

**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

Uma abordagem taxonômica integrativa para o conhecimento da diversidade de parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) na cultura da soja sob diferentes manejos

Ana Paula Gonçalves da Silva Wengrat

Tese apresentada para obtenção do título de Doutora em Ciências. Área de concentração: Entomologia

Piracicaba
2022

Ana Paula Gonçalves da Silva Wengrat
Bacharel em Ciências Biológicas
Engenheira Agrônoma

Uma abordagem taxonômica integrativa para o conhecimento da diversidade de parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) na cultura da soja sob diferentes manejos

Orientador:
Prof. Dr. **ROBERTO ANTONIO ZUCCHI**

Coorientador:
Dr. **VALMIR ANTONIO COSTA**

Tese apresentada para obtenção do título de Doutora em Ciências. Área de concentração: Entomologia

Piracicaba
2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA – DIBD/ESALQ/USP

Wengrat, Ana Paula Gonçalves da Silva

Uma abordagem taxonômica integrativa para o conhecimento da diversidade de parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) na cultura da soja sob diferentes manejos / Ana Paula Gonçalves da Silva Wengrat. - - Piracicaba, 2022.

225 p.

Tese (Doutorado) - - USP / Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz".

1. DNA Barcoding 2. Scelionidae 3. Heteroptera 4. Controle biológico 5. Marcadores moleculares I. Título

DEDICO:

A Deus, o qual me deu a vida.

A meus grandes companheiros, Almir, Guilherme e Felipe pela paciência,
compreensão e por todo amor que dedicam a mim.

A todos que amam e apoiam a ciência, em especial a taxonomia

A todos meus amigos, pela confiança, pela ajuda, pelos bons momentos e
pelo companheirismo.

Aos meus dois melhores amigos e companheiros de trabalho Karine e Valmir.

AGRADECIMENTOS

Agradecimentos

Agradeço primeiramente a Deus pela vida e proteção que me concede.

Aos meus lindos, maravilhosos filhos, Guilherme e Felipe. A vinda de vocês em minha vida foi um grande presente de Deus e sou muito grata por isso.

Ao meu marido Almir, pela compreensão, pela paciência e de me oportunizar e deixar fazer o que gosto, apoiando sempre minhas decisões, mesmo que tenha que sacrificar o seu tempo.

Aos meus pais, que nunca mediram esforços para que fosse possível realizar meus sonhos, e pelo apoio em todas as minhas decisões.

Aos meus irmãos pelo apoio e amizade.

Ao Valmir Antonio Costa, pelo grande profissional és. Foi uma honra ser sua orientada. Me ajudou em todos os momentos que precisei e tenho a certeza que terei um amigo, colega de trabalho para o todo sempre. Obrigada pela orientação, companheirismo e pelos conselhos. E agradeço, principalmente, por ter trazido para minha vida uma das pessoas mais importantes, que se tornou tão especial em tão pouco tempo, a Dra. Karine Schoeninger.

Ao meu orientador Roberto Antonio Zucchi, pelo apoio, orientação e conselhos. Obrigada por ter aceitado em me orientar e me dado a oportunidade de estar onde eu sempre quis.

Ao professor Alberto Soares Correa, que ao longo da minha trajetória me acolheu como colaboradora, me apoiou e incentivou. Muito dos resultados que estão aqui são fruto desse trabalho em conjunto. Obrigada pela oportunidade.

Ao professor Parra que por todo auxílio prestado e por sempre incentivar trabalhos com parasitoides.

Ao professor Fernando Luis Cònsoli pelo incentivo, conselhos e aprendizados passados, principalmente no início dos trabalhos, muito obrigada.

Ao pessoal dos laboratórios de Entomologia e Controle Biológico da Unioeste, do Instituto Biológico e Esalq, em especial o grupo Entomol e Controle Biológico. Não vou nomear, pois são tantos que me apoiaram e incentivaram. Agradeço a todos de que de alguma maneira me ajudaram e, principalmente, suportaram e ainda suportam meu jeito acelerado de ser.

Aos amigos que fiz durante essa trajetória de aulas e pesquisas.

Às instituições, pesquisadores, professores, alunos que me ajudaram com a coleta de dados e bibliografias, estatística, na organização da escrita, enfim a todos envolvidos com esse trabalho.

À Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz, Coleção de Insetos Entomófagos Oscar Monte, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo e Museu de Entomologia da ESALQ pelos empréstimos e depósitos de espécimes.

A. C. Triplehorn Insect Colletion, pela disponibilidade dos dados associados aos espécimes.

A Pós-Graduação em Entomologia Esalq, por terem contribuído com minha formação profissional.

Ao Cnpq pela bolsa concedida.

“Por vezes sentimos que aquilo que fazemos não é senão uma gota de água do mar. Mas o mar seria menor se lhe faltasse uma gota”

Madre Teresa de Calcutá

E

A vida poderia ser um 28S.

Sumário

RESUMO	9
ABSTRACT	10
1. INTRODUÇÃO	11
REFERÊNCIAS	15
2. TAXONOMIA INTEGRATIVA E FILOGEOGRAFIA DE <i>TELENOMUS REMUS</i> (SCELIONIDAE), COM O PRIMEIRO REGISTRO DE PARASITISMO NATURAL DE <i>SPODOPTERA</i> SPP. NO BRASIL	17
RESUMO	17
ABSTRACT	17
2.1. INTRODUÇÃO	18
2.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	19
2.2.1. Coleta e identificação morfológica.....	19
2.2.2. Extração de DNA	21
2.2.3. Amplificação e sequenciamento do gene <i>COI</i>	22
2.2.4. Análise da região barcode	22
2.3. RESULTADOS	24
2.3.1. Identificação morfológica.....	24
2.3.2. DNA Barcoding e inferências filogenéticas.....	24
2.3.3. Registro de ocorrências	25
2.4. DISCUSSÃO	25
3. DNA BARCODE: DESCOBRINDO A DIVERSIDADE DE VESPAS PARASITOIDES (HYMENOPTERA: SCELIONIDAE) ASSOCIADAS A OVOS DE PERCEVEJOS-PRAGAS (PENTATOMIDAE) EM AGROECOSSISTEMAS NO ESTADO DO PARANÁ, BRASIL	37
RESUMO	37
ABSTRACT	37
3.1. INTRODUÇÃO	38
3.2.1 Coleta, obtenção e identificação dos parasitoides de ovos.....	40
3.2.2 Extração, amplificação e sequenciamento de Sanger.....	41
3.2.3 Análises filogenéticas.....	42
3.3 RESULTADOS	42
3.4 DISCUSSÃO	45
4. FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE PERCEVEJOS (HEMIPTERA: HETEROPTERA: PENTATOMIDAE) E SEUS PARASITOIDES DE OVOS (HYMENOPTERA) NA CULTURA DA SOJA, EM DIFERENTES MANEJOS FITOSSANITÁRIOS	61
RESUMO	61
ABSTRACT	61
4.1. INTRODUÇÃO	62
4.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	65
4.2.1. Áreas de estudo	65
4.2.2. Amostragem, coleta e identificação	78
4.2.3. Variáveis analisadas.....	79
4.2.4. Análise Estatística.....	79
4.3. RESULTADOS	82

4.3.1. Distribuição percentual de ovos de Pentatomidae nos diferentes manejos	82
4.3.2. Distribuição percentual das espécies de parasitoides de ovos de percevejos da soja nos diferentes manejos	83
4.3.3. Flutuação populacional de percevejos e seus parasitoides em diferentes manejos fitossanitários ...	85
4.3.4. Manejo orgânico	87
4.3.5. Manejo Integrado de Pragas.....	98
4.4. DISCUSSÃO	112
4.4.1. Distribuição porcentual das espécies de percevejos.....	112
4.4.2. Distribuição percentual das espécies de parasitoides de ovos de percevejos.....	115
4.4.3. Flutuação populacional de percevejos e seus parasitoides nos diferentes manejos fitossanitários	119
APÊNDICES	133
5. PARASITOIDES (HYMENOPTERA: CHALCIDOIDEA, PLATYGASTROIDEA) DE OVOS DE PENTATOMIDAE (HEMIPTERA) NO BRASIL: CHAVE PARA GÊNEROS E ESPÉCIES DE TRISSOLCUS NA CULTURA DA SOJA.....	141
RESUMO.....	141
ABSTRACT	141
5.1. INTRODUÇÃO	142
5.2. MATERIAL E MÉTODOS	144
5.2.1. Coleta e obtenção de dados.....	144
5.2.2. Identificação, descrição de espécie e terminologia adotada.....	145
5.2.3. Chave ilustrada	146
5.3. RESULTADOS.....	149
5.3.1. Taxonomia.....	149
5.3.2. Descrição de espécies	160
5.3.3. Redescrição	166
5.3.4. Diagnoses.....	170
RESUMO.....	191
ABSTRACT	191
6.1. INTRODUÇÃO	191
6.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	192
6.3. RESULTADOS	193
APÊNDICES	215

RESUMO

Uma abordagem taxonômica integrativa para o conhecimento da diversidade de parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) na cultura da soja sob diferentes manejos

O controle biológico é um importante aliado no controle de pragas, uma vez que diversos agentes biológicos são responsáveis por suprimir diversas espécies de pragas em um agroecossistema. Um importante grupo de controladores biológicos são os parasitoides de ovos de percevejos (Hemiptera: Pentatomidae) e de mariposas (Lepidoptera: Noctuidae). As principais espécies de parasitoides de ovos de pentatomídeos e de *Spodoptera* spp. pertencem à família Scelionidae (Hymenoptera), especialmente as dos gêneros *Telenomus*. O conhecimento dos parasitoides de ovos associadas às pragas da soja é importante para entender a dinâmica entre parasitoide-hospedeiro no cultivo da soja e como o manejo pode influenciar essa dinâmica. Desse modo, a proposta da tese foi identificar parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) de pragas das famílias Pentatomidae e Noctuidae na cultura da soja em diferentes manejos (convencional, MIP e orgânico). As amostragens de ovos de percevejos foram realizadas em três áreas de cultivo comercial de soja durante três safras (2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017), em Marechal Cândido Rondon, PR. Foram recebidas também amostras de ovos de Noctuidae (safra 2018/2019) de São José dos Pinhais, PR. A identificação dos parasitoides foi realizada com chave taxonômica e técnica de DNA barcoding utilizando o sequenciamento de um fragmento do gene Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI). O estudo foi dividido em cinco capítulos. No primeiro capítulo, foi feita a identificação de parasitoides de ovos, coletados de *S. frugiperda* em milho e *S. cosmioides* em soja, por meio de uma abordagem taxonômica integrativa, sendo também avaliada a origem da linhagem genética desse parasitoide. O parasitoide dessas duas pragas foi identificado como *Te. remus*. É o primeiro registro natural desse parasitoide no Brasil, proveniente de linhagens introduzidas nas Américas. No segundo capítulo, é abordada a diversidade de espécies de *Telenomus* e *Trissolcus* coletados em três áreas de cultivo comercial de soja em Marechal Cândido Rondon, oeste do Paraná. Constatou-se que *Te. podisi* corresponde a um complexo de seis espécies crípticas e que quatro espécies de *Trissolcus* (uma nova e novo registro) ocorrem na cultura da soja. No terceiro capítulo, discute-se como o manejo adotado influenciou a dinâmica e flutuação populacional dos pentatomídeos-praga e seus parasitoides. Observou-se que o manejo interferiu na riqueza de espécies de parasitoides, bem como influenciou a flutuação dos percevejos e parasitoides. No manejo orgânico, houve maior riqueza de espécies, enquanto no convencional, a riqueza foi menor. No MIP teve riqueza intermediária, quando comparado aos manejos orgânico e convencional. No quarto capítulo, é apresentada uma chave de identificação dos gêneros de parasitoides e das espécies de *Trissolcus*. Além disso, uma nova espécie de *Trissolcus* é descrita, *Tr. scuticarinatus* é redescrito e a não ocorrência de *Tr. brochymenae* nas safras estudadas é discutida. Por fim, no capítulo 5, foi elaborada uma lista de registro dos parasitoides de ovos de percevejos da soja, no intuito de reunir as informações sobre a distribuição, os insetos hospedeiros e as plantas hospedeiras, visando trabalhos futuros, principalmente daqueles relacionados ao histórico dos parasitoides e seus hospedeiros, voltados à filogeografia.

Palavras-chave: DNA Barcoding, Scelionidae, Heteroptera, Controle biológico, Marcadores moleculares

ABSTRACT

An integrative taxonomic approach to the knowledge of the diversity of egg parasitoids (Hymenoptera: Scelionidae) in soybean under different managements

Biological control is an important ally in pest control, since several biological agents are responsible for suppressing different species of pests in an agroecosystem. An important group of biological controllers is the egg parasitoids of stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) and moths (Lepidoptera: Noctuidae). The main species of egg parasitoids of Pentatomidae and *Spodoptera* spp. belong to family Scelionidae (Hymenoptera), especially species of *Telenomus*. Knowing the species of egg parasitoids associated with pests on soybean cultivation is important to understand the dynamics between the parasitoid-host and how management can influence this dynamic. Thus, the proposal of the thesis was to identify egg parasitoids (Hymenoptera: Scelionidae) of pests of the Pentatomidae and Noctuidae families on soybean under different managements (conventional, IPM and organic). Stink bug eggs were sampled in three areas of commercial soybean cultivation during three harvests (2013/2014, 2014/2015 and 2016/2017), in Marechal Cândido Rondon, PR. Samples of egg noctuid (2018/2019 harvest) were received from São José dos Pinhais, PR. The identification of parasitoids was based on taxonomic key and DNA barcoding technique, using the sequencing of a fragment of the Cytochrome c Oxidase Subunit I (COI) gene. The study was divided into five chapters. In the first chapter, the identification of *S. frugiperda* egg parasitoids from in maize and *S. cosmioides* egg parasitoids on soybean, based on an integrative taxonomic approach, as well as the origin of the genetic lineage of these parasitoids was evaluated. The parasitoid reared on these pests was *Te. remus*. This is the first natural record of this parasitoid in Brazil, which was originated from strains introduced in the Americas. In the second chapter, it was studied the diversity of species of *Telenomus* and *Trissolcus* collected in three areas of commercial soybean cultivation in Marechal Cândido Rondon, western Paraná. It was found that *Te. podisi* is a complex of six cryptic species, besides four species of *Trissolcus* (one new species and new record) occur on soybean crop. In the third chapter, it was discussed how different management influenced the dynamics and population fluctuation of the stink bugs and their parasitoids. It was observed that the management interfered in the richness of the parasitoid species, as well as influenced the fluctuation of stink bugs and parasitoids. In the organic management, it was found the highest species richness, and in the conventional management, it was observed the lowest richness. In the MIP, the richness was intermediate, when compared to the organic and conventional managements. In the fourth section, an identification key to the genera of parasitoids to the species of *Trissolcus*. In addition, a new species of *Trissolcus* is describe, *Tr. scuticarinatus* is redescribed and the non-occurrence of *Tr. brochymanae*, in the areas studied, is discuss. Finally, in the chapter 5, a checklist of stink bug egg parasitoids was elaborated, in order to summarized the information on distribution, insect hosts and host plants, to facilitate future works, especially those related to the history of parasitoids and their hosts, with a focus on phylogeography.

Keywords: DNA Barcoding, Scelionidae, Heteroptera, Biological control, Molecular markers

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor de soja do mundo, sendo que a importância econômica da soja é devida ao seu valor como commodities e matéria-prima para a produção agropecuária. Os estados brasileiros líderes na produção e na produtividade por área são Mato Grosso, seguido do Paraná (CONAB, 2020).

Contudo, para manter os patamares de produção elevados há a necessidade de avançar na resolução de alguns problemas que afetam a cultura, entre os quais, o ataque de insetos praga. Isso é possível com a adoção do manejo integrado de pragas (MIP), que utiliza a integração de diversos métodos (químico, físico e biológico, entre outros) para realizar o controle das pragas-alvo. É possível manejar as pragas da soja adotando procedimentos de monitoramento, considerando os níveis de ação pré-estabelecidos e utilizando corretamente os produtos indicados para o controle das pragas, com uso preferencial para aqueles mais seletivos, a fim de favorecer os inimigos naturais (Corrêa-Ferreira et al., 2010).

A dinâmica das pragas e seus inimigos naturais sofre alteração com o manejo adotado, monocultivo, uso indiscriminado de inseticidas de amplo espectro, aumento no uso de fungicida, não rotação de cultura e manejo fitossanitário inadequado. Conseqüentemente, o nível populacional das pragas aumenta e, em algumas condições, pragas secundárias passam a atuar como pragas primárias (Bueno et al., 2007).

Várias pragas podem atacar a cultura da soja desde a germinação até a colheita. No período inicial e vegetativo, as espécies desfolhadoras (lagartas) são as mais importantes (Conte et al., 2020). Na fase reprodutiva, além das lagartas, os percevejos da família Pentatomidae assumem papel de pragas principais (Panizzi et al., 2012; Moscardi et al., 2012). Algumas espécies dessa família estão associados a soja, tais como, o percevejo-marrom, *Euschistus heros* (Fabricius), o percevejo-verde-pequeno, *Piezodorus guildinii* (Westwood), o percevejo-verde-grande, *Nezara viridula* (L.), o percevejo-de-asa-preta, *Edessa meditabunda* (Fabricius), o percevejo-barriga-verde, *Diceraeus melacanthus* (Dallas), e *Chinavia* sp. (anteriormente *Acrosternum*) (Panizzi; Vivan, 1997). Nas principais regiões produtoras deste grão, a espécie mais importante e abundante é *E. heros*, que ocorre apenas na América do Sul (Zerbino; Panizzi, et al., 2019).

Outras pragas, que vêm aumentando consideravelmente seu status de importância nos cultivos de soja, são as lagartas, sendo mais comuns *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), *S.*

comioides (Walker) e *S. eridania* (Cramer). As lagartas causam danos na soja nas plântulas, vagens e grãos. Podem cortar as plântulas, perfurar e destruir os cotilédones e as folhas, principalmente *S. frugiperda* (Tonet et al., 2000). Já nos estágios de vagens e grãos, *S. comioides* e *S. eridania* são mais frequentes, causando desfolha e destruindo vagens e grãos.

Para o manejo dos percevejos e lagartas, o controle químico tem sido o mais utilizado. Contudo, a seleção de espécies resistentes e o impacto em organismos não-alvo têm demonstrado a necessidade de implementação de outras estratégias de controle, pois o uso intensivo de inseticidas tem se mostrado insuficiente e ineficiente para o controle (Corrêa-Ferreira et al., 2010). Portanto, adoção de um programa de manejo integrado de pragas (MIP), usando diferentes táticas de controle é de grande importância para um controle eficiente da praga-alvo e minimizar a pressão de seleção que os inseticidas causam sobre a população de pragas e favorecer o controle biológico natural, aproveitando assim o potencial da riqueza gratuita da biodiversidade de inimigos naturais presentes nos agroecossistemas.

Nesse sentido, uma tática de controle que tem se mostrado viável e eficiente na redução da população dessas pragas é o controle biológico, seja pela manutenção dos inimigos naturais, que naturalmente ocorrem no campo, seja pela liberação deles. Com a utilização da tecnologia Bt na soja e milho, por exemplo, o controle biológico deverá ser mais eficiente, uma vez que a quantidade de aplicação de produtos químicos tende a diminuir, favorecendo a permanência e a sobrevivência dos inimigos naturais em campo. A eficiência e o sucesso do controle biológico dependem da correta identificação dos inimigos naturais na cultura-alvo e do conhecimento da sua diversidade (Zucchi, 2002).

Entre os inimigos naturais dos percevejo-da-soja (Pentatomidae) e das lagartas. (Noctuidae: Spodoptera) destacam-se os micro-himenópteros parasitoides de ovos (Corrêa-Ferreira e Moscardi, 1996), sendo que a família Scelionidae é uma das mais importante. As principais espécies de parasitoides de ovos de percevejos são *Telenomus podisi* Ashmead, *Trissolcus urichi* e *Tr. teretis*. Já foram verificadas 23 espécies desses micro-himenópteros parasitando ovos de percevejo-da-soja (Corrêa-Ferreira, 2002)

Nas décadas de 1980 e 1990, o parasitoide mais comum era *Tr. basalis*, uma vez que *N. viridula* predominava na cultura da soja durante esse período. Atualmente, *Te. podisi* é a espécie mais encontrada parasitando percevejos, pois *E. heros* é seu hospedeiro preferencial. Atualmente, esse percevejo é uma das pragas mais abundantes nas lavouras de soja (Godoy et al., 2007; Conte et al., 2020). Já para as espécies de *Spodoptera*, o parasitoide de ovos

Telenomus remus Nixon se destaca como potencial agente de controle biológico (Cave, 2000, Wengrat et al., 2021).

As identificações das espécies de Scelionidae, sejam parasitoides de Pentatomidae ou de Noctuidae, baseiam-se principalmente em caracteres morfológicos, que são relativamente bem caracterizados e definidos. Entretanto, pode ocorrer plasticidade fenotípica, ou seja, os caracteres morfológicos variam dentro de uma espécie, principalmente pela variabilidade dos fatores abióticos, como a temperatura (Marinho et al., 2014). A plasticidade fenotípica pode trazer dúvidas nas identificações, sendo difícil determinar se as variações são intra ou interespecíficas.

No entanto, também existem indivíduos que variam pouco morfológicamente, porém apresentam diferenças biológicas, comportamentais e incompatibilidade reprodutiva, que as distinguem como espécies, sendo essas conhecidas como grupo de espécies crípticas. Detectar espécies crípticas pela morfologia é um desafio e exige trabalho exaustivo.

Nesse contexto, dados de sequência moleculares estão sendo usados como ferramentas complementares para elucidar as identidades das espécies. É provável que mais espécies sejam descobertas, na medida que são analisadas molecularmente e as espécies já descritas tenham uma resolução mais consistente, evitando as identificações e redescritões duvidosas. O gene Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) é o que vem sendo amplamente utilizado para a identificação molecular e até mesmo para definição de complexo de espécies crípticas (Hebert et al., 2003).

As sequências do gene COI têm sido usadas para identificação de muitas espécies de parasitoides, por exemplo, espécies de *Trissolcus* (Tortoriti et al., 2019). Vários autores mostraram a importância de utilizar marcadores moleculares para análises filogenéticas com melhores resoluções e com dados mais informativos, bem como facilitar a delimitação dos grupos e espécies de Scelionidae e do gênero *Trissolcus* (Guz et al., 2013, Taekul et al., 2014 e Talamas et al., 2019).

Considerando-se que a correta identificação dos agentes de controle biológico representa o primeiro passo de sucesso de um programa de controle biológico (Zucchi, 2002), a identificação molecular é uma alternativa para esclarecer a identidade das espécies de parasitoides de ovos. Contudo, estudos com parasitoides de percevejos da soja, no Brasil, referem-se principalmente à ocorrência, bioecologia, índice de parasitismo, técnicas de criação entre outros. Os trabalhos de diversidade genética e morfologia têm sido

negligenciados para os parasitoides de ovos de pentatomídeos para a fauna brasileira, sendo os dados apresentados neste trabalho, pioneiros. Apenas para *Te. remus*, foi feita uma abordagem integrativa para confirmar a espécie e obter a possível origem genética da espécie (Wengrat, et al. 2021). Portanto, é necessário o desenvolvimento de mais estudos no Brasil, pois os parasitoides são de suma importância no controle biológico natural e aplicado dos percevejos e mariposas, além de ser um dos principais métodos de controle que pode ser utilizado no manejo integrado de pragas (MIP).

Assim, o objetivo da tese foi esclarecer a identidade dos parasitoides de ovos de percevejos e de espécies de Spodoptera e verificar como os diferentes manejos podem influenciar na dinâmica e composição faunística dos parasitoides de ovos de percevejos pragas da cultura da soja.

Esse estudo foi dividido em cinco capítulos:

2. Taxonomia integrativa e filogeografia de *Telenomus remus* (Scelionidae), com primeiro registro de parasitismo natural em Spodoptera spp. no Brasil.

3. DNA barcode: descobrindo a diversidade de vespas parasitoides (Hymenoptera: Scelionidae) associadas a ovos de percevejos-praga (Pentatomidae) em agroecossistemas no estado do Paraná.

4. Flutuação populacional de percevejos (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) e seus parasitoides de ovos (Hymenoptera) na cultura da soja, em diferentes manejos fitossanitários.

5. Parasitoides (Hymenoptera: Chalcidoidea, Platygastroidea) de ovos de percevejos da soja (Hemiptera: Pentatomidae) no Brasil: chave para os gêneros de parasitoides e das espécies de *Trissolcus* na cultura da soja.

6. Registro, diversidade e distribuição geográfica de himenópteros parasitoides de ovos de percevejos da soja (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) no Brasil.

Referências

Bueno, R.C.O.F., Parra, J.R.P.; Bueno, A.F., Oliveira, J.R.G., Camilo, M.F. Sem Barreira. Informativo, Cultivar, Fev. 2007.

Cave, R.D., 2000. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. Biocontrol News and Information 21, 21–26.

CONAB, Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira de grãos 2020. Brasília: Disponível em: <http://www.conab.gov.br>. Acessado em 19 out. 2021.

Conte, O. et al. Resultados do manejo integrado de pragas da soja na safra 2019/2020 no Paraná. Embrapa Soja. Documento 431. 2020. Disponível em < <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/217939/1/Doc-431.pdf> >. Acesso: 06 de outubro de 2021.

Corrêa-Ferreira, B. S., 2002. *Trissolcus basal* para o controle de percevejos da soja, in: Parra, J.R.P., Botelho, P.S.M., Corrêa-Ferreira, B.S., Bento, J.M. (Eds.). Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores. São Paulo: Manole, pp. 449-476.

Corrêa-Ferreira, B.S., Moretto, T., Enoir, A., Pellizzaro, C., Moscardi, F., Bueno, A.F., 2010. Práticas de manejo de pragas utilizadas na soja e seu impacto sobre a cultura; Londrina: Circular Técnica 78.

Hebert, P.D.N., Ratnasingham, S., deWaard, J.R. (2003) Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. Proceedings of the Royal Society Science. 270: 96–99. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2003.0025>

Marinho, C.F., Cònsoli, F.L., Zucchi, R.A., 2014. Geometric morphometry and molecular analysis clarified the identity of *Opius* sp. aff. *bellus* (Hymenoptera, Braconidae), a fruit fly parasitoid in Brazil. Zootaxa, 3: 409-419. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3760.3.7>

Moscardi, F., Bueno, A.F., Sosa-Gómez, D.R., Roggia, S.; Hoffmann-Campo, C.B., Pomari, A.F., Corso, I.C., Yano, S.A.C., 2012. Artrópodes que atacam as folhas da soja, in: Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S., Moscardi, F. (Eds.). Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga. Brasília: Embrapa, pp.213-334.

Panizzi, A.R., Bueno, A.F., Silva, F.A.C., 2012. Insetos que atacam vagens e grão, in: Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S.; Moscardi, F. (Eds.). Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga. Brasília: Embrapa, pp. 335-420.

Wengrat, A.P.G.S., Coelho Junior, A., Parra, J.R.P., Takahashi, T.A., Foerster L.A., Corrêa A.S., Polaszek, A, Johnson, N.F., Costa, V.A., Zucchi, R.A., 2021. Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus* (Scelionidae), with the first record of

natural parasitism of Spodoptera spp. in Brazil. *Scientific Reports*, 11, 14110.
<https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>

Zerbino, M.S., Panizzi, A. R., 2019. The underestimated role of pentatomid parasitoids in Southern South America. *Arthropod Plant Interactions*, 13 (5), 703-718.

<https://doi.org/10.1007/s11829-019-09703-1>

Zucchi, R.A., 2002. Taxonomia e controle biológico de pragas, in: Parra, J.R.P., Botelho, O.S.M., Côrrea-Ferreira, B.S., Bento, J. M. (Eds.). *Controle Biológico no Brasil: Parasitoides e Predadores*. São Paulo: Manole, pp. 17-24.

2. TAXONOMIA INTEGRATIVA E FILOGEOGRAFIA DE *TELENOMUS remus* (SCELIONIDAE), COM O PRIMEIRO REGISTRO DE PARASITISMO NATURAL DE *Spodoptera* spp. NO BRASIL

RESUMO

O parasitóide de ovos *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) tem sido investigado para o controle biológico clássico e aplicado de noctuídeos praga, especialmente espécies de *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). Embora *T. remus* tenha sido introduzido no Brasil há mais de três décadas para o controle biológico clássico de *S. frugiperda*, esta vespa não foi registrada como estabelecida em culturas de milho ou soja. Usamos uma abordagem integrativa para identificar *T. remus*, combinando uma chave taxonômica baseada na genitália masculina com código de barras de DNA, usando um fragmento do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade I (COI). Este é o primeiro relato de parasitismo natural de *T. remus* em ovos de *S. frugiperda* e *S. cosmioides* em duas localidades no Brasil. Também confirmamos que a linhagem de *T. remus* no Brasil deriva de uma cepa na Venezuela (originalmente de Papua Nova Guiné e introduzida nas Américas, África e Ásia). A ocorrência de *T. remus* parasitando ovos de *S. frugiperda* e *S. cosmioides* em condições de campo, não associado a liberações inundativas, sugere que a espécie conseguiu se estabelecer em campo no Brasil. Isso abre possibilidades para futuros programas de controle biológico, uma vez que *T. remus* apresenta bom potencial para criação massal e parasitismo de ovos de importantes pragas agrícolas, como espécies de *Spodoptera*.

Palavras-chave: Parasitismo natural, Parasitoide-de-ovos, *Spodoptera frugiperda*, *Spodoptera cosmioides*.

ABSTRACT

The egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) has been investigated for classical and applied biological control of noctuid pests, especially *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae) species. Although *T. remus* was introduced into Brazil over three decades ago for classical biological control of *S. frugiperda*, this wasp has not been recorded as established in corn or soybean crops. We used an integrative approach to identify *T. remus*, combining a taxonomic key based on the male genitalia with DNA barcoding, using a cytochrome c oxidase subunit I (COI) mitochondrial gene fragment. This is the first report of natural parasitism of *T. remus* on *S. frugiperda* and *S. cosmioides* eggs at two locations in Brazil. We also confirmed that the *T. remus* lineage in Brazil derives from a strain in Venezuela (originally from Papua New Guinea and introduced into the Americas, Africa, and Asia). The occurrence of *T. remus* parasitizing *S. frugiperda* and *S. cosmioides* eggs in field conditions, not associated with inundative releases, suggests that the species has managed to establish itself in the field in Brazil. This opens possibilities for future biological control programs, since *T. remus* shows good potential for mass rearing and egg parasitism of important agricultural pests such as *Spodoptera* species.

Keywords: Natural parasitism, Egg parasitoids, *Spodoptera frugiperda*, *Spodoptera cosmioides*.

*Este capítulo foi publicado na revista Scientific Reports. Referência: Wengrat, A.P.G.S., Coelho Junior, A., Parra, J.R.P., Takahashi, T.A., Foerster L.A., Corrêa A.S., Polaszek, A, Johnson, N.F., Costa, V.A., Zucchi, R.A. Integrative taxonomy and phylogeography of

Telenomus remus (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. in Brazil. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>

2.1. INTRODUÇÃO

O gênero *Spodoptera* (Guenée, 1852) (Lepidoptera: Noctuidae) inclui espécies polífaras, com grande capacidade de dispersão e alta taxa reprodutiva, que são reconhecidas como importantes pragas agrícolas no mundo (Cruz, 1995; Nagoshi 2009). Nas Américas, três espécies do gênero, i.e., *S. cosmioides* (Walker, 1858), *S. eridania* (Cramer, 1782) e *S. frugiperda* (J. E. Smith, 1797) destacam-se como as principais pragas agrícolas (Bernardi et al., 2014; Machado et al., 2020). No entanto, *S. frugiperda* é de maior relevância devido aos frequentes surtos populacionais nos cultivos de milho, soja e algodão (Sparks, 1979; Knippling 1980; Cruz, 1995; Nagoshi 2009). Em 2016, *S. frugiperda* foi reportada pela primeira vez no continente Africano com subsequentes eventos de dispersão para Ásia e Oceania, tornando-se de distribuição cosmopolita e praga-chave dos cultivos de milho nessas regiões (Goergen et al., 2016; Caniço et al., 2020).

Inseticidas e culturas Bt são os métodos mais utilizados para controlar espécies de *Spodoptera* (Botha et al., 2019; Lira et al., 2020; Boaventura et al., 2020). No entanto, vários casos de resistência a inseticidas e plantas Bt têm sido relatados, principalmente para *S. frugiperda* (Carvalho et al., 2013; Omoto et al., 2016). Nos últimos anos, o controle biológico ganhou destaque para o controle de *Spodoptera*, principalmente integrado a cultivos Bt onde os inseticidas são menos aplicados.

Entre os inimigos naturais de *Spodoptera*, os parasitoides de ovos do gênero *Telenomus* (Hymenoptera: Platygasteridae) se destacam como potenciais agentes de controle biológico (Cock, 1985; Cave, 2000). No entanto, a identificação das espécies de *Telenomus* é difícil devido à grande semelhança morfológica entre as espécies, sendo os caracteres da genitália do macho mais confiáveis para a identificação de espécies (Kenis et al. 2019). Porém, a identificação precisa das espécies de *Telenomus*, principalmente as do grupo *californicus*, ainda carece de ampla revisão, devido as espécies crípticas e também às espécies ainda não descritas, principalmente em regiões tropicais (Kenis et al. 2019). Considerando-se que a correta identificação dos agentes de controle biológico representa o primeiro passo de

sucesso de um programa de controle biológico (Danks, 1988; Zucchi, 2002), a identificação molecular é uma alternativa para esclarecer a identidade das espécies do grupo *californicus*.

Telenomus remus Nixon, 1937, uma espécie nativa da Malásia peninsular, Papua Nova Guiné, foi introduzida em países da América do Sul e Central como agente de controle biológico clássico de *Spodoptera* spp. (Hernández et al. 1989). Recentemente, essa espécie também foi reportada em países da América do Norte e do continente Africano, parasitando naturalmente espécies de *Spodoptera* (Kenis et al., 2019).

A primeira linhagem de *T. remus*, introduzida no Brasil em 1983, foi proveniente da República Dominicana, para o controle biológico clássico de *S. frugiperda* (Cock, 1985). Posteriormente, mais duas introduções foram realizadas no Brasil, uma pelo Centro de Pesquisa de Milho e Sorgo (Sete Lagoas-MG), com população proveniente da Venezuela, em 1996. Uma terceira introdução foi realizada pela Unesp Jaboticabal, em 2011, sendo a linhagem também da Venezuela (Naranjo-Guevara et al., 2020). Esses parasitoides foram coletados em Barquisimeto, Estado de Lara, Venezuela, em ovos de *S. frugiperda*, na cultura de milho. *Telenomus remus* criados e liberados na Venezuela têm como centro de origem Papua New Guinea (Cock, 1985).

Apesar de introduzido no Brasil há mais de 35 anos, não há relatos da ocorrência natural de *T. remus*, indicando baixa adaptação das linhagens de *T. remus* no ecossistema agrícola brasileiro. Nossos objetivos são esclarecer a identidade de *T. remus* por meio da taxonomia integrativa e confirmar, por meio de abordagem filogeográfica, a origem da linhagem genética de *T. remus*, que está ocorrendo naturalmente no território brasileiro.

2.2. MATERIAL E MÉTODOS

2.2.1. Coleta e identificação morfológica

As posturas de *S. frugiperda*, coletadas na cultura do milho em 2019, na área experimental do campus “Luiz de Queiroz”, município de Piracicaba, estado de São Paulo, Brasil (22°41’53” S, 47°38’30” O), foram acondicionadas em frascos de vidros para a emergência de parasitoides. Após a emergência, os parasitoides foram mantidos em frascos contendo ovos de *S. frugiperda*, para multiplicação em laboratório. Após período de 24h do

parasitismo, os parasitoides coletados do campo foram armazenados em etanol 99,5%, para as identificações morfológica e molecular.

A postura de *S. cosmioides* (Walker) foi coletada em área de soja transgênica Bt, cultivar M5917IPRO, na safra 2018/2019, município de São José dos Pinhais, estado do Paraná, região Sul do Brasil (25°36'25.2" S, 49°08'04.2" O), a 358 km de distância de Piracicaba (primeiro local de coleta). Após a emergência, os parasitoides foram acondicionados em etanol 99,5%, para as identificações morfológica e molecular. As lagartas foram alimentadas até chegarem ao estágio adulto para confirmação da identidade da praga.

A identificação foi baseada principalmente na genitália masculina, preparada e montada em lâminas de microscópio segundo o método de Polaszek & Kimani²¹. Os indivíduos de *T. remus* coletados no Brasil foram comparados morfológica e molecularmente com espécimes de colônia de criação laboratorial da Venezuela (material de origem de Trinidad e Tobago) criados no Laboratório de Biologia de Insetos da USP/ESALQ desde 2011. Indivíduos de cada campo e da colônia de criação em laboratório foram depositados na Coleção de Insetos Entomófagos Oscar Monte do Instituto Biológico de Campinas, São Paulo, Brasil, sob os seguintes números: IBCBE 003669, IBCBE 003671, IBCBE 003672, IBCBE 003674, IBCBE 003677 – IBCBE 003687; e no acervo do Museu de Entomologia da ESALQ (MELQ), números ESALQENT000553 – ESALQENT000562 (Tabela 1).

Para a dupla montagem dos indivíduos provenientes da extração não-destrutiva, o espécime foi desidratado no secador de ponto crítico. Posteriormente, a genitália do macho e clarificada, preparada, montada em bálsamo-do-canadá (Johnson 1984; Polaszek e Kimani, 1990) e devidamente etiquetadas (Noyes et al. (1982).

As fotografias foram feitas com um estereomicroscópio Leica M165C, equipado com uma câmera digital Leica DFC 420 e uma cúpula para dispersão de luz (Kerr et al. 2008). Pilhas de imagens foram combinadas usando Leica Application Suite v3.8 para obter imagens finais com foco estendido.

2.2.2. Extração de DNA

Para produção do DNA barcoding, nós utilizamos 6 indivíduos de *T. remus*: uma fêmea e um macho de Piracicaba, um macho de São José dos Pinhais, duas fêmeas e um macho do Laboratório de Biologia de Insetos ESALQ (originalmente da colônia de criação da Venezuela). A extração de DNA genômico total foi realizada utilizando uma metodologia não destrutiva com base no protocolo de Gilbert et al. (2007), otimizado com sucesso para extração de pequenos artrópodes como ácaros, tripes, micro-himenópteros. A exceção de extração de DNA de insetos de São José dos Pinhais, foi realizada pelo protocolo destrutivo de Kenis et al. 2019, feito pela empresa GoGenetic, PR, Brasil.

A metodologia de extração não-destrutiva consistiu nas seguintes etapas: um único parasitoide foi colocado em eppendorf de 1,5 ml, totalmente imerso em 200 µL de buffer de digestão [3-mM CaCl₂, 2% de dodecil sulfato de sódio (SDS), 40-mM de ditioneitol (DTT), 100-mM de tampão Tris pH 8 e 100 -mM NaCl]. Adicionaram-se 10 µL de proteinase K (20 mg/ml) diretamente no eppendorf e incubou por 20-24 horas a 65 °C em banho-maria. Após 12 h do início da incubação, foram adicionados mais 5 µL de proteinase K (20 mg/ml). Após o período de incubação, o parasitoide foi transferido para novo tubo contendo etanol 80%. Depois de 30 min, o etanol 80% foi retirado e foi adicionado etanol 99,5%. O eppendorff, contendo o espécime, foi estocado a -20 °C para posterior montagem e identificação morfológica.

Para continuar a extração, na solução resultante da incubação do inseto no tampão de extração, foram adicionados 500 µL de CIA (clorofórmio + álcool isoamílico (24:1) e misturado gentilmente por inversão (10 vezes) e centrifugado a 13.000 RPM por 20 min em temperatura ambiente. O sobrenadante foi transferido para novo eppendorf e adicionou-se 1/10 do volume total de acetato de sódio (3M, pH 5,2) e 3 µL de glicogênio (5mg/ml). Adicionou-se 0,7X de Isopropanol 100% gelado ao volume de DNA (volume de álcool foi calculado após a adição de acetato de sódio e glicogênio). Foi misturado gentilmente por inversão (10 vezes) e incubado a -20 °C por 24 a 48 h. Foi centrifugado a 14.000 rpm/35 min a 4°C e a fase líquida foi descartada, girando-se o tubo para não perder o “pellet” de DNA. Foram adicionados 500µl de etanol 70% gelado. Foi centrifugado a 14.000 rpm/10 min a 4°C. A fase líquida foi descartada, girando-se o tubo para não perder o pellet de DNA. Foram adicionar 500µl de etanol 95% gelado. Foi centrifugado a 14.000 rpm/15 min a 4°C. A fase líquida foi descartada, girando-se o tubo para não perder o “pellet” de DNA. O “pellet” foi seco

completamente ao ar em câmara de fluxo (aproximadamente 1-2 h). Foram adicionados 40µL de H2O MilliQ para eluir e suspender completamente o DNA. Para isso, foi misturado gentilmente por inversão e batidas no tubo, centrifugado a 13.000 rpm por 30 a 45 s, para concentrar a solução com DNA no fundo do tubo. Posteriormente, foi armazenado a -20°C.

2.2.3. Amplificação e sequenciamento do gene COI

Após a extração de DNA, o fragmento do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade I (COI), correspondente a região barcode (Hebert et al., 2003), foi amplificado por reação em cadeia da polimerase (PCR) utilizando os primers específicos aqui desenhados, Telen-F1 (AGGATCAGCAATAAGAGCATT) e Telen-R1 (TACTGGATCTCCTCCTCCTG). Os primers foram desenhados no programa Primer3 a partir de cinco amostras sequenciadas de *Telenomus* e mais duas sequências do Barcode of Life (ADS8099; ADM4100).

As reações de cadeia de polimerase (PCR) foram realizadas contendo um volume final de 25 µL e as concentrações dos componentes da reação seguiram o trabalho de Gariepy et al. (2014). A quantidade mínima de DNA genômico adicionada na reação para se obter amplicons na PCR foi de 40ng. As condições de amplificação foram a 94 °C por 3 min para desnaturação primária, depois 35 ciclos de 94 °C por 45 s, 57 °C por 45 s, 72 °C por 1min e 30 s, com extensão final a 72 °C por 15 min. Os amplicons foram visualizados sob luz ultravioleta, após eletroforese em gel de agarose a 1,5% corado com SYBR Safe (Life Technologies). O processo de purificação subsequente foi realizado usando-se 1 µl (20 U µl⁻¹) de Exonuclease I (Thermo Fisher Scientific™) e 2 µl (1 U µl⁻¹) de fosfatase alcalina termossensível FastAP™ (Thermo Fisher Scientific™) para 10 µl do produto final de PCR. As condições do termociclador utilizado para a purificação consistiram em 37 °C por 30 min, seguido de 80 °C por 15 min. O sequenciamento bidirecional foi realizado pelo método Sanger no Laboratório de Biotecnologia Animal da ESALQ.

2.2.4. Análise da região barcode

Os cromatogramas das sequências de cada indivíduo foram verificados, editados e alinhados para produção da sequência consenso no aplicativo Sequencher 4.8 (Gene Codes

Corp., Ann Arbor, MI). A presença de NUNTs (parálogos nucleares de origem mitocondrial) (Lopez et al., 1994) foi observada no aplicativo MEGA X (Kumar et al., 2018), seguindo-se os passos descritos em Correa et al. (2017). Para confirmar a identificação molecular dos insetos do campo, calculamos a distância genética entre as sequências dos insetos do Brasil e a sequencias dos parasitoides, oriundos da Venezuela, e mantidos no Laboratório de Biologia da ESALQ, utilizando-se o modelo Kimura-dois-parâmetros (K2P) no MEGA X. Submetemos as sequências ao BOLDSystems (www.boldsystems.org/) e NCBI/BLASTn (www.ncbi.nlm.nih.gov), e os espécimes-teste utilizados para as análises moleculares foram depositados na Coleção de Insetos Entomófagos de Oscar Monte no Instituto Biológico, Campinas, São Paulo, Brasil. Cepas de Jaguariúna: MW834424 (IBCBE 003668), MW834423 (IBCBE 003670), MW834422 (IBCBE 003673), Piracicaba: MW834425 (IBCBE 003675), MW834426 (IBCBE 003676) (Tabela 1). Sequência de *T. remus* coletado em São José dos Pinhais foi depositada sob o número de acesso MW834427.

Posteriormente, para a abordagem filogeográfica, incluímos em nosso banco de dados 40 sequências originadas dos seguintes países: Equador (KM485691), Honduras (KM485692), EUA (KM485690), Quênia (MK533757, MT465126, MT465127), Costa do Marfim (MK533758), África do Sul (MH681660, MH681661, MH681662, MH681663, MK533746, MK533747, MK533748, MK533749), Paquistão (KY835081), Benin (MK533750, MK533751, MK533756, MN900731, MN900732), Níger (MK533752, MK533753, MK533754), China (MN123239, MN123240, MN123241, MN123242, MN123243, MN123244) e Índia (KP994550, KT305960, MN814077, MN879314, MN879315, MN879316, MN913332, MW052708, MW052800, MW243584). Após o alinhamento, as sequencias foram trimadas para 420 pb com objetivo de não haver dados faltantes. O número de haplótipos foi calculada no DNAsp (citar) e uma rede de haplótipo foi construída no aplicativo PopArt (Leigh; Bryant, 2015).

2.3. RESULTADOS

2.3.1. Identificação morfológica

A espécie foi identificada como *T. remus* Nixon, 1937 (Figuras 2 e 3) e confirmada com as descrições de Nixon (1937) e Chou (1987), não havendo variação morfológica entre os indivíduos de Piracicaba, de São José dos Pinhais e da Venezuela mantida em criação de laboratório na ESALQ).

A identificação morfológica foi baseada nos caracteres da genitália masculina. A genitália (Fig. 3, C) é bastante curta e larga, com três grandes dentes no dígito. Lâminas volveolares fortemente pigmentadas. O eixo edeago-volveolar parece ter duas hastes cobrindo os dedos antes de divergir por uma curta distância. Em adeagos-vosellar, na porção látero-dorsal dos dedos, há uma pequena projeção que converge com o ápice das lâminas volveolares. Projeção central entre as lâminas volveolares ausente. Genitália indistinguível daquelas de *T. nawai* e *T. soudanensis*.

2.3.2. DNA Barcoding e inferências filogenéticas

Nós produzimos uma sequência de 527 pb para a região barcoding dos indivíduos coletados em campo e de laboratório. Seis indivíduos tiveram a região barcode idêntica e um indivíduo de criação de laboratório, proveniente da Venezuela, apresentou diferença nucleotídica com distância genética estimada de $D = 0,002$. Quando submetemos nossas sequências ao banco de dados do Barcode of Life Systems e BLASTn, obtivemos homologia > 99% com outras sequências de *T. remus*, confirmando a identificação da espécie.

A análise das 46 sequências de *T. remus*, alinhadas e editadas para 420 pb, geraram 6 haplótipos, sendo o haplótipo H1 presente em 11 dos 13 países com sequências disponíveis no banco de dados, com exceção de Honduras e China. O haplótipo H2 está presente nos indivíduos da Venezuela, Honduras, China e Índia. O H3 é exclusivo do Quênia e os haplótipos H4, H5, H6 ocorrem apenas nos indivíduos da Índia (Figura 1). A relação genética entre os haplótipos indica a presença de duas linhagens com distância genética de $D = 0.039$ entre os haplótipos (Figura 1).

2.3.3. Registro de ocorrências

É registrado, pela primeira vez no Brasil, o parasitismo natural de *T. remus* em ovos de *S. frugiperda* coletada na cultura do milho e em *S. cosmioides*, coletada na cultura da soja, nos municípios de Piracicaba/SP e São José dos Pinhais/PR, respectivamente.

2.4. DISCUSSÃO

A ocorrência natural de *T. remus* parasitando ovos de *S. frugiperda* e *S. cosmioides* abre novas perspectivas na utilização desse parasitoide em programas de controle biológico das pragas do gênero *Spodoptera* no Brasil. A ocorrência natural de *T. remus* é forte indicativo que esse parasitoide possui as condições adaptativas para sobrevivência, colonização e parasitismo de espécies de *Spodoptera* em condições de campo (citar).

O sucesso do estabelecimento de uma espécie em uma nova área depende de sua capacidade de responder às condições ambientais e às interações ecológicas a qual é submetida (citar). Algumas espécies passam por um *lag period*, que corresponde a um período de tempo necessário para a evolução das características adaptativas e o estabelecimento em uma nova área (Ellstrand e Schierenbeck, 2000; Mack et al. 2000). Isso que parece ter acontecido com *T. remus* no Brasil, onde foi introduzido três vezes, 1983, 1996 e 2011.

Cenário similar ocorreu no sul da Flórida, EUA, nas décadas de 1970 e 1980, quando foram realizadas liberações de *T. remus* sem aparente sucesso no estabelecimento natural da espécie (Hay-Roe et al., 2015). Entretanto, em 2009 e 2013, foram coletados *T. remus* na região centro-norte da Flórida, aproximadamente 500 km dos locais, onde foram realizadas as liberações iniciais, sugerindo que a espécie pode ter se dispersado e estabelecido nessas regiões. Recentemente, outros casos de ocorrências naturais de *T. remus* foram registrados em Benin, Costa do Marfim, Quênia, Níger e África do Sul (Kenis et al., 2019). No entanto, segundo esses autores, não é conhecido a exata origem e data da introdução de *T. remus* na África, mas foi anterior à invasão de *S. frugiperda*, pois alguns indivíduos de *T. remus* foram coletados no Quênia, em 1988.

O gênero *Telenomus* é formado por um grupo de espécies de difícil identificação, o que dificulta os relatos de parasitismo natural pelas várias espécies do gênero. *Telenomus remus*, principalmente, tem longo histórico de confusões taxonômicas. *T. remus* descrito por

Nixon (1937), pode ser um sinônimo júnior de *T. spodopterae* Dodd, 1913, espécie coletada em ovos de *Spodoptera* sp. na Indonésia. Mas ficou relutante em usar o nome dado por Dodd, pelo fato de a descrição ser curta e a descrição ser baseada apenas na fêmea, sendo necessária uma futura comparação entre os vouchers de ambos materiais.

Também já foi sugerido que *T. nawai* Ashmead, 1904, *T. solitus* Johnson, 1983 e *T. minutissimus* Ashmead, 1895 sejam sinonímias de *T. remus*, embora isso não tenha sido confirmado (Braithwaite e Pollard 1981; Yaseen et al. 1981; Cave, 2000; CABI, 2014). Esse conjunto de espécies têm morfologia externa semelhante, incluindo a genitália masculina, sendo necessário uma revisão taxonômica desses indivíduos para delimitar os padrões morfológicos intra e interespecíficos para definição a nível específico desse complexo.

Uma abordagem integrativa usando ferramentas moleculares pode ser útil para a correta identificação das espécies do grupo *californicus*. No entanto, o código de barras de DNA para micro-himenópteros pode ser um desafio, devido à dificuldade de obter DNA genômico em quantidade e qualidade suficientes a partir de extrações não destrutivas de DNA de pequenos insetos. A baixa eficiência dos primers universais para este grupo de organismos também pode ser um problema. Aqui, realizamos uma extração de DNA não destrutiva capaz de obter DNA suficiente para amplificar um fragmento do gene COI e manter a integridade dos insetos voucher. Esta metodologia é recomendada para a produção de códigos de barras de DNA, uma vez que esses insetos podem ser úteis para futuros estudos sistemáticos e conferências de identificação morfológica. Também projetamos primers específicos eficientes para produzir amplicons e sequenciamento do gênero *Telenomus*, mesmo para indivíduos conservados em etanol 70%, condição aquém do ideal para preservação do DNA.

