvas de *C. capitata* na ausência e presença do ácaro predador foram capturadas durante 30 minutos. A proporção de insetos consumidos foi de $23,0 \pm 4,4$ e $25,3 \pm 6,0$, respectivamente, e a proporção de emergência dos insetos foi de $51,7 \pm 5$ e $49,4 \pm 6,5$, respectivamente para os dois tratamentos, enquanto que no controle a proporção de emergência foi de $79,3 \pm 16,2$. A taxa de oviposição foi de $2,5 \pm 0,5$ e $2,5 \pm 0,3$ ovos por unidade experimental por dia para os ácaros alimentados respectivamente com nematoides ou com nematoides e ovos de *C. capitata*. A presença do ácaro predador interfere no período de repouso das larvas e estas, quando estão diante do predador, tendem a ficar mais próximas umas das outras. Os resultados mostram que apesar dos baixos valores dos parâmetros avaliados, o ácaro predador *M. roquensis* afeta negativamente o desenvolvimento de *C. capitata*, mesmo a presa apresentando comportamento de autodefesa.

Palavras-chave: Acari. Moscas-das-frutas. Controle biológico.

ABSTRACT

Ceratitis capitata Wiedemann is considered the most harmful, cosmopolitan and invasive species of fruit fly among all Tephritidae. In its last larval instar, it searches the soil to turn into pupae, making it vulnerable to a series of natural enemies such as predatory mites. Among these, *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso is an edaphic mite with great potential in the predation of other Arthropoda in the environment in which it lives. In this work, we aimed to determine the predation ability of *M. roquensis* predatory mite on larvae of the third instar of *C. capitata*. The predator used in the predation test was obtained in cattle manure in the city of Craibas, Alagoas. Colonies with the following food substrates: one with nematode *Protorhabditis* sp. and another with a mixture of this nematode and *C. capitata* eggs were kept in the Laboratório de Entomologia/Acarologia of Universidade Federal de Alagoas, Campus Arapiraca. Thirty-five experimental units of each acarine population were tested. For each unit, 4 adult females of *M. roquensis* and 5 third instar larvae of *C. capitata* (stage in which it searches the soil for pupation) were transferred, each plate being closed with PVC film. During 11 consecutive days the levels of predation and oviposition of the predator were evaluated with the use of a stereoscopic microscope, replacing daily all the larvae offered as prey. For analyzes made on EthoVision® XT, images of arenas containing 2 *C. capitata* larvae in the absence and presence of the predatory mite were captured during 30 minutes. The proportion of insects consumed was 23.0 ± 4.4 and 25.3 ± 6.0 respectively and the insect emergence ratio was 51.7 ± 5 and 49.4 ± 6.5 respectively for the two treatments, whereas in the control the emergency proportion was 79.3 ± 16.2 . The oviposition rate was 2.5 ± 0.5 and 2.5 ± 0.3 eggs per experimental unit per day for mites fed nematodes or nematodes and eggs of *C. capitata*. The presence of the predator mite interferes in the resting period of the larvae and these, when they are in front of the predator, tend to be closer to each other. The results show that despite the low values of the evaluated parameters, the *M. roquensis* predator mite negatively affects the development of *C. capitata*, even the prey exhibiting self-defense behavior.

Keywords: Acari. Fruit flies. Biological control.

5.1 INTRODUÇÃO

Ceratitis capitata (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) é originária da África e encontra-se distribuída no Oriente Médio, sul da Europa, África, América do Sul e Austrália (LIQUIDO; CUNNINGHAM; NAKAGAWA, 1990; BERGSTEN; LANCE; STEFAN, 1999; BAYRAK; HAYAT, 2012). É considerada importante à produção de frutos, pois tem como hospedeiros 374 espécies de plantas de 79 famílias (MALAVASI; ZUCCHI, 2000; RAGA et al., 2006; ALVARENGA et al., 2007). No Brasil, já foi registrada em 88 espécies de frutos hospedeiros (ZUCCHI, 2012; PEÑARRUBIA-MARÍA et al., 2014). *C. capitata* causa danos significativos aos seus hospedeiros, estes danos são derivados do desenvolvimento das larvas resultantes da oviposição das fêmeas nos frutos, tornando-os impróprios ao consumo, comercialização e industrialização. Além disso, restrições quarentenárias podem ser impostas à importação de frutos *in natura*, causando aumento nos custos de produção (ARAÚJO et al., 2009).