O DNA barcoding foi extremamente útil para confirmação da identificação de *T. remus*. Os indivíduos coletados no campo no Brasil apresentaram uma baixa distância genética, quando comparado com a população de laboratório ($D < 0.002$) e com outras sequências de DNA barcoding de *T. remus* presente no banco de dados, confirmando a identificação correta dos espécimes provenientes do campo no Brasil. Essa abordagem integrativa é aplicada com sucesso para identificação de vários grupos de insetos de difícil identificação morfológica (Shimbori et al., 2020) e é uma estratégia recomendada para a correta identificação de agentes de controle biológico e sua associação com seus hospedeiros (Garipey et al., 2014).

A análise conjunta das sequências de COI de *T. remus* revelou a presença de seis haplótipos distribuídos em duas linhagens genéticas mitocondriais nas Américas, África e Ásia. O haplótipo H4, presente na Índia, representa de maneira isolada uma das linhagens de *T. remus*, enquanto os outros cinco haplótipos representam outra linhagem, com destaque para o haplótipo H1, amplamente distribuído no mundo. Sobre as linhagens genéticas de *T. remus*, nós podemos estabelecer duas considerações importantes. A primeira é a presença de diferentes linhagens genéticas de *T. remus* no centro de origem geográfica da espécie. Essa hipótese baseia-se no pressuposto filogeográfico de maior diversidade haplotípica presente nos locais de origem de uma espécie (Avise et al., 1987). A segunda hipótese é a presença de uma espécie críptica muito próxima geneticamente de *T. remus* representada pelo haplótipo H4, no entanto, estudos de DNA barcoding do gênero *Telemonus* precisam ser aprofundados para a conclusão sobre a presença de uma linhagem de *T. remus* ou de outra espécie, muito próxima a *T. remus* na Índia.

A introdução de *T. remus*, em todo mundo, ocorreu com intuito de promover o controle biológico clássico de noctuídeos-praga nas décadas de 70 e 80, *T. remus* foi introduzido pelo Commonwealth Institute of Biological Control (CIBC) e Caribbean Agricultural Research and Development Institute (CARDI) em vários países. Segundo Cock (1985), *T. remus* oriundo de populações de Papua Nova Guiné e da República Dominicana foi distribuído para as estações da Índia, Paquistão, Barbados, várias Ilhas do Caribe (Antigua, Dominica, Montserrat, St. Kill, St. Vicent), Trinidad e Tobago e Venezuela. Assim, podemos inferir que os parasitoides coletados no Brasil são originados dessa linhagem introduzida por esses institutos nas Américas.

A recaptura de *T. remus* no campo propicia a condução de novos estudos bioecológicos e de parasitismo das espécies de *Spodoptera* e de outros noctuídeos em condições de campo. Entretanto, até o momento, as linhagens de *T. remus* mantidas em laboratório não foram bem-sucedidas na colonização e apresentaram baixa taxa de parasitismo em programas de controle biológico aplicado em áreas de cultivo no Brasil (Bueno et al. 2010, Pomari et al. 2012, Bueno et al. 2014, Queiroz et al. 2017).

Spodoptera frugiperda alcançou o status de megapraga cosmopolita e a prospecção de agentes de controle biológicos, eficientes para o controle dessa praga, tem um impacto global, principalmente pelo histórico de resistência a inseticidas e plantas Bt. Nós podemos sugerir que a linhagem de *T. remus* distribuída, por ação antrópica, nas Américas, África e Ásia

possui a capacidade de se adaptar às paisagens agrícolas e pode ser uma tática eficiente para o controle de *S. frugiperda* em diferentes regiões do mundo. No entanto, a correta identificação da espécie e da linhagem genética de *T. remus* é de grande importância para o sucesso na prospecção de *T. remus* eficientes no manejo de pragas.

Referências

Awise, J. C. et al. Intraspecific phylogeography: the mitochondrial DNA bridge between population genetics and systematics. *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 18, 489-522 (1987).

Bernardi, O. et al. Low susceptibility of *Spodoptera cosmioides*, *Spodoptera eridania* and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to genetically-modified soybean expressing Cry1Ac protein. *Crop Prot.* 58, 33-40 (2014).

Boaventura, D. et al. Detection of a ryanodine receptor target-site mutation in diamide insecticide resistant fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. *Pest Manage. Sci.* 76, 47-54 (2020).

Botha, A. S., Erasmus, A., du Plessis, H. & Van den Berg, J. Efficacy of Bt maize for control of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in South Africa. *J. Econ. Entomol.* 112, 1260-1266 (2019).

Braithwaite, C. W. D. & Pollard, G. V. (eds.). *Urgent Plant Pest and Disease Problems in the Caribbean*. InterAmerican Institute for Cooperation on Agriculture, Ocho Rios, Jamaica (1981).

Bueno, R. C. O. F. et al. Parasitism capacity of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) on *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. *Braz. Arch. Biol. Technol.* 53, 133-139 (2010).

Bueno, R. C. O. F., Bueno, A. F., Xavier, M. F. C. & Carvalho, M. M. *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism on eggs of *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Erebidae) compared with its natural host *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 107, 799-808 (2014).

Caníço, A., Mexia, A. & Santos, L. Seasonal dynamics of the alien invasive insect pest *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in Manica Province, central Mozambique. *Insects* 11, 512; 10.3390/insects11080512 (2020).

Carvalho, R. A., Omoto, C., Field, L. M., Williamson, M. S. & Bass, C. Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. PLoS ONE 8, e62268; 10.1371/journal.pone.0062268 (2013).

Cave, R. D. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. Biocontrol News and Information 21, 21–26 (2000).

Centre for Agriculture Bioscience International (CABI). Plantwise Technical Factsheet: *Telenomus*. In CABI (ed.), Plantwise Knowledge Bank (<http://www.plantwise.org>) (2014).

Chou, L. Y. Note on *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). Bull. Soc. Entomol. 20, 15–20 (1987).

Cock, M. J. W. A review of biological control of pests in the Commonwealth Caribbean and Bermuda up to 1982. (Commonwealth Institute of Biological Control Technical Communication, Farnham Royal United Kingdom, 1985).

Corrêa, A. S., Vinson, C. C., Braga, L. S., Guedes, R. N. C. & Oliveira, L. O. Ancient origin and recent range expansion of the maize weevil *Sitophilus zeamais*, and its genealogical relationship to the rice weevil *S. oryzae*. Bull. Entomol. Res 107, 9-20 (2017).

Cruz, I. A Lagarta-do-Cartucho na Cultura do Milho. (EMBRAPA, CNPMS, 1995).

Danks, H. V. Systematics in support of entomology. Annu. Rev. Entomol. 33, 271–296 (1988).

Ellstrand, N. C. & Schierenbeck, K. Hybridization as a stimulus for the evolution of invasiveness in plants? Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 97, 7043–7050 (2000).

Fernández-Arhex, V. & Corley, J. C. The functional response of parasitoids and its implications for biological control. Biocontrol Sci. Technol. 13, 403-413 (2003).

Folmer, O., Black, M., Hoeh, W., Lutz, R., Vrijenhoek, R. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. Mol. Mar. Biol. Biotech. 3, 294-299 (1994).

Garipey, T. D., Haye, T. & Zhang, J. A molecular diagnostic tool for the preliminary assessment of the host-parasitoid associations in biological control programmes for a new invasive pest. Mol. Ecol. 23, 3912-3924 (2014).

Georgen, G., Lava Kumar, P., Sankung, S. B., Togola, A. & Tamó, M. First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J E Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. PLoS ONE 11, e0165632; 10.1371/journal.pone.0165632 (2016).

Gilbert, M. T. P., Moore, W., Melchior, L. & Worobey, M. DNA extraction from dry museum beetles without conferring external morphological damage. *PLoS ONE* 2, e272; 10.1371/journal.pone.0000272 (2007).

Gordh, G. & Hall, J. C. A critical point drier used as a method of mounting insects from alcohol. *Entomol. News* 90, 57-59 (1979).

Hall, R. W. & Ehler, L. E. Rate of establishment of natural enemies in classical biological control. *Bull. Entomol. Soc. Am.* 25, 280-283 (1979).

Hay-Roe, M. M., Nagoshi, R. N., Meagher, R. L., De Lopez, M. A. & Trabanino, R. Isolation and DNA barcode characterization of a permanent *Telenomus* (Hymenoptera: Platygasteridae) population in Florida that targets fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 108, 729–735 (2015).

Hebert, P. D. N., Ratnasingham, S. & deWaard, J. R. Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proc. R. Soc. B Biol. Sci.* 270, 96-99 (2003).

Hernández, D., Ferrer, F. & Linares, B. Introducción de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera.: Scelionidae) para controlar *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) en Yaritagua Venezuela. *Agron. Trop.* 39, 45–61 (1989).

Johnson, N. F. Systematics of Nearctic *Telenomus*: classification and revisions of the *Podisi* and *Phymatae* species groups (Hymenoptera, Scelionidae) (College of Biological Sciences, Ohio State University, 1984).

Kenis, M. et al. *Telenomus remus*, a candidate parasitoid for the biological control of *Spodoptera frugiperda* in Africa, is already present on the continent. *Insects* 10, 92; 10.3390/insects10040092 (2019).

Kerr, P. H., Fisher, E. M. & Buffington, M. L. Dome lighting for insect imaging under a microscope. *Am. Entomol.* 54, 198-200 (2008).

Knipling, E. F. Regional management of the fall armyworm – a realistic approach? *Fla. Entomol.* 63, 468-480 (1980).

Kumar, S., Stecher, G., Li, M., Knyaz, C. & Tamura, K. Mega X: molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. *Mol. Biol. Evol.* 35, 1547-1549 (2018).

Leigh, J. W. & Bryant, D. PopART: Full-feature software for haplotype network construction. *Methods Ecol. Evol.* 6,1110–1116 (2015).

Lira, E. C. et al. Resistance of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to spinetoram: inheritance and cross-resistance to Spinosad. *Pest Manage. Sci.* 76, 2674-2680 (2020).

Lopez, J. V., Yuhki, N., Masuda, R., Modi, W. & O'Brien, S. J. Numt, a recent transfer and tandem amplification of mitochondrial DNA to the nuclear genome of the domestic cat. *J. Mol. Evol.* 39, 174-190 (1994).

Machado, E. P. et al. Cross-crop resistance of *Spodoptera frugiperda* selected on Bt maize to genetically-modified soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins in Brazil. *Sci. Rep.* 10, 10080; 10.1038/s41598-020-67339-1 (2020).

Mack, R. N. et al. Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. *Ecol. Applic.* 10, 689-710 (2000).

Nagoshi, R. N. Can the amount of corn acreage predict fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) infestation levels in nearby cotton? *J. Econ. Entomol.* 102, 210-218 (2009).

Naranjo-Guevara, N., Santos, L. A. O. D., Barbosa, N. C. C. P., Corrêa e Castro, A. C. M. & Fernandes, O. A. Long-term mass rearing impacts performance of the egg parasitoid *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygastridae). *J. Entomol. Sci.* 55, 69-86 (2020).

Nixon, G. E. J. Some Asiatic Telenominae (Hym., Proctotrupoidea). *Ann. Mag. Nat. Hist.* 20, 444-475 (1937).

Omoto, C. et al. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. *Pest Manage. Sci.* 79, 1727-1736 (2016).

Polaszek, A. & Kimani, S. W. *Telenomus* species (Hymenoptera: Scelionidae) attacking eggs of pyralid pests (Lepidoptera) in Africa: a review and guide to identification. *Bull. Entomol. Res.* 80, 57-71 (1990).

Polaszek, A. et al. *Telenomus nizwaensis* (Hymenoptera: Scelionidae), an important egg parasitoid of the pomegranate butterfly *Deudorix livia* Klug (Lepidoptera: Lycaenidae) in Oman. *Plos One* 16, 1-16 (2021).

Pomari, A. F., Bueno, A. F., Bueno, R. C. O. F. & Menezes Junior, A. O. Biological characteristics and thermal requirements of the biological control agent *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygastridae) reared on eggs of different species of the genus *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 105, 73-81 (2012).

Queiroz, A. P. et al. Quality control of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on the factitious host *Corcyra cephalonica* (Lepidoptera: Pyralidae) for successive generations. *Bull. Entomol. Res.* 107, 791-798 (2017).

Rozas, J., et al. DnaSP 6: DNA Sequence Polymorphism analysis of large datasets. *Mol. Biol. Evol.* 34, 3299-3302 (2017).

Shimbori, E. M. et al. Two new species of *Nealiolus* Mason (Hymenoptera, Braconidae, Brachistinae) reared from pest weevils (Coleoptera, Curculionidae). *Zootaxa* 4729, 116-126 (2020).

Sparks, A. N. A review of the biology of the fall armyworm. *Fla. Entomol.* 62, 82-87 (1979).

Tougeron, K., Brodeur, J., Le Lann, C. & van Baaren, J. How climate change affects the seasonal ecology of insect parasitoids. *Ecol. Entomol.* 45, 167-181 (2020).

Yaseen, M., Bennett, F. D. & Barrow, R. M. Introduction of exotic parasites for control of *Spodoptera frugiperda* in Trinidad, the Eastern Caribbean and Latin America. In *Urgent Plant Pest and Disease Problems in the Caribbean* (eds. Braithwaite, C. W. D. & Pollard, G. V.) 161–171 (Inter-American Institute for Cooperation on Agriculture, 1981).

Zucchi, R. A. Taxonomia e controle biológico de pragas. in: *Controle Biológico no Brasil: Parasitoides e Predadores* (eds. Parra, J. R. P., Botelho, O. S. M., Côrrea-Ferreira, B. S. & Bento, J. M.) 17-24 (Manole, 2002).

Tabela 1: Voucher specimens deposited in the Oscar Monte Entomophagous Insect Collection at the Instituto Biológico in Campinas, São Paulo, Brazil (IBCBE 003669, IBCBE and in the collection of the ESALQ Entomology Museum (MELQ).

Código	Sexo	Cidade	Estado	Latitude	Longitude	Planta hospedeira	Hospedeiro	Método de montagem
IBCBE 003668	Macho	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003669	Macho	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina
IBCBE 003670	Fêmea	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003671	Fêmea	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
IBCBE 003672	Fêmea	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
IBCBE 003673	Fêmea	Jaguariúna*	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003674	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003675	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina
IBCBE 003676	Fêmea	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003677	Fêmea	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
IBCBE 003678	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
IBCBE 003679	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
IBCBE 003680	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina
IBCBE 003681	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina
IBCBE 003682	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina
IBCBE 003683	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina
IBCBE 003684	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
IBCBE 003685	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
IBCBE 003686	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
IBCBE 003687	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
ESALQENT000553	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina

Continuação Tabela 1

ESALQENT000554	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina
ESALQENT000555	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
ESALQENT000556	Fêmea	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Alfinete
ESALQENT000557	Fêmea	Jaguariúna	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina
ESALQENT000558	Fêmea	Jaguariúna	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
ESALQENT000559	Macho	Jaguariúna	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
ESALQENT000560	Fêmea	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina
ESALQENT000561	Fêmea	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina
ESALQENT000562	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Alfinete
ESALQENT000563	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina**
ESALQENT000564	Macho	São José dos Pinhais	Paraná	25°36'25.2" S	49°08'04.2" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera cosmioides</i>	Lâmina**
ESALQENT000565	Macho	Jaguariúna	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
ESALQENT000566	Macho	Jaguariúna	São Paulo	22°42'21" S	46°59'08" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
ESALQENT000567	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Zea mays</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**
ESALQENT000568	Macho	Piracicaba	São Paulo	22°41'53" S	47°38'30" W	<i>Glycine max</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Lâmina**

**Telenomus remus* introduzido da Venezuela pela Embrapa Jaguariúna (fonte do material Trinidad e Tobago).

***Telenomus remus* usados na extração molecular foram montados em lâminas de microscopia.

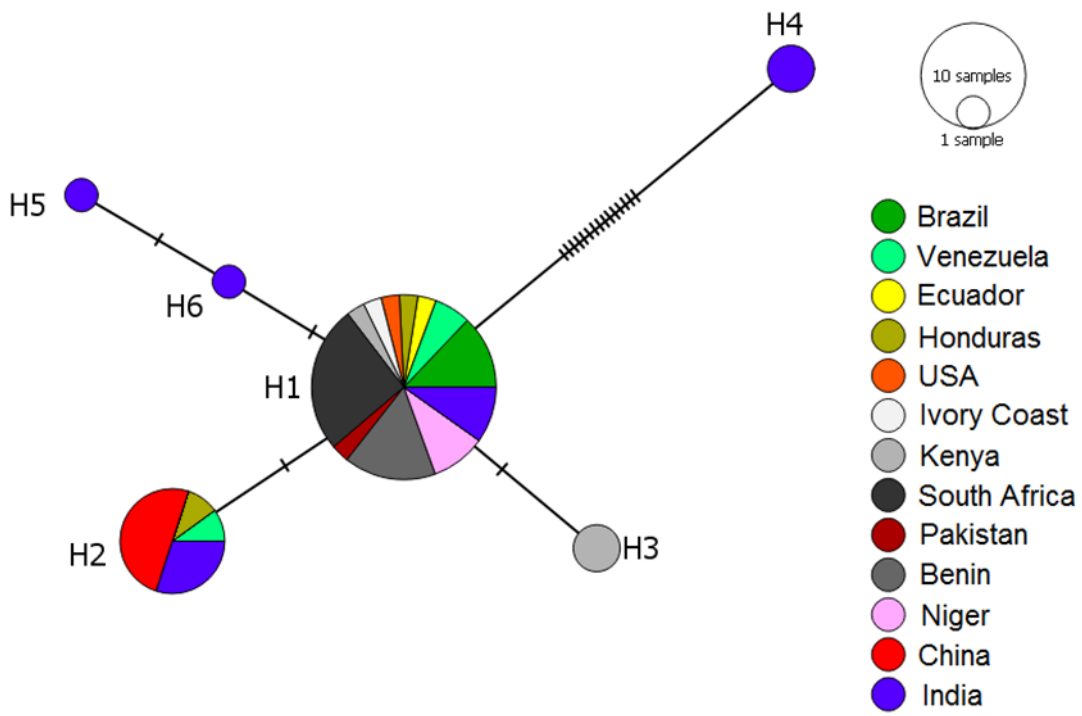


Figura 1. Rede de haplótipos da região COI identificados para *Telenomus remus*.

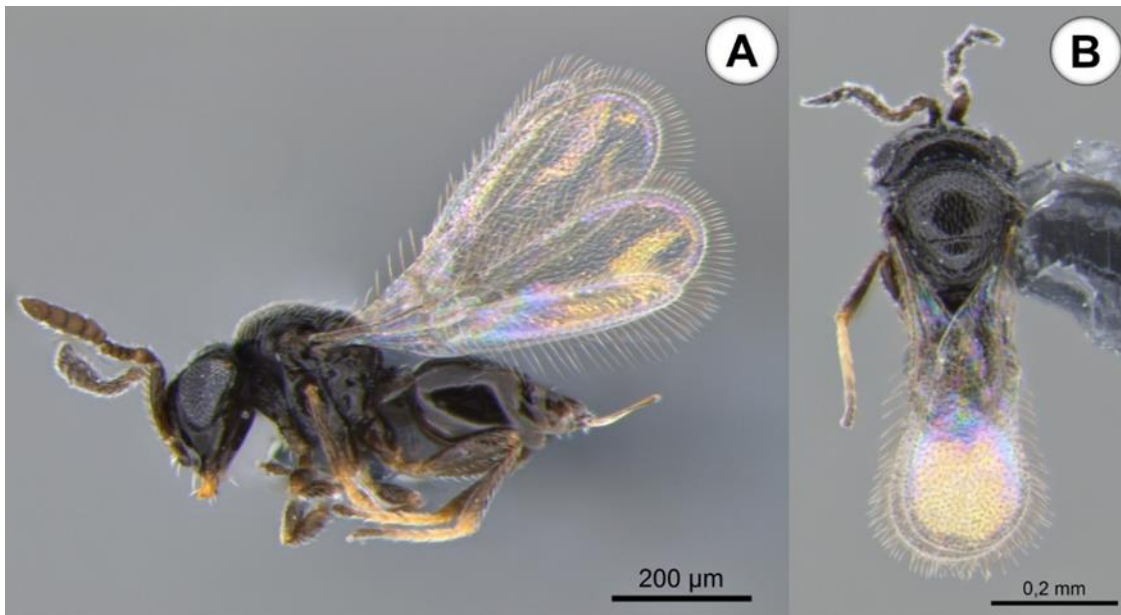


Figura 2. Fêmea de *Telenomus remus*. A. vista lateral. B. vista dorsal.



Figura 3. Macho de *Telenomus remus*. A. vista lateral. B. vista dorsal. C. Genitália (em bálsamo-do-canadá).

3. DNA BARCODE: DESCOBRINDO A DIVERSIDADE DE VESPAS PARASITOIDES (HYMENOPTERA: SCELIONIDAE) ASSOCIADAS A OVOS DE PERCEVEJOS-PRAGAS (PENTATOMIDAE) EM AGROECOSSISTEMAS NO ESTADO DO PARANÁ, BRASIL

RESUMO

O controle biológico natural é um importante aliado no controle de pragas, uma vez que diversos agentes biológicos são responsáveis por suprimir diversas espécies de pragas em um agroecossistema. Um importante grupo de controladores biológicos são os parasitoides de ovos de percevejos da família Pentatomidae (Hemiptera: Heteroptera), sendo Scelionidae (Hymenoptera), especialmente os gêneros *Telenomus* e *Trissolcus*, os mais importantes. Apesar dessa importância, não há estudos de diversidade genética para esses parasitoides no Brasil. No entanto, estudos realizados no presente trabalho, têm encontrado problemas taxonômicos e um número de potenciais espécies crípticas associadas a estes dois gêneros. Assim, nosso objetivo foi verificar a diversidade críptica de espécies dos gêneros *Telenomus* e *Trissolcus* coletadas em três áreas de cultivo comercial de soja em Marechal Cândido Rondon, oeste do Paraná. Para isso foi utilizada uma abordagem de DNA barcoding com uso do marcador molecular mitocondrial Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI). Para as extrações do DNA total foi utilizada metodologia não-destrutiva, seguida por amplificação e sequenciamento de fragmentos dos genes COI de indivíduos de cada morfotipo previamente identificado. Após o sequenciamento, foram calculadas a distância genética entre indivíduos dentro e entre cada morfotipo e uma árvore filogenética bayesiana foi construída para definir as relações entre os morfotipos. Foi observado que *Telenomus* e *Trissolcus* constituem um conjunto de espécies crípticas de parasitoides de ovos. Essa abordagem molecular contribuiu diretamente para posterior descrição taxonômica das espécies e para um banco de dados de DNA barcoding que irá permitir uma identificação mais acurada das espécies presentes em diferentes agroecossistemas brasileiros. Essas informações são cruciais para o conhecimento da biodiversidade, bem como da prospecção de potenciais novas espécies de parasitoides de ovos de percevejos-praga que poderão ser utilizados com agentes de controle biológico conservativo e aplicado, contribuindo dessa maneira para o manejo destas pragas nas diferentes regiões agrícolas do Brasil.

Palavras-chave: Heteroptera, Controle biológico, marcadores moleculares, *Telenomus*, *Trissolcus*

ABSTRACT

Natural biological control is an important ally in pest control, since several biological agents are responsible for suppressing different species of pests in an agroecosystem. An important group of biological controllers are the egg parasitoids of stink bugs of the family Pentatomidae (Hemiptera: Heteroptera), being Scelionidae (Hymenoptera), especially the genus *Telenomus* and *Trissolcus*, the most important. Despite this importance, there are no studies of genetic diversity for these parasitoids in Brazil. However, studies carried out in the present work have found taxonomic problems and a number of potential cryptic species associated with these two genera. Thus, our objective was to verify the cryptic diversity of species of the genera *Telenomus* and *Trissolcus* collected in three areas of commercial soybean cultivation in Marechal Cândido Rondon, western Paraná. For this, a DNA barcoding approach was used using the mitochondrial molecular marker Cytochrome c Oxidase Subunit I (COI). Non-destructive methodology was used for the extraction of total DNA, followed by amplification and sequencing of fragments of COI genes from individuals of each morphotype

previously identified. After sequencing, the genetic distance between individuals within and between each morphotype was calculated and a Bayesian phylogenetic tree was constructed to define the relationships between the morphotypes. It was observed that *Telenomus* and *Trissolcus* constitute a group of cryptic species of egg parasitoids. This molecular approach directly contributed to the subsequent taxonomic description of the species and to a DNA barcoding database that will allow a more accurate identification of the species present in different Brazilian agroecosystems. This information is crucial for the knowledge of biodiversity, as well as for the prospection of potential new species of pest stink bug egg parasitoids that could be used with conservative and applied biological control agents, thus contributing to the management of these pests in different regions agriculture in Brazil.

Keywords: Heteroptera, Biological control, Molecular markers, *Telenomus*, *Trissolcus*

3.1. INTRODUÇÃO

Entre os inimigos naturais dos percevejos-da-soja, destacam-se os micro-himenópteros parasitoides de ovos da família Scelionidae (Corrêa-Ferreira & Moscardi 1996). Os Scelionidae possuem ampla gama de hospedeiros entre lepidópteros, hemípteros e dípteros (Hanson & Gauld 2006; Chen et al. 2021). Segundo os mesmos autores, a maioria das espécies mostra alto grau de especificidade, algumas restritas a uma única espécie hospedeira ou apenas a uma família. A composição das espécies de parasitoides em diferentes locais e cultivos também pode ser alterada em decorrência das diferentes espécies de pragas que servem como suas hospedeiras.

Nas décadas de 1980 e 1990, o parasitoide mais comum nas áreas de cultivo de soja era *Trissolcus basalis* (Wollaston, 1858), uma vez que o percevejo-praga *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758), predominava na cultura da soja durante esse período. Atualmente, *Telenomus podisi* Ashmead, 1893 é a espécie mais encontrada parasitando percevejos, pois *Euschistus heros* Fabricius, 1798 é seu hospedeiro preferencial, sendo que esse percevejo, atualmente, é uma das pragas mais abundantes nas lavouras de soja (Godoy et al., 2005; 2007). Em um trabalho realizado por Santos (2008) em cultura de soja orgânica no Rio Grande do Sul, foram encontrados parasitoides do gênero *Telenomus*, preferencialmente, em ovos de *Diceraeus furcatus* (Fabricius), enquanto em ovos de *Chinavia* (= *Acrosternum*) *impicticorne* (Stal) e de *N. viridula* os parasitoides encontrados foram do gênero *Trissolcus*, evidenciando que o hospedeiro interfere na composição da fauna de parasitoides.

As identificações das espécies baseiam-se principalmente em caracteres morfológicos, que são relativamente bem caracterizados, definidos e de fácil reconhecimento.

Entretanto, muitas espécies possuem uma alta similaridade morfológica que dificulta a correta identificação. Ainda pode haver plasticidade fenotípica, que fazem com que os caracteres morfológicos variem dentro de uma espécie, principalmente pela variabilidade dos fatores abióticos, como a temperatura (Marinho et al., 2014). A plasticidade fenotípica pode trazer dúvidas nas identificações, sendo difícil determinar se são variações intra ou interespecíficas, gerando dúvida em relação ao estabelecimento de limites entre as espécies.

Nesse contexto, os dados da sequência molecular estão sendo usados como ferramentas complementares para elucidar a correta identidade das espécies. Ainda, é provável que muitas outras sejam descobertas, à medida que são analisadas molecularmente, e que as espécies já descritas tenham uma resolução mais consistente, evitando as identificações e redescritões duvidosas que têm ocorrido ao longo do tempo. Especificamente para insetos, o gene Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) tem sido amplamente utilizado para a identificação molecular e até mesmo para definição de complexo de espécies crípticas.

Nesse sentido, Bowers (2015, dados não publicados), utilizando marcador COI, realizou análises moleculares de 50 espécimes de *Te. podisi* das Américas do Sul e do Norte, e sugeriu que essas populações poderiam ser várias espécies, aproximadamente 16. Tortoriti et al. (2019), também utilizando uma abordagem integrativa entre morfologia, marcadores moleculares e acasalamentos, verificaram que espécies de *Trissolcus* em sinonímia eram na verdade diferentes espécies.

Os estudos com parasitoides de percevejos no Brasil referem-se principalmente à ocorrência, bioecologia, índice de parasitismo, técnicas de criação entre outros. Os trabalhos de diversidade genética têm sido negligenciados para os parasitoides de ovos de pentatomídeos para a fauna brasileira. Poucas sequências de *Telenomus* da fauna brasileira estão disponíveis no banco de dados moleculares (Bowers, 2015; Silva, 2017, dados não publicados). Portanto, é necessário o desenvolvimento de estudos no Brasil para verificar a diversidade de espécies, pois os parasitoides são de suma importância no controle biológico natural e aplicado dos percevejos, além de ser um dos principais métodos de controle dentro de programas de manejo integrado de pragas (MIP).

Assim, o objetivo do presente trabalho foi elucidar a diversidade de espécies dos gêneros *Telenomus* e *Trissolcus* coletados em áreas de cultivo comercial de soja utilizando uma abordagem de DNA barcoding com uso do marcador molecular mitocondrial Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI).

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1 Coleta, obtenção e identificação dos parasitoides de ovos

As coletadas de campo foram obtidas das amostragens dos ovos de Pentatomidae em cultivos de soja na região oeste do Paraná, no município de Marechal Cândido Rondon entre os anos 2013 e 2019, bem como do município de Entre Rios do Oeste em 2019.

A identificação das espécies de percevejos hospedeiros foi baseada na postura, segundo sua coloração, ornamentação do córion, quantidade e disposição dos ovos (Rizzo 1968, 1971; Panizzi et al. 2012). As posturas coletadas foram acondicionadas em sacos plásticos para transporte. No laboratório de Controle Biológico da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), foram individualizadas em placas de Petri contendo ágar 3% ao fundo, lacradas com plástico filme de PVC transparente e mantidas em câmara climatizada tipo BOD à temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Para cada postura, foram registrados a data de coleta, número de ovos e a espécie de percevejo. As posturas foram observadas diariamente com auxílio de um microscópio estereoscópico, até a emergência dos parasitoides.

Os parasitoides emergidos dos ovos de cada espécie de percevejo hospedeiro foram conservados provisoriamente em etanol 70% (30 minutos a 1 hora), sendo posteriormente transferidos para etanol 99,5% em frascos devidamente etiquetados (local, data, coletor e hospedeiro). A fim de verificar a variabilidade intraespecífica, também foram incluídas amostras adicionais provenientes do acervo da Coleção de Insetos Entomófagos “Oscar Monte”, no Instituto Biológico (IBCBE) (Campinas, São Paulo, Brasil).

Telenomus e *Trissolcus* foram previamente separados em morfotipos e identificados de acordo como os trabalhos de Johnson (1984, 1987). Um dos caracteres diagnósticos da chave de identificação para *Telenomus* (Johnson, 1984) é a coloração da procoxa, sendo observada uma grande variabilidade de coloração entre os espécimes. Assim, estes foram separados em morfótipos conforme a gama de variações encontradas para as coxas. Conjuntamente, também foram avaliadas a variabilidade de cores do escapo e a proporção do tamanho entre A2 e A3 da antena. Os espécimes de *Telenomus* coletados chegam a *Te. podisi*, porém devido as variações encontradas, foram denominamos, no presente trabalho, como *Telenomus* sp. aff. *podisi*.

Para os espécimes de *Trissolcus*, foram encontradas variações na cor de pernas em indivíduos semelhantes a *Trissolcus urichi*. Em espécimes de *Trissolcus* morfologicamente próximos a *Tr. brochymenae* e *Tr. teretis* foi verificada variação da carena mediana do mesoescuto, podendo esta ser ausente, fraca ou forte. Ainda, também houve variação no grau de rugosidade do mesepisterno. Tanto a presença ou ausência de carena no mesoescuto e o grau de rugosidade do episterno são caracteres diagnósticos.

3.2.2 Extração, amplificação e sequenciamento de Sanger

Para a extração de DNA, foram utilizados 60 indivíduos de *Trissolcus*, 105 indivíduos de *Telenomus* e *Gryon*, essa última espécie foi usada como grupo externo na análise (Tabelas 1, 2). A extração do DNA genômico total foi realizada por metodologia não destrutiva, seguindo trabalho de Wengrat et al. (2021).

Para amplificação do gene mitocondrial Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) das espécies *Trissolcus* e *Gryon* sp., foram utilizados os primers SCEL-F1 (5'-GCAATAATTCTGAATAGAATTAAGAGT-3') (Garipey et al., 2014) e HCO-2198 (5'-TAAACTTCAGGGTGACCAAAAATCA-3') (Folmer et al., 1994). Para *Telenomus* e *Phanuromyia* sp. foram utilizados o conjunto de primers Telen-F1 (5'-AGGATCAGCAATAAGAGCATT-3') e Telen-R1 (5'-TACTGGATCTCCTCCTCCTG-3') (Wengrat et al., 2021). Três exemplares de *Phanuromyia* foram utilizados como grupo externo.

A concentração e os reagentes da Reação da Cadeia Polimerase (PCR), bem como as condições de termociclagem para os primers SCEL-F1/HCO-2198, seguem o protocolo de Garipey et al. (2014). Para os primers Telen-F1/Telen-R1, segue-se o protocolo proposto por Wengrat et al. (2021).

Para verificar a amplificação positiva de todas as reações, foi realizada a corrida em eletroforese utilizando gel de agarose 1,5%, corados com SYBR life (LIFE TECHNOLOGIES). O processo de purificação subsequente para 10 µl do produto final de PCR foi realizado utilizando 1 µl (20 U µl⁻¹) de Exonuclease I (Thermo Fisher Scientific™) e 2 µl (1 U µl⁻¹) de fosfatase alcalina termossensível FastAP™ (Thermo Fisher Scientific™). As condições utilizadas para a purificação consistiram em 37°C por 30 min, seguido de 80 °C por 15 min. O sequenciamento bidirecional Sanger foi realizado pela empresa terceirizada ACTgene (Alvorada, Rio Grande do Sul, Brasil).

Após sequenciamento, o material foi alinhado e editado, quando necessário, manualmente para 597 pares de bases (pb) para o conjunto de primers SCEL-F1/HCO-2198 e 527 pb para Telen-F1/Telen-R1, utilizando o aplicativo Sequencher 4.1. Cada gene foi isoladamente alinhado utilizando a ferramenta ClustalW do *software* MEGA (v. 5.2) (Tamura et al., 2011).

3.2.3 Análises filogenéticas

Os cromatogramas de sequência de cada indivíduo foram verificados, editados e alinhados para produzir a sequência de consenso no *software* Sequencher 4.8 (Gene Codes Corp., Ann Arbor, MI). A presença de NUNTs (paralelos nucleares de origem mitocondrial) foi observada no MEGA X, seguindo os passos descritos em Corrêa et al. 2017. Para confirmar a identificação molecular dos insetos em campo, calculou-se a distância genética entre os insetos usando o modelo Kimura-2-parameters (K2P) no *software* MEG X.

A árvore Bayesiana dos haplótipos baseados nas sequências dos genes COI foi gerada utilizando *software* MrBayes 3.2.1 (Ronquist et al. 2012). O melhor modelo evolutivo previamente selecionado para a árvore foi o HKY+G+I, utilizando o MRMODELTEST (Nylander 2004). Foi utilizado como outgroup a espécie *Gryon* sp. (Scelioninae).

3.3 RESULTADOS

O resultado molecular, através de inferência Baesiana, obtido para as amostras de *Telenomus* aff. *podisi* coletadas em diversos cultivos de soja no município de Marechal Cândido Rondon (Paraná, Brasil), mostrou que estas compreendem um grupo monofilético. Além disso, é possível observar que *Telenomus* aff. *podisi* compreende um complexo de espécies (6 morfoespécies no total), as quais estão divididas em seis clados (Clado A – F) (Fig. 01). Todos os clados apresentaram valor de suporte de bootstrap altos.

O clado A teve variação intraespecífica de 0,4% e interespecífica de 11 a 19% (*Telenomus* sp. 6). Esse é o clado com maior divergência em relação aos demais. A variação intraespecífica do clado B foi de 0 a 2,3%, enquanto a interespecífica foi de 5,0 a 14% (*Telenomus* sp.2), sendo a segunda espécie mais representativa. Ainda dentro do clado B, é possível observar um pequeno grupo (clado C - *Telenomus* sp. 4), o qual possui recente divergência genética (5 a 15%), mas com um alto grau de parentesco (0-0,4%).

Telenomus sp. 3, do clado D, teve variação intraespecífica de 3,0% entre os indivíduos coletados no Paraná, proveniente de ovos de *Diceraeus melacanthus* (Dallas, 1851) e outro de *Euschistus heros*. Já a variabilidade intraespecífica entre indivíduos coletados no Paraná e Mato Grosso do Sul foi de 0,7 a 2,7%. A variabilidade interespecífica de *Telenomus* sp.3 em relação aos demais clados foi de 7 a 16%, sendo a espécie coletada na cultura da soja com maior variação intraespecífica (3%).

O clado E, *Telenomus* sp. 5, é composto apenas por um indivíduo, sendo sua variabilidade genética em relação aos demais de 7,5 a 8%. O clado com maior representatividade de indivíduos é o F, corresponde ao morfótipo *Telenomus* sp.1, com variação intraespecífica de 0 a 1,1% entre os indivíduos coletados no Paraná (Curitiba, Marechal Cândido Rondon e Entre Rios do Oeste) e São Paulo (Piracicaba). Já a variabilidade intraespecífica dos indivíduos coletados de *Tibraca limbativentris* Stal, 1860 da cultura do arroz, no Maranhão (749-57B) foi de 2,7 a 3,2%. Em relação aos outros clados, *Telenomus* sp.1 teve variabilidade interespecífica de 6,3 a 14%.

Observou-se que a cor da procoxa e escapo são muito variáveis, com tons enegrecidos a totalmente amarelos. Houve separação quando foram observados os seguintes conjuntos de caracteres: os três pares de coxas negras e o restante da perna amarela (*Telenomus* sp. 3); coxas, pernas e escapos negros (*Telenomus* sp. 6); coxas e pernas totalmente amarelas claras, escapo escurecido (*Telenomus* sp. 4). Os três pares de coxas amarelas e antenas amarelas até o A3 (*A* = antenômero) e, os antenômeros a partir de A4 marrom claro, escurecendo em direção ao ápice. As seis espécies apresentam $A2 > A3$ ou $A2 = A3$.

Os demais clados, não tiveram boa resolução, principalmente para as amostras do banco de dados. Em relação aos *Te. podisi*, da região Neártica, a variação foi de 4,6 a 17%, sendo o clado D, *Telenomus* sp.3, a espécie mais próxima com 4,6%. Nos demais clados, a menor distância foi 6%, sendo a maior encontrada para o clado A (*Telenomus* sp. 6), cerca de 13%. *Phanuromyia*, a princípio, mostrou ser parafilético, contudo são necessárias análises mais robustas voltadas exclusivamente para este gênero, contendo maior número de representantes de diversas localidades, para de que as hipóteses sobre este clado sejam mais acuradas.

O resultado molecular obtido para *Trissolcus* (Fig. 02) indica haver 10 morfoespécies, incluindo *Gryon* como grupo externo. De acordo com as análises, estes parasitoides de ovos

de Pentatomidae pragas, constitui um grupo monofilético com altos valores de suporte de Bootstrap (Fig. 02). A relação interna de *Trissolcus* consiste em 5 clados principais (Tr1, Tr2, Tr3, Tr4 e Tr5, ver Fig. 02), o primeiro clado composto apenas por *Trissolcus basal*, espécie mais basal e, sendo grupo irmão de Tr2 + Tr3 + Tr4 + Tr5, o segundo composto por *Trissolcus urichi* como grupo irmão de *Tr. pustulans* + *Trissolcus* sp. n.1, o terceiro clado composto por *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae*, o quarto clado com *Trissolcus teretis* como grupo irmão de *Trissolcus* sp. n.2. e o quinto clado, correspondendo a *Tr. brochymenae* como grupo irmão de *Tr. euschisti*, consideradas as espécies mais derivadas na presente análise.

Clado Tr1. Constituído por *Trissolcus basal* e, cujas populações provenientes do Brasil, Estados Unidos e Japão não possuem variabilidade intraespecífica. Seus exemplares são facilmente reconhecidos pela sua radícula negra e ausência de notáulices no mesoecuto.

Clado Tr2. Para o clado formado pela espécie *Tr. urichi*, não foi possível verificar variação intraespecíficas, mesmo os espécimes sendo provenientes de diferentes localidades e hospedeiros; contudo, a variação interespecífica foi de 11 a 18%. Para as espécies *Tr. pustulans* e *Trissolcus* sp. n.1 não houve variação intraespecífica; entretanto, a variabilidade interespecífica foi de 10 a 17% e 10 a 13,7%, respectivamente. As espécies deste clado compartilham, a presença de uma carena no mesoescutelo.

Clado Tr3. Constituído pela espécie *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae*, a qual possui uma carena mediana no mesoescutelo e mesosepisterno com rúgulas fortes e espaço liso entre elas. Neste clado, a variação intraespecífica foi de 0 a 0,2% e a interespecífica de 13 a 17%. Todos os espécimes brasileiros de *Trissolcus* aff. *brochymenae* analisados foram molecularmente diferentes das sequências de *Tr. brochymenae* do Canadá e dos EUA (clado Tr3 - distância genética de 15-16%).

Clado Tr4. A variabilidade intraespecífica deste clado é de 0 a 1,4%, enquanto a interespecífica é de 3,6 a 8,7. É constituído pelas espécies *Tr. teretis* e *Trissolcus* sp. n. 2, as quais divergem entre si em 3,6%, contudo estas compartilham morfologicamente o mesoespisterno liso com poucas rúgulas inconspícuas e carena mediana no mesoescutelo ausente ou sutil. Dentre as espécies de *Tr. teretis*, as provenientes de São Paulo e Minas Gerais (783-MG3), possuem uma pequena divergência genética, que pode ser em função da diferença de hospedeiro e distribuição geográfica.

Clado Tr5. Clado constituído pelas espécies neárticas *Tr. brochymenae* e *Tr. euschistis*. Estas duas espécies compartilham a presença de uma carena mediana no mesoescutelo,

sendo *Tr. euschistis* muito similar morfológicamente a *Tr. teretis*. Esta similaridade é mais evidente em alguns exemplares de *Tr. teretis* que possuem uma carena mediana inconspícua; apesar desta similaridade morfológica estas duas espécies possuem uma distância genética de 13%.

3.4 DISCUSSÃO

O uso do DNA barcoding têm sido cada vez mais utilizado no auxílio das identificações de espécies de *Trissolcus*, principalmente daquelas que são morfológicamente semelhantes (Talamas et al. 2017, Tortoriti et al. 2019). Em alguns casos, é muito importante na confirmação de espécies. Gariepy et al. (2019), por exemplo, propuseram um protocolo que permite a identificação de parasitoide através de resquícios de DNA em ovos vazios parasitados. Com esse método, foi possível detectar a primeira população de *Tr. japonicus* do Canadá (Gariepy & Talamas 2019). O gene Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) tem sido amplamente utilizado para a identificação molecular e até mesmo para definição de complexos de espécies crípticas (Hebert et al. 2003).

Com auxílio do DNA barcoding, foi possível verificar que espécimes identificados como *Te. podisi* coletados em cultivos de soja correspondem a um complexo de espécies, com seis morfótipos estabelecidos até o momento. Cabe ressaltar que *Te. podisi* é um dos parasitoides de ovos de Pentatomidae mais comumente registrados em áreas de cultivo de soja do Brasil. Diferentes espécies podem diferir quanto à preferência e capacidade de controlar, e se adaptar a diferentes condições microclimáticas; para tanto, ter em mente que espécies anteriormente identificadas como *Te. podisi*, podem na verdade, serem outras espécies similares, é de extrema importância para futuros trabalhos que envolvem o controle biológico de Pentatomidae pragas.

Apenas para três áreas de cultivo de soja de um mesmo município, obtiveram-se 6 espécies de *Telenomus*. Dessas espécies, apenas *Telenomus* sp. 3 é a mais próxima geneticamente a *Te. podisi* do Texas (KR870961), divergindo cerca de 5%, entretanto, é consideravelmente distante geneticamente de *Te. podisi* de Ohio (KR870966). Para verificar se uma das espécies presentes neste estudo corresponde a *Te. podisi* e às demais espécies que foram sinonimizadas dentro de *Te. podisi*, ou ainda, se são possíveis espécies novas, deve-se compará-las ao material-tipo. Embora as análises neste estudo mostrem que *Te. podisi* seja um complexo de espécies, é preciso ter cautela e maiores evidências com o estudo da

morfologia, pois ainda há a possibilidade de estarem sendo separados em agrupamentos genéticos que possuem grande variação genética e morfológica, principalmente na coloração das procoxa e escapo.

Browers (2015, dados não publicados) já sugere que *Te. podisi* poderia ser um complexo de espécies e que as espécies do Brasil poderiam ser separadas das de Ohio. Isso também já havia sido investigado por Borges et al. (2003), que através de análises de hidrocarbonetos cuticulares e cruzamentos entre duas populações, apoiou a hipótese de que *Te. podisi* do Brasil e da região Neártica poderiam ser duas espécies.

Dentre os indivíduos de *Trissolcus*, também foram encontradas plasticidade fenotípica em caracteres diagnósticos na delimitação das espécies desse gênero. Assim, foram realizadas análises morfológicas e moleculares para elucidar se eram variações intra ou interespecíficas, bem como verificar se poderia ser um complexo de espécies crípticas, que apesar de serem morfológicamente semelhantes, podem possuir diferenças comportamentais, biológicas e fisiológicas que são importantes no controle de qualidade de programas de controle biológico.

Ao todo, com as amostras do presente trabalho e as do banco de dados do GenBank, pode se verificar que temos possíveis complexos de espécies com poucas diferenças morfológicas, ao passo que algumas espécies possuem alta plasticidade fenotípica. *Trissolcus* sp. n. 1 é muito semelhante morfológicamente a *Tr. urichi*, porém estas diferem geneticamente em 11%. Esta divergência genética é recente, uma vez que o fenótipo ainda não está sendo expresso na morfologia; por outro lado, *Trissolcus* sp. n. 1 tem preferência em parasitar ovos de *Edessa meditabunda*, podendo assim, estarem divergindo devido a preferência por hospedeiro.

Outra possível espécie críptica é *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* coletados no Brasil, que são morfológicamente semelhantes a *Tr. brochymenae* da região Neártica, mas diferem molecularmente. Talamas et al. (2019) enfatiza que *Tr. cultratus* precisa de diagnósticos moleculares para ser identificada, uma vez que não pode ser diferenciada com base na morfologia externa, sendo esse um importante parasitoide de *Halyomorpha halys* (Stål, 1855), praga invasora de destaque nos Estados Unidos. Contudo, *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* possui o mesoscuto com carena mediana conspícua e porção anteroventral com rúgulas fortes sem intervalos lisos, caracteres estes que a separam de *Tr. brochymenae* e, portanto, sendo possivelmente uma nova espécie.

Trissolcus sp. n. 2, apesar de geneticamente próximo a *Tr. teretis*, difere morfológicamente por possuir a cabeça achatada na frente. Já os espécimes analisados de *Tr. teretis* têm mesoscuto sem carena ou vestígio de carena, porção anteroventral do mesepisterno com poucas rúgulas inconspícuas e tegumento liso entre as rúgulas. O grupo (dentro do clado Tr4, ver Figura 2) formado por 6 indivíduos de *Tr. teretis* provenientes de São Paulo, incluindo exemplares da Universidade Estadual de Ohio (OSUC 495290-OSUC 495291), divergem geneticamente em 1,4%, possuem mesoscuto com carena mediana fraca e, quando comparados ao clado composto por 26 indivíduos (clado Tr4, ver Figura 2), a porção anteroventral do mesepisterno possui rúgulas fortes, com interespaços suaves entre elas. Assim, aqui consideramos que ambos são a mesma espécie, *Tr. teretis*, as quais possuem plasticidade morfológica para os caracteres diagnósticos da carena mediana no mesoescuto e grau de rugulosidade do mesepisterno.

Com base no que foi discutido acima, provavelmente a espécie mais frequente e difundida no território brasileiro é *Tr. teretis*. Todavia, resgatar seu histórico de ocorrência no Brasil é complicado e difícil, uma vez que, geralmente não há “vouchers” das espécies na maioria dos estudos.

Trissolcus euschisti foi utilizado na presente análises com o intuito de verificar a sua relação genética com *Tr. teretis*, uma vez que são morfológicamente semelhantes. Apesar de alguns exemplares de *Tr. teretis* apresentarem traços de carena mediana no mesoescuto, foi possível verificar com a presente análise que se trata de uma variação morfológica e, portanto, não corresponde a *Tr. euschisti*, já que a divergência genética entre essas duas espécies foi de 13%. Adicionalmente, podemos verificar que a punctura pleurostomal é um caractere que pode separar *Tr. teretis* de *Tr. euschisti*; em *Tr. teretis* a punctura pleurostomal é grande e em *Tr. euschisti* é pequena.

Desse modo, a utilização do DNA barcoding auxiliou a elucidar um pouco mais sobre os parasitoides de ovos de Pentatomidae coletados em ovos de percevejos pragas da soja, a exemplo dos trabalhos feitos por Guz et al. 2013, Taekul et al. 2014 e Talamas et al. 2019, esses autores mostraram a importância de utilizar marcadores moleculares para realizar análises filogenéticas com melhores resoluções e com dados mais informativos, bem como facilitar a delimitação dos grupos e espécies de Scelionidae.

Referências

Borges, M. Colazza S., Ramirez-Lucas P., Chauhan K.R., Moraes M.C.B., Aldrich, J. R. (2003) Kairomonal effect of walking traces from *Euschistus heros* (Heteroptera: Pentatomidae) on two strains of *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Scelionidae). *Physiological Entomology*, Oxford, 28 (4): 349–355. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1365-3032.2003.00350.x>

Bowers, K.R. *Telenomus podisi*: one species, or more? Ohio – Columbus, 2015. The Ohio State University.

Chen, H.; Lahey, Z.; Talamas, E.; Valerio, A.A.; Popovici, A.; Musseti, L.; Klopen, H.; Polaszek, A.; Masner, L.; Austin, A.D. & Johnson, N.F. (2021). An integrated phylogenetic reassessment of the parasitoid superfamily Platygastroidea (Hymenoptera: Proctotrupomorpha) results in a revised familial classification. *Systematic Entomology*, 46: 1088-1113.

Corrêa, A.S., Vinson, C.C., Braga, L.S., Guedes, R.N.C., Oliveira, L.O. (2017) Ancient origin and recent range expansion of the maize weevil *Sitophilus zeamais*, and its genealogical relationship to the rice weevil *S. oryzae*. *Bulletin of Entomological Research*, 107: 9–20.

Gariépy T., Talamas E.J. (2019) Discovery of the samurai wasp, *Trissolcus japonicus*, in Ontario. *The Canadian Entomologist* 1–3. doi: <https://doi.org/10.4039/tce.2019.58>

Gariépy, T.D., HAYE, T.; ZHANG, J. (2014) A molecular diagnostic tool for the preliminar assessment of host–parasitoid associations in biological control programmes for a new invasive pest. *Molecular Ecology*, 23 (15): 3912-24. <https://doi.org/10.1111/mec.12515>

Godoy, C., Ávila, C.J., Arce, C.C.M. (2007) Controle biológico de percevejos fitófagos da soja na região de Dourados, MS. Embrapa Agropecuária Oeste, Boletim de pesquisa e desenvolvimento, p. 1-27. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/38732/1/BP200740.pdf> acesso 20/12/2021.

Godoy, K.B., Galli, J.C., Ávila, C.J. (2005) Parasitismo em ovos de percevejos da soja *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) em São Gabriel do Oeste, MS. *Ciência Rural*, 35(2): 455-458.

Guz, N.; Kocak, E.; Kilincer, N. (2013) Molecular phylogeny of *Trissolcus* species (Hymenoptera: Scelionidae). *Biochemical Systematics and Ecology*, 48: 85–91.

Hanson, P. E. & Gauld, I. D. Hymenoptera de la Región Neotropical. Gainesville: *The American Entomological Institute*, 2006. 994 p. v. 77.

Hebert, P.D.N., Ratnasingham, S., deWaard, J.R. (2003) Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proceedings of the Royal Society Science*. 270: 96–99. doi: <https://doi.org/10.1098/rsbl.2003.0025>

Marinho, C.F., Cônsoli, F.L., Zucchi, R.A. (2014) Geometric morphometry and molecular analysis clarified the identity of *Opius* sp. aff. *bellus* (Hymenoptera, Braconidae), a fruit fly parasitoid in Brazil. *Zootaxa*, 3: 409-419. doi: <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3760.3.7>

Nylander, J.A.A. (2004) MrModeltest v2. Program Distributed by the Author. Uppsala, Sweden, Evolutionary Biology Centre, Uppsala University.

Panizzi, A.R., Bueno, A. F., Silva, F.A.C. (2012) Insetos que atacam vagens e grão. In: Hoffmann-Campo, C.B; Corrêa-Ferreira, B.S.; Moscardi, F (Ed.). *Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga*. Brasília – DF: Embrapa: 335-420.

Rizzo, H.F.E. (1968) Aspectos morfológicos y biológicos de *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera, Pentatomidae). *Agronomia Tropical*, 18: 249-274. 1968.

Rizzo, H.F.E. (1971) Aspectos morfológicos y biológicos de *Edessa mediatubunda* (F.) (Hemiptera, Pentatomidae). *Revista Peruana de Entomologia*, 14: 272-281.

Santos, R.S.S. (2008) Levantamento populacional de percevejos e da incidência de parasitóides de ovos em cultivos orgânicos de soja. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*, 14(1): 41-46.

Silva, G.S. (2017) Diversidade de parasitoides (Hymenoptera) em áreas orizícolas com manejo orgânico e convencional e análise filogenética de populações de *Telenomus podisi*. Tese de doutorado – Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 186 pp. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10183/184736>

Taekul C., Valerio A.A., Austin A.D., Klompen H., Johnson N.F. (2014) Molecular phylogeny of telenomine egg parasitoids (Hymenoptera: Platygastroidea s.l.: Telenominae): evolution of host shifts and implications for classification. *Systematic Entomology* 39: 24–35. doi: <https://doi.org/10.1111/syen.12032>

Talamas, E.J., Bon, M.C., Hoelmer, K.A., Buffington, M.L. (2019) Molecular phylogeny of *Trissolcus* wasps (Hymenoptera, Scelionidae) associated with *Halyomorpha halys* (Hemiptera, Pentatomidae). In: Talamas E (Eds) *Advances in the Systematics of Platygastroidea II. Journal of Hymenoptera Research*, 73: 201–217. doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.73.39563>

Tortorici, F, Talamas, E.J., Moraglio S.T., Pansa, M.G., Asadi-Farfar, M., Tavella, L., Caleca, V. (2019) A morphological, biological and molecular approach reveals four cryptic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), egg parasitoids of Pentatomidae (Hemiptera). In: Talamas E (Ed.) Advances in the Systematics of Platygastroidea II. *Journal of Hymenoptera Research* 73: 153-200. doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.73.39052>

Wengrat, A.P.G.S., Coelho Junior, A., Parra, J.R.P., Takahashi, T.A., Foerster L.A., Corrêa A.S., Polaszek, A, Johnson, N.F., Costa, V.A., Zucchi, R.A. (2021) Integrative taxonomy and phylogeography of *Telenomus remus* (Scelionidae), with the first record of natural parasitism of *Spodoptera* spp. in Brazil. *Scientific Reports*, 11:14110. doi: <https://doi.org/10.1038/s41598-021-93510-3>

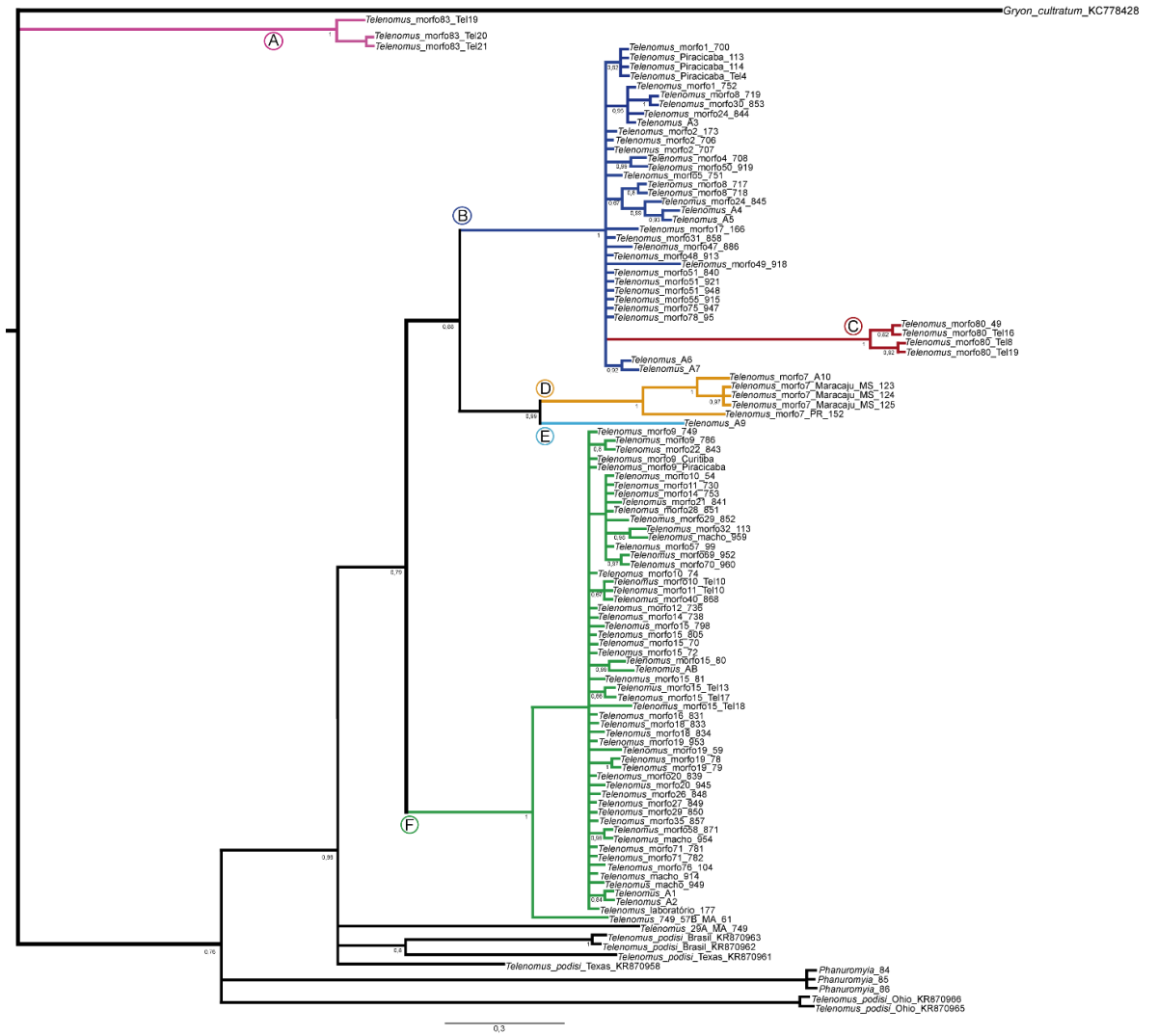


Figura 1: Cladograma de *Telenomus* spp., análise Baysiana.

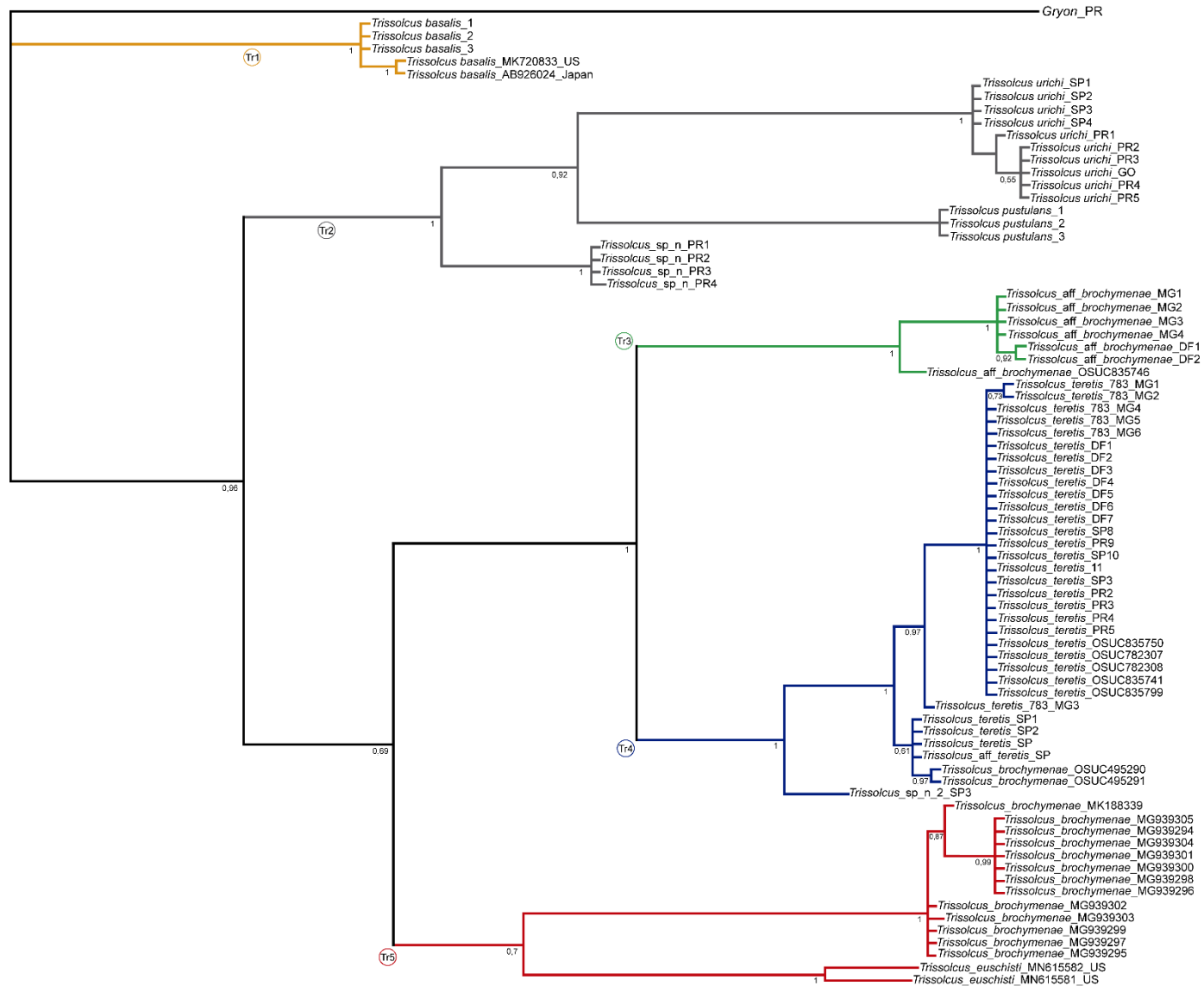


Figura 2: Cladograma de *Trissolcus* spp., análise Baysiana

Tabela 1. Amostras de *Telenomus*

Código	Morfótipo	Sexo	Espécies	Hospedeiro	Local de coleta
KC778428	-	F	<i>Gryon cultratum</i>	-	Paraguai
84	sp.n	-	<i>Phanuromyia</i>	<i>Caligo</i>	Alagoas
85	sp.n	-	<i>Phanuromyia</i>	<i>Caligo</i>	Alagoas
86	sp.n	-	<i>Phanuromyia</i>	<i>Caligo</i>	Alagoas
KR870958	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Texas
KR870961	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Texas
KR870962	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Brasil
KR870963	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Brasil
KR870965	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Ohio, EUA
KR870966	-	-	<i>Telenomus podisi</i>	-	Ohio, EUA
54	Morfo10	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
59	Morfo 19	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
61	-	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Tibraca limbativentris</i>	Viana, MA
70	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
72	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
74	Morfo10	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
78	Morfo 19	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
79	Morfo 19	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
80	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
81	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
99	Morfo57	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
104	Morfo76	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Palotina, PR
113	Morfo32	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus taurulus</i>	Piracicaba, SP
114	-	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus cornutus</i>	Piracicaba, SP
177	-	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
730	Morfo11	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
736	Morfo12	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
738	Morfo14	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
749	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR

753	Morfo14	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon
781	Morfo71	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
782	Morfo71	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
786	Morfo9	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
798	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
805	Morfo15	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
831	Morfo16	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
833	Morfo18	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
834	Morfo18	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
839	Morfo 20	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
841	Morfo 21	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
843	Morfo 22	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
848	Morfo26	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste
849	Morfo27	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste
850	Morfo29	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
851	Morfo28	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
852	Morfo29	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
857	Morfo35	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
868	Morfo40	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
871	Morfo58	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
914	-	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
945	Morfo 20	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
949	-	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
952	Morfo69	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
953	Morfo 19	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
954	-	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
959	-	M	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
960	Morfo70	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A1	Morfo19	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A2	Morfo9	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR

A8	Morfo28	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel10	Morfo10	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel11	Morfo10	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel13	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
Tel17	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
Tel18	Morfo15	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
Tel2	Morfo9	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Podisus</i> sp.	Curitiba, PR
Tel4	Morfo32	F	<i>Telenomus</i> sp.1	<i>Euschistus cornutos</i>	Piracicaba
95	Morfo78	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
166	Morfo17	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
173	Morfo2	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
700	Morfo 1	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
706	Morfo 2	M	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
707	Morfo 2	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
708	Morfo4	M	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
717	Morfo8	M	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
718	Morfo8	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
719	Morfo8	M	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
751	Morfo5	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
752	Morfo 1	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
840	Morfo51	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
844	Morfo24	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
845	Morfo24	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
853	Morfo30	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
858	Morfo31	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
886	Morfo47	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
913	Morfo48	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
915	Morfo55	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
918	Morfo49	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR

919	Morfo50	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
921	Morfo51	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
947	Morfo75	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
948	Morfo51	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A3	Morfo50	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A4	Morfo52	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A5	Morfo53	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A6	Morfo53	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A7	Morfo51	F	<i>Telenomus</i> sp.2	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
123	Morfo7	M	<i>Telenomus</i> sp.3	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Maracajú, MS
124	Morfo7	F	<i>Telenomus</i> sp.3	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Maracajú, MS
125	Morfo7	F	<i>Telenomus</i> sp.3	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Maracajú, MS
152	Morfo7	F	<i>Telenomus</i> sp.3	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A10	Morfo7	F	<i>Telenomus</i> sp.3	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
49	Morfo80	F	<i>Telenomus</i> sp.4	<i>Piezodorus guildinii</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel16	Morfo80	F	<i>Telenomus</i> sp.4	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
Tel8	Morfo80	F	<i>Telenomus</i> sp.4	<i>Piezodorus guildinii</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel9	Morfo80	F	<i>Telenomus</i> sp.4	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
A9	morfo79	F	<i>Telenomus</i> sp.5	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel19	Morfo83	F	<i>Telenomus</i> sp.6	<i>Podisus</i> sp.	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel20	Morfo83	F	<i>Telenomus</i> sp.6	<i>Podisus</i> sp.	Marechal Cândido Rondon, PR
Tel21	Morfo83	F	<i>Telenomus</i> sp.6	<i>Podisus</i> sp.	Marechal Cândido Rondon, PR

Tabela 2: Amostras de *Trissolcus*.

Códigos	Sexo	Espécies	Hospedeiros	Local de coleta
1	F	<i>Trissolcus basal</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
2	F	<i>Trissolcus basal</i>	<i>Euschistus heros</i>	-
3	F	<i>Trissolcus basal</i>	<i>Euschistus heros</i>	-
OSUC 495290	F	<i>Trissolcus brochymenae</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Viçosa, MG
OSUC 495291	F	<i>Trissolcus brochymenae</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Viçosa, MG
1	F	<i>Trissolcus pustulans</i>	<i>Pellaea stictica</i>	Marechal cândido Rondon, PR
2	F	<i>Trissolcus pustulans</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
3	F	<i>Trissolcus pustulans</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
SP	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
MG1	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
MG2	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
MG3	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
MG4	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
DF1	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	-	Brasília, DF
DF2	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	-	Brasília, DF
OSUC 835746	F	<i>Trissolcus</i> sp. aff. <i>brochymenae</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Itamarandiba, MG
PR1	F	<i>Trissolcus</i> sp.n.	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
PR2	F	<i>Trissolcus</i> sp.n.	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
PR3	F	<i>Trissolcus</i> sp.n.	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
PR4	M	<i>Trissolcus</i> sp.n.	<i>Edessa meditabunda</i>	Marechal cândido Rondon, PR
SP3	F	<i>Trissolcus</i> sp.n. 2	-	-
DF1	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF
DF2	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF
DF3	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF
DF4	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF
DF5	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF

Continuação tabela 2

DF6	F	<i>Trissolcus teretis</i>	-	Brasília, DF
SP8	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
SP10	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
11	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
SP3	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
PR2	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
PR3	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
PR4	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
PR5	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
SP	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
SP1	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
SP2	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
783-MG1	M	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG2	M	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG3	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG4	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG5	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG6	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
OSUC 782307	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
OSUC 782308	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
OSUC 835741	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
OSUC 835750	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Tangará da Serra, MT
OSUC 835799	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
PR1	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	Palotina, PR
PR2	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
PR3	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
GO	F	<i>Trissolcus urichi</i>	Desconhecido/armadilha	Santo Antônio de Goiás, GO
PR4	M	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Palotina, PR

Continuação tabela 2

R5	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
SP	-	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
SP1	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
SP2	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	Piracicaba, SP
783-MG1	M	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG2	M	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG3	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG4	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG5	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
783-MG6	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	Carbonita, MG
OSUC 782307	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
OSUC 782308	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
OSUC 835741	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
OSUC 835750	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Tangará da Serra, MT
OSUC 835799	F	<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	Ribeirão Preto, SP
PR1	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	Palotina, PR
PR2	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
PR3	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Marechal Cândido Rondon, PR
GO	F	<i>Trissolcus urichi</i>	Desconhecido/armadilha	Santo Antonio de Goiás, GO
PR4	M	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Diceraeus melacanthus</i>	Palotina, PR
PR5	M	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Entre Rios do Oeste, PR
SP1	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Piracicaba, SP
SP2	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Piracicaba, SP
SP3	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Piracicaba, SP
SP4	F	<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Euschistus heros</i>	Piracicaba, SP
MK188339	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	USA
MG939294	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939295	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá

Continuação tabela 2

MG939296	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939297	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939298	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939299	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939300	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939301	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939302	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939303	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939304	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MG939305	-	<i>Trissolcus brochymenae</i>	-	Canadá
MN615581	-	<i>Trissolcus euschisti</i>	-	USA
MN615582	-	<i>Trissolcus euschisti</i>	-	USA
MK720833	-	<i>Trissolcus basalis</i>	-	USA
AB926024	-	<i>Trissolcus basalis</i>	-	Japão
KC778428	-	<i>Gryon cultratum</i>	-	Paraguai

4. FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE PERCEVEJOS (HEMIPTERA: HETEROPTERA: PENTATOMIDAE) E SEUS PARASITOIDES DE OVOS (HYMENOPTERA) NA CULTURA DA SOJA, EM DIFERENTES MANEJOS FITOSSANITÁRIOS

RESUMO

A soja (*Glycine max* L. Merrill) é a cultura de maior interesse econômico no Brasil, tanto como *commodities* como base alimentar e matéria prima para a produção agropecuária. O controle biológico vem ganhando importância e mostrando ser viável e eficiente como ferramenta de controle de pragas. Este método preconiza a utilização de organismos vivos (parasitoides, predadores e patógenos) no controle de pragas. Para o manejo químico dos percevejos da soja, há poucos ingredientes ativos registrados, salientando a importância do controle biológico. Portanto, este trabalho teve o objetivo de avaliar a flutuação populacional de ovos pentatomídeos e seus parasitoides na cultura da soja, submetidos a diferentes sistemas de cultivo e manejos fitossanitários. Nesse contexto, foram realizadas amostragens em três áreas de cultivo comercial de soja, sobre diferentes manejos fitossanitários, nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, na região oeste do Paraná. Os manejos foram controle convencional de pragas, controle sobre os preceitos do manejo integrado de pragas (MIP) e controle dentro dos preceitos da agricultura orgânica, que utiliza semeadura convencional. Foram coletados nestas áreas ovos de espécies de Pentatomidae. As coletas, nos respectivos manejos, foram realizadas em área com aproximadamente seis hectares, amostrando-se aleatoriamente 26 pontos, sendo em cada ponto visitadas seis plantas na íntegra, três em cada linha. O caminhamento foi realizado em zigue-zague, com 100 m de distância entre pontos e as coletas realizadas quinzenalmente. Os ovos coletados foram levados ao Laboratório de Controle Biológico da Universidade Estadual do Oeste do Paraná. No laboratório as áreas das folhas que continham ovos foram recortadas e colocadas em tubos de vidro chato contendo agar a 3 % no fundo, permanecendo aí até a emergência dos parasitoides ou dos percevejos. As placas foram fechadas com filme de PVC transparente e mantidas em câmara climatizada tipo BOD a temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Os resultados demonstraram que a população de percevejos aumenta a partir do estágio fenológico R1 e o índice de parasitismo cresce com o aumento da população do hospedeiro. As áreas com manejo orgânico e com MIP foram as que apresentaram maior riqueza de espécies de pentatomídeos e conseqüentemente de parasitoides. As espécies de pentatomídeos com maior importância na área de abrangência das amostragens foram *Euschistus heros* e *Diceraeus melacanthus*, enquanto para os parasitoides as espécies de *Telenomus* foram as mais amostradas.

Palavras-chave: Scelionidae, índice de parasitismo, controle biológico.

ABSTRACT

Soybean (*Glycine max* L. Merrill) is the crop of greatest economic interest in Brazil, both as a commodity, as a food base and as raw material for agricultural production. Biological control has been gaining importance and proving to be viable and efficient as a pest control tool. This method advocates the use of live organisms (parasitoids, predators and pathogens) in pest control. For the chemical management of soybean stink bugs, there are few active ingredients registered, highlighting the importance of biological control. Therefore, this work aimed to evaluate the population fluctuation of pentatomid eggs and their parasitoids in soybean, submitted to different cropping systems and phytosanitary managements. In this context, samples were taken in three areas of commercial

soybean cultivation, under different phytosanitary managements, in the 2013/2014, 2014/2015 and 2016/2017 harvests, in the western region of Paraná. The managements were conventional pest control, control over the precepts of integrated pest management (IPM) and control within the precepts of organic agriculture, which uses conventional sowing. Eggs of Pentatomidae species were collected in these areas. The collections, in the respective managements, were carried out in an area of approximately six hectares, randomly sampling 26 points, with six plants inspected in full at each point, three in each row. The walk was carried out in a zigzag pattern, with 100 m of distance between points and the collections were carried out fortnightly. The collected eggs were taken to the Biological Control Laboratory of the Universidade Estadual do Oeste do Paraná. In the laboratory, the areas of the leaves that contained eggs were cut out and placed in flat glass tubes containing 3% agar at the bottom, remaining there until the emergence of parasitoids or bed bugs. The plates were closed with transparent PVC film and kept in a BOD-type climatized chamber at a temperature of $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$. The results showed that the stink bug population increases from the R1 phenological stage and the parasitism index increases with the increase of the host population. The areas with organic management and with MIP were the ones that presented the greatest richness of pentatomid species and consequently of parasitoids. *Euschistus heros* and *Diceraeus melacanthus* were the most important species of pentatomids in the area covered by the samplings, while for the parasitoids the *Telenomus* species were the most sampled.

Keywords: Scelionidae, Parasitism index, Biological control.

4.1. INTRODUÇÃO

A soja *Glycine max* (L.) Merrill ganhou destaque no Brasil na década de 1960, como opção de verão em sucessão ao trigo, visando primeiramente a produção de farelo para alimentação animal. Desde então, o país passou a investir em tecnologia para adaptação da cultura às condições brasileiras. Atualmente, o Brasil é o maior produtor mundial de soja, com os estados do Mato Grosso e Paraná líderes de produção (CONAB, 2021). Contudo, para manter os patamares de produção elevados há a necessidade de avançar na resolução de alguns problemas que afetam a cultura, entre os quais, o ataque de insetos-praga.

Na fase reprodutiva, além das lagartas, os percevejos da família Pentatomidae assumem papel de pragas principais (Panizzi et al., 2012; Moscardi et al., 2012). Algumas espécies dessa família estão associadas a soja, tais como, o percevejo-marrom, *Euschistus heros* (Fabricius), o percevejo-verde-pequeno, *Piezodorus guildinii* (Westwood), o percevejo-verde-grande, *Nezara viridula* (L.), o percevejo-de-asa-preta, *Edessa meditabunda* (Fabricius), o percevejo-barriga-verde, *Diceraeus melacanthus* (Dallas), e *Chinavia* sp. (anteriormente *Acrosternum*) (Panizzi; Vivan, 1997). Nas principais regiões mais produtoras deste grão, a espécie mais importante e abundante é *E. heros*, que ocorre apenas na América do Sul.

No Paraná, na safra 2018/2019, segundo Conte et al. (2020), a distribuição dessas espécies na soja é de 81% (*E. heros*), 12% (*D. melacanthus*), 3% (*N. viridula*), e 2% (*P. guildinii*). As demais espécies encontram-se em menor proporção. Essa abundância do *E. heros* pode estar associada ao fato do mesmo entrar em diapausa na entressafra e chegar em elevada população na cultura, com maior viabilidade. As demais espécies passam este período em plantas ou culturas alternativas, sofrem mais com as intempéries do período de inverno e com o parasitismo, principalmente de moscas da família Tachinidae (Aquino et al., 2020), chegando na safra de verão com menor viabilidade.

A espécie mais importante e abundante de percevejo-praga da soja na atualidade, é *E. heros*. Entretanto, nem sempre foi assim, esse percevejo era a terceira espécie mais abundante na soja, sendo muitas vezes raramente encontrado. Os pentatomídeos mais abundantes eram *N. viridula* e *P. guildinii*.

Embora o início da infestação dos percevejos ocorra na fase vegetativa da cultura, somente passam a ocasionar danos na fase reprodutiva da cultura (Ávila; Grigolli, 2014), cujo período crítico é alcançado na fase de enchimento dos grãos (R5), quando a população de percevejos tende a crescer, sendo necessário seu controle (Panizzi et al., 2012).

O controle destes insetos é difícil pois se resume basicamente no controle químico, com a dificuldade do reduzido número de moléculas disponíveis e mecanismo de ação registrado para essas pragas (AGROFIT, 2022). Associado a isto, o comportamento das pragas, que se localizam nas partes mais internas e inferiores da cultura, dificulta que o produto as atinja e resulta em baixa suscetibilidade à ação de contato e sistêmica, uma vez que a ação sistêmica dos inseticidas é ascendente. As aplicações de inseticidas, em mistura com fungicidas ou herbicidas, têm acentuado o problema, pois não leva em consideração os níveis de dano estabelecidos e o estágio fenológico da cultura, o que tem gerado sérios problemas de ressurgência e resistência (Sosa-Gómez, 2010). Contudo, o controle químico é uma das ferramentas importantes para garantia de produção, o desafio é o uso adequado seguindo os preceitos do MIP (Corrêa-Ferreira et al., 2010).

Outro ponto fundamental para melhor eficiência no manejo desses percevejos é a realização de amostragens periódicas nas lavouras. A tomada de decisões requer uma avaliação confiável da estimativa e quantificação de densidade populacional das pragas, além da correta identificação da espécie de praga incidente (Corrêa-Ferreira, 1993). Ainda, a manutenção dos inimigos naturais, principalmente os parasitoides, que ocorrem associados

ao sistema de produção também tem grande importância para o manejo de percevejos-da-soja.

Entre os inimigos naturais destas espécies, destacam-se os micro-himenópteros parasitoides de ovos (Corrêa-Ferreira; Moscardi, 1996). O primeiro registro do parasitoide de ovo *Trissolcus basalis* (Wollaston) em *N. viridula*, foi constatado em 1980, por Corrêa-Ferreira (1980), com parasitismo de cerca de 23% em áreas de soja no estado do Paraná. Desde então, tem sido apontada a ocorrência de parasitoides, com o propósito de identificar as espécies, que possam ser empregadas como agentes de controle biológico dos percevejos-da-soja (Foerster; Queiroz, 1990). Com a introdução de soja Bt, o controle biológico natural e aplicado, deverão ser mais eficientes, uma vez que a quantidade de aplicação de produtos químicos tende a diminuir, favorecendo a permanência e a sobrevivência dos parasitoides em campo.

As principais espécies de parasitoides de ovos de percevejos são os micro-himenópteros da família Scelionidae, como *Trissolcus basalis* (Wollaston) e *Telenomus podisi* Ashmead, porém já foram verificadas 23 espécies de micro-himenópteros parasitando ovos destes percevejos (Corrêa-Ferreira, 2002). A maioria das espécies desses parasitoides apresentam hábitos generalista, parasitando ovos de diferentes espécies de pentatomídeos. Entretanto, alguns parasitoides têm preferência por determinados hospedeiros (Corrêa-Ferreira, 2000).

Nas décadas de 1980 e 1990, o parasitoide mais comum era *Tr. basalis*, uma vez que *N. viridula* predominava na cultura da soja durante aquele período. Atualmente, *Te. podisi* é a espécie de micro-himenópteros mais encontrada parasitando percevejos, pois *E. heros* é seu hospedeiro preferencial (Godoy et al., 2005; 2007). *Telenomus podisi* já foi reportado parasitando ovos de 15 espécies de percevejos (Margaría et al., 2009), portanto, conhecer a capacidade do parasitismo de *Te. podisi* nas várias espécies de percevejo-pragas da soja e os fatores que interferem a dinâmica parasitoide-hospedeiro ao longo do ciclo da cultura da soja, é de suma importância para um manejo eficiente dos pentatomídeos pragas.

Assim, conhecer as características bioecológicas da relação hospedeiro-parasitoide e os fatores que interferem nessa relação são a base em um programa de controle pragas, que visa manter as pragas abaixo do nível de dano econômico, ao mesmo tempo que busca um manejo eficiente e sustentável, que inclua benefícios ecológicos e financeiros. E uma maneira de observar essa relação, é avaliar a capacidade de parasitismo de diferentes hospedeiros

pelos seus parasitoides, bem como os diferentes manejos adotados na cultura da soja podem interferir no controle e na dinâmica da população de pragas e dos inimigos naturais.

Diante disso, o objetivo do trabalho foi avaliar se os diferentes manejos fitossanitários adotados, afetam a flutuação populacional de ovos pentatomídeos e seus parasitoides na cultura da soja.

4.2. MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1. Áreas de estudo

A região em que foi realizado o estudo, de acordo com Köppen, é classificada com clima do tipo Cfa, subtropical, com média de precipitação anual de 1.700 mm e temperatura média anual de 22 e 23°C (Cabiglione et al., 2000).

As coletas de ovos de Pentatomidae e de seus parasitoides foram realizadas em três áreas de produção comercial de soja na região oeste do Paraná, no município de Marechal Cândido Rondon (Figura 1 e Tabela 1) sob três manejos fitossanitários diferentes: convencional (Figura 2A), manejo integrado de pragas (MIP) (Figura 2B), e orgânico (Figura 2C), por três safras (2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017).

A caracterização das três áreas quanto a localização, cultivar, época de semeadura e colheita, bem como a cultura antecessora e a paisagem do entorno das áreas amostradas, está indicada na Tabela 1. Os produtos utilizados para a cultura durante as três safras agrícolas, nas respectivas áreas estão citados nas Tabelas 2 a 9. Não houve interferência nos manejos adotados nas propriedades acompanhadas, os quais foram conduzidos pelos agricultores, conforme as recomendações que receberam dos técnicos que lhes prestavam assistência técnica ou por decisão do próprio agricultor (Tabelas 2 a 9, material suplementar).

A nomenclatura do manejo convencional, MIP e orgânico seguiram os seguintes conceitos para esse trabalho:

Convencional: as aplicações foram preventivas, sem o critério de realizar o monitoramento para observar se a praga atingiu o nível de ação. Muitas vezes o inseticida foi aplicado na “carona” do fungicida e herbicida, aumentando a quantidade de inseticidas aplicados durante o manejo da cultura.

MIP: foi realizado o monitoramento dos insetos-praga para tomar decisão da época e do método de controle a ser adotado, somente quando a praga atingiu o nível de ação.

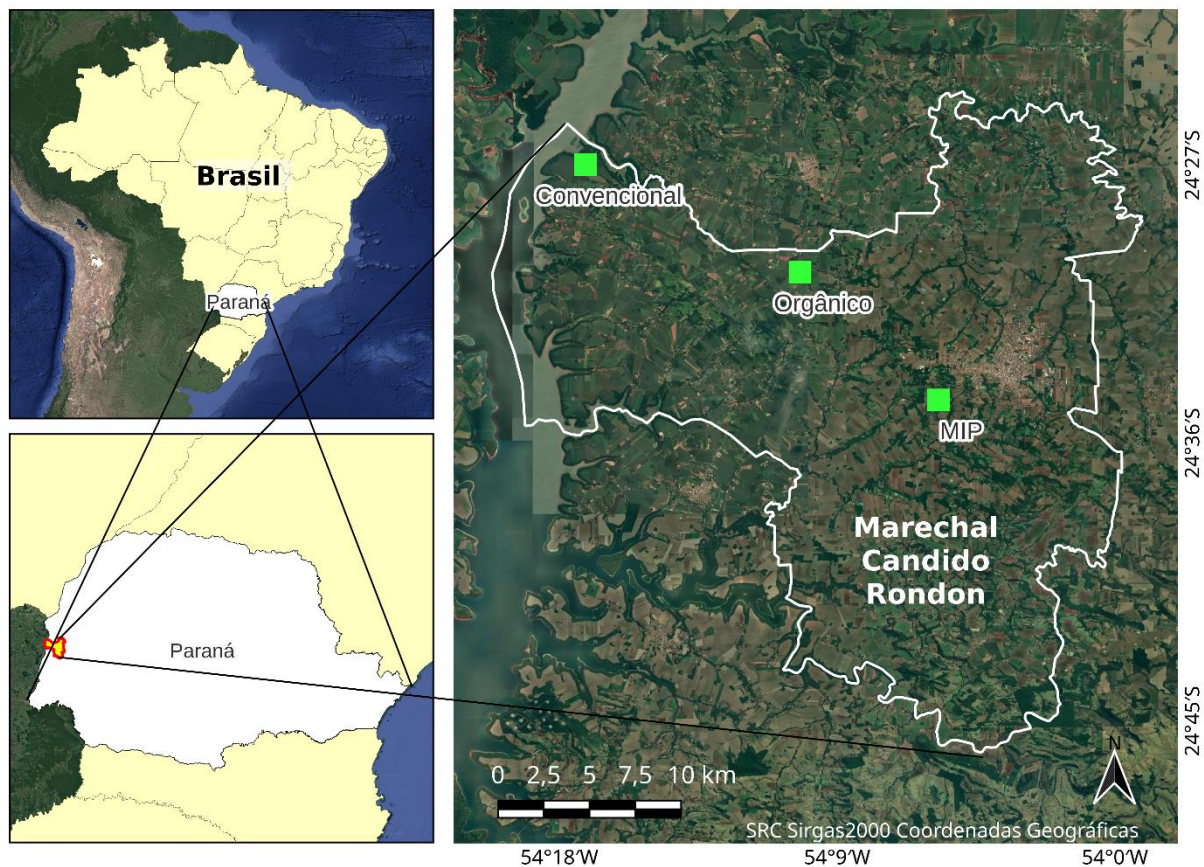


Figura 1: Mapa com as localizações das propriedades onde foram realizadas as amostragens de ovos de percevejos da família Pentatomidae e seus parasitoides, Marechal Cândido Rondon, PR.

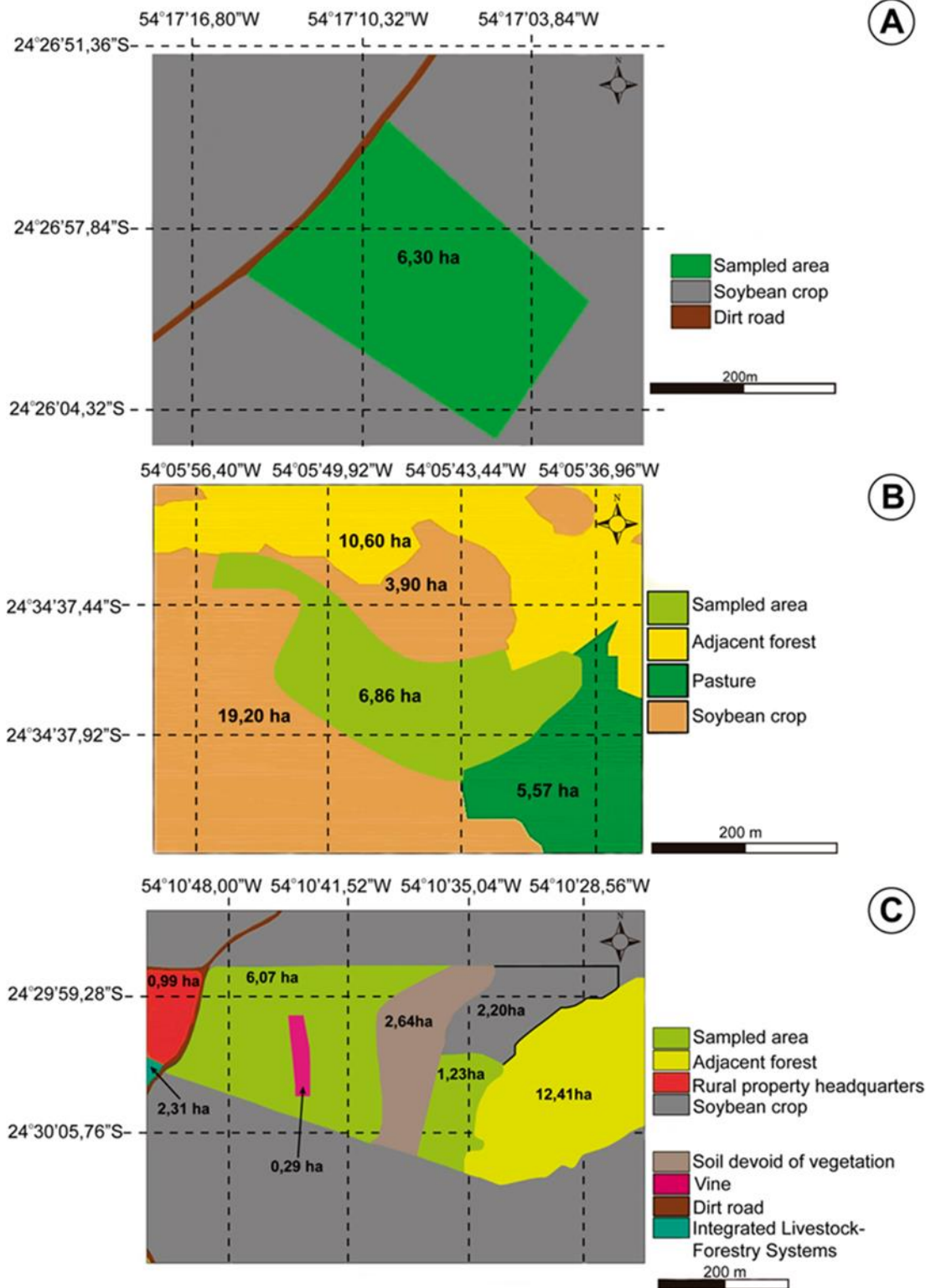


Figura 2: Croqui das áreas cultivadas com soja, onde foram realizadas as amostragens dos ovos de Pentatomidae. Marechal Cândido Rondon – PR. A. Manejo integrado de pragas; B. Manejo convencional; C. Manejo orgânico.

Tabela 1: Características gerais da área de coleta de ovos de percevejos da soja no município de Marechal Cândido Rondon-PR, nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017.

Manejos	Latitudes	Longitudes	Altitudes	Safra	Cultivares	Semeaduras	Colheitas	Culturas antecessoras	Entorno da área
Convencional	24°26'58,86"	54°17'09,12"	240 m	2013/14	5909/V-top	22/09/2013	23/01/2014	Milho	Soja
				2014/15	3909/Tornado	08/10/2014	16/01/2015	Milho	
				2015/16	BMX Garra	20/09/2016	15/01/2017	Milho	
MIP	24°34'36,15"	54°05'43,17"	370 m	2013/14	5909/V-top	12/10/2013	06/02/2014	Trigo	Soja, Mata, Pastagens
				2014/15	5909/V-top	08/10/2014	02/02/2015	Milho	
				2015/16	5909/V-top	29/09/2016	22/01/2017	Aveia	
Orgânico	24°30'27,89"	54°10'12,10"	338 m	2013/14	GR 02	12/10/2013	08/02/2014	Centeio	Soja, Mata, Barreira de Astrapéia, <i>Eucaliptus</i>
				2014/15	GR 02	06/10/2014	06/02/2015	Trigo	
				2015/16	BRS 284 L2	23/09/2016	17/01/2017	Arroz e Milho	

Tabela 2. Características dos produtos utilizados no cultivo da soja no sistema fitossanitário de manejo orgânico com semeadura convencional, safras 2013/2014 e 2014/2015, em Marechal Cândido Rondon, PR.

Safr 2013/2014 - Orgânico S.C.							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
17/Nov	<i>Baculovirus anticarsia</i>	20 g ha ⁻¹	<i>Baculovirus anticarsia</i>	Vírus	Ingestão	Inseticida biológico	<i>Anticarsia gemmatalis</i>
20/Dec	Dipel	1.2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
27/Dec	Dipel	1.2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
29/Dec	<i>Baculovirus anticarsia</i>	20 g ha ⁻¹	<i>Baculovirus anticarsia</i>	Vírus	Ingestão	Inseticida biológico	<i>A. gemmatalis</i>
02/Jan	<i>Staphysagria</i> 18CH	2.25 mL L ⁻¹			Desconhecido		
	<i>Sulphur</i> 18CH	2.25 mL L ⁻¹			Desconhecido		Lagartas/Percevejo
	Sal	0.30 Kg ha ⁻¹	NaCl		-	Cloreto de sódio	
	Boveril		<i>Beauveria bassiana</i> 5%	Fungo	Contato	Inseticida biológico	
16/Jan	Boveril		<i>Beauveria bassiana</i> 5%	Fungo	Contato	Inseticida biológico	
	Sal	0.30 Kg ha ⁻¹	NaCl		Contato	Cloreto de Sódio	Lagartas/Percevejos
26/Jan	Boveril		<i>Beauveria bassiana</i> 5%	Fungo	Contato	Inseticida biológico	Lagartas/Percevejos
Safr 2014/2015 – Orgânico S.C.							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
20/Nov	<i>Baculovirus anticarsia</i>	20 g ha ⁻¹	<i>Baculovirus anticarsia</i>	Vírus	Ingestão	Inseticida biológico	<i>A. gemmatalis</i>
09/Nov	Sulfato de cobre	3 g L ⁻¹	Sulfato de cobre	-	-	Fungicida	-
17/Dec	<i>Baculovirus anticarsia</i>	20 g ha ⁻¹	<i>Baculovirus anticarsia</i>	Vírus	Ingestão	Inseticida biológico	<i>A. gemmatalis</i>
18/Dec	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
	Boveril		<i>Beauveria bassiana</i> 5%	Fungo	Contato	Inseticida biológico	
26/Dec	Cinza	4%	-	-	-	-	-
05/Jan	Sulfato de cobre	3 g L ⁻¹	Sulfato de cobre	-	-	Fungicida	-
07/Jan	Boveril		<i>Beauveria bassiana</i> 5%	Fungo	Contato	Inseticida biológico	Lagartas/Percevejos
	Sal	0,30 Kg ha ⁻¹	NaCl			Cloreto de Sódio	

Tabela 3: Características dos produtos utilizados no cultivo da soja no sistema fitossanitário de manejo orgânico com semeadura convencional, safra 2016/2017, em Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2016/2017 - Orgânico S.C.							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agronômicas	Pragas
15/out	Calda Sulfocálcica	2%	Enxofre e cal	-	-	Fungicida	-
26/nov	Calda Sulfocálcica EM	2%	Enxofre e cal	-	-	Fungicida	-
04/dez	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
14/dez	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
	Baculovirus anticarsia	20 g ha ⁻¹	<i>Baculovirus anticarsia</i>	Vírus	Ingestão	Inseticida biológico	<i>A. gemmatalis</i>
15/dez	Cinza	4%	-	-	-	-	-
22/dez	Calda sulfocálcica	2%	Enxofre e cal	-	-	Fungicida	-
	Cinza	4%	-	-	-	-	-

Tabela 4: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja no sistema fitossanitário de manejo integrado de pragas, safra 2013/2014, em Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2013/2014 – MIP							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
20/Set	Glifosato Atanor	7 L ha ⁻¹	Glifosato 36%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	DMA	4 L ha ⁻¹	2 4-Dichlorophenoxy 67%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	Classic	130 g ha ⁻¹	Clorimuron 25%	Sulfonilureia	Sistêmico	Herbicida	-
30/Set	Gramoxone	5,5 L ha ⁻¹	Paraquate 20%	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	-
	DMA	0,7 L ha ⁻¹	2 4-Dichlorophenoxy 67%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	Agroleo	1 L ha ⁻¹	Óleo Vegetal 97%	Éster	-	Adjuvante	-
	Octoborato de sódio	5 Kg ha ⁻¹	Boro e fluoreto	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
29/Out	Rondup ready	4 L ha ⁻¹	Glyfosate 36%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Comol HC	0,2 L ha ⁻¹	Cobalto 0.2%/Mob	Inorgânico		Fertilizante foliar	-
22/Nov	Interprid	0,5 L ha ⁻¹	Metoxifenoazida 24%	Diacilhidrazina	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas
	Comet	0,7 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 25%	Estrobilurinas	Sistêmico	Fungicida	-
	Comol HC	0,1 L ha ⁻¹	Cobalto 0.2%/Mob	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
07/Dez	Fox	1 L ha ⁻¹	Trifloxistrobina 15% / Protionconazol 17.5%	Estrobilurinas/Triazolintion a	Mesosistêmico e sistêmico	Fungicida	-
	Aureo	1 L ha ⁻¹	Ester metílico de óleo de Soja	Éster	-	Adjuvante	-
	Galil	1 L ha ⁻¹	Imidacloropido 25% / Bifentrina5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejo
	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
	Nomolt	0,2 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
23/Dez	Shake	1,55 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 8.5% / Epoxiconazol 6.25%	Estrobilurinas/Triazol	Sistêmico	Fungicida	-
	Engeo	0,85 L ha ⁻¹	Tiametoxam 14.1% / Lambda-Cialotrina 10.6%	Piretróide / Neonicotinóide	Sistêmico, contato e ingestão	Inseticida	Percevejo
	Dimilin 25%	0,45 Kg ha ⁻¹	Diflubenzuron 25%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
03/Jan	Horthene	2,5 Kg ha ⁻¹	Acefato 75%	Organofosfato	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos

Tabela 5: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja sobre sistema fitossanitário de manejo integrado de pragas, safra 2014/2015, em Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2014/2015 – MIP							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
16/Set	Glifosato Transorb	6,7 L ha ⁻¹	Glifosato 48%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	2,4-D	4 L ha ⁻¹	2,4 Dichlorophenoxy 67%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
25/Set	Paradox	5,9 L ha ⁻¹	Paraquate 20%	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	-
	2,4-D	0,7 L ha ⁻¹	2,4 Dichlorophenoxy 67%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	Agroleo	1 L ha ⁻¹	Óleo vegetal 97%	Éster	-	Adjuvante	-
07/Out	Glifosato	5 L ha ⁻¹	Glifosato 36%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Octaborato de sódio	5 Kg ha ⁻¹	Boro e fluoreto	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
01/Nov	Glifosato Transorb	4 L ha ⁻¹	Glyfosate 48%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Comol HC	0,3 L ha ⁻¹	Cobalto 0.2% / Molibdênio 12%	Inorgânico	-	Fertilizante	-
20/Nov	Fox	1 L ha ⁻¹	Trifloxistrobina 15% / Protionconazol 17.5%	Estrobilurinas/Triazolintiona	Mesosistêmico e sistêmico	Fungicida	-
	Aureo	1 L ha ⁻¹	Ester metílico de óleo de soja 72%	Éster	-	Adjuvante	-
	Nomolt	0,2 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
04/Dez	Shake	1,5 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 8.5% / Epoxiconazol 6.25%	Estrobilurinas/Triazol	Systemic	Fungicida	-
	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
22/Dez	Horthene	2 Kg ha ⁻¹	Acefato 75%	Organofosfato	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
	Opera	1,2 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 13.3% / Epoxiconazol 5%	Estrobilurinas/Triazol	Sistêmico	Fungicida	-
	Dipel	1,2 L ha ⁻¹	<i>Bacillus thuringiensis</i> 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	-
	Dimilin 25%	0,5 Kg ha ⁻¹	Diflubenzurum 25%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
05/Jan	Connect	2,2 L ha ⁻¹	Imidacloropido 10% / Beta Ciflutrina 12.5%	Neonicotinóide/Piretróide	Sistêmico	Inseticida	Percevejos
	Certero	0,2 L ha ⁻¹	Triflumurom 48%	Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas
27/Jan	Paraquat	5 L ha ⁻¹	Paraquate 20%	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	