Por meio do destaque dado aos programas de manejo integrado de pragas, o controle de *C. capitata* tem sido realizado principalmente por métodos culturais, técnica do inseto estéril, e dos controles legislativo, químico e biológico (NASCIMENTO; CARVALHO, 2000). Este último é realizado principalmente pela utilização de parasitoides, sendo *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) o agente de controle biológico aplicado mais estudado e utilizado em moscas-das-frutas (GARCIA; RICALDE, 2012). Sabe-se que a maioria dos parasitoides é eficiente sobre as primeiras fases larvais das moscas-das-frutas, sendo assim, torna-se relevante a utilização de outros agentes de controle que atuem nos estágios larvais mais avançados.

No contexto acima, avaliaram-se fungos e nematoides entomopatogênicos demonstrando que estes organismos também podem ser utilizados como agentes de controle de *C. capitata*, principalmente quando aplicados no terceiro instar larval desta praga (QUESADA-MORAGA; RUIZ-GARCÍA; SANTIAGO-ÁLVAREZ, 2006; MALAN; MANRAKHAN, 2009; EVANGELOS et al., 2013; BISSOLLI; CORREIA; BARBOSA, 2014).

Visando o controle por meio de predadores, as formigas foram os mais estudados e foram obtidos altos índices de predação (WONG et al., 1984; ESKAFI; KOLBE, 1990; THOMAS, 1995; ALUJA et al., 2005; FERNANDES et al., 2012). No entanto, é necessário que outros agentes de controle, como os ácaros predadores edáficos, sejam testados sobre a praga em questão. Visando a obtenção de outros predadores eficientes, os testes de predação com esses ácaros sobre as populações de *C. capitata* poderão trazer mais uma alternativa de controle eficaz da praga, pois sabe-se que as larvas saem do fruto para pupar no solo e ficam vulneráveis a estes predadores.

Os ácaros predadores edáficos têm sido utilizados principalmente no controle de *Bradysia matogrossensis* Lane (Sciaridae), *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thripidae) e do ácaro do bulbo *Rhizoglyphus* sp. (Acaridae) (FREIRE et al., 2007; CASTILHO et al., 2009; MOREIRA; MORAES, 2015; AZEVEDO, 2017; BARBOSA et al., 2017). No entanto, a família Macrochelidae tem sido observada principalmente em locais ricos em matéria orgânica, onde é possível o desenvolvimento de insetos da ordem Diptera e, por isso, podem ser utilizados como agentes de controle de algumas espécies desta ordem (AZEVEDO et al., 2015). Neste sentido, testes verificando a eficiência de macroquelídeos sobre dípteros têm sido realizados (DOUBE; MACQUEEN; HUXHAM, 1986; HALLIDAY; HOLM, 1987; PEROTTI, 2001; AZEVEDO et al., 2015).

O gênero *Macrocheles* Latreille apresenta uma distribuição cosmopolita, com aproximadamente 340 espécies descritas. *Macrocheles roquensis* Mendes & Lizaso é uma espécie nativa e tem sido observada frequentemente em esterco bovino. Com a decomposição deste, cria-se um microambiente propício ao desenvolvimento larval de dípteros.

A eficiência de alguns agentes de controle pode ser afetada devido ao comportamento de autodefesa apresentado pela presa. Assim, como testes de predação ainda são escassos de larvas de terceiro instar de moscas-das-frutas, os trabalhos relacionados ao comportamento antipredador para tefritídeos foram realizados com insetos adultos e não no estágio larval (GREENE; ORSAK; WHITMAN, 1987; MATHER; ROITBERG, 1987; PROKOPY; PAPAJ, 2000; GONZÁLEZ-LÓPEZ et al., 2016).

No presente trabalho, buscou-se determinar a capacidade de predação do ácaro predador *M. roquensis* sobre larvas do 3º instar de *C. capitata*.

5.2 MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi desenvolvido no laboratório de Acarologia da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, *Campus* de Piracicaba da Universidade de São Paulo-USP.

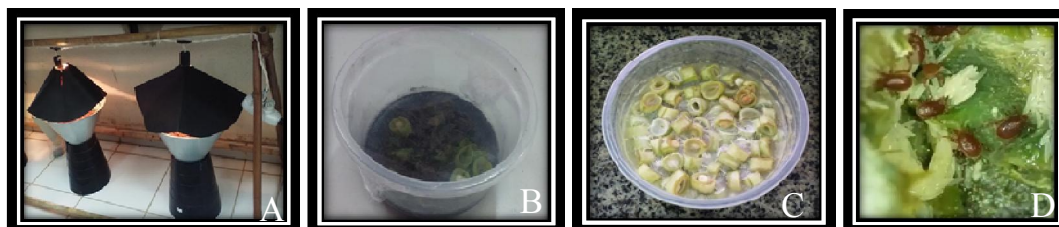
5.2.1 Obtenção das larvas de *Ceratitis capitata*

Os ovos para alimentação da população dos ácaros predadores e as larvas de terceiro instar de *C. capitata* foram cedidas pelo Laboratório de Irradiação de Alimentos e Radioentomologia (LIARE) do CENA/USP em Piracicaba, Brasil. As larvas utilizadas no experimento foram criadas utilizando-se uma dieta artificial baseada em farinha de milho, levedura de cerveja, açúcar, benzoato de sódio, ácido cítrico anidro e água. Esta colônia de *C. capitata* foi mantida por 10 gerações no laboratório.

5.2.2 Obtenção dos ácaros predadores

Para obtenção do ácaro predador *M. roquensis*, coletou-se esterco bovino no município de Craíbas/Alagoas (09° 35' 227" S, 036° 47' 698" W, altitude 235 m). A extração dos ácaros ocorreu com auxílio de um funil tipo Berlese-Tullgreen (LABESIKAN, 1974) (Fig. 39A), sendo os mesmos coletados em um recipiente plástico de 500 mL, cuja base foi coberta por uma mistura solidificada de gesso e carvão ativado (9v:1v) (ABBATIELLO, 1965). Este substrato foi umedecido com água e, sobre ele, foi colocada uma camada de 0,5 cm de casca de arroz para que os ácaros utilizassem como abrigo. As bordas foram cobertas com cola entomológica para evitar a fuga dos ácaros. Estes recipientes plásticos também foram utilizados como colônias para criação (Fig. 39B) e mantidos em câmara de criação a $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $70 \pm 10\%$ UR, na ausência de luz. Foram mantidas duas populações acarinas, a primeira alimentada com nematoides *Protorhabditis* sp. (Nematoda: Rhabditidae), mantidos em vagens de feijão de porco *Canavalia ensiformis* L. (Fig. 39C) e a segunda com nematoides mantidos como no substrato descrito anteriormente e ovos de *C. capitata* (Fig. 39D).

Figura 39 - Extração dos ácaros (A); recipientes plásticos contendo colônias de criação: com ácaros (B); com nematoides (C); ovos de *Ceratitits capitata* na colônia de ácaros.