Tabela 6: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja no sistema fitossanitário de manejo integrado de pragas, safra 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2016/2017 – MIP							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
10/Set	Glifosato WG	1,65 Kg ha ⁻¹	Glifosato 48%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	U-46 Prime	1,65 L ha ⁻¹	2,4-Diclorofenoxiacético 80%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	U 10	0,04 L ha ⁻¹	2,4-Diclorofenoxiacético 80%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
20/Set	Paradox	5 L ha ⁻¹	Paraquate 20%	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	-
	U46 Prime	0,17 L ha ⁻¹	2,4-Diclorofenoxiacético 80%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	Agroleo	0,62 L ha ⁻¹	Óleo vegetal 97%	Éster	-	Adjuvante	-
	U 10	0,04 L ha ⁻¹	2,4-Diclorofenoxiacético 80%	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
	TA 35	0,04 L ha ⁻¹	Éster Metílico de Soja	Éster	-	Adjuvante	-
17/Out	Glifosato Transorb	1,57 L ha ⁻¹	Glifosato 48%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Basfoliar Top	0,1 L ha ⁻¹	Nitrogênio, fósforo e extrato da alga	Inorgânico	-	Fertilizante bioativador	-
26/Nov	Fox	0,41 L ha ⁻¹	Trifloxistrobina 15% / Protonconazol 17.5%	Estrobilurinas/Triazolintiona	Mesosistêmico e sistêmico	Fungicida	-
	Aureo	0,41 L ha ⁻¹	Éster Metílico de Soja 72%	Éster	Contato	Adjuvante	-
15/Dez	Orkestra	0,31 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 33% / Fluxaproxade 16.7%	Estrobilurinas/Carboxamida	Sistêmico	Fungicida	
	Nomolt	0,08 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Dipel	0,5 L ha ⁻¹	Bacillus thuringiensis 3.36%	Bactéria	Ingestão	Inseticida biológico	Lagartas
	Assist	0,41 L ha ⁻¹	Óleo mineral	Éster	-	Adjuvante/Espalhante	
	Orthene	1,03 Kg ha ⁻¹	Acephate 75%	Organofosfato	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
29/Dez	Evos	0,31 L ha ⁻¹	Azoxistrobina 25% / Flutriafol 25%	Estrobilurinas/Triazol	Sistêmico	Fungicida	
	Wasp	0,17 L ha ⁻¹	Triflumurom 48%	Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas
	Orthene	1,03 Kg ha ⁻¹	Acefato 75%	Organofosfato	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos

Tabela 7: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja no sistema convencional, safra 2013/2014, Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2013/2014 – Convencional							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
19/Out	Dimilin 250	0,2 Kg ha ⁻¹	Diflubenzuron 25%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Glifosato	2,75 L ha ⁻¹	Glifosato 36%	Glicina	Ingestão	Herbicida	-
05/Nov	Nomolt	0,160 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Nitamin	3,44 L ha ⁻¹	Amônia anidra 50%	Amônia	Inorgânico	Fertilizante foliar	-
	Horos	0,505 L ha ⁻¹	Tebuconazol 20% /Picoxistrobina 12%	Triazol/estrobilurinas	Sistêmico	Fungicida	-
	Carbendazin	0,619 L ha ⁻¹	Carbendazin 50%	Benzimidazol	Sistêmico	Fungicida	-
23/Nov	Abacus	0,344 L ha ⁻¹	Piraclostrobina 26% / Epoxiconazol 16%	Estrobilurinas/Triazol	Sistêmico	Fungicida	-
	Acefato	0,918 L ha ⁻¹	Acefato 75%	Organofosfato	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
	Curion	0,137 L ha ⁻¹	Profenofós 50% / Lufenuron 5%	Organofosfato/Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
	Talstar	0,114 L ha ⁻¹	Bifentrina 10%	Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas /percevejos
	Sal	0,298 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	Inorgânico	Cloreto de sódio	
13/Dec	Fox	0,413 L ha ⁻¹	Trifloxistrobina 15% / Protionconazol 17.5%	Estrobilurinas/Triazolintiona	Mesosistêmico e sistêmico	Fungicida	-
	Galil	0,413 L ha ⁻¹	Imidacloropido 25% / Bifentrina 5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas /percevejos
	Curyon	0,137 L ha ⁻¹	Profenofos 50% / Lufenuron 5%	Organofosfato/Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas
	Sal	0,2984 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	-	Cloreto de sódio	
28/Dec	Talisman	0,631 L ha ⁻¹	Bifentrina 5% / Carbosulfano 15%	Piretróide/Carbamato	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas /percevejos
	Talstar	0,229 L ha ⁻¹	Bifentrina 10%	Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas /percevejos
	Match	0,137 L ha ⁻¹	Lufenuron 5%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
16/Jan	Maxi	0,034 L ha ⁻¹	Ácido fosfórico	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Paraquat	2,06 L ha ⁻¹	Paraquate 20%	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	-

Tabela 8: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja no sistema convencional, safra 2014/2015, Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2014/2015 - Convencional							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
10/Out	Maxi	0,03 L ha ⁻¹	Ácido Fosfórico	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Glifosato	1,61 L ha ⁻¹	Glifosato 36%	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Curyom	0,39 L ha ⁻¹	Profenofós 50% / Lufenuron 5%	Organofosfato/Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	-
28/Out	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Nomolt	0,12 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	-
	Talstar	0,34 L ha ⁻¹	Bifentrina 10%	Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas/percevejos
04/Nov	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Nomolt	0,09 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Horos	0,52 L ha ⁻¹	Tebuconazol 20% / Picoxistrobina 12%	Triazol/estrobilurinas	Sistêmico	Fungicida	-
14/Nov	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Galil	0,41 L ha ⁻¹	Imidacloprido 25% / Bifentrina 5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas/percevejos
	Sal	0,3 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	-	Cloreto de sódio	-
27/Nov	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Nomolt	0,14 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Elatus	0,21 L ha ⁻¹	Azoxistrobina 30% / Benzovindiflupir 15%	Estrobilurinas/Pirazol-carboxamida	Sistêmico e contato	Fungicida	-
11/Dez	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Nomolt	0,12 L ha ⁻¹	Teflubenzuron 15%	Benzoilureias	Ingestão	Inseticida	Lagartas
	Galil	0,41 L ha ⁻¹	Imidacloprido 25% / Bifentrina 5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas/percevejos
23/Dez	Top	0,03 L ha ⁻¹	Trisiloxano	Adjuvante	-	-	-
	Fastac Duo	0,46 L ha ⁻¹	Acetempirido 10% / Alfa-Cipermetrina 20%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Mosca-branca/percevejos
	Sal	0,3 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	-	Cloreto de sódio	-

Tabela 9: Características dos produtos utilizados no cultivo de soja no sistema convencional, safra 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

Safra 2016/2017 – Convencional							
Datas	Produtos	Doses	Ingredientes ativos	Grupos	Modos de ação	Categorias agrônômicas	Pragas
14/Ago	Maxi	0,03 L ha ⁻¹	Ácido fosfórico	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	2,4D	1,29 L ha ⁻¹	2,4-dichlorophenoxy	Ácidos ariloxialcanóicos	Sistêmico	Herbicida	-
18/Ago	Aller	0,04 L ha ⁻¹	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Crucial glifosato	2,07 L ha ⁻¹	Glifosato	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
	Clorimuron	0,08 Kg ha ⁻¹	Clorimurum-etílico (25%)	Sulfonylurea	Sistêmico	Herbicida	-
	Óleo Assist	0,77 L ha ⁻¹	Óleo mineral	Adjuvante	-	Adjuvante	-
02/Set	Maxi	0,03 L ha ⁻¹	Ácido fosfórico	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Gramocil	1,81 L ha ⁻¹	Diurum (10%) / Paraquate (20%)	Uréia/Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	-
	Agral	0,13 L ha ⁻¹	Nonil fenoxi poli (etilenoxi) etanol	Espalhante-adesivo	-	Espalhante adesivo	-
28/Out	Aller	0,03 L ha ⁻¹	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Desadere	0,05 L ha ⁻¹	1% de N; 3,5% de Mg	Inorgânico	-	Emulsionante	-
	Escore Flex	0,13 L ha ⁻¹	Difenoconazol (25%) / Propiconazol 25%)	Triazol/Triazol	Sistêmico	Fungicida	-
	Roundup original IH	2,32 L ha ⁻¹	Glifosato	Glicina	Sistêmico	Herbicida	-
19/Nov	Aller	0,03 L ha ⁻¹	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Desadere	0,05 L ha ⁻¹	1% de N; 3,5% de Mg	Inorgânico	-	Emulsionante	-
	Elatus	0,21 Kg ha ⁻¹	Azoxistrobina 30%/ Benzovindiflupir 15%	Estrobilurinas/Pirazol-carboxamida	Sistêmico e contato	Fungicida	-
	Galil	0,41 L ha ⁻¹	Imidacloprido 25% / Bifentrina 5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos /lagartas
	Sal	0,39 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	-	Cloreto de sódio	-
30/Nov	Aller	0,03 L ha ⁻¹	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico	-	Fertilizante foliar	-
	Engeo	0,31 L ha ⁻¹	Cipermetrina (22%) / Tiametoxam (11%)	Piretróide/ Neonicotinóide	Sistêmico, contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
	Sal	0,34 Kg ha ⁻¹	NaCl	Sais	-	Cloreto de sódio	-

Continuação Tabela 9

Safrá 2016/2017 - Convencional							
Data	Produto	Dose	Ingrediente ativo	Grupo químico	Modo de ação	Categoria agrônômica	Inseto alvo
16/Dez	Aller	0,03 L ha-1	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico		Fertilizante foliar	
	Elatus	0,21 Kg ha-1	Azoxistrobina 30%/ Benzovindiflupir 15%	Estrobilurinas/Pirazol-carboxamida	Sistêmico e contato	Fungicida	
	Galil	0,41 L ha-1	Imidacloprido 25% / Bifentrina 5%	Neonicotinóide/Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos/lagartas
	Sal	0,34 Kg ha-1	NaCl	Sais		Cloreto de sódio	
23/Dez	Aller	0,04 L ha-1	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico		Fertilizante foliar	
	Engeo	0,35 L ha-1	Cipermetrina (22%) / Tiametoxam (11%)	Piretróide/ Neonicotinóide	Sistêmico, contato e ingestão	Inseticida	Percevejos
	Curyom	0,21 L ha-1	Lufenurom (5%) / Profenofós (50%)	Organofosforados/Benzoilureias	Contato e ingestão	Inseticida	Lagartas
	Sal	0,5 Kg ha-1	NaCl	Sais		Cloreto de sódio	
07/Jan	Aller	0,05 L ha-1	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico		Fertilizante foliar	
	Perito	0,62 Kg ha-1	Acefato (97%)	Organofosforados	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos/lagartas
	Talstar	0,21 L ha-1	Bifentrina (10%)	Piretróide	Contato e ingestão	Inseticida	Percevejos/lagartas
	Sal	0,5 Kg ha-1	NaCl	Sais		Cloreto de sódio	
09/Jan	Aller	0,04 L ha-1	P ₂ O ₅ (15%)	Inorgânico		Fertilizante foliar	
	Gramoxone	2,07 L ha-1	Paraquate (20%)	Bipiridílio	Não-sistêmico	Herbicida	
	Agral	0,08 L ha-1	Nonil fenoxi poli (etilenoxi) etanol	Espanhante-adesivo		Espalhante adesivo	

4.2.2. Amostragem, coleta e identificação

As amostragens dos ovos de percevejos foram realizadas quinzenalmente, com auxílio de uma lupa-de-bolso. Em cada lavoura, foi demarcada uma área de aproximadamente seis hectares, nos quais foram amostrados 26 pontos aleatórios de coletas. Em cada ponto, seis plantas foram observadas totalmente, três em cada linha. O caminhar foi em zigue-zague e cada ponto distava aproximadamente 100 m um do outro.

As posturas foram coletadas juntamente com as folhas, sem que fossem retiradas, e levadas ao laboratório de Controle Biológico da Universidade Estadual do Paraná (UNIOESTE). No laboratório, os ovos foram identificados até espécie segundo sua coloração, ornamentação do córion, quantidade e disposição na postura (Rizzo, 1968; 1971; Panizzi et al., 2012). Quando não foi possível fazer a identificação pelos ovos, esperou-se as ninfas eclodirem e se tornarem adultos. As posturas foram individualizadas e colocadas em tubos de vidro de fundo chato (2,5 cm de diâmetro x 8,5 cm de altura) com ágar a 3% ao fundo, possibilitando manter o ambiente úmido. Os tubos foram fechados com plástico filme de PVC transparente e mantidos em câmara climatizada tipo BOD à temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$. As posturas foram observadas diariamente com auxílio de um microscópio estereoscópico, até a completa eclosão das ninfas dos percevejos e/ou emergência dos parasitoides. Para cada postura, foram registrados a data de coleta, número de ovos parasitados ou não. Os ovos parasitados, mas sem emergência de parasitoides, foram dissecados para a identificação do gênero do parasitoide.

Os parasitoides emergidos dos ovos de cada espécie de percevejo hospedeiro foram conservados provisoriamente em etanol 70% e etanol absoluto em frascos para posterior montagem. As espécies de parasitoides foram identificadas com base em chaves dicotômicas (Johnson, 1984; 1987 a, b) e por comparação com exemplares devidamente identificados. Além da identificação morfológica, foi realizada a caracterização molecular com a amplificação do gene mitocondrial Citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) (v. capítulo anterior).

4.2.3. Variáveis analisadas

A partir dos dados coletados, em cada safra (2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017) foram determinados: número de ovos de percevejo, número de ovos parasitados, número de parasitoides emergidos, porcentagem de parasitismo, porcentagem de parasitismo dos parasitoides emergidos e a viabilidade da emergência dos parasitoides. Para a porcentagem de parasitismo foi calculado o número total de ovos parasitados em relação ao número total de ovos do hospedeiro:

$$\% \text{ parasitismo} = t / T \times 100.$$

em que: t = número total de ovos parasitados. T = número total de ovos do hospedeiro.

Para a porcentagem dos parasitoides emergidos, o cálculo foi:

$$\% \text{ parasitismo} = t / T \times 100.$$

Onde: t = número total de parasitoides emergidos. T = número total de ovos do hospedeiro.

Ainda, foi obtido a viabilidade dos parasitoides:

$$\% \text{ viabilidade} = t / T \times 100.$$

Onde: t = número total parasitoides emergidos. T = representa o número total de ovos parasitados.

4.2.4. Análise Estatística

Foi avaliado se o número total de ovos dos pentatomídeos, proporção de ovos parasitados, proporção de parasitoides emergidos (variáveis dependentes) foram afetados pelo manejo, estágio fenológico da planta, temperatura máxima e mínima, umidade relativa máxima e mínima (Figura 3) e as diferentes safras (variáveis explicativas), usando um modelo linear generalizado (GLM) com distribuição de quasipoisson. Avaliou-se a qualidade do ajuste usando gráficos semi-normais com envelopes de simulação para todos os modelos (Moral et al. 2017).

Também foi calculado o índice de Shannon, para medir a diversidade dos parasitoides nos diferentes tipos de manejo fitossanitário nas três safras agrícolas. Esse índice mede o grau de incerteza em prever a que espécie pertencerá um indivíduo escolhido, ao acaso, de uma

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \ln (p_i)$$

amostra com S espécies e N indivíduos. Quanto menor o valor do índice de Shannon (H), menor o grau de incerteza e, portanto, a diversidade da amostra é baixa. A diversidade tende a ser mais alta quanto maior o valor do índice. É calculado por meio da fórmula:

Onde:

H = Índice de Shannon-Wiener;

p_i = proporção de indivíduos da i-ésima espécie, sendo a frequência de cada espécie, para i variando de 1 a S (Riqueza);

\ln = logaritmo de base neperiano (e);

n_i = número de indivíduos amostrados para a espécie i;

S = número total de indivíduos amostrados.

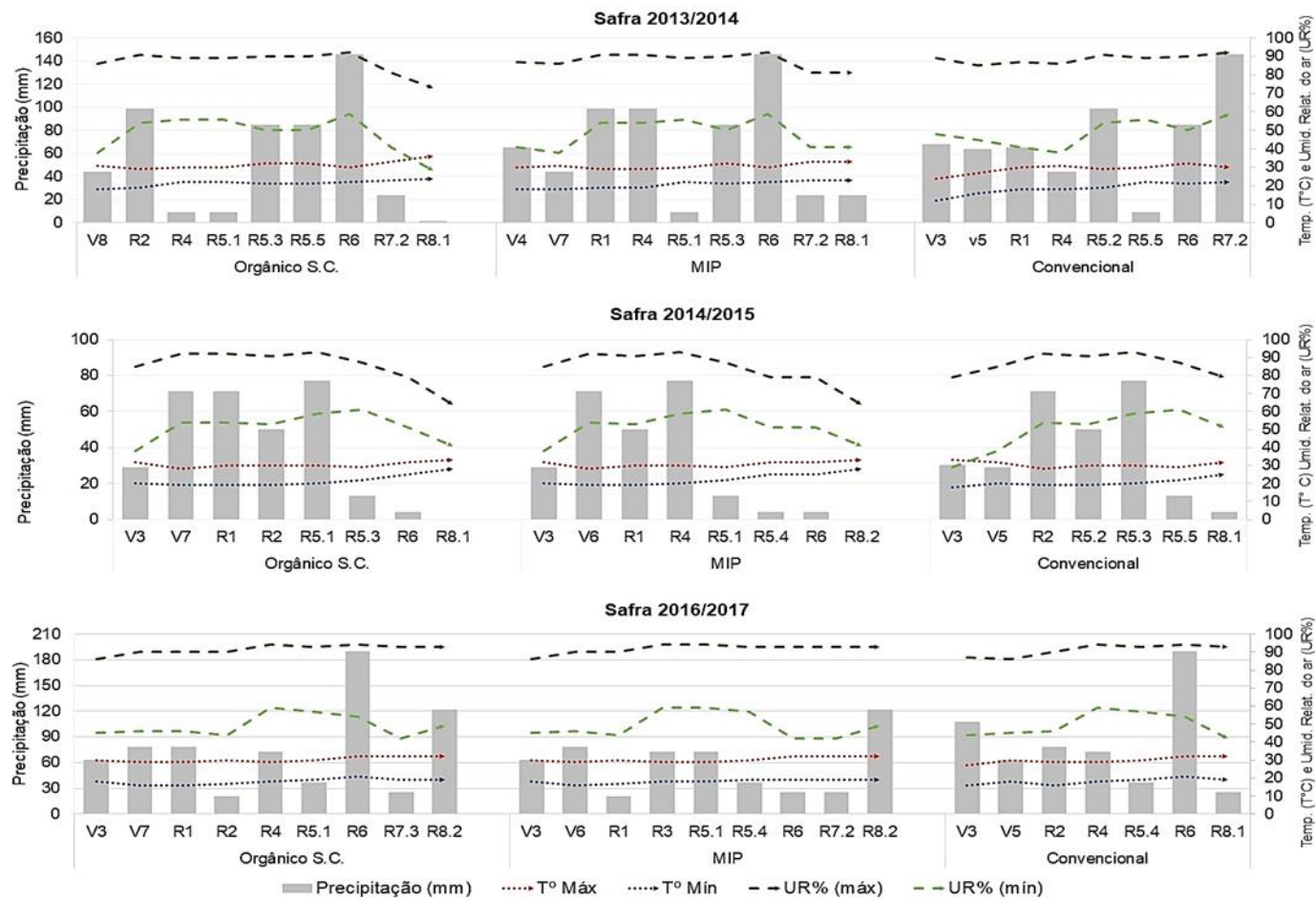


Figura 3: Condições meteorológicas em três áreas de cultivo comercial de soja, cada uma sob um sistema de manejo fitossanitário: orgânico com semeadura convencional (Orgânico S.C.), manejo integrado de pragas (MIP) e convencional. Coletas realizadas em três safras, 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

4.3. RESULTADOS

4.3.1. Distribuição percentual de ovos de Pentatomidae nos diferentes manejos

O percentual de ovos dos gêneros e espécies de percevejos nas áreas com diferentes manejos fitossanitários são indicadas na figura 4. De um modo geral nota-se a predominância do percevejo *Eu. heros*, independente do manejo adotado e da safra.

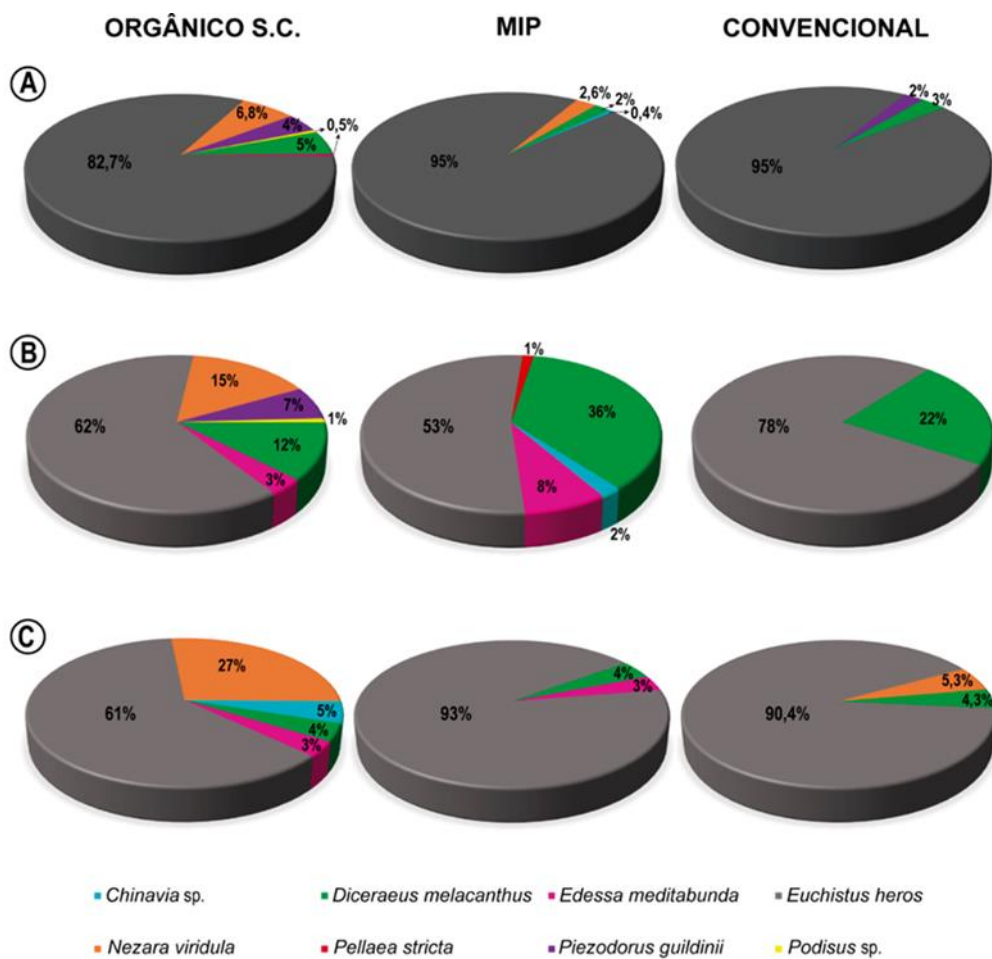


Figura 4: Distribuição do percentual de espécies de Pentatomidae na cultura da soja sob diferentes manejos fitossanitários. A Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

O percevejo *Eu. heros* teve uma participação média nas áreas amostradas de 78,5% dos ovos coletados, com 68,5% na área sob o manejo orgânico, 80,3 e 87,8% nas áreas sob manejo integrado e convencional, respectivamente. Entre as safras, sua menor predominância ocorreu na safra 2014/2015 em todas as áreas e dentre as áreas naquelas sem

uso de inseticidas químicos. Observa-se maior diversidade de espécies de percevejos também nesta safra e manejo.

Diceraeus melacanthus, percevejo-barriga-verde, foi o segundo que mais ocorreu em questão de frequência, estando presente em todos anos agrícolas e áreas. Na safra 2014/2015, teve aumento considerável, principalmente nos manejos fitossanitários convencional e MIP. Nos demais anos agrícola o maior porcentual de ovos coletados foi apenas de 5%.

Percevejo-verde-grande, *N. viridula*, teve maior porcentagem de ovos na área com manejo orgânico, sendo a coleta nos outros manejos esporádicas e pouco expressivas. Já os percevejos *Chinavia* sp., *Ed. meditabunda* e *Podisus* sp. tiveram participação irrisória no cômputo do total geral de percevejos amostrados nas diferentes safras e manejos. Quanto a *Pe. stictica*, foi coletada apenas uma postura, sendo o primeiro registro para a cultura da soja.

4.3.2. Distribuição percentual das espécies de parasitoides de ovos de percevejos da soja nos diferentes manejos

As distribuições percentuais dos parasitoides nos diferentes manejos e safras podem ser visualizadas na figura 5. As espécies variaram em quantidade e riqueza conforme a safra e manejo, assim como as espécies de percevejos, na safra 2014/2015 foi a que teve maior diversidade de espécies de parasitoides, exceto para área com manejo convencional.

Na área com manejo orgânico, foram coletadas seis espécies de parasitoides na safra 2013/2014, 11 espécies na safra 2014/2015 e oito espécies na safra 2016/2017. Nesse manejo, houve a maior riqueza de espécies de parasitoides, independentemente do ano agrícola amostrado. Na área de cultivo de soja, que utiliza os preceitos do manejo integrado de pragas (MIP), foram coletadas 3, 8 e 4 espécies de parasitoides de ovos de Pentatomidae durante as safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, respectivamente. Enquanto que a área com manejo convencional foi a que teve menor diversidade de espécies, no máximo teve três durante a safra 2016/2017.

Nas diferentes safras e manejos, a espécie com maior porcentual de amostragem foi *Telenomus* sp.1, exceto para a safra 2016/2017 na área de manejo MIP, na qual a espécie mais amostrada foi *Telenomus* sp.2. Apesar do menor porcentual, *Telenomus* sp.3 foi frequentemente coletada, principalmente na área com manejo orgânico, assim como

Telenomus sp.4. As demais espécies de *Telenomus* tiveram menor participação o computo total.

Quanto as espécies de *Trissolcus*, *Tr. urichi* foi o mais frequente, sendo amostrado nos diferentes manejos e em todas safras, exceto para o ano agrícola 2014/2015, na área com manejo convencional. Os maiores percentuais de ovos coletados foram nas áreas com manejo convencional e MIP. Quanto a *Tr. teretis* e *Tr. pustulans* foram coletados poucas vezes e com baixa porcentagem de ocorrência. É o primeiro registro de *Tr. pustulans* para o Paraná e para a cultura da soja. Também foi amostrada uma nova espécie de *Trissolcus* sp., sendo coletada principalmente na área de manejo MIP.

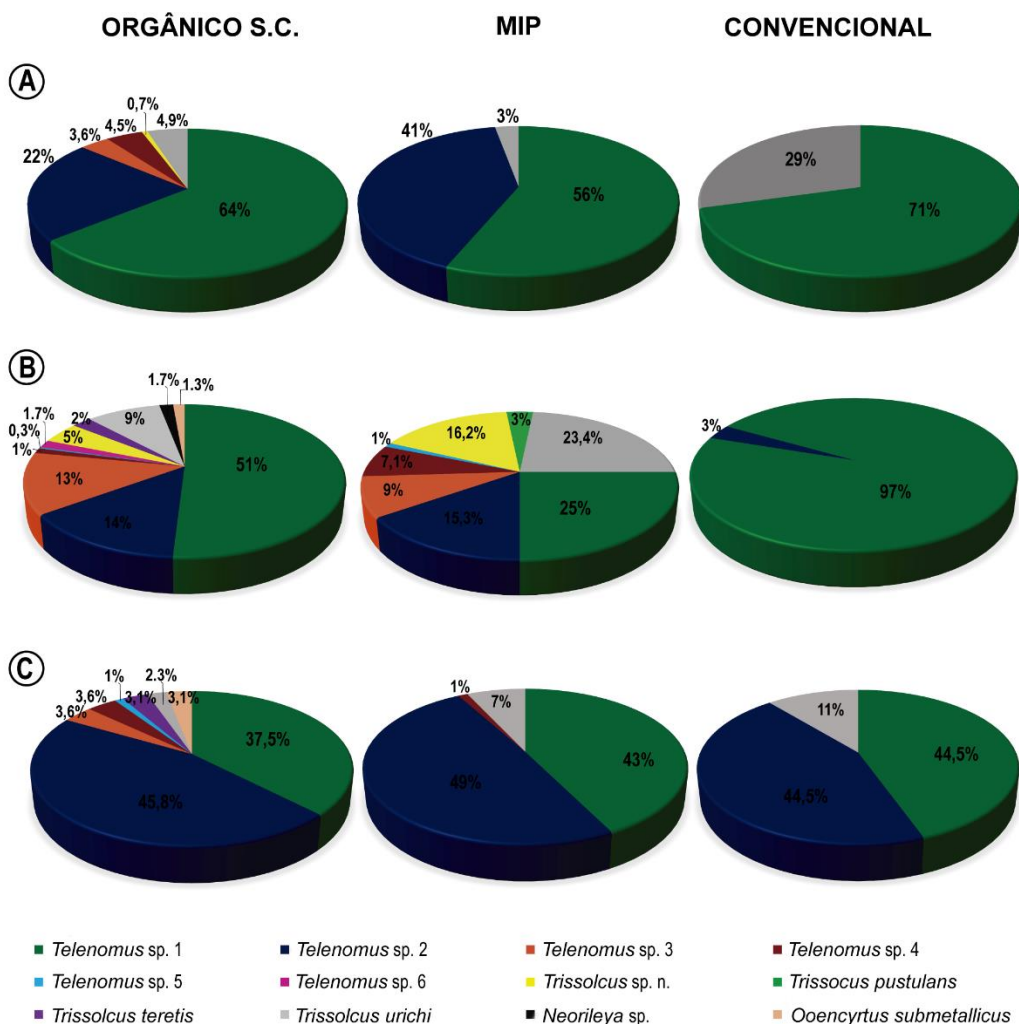


Figura 5: Distribuição do percentual das espécies de parasitoide de ovos de Pentatomidae coletados na cultura da soja sob manejos fitossanitários. A Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

4.3.3. Flutuação populacional de percevejos e seus parasitoides em diferentes manejos fitossanitários

No geral, não houve diferença significativa na quantidade de ovos de pentatomídeos amostrados nas diferentes safras. Ao comparar as safras, não se verificou efeito significativo sobre o índice de parasitismo. Apenas, houve diferença significativa quando foi feita a comparação entre os manejos (Figura 6), sendo que o manejo orgânico (0.466 ± 0.055) diferiu do convencional (0.303 ± 0.08). Contudo, não houve diferença significativa entre o manejo orgânico e o MIP (0.452 ± 0.06).

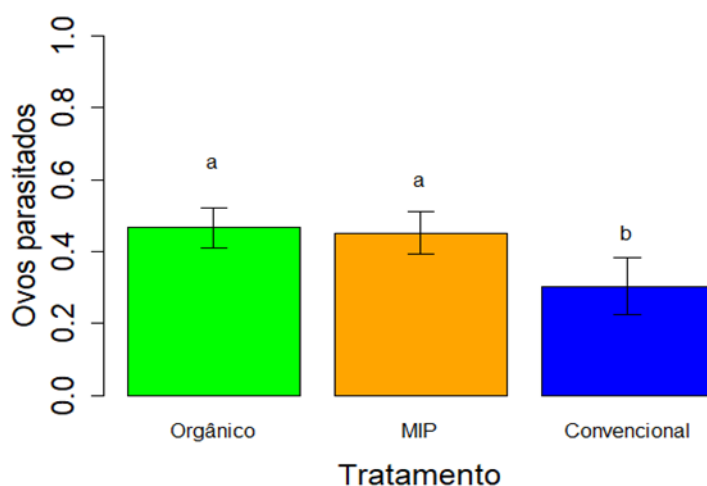


Figura 6: Diferença no parasitismo dos ovos de pentatomídeos nos diferentes manejos fitossanitários.

Não houve também diferença significativa no índice de parasitoides emergidos nos diferentes manejos. Entretanto, teve diferença na emergência de parasitoides entre as diferentes safras, sendo que a safra 2013/2014 diferiu das safras 2014/2015 e 2016/2017, mas entre essas duas últimas não houve diferença. O fator que influenciou essa diferença foi a temperatura máxima, sendo que o intervalo de temperatura entre 28°C e 36°C , favoreceu a emergência dos parasitoides (Figura 5). Outro fator que interferiu na emergência dos parasitoides, foram os estádios fenológicos, uma vez que os parasitoides acompanham a flutuação dos seus hospedeiros, que aumentam a partir do estágio R6 e, assim, também houve aumento da emergência de parasitoides a partir desse estágio fenológico.

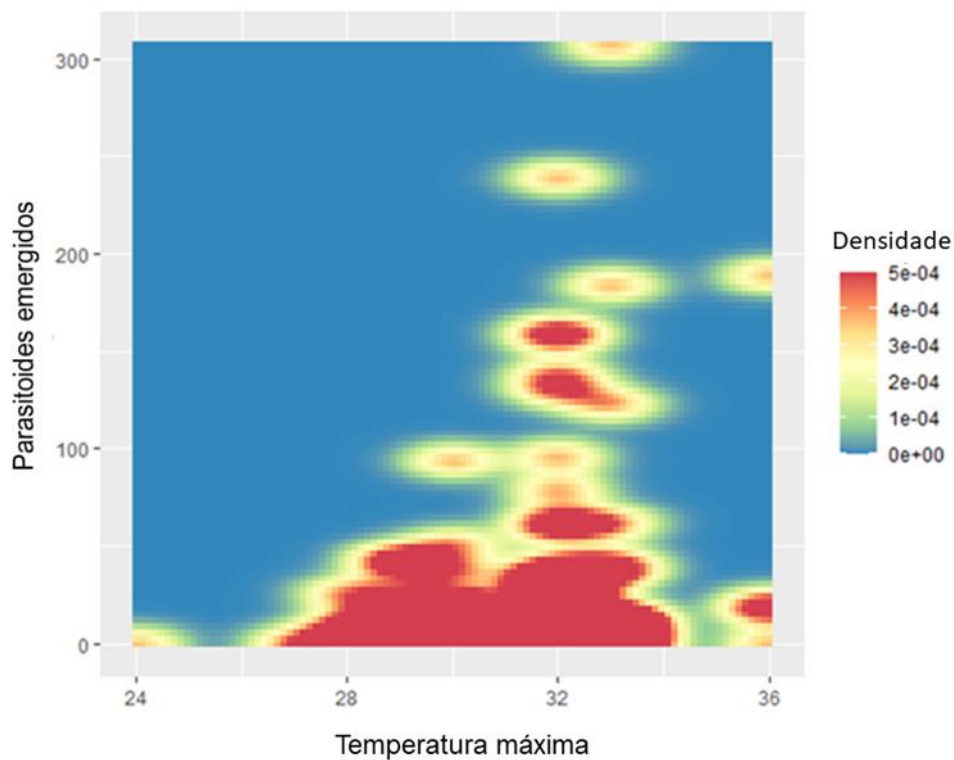


Figura 7: Variação do índice de parasitismo em relação à temperatura máxima (T_{max}).

Também foi avaliado o índice de diversidade das espécies de parasitoides nos diferentes manejos durante as três safras (Figura 8). Os maiores índices de diversidade de parasitoides de ovos foram obtidos na safra 2014/2015, no MIP e no manejo orgânico, 1,94 e 1,83, respectivamente. Nas safras 2013/2014 e 2016/2017, os maiores índices foram para a área com manejo orgânico, seguido do MIP. No manejo convencional, ocorreu o menor índice de diversidade nas safras 2013/2014 e 2014/2015, enquanto na safra 2016/2017, o índice de diversidade foi semelhante ao do MIP.

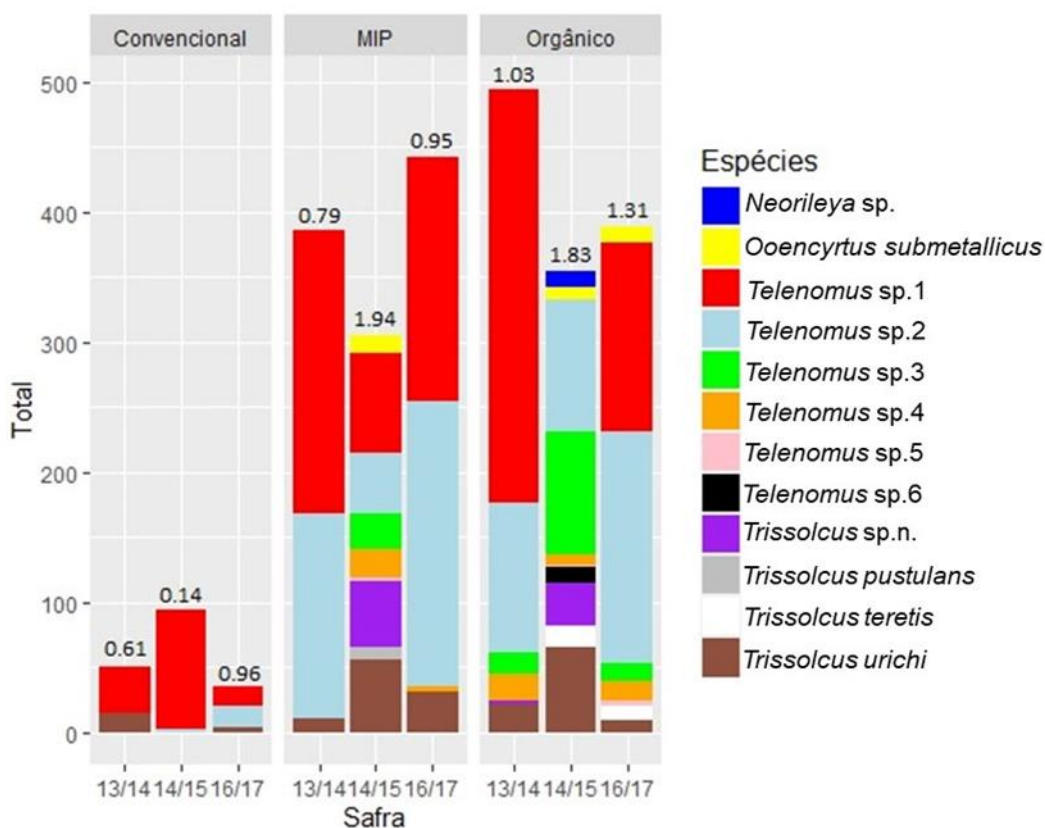


Figura 8: Índice de diversidade das espécies de parasitoides nos sistemas de manejo fitossanitário nas diferentes safras agrícolas.

A flutuação de ovos de percevejos ao longo do período de amostragem das safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, nas diferentes áreas estão indicados nas figuras 13 a 20 e tabelas 10 a 14. A seguir é feita uma análise explicativa da dinâmica dos pentatomídeos e dos seus parasitoides nas diferentes safras e manejos.

4.3.4. Manejo orgânico

Aa Pode-se observar que os insetos iniciaram a oviposição a partir do período reprodutivo da cultura. Os pentatomídeos iniciaram o aumento populacional na fase reprodutiva, porém ficaram em nível baixo até o estágio fenológico R6, tendo um significativo aumento na fase final de maturação (R8.1), principalmente *Eu. heros* (Figura 9).

Euschistus heros ocorreu desde o estágio fenológico 5.1 até R8.1 na safra 2013/2014, sendo coletadas 393 posturas, totalizando 1.969 ovos. Na safra seguinte, 2014/2015 foram coletados 963 ovos em 207 posturas, uma redução de 48% na quantidade de ovos

amostrados, apesar de já estar presente desde o estágio R1. Na safra 2016/2017, foram coletados 795 ovos em 166 posturas de *Eu. heros*, as quais começaram a ocorrer no estágio R2. A quantidade de ovos por postura dessa espécie é bem variável, podendo ser constituída de um único ovo até 16.

Apesar que em menor proporção, o percevejo *D. melacanthus* é outra espécie que ocorreu ao longo do estágio reprodutivo da soja. Na safra 2013/2014, começou a ser amostrado no estágio fenológico R5.5 até a fase de maturação (R8.1). Nesse período, foram amostrados 126 ovos em 9 posturas. Na safra 2014/2015, foram coletadas 13 posturas com 185 ovos entre os estádios R5.3 e R8.1, havendo aumento na proporção de ovos dessa praga nesse ano agrícola, voltando a diminuir na safra 2016/2017, sendo amostrados apenas 4 posturas com 50 ovos, entre os estádios R2 e R8.1. Geralmente, a postura de *D. melacanthus* contém 14 ovos, às vezes 13 ou 15.

Na área com manejo orgânico, *N. viridula* foi frequente, na safra 2013/2014, do estágio R6 até R8.1, totalizando 161 ovos em duas posturas. Na safra seguinte, foram 238 ovos em 5 posturas, sendo que começaram a ser amostrados antes da safra anterior, ou seja, a partir do R5.3. Na safra 2016/2017, foram coletados 348 ovos em 8 posturas, sendo a que apresentou maior percentual de ovos amostrados para essa espécie de percevejo. Durante essa safra, os ovos foram amostrados nos estádios R4 a R6, diferentemente das safras anteriores, não foram obtidos ovos até a maturação da cultura. As posturas de *N. viridula* possuem formato hexagonal, contendo de 30 a 69 ovos.

As demais espécies de Pentatomidae ocorrem ocasionalmente e em menor quantidade, como *Ed. meditabunda* e *Pi. guildinii*. *Edessa meditabunda* foi amostrado uma vez na safra 2013/2014, sendo coletada uma postura com 11 ovos no estágio fenológico R6. Porém, foi mais constante durante a safra 2014/2015, sendo coletados 52 ovos em 4 posturas dos estádios R1 ao R6. Na safra 2016/2017, foram coletados 42 ovos em 3 posturas, nos estádios fenológicos R2 e R5.1. Na safra 2013/2014, foram amostradas 4 posturas com 101 ovos de *Pi. guildinii* apenas no final do ciclo da cultura (R8.1). Na safra 2014/2015, foi amostrada 1 postura com 24 ovos no estágio R6 e outra postura com 18 ovos em R8.1. Não foram coletados ovos de *Pi. guildinii* na safra 2016/2017.

Uma postura do percevejo predador, *Podisus* sp., foi coletada nas safras 2013/2014 (13 ovos) e outra na safra 2014/2015 (12 ovos). Foram coletados ovos de *Chinavia* sp. no estágio R2 e R7.3.

Considerando-se a presença dos parasitoides de ovos associado às populações de percevejos, observa-se que os parasitoides começaram a surgir a partir do estágio R5.1 na safra 2013/2014 e no R2 nas safras 2014/2015 e 2016/2017, acompanhando o crescimento das populações de percevejos, sendo variável ao longo dos estágios fenológicos. As taxas de parasitismo para as áreas, dentro das fases fenológicas de desenvolvimento da cultura, são apresentadas nas tabelas 10-12 e figuras 10 e 11. Nas safras 2013/2014 e 2014/2015, o índice de parasitismo foi de 50 a 100%, enquanto na safra 2016/2017 foi de 30 a 50%.

O índice de parasitismo ovos de *D. melacanthus* na safra 2013/2014 foi de 54 a 100%. O índice de parasitismo dos parasitoides emergidos variou de 29,5 a 100%, com uma viabilidade de 30 a 100%. Na safra 2014/2015, o índice de parasitismo para essa espécie foi de 49 a 100% e o índice de parasitoides emergidos ficou entre 35 e 64% com viabilidade variando entre 64 e 97%. Na safra 2016/2017, o índice de parasitismo foi de 50 e 57%, com índice de emergência de 29 e 50% e viabilidade de 50 e 100%, respectivamente.

O índice de parasitismo dos ovos de *Eu. heros* na safra 2013/2014 foi de 25 a 100% e a taxa de parasitismo dos parasitoides emergidos variou de 17 a 42%, com uma viabilidade de 25 a 100%. O índice de parasitismo na safra 2014/2015 variou entre 9 e 80%, enquanto o índice de parasitoides emergidos foi de 9 a 75% com a viabilidade de 69 a 100%. Na safra 2016/2017, o índice de parasitismo de *Eu. heros* foi de 30 a 89,7%, com índice de emergência de parasitoides ficando entre 30 e 57%, com a viabilidade variando entre 64 e 100%.

Para *N. viridula*, o índice de parasitismo dos ovos, na safra 2013/2014, foi de 23%, enquanto a taxa de parasitismo dos parasitoides emergidos foi de 2%, com uma viabilidade de 8%. Na safra 2014/2015, o índice de parasitismo dos ovos foi de 100%, porém o índice de emergência dos parasitoides foi de 12%, bem como a viabilidade. Não houve parasitismo de ovos de *N. viridula* na safra 2016/2017.

Piezodorus guildinii teve índice de parasitismo de ovos de 66% para a safra 2013/2014, enquanto a taxa de parasitismo dos parasitoides emergidos foi de 20%, com uma viabilidade de 30%. Na safra seguinte (2014/2015), o índice de parasitismo foi de 100%, entretanto, o percentual de parasitoides emergidos foi de 79%, assim como a viabilidade. Enquanto que o índice de parasitismo de *Podisus* sp. foi de 100%, nas safras 2013/2014 e 2014/2015, sendo que o índice de parasitoides emergidos e a viabilidade foram de 85% para a primeira safra e de 100% para a segunda safra.

A dinâmica dos parasitoides e em relação aos seus hospedeiros ao longo do ciclo da soja pode ser observada na figura 11. Observa-se que a flutuação dos parasitoides está intrinsecamente relacionada ao aumento populacional dos seus hospedeiros, ou seja, quanto maior a quantidade de ovos maior o parasitismo. O comportamento individualizado de cada espécie de parasitoide encontra-se no material suplementar (Apêndices). Os índices de parasitismo nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017 de cada espécie de parasitoide em seu respectivo hospedeiro, encontram-se nas tabelas 10 a 12. A família de parasitoide, mais representativa dos parasitoides de ovos de Pentatomidae, foi Scelionidae, com predominância das espécies de *Telenomus* seguido das espécies de *Trissolcus*.

Na safra 2013/2014, no estágio fenológico R4, as primeiras espécies a chegar na área foram *Telenomus* sp.3 e *Tr. urichi* parasitando ovos de *Eu. heros*. *Trissolcus urichi* continuou parasitando ovos dessa espécie de percevejo e também de *D. melacanthus*, até o estágio R6. *Telenomus* sp. 1 ocorreu do estágio fenológico R5.5 até a maturação da soja (R8.1), parasitando ovos de *D. melacanthus* e *Eu. heros*. *Telenomus* sp.2, parasitou ovos de *D. melacanthus* no estágio fenológico R6, entretanto, parasitou os ovos de *Eu. heros* nos estádios fenológicos R5.5 a R8.1. *Telenomus* sp. 4 parasitou apenas *Pi. guildinii* em R8.1 e *Trissolcus* sp. n., parasitou *N. viridula* em R6, mas apenas um macho emergiu.

Na safra 2014/2015, houve a maior riqueza de espécies em comparação as demais safras. Nesse ano agrícola, a primeira espécie que apareceu foi *Telenomus* sp.1, no estágio fenológico R2, parasitando ovos de *Eu. heros* e continuou parasitando esse hospedeiro até R8.1. Ainda parasitou, ovos de *D. melacanthus* em R6 e R8.1, bem como ovos de *N. viridula* e *Pi. guildinii* no estágio fenológico R8.1. *Telenomus* sp.2 parasitou apenas *Eu. heros*, nos estádios R5.1 e R8.1. *Telenomus* sp.3 parasitou *D. melacanthus* em R8.1 e *Eu. heros* nos estádios R5.3 e R8.1. *Telenomus* sp.4 emergiu de ovos *Eu. heros* nos estádios R5.1, R6 e R8.1 (2, 4 e 2 indivíduos, respectivamente). Tanto *Telenomus* sp.5 e como *Telenomus* sp.6 foram amostrados em R8.1, parasitando ovos de *Eu. heros* e *Podisus* sp., respectivamente.

Durante a safra 2014/2014, foram coletadas três espécies de *Trissolcus*, a saber, *Trissolcus* sp.n., *Tr. urichi* e *Tr. teretis*. *Trissolcus* sp.n. parasitou no estágio fenológico R6, ovos de *Ed. meditabunda* e *Eu. heros*, entretanto, desse último hospedeiro emergiu apenas um macho. Enquanto *Tr. urichi* parasitou *D. melacanthus* e *Eu. heros* entre os estádios fenológicos R5.3 e R8.1. *Trissolcus teretis* parasitou somente ovos de *Eu. heros* durante os estádios R6 e R8.1.

A incidência dos parasitoides de ovos da superfamília Chalcidoidea na safra 2014/2015 foi baixa, sendo amostrados apenas 2 indivíduos de *Neorileya* sp. e 10 de *O. submetallicus*, ambos parasitando ovos de *Eu. heros* no estágio R8.1. Os dois indivíduos de *Neorileya* emergiram de uma postura de 8 ovos, da qual emergiram também 4 indivíduos de *Telenomus* sp.1 e 2 de *Tr. urichi*.

Na safra 2016/2017, houve redução na riqueza de espécies de parasitoides em relação à safra 2014/2015, porém foi semelhante à safra 2013/2014. Também ocorreu uma redução do índice de parasitismo ao longo da safra, não ultrapassando 60%, independentemente do hospedeiro.

Assim como ocorreu na safra 2013/2014, a primeira espécie a ocorrer na área, durante a safra 2016/2017, foi *Telenomus* sp.3, parasitando ovos de *D. melacanthus* no estágio R2. *Telenomus* sp.1 e sp.2 parasitaram ovos de *Eu. heros* dos estágios R4 ao R8.2. *Telenomus* s.p. 2 também parasitou ovos de *Ed. meditabunda* em R4. No estágio fenológico R 8.2, ovos de *Eu. heros* foram parasitados por *O. submetallicus*, *Tr. teretis* e *Tr. urichi*. Essa última espécie também parasitou esse pentatomídeo durante o estágio R6.

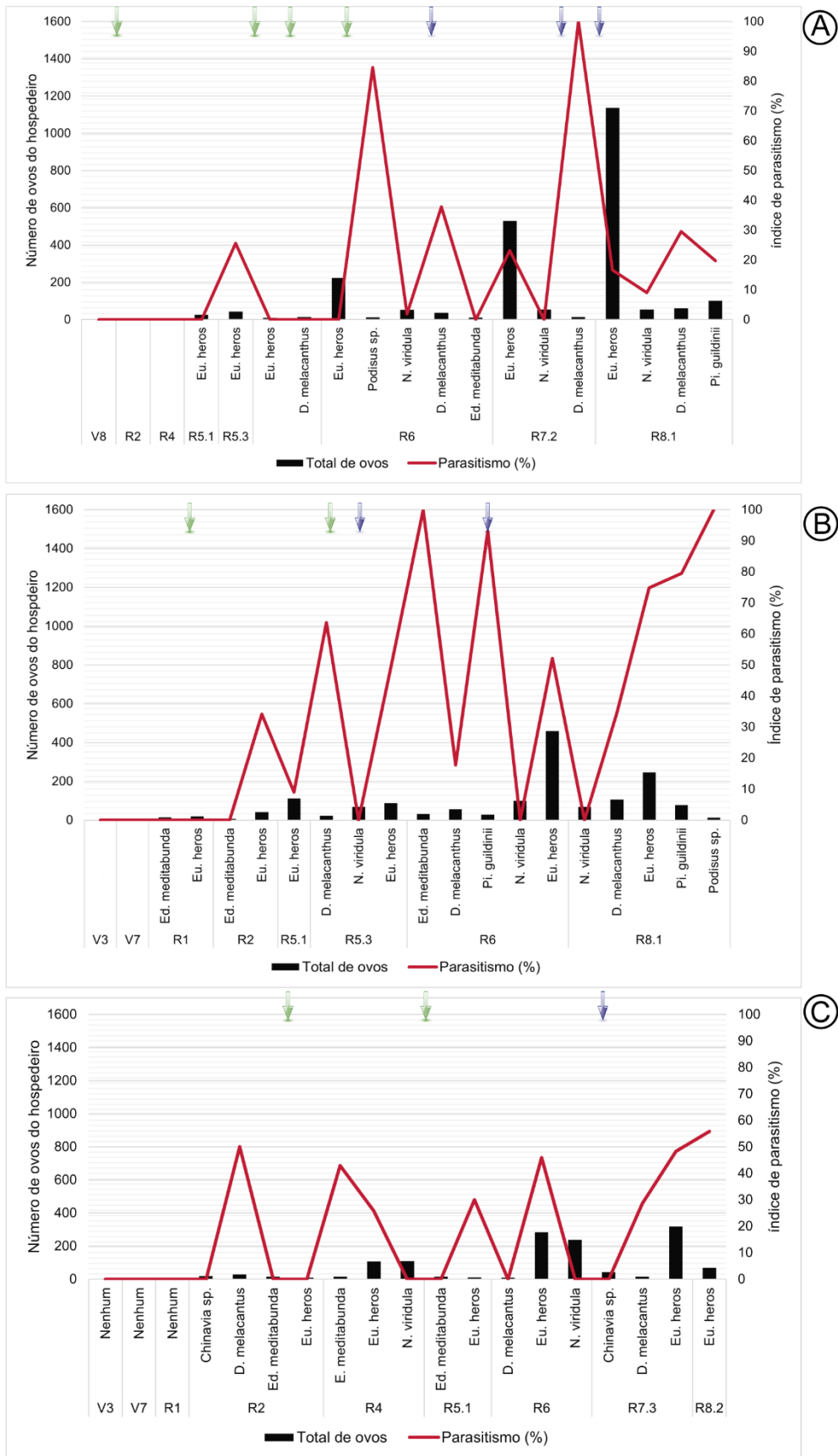


Figura 9: Flutuação dos percevejos e seus parasitoides na área de manejo orgânico com semeadura convencional. A. Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controla.