5.2.3 Testes de predação

As unidades experimentais foram confeccionadas utilizando-se recipientes de PVC, com 3 cm de diâmetro por 2 cm de altura, sobre sua base havia uma mistura solidificada de gesso e carvão ativado como supracitado, umedecida diariamente com água destilada. Para cada unidade, transferiram-se quatro fêmeas adultas de *M. roquensis*, com o auxílio de um pincel de cerdas finas, colocando-se junto a estas, cinco larvas de terceiro instar de *C. capitata*, usando pinças de dissecação anatômica. Trinta e cinco unidades de cada população acarina mais 35 unidades sem ácaros (controle) foram utilizadas neste teste. Posteriormente, as unidades foram cobertas com filme de PVC Magipack®. Para avaliar a emergência, as pupas retiradas diariamente das unidades experimentais foram transferidas para recipientes de PVC, com 5 cm de diâmetro por 4 cm de altura. Sobre a base destes, havia papel filtro e os mesmos foram fechados com filme de PVC Magipack®. A emergência foi verificada após 10 dias. Avaliaram-se os níveis de consumo e oviposição do ácaro predador e a emergência dos adultos de *C. capitata*. As avaliações ocorreram utilizando-se microscópio estereoscópico, durante 11 dias consecutivos. Foram desconsiderados os dados do primeiro dia para reduzir a interferência da alimentação anterior.

5.2.4 Bioensaio comportamental

Devido a um aparente comportamento de autodefesa das larvas de *C. capitata* observado nos testes de predação, achou-se conveniente realizar também ensaios comportamentais. O movimento das larvas foi filmado utilizando-se câmera digital da marca Sony® Cybershot - Dsc-h55 durante o período de 30 minutos. A unidade

experimental foi constituída por recipientes de PVC, com 3 cm de diâmetro por 2 cm de altura. Nestas, foram colocadas 2 larvas de *C. capitata* na ausência e presença do ácaro predador, com oito repetições por tratamento. Para melhor identificação das larvas pelo programa EthoVision® XT, foi necessário utilizar um pó fluorescente não tóxico, de coloração verde, para colorir uma das larvas. As variáveis extraídas para análise no programa foram: período de repouso (s) e tempo médio de proximidade entre as larvas (NOLDUS et al., 2002).

5.2.5 Análises estatísticas

Para oviposição, os dados não seguiram as pressuposições de normalidade (teste Shapiro-Wilks), o teste não paramétrico Kruskal-Wallis foi utilizado para analisar se havia diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$). A análise estatística foi feita utilizando o programa R (R Development Core Team, 2013).

Para os dados extraídos no programa EthoVision® XT, as análises foram conduzidas utilizando o software R (R Development Core Team, 2013). Foram testadas as pressuposições da Análise de Variância (ANOVA), sendo os mesmos submetidos a testes de homogeneidade de variâncias (Barlett e Levene) com o pacote “*car*” e normalidade (Kolmogorov-Smirnov e Shapiro-Wilks) com o pacote “*nortest*”.

Para os dados do período de repouso (s) e proximidade média (cm), a normalidade e homogeneidade de variância não foram encontradas, portanto, foi necessário realizar transformação dos mesmos utilizando a função *boxcox* do pacote “*mass*”. Foram extraídos os valores de lambda que maximizaram a função e substituídos na fórmula: $y^T = y^\lambda - 1/\lambda$ (BOX-COX, 1964). Mesmo transformando as variáveis período de repouso, pelo método de Box-Cox, não foram encontradas normalidade e homogeneidade de variâncias, por isso foi utilizado o teste não paramétrico de Wilcoxon-Mann-Whitney para duas amostras independentes.

5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Não houve diferença significativa no consumo de *M. roquensis* sobre larvas de 3º instar de *C. capitata*, independente da alimentação prévia do predador. Assim como, a taxa de oviposição não diferiu entre as populações estudadas. Todas as larvas não

consumidas passaram à fase de pupa. No entanto, uma considerável proporção das pupas expostas aos predadores não chegou à fase adulta (Tab. 1).

Tabela 1 – Proporções de emergência e consumo de *Ceratitis capitata* por *Macrocheles roquensis* e oviposição deste predador em função do alimento (25 ± 2 °C, $70\% \pm 10\%$ de RH e no escuro).