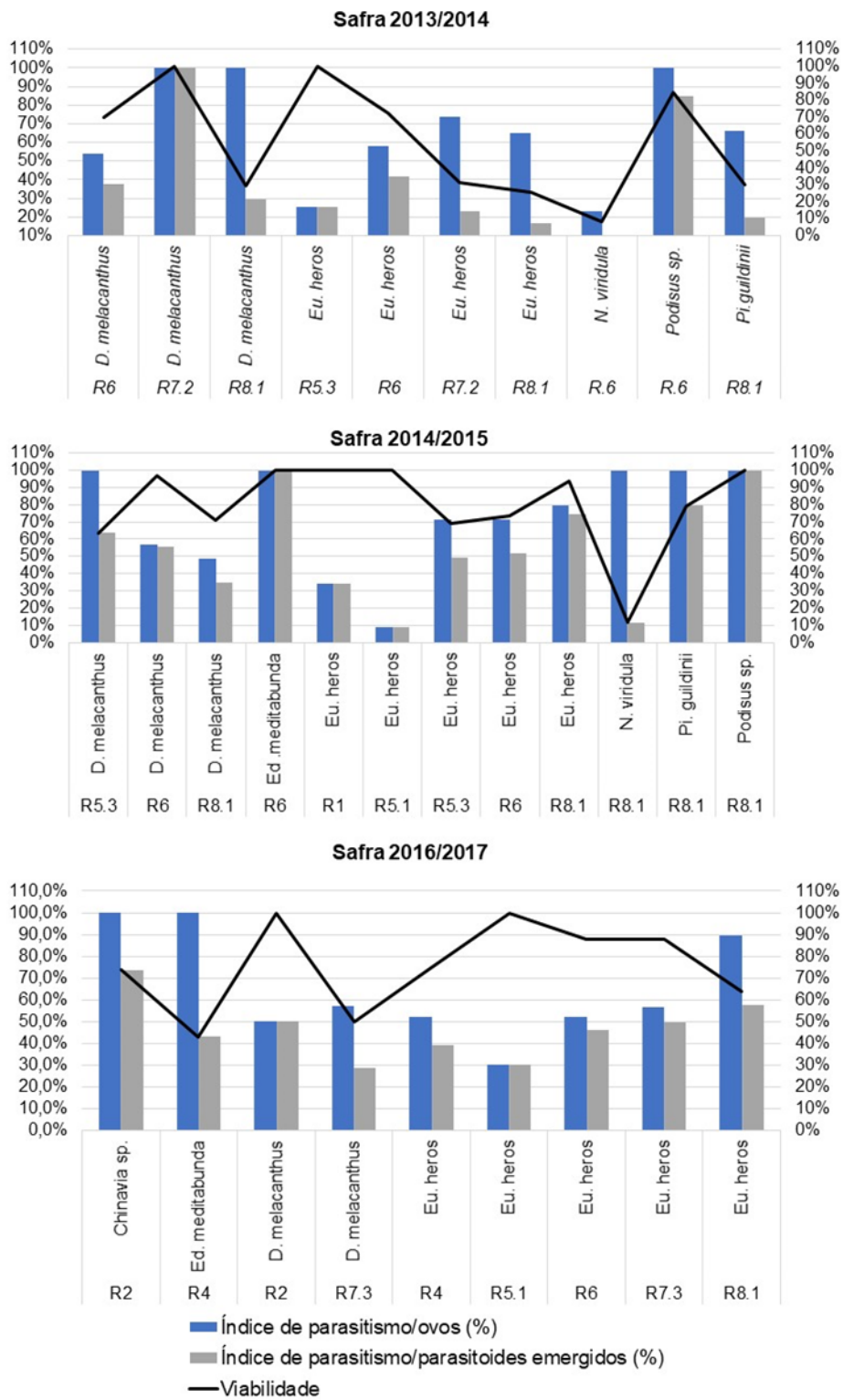


Figura 10: Viabilidade dos parasitoides emergidos dos ovos nas áreas de cultivo de soja na área de manejo orgânico com semeadura convencional, durante as safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017.

Tabela 10: Espécies de percevejos e de parasitoides coletados na safra 2013/2014, Marechal Cândido Rondon, PR.

Orgânico S.C							
Safra	Espécies de percevejos	Número de ovos		Parasitismo/ovos (%)	Espécies de parasitoides	Parasitoides emergidos	Parasitismo/parasitoides emergidos (%)
		Coletados	Parasitados				
2013/2014	<i>Diceraeus melacanthus</i>	126	95	75,4	<i>Telenomus</i> sp.1	33	26,2
					<i>Telenomus</i> sp.2	4	3,2
					<i>Trissolcus urichi</i>	9	7,1
	<i>Euschistus heros</i>	1.969	1274	64,7/	<i>Telenomus</i> sp.1	286	14,5
					<i>Telenomus</i> sp.2	100	5,1
					<i>Telenomus</i> sp.3	16	0,8
					<i>Trissolcus</i> n. sp.	2	0,1
					<i>Trissolcus urichi</i>	13	0,7
	<i>Nezara viridula</i>	161	12	7,5	<i>Trissolcus</i> n. sp.	1	0,6
	<i>Piezodorus guildinii</i>	101	67	66,3	<i>Telenomus</i> sp.4	20	19,8
	<i>Podisus</i> sp.	13	13	100	<i>Telenomus</i> sp.2	11	84,6

Tabela 11: Espécies de percevejos e de parasitoides coletados na safra 2014/2015, Marechal Cândido Rondon, PR.

Orgânico S.C.							
Safra	Espécies de percevejos	Número de ovos		Parasitismo/ovos (%)	Espécies de parasitoides	Parasitoides emergidos	Parasitismo/parasitoides emergidos (%)
		Coletados	Parasitados				
2014/2015	<i>Diceraeus melacanthus</i>	185	106	57	<i>Telenomus</i> sp.1	31	17
					<i>Telenomus</i> sp.3	14	8
					<i>Trissolcus urichi</i>	37	20
	<i>Edessa meditabunda</i>	32	32		<i>Trissolcus</i> sp.n.	32	100
	<i>Euschistus heros</i>	963	608	63	<i>Telenomus</i> sp.1	241	25
					<i>Telenomus</i> sp.2	102	10,6
					<i>Telenomus</i> sp.3	80	8,3
					<i>Telenomus</i> sp.4	8	0,8
					<i>Telenomus</i> sp.5	2	0,2
					<i>Trissolcus</i> sp.n.	1	0,1
					<i>Trissolcus urichi</i>	28	2,9
					<i>Trissolcus teretis</i>	17	1,8
					<i>Neorileya</i> sp.	12	1,2
					<i>Ooencyrtus submetallicus</i>	10	1
	<i>Nezara viridula</i>	238	69	29	<i>Telenomus</i> sp.1	8	3,4
	<i>Piezodorus guildinii</i>	107	89	83,2	<i>Telenomus</i> sp.1	89	83,2
<i>Podisus</i> sp.	12	12	100	<i>Telenomus</i> sp.6	12	100	

Tabela 12: Espécies de percevejos e de parasitoides coletados na safra 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

Orgânico S.C.							
Safra	Espécies de percevejos	Número de ovos		Parasitismo/ovos (%)	Espécies de parasitoides	Parasitoides emergidos	Parasitismo/parasitoides emergidos (%)
		Coletados	Parasitados				
2016/2017	<i>Chinavia sp.</i>	61	30	49,2	<i>Telenomus sp.1</i>	14	23
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	50	22	44	<i>Telenomus sp.3</i>	14	28
					<i>Telenomus sp.5</i>	4	8
	<i>Edessa meditabunda</i>	42	14	33,3	<i>Telenomus sp.2</i>	6	14,3
					<i>Telenomus sp.1</i>	146	18,4
	<i>Euschistus heros</i>	795	447	56,2	<i>Telenomus sp.2</i>	172	22
					<i>Trissolcus teretis</i>	12	1,5
					<i>Trissolcus urichi</i>	9	1,1
					<i>Ooencyrtus submetallicus</i>	12	1,5

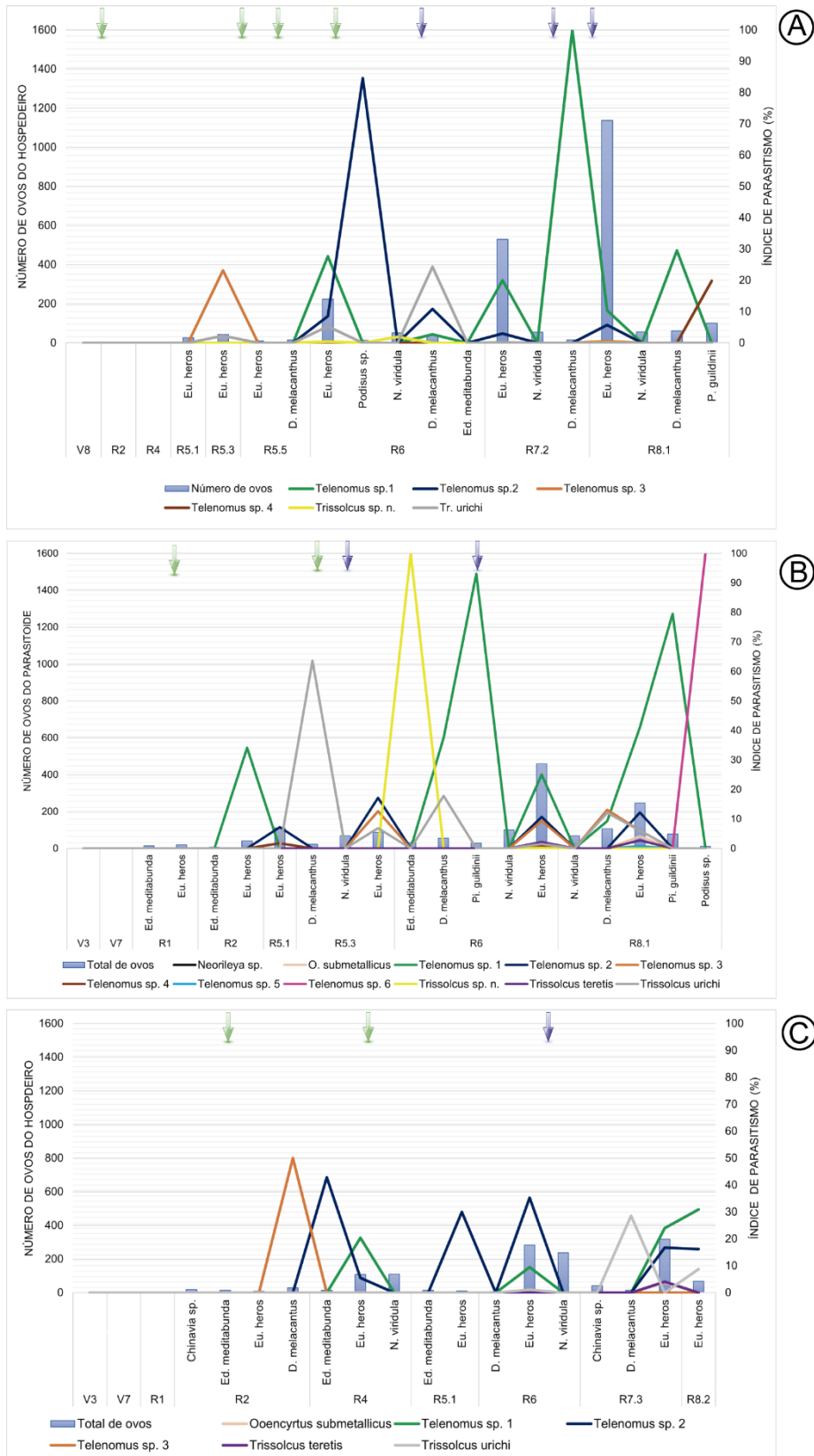


Figura 11: Flutuação dos percebejos e seus parasitoides na área de manejo orgânico com semeadura convencional. A. safra 2013/2014. B. safra 2014/2015. C. safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controla.

4.3.5. Manejo Integrado de Pragas

Na área com manejo integrado de pragas (MIP), as espécies de percevejos predominantes foram *Eu. heros* e *D. melacanthus*. Nas safras 2013/2014 e 2016/2017, os percevejos iniciaram a oviposição a partir do período reprodutivo da cultura, tendo aumento populacional na fase reprodutiva, porém se manteve em nível baixo até o estágio fenológico R6. Todavia, houve significativo aumento, principalmente, na fase final de maturação, R8.1, sendo que o percevejo *Eu. heros* foi o que teve maior predominância (Figura 12). Entretanto, na safra 2014/2015, o início da oviposição dos percevejos aconteceu no período vegetativo, mais precisamente em V3, havendo aumento da população de percevejo no estágio R5.4, diferentemente das safras 2013/2014 e 2014/2014, em que houve aumento significativo de ovos do percevejo-marrom em R7.2 e R4, respectivamente.

Assim, como nos demais manejos, *Eu. heros* foi a espécie mais abundante, na safra 2013/2014, ocorreu desde o estágio fenológico 5.1 até R8.1. Foram coletadas 398 posturas, totalizando 2.032 ovos e o aumento da população ocorre em R7.2. Na safra 2014/2015, para essa espécie, foram coletados 469 ovos em 91 posturas, quatro vezes menos em relação à safra anterior, mesmo havendo oviposição desde o estágio vegetativo. Na safra 2016/2017, foram coletados 969 ovos em 203 posturas de *Eu. heros*, as quais começaram a ocorrer no estágio R3, porém foi apenas uma postura com 3 ovos; houve um aumento significativo a partir de R6.

Diceraeus melacanthus foi outra espécie que ocorreu ao longo do estágio reprodutivo da soja, exceto para a safra 2016/2017, na qual ocorreu apenas no estágio fenológico R6, sendo coletadas 3 posturas com 14 ovos cada uma. Na safra 2013/2014, os ovos começaram a ser amostrados no estágio fenológico R5.1 até a fase de maturação, R8.1. Nesse período, foram amostrados 43 ovos em 3 posturas. Na safra 2014/2015, foram coletados ovos de *D. melacanthus* em todas as amostragens, desde o estágio vegetativo, V3 até R8.1, ao todo foram coletados 321 ovos em 23 posturas. Foi o ano agrícola com maior proporção de ovos dessa praga.

Na área com MIP, as outras espécies de percevejos foram ocasionais como *Chinavia* sp., *Ed. meditabunda* e *Pellaea stictica*. Essa última espécie, foi amostrado uma vez na safra 2014/2015, sendo coletada uma postura com 12 ovos no estágio fenológico V6. Uma postura de *Chinavia* sp. foi coletada nas safras 2013/2014 e 2014/2015 nos estádios R8.1 e R5.4,

respectivamente. Os ovos de *Ed. meditabunda* foram coletados tanto na safra 2014/2015 como na safra 2016/2017. Na safra 2014/2015, foram coletados 70 ovos em 6 posturas, durante os estádios V3, V6, R6 e R8.2, enquanto para a safra 2016/2017, foram coletados apenas 35 ovos em 3 posturas, sendo amostrada uma postura nos estádios R3, R5.1 e R6.

Quanto à dinâmica hospedeiro-parasitoide (Figura 14), os parasitoides começaram a surgir junto com a população de percevejos. Na safra 2013/2014, começaram a surgir a partir do estágio R5.1, enquanto para as safras 2014/2015 e 2016/2017, nos estádios V3 e R5.4, respectivamente. Os índices de parasitismo nos diferentes estádios fenológicos da são demonstradas na tabela 13 e figura 13. Entre as safras, houve diferença no índice de parasitismo, mas, no geral, na safra 2013/2014 não ultrapassou 40%, ao passo que na safra 2014/2015, usualmente foi superior a 40%, sendo que em determinados hospedeiros chegou a ter parasitismo de 100%.

Não houve parasitismo de ovos de *D. melacanthus* na safra 2013/2014. Na safra 2014/2015, o índice de parasitismo para essa espécie foi de 10 a 100%, já o índice de parasitoides emergidos ficou entre 0 e 90%, bem como a viabilidade. Na safra 2016/2017, o índice de parasitismo dos ovos e o índice de emergência dos parasitoides foi de 67% e a viabilidade foi de 100%.

O índice de parasitismo de ovos de *Eu. heros*, na safra 2013/2014, foi de 17 a 57%, enquanto a taxa de parasitoides emergidos, variou de 9 a 33%, com uma viabilidade de 40 a 100%. O índice de parasitismo na safra 2014/2015 variou entre 28 e 67%, enquanto o índice de parasitoides emergidos foi de 9 a 57%, com viabilidade de 32 a 89%. Já na safra 2016/2017, o índice de parasitismo de *Eu. heros* foi de 46 a 83%, com índice de emergência de parasitoides ficando entre 33 e 68%, com a viabilidade variando entre 56 e 87%.

Para *N. viridula*, o índice de parasitismo dos ovos na safra 2013/2014 foi de 21%, enquanto a taxa dos parasitoides emergidos foi de 13%, com uma viabilidade de 58%. Nas safras 2014/2015 e 2016/2017, não ocorreu parasitismo dos ovos de *N. viridula*.

Não houve parasitismo dos ovos de *Ed. meditabunda* durante a safra 2013/2014. Já na safra 2013/2014, 86 a 100% dos ovos foram parasitados, e a taxa de parasitoides emergidos também variou de 86 a 100%, com viabilidade de 100%. Já na safra seguinte, 2014/2015, o índice de parasitismo foi de 100%, entretanto, o percentual de parasitoides emergidos foi de 79%, assim como a viabilidade.

O índice de parasitismo de *Chinavia* sp. e *Pe. stictica* foi de 100%, na safra 2014/2015, sendo que o índice de parasitoides emergidos e a viabilidade foram de 37 e 83%, respectivamente. Essas duas espécies foram as menos representativas.

A dinâmica dos parasitoides e em relação aos seus hospedeiros ao longo do ciclo da soja pode ser observada figura 14. O comportamento de cada espécie de parasitoide encontra-se no material suplementar (Apêndices) . Os índices de parasitismo, nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017 de cada espécie de parasitoide com seu respectivo hospedeiro, encontram-se na tabela 13. Assim como na área com manejo orgânico, a família de parasitoide mais representativa parasitando ovos de pentatomídeos foi Scelionidae, com predominância das espécies de *Telenomus*, seguido das espécies de *Trissolcus*, entretanto, a riqueza de espécies foi inferior à da área de manejo orgânico.

Na safra 2013/2014, foram amostradas três espécies de parasitoides. Nessa safra, só houve parasitismo de ovos de *Eu. heros*. A primeira espécie a chegar na área foi *Telenomus* sp.1, no estágio fenológico R5.1, e continuou parasitando até a fase de maturação da soja, R8.1. A segunda espécie mais abundante foi *Telenomus* sp.2, que ocorreu nos estádios fenológicos R5.3, R7.2 e R8.1, com parasitismo inferior a 10%. No estágio fenológico R8.1, foram amostrados apenas 4 exemplares de *Tr. urichi*, resultando em parasitismo de 0,5%.

Assim como na área de sistema de manejo orgânico, a safra 2014/2015 foi a que teve maior riqueza de espécies, em comparação às demais safras, ao todo foram coletadas nove espécies de parasitoides. Nesse ano agrícola, a primeira espécie já apareceu no estágio fenológico V3, i.e., *Trissolcus* sp.n. parasitando ovos de *Ed. meditabunda*. Esse parasitoide continuou parasitando esse percevejo nos estádios V6 e R8.2. Ainda em V6, há parasitismo dos ovos de *Pe. stictica* por *Tr. pustulans* e, também há parasitismo de ovos de *D. melacanthus* em V6 e R1, contudo não houve emergência de parasitoides. Outra espécie de *Trissolcus* amostrada foi *Tr. urichi*, que parasitou tanto *D. melacanthus* como *Eu. heros*, nos estádios fenológicos R5.1 e R6, e foi a segunda espécie mais predominante nessa safra.

Telenomus sp.1 foi a espécie mais abundante, parasitou ovos de *D. melacanthus* durante os estádios R5.4 e R6, e também parasitou *Eu. heros* em todas as amostragens a partir do R5.1 até R8.2. A terceira espécie mais abundante, *Telenomus* sp.2, apenas parasitou ovos de *Eu. heros*, a partir do R5.1 até o final das amostragens. *Telenomus* sp.3 ocorreu nos estágios R5.1 e R5.4, controlando *D. melacanthus* e *Eu. heros*. As espécies *Telenomus* sp.4 e sp.5 foram pouco representativas, a primeira foi amostrada em ovos de *Chinavia* sp. em R5.4 e *Eu. heros*

em R5.4 e R6, já a segunda espécie emergiu de apenas 3 ovos de *D. melacanthus* em R5.4. Assim como no manejo orgânico, houve poucos indivíduos de Chalcidoidea, sendo amostrado apenas *O. submetallicus* em *D. melacanthus* no estágio 5.4. Como pode-se notar, a maior diversidade de espécies de parasitoides para a safra 2014/2015 foi amostrada no estágio 5.4.

Na safra 2016/2017, houve uma redução na riqueza de espécies de parasitoides em relação à safra 2014/2015, porém foi semelhante à safra 2013/2014, como ocorreu para a área de manejo orgânico. Nesse ano agrícola foram coletadas 4 espécies de parasitoides de ovos, todas pertencentes à família Scelionidae.

Assim como ocorreu na área sob sistema de manejo orgânico, a espécie mais abundante durante a safra 2016/2017 foi *Telenomus* sp.2, a qual parasitou apenas ovos de *Eu. heros*, durante os estágios R5.4, R7.2 e R8.2. Tanto *Telenomus* sp.1 como *Telenomus* sp.2 foram as primeiras a chegarem na área, sendo amostradas apenas a partir do R5.4. Contudo, além de *Eu. heros*, *Telenomus* sp.1 também parasitou *D. melacanthus* e *Ed. meditabunda* no estágio fenológico R6, entretanto, emergiu apenas um macho em *Ed. meditabunda*. No percevejo-marrom, essa espécie foi amostrada em R5.4, R6, R7.2 e R8.2.

Outra espécie amostrada, durante a safra 2016/2017, foi *Telenomus* sp.4, porém também emergiram poucos exemplares, 3 fêmeas e 2 machos, de ovos de *Eu. heros* no estágio R7.2. *Trissolcus urichi* emergiu apenas de ovos de *Eu. heros*, durante os estágios R6 e R8.2.

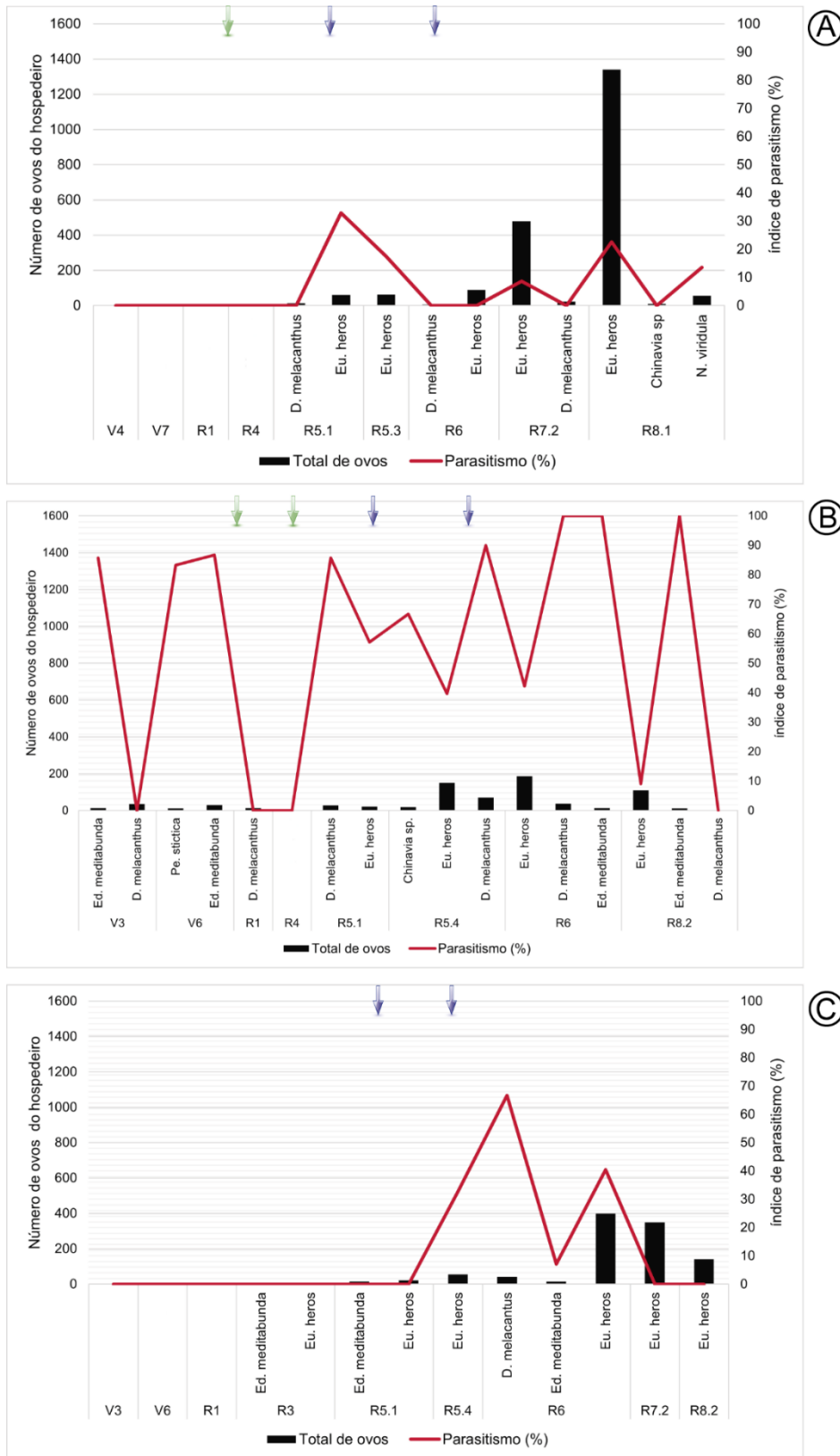


Figura 12: Flutuação dos percevejos e seus parasitoides na área de manejo integrado de pragas (MIP). A. Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controla.

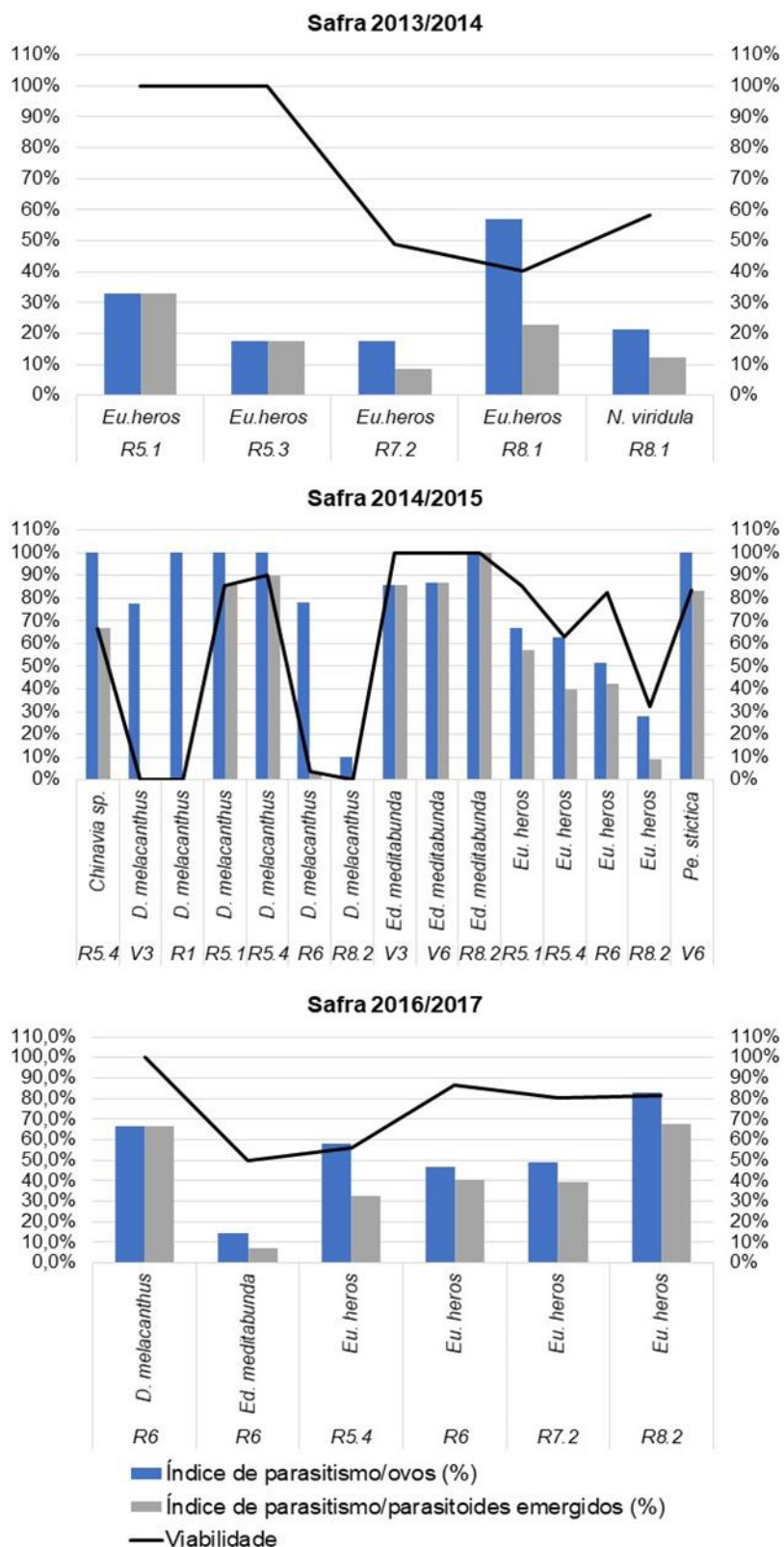


Figura 13: Viabilidade dos parasitoides emergidos dos ovos amostrados nos cultivos da soja com manejo integrado de pragas durante as safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017.

Tabela 13: Espécies de percevejos e de parasitoides nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, Marechal Cândido Rondon, PR.

MIP							
Safras	Espécies de percevejos	Número de ovos		Parasitismo/ovos (%)	Espécies de parasitoides	Parasitoides emergidos	Parasitismo/parasitoides emergidos (%)
		Coletados	Parasitados				
2013/2014	<i>Euschistus heros</i>	2032	880	43,3	<i>Telenomus</i> sp.1	217	24,7
					<i>Telenomus</i> sp.2	158	18
					<i>Trissolcus urichi</i>	4	0,5
	<i>Nezara viridula</i>	56	12	21,4	<i>Trissolcus urichi</i>	7	12,5
<i>Chinavia</i> sp.	18	12	67	<i>Telenomus</i> sp.4	12	67	
2014/2015	<i>Diceraeus melacanthus</i>	321	183	57	<i>Telenomus</i> sp.1	7	2,2
					<i>Telenomus</i> sp.3	23	7,2
					<i>Telenomus</i> sp.5	3	0,9
					<i>Trissolcus urichi</i>	56	17,4
					<i>Ooencyrtus submetallicus</i>	13	4
	<i>Edessa meditabunda</i>	70	50	71,4	<i>Trissolcus</i> sp.n.	50	71,4
	<i>Euschistus heros</i>	469	236	50,3	<i>Telenomus</i> sp.1	70	14,9
					<i>Telenomus</i> sp.2	47	10,02
					<i>Telenomus</i> sp.3	4	0,8
					<i>Telenomus</i> sp.4	10	2,1
<i>Trissolcus urichi</i>					16	3,4	
<i>Pelleae stictica</i>	12	12	100	<i>Trissolcus pustulans</i>	10	83,3	
<i>Diceraeus melacanthus</i>	42	28	67	<i>Telenomus</i> sp.1	28	67	
<i>Edessa meditabunda</i>	35	2	5,7	<i>Telenomus</i> sp.1	1		
2016/2017	<i>Euschistus heros</i>	969	508	52,4	<i>Telenomus</i> sp.1	159	16,4
					<i>Telenomus</i> sp.2	218	22,5
					<i>Telenomus</i> sp.4	5	0,5
					<i>Trissolcus urichi</i>	31	3,2

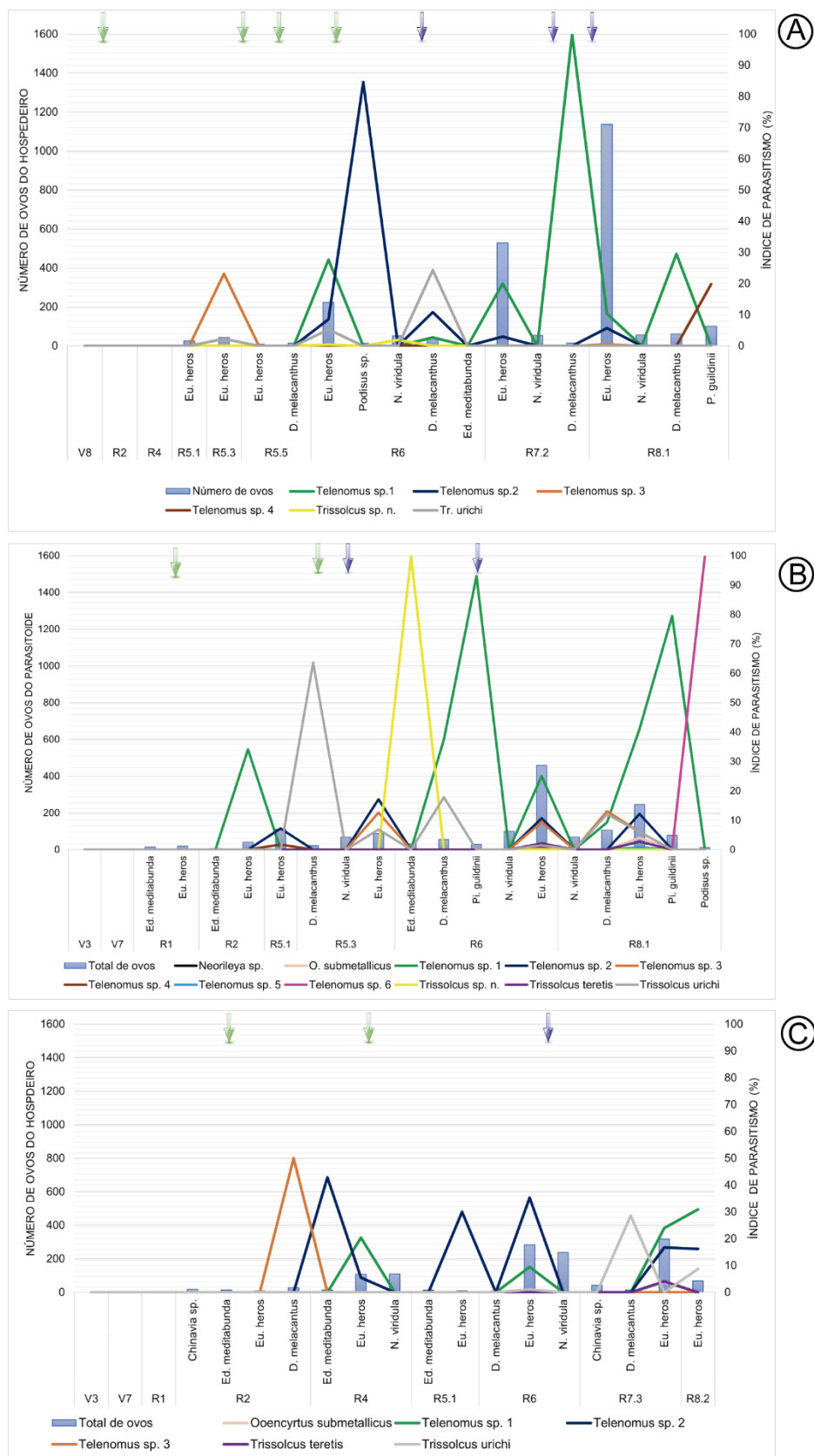


Figura 14: Flutuação populacional dos percevejos e parasitoides na área de manejo integrado de pragas. A. Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controlam percevejos e lagartas. Manejo Convencional.

Na área com manejo convencional, a espécie de percevejo predominantes foi *Eu. heros*, seguida de *D. melacanthus*. Nas safras 2013/2014 e 2016/2017 (Figura 15), os pentatomídeos iniciaram a oviposição a partir do estágio fenológico R4, enquanto na safra 2014/2015, iniciaram no estágio R5.2. Em comparação do que ocorreu nas áreas com manejo fitossanitário orgânico e MIP, também na área com manejo convencional, não houve aumento populacional elevado dos percevejos no final do ciclo da cultura.

Quanto à distribuição das espécies de pentatomídeos ao longo do ciclo da soja, na safra 2013/2014 (Figura 19), *Eu. heros* ocorreu desde o estágio fenológico R4 até R7.2, que foi a última amostragem. Foram coletadas 86 posturas, totalizando 432 ovos. O aumento da população foi similar nos estádios R4 e R7.2, nos quais ocorreram o maior número de ovos amostrados. Na safra 2014/2015, para essa espécie, foram coletados 162 ovos em 38 posturas, entre os estádios R5.2 e R8.1, sendo que o maior número de ovos amostrados foi no estágio R5.2. Contudo, no cômputo total, foi a safra com menor número de ovos coletados. Já na safra 2016/2017, foram coletados 507 ovos em 108 posturas de *Eu. heros*, as quais começaram a ocorrer no estágio R4 e foram coletados ovos até R8.1. Houve aumento significativo a partir de R6, voltando a diminuir no R5.1.

Diceraeus melacanthus não teve uma predominância significativa na área com manejo convencional. Na safra 2013/2014, foi coletada apenas uma postura com 14 ovos durante o estágio R7.2. Durante a safra 2014/2015, foram coletados ovos de *D. melacanthus* nos estádios R5.2 e R5.3, sendo ao todo coletados 47 ovos em 4 posturas. Já na safra 2016/2017, foram coletados 24 ovos em duas posturas, uma no estágio R4 e a outra no estágio R8.1.

Foram coletadas mais duas espécies de percevejos, porém foram ocasionais e pouco significativas em relação às duas espécies citadas anteriormente. Foi coletada apenas uma postura de *Pi. guildinii* durante a safra 2013/2014, no estágio R7.2, enquanto que na safra 2016/2017, foi coletada uma postura com 30 ovos de *N. viridula* no estágio fenológico R4.

Quanto à dinâmica hospedeiro-parasitoide (Tabela 14 e Figura 16), os parasitoides não surgiram com a população de percevejos, exceto para a safra 2014/2015 e, foram amostrados apenas em 2 estádios fenológicos da soja, principalmente parasitando *Eu. heros*. Nas safras 2013/2014 e 2016/2017, começaram a surgir a partir do estágio R6 e na safra 2014/2015, no estágio R5.

Entre as safras, houve diferença no índice de parasitismo e, nesse sistema de manejo, o parasitismo começou nos estágios fenológicos mais tardios em relação aos manejos fitossanitários orgânico e MIP. Praticamente, houve parasitismo apenas em *D. melacanthus* e *Eu. heros* para área com manejo convencional. Além dessas duas espécies de percevejos, só ocorreu o parasitismo de ovos de *N. viridula* na safra 2016/2017, com índice de parasitismo dos ovos de 70%, porém não houve emergência de parasitoide.

Na safra 2013/2014, foi coletada uma postura com 14 ovos (todos parasitados) de percevejo-barriga-verde, sendo que a viabilidade foi de 100%, ou seja, emergiram parasitoides de todos os ovos que estavam parasitados. Na safra 2014/2015, o índice de parasitismo dos ovos e dos parasitoides emergidos de *D. melacathus* foi de 39%, sendo que a viabilidade foi de 100%. Na safra 2016/2017, não houve parasitismo de ovos para essa espécie de pentatomídeo.

O índice de parasitismo de ovos de *Eu. heros*, na safra 2013/2014, ocorreu apenas nos estádios fenológicos R6 e R 7.2, sendo esse índice de 16 e 33%, respectivamente. Porém não houve emergência de parasitoides no estádio R6, enquanto que a viabilidade em R7.2 foi de 69%. O índice de parasitismo, na safra 2014/2015, variou entre 40 e 100%, enquanto que o índice de parasitoides emergidos foi de 28 a 71%, com a viabilidade variando de 33 a 96%. Já na safra 2016/2017, o índice de parasitismo de *Eu. heros* foi de 0,4 e 48%, nos etádios R6 e R8.1, respectivamente, com índice de emergência de parasitoides ficando entre 0,4% em R6 e 25,4%. A viabilidade de parasitoides emergidos foi de 100 e 53%, nos estádios R6 e R8.1, respectivamente.

A dinâmica dos parasitoides e em relação aos seus hospedeiros ao logo do ciclo da soja pode ser observada na figura 16. O comportamento de cada espécie de parasitoide encontra-se material suplementar (Apêndices). O índice de parasitismo das safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017 para cada espécie de parasitoide em seu respectivo hospedeiro, encontram-se na tabela 19 e figura 16. Como nos demais manejos, a família de parasitoide mais representativa, parasitando ovos de Pentatomidae, foi Scelionidae, com predominância das espécies de *Telenomus*, seguido das espécies de *Trissolcus*. A área com manejo fitossanitário convencional foi a que obteve a menor riqueza de espécies de parasitoides de ovos.

Na safra 2013/2014, foram amostradas duas espécies de parasitoides. Houve parasitismo de ovos de *D. melacanthus* e *Eu. heros* por *Telenomus* sp.1, nos estádios

fenológicos R6 e R7.2, sendo que nesse último estágio emergiram as duas espécies de percevejos. Em R7.2, também foi amostrado *Tr. urichi* em ovos de *Eu. heros*. Na safra 2014/2015, ocorreu a emergência de *Telenomus* sp.1 de ovos de *D. melacanthus* apenas no estágio R5.3. Essa espécie também emergiu de ovos de *Eu. heros* durante os estádios R5.2, R5.3, R5.5 e R8.1. No estágio R8.1, emergiram apenas 3 indivíduos de *Telenomus* sp.2 de ovos de *Eu. heros*.

Já na safra 2016/2017, só houve emergência de parasitoides de *Eu. heros*, entretanto, ocorreu a emergência de apenas um indivíduo de *Telenomus* sp.1 no estágio R6. Essa espécie de parasitoide também emergiu no estágio R8.1, bem como *Telenomus* sp.2. Assim, de modo geral, nesse manejo a espécie de parasitoide com maior ocorrência foi *Telenomus* sp.1, não havendo emergência de parasitoides da superfamília Chacidoidea em nenhuma das safras.

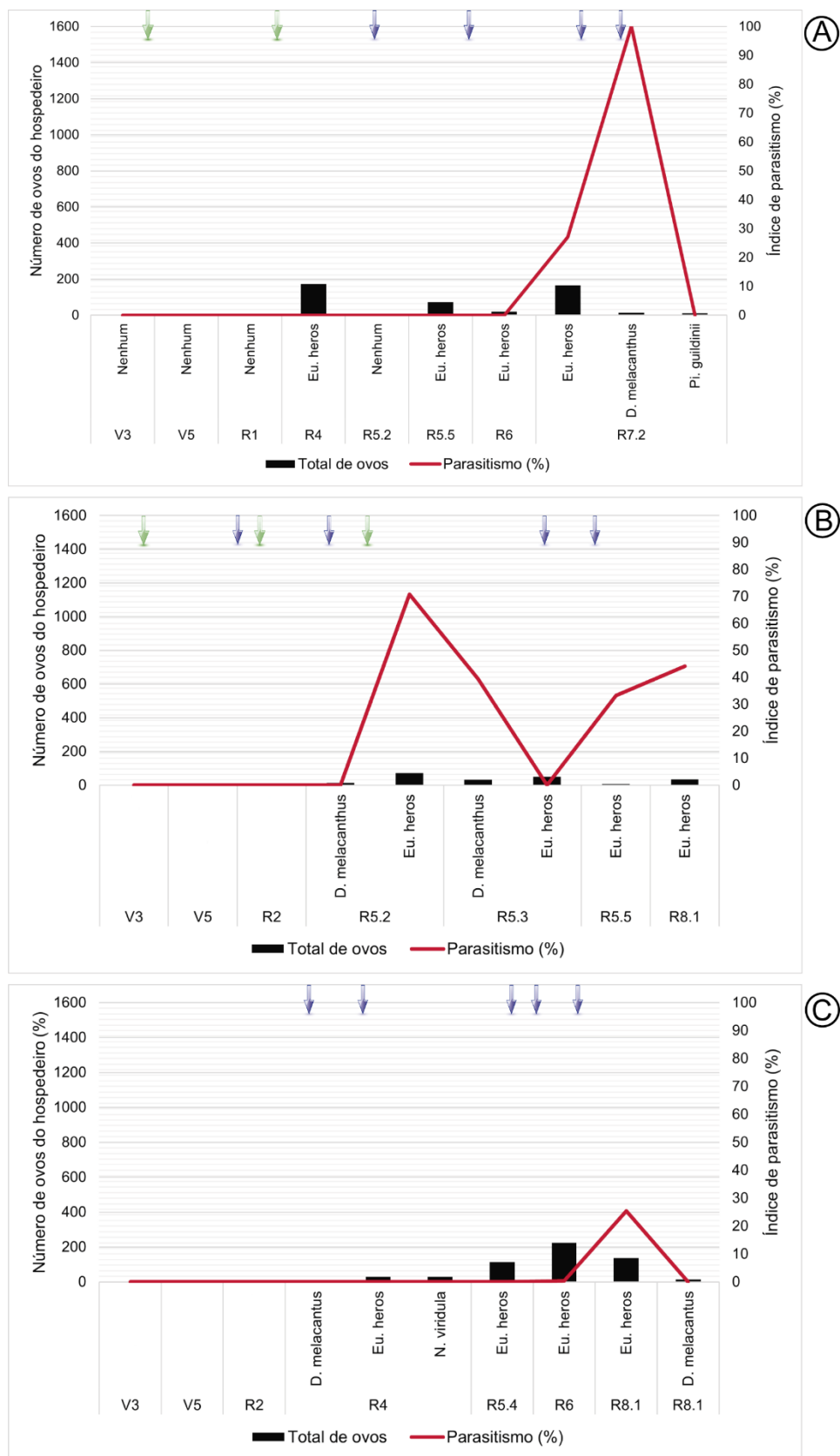


Figura 15: Flutuação dos percevejos e seus parasitoides na área de manejo convencional. A. Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controlam percevejos e lagartas.

Tabela 143: Espécies de percevejos e de parasitoides nas safras 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017.

Manejo Convencional							
Safras	Espécies de percevejos	Número de ovos		Parasitismo/ovos (%)	Espécies de parasitoides	Parasitoides emergidos	Parasitismo/parasitoides emergidos (%)
		Coletados	Parasitados				
2013/2014	<i>Diceraeus melacanthus</i>	14	14	100	<i>Telenomus</i> sp.1	14	100
	<i>Euschistus heros</i>	432	57	13,2	<i>Telenomus</i> sp.1	22	5,1
					<i>Trissolcus urichi</i>	15	3,5
2014/2015	<i>Diceraeus melacanthus</i>	47	13	27,7	<i>Telenomus</i> sp.1	13	27,7
	<i>Euschistus heros</i>	162	98	60,50	<i>Telenomus</i> sp.1	79	48,8
					<i>Telenomus</i> sp.2	3	1,9
2016/2017	<i>Euschistus heros</i>	507	67	13,2	<i>Telenomus</i> sp.1	16	3,2
					<i>Telenomus</i> sp.2	16	3,2
					<i>Trissolcus urichi</i>	4	0,8

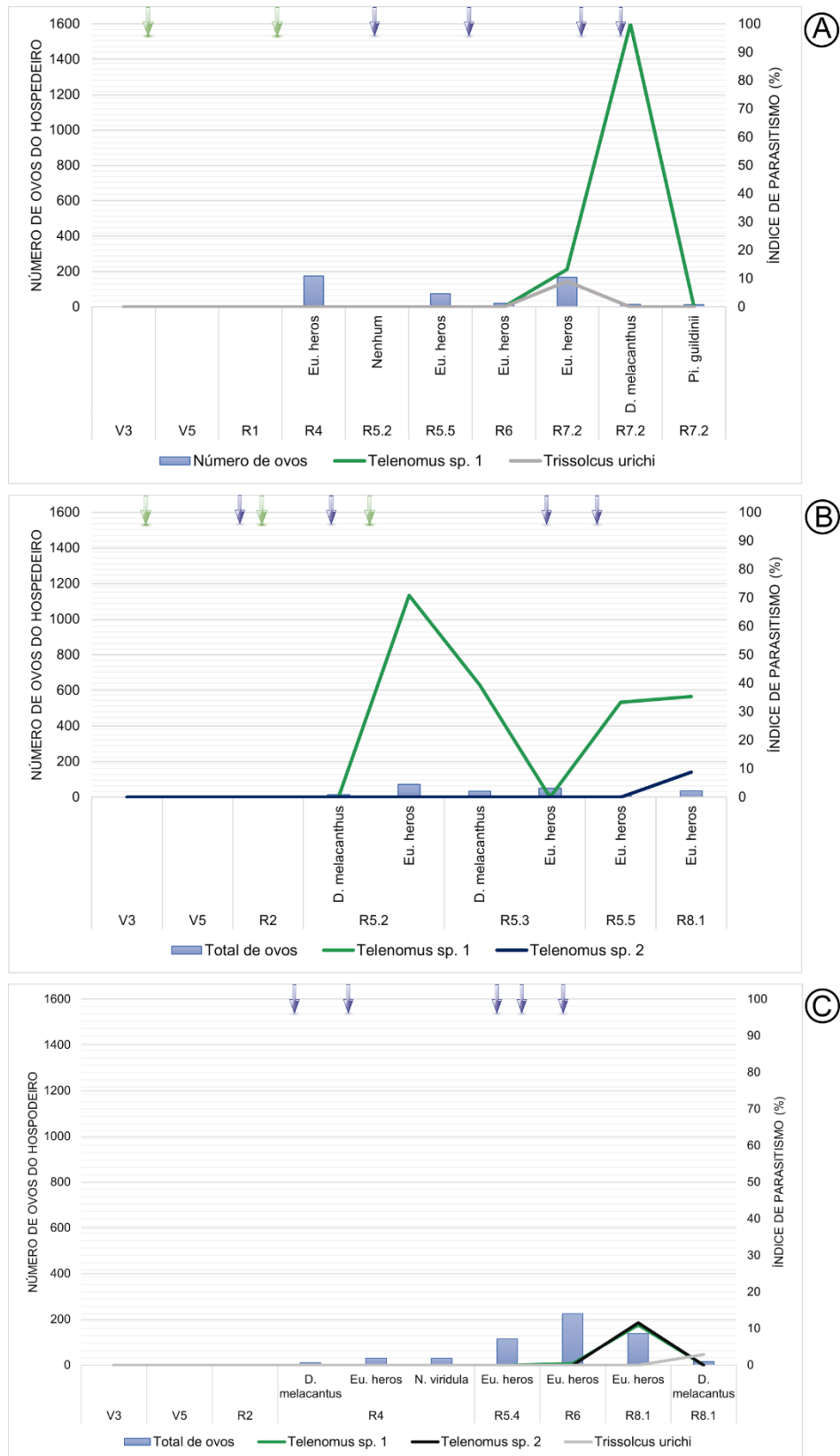


Figura 16: Flutuação dos percevejos e as diferentes espécies de parasitoides na área de manejo convencional. A. Safra 2013/2014. B. Safra 2014/2015. C. Safra 2016/2017. Flechas verdes, inseticidas que controlam lagartas e flechas azuis, inseticidas que controlam percevejos e lagartas.