Dieta da colônia antes do teste	% de insetos consumidos	Oviposição	% de emergência dos insetos
<i>Protorhabditis</i> sp.	$23,0 \pm 4,4a$	$2,5 \pm 0,5a$	$51,7 \pm 5,6^a$
<i>Protorhabditis</i> sp. + ovos de <i>C. capitata</i>	$25,3 \pm 6,0a$	$2,5 \pm 0,3a$	$49,4 \pm 6,5$
Controle	-	-	$79,3 \pm 16,2b$

Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si.

Fonte: autora desta tese, 2018.

A baixa taxa de consumo, provavelmente, se deve ao fato de ser muito maior a presa que o predador. Outro fator que pode ser considerado, é o comportamento das larvas não atacadas em direção ao predador quando uma destas estava sendo atacada pelo predador.

A considerável proporção das pupas expostas aos predadores que não chegou à fase adulta, pode estar relacionada ao ataque destas pelos predadores. O fato da presença de ovos de *C. capitata* na colônia de manutenção aparentemente não resultar em melhor aceitação da presa pelo predador, pode ser visto como um indicador para futuras criações massais, já que esse alimento pode ser obtido de forma relativamente fácil em grandes quantidades.

Os Macrochelidae são comumente utilizados como agentes de controle de dípteros na fase imatura, principalmente, porque estes organismos têm sido observados constantemente em associação. Os macroquelídeos têm sido testados no controle de *Musca domestica* Linnaeus, (AXTELL, 1963; 1969; WALLWORK; RODRIGUEZ, 1963; RODRIGUEZ; SINGH; TAYLOR, 1970; GERSON; SMILEY; OCHOA, 2003; AZEVEDO et al., 2015). Azevedo (2017), avaliando o potencial predatório de três espécies de macroquelídeos *Macrocheles* n. sp., *Macrocheles muscaedomesticae*

(Scopoli) e *Macrocheles robustulus* Berlese sobre *M. domestica*, *Haematobia irritans* L. e *Stomoxys calcitrans* L., observou que *Macrocheles* n. sp. teve a maior taxa de predação e oviposição com a presa *S. calcitrans*. O consumo chegou a 23,8 larvas/dia e cerca de quatro ovos/dia. Safaa et al. (2014), testando densidades de 2, 5 e 10 indivíduos de *M. muscaedomesticae* no controle de diferentes estágios de *M. domestica*, verificaram que as proporções de ovos predados foram de 57,2; 74,9 e 96,5%, respectivamente. Nas mesmas densidades do ácaro predador para o controle das larvas da mosca, os melhores resultados foram observados na densidade de 5 ácaros predadores, onde a porcentagem de mortalidade das larvas foi de 100% após um dia, quando introduzidas 10 larvas de mosca. Além disso, este trabalho forneceu evidências de que estes ácaros podem consumir o estágio adulto da mosca doméstica, pois, na densidade de 10 ácaros predadores, a mortalidade de moscas adultas chegou a 83,55%. Al-Dulaimi (2002), testando *Macrocheles glaber* Müller no controle de *M. domestica*, constatou que as fêmeas deste predador consumiram uma taxa de 18 ovos/dia.

Quando se comparou *M. robustulus* e *Hypoaspis aculeifer* Canestrini no controle de *Bradysia* spp., observou-se que os dois predadores foram eficientes no controle desta praga, reduzindo a densidade da praga em 97,1% por *M. robustulus* e 87,1% e por *H. aculeifer*. Vale ressaltar que houve uma redução de 99,5% na densidade de sciarídeos quando *M. robustulus* foi introduzido juntamente com uma camada de cobertura de Biotop®. Estes resultados reafirmam que *M. robustulus* é um predador efetivo de *Bradysia* spp. e, em combinação com Biotop®, proporciona um melhor controle que *H. aculeifer* usado comumente no controle desta praga.

Outros grupos de predadores também têm apresentado eficiência no controle desta praga. Urbaneja (2006), verificando a influência dos predadores terrestres sobre a sobrevivência de pupas de *C. capitata*, em pomares de citros na Espanha, constatou que as formigas foram as mais abundantes (83,61%), seguidas por Staphylinidae (7,77%), Araneae (5,24%), Dermaptera (2,13%), Carabidae (1,25%). As formigas foram os mais estudados até o momento, tendo excelentes resultados.