4.4. DISCUSSÃO

4.4.1. Distribuição porcentual das espécies de percevejos

As principais espécies de pentatomídeos pragas amostradas foram *Eu. heros* e *D. melacanthus*, sendo que a ocorrência de *Pi. guildinii*, *N. viridula*, *Ed. meditabunda* e *Chinavia* sp. variaram entre os manejos e as safras. Houve maior diversidade de percevejos no manejo orgânico em comparação aos manejos convencionais e MIP. Esse fato pode estar diretamente relacionado à ausência do uso de inseticidas e outros agroquímicos, como os herbicidas e fungicidas, uma vez que entre o MIP e convencional a diversidade de pentatomídeos foi semelhante, principalmente a proporção de *Eu. heros*. Vale ressaltar que apesar da maior diversidade de espécies na área com manejo orgânico, a diversidade de espécies de percevejos amostradas ainda foi baixa, uma vez que o cultivo da soja é um sistema ecológico simplificado, mesmo tendo pequenas áreas com mata e barreiras no entorno. Santos (2008), fazendo levantamento dos pentatomídeos em soja orgânica no Rio Grande do Sul, amostrou nove espécies de percevejos, enquanto, neste trabalho, foram coletadas sete espécies.

Além do manejo fitossanitário, outros fatores podem contribuir para diversificação das espécies de percevejos na soja, como o genótipo da cultivar utilizado, bem como a paisagem da área. Os diferentes genótipos de soja podem interferir na incidência das espécies de percevejos (Ferreira et al., 2021). A influência da paisagem do agroecossistema na diversidade e no tamanho da população de pragas ainda causa resultados conflitantes (Risch et al., 1983; Way e Heong, 1994). Alguns estudos mostraram que áreas com diversidade vegetal não reduz a incidência de pragas (Ratnadass et al., 2012), ao passo que outros sugeriram que a alta biodiversidade natural de plantas pode contribuir positivamente para a produtividade do agroecossistema, aumentando o controle natural de pragas, porque a vegetação nativa pode hospedar inimigos naturais que podem auxiliar na regulação natural de surtos de pragas (Haddad et al., 2011; Garbach et al., 2014; Fuentes-Rodríguez et al., 2019). Ainda, como citado acima, o manejo fitossanitário com o uso de agroquímicos (inseticidas e herbicidas), nas áreas de cultivo podem interferir na população de pragas, reduzindo tanto a biodiversidade da fauna como da flora, reduzindo dessa maneira a paisagem.

Em todas as áreas amostradas, independentemente do manejo fitossanitário adotado e do ano agrícola, os resultados evidenciam a grande predominância de *Eu. heros* em

relação às demais espécies (Fig. 4). Para explicar sua dominância no ambiente, Panizzi e Vivan (1997) afirmaram que na entressafra, *Eu. heros* procura abrigo sob a palhada, permanecendo em hibernação parcial. Esse resultado também foi observado por vários autores (Godoy, Galli e Ávila 2005, Panizzi, 2012, Conte et al., 2014). O centro de origem do *Eu. heros* é a região Neotropical, mas se adaptou facilmente à cultura da soja, uma vez que até a década de 70 era raramente encontrado na cultura (Corrêa-Ferreira; Panizzi, 1999). Contudo, atualmente é a espécie mais abundante, ocorrendo do sul ao norte do Brasil (Panizzi, 2002; Sosa-Gómez et al., 2014). Desde a década de 1990, é considerada a espécie mais abundante desde a região norte do Paraná até o centro-oeste brasileiro, estando mais adaptada às regiões de temperaturas médias elevadas (Cividanes; Parra, 1994).

Esse cenário era diferente na década de 1970, em que as espécies de Pentatomidae predominantes eram *Pi. guildinii* e *N. viridula*, principalmente no sul do Brasil (Kogan 1977). Com a expansão da soja para a região central, oeste e nordeste do Brasil, *Pi. guildinii*, conhecido também como percevejo-verde-pequeno, se tornou uma das pragas mais importantes da soja. Já no final da década de 1970, *Pi. guildinii* começou a substituir *N. viridula* em algumas áreas do Brasil (Panizzi et al. 1977, Panizzi 1985a, Panizzi e Slansky 1985b), principalmente em áreas de climas mais quentes. *Piezodorus guildinii* tem uma distribuição mais ampla do que *Eu. heros*, além da América do Sul, também ocorre na América Central e em diversos estados da América do Norte (Barber 1914, Blatchley 1926, Panizzi e Slansky 1985b, Froeschner 1988, Baldwin 2004, Temple et al. 2013; Vyavhare et al. 2014).

A mudança de status entre *Pi. guildinii* e *Eu. heros* na soja, já foi notada na safra 2004/2005, em que a espécie predominante foi o percevejo-marrom, *Eu. heros*, com 87,6% do total dos percevejos amostrados. Na safra anterior (2003/2004), o percevejo-verde-pequeno, *Pi. guildinii* foi a espécie mais frequente com 58,3% de ocorrência (Corrêa-Ferreira, 2006). Nessas safras, segundo os autores, *N. viridula* já teve participação reduzida. No presente trabalho, *Pi. guildinii*, ocorreu principalmente no manejo orgânico, com incidência variando 4 a 7%, ou seja, com valores de ocorrência semelhante às espécies de percevejos consideradas pragas secundárias.

A população de *N. viridula*, apesar de ser uma praga cosmopolita, tem diminuído nos últimos anos, sendo a sua queda devida ao aumento do uso de herbicidas, mudança nos sistemas de cultivo, competição interespecífica dos pentatomídeos-praga, aumento do impacto dos parasitoides de ovos e mudanças climáticas (Panizzi; Lucini 2016).

No presente trabalho, sua frequência foi maior na área de manejo orgânico, variando de 6,8 a 27% nos anos agrícolas amostrados, sugerindo que a ausência do uso de herbicidas e inseticidas podem favorecer o aumento da população, como sugerido por Panizzi e Lucini (2016).

Outro pentatomídeo que vem aumentando de importância ao longo dos anos, sendo até pouco tempo considerada praga secundária, é *D. melacanthus*, conhecido também como percevejo-barriga-verde. No presente trabalho, foi a segunda espécie mais amostrada, porém quando comparada com *Eu. heros*, o percentual de ocorrência é bem inferior, resultado também observado por Kuss et al., (2012) na região de Londrina, porém não foi maior que 5% de ocorrência. Essa espécie é comumente encontrada em áreas agrícolas, principalmente nas com o cultivo de milho segunda safra (Ávila; Panizzi 1995; Bianco; Nishimura 1998; Chocorosqui, 2001). Isso colabora com os resultados obtidos no presente trabalho, em que houve aumento populacional significativo durante a safra 2014/2015 de *D. melacanthus* na área de MIP, cuja cultura antecessora foi milho. No total, para essa safra, foram amostrados 36% de *D. melacanthus* no cômputo total dos percevejos amostrados, sendo que nos outros anos agrícolas as culturas antecessoras foram trigo e aveia.

O trigo é uma cultura que favorece o desenvolvimento do percevejo-barriga-verde (Ávila; Panizzi 1995), porém, no presente trabalho, mesmo sendo a cultura antecessora, não teve aumento significativo nas amostragens realizadas na cultura da soja. Sugerindo que o milho tem um potencial de aumentar a população de percevejo-barriga-verde maior que o trigo. A maior quantidade de percevejo-barriga-verde no milho, pode também estar relacionado com as diferentes dinâmicas de semeadura entre milho e trigo; o milho é semeado logo após a colheita do milho, ao passo que o trigo tem um intervalo de 2 a 3 meses conforme as condições climáticas. Isso pode induzir a migração do percevejo-barriga-verde para as áreas de cultivo de milho adjacentes.

Além da expansão das áreas de milho segunda safra e a intensa sucessão entre semeadura de soja e milho, Bueno et al. (2015) sugeriram que a expansão do sistema de semeadura direta e uso de cultivares de soja superprecoces semeadas cada vez mais cedo tem proporcionado uma oferta maior de alimentos aos percevejos, possivelmente favorecendo a ocorrência e o desenvolvimento de *D. melacanthus*. Tal cenário oferece condições ótimas de alimentação, sobrevivência e multiplicação desse percevejo. *Diceraeus melacanthus* é uma

espécie da Neotropical (Grazia, 1978; Barão et al., 2020) e tem sido apontada como potencial praga invasora da região Neártica (Panizzi, 2015).

Essas mudanças de status de praga não são bem claras e definidas, possivelmente porque estão relacionadas a um conjunto de fatores, que contribuem para a mudança da dinâmica de espécies. No entanto, pode-se apontar alguns fatores como o potencial biótico, preferência alimentar, mobilidade e comportamento de colonização entre as diferentes espécies. A taxa de parasitismo dos pentatomídeos, suscetibilidade diferencial a inseticidas (Kogan e Turnipseed, 1987), semeadura direta, mudanças nas datas de plantio, rotação de culturas e uso de variedades de maturação precoce também podem estar envolvidos na mudança dos hábitos das pragas.

As outras espécies de percevejos amostrados foram pouco frequentes, às vezes ocasionais, como é o caso de *Pe. stictica*, uma vez que não tem registro de ocorrência dessa espécie para a cultura da soja. Garbelotto e Campos (2014), citaram essa espécie em *Solanum sisymbriifolium* Lam. (joá). Como na área coletada tem mata nativa e pasto no entorno, provavelmente a postura foi ocasional na soja. *Edessa meditabunda* teve maior presença na safra 2014/2015, principalmente na área do MIP, cuja ocorrência variou de 2 a 8%. Sua presença pode ser explicada pela grande adaptabilidade ao hospedeiro, sendo que pode se alimentar tanto das vagens como das hastes e folhas (Silva et al., 2012). *Chinavia* sp. teve maior incidência no manejo orgânico, mas não ultrapassou 5%, indicando que se mantém como espécie associada ao cultivo da soja, mas sem importância econômica (Hoffmann-Campo et al., 2012).

4.4.2. Distribuição percentual das espécies de parasitoides de ovos de percevejos

O manejo fitossanitário adotado influenciou diretamente na riqueza de espécies de parasitoides de ovos. A maioria dos parasitoides de ovos de Pentatomidae amostrados pertence aos gêneros *Trissolcus* e *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae), assim como apontado em diversos trabalhos (Johnson 1984; Corrêa-Ferreira, 1986; 1993; Moscardi; Corrêa-Ferreira, 1995; Nadja et al., 2021). No presente trabalho, ficou nítido que no manejo fitossanitário orgânico, ocorreu o maior número de espécies (11), seguida da área com MIP com 8 espécies. No manejo convencional, ocorreram apenas 3 espécies de parasitoides. Vale salientar que no presente trabalho, com auxílio de técnicas moleculares, verificou-se que

Telenomus podisi, *Trissolcus urichi* e *Trissolcus brochymenae* são na verdade um complexo de espécies, portanto não é possível correlacionar e fazer uma comparação direta e precisa com os trabalhos da literatura e, desse modo, serão feitas comparações gerais.

Esse complexo de espécies pode estar relacionado à mudança de status das espécies de Pentatomidae ao longo da história do cultivo da soja no Brasil. Como mencionado anteriormente, as principais espécies de percevejos na soja na década de 1970 eram *N. viridula* e *Pi. guildinii*. Na década de 1990 e 2000, com a expansão da soja e a mudança de tratamentos culturais, como semeadura direta, uso de herbicidas, cultivares com diferentes ciclos e tecnologias, somado à permanência de palhada, *Eu. heros* passou a predominar nas lavouras de soja. Atualmente, essa espécie continua predominante, sendo considerada duas linhagens dentro do território brasileiro, *Eu. heros* linhagem Norte e linhagem Sul (Soares et al., 2018). Ainda, *D. melacanthus* vem aumentando sua importância, principalmente nas áreas em que ocorrem sucessão de culturas entre soja e milho.

Assim como houve mudança de status dos pentatomídeos pragas, pode ter ocorrido o mesmo com os parasitoides, uma vez que a relação hospedeiro-parasitoide é de suma importância. Vale ressaltar que as principais espécies de pentatomídeos-praga da soja são exclusivamente da região Neotropical, podendo ter coevolução com os parasitoides nativos. Já *Pi. guildinii* e *N. viridula*, são amplamente distribuídos pelas Américas, sendo que espécies exóticas de parasitoides de ovos podem ter acompanhado sua distribuição. Entretanto, com a mudança de dinâmica de hospedeiros, essas espécies podem ter diminuído ou até mesmo sido extintas pela nova dinâmica ecológica e competição entre guildas. Além disso, as técnicas moleculares vêm demonstrando que espécies de parasitoides, consideradas generalistas, na verdade são um complexo de espécies (Gebiola et al., 2017; Sheikh et al., 2021).

Pode-se verificar que essa riqueza de espécies pode estar intrinsecamente correlacionada ao seu hospedeiro (Apêndice A). *Trissolcus pustulans*, por exemplo, só foi coletado em *Pe. stictica*; *Telenomus* sp.6, somente em de ovos de *Podisus* sp.; *Tr. teretis*, *Neorileya* sp. apenas em *Eu. heros* e *Trissolcus* sp. n. majoritariamente foi coletado de ovos de *Ed. meditabunda*, apenas machos de *Trissolcus* sp. n. emergiram de ovos de *Eu. heros* e *N. viridula*, sugerindo, a princípio, que esses hospedeiros são inadequados nutricionalmente. A maioria das outras espécies amostradas emergiu de ovos de *Eu. heros* e *D. melacanthus* (Tabela 15), principalmente *Telenomus* sp.1, *Telenomus* sp.2, *Telenomus* sp.3 e *Tr. urichi*. As demais espécies de parasitoides ocorreram ocasionalmente, principalmente na área com

manejo fitossanitário orgânico. Apesar de ocorrerem em menor quantidade, *O. submetallicus* e *Neorileya* sp., são comumente amostrados (Corrêa-Ferreira, 1986; Venzon et al., 1999). A preferência em parasitar ovos de determinados hospedeiros provavelmente deve-se ao fato que os parasitoides são capazes de identificar o melhor hospedeiro para o desenvolvimento da sua prole, maximizando seu sucesso reprodutivo. (Bin et al., 1993; Borges et al., 1999).

Telenomus podisi é o parasitoide de ovos mais amostrado, sendo considerado generalista, pois ocorre na maioria das espécies de percevejos da soja, em *Chinavia* sp. (Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995); *D. melacanthus* (Corrêa-Ferreira; Moscardi 1995; Carvalho 2007); *Eu. heros* (Corrêa-Ferreira, 1986; Godoy et al. 2005; Laumann et al., 2010; Paz-Neto; Querino e Margaría, 2015; Grande et al., 2021; Nadja et al., 2021); *N. viridula* (Corrêa-Ferreira; Moscardi 1994); *P. guildinii* (Panizzi e Smith 1976b; Corrêa-Ferreira; Moscardi 1994).

Apesar de *Te. podisi* ser considerado um parasitoide generalista, apresenta diferentes preferências quanto aos seus hospedeiros. Quando tem disponibilidade de ovos de *Eu. heros*, *Pi. guildinii* e *N. viridula*, parasita preferencialmente *Eu. heros* e depois *Pi. guildinii*, não tendo preferência em parasitar ovos de *N. viridula* (Pacheco; Corrêa-Ferreira, 2000). Em testes de laboratório, quando há disponibilidade de ovos de *D. melacanthus* e *Eu. heros*, *Te. podisi* prefere parasitar o primeiro. No presente trabalho, *Telenomus* sp.1 teve parasitismo semelhante tanto para *D. melacanthus* como *Eu. heros*, enquanto *Telenomus* sp.2 parasitou preferencialmente ovos de *Eu. heros*, sendo que poucos indivíduos emergiram de ovos de *D. melacanthus*. Já *Telenomus* sp.3 emergiu preferencialmente de ovos de *D. melacanthus*. Portanto, a dinâmica dos parasitoides está diretamente ligada ao seu hospedeiro.

Pela alta capacidade de parasitismo natural, principalmente em *Eu. heros*, *Telenomus* sp.1 é importante agente de controle biológico natural, podendo parasitar 98% dos ovos de *Eu. heros* a campo (Godoy et al., 2005). No presente trabalho *Telenomus* sp.1 e sp.2 são os principais parasitoides de ovos do percevejo-marrom, sendo *Telenomus* sp.1 mais frequente, independentemente do manejo fitossanitário adotado. Portanto, é um excelente candidato para a controle biológico aplicado.

Outro gênero de grande importância, entre os parasitoides de ovos de Pentatomidae, é *Trissolcus*, com várias espécies usadas no controle biológico (Corrêa-Ferreira, 1993; Talamas et al., 2015; 2017; Tortorici et al., 2019). As espécies neotropicais *Tr. basalis*, *Trissolcus teretis* e *Tr. urichi* (Johnson, 1987) são relatadas parasitando ovos de pentatomídeos (Corrêa-Ferreira, 2002; Laumann et al., 2008). No presente trabalho, a espécie mais coletada, desse

gênero, foi *Tr. urichi*, que parasitou 23 a 29% dos ovos amostrados nas áreas com manejo orgânico e MIP, respectivamente, tanto de *D. melacanthus* como de *Eu. heros*.

No manejo orgânico, o maior índice de parasitismo de *Tr. urichi* foi 9%, sendo geralmente menor que nas áreas com manejo convencional e MIP que chegaram a ter 29 e 23% de parasitismo por essa espécie. Isso indica que *Tr. urichi* pode ser tolerante ao uso de agroquímicos e, provavelmente, pode estar somado ao fato que a riqueza de espécies, principalmente no manejo convencional, é menor podendo assim ter uma redução na competição interespecífica. *Trissolcus urichi* é frequentemente amostrado, sendo registrado em pelo menos em oito espécies de percevejos (Paz-Neto et al., 2015). Pode parasitar várias espécies de percevejos pragas como *Ed. meditabunda* (Fabricius, 1794), *Eu. heros*, *Pi. guildini*, *Thyanta perditor* (Fabricius, 1794) e *C. aseedum* Rolston 1983 (Corrêa-Ferreira; Moscardi 1995; Favetti et al., 2013).

Estudos em laboratório mostraram que aparentemente não há reconhecimento interespecífica de oviposição e o multiparasitismo entre *Tr. urichi* e *Te. podisi* é comum, sendo que geralmente há mais emergência de *Tr. urichi* (Cingolani et al., 2012). Entretanto, na competição entre *Te. podisi* e *Tr. euschisti*, há mais emergência de *Te. podisi* (Okuda e Yeargan, 1988). Dessa maneira as interações intra e interespecíficas são variáveis, dependentes das espécies que ocorrem na área e conhecer essa dinâmica é importante para controle biológico natural e aplicado, uma vez que parasitoides que exploram e competem pelo mesmo hospedeiro, pode excluir uma das espécies (Hassell, 1986). No entanto, a pressão de seleção da utilização de um mesmo recurso pode fazer com que os parasitoides se adaptem e melhorem suas estratégias de forrageamento (Durant, 1998; Garcia-Medel et al., 2007; Bon, 2021 dados não publicados), a fim de otimizar sua sobrevivência no agrossistema.

A coexistência de *T. urichi* e *T. podisi* em campos de soja pode ser favorecida pela grande quantidade de ovos e de espécies de hospedeiros-pragas da soja e ocorrência simultânea de hospedeiros alternativos do entorno das áreas que podem explorar outras espécies de plantas. No presente trabalho, por exemplo, foram coletadas várias posturas de *Eu. heros* com multiparasitismo, nas seguintes combinações de parasitoides: *Telenomus* sp.2 e *Tr. urichi*; *Telenomus* sp.1, *Telenomus* sp.2 e *Tr. urichi*; *Telenomus* sp.1 e *Tr. urichi*; *Telenomus* sp.1, *Tr. urichi* e *Neorileya* sp., mostrando que essa competição é comum em campos de soja.

Apesar de ter sido importante principalmente na década de 1980 (Corrêa-Ferreira 1986; 1993), nenhum indivíduo de *Tr. basalis* foi coletado de ovos de *N. viridula*. Nos poucos

ovos parasitados de *N. viridula*, na maioria, não houve emergência de parasitoides, indicando que as espécies de parasitoides de ovos, que estão no agroecossistema amostrado, não preferem esse hospedeiro. Só houve emergência de *Tr. urichi* e de um macho de *Trissolcus* sp. n. Entretanto, outros trabalhos registraram a emergência de *Te. podisi* de ovos de *N. viridula* (Pacheco et al. 2000; Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira; Moscardi 1995; Maruyama et al. 2002; Paz-Neto et al. 2015).

De modo geral, devida a sua importância no controle natural dos percevejos-pragas da soja, a riqueza de espécies de parasitoides de ovos de Pentatomidae é constantemente registrada (Corrêa-Ferreira 1986, Corrêa-Ferreira; Moscardi 1995, Santos 2008, Paz-Neto; Querino e Margaría 2015), sendo que já foram amostradas várias espécies de parasitoides de ovos na soja (Corrêa-Ferreira, 2002), mostrando a diversidade de interações ecológicas que o agrossistema possui. Conhecer quem são as espécies de pragas e seus parasitoides, é a base do manejo de pragas, uma vez que o manejo adotado pode interferir tanto na dinâmica entre hospedeiro-parasitoide quanto na diversidade de espécies.

4.4.3. Flutuação populacional de percevejos e seus parasitoides nos diferentes manejos fitossanitários

Em todas as áreas estudadas, os percevejos iniciaram a oviposição a partir do período reprodutivo da cultura, indicando que, embora presentes no período vegetativo, população não está se reproduzindo. Tal resultado corrobora com a recomendação da EMBRAPA para a cultura da soja de não controlar os percevejos na fase vegetativa (Corrêa-Ferreira et al, 2014). Geralmente, os percevejos iniciam a oviposição entre R1 e R5.1, tendo aumento populacional significativo a partir do R6, sendo que geralmente a população não diminui até o final do ciclo da soja. O percevejo mais importante para a cultura da soja foi *Eu heros* (percevejo-marrom), principalmente na fase de formação e enchimento dos grãos.

A dinâmica dos parasitoides está intrinsecamente relacionada aos seus hospedeiros, conforme aumentou a população de percevejos, os parasitoides também acompanharam esse crescimento. Houve um aumento significativo na dinâmica hospedeiro-parasitoide a partir do estágio fenológico R5.1, com alta interação ecológica das várias espécies de parasitoides e de hospedeiros. O manejo fitossanitário adotado alterou essa

dinâmica entre os parasitoides e seus hospedeiros, principalmente em relação à riqueza de espécies e na regulação da dinâmica do controle dos percevejos.

Mesmo com alto índice de parasitismo natural de ovos e a adoção de métodos de controle com uso de inseticidas químicos ou biológicos, a incidência do percevejo-marrom permaneceram altas nas áreas com manejo fitossanitário orgânico e MIP. Entretanto, tanto o parasitismo natural dos ovos como os manejos adotados contribuíram para que os danos aos grãos não fossem ainda maiores, uma vez que a população de percevejos em R8.1 se manteve em nível populacional igual ou inferior ao R6. Se não tivesse havido o controle pelos parasitoides, a população de percevejos teria sido ainda maior. Esse resultado é semelhante ao obtido por Seidel e colaboradores (2021), cujo levantamento também foi realizado no oeste do Paraná.

Na área de manejo fitossanitário orgânico, a aplicação de *Beauveria bassiana* no intuito de reduzir a população de percevejos, principalmente *Eu. heros*, não teve efeito esperado, uma vez que não houve redução da população da praga. Entretanto, afetou drasticamente a emergência dos seus parasitoides, porém não afetou a emergência das ninfas. Na safra 2013/2014, houve 3 aplicações desse fungo, afetando a emergência dos parasitoides, principalmente daqueles coletados a partir de R6, quando a viabilidade de emergência dos parasitoides foi inferior a 15% tanto no R7.2 e R8.1. Foram feitas 2 aplicações sequenciais desse fungo, uma em R7.2 e outra 5 dias antes do estágio R8.1. Ainda, esse foi o ano agrícola com maior quantidade de ovos de percevejo-marrom em R8.1, mais de mil ovos. O fungo pode ter reduzido a emergência dos parasitoides, prejudicando a regulação natural dos ovos dos percevejos, que não foram parasitados, aumentando assim a população de percevejos.

Nos dois anos agrícolas seguintes, houve redução de aplicação de *Beauveria bassiana* e quando foi realizada duas aplicações, não foi sequencial como no ano agrícola 2013/2014, não afetando drasticamente a viabilidade dos parasitoides emergidos. A viabilidade dos parasitoides emergidos de *Eu. heros* foi de 94 e 64%, nas safras 2014/2015 e 2016/2014, respectivamente. A quantidade de ovos não foi superior a 350 ovos nas duas safras, 3 vezes menor em relação à safra 2013/2014.

Assim, os parasitoides de ovos são importantes reguladores das populações de percevejos, principalmente do percevejo-marrom. Na área de manejo orgânico, geralmente começa a ocorrer parasitismo de ovos de *Eu. heros* entre R1 e R5.3, ou seja, logo quando são

amostradas as primeiras posturas. O parasitismo inicial variou de 26 a 52%, enquanto no final do ciclo da soja (R8.1), o parasitismo foi alto chegando a 89%. Na área de MIP, também ocorre a regulação dos percevejos-marrom por meio dos parasitoides de ovos com o parasitismo inicial variando de 33 a 67% e no final do ciclo da soja, de 23 a 83%. O parasitismo natural de *Eu. heros* em soja também foi verificado no estado do Mato Grosso do Sul, cujo parasitismo variou de 50 a 93% (Godoy. Ávila, 2000).

Na área com manejo convencional, houve menor quantidade de ovos de *Eu. heros*, isso está diretamente relacionado à época de semeadura, que foi iniciada na segunda quinzena de setembro, adiantando a colheita para os primeiros dias da segunda quinzena de janeiro. Para a região, o percevejo-marrom aumenta significativamente sua população da segunda quinzena de janeiro em diante, justamente quando o agricultor iniciou a colheita. O manejo cultural, como época da semeadura, também é uma das estratégias para fugir do pico populacional das pragas primárias, como os pentatomídeos (Corrêa-Ferreira; Panizzi, 1999). O uso do controle químico também auxiliou a reduzir crescimento populacional dos percevejos. Na safra 2013/2014, observou-se que o aumento na oviposição do percevejo teve início na fase R1, havendo dois picos reprodutivos antes da fase R6. Tal fato indica que houve ressurgência da população da praga mesmo com as aplicações realizadas (Kogan, 1998). Nos demais anos agrícolas, as aplicações de inseticidas reduziram a população de percevejos em R8.1.

Mesmo com uso de inseticidas, na área com manejo convencional, houve parasitismo dos ovos ajudando a controlar naturalmente a praga, entretanto esse parasitismo foi mais tardio em relação às áreas com manejo fitossanitário orgânico e MIP, contudo, só foi constatada a emergência de parasitoides em amostras de apenas dois estádios fenológicos. Possivelmente isto ocorreu pelo fato do maior uso de inseticidas de largo espectro e pelo maior número de aplicações, que iniciaram logo no início do estágio reprodutivo, quando a população ainda não havia atingido o nível de controle. Como resultado, nas safras 2013/2014 e 2016/2017, o parasitismo inicial foi baixo 16 e 0,4%, respectivamente.

Na safra 2016/2017, foi a que apresentou menor índice de parasitoides emergidos, não ultrapassando 26% e foi a safra com maior número de aplicações de inseticidas para controle percevejos, com 5 aplicações ao todo. Já na safra 2014/2015, o parasitismo inicial foi de 74% no estágio R5.2 e no R8.1 foi de 56%, sendo o ano agrícola com melhor média de parasitismo para a área com manejo convencional.

Apesar de, mesmo com 4 a 5 aplicações de inseticidas químicos, manter um certo grau de parasitismo de ovos de Pentatomidae, isso pode não acontecer com outros parasitoides, principalmente daqueles em que os ovos e a fase imatura ficam mais expostos, como *Trichogramma* spp., parasitoides de ovos de Lepidoptera, e *Encarsia* spp., parasitoides de ninfas de mosca-branca. Os ovos dos percevejos, geralmente, ficam entre as vagens e do terço médio para a parte inferior da planta, dessa forma, muitas vezes o inseticida não atinge as posturas.

Os principais parasitoides que acompanharam o crescimento populacional de *Eu. heros* nas áreas de manejo orgânico e MIP foram *Telenomus* sp.1 e *Telenomus* sp.2, em menor proporção *Tr. urichi*. As outras espécies de parasitoides também contribuíram na regulação da população de *Eu. heros*, porém em menor proporção e geralmente foram pontuais ao longo do desenvolvimento da soja. Como no caso das espécies *Telenomus* sp.3., *Telenomus* sp.4 e *Tr. teretis*, sugerindo que o percevejo não é o seu hospedeiro preferencial, porém como é abundante no agroecossistema e pela possível limitação de oferta de ovos do seu hospedeiro preferencial, parasitaram os ovos disponíveis em grande quantidade. De modo geral e sem considerar que *Telenomus* compreende um complexo de espécies, o resultado obtido neste trabalho é semelhante a maioria dos trabalhos realizados para cultura da soja, que observaram que *Telenomus* é o principal parasitoide de ovos na regulação da população do percevejo-marrom (Corrêa-Ferreira, 1986; 1993; Godoy, Ávila, 2000, Zerbino e Pannizzi, 2019).

Diceraeus melacanthus foi a segunda espécie de percevejo que ocorreu ao longo do ciclo da cultura da soja e, conseqüentemente, teve o segundo maior índice de parasitismo (Kuss-Rogia, 2009). As espécies que mais parasitaram ovos desse percevejo foram *Telenomus* sp.1 e *Telenomus* sp.3. A primeira espécie parasitou os ovos de *D. melacanthus* (percevejo-barriga-verde) ao longo da sua ocorrência na soja, enquanto a segunda espécie de parasitoide, geralmente, ocorreu no início do período reprodutivo (R2 e R5.3). Na ausência de ovos de *D. melacanthus*, *Telenomus* sp.3 também parasitou ovos de *Eu. heros*. *Telenomus* sp.3, provavelmente ocorreu durante o cultivo de milho, regulando a população do percevejo-barriga-verde, entretanto, estudos de levantamento de ovos de percevejos no milho devem ser realizados para confirmar essa hipótese. *Telenomus podisi* tem alta capacidade de parasitar ovos de do percevejo-barriga-verde, com a taxa de parasitismo até 60% (Corrêa-Ferreira, 1986), podendo seus ovos ser parasitados também por *Tr. urichi* e *Tr. teretis*

(Laumann et al., 2010). No presente trabalho, *Tr. terestis* emergiu apenas de ovos de percevejo-marrom, contudo em ovos *D. melacanthus* houve emergência de *Tr. urichi*, com índice de parasitismos de 7 a 20%.

Piezodorus guildinii já foi uma espécie abundante no Paraná, porém atualmente sua população reduziu, sendo superada por *Eu. heros*, como discutido anteriormente. Essa espécie de percevejo foi coletada principalmente na área com manejo fitossanitário orgânico. Na safra 2013/2014, 66% dos seus ovos foram parasitados, dos quais houve emergência de 20% de *Telenomus* sp.4. Já na safra 2014/2015, 100% dos ovos de *Pi. guildinii* foram parasitados, sendo que 79% dos ovos foram parasitados por *Telenomus* sp.1. Em Mato Grosso do Sul, o parasitismo de *Pi. guildinii* variou de 11 a 48% (Godoy e Ávila, 2000). Segundo estes autores, os parasitoides de ovos, principalmente *Te. podisi*, aparentemente preferem parasitar ovos de *Eu. heros* do que de *Pi. guildinii*, pois obtiveram 50 a 93% de parasitismo em ovos do percevejo-marrom, enquanto para *Pi. guildinii* a taxa de parasitismo foi de 11 a 48%.

A área com a maior índice de diversidade é a que tem o manejo orgânico, exceto para a safra 2014/2015, onde o maior índice de diversidade encontra-se na área que segue os preceitos do MIP. Apesar que na área com manejo orgânico, foi obtido o maior número de espécies durante a safra 2014/2015, algumas das espécies tiveram poucos espécimes amostrados e ocorreram apenas nessa safra, não agregando peso no cálculo final do índice, uma vez que esse mede a riqueza de espécies e a uniformidade da amostra. Assim para a safra 2014/2015, a área com MIP teve o maior índice de diversidade (1,94), enquanto a área com manejo orgânico teve o segundo maior índice (1,83). Nas demais safras, a área com manejo orgânico teve maiores índices em comparação aos outros manejos. Nas safras 2013/2014 e 2014/2015, a área com manejo convencional teve o menor índice de diversidade. Enquanto na safra 2016/2017, esse índice foi similar ao da área de MIP.

Assim, entender a dinâmica entre os fatores que regulam a população de pragas é de suma importância para o manejo adequado da cultura da soja. Entre esses fatores, é preciso saber como os produtos fitossanitários atuam no controle das pragas e o como podem afetar os insetos benéficos, que controlam naturalmente as pragas. Conhecer os controladores naturais das pragas e sua dinâmica é a base para planejar o controle de pragas e se beneficiar do controle natural por meio desses parasitoides, que são diversos e podem ser melhores explorados dentro de um programa de manejo de pragas.

Referências

- Agrofit, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/ DFIA/ DAS. Retirado de http://agrofit.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em 01 de janeiro de 2022.
- Aquino, M.F.S., Sujii, E., Moraes, M.C.B., Borges, M. & Laumann, R.A. (2020). Diversidade e incidência de parasitoides de percevejos adultos na cultura da soja e sua relação com o uso de inseticidas. *Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento*, n.364, 26p.
- Ávila, C.J. & Panizzi, A.R. (1995). Occurrence and damage by *Dichelops* (*Neodichelops*) *melacanthus* (Dallas) (Heteroptera: Pentatomidae) on corn. *An. Soc. Entomol. Brasil.*, 24: 193-194.
- Ávila, C.J. & Grigolli, J.F.J. (2014). Pragas da soja e seu controle. In: Lourenção, A.L.F., Grigolli, J.F.J., Melotto, A.M., Pitol, C., Gitti, D.C. & Roscoe, R. Tecnologia e Produção: Soja 2013/2014. Curitiba: Midiograf,. p. 109-169.
- Baldwin, J. (2004). Stubborn new stink bug threatens Louisiana soybean. *Louisiana Agriculture* 47: 4.
- Barão, K.R., Ferrari, A. & Grazia, J. (2020). Phylogenetic analysis of the *Euschistus* group (Hemiptera: Pentatomidae) suggests polyphyly of *Dichelops* Spinola, 1837 with the erection of *Diceraeus* Dallas, 1851, stat. *Austral Entomology*, 59: 770-783.
- Barber, H. G. (1914). Insects of Florida. II. Hemiptera. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 33: 495–535.
- Blatchley, W. S. (1926). Heteroptera or True Bugs of Eastern North America, with Especial Reference to the Faunas of Indiana and Florida. *Nature Publishing*, 1116 pp.
- Borges M., Costa, M., Sujii, E., Cavalcanti, M., Redigolo, G., Resck, I. & Vilela E. (1999). Semiochemical and physical stimuli involved in host recognition by *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Scelionidae) toward *Euschistus heros* (Heteroptera: Pentatomidae). *Physiological Entomology*, 24 (3):227-233.
- Bueno, A.F., Corrêa-Ferreira, B.S., Roggia, S. & Bianco, R. (2015) Silenciosos e daninhos. *Revista Cultivar: Grandes Culturas*, 6: 25-27.
- Cavaglione, J.H., Kiihl, L.R.B., Caramori, P.H. & Oliveira, D. (2000). Cartas Climáticas do Paraná. Londrina: IAPAR, CD ROM.
- Carvalho, E.S.M. (2007). *Dichelops melacanthus* (Dallas, 1851) (Heteroptera: Pentatomidae) no sistema plantio direto no Sul de Mato Grosso do Sul: flutuação populacional,

- hospedeiros e parasitismo. Dissertação (Mestrado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade) – Universidade Federal da Grande Dourados. Disponível em: <https://dspace.ufgd.edu.br/jspui/handle/123456789/128>.
- Chocorosqui, V.R. (2001). Bioecologia de *Dichelops (Diceraeus) melacanthus* (Dallas, 1851) (Heteroptera: Pentatomidae), danos e controle em soja, milho e trigo no Norte do Paraná. 158 f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- Cingolani, M.F., Greco, N.M. & Liljesthröm, G.G. (2012) Multiparasitism of *Piezodorus guildinii* eggs by *Telenomus podisi* and *Trissolcus urichi*. *BioControl*, 58: 37-44.
- Cividanes, F.J. & Parra, J.R.P. (1994). Zoneamento ecológico de *Nezara viridula* (L.), *Piezodorus guildinii* (West.) e *Euschistus heros* (Fabr.) (Heteroptera: Pentatomidae) em quatro estados produtores de soja do Brasil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 23: 219-226.
- CONAB, Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira de grãos 2020. Brasília: Disponível em: <http://www.conab.gov.br>. Acessado em 19 out. 2021.
- Conte, O., Oliveira, F.T., Harger, N., Corrêa-Ferreira, B.S. & Roggia, S. (2014). Resultados do manejo integrado de pragas da soja na safra 2013/14 no Paraná. Londrina: Embrapa Soja, (Documentos / Embrapa Soja, ISSN 2176-2937; n.356), 56p.
- Conte, O., Oliveira, F.T., Harger, N., Corrêa-Ferreira, B.S., Roggia, S., Prando, A.M. & Seratto, C.D. (2016). Resultados do manejo integrado de pragas da soja na safra 2013/14 no Paraná. Londrina: Embrapa Soja, (Documentos / Embrapa Soja, ISSN 2176-2937; n.375), 62p.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1986). Ocorrência natural do complexo de parasitóides de ovos de percevejos da soja no Paraná. *An. Soc. Entomol. Brasil.*, 15: 189-199.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1993) Utilização do parasitoide de ovos *Trissolcus basalis* (Wollaston) no controle de percevejos da soja. Circular Técnica 11, Embrapa-CNPSO, Londrina, 30p.
- Corrêa-Ferreira, B. S. (2002). *Trissolcus basalis* para o controle de percevejos da soja, in: Parra, J.R.P., Botelho, P.S.M., Corrêa-Ferreira, B.S., Bento, J.M. (Eds.). Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores. São Paulo: Manole, pp. 449-476.
- Corrêa-Ferreira, B. S., & Moscardi, F. (1994). Temperature effect on the biology and reproductive performance of the egg parasitoid *Trissolcus basalis* (Woll.). *Anais Da Sociedade Entomológica Do Brasil*, 23(3), 399-408. <https://doi.org/10.37486/0301-8059.v23i3.960>

- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1995) Seasonal Occurrence and Host Spectrum of Egg Parasitoids Associated with Soybean Stink Bugs. *Biological Control*, 5(2): 196-202. doi: <https://doi.org/10.1006/bcon.1995.1030>.
- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1996) Biological control of soybean stink bugs by inoculative releases of *Trissolcus basalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 79 (1): 1-7.
- Corrêa-Ferreira B.S & Panizzi, A.R.(1999). Percevejos da soja e seu manejo. Londrina: Embrapa Soja, 45 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 24).
- Corrêa-Ferreira, B.S., Costa, J.M., Neumaier, N., Galerani, P.R., Oliveira, F.A., Pípolo, A.E., Farias, J.R.B., Gazziero, D.L.P. (2006) Quebra de planta de soja no estado do Paraná. Londrina: Embrapa Soja, 2006. 42 p.
- Corrêa-Ferreira, B.S., Moretto, T., Enoir, A., Pellizzaro, C., Moscardi, F. & Bueno, A.F. (2010). Práticas de manejo de pragas utilizadas na soja e seu impacto sobre a cultura; Londrina: Circular Técnica 78.
- Durant, S. M. (1998). Competition refuges and coexistence: an example from Serengeti carnivores. *Journal of Animal Ecology*, 67: 370–386.
<https://doi.org/10.1046/j.13652656.1998.00202.x>
- Favetti, B.M., Krinski, D., Butnariu, A.R. & Loiácono, M.S. (2013) Egg parasitoids of *Edessa meditabunda* (Fabricius) (Pentatomidae) in lettuce crop. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57(2): 236-237. Doi: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262013005000014>
- Ferreira, L.L., Silva, F.W.D. Carnevale, A.B., Fernandes, M.S., Batista, P.F. (2021) Levantamento populacional de insetos-praga em diferentes genótipos e tecnologias de soja no sudoeste Goiano. *Revista Agroecossistemas*, 13: 1.
- Foerster, L.A. & Queiroz, J.M. (1990). Incidência natural de parasitismo em ovos de pentatomídeos da soja no centro-sul do Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 19(1): 221-231.
- Froeschner, R.C. (1988) Family Pentatomidae Leach, 1815. The stink bugs, pp. 544–597. In: Henry, T. J. & Froeschner, R.C. (Eds.), *Catalog of the Heteroptera, or true bugs, of Canada and the continental United States*. 958 pp.

- Fuentes-Rodríguez D., Franceschini, C., Gervazoni, P., López, G., Sosa, A. & Kruger, R. (2019) Importance of native vegetation for detection and management of rice stink bug (*Tibraca limbativentris*). *Bulletin of Entomological Research*, 110:1–11.
<https://doi.org/10.1017/s0007485319000701>
- Garbach, K, Milder, J.C., Montenegro, M., Karp, D.S. & DeClerck, F.A.J. (2014) Biodiversity and ecosystem services in agroecosystems. *Encyclopedia of Agriculture and Food Systems*, 2: 21–40.
- Garbelotto, T.A. & Campos, L.A. (2014). Pentatominae do Sul de Santa Catarina. Curitiba: *Sociedade Brasileira de Zoologia*. 82p.
- García-Medel, D., Sivinsky, J., Días-Fleischer, F., Ramirez-Romero, R. & Aluja, M. (2007). Foraging Behavior by Six Fruit Fly Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) Released as Single- or Multiple-species Cohorts in Field Cages: Influence of Fruit Location and Host Density. *Biological Control*, 43: 12-22.
- Gebiola, M., Lopez-Vaamonde, C., Nappo, A.G. & Bernardo, U. (2014) Did the parasitoid *Pnigalio mediterraneus* (Hymenoptera: Eulophidae) track the invasion of the horse chestnut leafminer? *Biological Invasions*, 16, 843–857. <https://doi.org/10.1007/s10530-013-0542-8>
- Godoy, K.B. & Ávila, C.J. (2000) Parasitismo natural em ovos de dois percevejos da soja, na região de Dourados, MS. *Revista de Agricultura*, 75(2): 271-279.
- Godoy, K.B., Galli, J.C. & Ávila, C.J. (2005). Parasitismo em ovos de percevejos da soja *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) em São Gabriel do Oeste, MS. *Ciência Rural*, 35(2): 455-458.
- Godoy, C., Ávila, C.J. & Arce, C.C.M. 2007. Controle biológico de percevejos fitófagos da soja na região de Dourados, MS. Embrapa Agropecuária Oeste, Boletim de pesquisa e desenvolvimento, p. 1-27. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/38732/1/BP200740.pdf> acesso 20/12/2021.
- Grazia, J. (1978). Revisão do gênero *Dichelops* Spinola, 1837 (Heteroptera, Pentatomidae, Pentatomini). *Iheringia*, 53: 3-119.
- Haddad, N.M., Crutsinger, G.M., Gross, K., Haarstad, J. & Tilman, D. (2011) Plant diversity and the stability of foodwebs. *Ecology Letters*, 14: 42–46.

- Hassell, M. P. (1986). Parasitoids and population regulation J. Waage D. Greathead (Eds) *Insect Parasitoids Symposia of the Royal Entomological Society 13*, Academic Press London, p. 201–224.
- Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (2012). *Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga*. Brasília – DF: Embrapa, 859p.
- Johnson, N. F. (1984). Systematics of Nearctic *Telenomus*: classification and revisions of the Podisi and Phymatae species groups (Hymenoptera, Scelionidae) (College of Biological Sciences, Ohio State University).
- Kogan, M. (1998). Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. *Annual Review of Entomology*, 43(1): 243–270.
- Kogan, M. & Turnipseed, S. G. (1987). Ecology and management of soybean arthropods. *Annual Review of Entomology* 32: 507–538.
- Koppel, A. L., D. A. Herbert, Jr., t. P. Kuhar & Kamminga, K. (2009). Survey of stink bug (Hemiptera: Pentatomidae) egg parasitoids in wheat, soybean, and vegetable crops in southeast Virginia. *Environmental Entomology* 38: 375–379.
- Kuss, C.C., Toaldo, V.D.B., Berghetti, J., Pias, O.H.C., Kuss-Roggia, R.C.R., Sosa-Gómez, D.R., Basso, C.J.; Santi, A.L., Roggia, S. (2012). Percentagem de espécies de percevejos pentatomídeos ao longo do ciclo da soja no Norte do Paraná. In: jornada acadêmica da embrapa soja, 7. Londrina. Resumos expandidos. Londrina: Embrapa Soja, 2012, p. 30-34. (Embrapa Soja. Documentos, 333).
- Laumann, R.A., Moraes, M.C.B., Pareja, M., Alarcao, G.C., Botelho, A.C., Maia, A.H.N.; BORGES, M. (2008). Comparative biology and functional response of *Trissolcus* spp. (Hymenoptera: Scelionidae) and implications for stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) biological control. *Biological Control*, 44: 32-41.
- Laumann, R.A., Moraes, M.C.B., Silva, J.P.D., Vieira, A.M.C., Silveira, S.D. & Borges, M. (2010) Egg parasitoid wasps as natural enemies of the neotropical stink bug *Dichelops melacanthus*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45(5): 442-449. doi: 10.1590/S0100-204X2010000500002
- Margaría, C.B., Loiacono, M.S. & Lanteri, A.A. (2009). New geographic and host records for scelionid wasps (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoids of insect pests in South America. *Zootaxa*, 2314: 41-49. doi: 10.11646/zootaxa.2314.1.2

- Maruyama, W.I., Pinto, A.S. & Gravena, S. (2002) Parasitóides de ovos de percevejos (Hemiptera: Heteroptera) em plantas daninhas. *Revista Ceres*, 49 (284): 453-459.
- Moral, R.A., Hinde, J., Demétrio, C.G.B. (2017) Half-Normal Plots and Overdispersed Models in R: The hnp Package. *Journal of Statistical Software*, 81: 23p.
- Moscardi, F., Bueno, A.F., Sosa-Gómez, D.R., Roggia, S., Hoffmann-Campo, C.B., Pomari, A.F., Corso, I.C. & Yano, S.A.C. (2012). Artrópodes que atacam as folhas da soja. In: Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F (Ed.). Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga. Brasília – DF: Embrapa, p.213-334.
- Okuda, M. S., Yeargan, K. V., 1988. Intra and interspecific host discrimination in *Telenomus podisi* and *Trissolcus euschisti* (Hymenoptera: Scelionidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 81: 1017–1020. <https://doi.org/10.1093/aesa/81.6.1017>
- Pacheco, D.J.P. & Corrêa-Ferreira, B.S. (2000) Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 29(2): 295-302.
- Panizzi, A. R. (1985). Dynamics of phytophagous pentatomids associated with soybean in Brazil, pp. 674–680. In R. Shibles (Ed.), Proceedings of the World Soybean Research Conference III. Boulder, Colorado. Westview Press. 1262 pp.
- Panizzi, A.R. (2002). Stink bugs on soybean in northeastern Brazil and a new record on the southern green stink bug, *Nezara viridula* (L.) (Heteroptera: Pentatomidae). *Neotropical Entomology*, v. 31, p. 331-332.
- Panizzi, A.R. & Smith, J.G. (1976) Observações sobre inimigos naturais de *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837) (Hemiptera, Pentatomidae) em soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 5(1): 11-17.
- Panizzi, A. R. & Lucini. T. (2016). What happened to *Nezara viridula* (L.) in the Americas? Possible reasons to explain populations decline. *Neotropical Entomology*, 45: 619–628.
- Panizzi, A.R. & F. Slansky Jr. 1985. Review of phytophagous pentatomids (Hemiptera: Pentatomidae) associated with soybean in the Americas. *Fla. Entomol.*, 68: 184-214.
- Panizzi, A.R., B.S., Corrêa, D.L., Gazzoni, E.B., Oliveira, G.G., Newman & S.G. Turnipseed. (1977). Insetos da soja no Brasil. CNPSo, EMBRAPA, Boi. Téc. n2 1, 20p.
- Panizzi, A.R. & Vivan, L.M. (1997). Seasonal abundance of the neotropical brown stink bug, *Euschistus heros*. In: Overwintering sites and the breaking of dormancy. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 82: 213-217.