Ao analisar os dados extraídos pelo programa EthoVision® XT, observou-se que o período de repouso das larvas, quando estavam na presença do ácaro predador, foi de 0,01 min, ou seja, as larvas ficaram sempre em movimento. No entanto, nas arenas onde não havia o predador, o período de repouso foi de aproximadamente 2,5 min (Tab. 2).

Além de a presença do ácaro interferir no período de repouso das larvas, observou-se que, nas arenas onde haviam os ácaros predadores, as larvas tendiam a ficar mais próximas umas das outras. O período de proximidade chegou a ser 10 vezes superior quando na presença do ácaro (Tab. 2).

Tabela 2 – Período de repouso e tempo de proximidade entre larvas de *Ceratitis capitata* na ausência e presença do ácaro predador.

Tratamentos	Repouso	Proximidade média entre as larvas
Ausência do ácaro	169,91±58,548a	224,85±121,06a
Presença do ácaro	0,6629±0,1245b	2234,94±405,46b

Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si.

Fonte: Autora desta tese, 2018.

Pouco se sabe sobre o comportamento antipredador das larvas de 3º instar de *C. capitata*. Os resultados aqui apresentados sugerem que a presença do predador, de alguma forma pudesse interferir no comportamento da presa, no entanto, não se pode inferir se os estímulos detectados pelas larvas na presença do ácaro predador são físicos ou químicos, o que sugere estudos adicionais.

Azevedo (2017), avaliando o potencial de três espécies de ácaros pertencentes ao gênero *Macrocheles* sobre larvas de *M. domestica*, verificou que estas tiveram um comportamento agressivo aos ácaros predadores, observaram até três larvas de dípteros direcionando-se para afastar o predador que estava predando, numa tentativa bem-sucedida para expulsá-lo. Estudos que busquem respostas sobre o comportamento de um determinado grupo de organismos são bastante relevantes, pois podem servir como subsídios para compreender a evolução da presa e a eficiência do predador como seu agente de controle.

5.4 CONCLUSÕES

- *Macrocheles roquensis* preda larvas de *Ceratitis capitata*.
- *Macrocheles roquensis* diminui a viabilidade da emergência de *Ceratitis capitata*.

- Há uma aparente defesa das larvas de *Ceratitis capitata*, impedindo sua predação por *M. roquensis*.

5.5 REFERÊNCIAS

ABBATIELLO, M.J. A culture chamber for rearing soil mites. **Turttox News**, Chicago, v. 43, n. 7, p. 162-164, 1965.

AL-DULAIMI, S. I. Predation by the mite *Macrocheles glaber* (Müller) (Acarina: Macrochelidae) on the house fly *Musca domestica* L. with some notes on its biology. **Bulletin of the Iraq Natural History Museum**. Baghdad, v.9, n.4, p. 7-11, 2002.

ALUJA M, et al. Behavior and predation of fruit fly larvae (*Anastrepha* spp.) (Diptera: Tephritidae) Tropical Veracruz, Mexico after exiting fruit in four types of habitats. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 4, n. 6, p. 1507–1516, 2005.

ALVARENGA, C. D. et al. Ocorrência de *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) em frutos e mamoeiro em Minas Gerais. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, n. 5, p. 807-808, 2007.

ARAÚJO, E. L. et al. Espécies de moscas-dasfrutas (Diptera, Tephritidae) na região do Baixo Jaguaribe, Estado do Ceará. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 76, n. 4, p. 577-581, 2009.

AXTELL, R. C. Effect of Macrochelidae (Acarina: Mesostigmata) on house fly production from dairy cattle manure. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 56, n. 3, p. 317–321, 1963.

_____. **Macrochelidae (Acarina: Mesostigmata) as biological control agents for synanthropic flies**. Proceedings of the 2nd international congress of acarology, Sutton Bonington. Akademia Kiado Sutton Bonington, Budapest, 1969, p. 401–416.