- Paz-Neto, A.D.A, Querino, R.B. & Margaría, C.B. (2015) Egg parasitoids of stink bugs (Hemiptera: Coreidae and Pentatomidae) on soybean and cowpea in Brazil. *Florida Entomologist*, 98(3): 929–932.
- Panizzi, A.R., Bueno, A.F. & Silva, F.A.C. (2012). Insetos que atacam vagens e grão. In: Hoffmann-Campo, C.B., Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (Eds.). Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga. Brasília: Embrapa, pp. 335-420.
- Ratnadass, A., P. Fernandes, J. Avelino & R. Habib. (2012). Plant species diversity for sustainable management of crop pests and diseases in agroecosystems: a review. *Agronomy for Sustainable Development*, 32: 273–303.
- Risch, S.J., Andow, D., M.A. & Altieri, M.A. (1983). Agroecosystem diversity and pest control: data, tentative conclusions, and new research directions. *Environmental Entomology*, 12: 625-629.
- Rizzo, H.F.E. (1968) Aspectos morfológicos y biológicos de *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera, Pentatomidae). *Agronomia Tropical*, 18: 249-274. 1968.
- Rizzo, H.F.E. (1971) Aspectos morfológicos y biológicos de *Edessa meditabunda* (F.) (Hemiptera, Pentatomidae). *Revista Peruana de Entomologia*, 14: 272-281.
- Santos, R.S.S. (2008) Levantamento populacional de percevejos e da incidência de parasitóides de ovos em cultivos orgânicos de soja. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*, 14(1): 41-46.
- Sheikh, S.I., Ward, A.K.G, Zhang, Y.M, Davis, C.K., Zhang, L., Egan, S.P. & Forbes, A.A. (2022) *Ormyrus labotus* (Hymenoptera: Ormyridae): Another Generalist That Should not be a Generalist is not a Generalist. *Insect Systematics and Diversity*, 6 (1): 1–14. <https://doi.org/10.1093/isd/ixac001>
- Silva CCA, Laumann RA, Ferreira, JBC, Moraes, MCB, Borges M, Cokl, A. (2012). Reproductive Biology, Mating Behavior, and Vibratory Communication of the Brown-Winged Stink Bug, *Edessa meditabunda* (Fabr.) (Heteroptera: Pentatomidae). *Psyche*, (2012): 598086.
- Silva, N.N.P., Sousa, K.K.A., Silva, P.H.S. & Querino, R.B. (2021) New Records of Egg Parasitoids of Stink Bugs (Hemiptera: Pentatomidae) on Rice in Piauí, Brazil: Rate Parasitism, *Entomological Communications*, 3: 1-3.
- Soares, P.L., Cordeiro, E.M.G, Santos, F.N.S., Omoto, C. & Correa, A.C. (2018) The reunion of two lineages of the Neotropical brown stink bug on soybean lands in the heart of Brazil. *Scientific Reports*, 8 (1): 2496.

- Sosa-Gómez, D.R, Corrêa-Ferreira, B.S., Hoffmann-Campo, C.B., Corso, I.C., Oliveira, L.J., Moscardi, F., Panizzi, A.R., Bueno, A.F. & Hirose, E. (2010). Manual de Identificação de Insetos e Outros Invertebrados da Cultura da Soja. Londrina: Embrapa, 90p.
- Sosa-Gómez, D.R et al. (2014). Manual de identificação de insetos e outros invertebrados da cultura da soja. 3. ed. Documento 269. Londrina, PR: Embrapa Soja, p. 100. Disponível em: Acesso em: 25 maio. 2016.
- Talamas, E.J., Johnson, N.F. & Buffington, M.L. (2015) Key to Nearctic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), natural enemies of native and invasive stink bugs (Hemiptera, Pentatomidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 43: 45-110. doi: <https://doi.org/10.3897/JHR.43.8560>.
- Talamas, E.J., Buffington, M.L. & Hoelmer, K. (2017) Revision of Palearctic *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae). In: Talamas, E.J. & Buffington, M.L. (Eds.) Advances in the Systematics of Platygastroidea. *Journal of Hymenoptera Research*, 56: 3–185. Doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.56.10158>
- Temple, J. H., J. A. Davis, S. Micinski, J. T. Hardke, P. Price, and B. R. Leonard. (2013). Species composition and seasonal abundance of stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) in Louisiana soybean. *Environmental Entomology*, 42: 648–657.
- Tortorici, F., Talamas, E.J., Moraglio, S.T., Pansa, M.G., Asadi-Farfar, M., Tavella, L. & Caleca, V. (2019) A morphological, biological and molecular approach reveals four cryptic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), egg parasitoids of Pentatomidae (Hemiptera). In: Talamas, E. (Ed.) Advances in the Systematics of Platygastroidea II. *Journal of Hymenoptera Research*, 73: 153-200. Doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.73.39052>
- Venzon, M., Ferreira, J.A.M., João, G. & Ripposati, J.G. (1999) Parasitism of stink bug eggs (Hemiptera: Pentatomidae) of soybean fields in the Triângulo Mineiro, Minas Gerais, Brazil. *Revista de Biología Tropical*, 47(4): 1007-1013.
- Vyavhare, S. S., M. O. Way, & R. F. Medina. (2014). Stink bug species composition and relative abundance of the redbanded stink bug (Hemiptera: Pentatomidae) in soybean in the upper gulf coast Texas. *Environmental Entomology*, 43: 1621–1627
- Zerbino, M.S. & Panizzi, A. R. (2019) The underestimated role of pentatomid parasitoids in Southern South America. *Arthropod Plant Interactions*, 13(5): 703-718. doi: 10.1007/s11829-019-09703-1. Panizzi, A.R., Bueno, A.F., Silva, F.A.C., 2012. Insetos que

atacam vagens e grão, in: Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S.; Moscardi, F. (Eds.). Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga. Brasília: Embrapa, pp. 335-420.

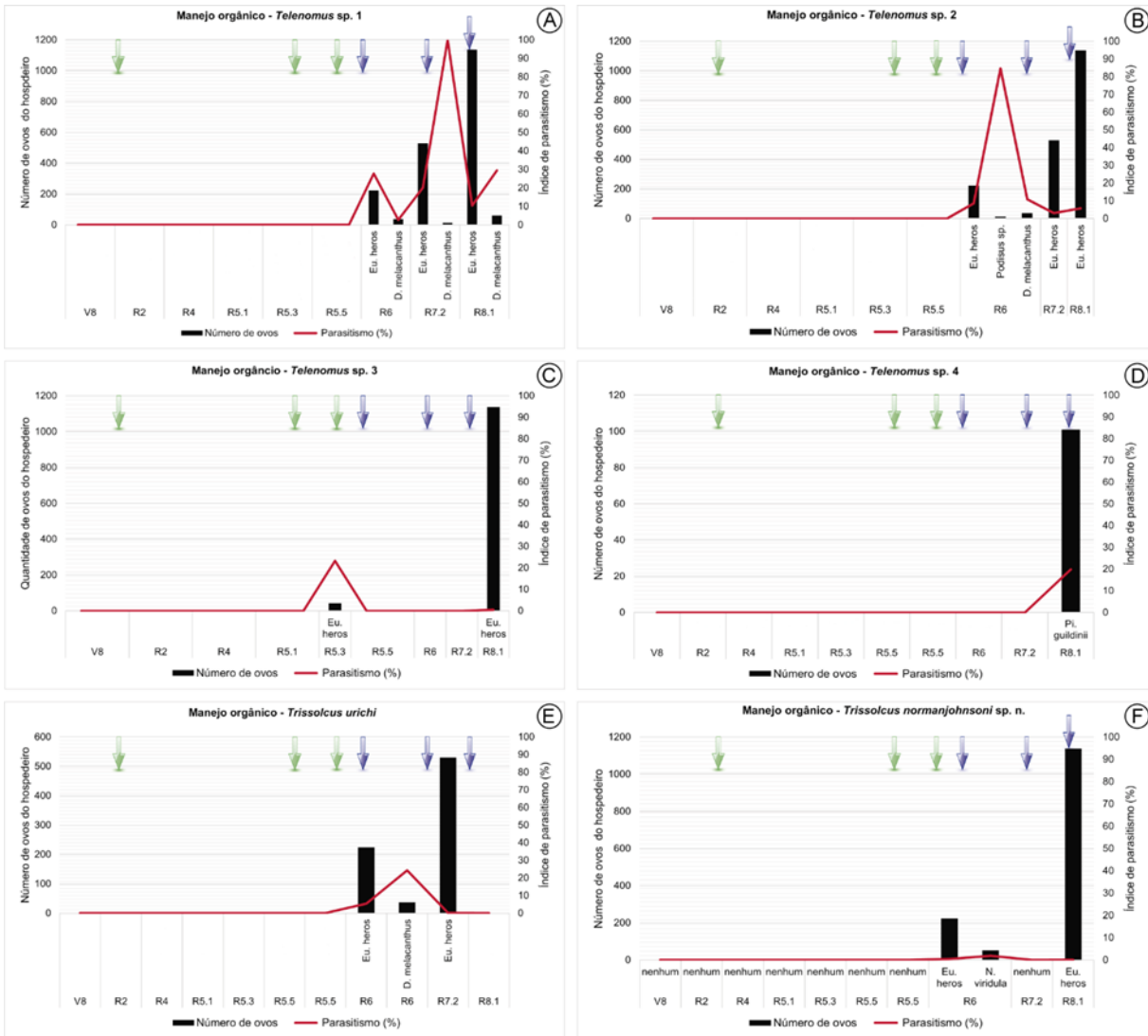
Way, M.J. & Heong, K.L. (1994). The role of biodiversity in the dynamics and management of insect pests of tropical irrigated rice – a review. *Bulletin of Entomological Research*, 84: 567–587.

APÊNDICES

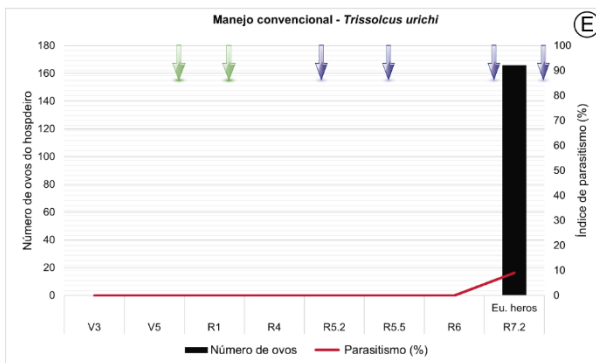
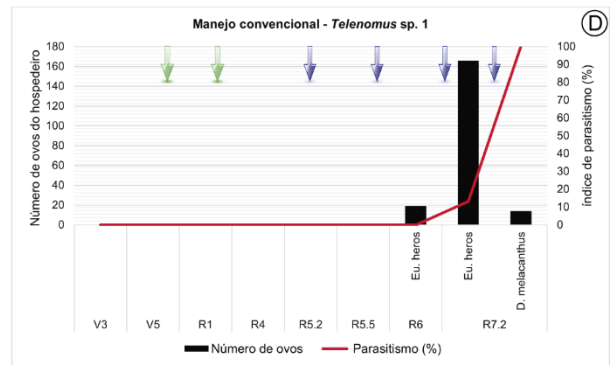
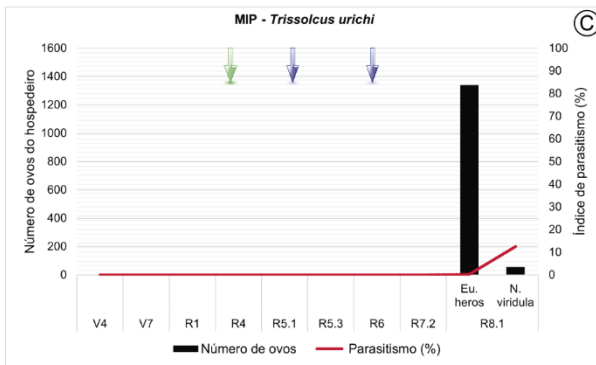
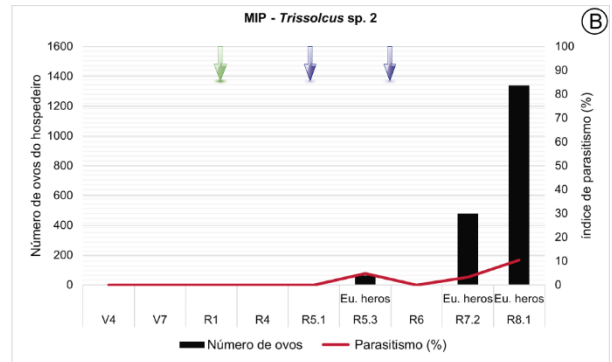
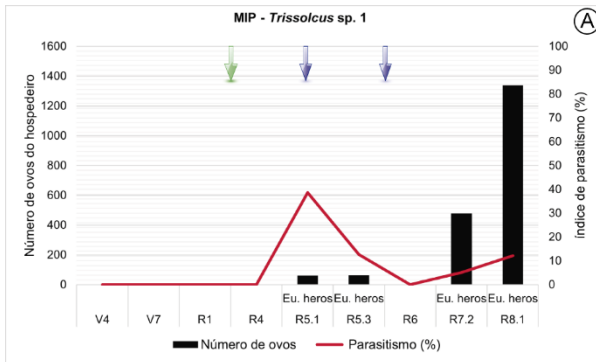
APÊNDICE A. Espécies de parasitoides e seus hospedeiros no cultivo da soja em Marechal Cândido Rondon, PR.

	<i>Chinavia</i> sp.	<i>Diceraeus</i> <i>melacanthus</i>	<i>Edessa</i> <i>meditabunda</i>	<i>Euschistus</i> <i>heros</i>	<i>Nezara</i> <i>viridula</i>	<i>Piezodorus</i> <i>guildinii</i>	<i>Pellaea</i> <i>stictica</i>	<i>Podisus</i> sp.
<i>Telenomus</i> sp.1		X		X				
<i>Telenomus</i> sp.2		X		X				X
<i>Telenomus</i> sp.3		X		X				
<i>Telenomus</i> sp.4	X			X		X		
<i>Telenomus</i> sp.5		X		X				
<i>Telenomus</i> sp.6								X
<i>Trissolcus</i> n. sp.			X	X	X			
<i>Trissolccus pustulans</i>							X	
<i>Trissolcus urichi</i>		X		X				
<i>Trissolcus teretis</i>				X				
<i>Neorileya</i> sp.				X				
<i>Ooencyrtus</i> <i>submetallicus</i>		X		X				

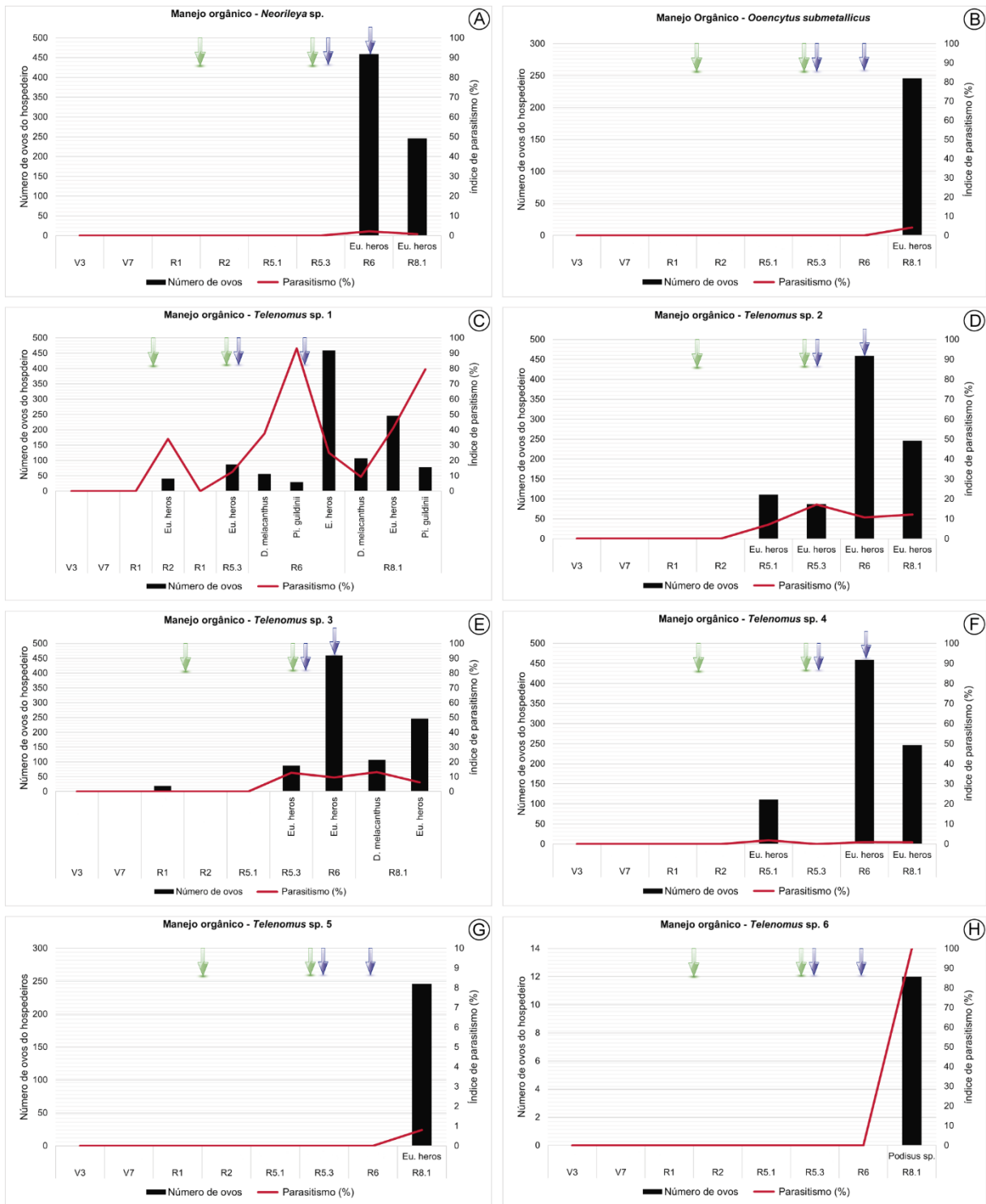
APÊNDICE B. Dinâmica das espécies de de parasitoides no manejo fitossanitário orgânico, na safra 2013/2014. Marechal Cândido Rondon, PR..



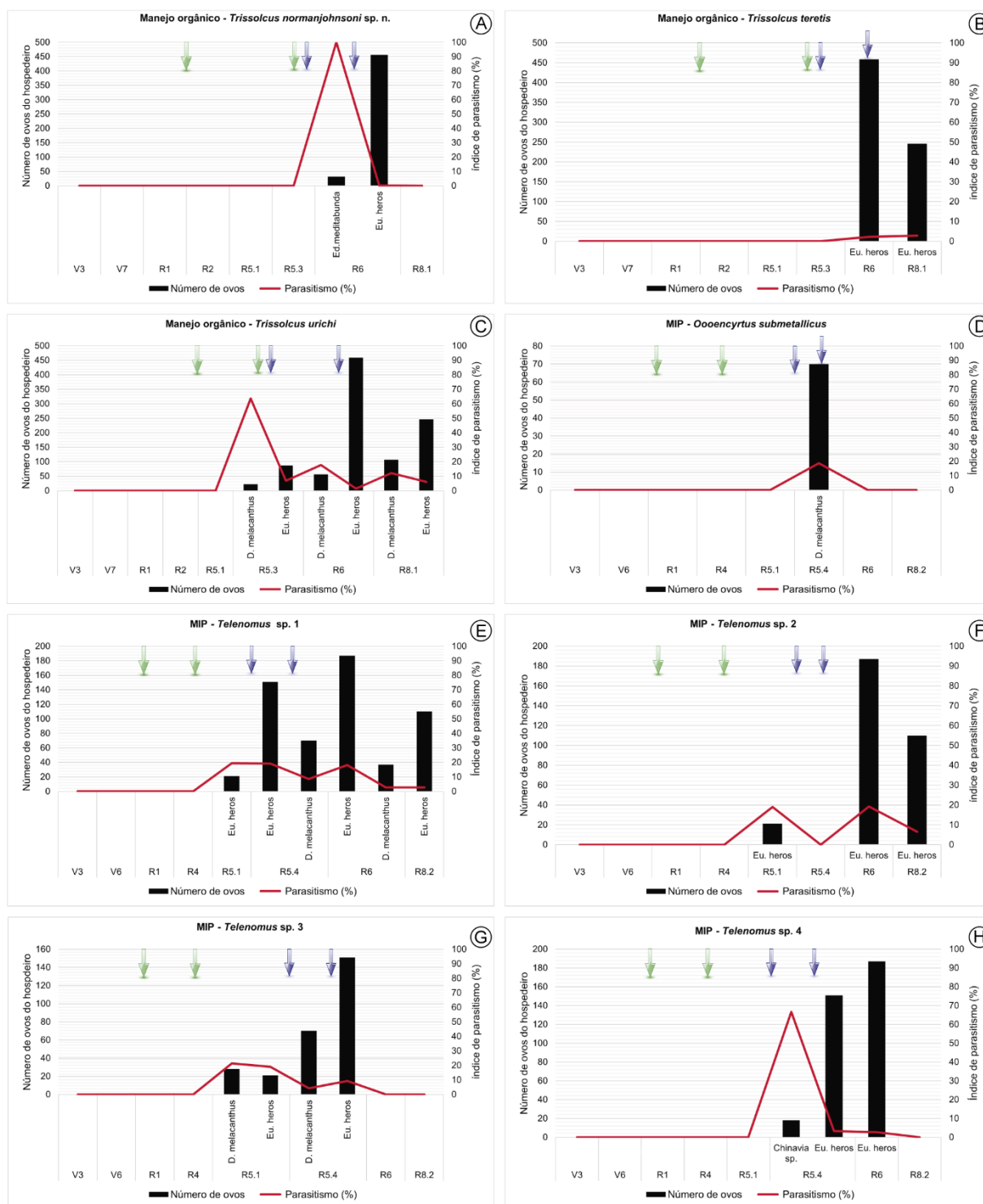
APÊNDICE C. Dinâmica das espécies de parasitoides no manejo integrado de pragas (MIP), na safra 2013/2014. Marechal Cândido Rondon, PR.



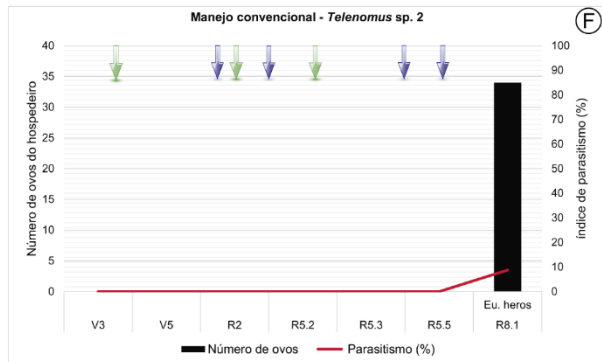
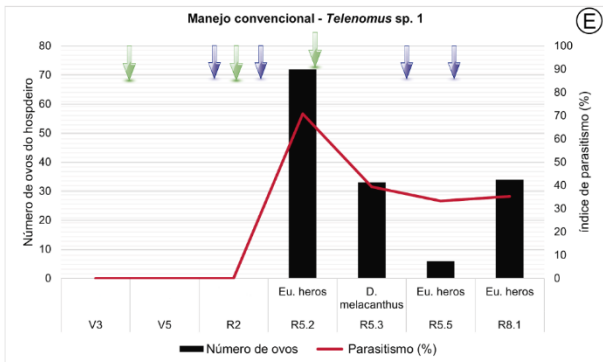
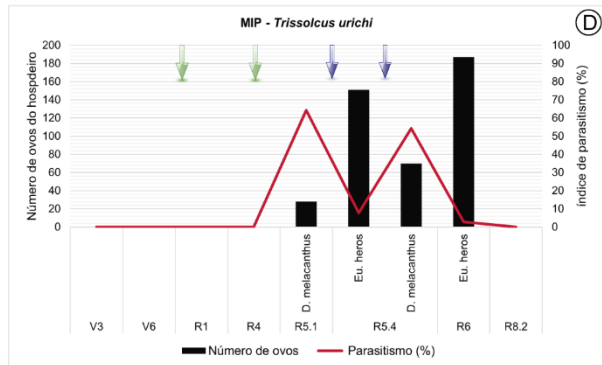
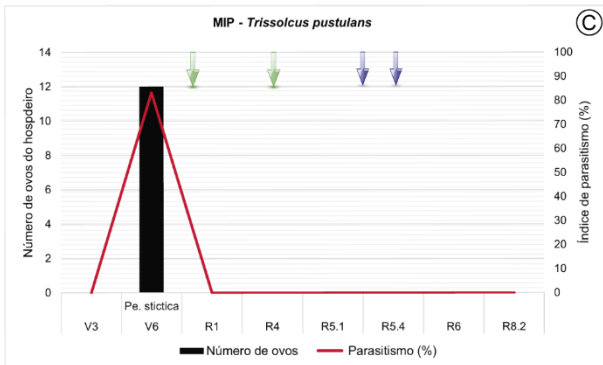
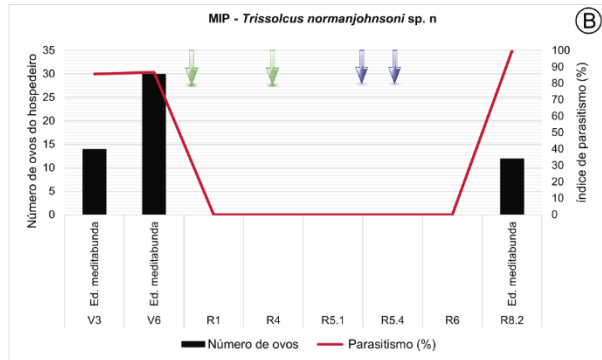
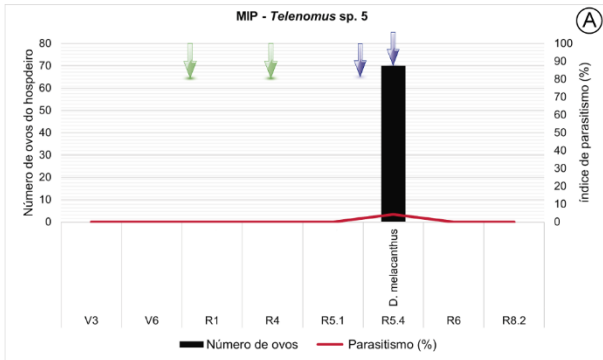
APÊNDICE D. Dinâmica das espécies de parasitoides na safra 2014/2015, no manejo fitossanitário orgânico. Marechal Cândido Rondon, PR.



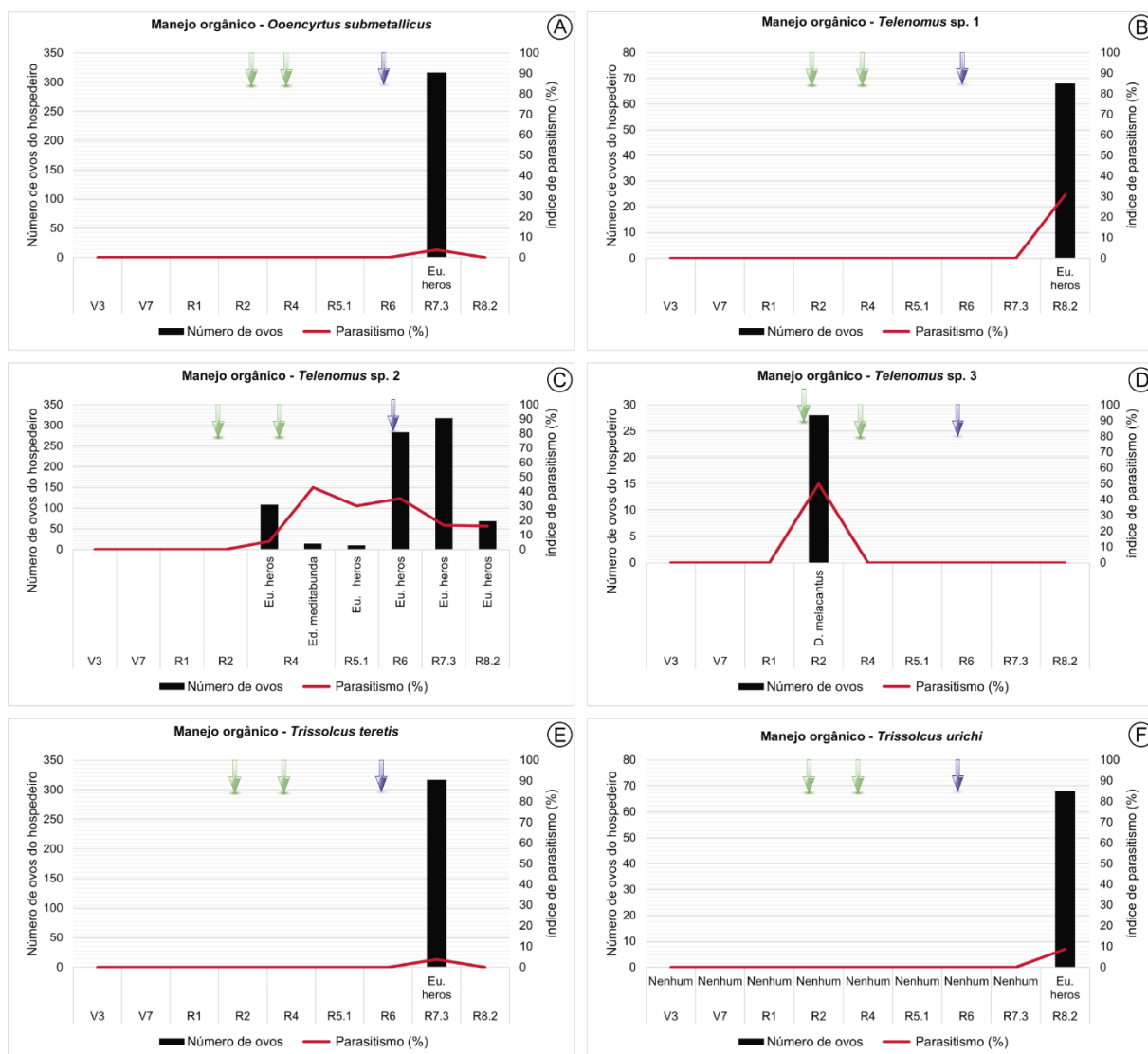
APÊNDICE E. Dinâmica das espécies de parasitoides na safra 2014/2015. A-C. Manejo fitossanitário orgânico. D-H. Manejo integrado de pragas (MIP). Marechal Cândido Rondon, PR.



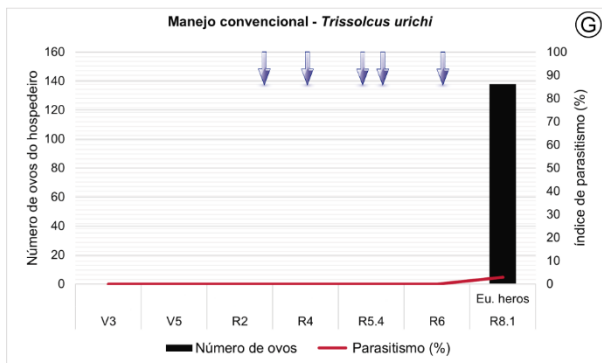
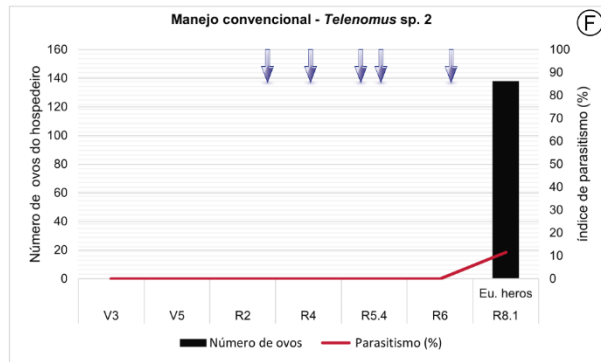
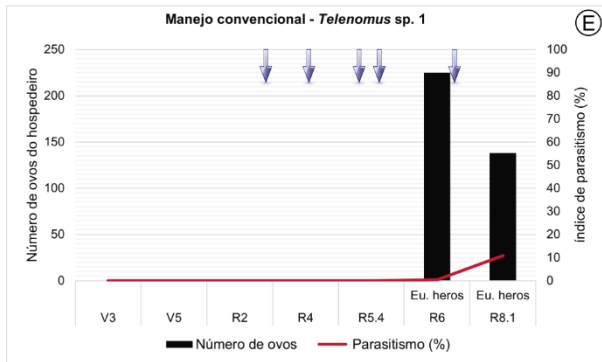
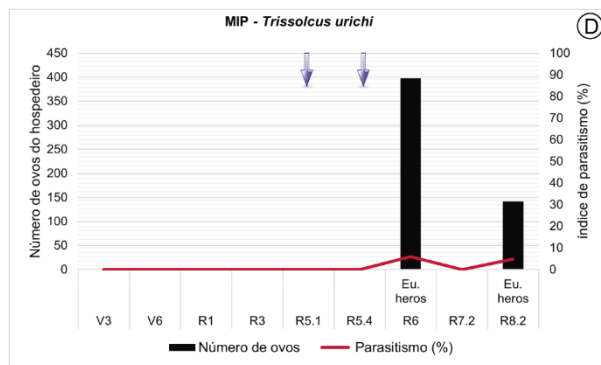
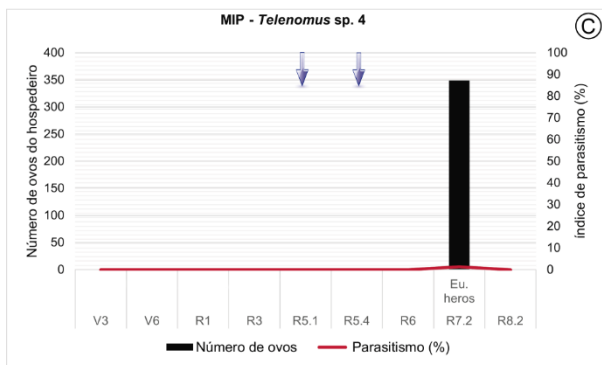
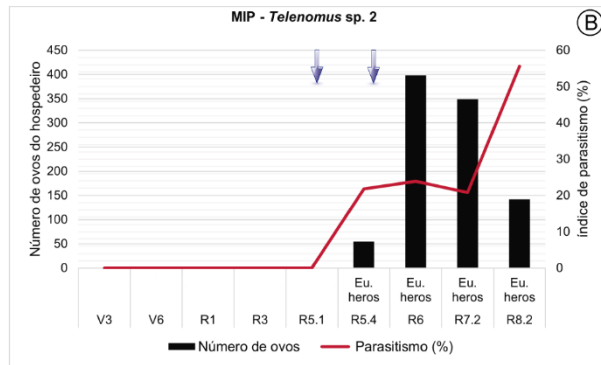
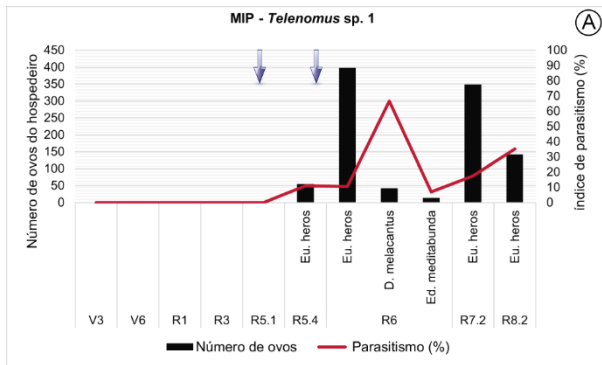
APÊNDICE F. Dinâmica das espécies de parasitoide na safra 2016/2017. A-D. Manejo integrado de pragas (MIP). E-F. Manejo fitossanitário convencional. Marechal Cândido Rondon, PR.



APÊNDICE G. Dinâmica das espécies de parasitoides na safra 2016/2017. A-F. Manejo fitossanitário orgânico. Marechal Cândido Rondon, PR.



APÊNDICE H. Dinâmica das espécies de parasitoides na safra 2016/2017. A-D. Manejo integrado de pragas (MIP). E-G. Manejo fitossanitário convencional. Marechal Cândido Rondon, PR.



5. PARASITOIDES (HYMENOPTERA: CHALCIDOIDEA, PLATYGASTROIDEA) DE OVOS DE PENTATOMIDAE (HEMIPTERA) NO BRASIL: CHAVE PARA GÊNEROS E ESPÉCIES DE *TRISSOLCUS* NA CULTURA DA SOJA

RESUMO

Os parasitoides de ovos de himenópteros mais conhecidos de Pentatomidae (Hemiptera) da soja no Brasil pertencem a Chalcidoidea e Platygastridae, sendo *Telenomus* Haliday e *Trissolcus* Ashmead (Scelionidae) os mais relevantes. Contudo, espécies menos estudadas pertencentes aos gêneros *Anastatus* Motschulsky (Eupelmidae), *Neorileya* Ashmead (Eurytomidae), *Ooencyrtus* Ashmead (Encyrtidae), *Gryon* Haliday e *Phanuropsis* Girault (Scelionidae) em *Glycine max* (L.) Merrill (Fabaceae) também podem desempenhar um papel importante no controle de Pentatomidae; no entanto, devido a dificuldades taxonômicas, muitas vezes são negligenciados, e sua importância como inimigos naturais é possivelmente subestimada. Dessa maneira, apresentamos uma chave para gêneros de parasitoides de ovos de Pentatomidae e para espécies de *Trissolcus* conhecidas por ocorrerem em lavouras de soja no Brasil; uma nova espécie de *Trissolcus*, do grupo de espécies *flavipes* é descrita e ilustrada, parasitando ovos de *Euschistus heros* (Fabricius), *Edessa mediatubunda* (Fabricius) e *Nezara viridula* (L.) no Brasil; comparações são feitas com suas espécies mais próximas, *Trissolcus urichi* Crawford e *Trissolcus pustulans* Johnson. Além disso, também fornecemos a redescrição de *Tr. scuticarinatus*.

Palavras-chaves: *Anastatus*, *Ooencyrtus*, *Neorileya*, *Telenomus*, *Trissolcus*.

ABSTRACT

The best-known hymenopteran egg-parasitoids of pest of soybean Pentatomidae (Hemiptera) species in Brazil belong to Chalcidoidea and Platygastridae, being *Telenomus* Haliday and *Trissolcus* Ashmead (Scelionidae) the most relevant. Less studied species of the genera *Anastatus* Motschulsky (Eupelmidae), *Neorileya* Ashmead (Eurytomidae), *Ooencyrtus* Ashmead (Encyrtidae), *Gryon* Haliday and *Phanuropsis* Girault (Scelionidae) in *Glycine max* (L.) Merrill (Fabaceae) may also play an important role in the control of Pentatomidae; however, due to taxonomical difficulties, they are often overlooked, and their importance as natural enemies is possibly underestimated. Furthermore, we present a key to genera of parasitoids of Pentatomidae eggs and to species of *Trissolcus* known to occur in soybean crops in Brazil; a new species of *Trissolcus*, from *flavipes* species-group is described and illustrated, parasitizing eggs of *Euschistus heros* (Fabricius), *Edessa mediatubunda* (Fabricius) and *Nezara viridula* (L.) in Brazil; comparisons are made with its closest species, *Trissolcus urichi* Crawford and *Trissolcus pustulans* Johnson. In addition, we provide the redescription of *Tr. scuticarinatus*.

Keywords: *Anastatus*, *Ooencyrtus*, *Neorileya*, *Telenomus*, *Trissolcus*.

5.1. INTRODUÇÃO

Os percevejos fitófagos são considerados pragas principais da cultura da soja Panizzi et al. 2012; Moscardi et al. 2012), sendo que as espécies de Pentatomidae pragas mas relevantes da cultura da soja no Brasil são: *Euschistus heros* (Fabricius), *Piezodorus guildinii* (Westwood) e *Diceraeus melacanthus* (Dallas) (= *Dichelops*) (Barão et al. 2020), enquanto que *Nezara viridula* (L.), *Edessa meditabunda* (Fabricius) e *Chinavia* sp. (= *Acrosternum*) são consideradas pragas secundárias (Panizzi & Vivan 1997).

O controle de percevejos resume-se basicamente ao controle químico, o qual é dificultado pelo reduzido número de moléculas disponíveis e mecanismos de ações registrados para essas pragas, sendo restrito a três grupos químicos, piretroide, organofosforado e neonecotinoide. Diante disso, o controle biológico utilizando parasitoides de ovos tem sido uma estratégia para controle desses percevejos.

Para a cultura da soja *Glycine max* (L.) (Fabaceae), o primeiro registro de parasitismo de ovos foi *Trissolcus basalus* (Wollaston) em *N. viridula*. Desde então, tem sido registrada a ocorrência de parasitoides de ovos com o propósito de identificar as espécies que possam ser empregadas como agentes de controle biológico dos percevejos da soja e de outras culturas (Corrêa-Ferreira 1986, 2002; Foerster & Queiroz 1990; Corrêa & Moscardi 1995). Vários trabalhos evidenciaram que os parasitoides de ovos possuem potencial e podem ser eficientes no controle biológico aplicado dos percevejos (Corrêa-Ferreira e Moscardi 1995; Pacheco e Corrêa-Ferreira 2000; Bueno et al. 2012).

Nesse contexto, identificar corretamente quem são esses agentes de controle das diferentes espécies de Pentatomidae da cultura da soja é um pré-requisito para se ter sucesso em programas que visam utilizar esses organismos como agentes controladores. As principais espécies de parasitoides de ovos de percevejos que ocorrem naturalmente em agroecossistemas são os micro-himenópteros que pertencem às superfamílias Chalcidoidea e Platygastroidea, ambas consideradas de grande importância econômica, uma vez que seus representantes parasitam uma ampla gama de espécies de Pentatomidae em agroecossistemas (Zerbino & Panizzi 2019).

No Brasil, não existem revisões para nenhum dos gêneros de Chalcidoidea - *Anastatus* Motschulsky (Eupelmidae), *Neorileya* Ashmead (Eurytomidae), *Ooencyrtus* Ashmead (Encyrtidae). Apesar de terem uma menor porcentagem de parasitismo em

comparação às espécies de Scelionidae, também estão presentes em vários trabalhos de levantamentos, mostrando sua importância na supressão dos percevejos-pragas (Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1997, 1998; Paz-Neto et al. 2015).

Já *Telenomus* Haliday e *Trissolcus* Ashmead (Platygastridae: Scelionidae) são os parasitoides mais estudados, bem como possuem a maior diversidade de espécies conhecidas. *Telenomus* contém 628 espécies descritas no mundo (Polaszek et al. 2021), porém poucas espécies são relatadas parasitando ovos de pentatomídeos no Brasil. Por ser generalista, *Telenomus podisi* Ashmead é a espécie mais relatada em diversos levantamentos realizados em várias localidades do território brasileiro, tanto na cultura da soja, como em outras culturas agrícolas (Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa & Moscardi 1995; Riffel et al. 2010; Paz-Neto et al. 2015; Zerbino & Panizzi 2019). Esse fato pode estar relacionado a *Euschistus heros* ser seu hospedeiro preferencial, sendo que esse percevejo, atualmente, é uma das pragas mais abundantes nas lavouras de soja (Godoy et al. 2005; 2007). *Telenomus podisi* é um parasitoide amplamente utilizado em programas de controle biológico, apresentando vários casos de sucesso no controle dos percevejos *E. heros* e *P. guildinii* na cultura da soja (Pacheco & Corrêa-Ferreira 2000).

Com 170 espécies (Austin et al. 2005) alocadas em vários grupos, *Trissolcus* é o segundo gênero mais frequente nos levantamentos, as quais estão alocadas em vários grupos de espécies. No Brasil, são comumente relatadas parasitando ovos de diversos percevejos-praga da soja as espécies pertencentes ao grupo *flavipes*, sendo elas *Tr. brochymenae* (Ashmead), *Tr. teretis* Johnson e *Tr. urichi* (Crawford) (Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Johnson 1987b; Loíacono & Margaría 2002), e ao grupo *semistriatus* de Koslov & Kononova, compreendendo *Trissolcus basalis* (Wollaston). *Trissolcus scuticarinatus* (Costa Lima) também foi citada, principalmente nas décadas de 1980 e 1990, parasitando ovos de diferentes pentatomídeos da cultura da soja (Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994).

Os estudos com parasitoides de ovos de percevejos no Brasil referem-se principalmente à ocorrência, bioecologia, índice de parasitismo e técnicas de criação, entre outros. Já os trabalhos taxonômicos têm sido negligenciados e não há chave de identificação para a fauna brasileira voltada para as principais espécies que ocorrem pontualmente em culturas de importância econômica. Muitas vezes, as identificações são difíceis, tendo vários espécimes que apresentam caracteres diagnósticos intermediários aos apresentados na

literatura (Johnson 1984). A exemplo, *Tr. brochymenae* e *Tr. teretis* possuem uma grande plasticidade em caracteres diagnósticos, porém não há trabalhos no Brasil verificando se essas variações se tratam de plasticidade fenotípica ou especiação críptica. Esses trabalhos têm sido realizados para as faunas neártica (Talamas et al. 2015, 2019) e paleártica (Talamas et al. 2017; Tortorici et al. 2019).

Assim, no presente trabalho foi elaborada de uma chave ilustrada para identificação dos gêneros de parasitoides de ovos de Pentatomidae e das espécies de *Trissolcus* que até então são conhecidos para a cultura da soja. Ainda, fornecemos a descrição de uma nova espécie de *Trissolcus* e a redescrição de *Tr. scuticarinatus*.

5.2. MATERIAL E MÉTODOS

5.2.1. Coleta e obtenção de dados

As amostras de *Anastatus*, *Neorileya*, *Ooencyrtus anasae* (Ashmead, 1887) e *Phanuropsis* utilizadas neste trabalho foram provenientes do acervo da Coleção de Insetos Entomófagos “Oscar Monte”, no Instituto Biológico (IB-CBE) (Campinas, São Paulo, Brasil) (Tabela 1). As amostras de *Trissolcus* e *Ooencyrtus submetallicus* (Howard, 1897) foram obtidas de coletas de campo e do acervo IB-CBE (Tabela 1). Também foram examinados os sintipos de *Tr. scuticarinatus* obtidos da Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz, CEIOC (Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil). As coletadas de campo foram obtidas das amostragens dos ovos de Pentatomidae em cultivos de soja na região oeste do Paraná, no município de Marechal Cândido Rondon durante três safras: 2013/2014, 2014/2015 e 2016/2017, bem como do município de Entre Rios do Oeste na safra 2018/2019.

A identificação da espécie de percevejo hospedeiro foi baseada na postura, segundo sua coloração, ornamentação do córion, quantidade e disposição dos ovos (Rizzo 1968, 1971; Panizzi *et al.* 2012). As posturas coletadas foram acondicionadas em sacos plásticos. No laboratório de Controle Biológico da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), foram individualizadas em placas de Petri contendo ágar 3% ao fundo, lacradas com plástico filme de PVC transparente e mantidas em câmara climatizada tipo BOD à temperatura de 25 ± 2°C. Para cada postura, foram registrados a data de coleta, número de ovos e a espécie de percevejo.

As posturas foram observadas diariamente com auxílio de um microscópio estereoscópico, até a emergência dos parasitoides. Os parasitoides emergidos dos ovos de cada espécie de percevejo hospedeiro foram conservados provisoriamente em etanol 70% (30 minutos a 1 hora), posteriormente transferidos para etanol 99,5% em frascos devidamente etiquetados (local, data, coletor e hospedeiro). Após o armazenamento inicial em etanol absoluto, os espécimes foram secados e montados em triângulo.

Os espécimes estudados foram depositados no acervo da Coleção de Insetos Entomófagos “Oscar Monte”, no Instituto Biológico (Campinas, São Paulo, Brasil) e no Museu de Zoologia da USP, com exceção do material tipo (vide descrição da espécie).

5.2.2. Identificação, descrição de espécie e terminologia adotada

A identificação das espécies de *Trissolcus* foi feita de acordo com Johnson (1987) utilizando um estereomicroscópio Leica M165C. Quanto à descrição da nova espécie, a terminologia segue a proposta por Harris (1979) para esculturação do tegumento; termos morfológicos seguem amplamente Masner (1980), com alguns termos de Johnson (1984a) (carena hiperoccipital, sulco orbital), Johnson (1984b) (fóveas episternal), Mikó et al. (2007) (largura da cabeça, comprimento da cabeça, altura da cabeça, espaço interorbital, comprimento da linha ocelar posterior, linha ocelar ocular e linha ocelar lateral), Vilhelmsen et al. (2010) (fossa mesopleural), Talamas et al. (2017) (sulco metanotal, sulco metapleural posterodorsal, sulco subacroleural e crescente axilar) e Tortorici et al. (2019) (índice cefálico frontal (HW/HH), índice cefálico lateral (HH/HL)). A fórmula claval segue Bin (1981), do antenômero apical ao último antenômero com um ou dois sensilos. A descrição da espécie segue Tortorici et al. (2019). Abreviaturas alfabéticas usadas para descrever as estruturas dos espécimes seguem a proposta por Talamas et al. (2017) (ver em Apêndice 1) e podem ser visualizadas nas Figuras 1-4.

Todos os termos morfológicos foram combinados com conceitos da Hymenoptera Anatomy Ontology (HAO; Yoder et al. 2010) (Apêndice 1).

5.2.3. Chave ilustrada

A chave ilustrativa incluiu taxa em nível de gênero e espécies para o gênero *Trissolcus* em culturas de *Glycine max* criadas a partir de Pentatomidae. A seleção das espécies a serem incluídas na chave de identificação foi baseada na literatura e, também no exame de material proveniente da coleção do IB-CBE e em campo (Tabela 1). O diagnóstico das espécies foi baseado na literatura, exceto pela espécie nova que está sendo descrita aqui.

As imagens foram obtidas usando uma câmera digital Leica MC170 HD acoplada a um estereomicroscópio Leica M205C, sendo os espécimes iluminados com uma cúpula de alta iluminação difusa Leica LED5000 HDI. As imagens foram combinadas usando o software Leica LAS X e as pranchas preparadas usando softwares de edição. A escala das fotos é de 0,2 mm. Foram obtidas imagens, através do microscópio eletrônico de varredura (Quanta 250 sob baixo vácuo), a partir de uma série de parátipos não revestidos, sendo as escalas das imagens de 300 μm .

Acrônimos

CEIOC: Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

IB-CBE: Coleção de Insetos Entomófagos Oscar Monte, Campinas, SP, Brasil.

MZUSP: Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil.

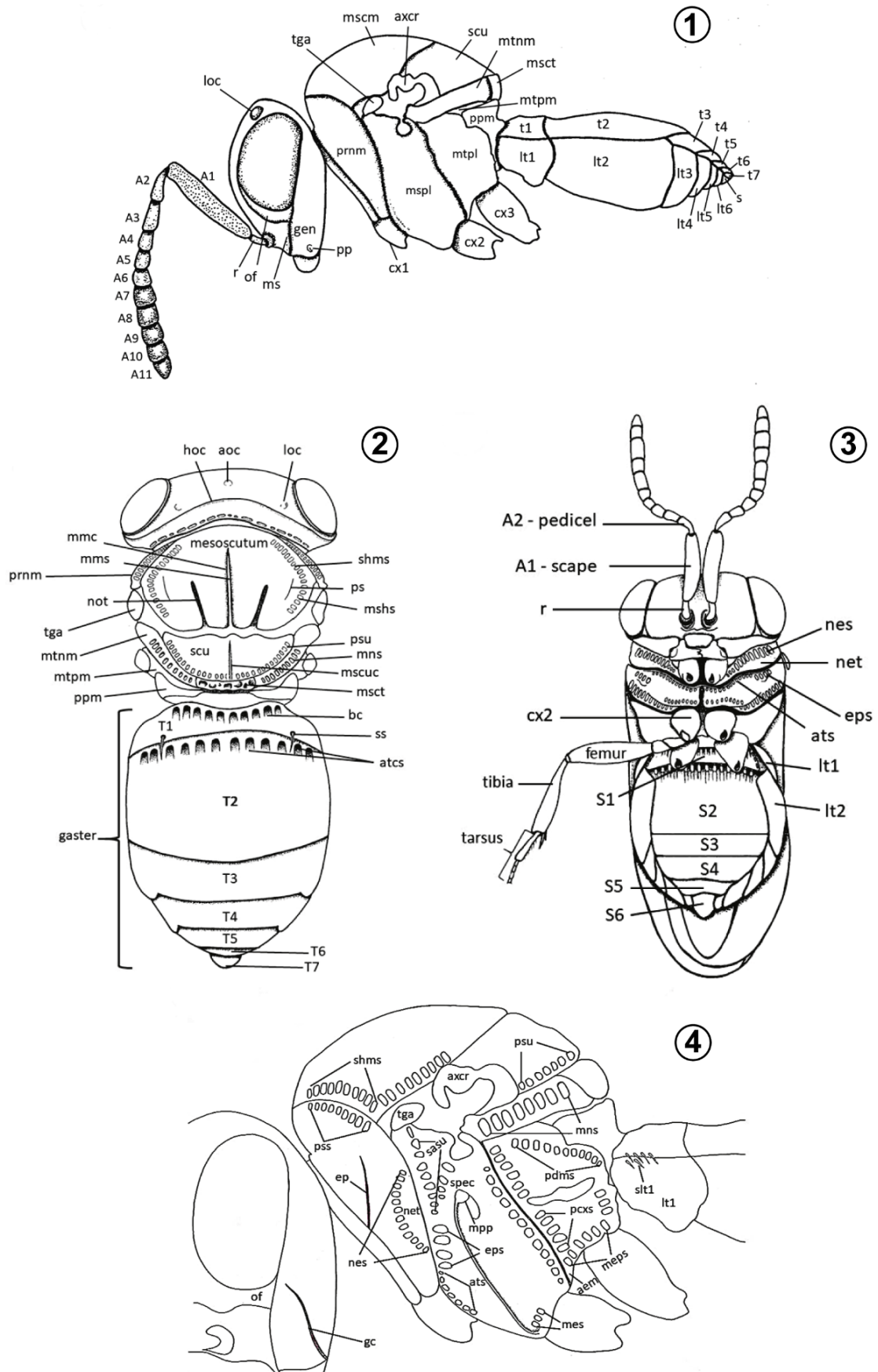


Figura 1: Desenho esquemático de *Trissolcus* adaptado de Talamas et al. (2017). 1. Vista lateral. 2. Vista lateral. 3. Vista ventral. 4. Mesossoma.