AZEVEDO, L. H. **Taxonomic studies of Macrochelidae mites (Acari: Mesostigmata) and their potential use to control *Stomoxys calcitrans* and *Musca domestica* (Diptera: Muscidae)**. 2017. 277 f. Tese (Doutorado em Ciências, área de concentração: Entomologia). - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2017.

BARBOSA, M. F. C. et al. **Controle biológico com ácaros predadores e seu papel no manejo integrado de pragas**. 1ª ed. Engenheiro Coelho: Promip, 2017. 70p.

BAYRAK, N.; HAYAT, R. Türkiye'nin Tephritidae (Diptera) türleri. **Türk Bilimsel Derlemeler Dergisi**, Istambul, v. 5, n. 2, p. 49-55, 2012.

BERGSTEN, D.; LANCE, D.; STEFAN, M. Mediterranean fruit flies and their management in the USA. **The Royal Society of Chemistry**, Londres, v. 10, p. 207-212, 1999.

BISSOLLI, G.; CORREIA, A. C. B.; BEZERRA, J. C. Seleção de fungos patogênicos para controle de larvas e pupas da mosca-das-frutas *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Científica**, Jaboticabal, v. 42, n.4, p.338–345, 2014.

CASTILHO, R. C. et al. Predation potential and biology of *Protogamasellopsis posnaniensis* Wisniewski & Hirschmann (Acari: Rhodacaridae). **Biological Control**, Orlando, v. 48, n.2, p. 164–167, 2009.

DOUBE, B. M.; MACQUEEN, A.; HUXHAM, K. A. Aspects of predatory activity of *Macrocheles peregrinus* (Acarini: Acrochelidae [sic]) on two species of *Haematobia* fly (Diptera: Muscidae). **Miscellaneous Publication (Biological control of muscoid flies)**, College Park, v. 61, p.132-141, 1986.

EVANGELOS, I. B. et al. Pathogenicity of three entomopathogenic fungi on pupae and adults of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Pest Science**, Berlin, v. 86, n.2, p.275-284, 2013.

FREIRE, R. A. P. **Ácaros predadores do estado de São Paulo, com ênfase em Laelapidae (Acari: Mesostigmata), com potencial de uso no controle de pragas de solo**. 2007. 289p. Tese (Doutorado em Ciências). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Universidade de São Paulo, 2007.

GARCIA, F. R. M.; RICALDE, M. P. Augmentative biological control using parasitoids for fruit fly management in Brazil. **Insects**, Basileia, v. 4, n. 1, p. 55-70, 2012.

GERSON, U.; SMILEY, R. L.; OCHOA, R. **Mites (Acari) for pest control**. Oxford: Blackwell Science, 2003. 539p.

GONZÁLEZ-LÓPEZ, G. I. Antipredator behavior of the new mass-reared unisexual strain of the Mexican Fruit Fly. **Bulletin of entomological research**, Cambridge v. 106, n. 3, p. 314-21, 2016.

GREENE, E.; ORSAK, L. J.; WHITMAN, D. W. A tephritid fly mimics the territorial displays of its jumping spider predators. **Science**, Washington, v. 236, p. 310-312, 1987.

HALLIDAY, R. B.; HOLM, E. Mites of the family Macrochelidae as predators of two species of dung-breeding pest flies. **Entomophaga**, Paris, v. 32, n.4, p. 333-338, 1987.

LASEBIKAN B. A. A preliminary communication on microarthropods from a tropical rainforest in Nigeria. **Pedobiologia**, Jena, v. 14, p. 402-411, 1974.

LIQUIDO, N. J.; CUNNINGHAM, R. T.; NAKAGAWA, S. Host plants of Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) on the Island of Hawaii (1949-1985 Survey). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 83, n.5, p.1863 – 1878, 1990.

MALAN, A. P., AND MANRAKHAN, A. Susceptibility of the Mediterranean fruit fly (*Ceratitis capitata*) and the Natal fruit fly (*Ceratitis rosa*) to entomopathogenic nematodes. **Journal of Invertebrate Pathology**, Amsterdam, v. 100, n.1, p. 47-49, 2009.

MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. 324p.

MATHER, M.; ROITEBERG, B. A sheep in wolf's clothing: tephritid mimic spider predators. **Science**, Washington, v. 236, n. 4799, p. 308-310, 1987.

MOREIRA, G. F.; MORAES, G. J. de. The potential of free-living Laelapid mites (Mesostigmata: Laelapidae) as biological control agents. In: CARRILLO, D.; MORAES, G. J. de; PEÑA, J. E. (Eds.). **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Florida: Springer, 2015. p. 77-102.

NASCIMENTO, A. S.; CARVALHO, R. S. Moscas-das-Frutas no estado da Bahia. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R. A. **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil: conhecimento básico e aplicado**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2000. p. 235-239.

NOLDUS, L. P. J. J. EthoVision: A versatile video tracking system for automation of behavioral experiments. **Behavior Research Methods, Instruments, & Computers**, Austin, v. 33, n. 3, p. 398-414, 2001.

PEÑARRUBIA-MARÍA, E. et al. Evaluation of candidate systems for mass trapping against *Ceratitis* spp. on La Réunion Island. **Pest Management Science**, West Sussex, v. 70, n. 3, p. 448–453, 2014.

PEROTTI, M. A. Prey location and predation rates of predatory mites (Acari: Macrochelidae) on immature stages of pest flies (Diptera: Muscidae). **Systematic and Applied Acarology**, Londres, v. 6, p. 27–33, 2001.

PROKOPY, R. J.; PAPA, D. R. Behavior of flies of the genera *Rhagoletis*, *Zonosemata*, and *Carpomya* (Trypetinae: Carpomyina). In: ALUJA, M.; NORRBOOM, A.L. editors. **Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior**. Boca Raton, Florida: CRC Press; 2000. p. 219-252.

QUESADA-MORAGA, E.; RUIZ-GARCÍA, A.; SANTIAGO-ÁLVAREZ, C. Laboratory evaluation of entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* against puparia and adults of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 99, n. 6, p.1955-1966, 2006.

R Development Core Team 2013. R: A language and environment for statistical computing. R foundation for statistical computing, Vienna, Austria. ISBN 3- 900051-07-0. URL [http://www,r-project.org](http://www.r-project.org).

RAGA, A. et al. Susceptibility of guava genotypes to natural infestation by *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in the municipality of Monte Alegre do Sul, state of São Paulo, Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, n.1, v. 35, p. 121-125, 2006.

RODRIGUEZ, J. G.; SINGH, P.; TAYLOR, B. Manure mites and their role in fly control. **Journal of Medical Entomology**, Honolulu, v. 7, n.3, p. 335-341, 1970.

SAFAA, M. et al. Macrochelid Mite, *Macrocheles muscaedomesticae* (Acarina: Macrochelidae) as a Biological Control Agent Against House Fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in Egypt. **International Journal of Zoological Research**, Brno, v. 10, n. 2, p. 30-36, 2014.

URBANEJA, A. et al. Influence of ground predators on the survival of the Mediterranean fruit fly pupae, *Ceratitis capitata*, in Spanish citrus orchards. **BioControl**, Lakewood, v. 51, p. 611–626, 2006.

WALLWORK J. H.; RODRIGUEZ, J. C. The effect of ammonia on the predation rate of *Macrocheles muscaedomesticae* on house fly eggs. In: NAEGELE, J. A. (Ed.). **Advances in Acarology**, Ithaca, v. 1, p. 60-69, 1963.

WONG, T. T. Y. et al. Predation of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) by the Argentine ant (Hymenoptera: Formicidae) in Hawaii. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 77, p. 1454-1458, 1984.

ZUCCHI, R. A. 2012. **Fruit flies in Brazil**: hosts and parasitoids of the Mediterranean fruit fly. Disponível em: <www.lea.esalq.usp.br/ceratidis>. Acesso em 15 de janeiro de 2017.