5.3. RESULTADOS

5.3.1. Taxonomia

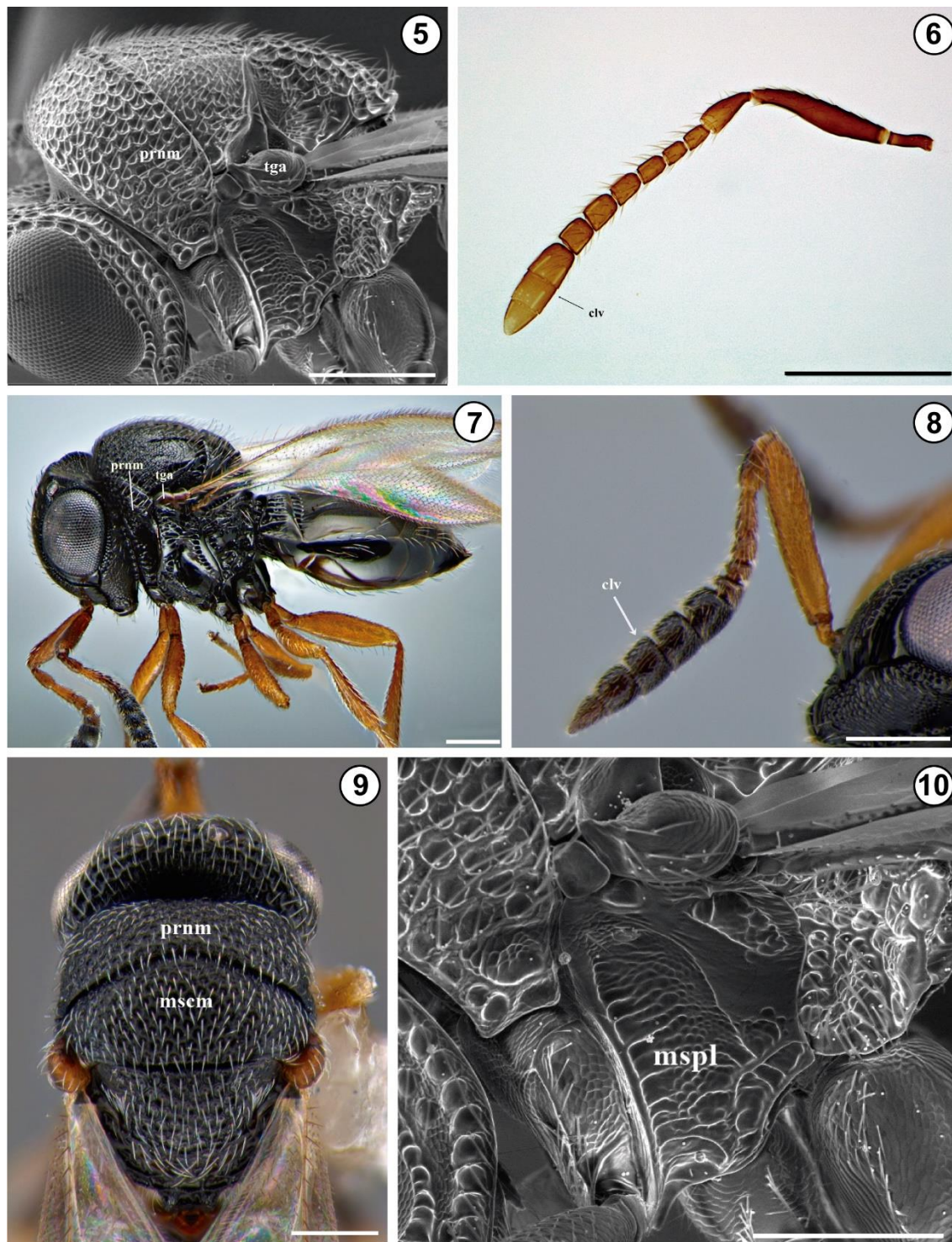
Chave de identificação de gêneros de parasitoides (Hymenoptera: Chalcidoidea e Platygastroidea) de ovos de Pentatomidae, com especial referência para espécies de *Trissolcus*, em culturas de soja no Brasil.

- 1** Pronoto (*prnm*) em vista lateral não alcançando a tégula (*tga*) (Fig. 5); antena com clava (*clv*) tendo 1-3 segmentos que são parcialmente fundidos (Fig. 6); corpo com ou sem coloração metálica (Chalcidoidea) **2**
- 1'** Pronoto, em vista lateral, alcançando a tégula (Fig. 7); antena com clava tendo cinco ou mais segmentos que são geralmente bem separados (Fig. 8); corpo com coloração não metálica (Platygastroidea: Scelionidae) **4**
- 2 (1)** Pronoto dorsalmente com colar retangular ou quadrado, com pelo menos a metade do comprimento do mesoscuto (*mscm*) (Fig. 9); mesopleura (*mspl*) mais alta que longa, depressão mesofemoral presente (Fig. 10), mesotíbia com esporão apical fino (Fig. 11); corpo preto, geralmente, sem áreas metálicas ou amarelas (Eurytomidae) [flagelo com 2 anéis e 6 segmentos funiculares; face inferior com carena mediana; gáster com primeiro e segundo tergitos (T1-T2) muito reduzidos (DiGiulio 1997)] **Neorileya** Ashmead
- 2'** Pronoto dorsalmente com colar quase cônico (Fig. 12) ou curto e transverso (Fig. 13); mesopleura mais longa que alta, convexa e lisa, depressão mesofemoral ausente (Fig. 14); mesotíbia com esporão apical grosso **3**
- 3 (2')** Mesocoxa (*cx2*) muito mais próxima da metacoxa (*cx3*) do que da procoxa (*cx1*) (Fig. 15); asa anterior com a veia marginal (*mv*) mais longa que a veia

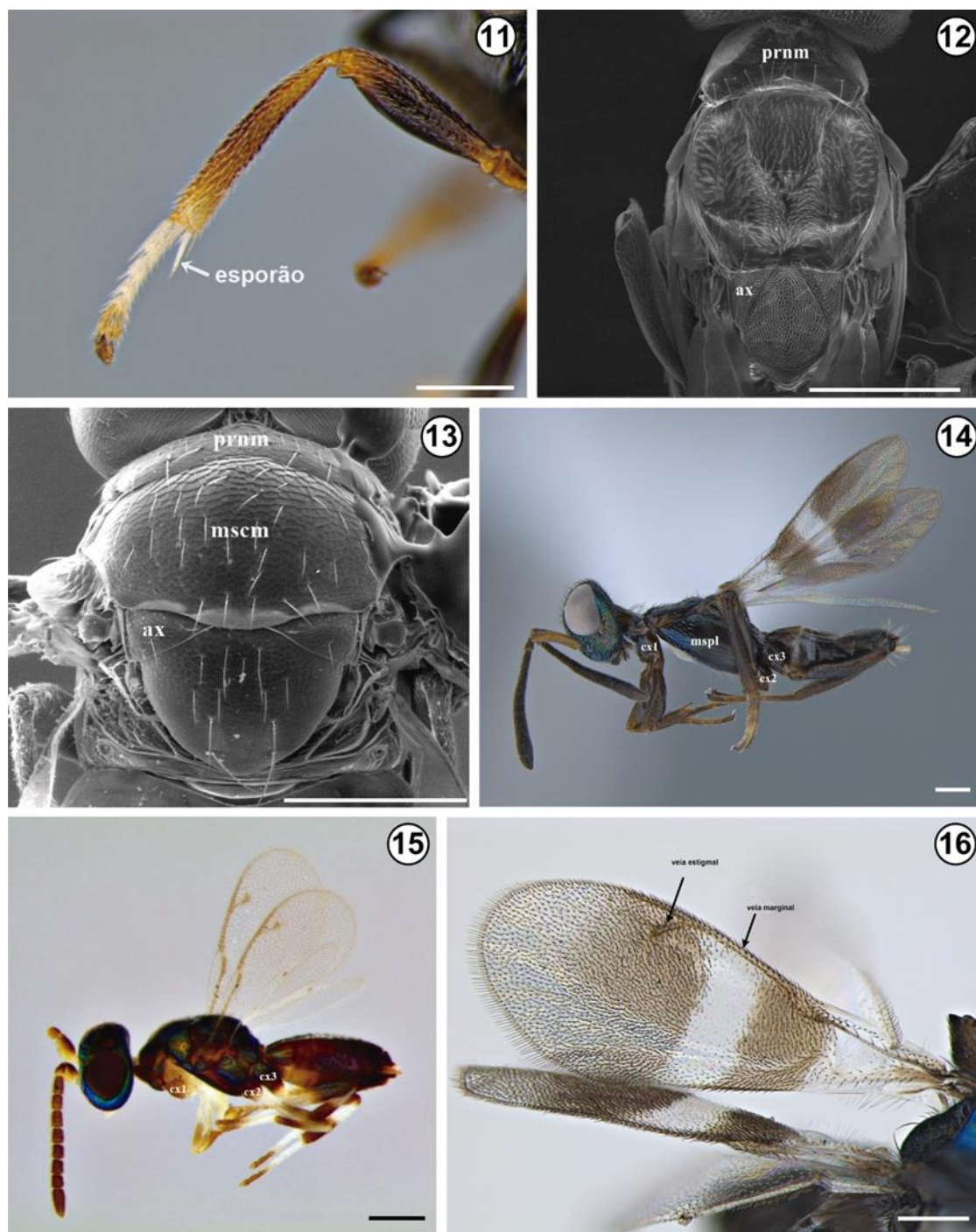
- estigmal (Fig. 16); metassoma com cercos no ápice; axila (*ax*) tão longa quanto ou mais longa que larga (Fig. 17) (Eupelmidae) [metassoma, geralmente, parcialmente branco basalmente, ou pelo menos ventralmente (Gibson 1995)] **Anastatus** Motschulsky
- 3'** Procoxa, mesocoxa e metacoxa aproximadamente equidistantes (Fig. 18); asa anterior com veia marginal menor que a veia estigmal (Fig. 19); metassoma com cercos (*cer*) na porção mediana dos gáster (Fig. 20); axila (*ax*) transversal (mais largado que longa) (Fig. 20) (Encyrtidae) [metapleura expandida posteriormente, tocando ou quase tocando o gáster, em vista lateral (Noyes 1985)] **Ooencyrtus** Ashmead
- 4 (1')** Metassoma com laterotergitos (*lt*) estreitos e fundindo-se com os esternitos, formando um sulco submarginal (Fig. 21); T2 não mais longo que os demais tergitos metassomais; antena da fêmea com 12 antenômeros (A1-A12) (Scelioninae) **Gryon** Haliday
- 4'** Metassoma laterotergitos largos, apenas sobrepostos aos esternitos, não formando um sulco submarginal (Fig. 22); T2 mais longo que os demais tergitos metassomais; antena da fêmea com 11 antenômeros (A1-A11) (Telenominae) **5**
- 5 (4')** Cabeça com a fronte predominantemente lisa e brilhante (Fig. 23); metassoma com T2 mais longo que largo (Fig. 25) **Telenomus** Haliday
- 5'** Cabeça com a fronte predominantemente ou totalmente esculpado (Fig. 26); T2 mais largo que longo (Figs. 26, 28) **6**

- 6 (5')** Mesoescutelo da fêmea coberto por densas setas prateadas (Fig. 27); metassoma com os segmentos T3-T7 amarelos, contrastando com o corpo preto (Fig. 28); antena do macho com A1 expandida ventralmente em uma lâmina forte (Fig. 29) ***Phanuropsis*** Girault
- 6'** Mesoescutelo da fêmea com poucas setas espaçadas (Fig. 30); corpo inteiramente preto ou marrom escuro; antena do macho com A1 não expandida ventralmente (Fig. 31) **7**
- 7 (6')** Notáulices ausentes (*not*) (Fig. 32); carena hiperoccipital ausente; sulco orbital ausente ventralmente (Fig. 33) [radícula (*r*) preta contrastando com escapo amarelo (Fig. 33)]; seta sublateral (*ss*) no T1 presente (Fig. 34); mediotergito com rúgulas distintas além da base costal (T2) (Fig. 35) ***Trissolcus basalis*** (Wollaston)
- 7'** Notáulices geralmente presentes (Fig. 35); carena hiperoccipital presente (Fig. 37); sulco orbital geralmente alargado próximo ao sulco malar (Fig. 38) [coloração da radícula variável]; seta sublateral no T1 ausente (Fig. 36); rúgulas no T2 variáveis além da base costal **8**
- 8 (7')** Mesoescutelo (*msct*) com uma distinta carena longitudinal (Fig. 39) **9**
- 8'** Mesoescutelo (*msct*) sem uma distinta carena longitudinal (Fig. 40) **11**
- 9 (8)** Setas basais no mesoscuto (*mscm*) e mesoscutelo fortemente pustulado (Fig. 41) ***Trissolcus pustulans*** Johnson
- 9'** Setas basais no mesoscuto e mesoscutelo muito fracamente pustulado, região posterior do mesoscuto geralmente com escultura coriácea (Fig. 42) **10**
- 10 (9')** Fêmures marrons (Fig. 43); laterotergito 1 (*lt*) sem ou com apenas 1 seta (Fig. 44); sulco metanotal (*mns*) foveolado, com fóvea ocupando mais que a

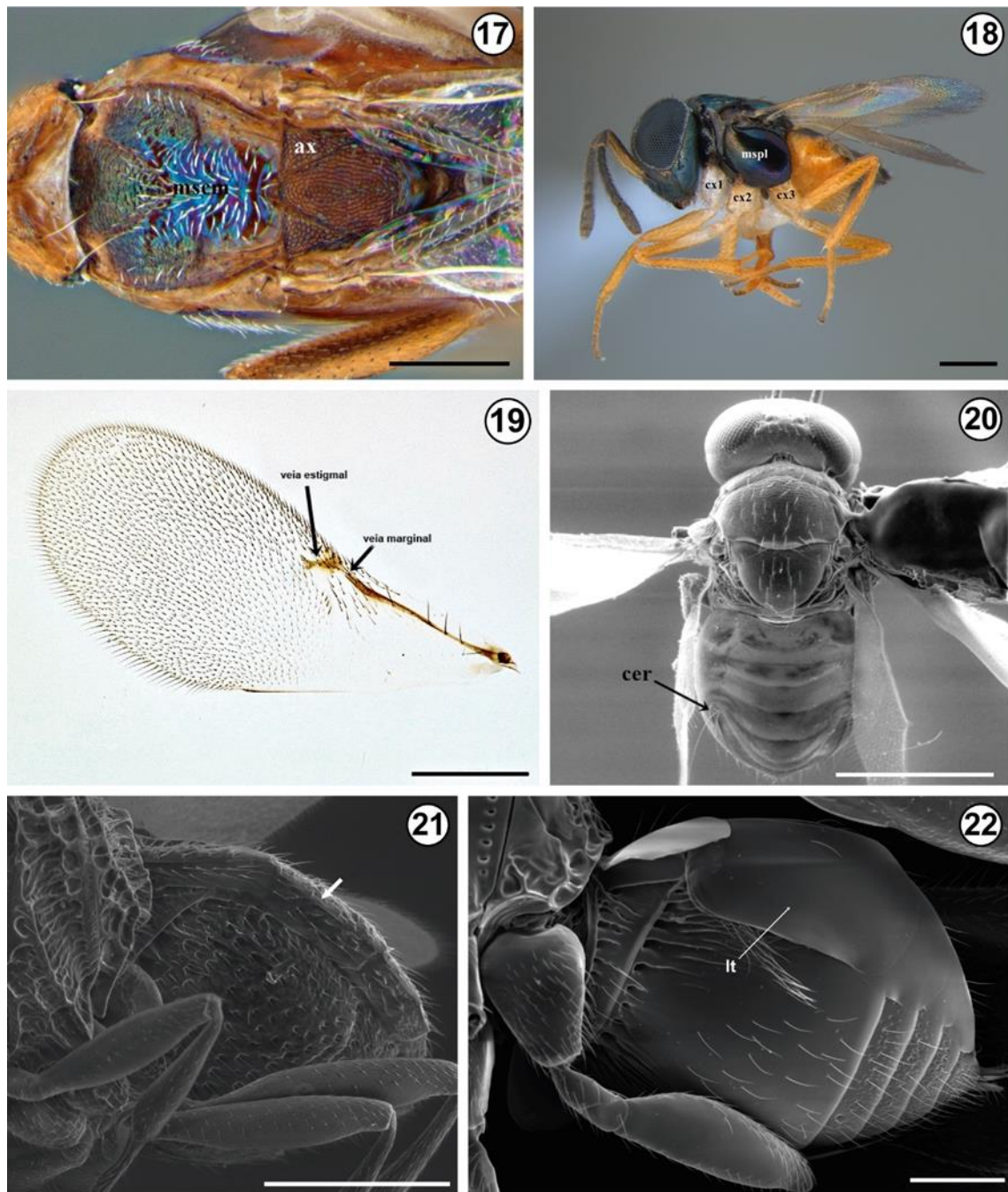
- metade da altura metanoto (Fig. 45); superfície do sulco orbital lisa (Fig. 46)
 ***Trissolcus urichi*** Crawford
- 10'** Fêmures amarelos (Fig. 47); laterotergito 1 com 2-3 setas (Fig. 48); sulco metanotal liso na metade dorsal, com linha de foveas ventrais (Fig. 49); superfície do sulco orbital, geralmente, levemente coriácea (Fig. 50)
 ***Trissolcus sp. n*** Wengrat & Costa
- 11 (8')** Porção anteroventral do mesepisterno com rúgulas fortes e conspícuas (Fig. 51) ***Trissolcus sp. aff. brochymenae***
- 11'** Porção anteroventral do mesepisterno liso ou apenas com microescultura coriácea ou reticulada, sem rúgulas fortes, com espaços lisos entre elas (Fig. 52) **12**
- 12** Porção anteroventral do mesepisterno liso ou com esculturação coriácea ou fracamente rugulosa, com espaços entre as rúgulas (Fig. 52); mesoscuto sem carena mediana ou com resquícios de carena, (Fig. 37)
 ***Trissolcus teretis*** Johnson
- 12'** Porção anteroventral do mesepisterno com rúgulas fracas, superfície do tegumento lisa entre as rúgulas; carena mediana do mesoscuto forte (Figs. 63, 64) ***Trissolcus scuticarinatus*** (Costa Lima)



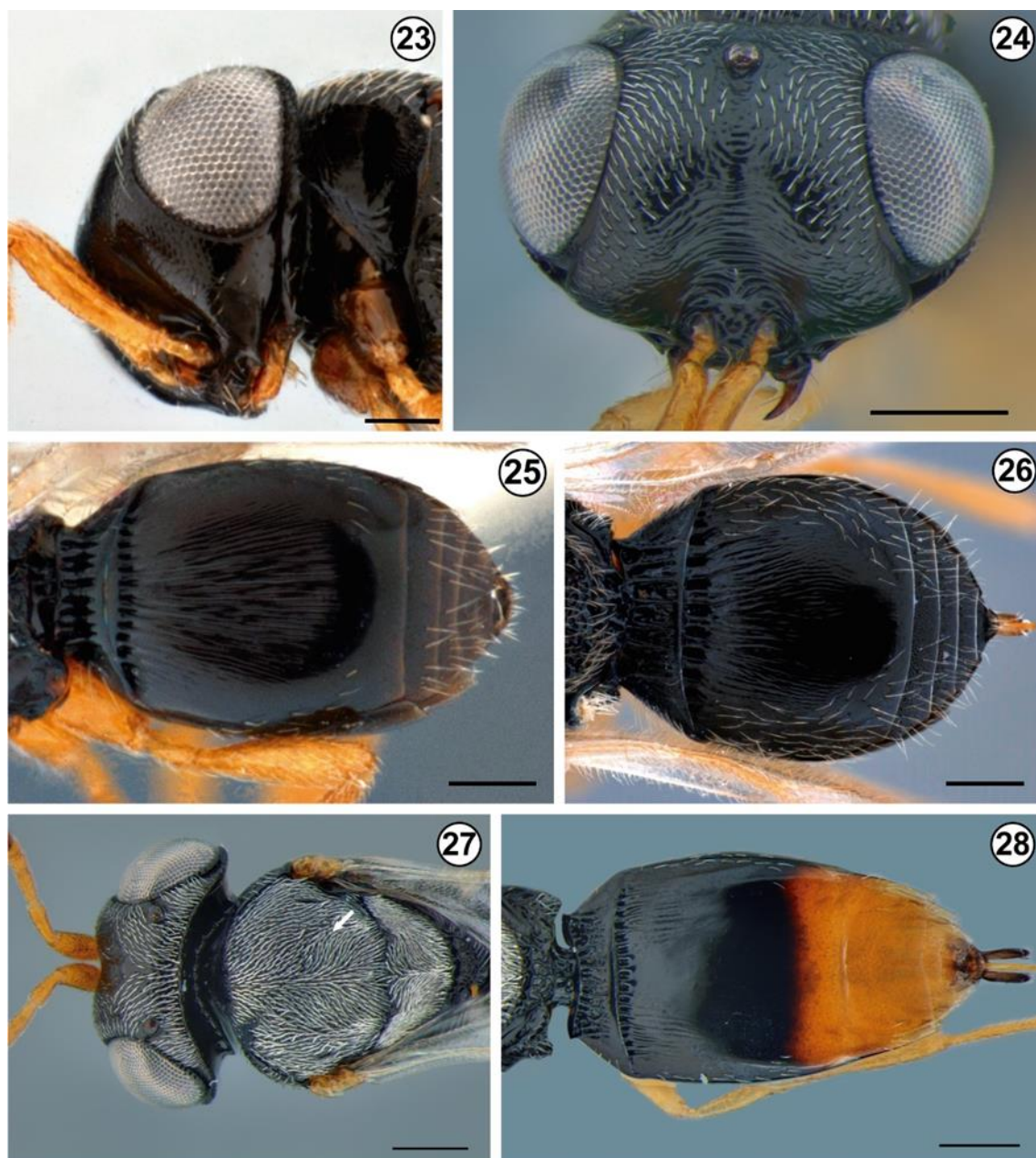
Figuras 5-10. 5. *Neorileya* (IB-CBE 005915), fêmea, mesossoma, vista lateral. 6. Antena da fêmea. 7-8. *Trissolcus pustulans*, fêmea, vista lateral (IB-CBE 003175). 7. Mesossoma, pronoto (*prnm*), tégula (*tga*), visão lateral. 8. Antena, clava (*clv*), lateral view. 9. *Neorileya* (IB-CBE 003612), fêmea, mesossoma; pronoto (*prnm*); visão dorsal. 10. *Neorileya* (IB-CBE 005915), fêmea, mesossoma; mesopleura; lateral visão.



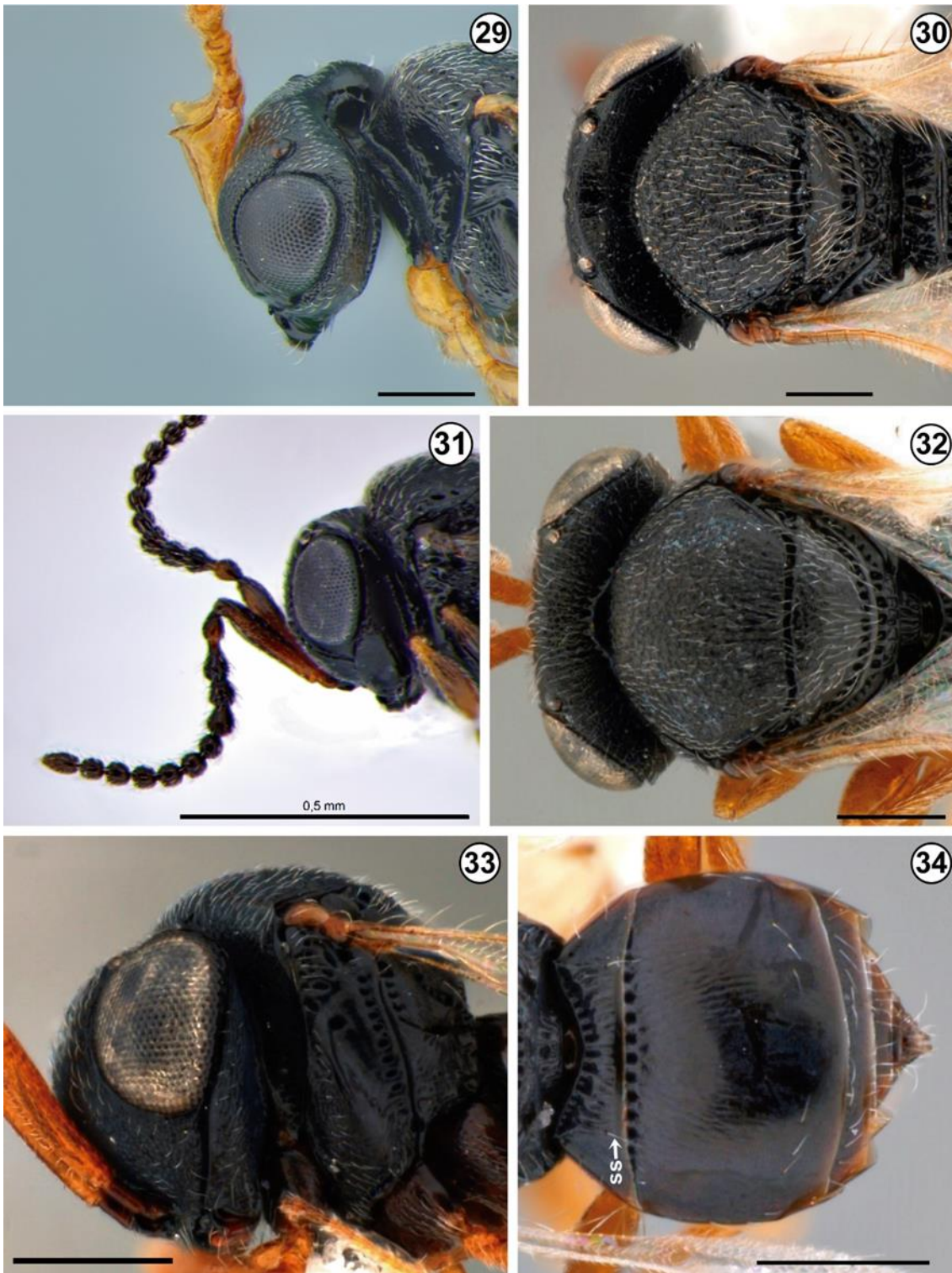
Figuras 11-16. 11. *Neorileya* (IB-CBE 003656), fêmea, mesotíbia. 12. *Anastatus* sp., fêmea, pronoto (prnm), axilla (ax), vista dorsal. 13. *Oencyrtus anasae* (IB-CBE-467-1), fêmea, mesossoma, pronoto (prnm), mesoescutelo (mscm), axila (ax), vista dorsal. 14. *Anastatus* sp., fêmea, mesossoma, mesopleura (mspl), visão lateral. 15. *Anastatus* sp., fêmea, procaxa (cx1), mesocoxa (cx2), metacoxa (cx3), vista lateral. 16. *Anastatus* sp., fêmea, asa anterior.



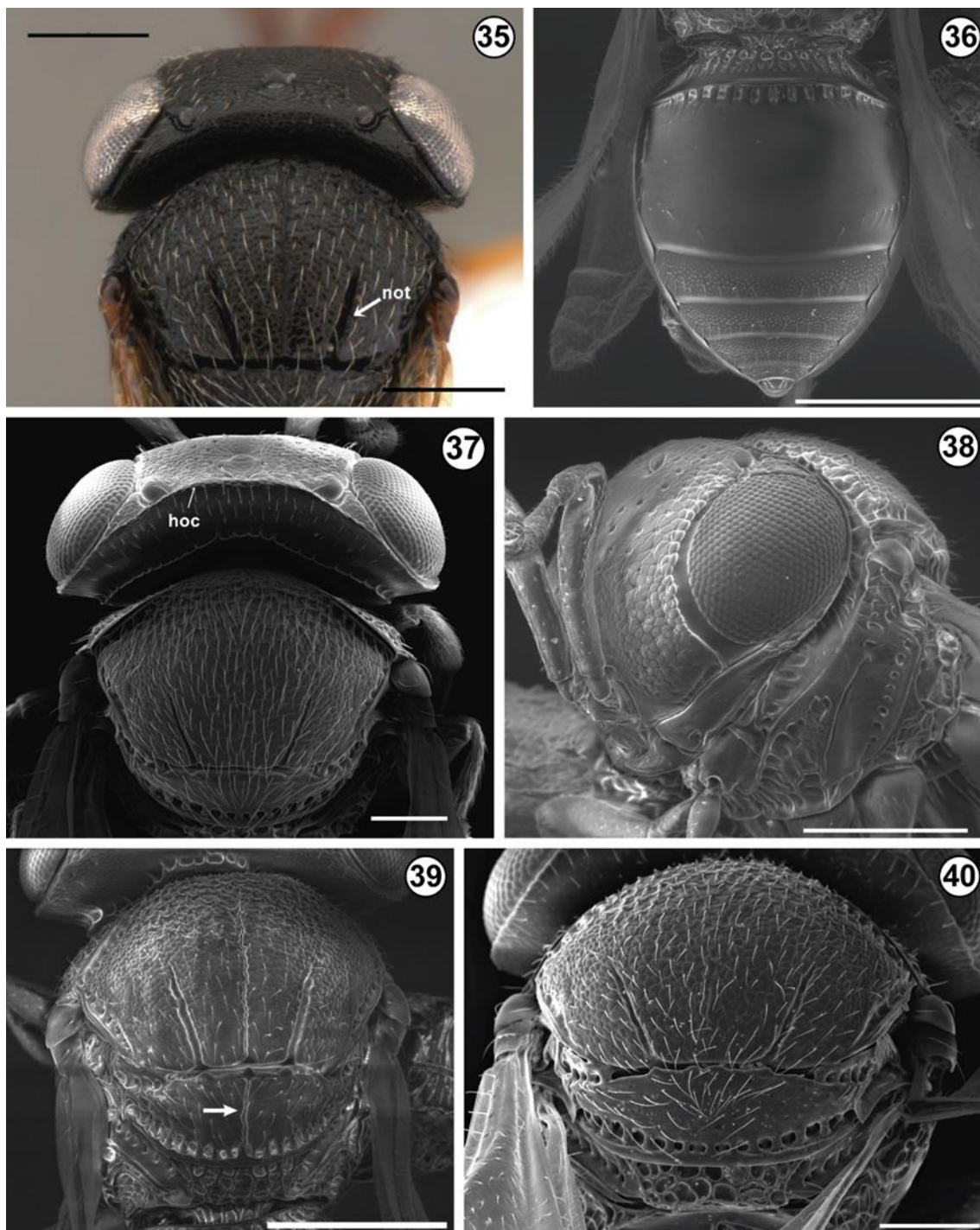
Figuras 17-22. 17. *Anastatus*, fêmea, mesossoma, axila (*ax*), vista dorsal. 18. *Ooencyrtus submetallicus*, fêmea, cabeça, mesossoma, metassoma, vista lateral. 19. *Ooencyrtus anasae* (IB-CBE-S-467-1), fêmea, asa anterior. 20. *Ooencyrtus* (IB-CBE-S-467-1), cabeça, mesossoma, metassoma, cercos (*cer*), vista dorsal. 21. *Gryon* sp., fêmea, metassoma, vista lateroventral. 22. *Trissolcus teretis* (IB-CBE-S-783), fêmea, metassoma, vista lateroventral.



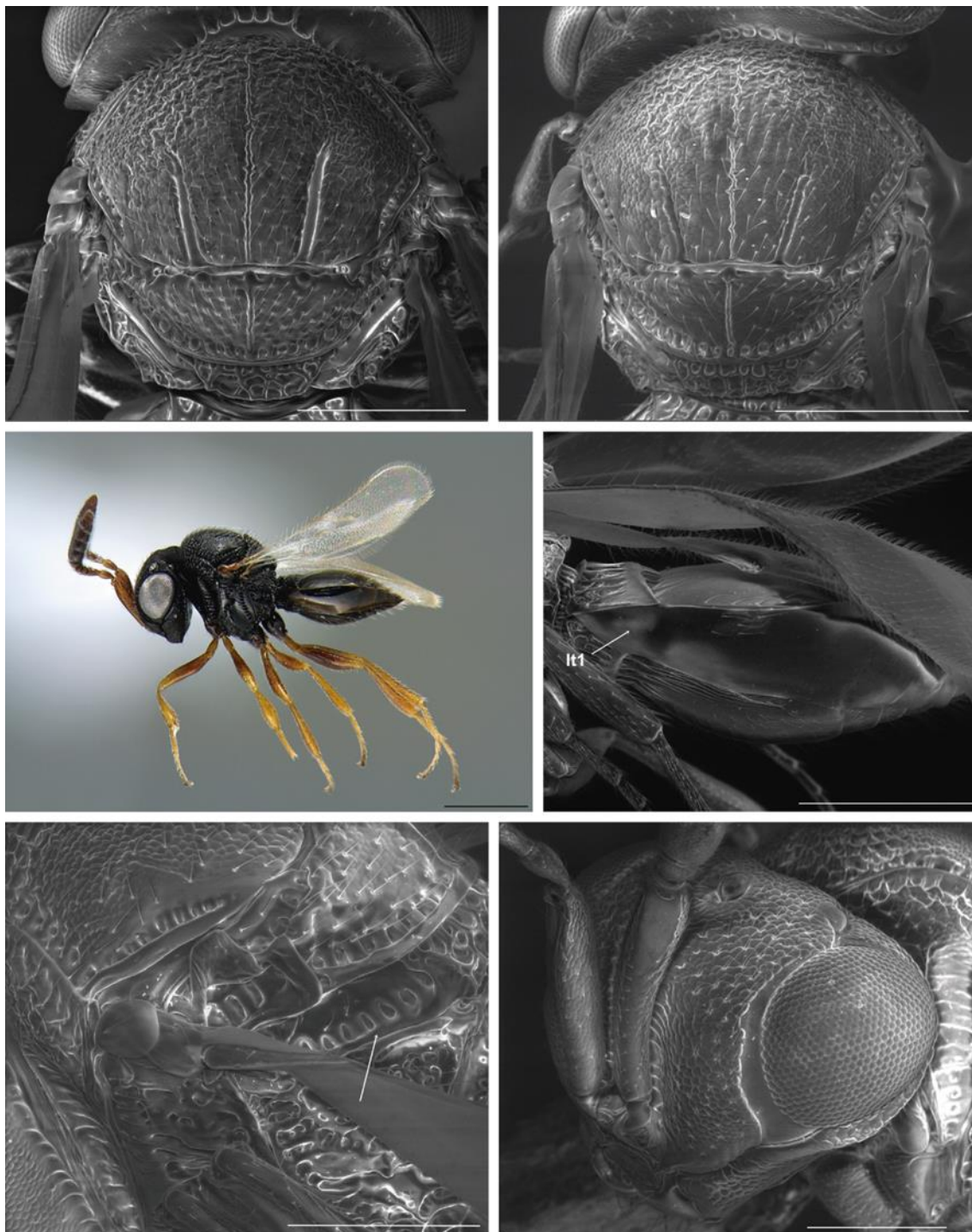
Figuras 23-28. 23. *Telenomus* sp. (OSUC 782214), fêmea, cabeça, vista anteroventral. 24. *P. semiflaviventris*, fêmea, cabeça, vista frontal. 25. *Telenomus* sp., (OSUC 782214), fêmea, gáster, vista dorsal. 26. *Trissolcus* sp. (OSUC 76535), fêmea, gáster, vista dorsal. 27. *P. semiflaviventris*, fêmea, cabeça, mesossoma, vista dorsal. 28. *P. semiflaviventris*, fêmea, metassoma, vista dorsal.



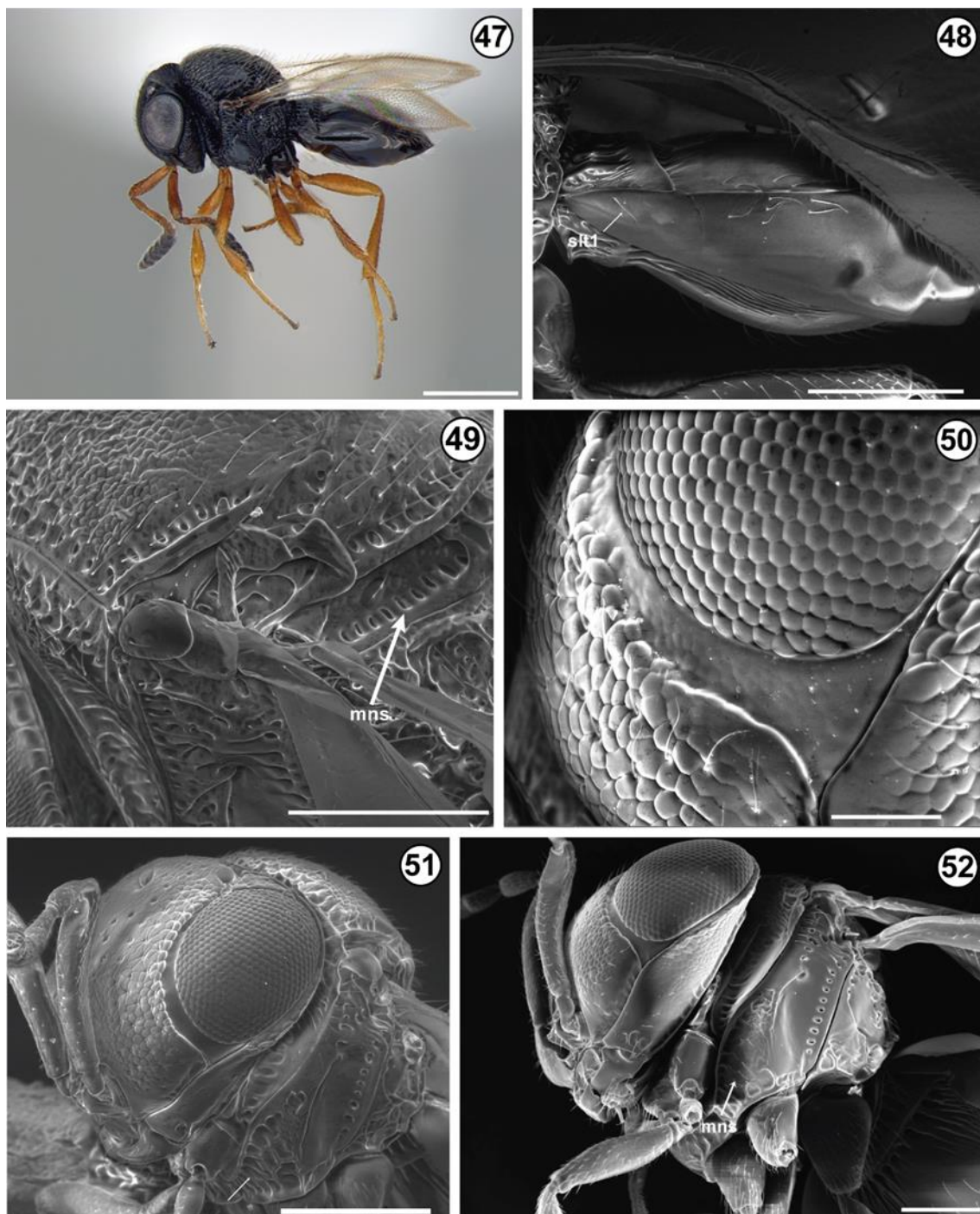
Figuras 29-34. 29. *Phanuropsis semiflaviventris*, macho, antena, vista lateral. 30. *Trissolcus* sp. (OSUC 0049216), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 31. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* (IB-CBE-S-783), macho, cabeça, vista lateral. 32. *Trissolcus basalis* (OSUC 0435107), fêmea, cabeça, mesossoma, vista dorsal. 33. *Trissolcus basalis* (OSUC 0435107), vista lateroventral. 34. *Trissolcus basalis* (OSUC 0435107), metassoma, vista dorsal.



Figuras 35-40. 35. *Trissolcus urichi* (OSUC 0049227), fêmea, cabeça, mesossoma, vista dorsal. 36. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 001816), fêmea, gâster, vista dorsal. 37. *Trissolcus teretis* (IB-CBE-S-783), fêmea, cabeça, carena hiperoccipital (*hoc*), vista dorsal. 38. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae*, fêmea, cabeça, mesossoma, vista anterolateral. 39. *Trissolcus urichi* (IB-CBE 003164), fêmea, mesossoma, carena mesoescutelar, vista dorsal. 40. *Tr. teretis* (OSUC 0049216), fêmea, cabeça, mesossoma, vista dorsal.



Figuras 41-46. 41. *Trissolcus pustulans* (IB-CBE 003176) fêmea, mesossoma, vista dorsal. 42. *Trissolcus urichi* (IB-CBE 003164), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 43. *Tr. urichi* (IB-CBE 003165), fêmea, hábito, vista lateral. 44. *Tr. urichi* (IB-CBE 003171), fêmea, gâster, laterotergito 1 (*lt1*), vista lateral. 45. *Tr. urichi* (IB-CBE 003167), mesossoma, metaescutelo, sulco metanotal (*mns*), vista lateral. 46. *Tr. urichi* (IB-CBE 003159), fêmea, cabeça, sulco orbital (*of*), vista anterolateral.



Figuras 47-52. 47. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003181), fêmea, hábito, vista lateral. 48. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003158), fêmea, gáster, setas do laterotergito 1, vista lateral. 49. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003178), mesossoma, metaescutelo, sulco metanotal (*mns*), vista anterolateral. 50. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003159). Fêmea, sulco orbital (*of*), vista anterolateral. 51. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* (IB-CBE-S-783) fêmea, cabeça, mesossoma, mesepisterno, vista anterolateral. 52. *Trissolcus teretis* (IB-CBE-S-599) fêmea, cabeça, mesossoma, mesepisterno, vista anteroventral.

5.3.2. Descrição de espécies

Trissolcus sp. n. Wengrat & Costa

(Figuras 53-61)

Diagnose. *Trissolcus* sp. n. é próxima a *Tr. urichi* e pode ser separada desta espécie pela coloração do fêmur, esculturação do sulco metanotal (mns) e setas no laterotergito 1 (*slt1*). Em *Trissolcus* sp. n. os fêmures são amarelo-acastanhados (Fig. 47), o sulco metanotal é liso na metade dorsal, com uma linha de fóveas ventralmente (Fig. 49), e laterotergito 1 com 2-3 setas (Fig. 48). Em *T. urichi* os fêmures são marrons, o sulco metanotal é foveado, com as fóveas ocupando mais da metade da altura sulco metanotal e laterotergito 1 com setas ausentes, raramente com 1 seta (Fig. 15). Além disso, a superfície do sulco orbital (*of*) pode ser levemente coriácea em alguns espécimes de *Trissolcus* sp. n. (Fig. 7), sendo lisa em *T. urichi* (Fig. 16).

Descrição. Fêmea. Comprimento do corpo: 1,14-1,70 mm, média = 1,63 mm, SD = 0.12, n = 22.

Coloração. Corpo: cabeça, mesossoma pretos e metassoma preto. Radícula (*r*): amarelo, marrom. Fêmea com A1–A6 amarelo acastanhado, escurecendo gradualmente até o ápice; A7–A11 marrom escuro. Coxa: preto. Pernas, exceto as coxas: amarelo acastanhado (Fig. 53).

Cabeça. FCI = 1.4; LCI = 1.9; IOS = 0.3 mm; OOL: POL: LOL = 1:12:5.8. Comprimento da radícula: menor que a largura do clípeo. Fórmula claval: 1-2-2-2-2 (Fig. 54). Estrias na face (*fs*): ausentes. Número de setas no clípeo (*cs*): 2. Microescultura na gena (*gen*) diretamente acima do côndilo mandibular: ausente. Forma ventral da gena em vista lateral: estreita. Carena genal (*gc*): ausente. Estrias malares (*mst*): ausentes. Esculturação do sulco malar (*ms*): anteriormente levemente coriácea, posteriormente coriácea. Sulco orbital (*of*): gradualmente alargado ventralmente, margem mesal não sinuosa. Esculturação do sulco orbital: liso, fracamente coriáceo (Fig. 55). Macroescultura da frente entre os escrobos antenais (*as*) e ocelo anterior (*aoc*): coriáceo. Fóvea pré-ocelar: presente. Setas na lateral da frente: esparsas. Pontuação da frente na porção lateral: esparsas. Esculturação ventral a fóvea pré-ocelar: coriáceo. Macroescultura da frente lateral: ausente. Microescultura da frente lateral: coriáceo (Fig. 56). OOL: separados por menos de um diâmetro do ocelo. Carena hiperoccipital (*hoc*):

completa (Fig. 57). Macroescultura posterior do vértice: ausente. Microescultura no vértice posterior ao longo da carena occipital: presente. Margem anterior da carena occipital: grosseiramente crenulado. Parte medial da carena occipital em vista dorsal: arredondada. Parte lateral da carena occipital em vista dorsal: reta.

Mesosoma. Epômia (*ep*): presente (Fig. 58). Macroescultura do pronoto lateral (*prnm*) anterior ao nétrio (*net*): estriado, estrias formadas pelo alongamento das células do sulco do nétrio (*nes*) (Fig. 58). Sulco do nétrio: incompleto. Sulco supraumeral pronotal (*pss*) na metade posterior do pronoto: fracamente diferenciado da escultura dorsal do pronoto. Número de fôveas do episterno (*eps*): 3-5 (Fig. 59). Direção ventral da fôvea do episterno: adjacente ao sulco pós-acetabular. Direção dorsal da fôvea do episterno: estendendo-se dorsalmente à fôvea mesopleural (*mpp*). Sulco subacroleural (*sasu*): presente. Espéculo (*spec*): estriado transversalmente. Fôvea mesopleural: estendendo-se ventralmente no sulco dorsoventral paralelo à carena mesopleural. Carena mesopleural (*mc*): presente apenas ventralmente. Escultura da depressão mesofemoral: lisa. Conjunto de estrias na extremidade pósterio-ventral da depressão mesofemoral: ausente. Conjunto de setas na extremidade pósterio-ventral da depressão mesofemoral: ausente. Microescultura do anteroventral da mesopleura (*mspl*): presente anteriormente, coriácea (Fig. 59). Macroescultura anteroventral da mesopleura: rugulosa. Sulco pós-acetabular (*ats*): ruguloso, formado por crênulas abertas. Sulco epicoxal mesopleural (*mes*): ruguloso. Setas posteroventrais da metapleura (*mtpl*): ausentes. Escultura dorsal da área metapleural: ausente. Sulco metapleural pósterio-dorsal (*pdms*): presente. Sulco paracoxal (*pcxs*) na metade ventral da metapleura: indistinguível das rugosidades da metapleura. Extensão anteroventral da metapleura (*aem*): estendendo-se até a base da mesocoxa. Sulco epicoxal da metapleura (*meps*): presente com rugas fortes. Carena mesoscutal mediana (*mmc*): presente. Macroescultura do mesoscuto (*mscm*): rugoso anteriormente. Padrão de microescultura do mesoscuto: uniforme. Sulco supraumeral do mesoscuto (*shms*): composto por células. Comprimento do sulco supraumeral do mesoscuto: cerca de metade do comprimento da borda anterolateral do mesoscuto. *Parapsidal signum* (*ps*): presente. Notáulice (*not*): estendendo-se por pelo menos 1/3 do comprimento do mesoscuto. Protuberância mediana na margem anterior do mesoescutelo (*msct*): presente. Forma da margem dorsal do lobo anterior da crescente axilar (*axcr*): arredondada. Escultura do lobo anterior da crescente axilar: dorsoventralmente estriada. Área delimitada pelo crescente axilar: lisa com células (Fig. 60). Macroescultura do mesoescutelo (*scu*): ausente.

Microescultura do mesoescutelo: inteiramente coriáceo. Carena mesoescutelar mediana (*mscuc*): presente (Fig. 61). Setas do sulco escutelar posterior (*psu*): presente. Escultura do metaescutelo (*msct*): grosseiramente rugoso. Sulco metanotal (*mns*): liso na metade dorsal, com linha de fôveas ventralmente. Metaposnoto (*mtpm*): invaginado próximo à borda lateral do metaescutelo e separando o metanoto (*mtnm*) do propódeo (*ppm*). Comprimento da veia pós-marginal: cerca de 1,6 x maior que a veia estigmal. Área anteroventral dos fêmures posteriores: não coberta por setas. Porção anteromedial da depressão metassomal: lisa, rugulosa.

Metassoma. Largura do metassoma: aproximadamente igual à largura do mesossoma. Estrias longitudinais em T1 posterior às cóstulas basais: presentes. Número de setas sublaterais no T1: 0. Setas do laterotergito 1 (*slt1*): presentes (Fig. 48). Estrias longitudinais no T2: fracamente presentes anteriormente. Setas do T2: presentes em uma linha transversal posteriormente. Setas do laterotergito 2: presentes. Setas do S2: presentes em toda a área não coberta pelos laterotergitos.

Variação: Espéculo: liso na metade ventral. Número de setas no laterotergito 1: 2-3.

Macho. Comprimento do corpo: 1,06-1,54 mm, média = 1,50 mm, SD = 0,25, n = 5. Cor da antena: escapo amarelo, flagelo amarelo, marrom.

Etimologia. Esta espécie foi nomeada em homenagem ao Dr. Norman F. Johnson, Professor nos Departamentos de Evolução, Ecologia e Biologia de Organismos e Entomologia da Ohio State University e Diretor do C.A. Triplehorn Insect Collection (Columbus, Ohio, EUA), por suas contribuições inestimáveis para o desenvolvimento da taxonomia de Platygastroidea.

Distribuição: Brasil (Paraná, Mato Grosso do Sul).

Associações de hospedeiros: *Edessa meditabunda* (Fabricius), *Euschistus heros* (Fabricius), *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) ovos em *Glycine max* (L.) Merrill. (Fabaceae).

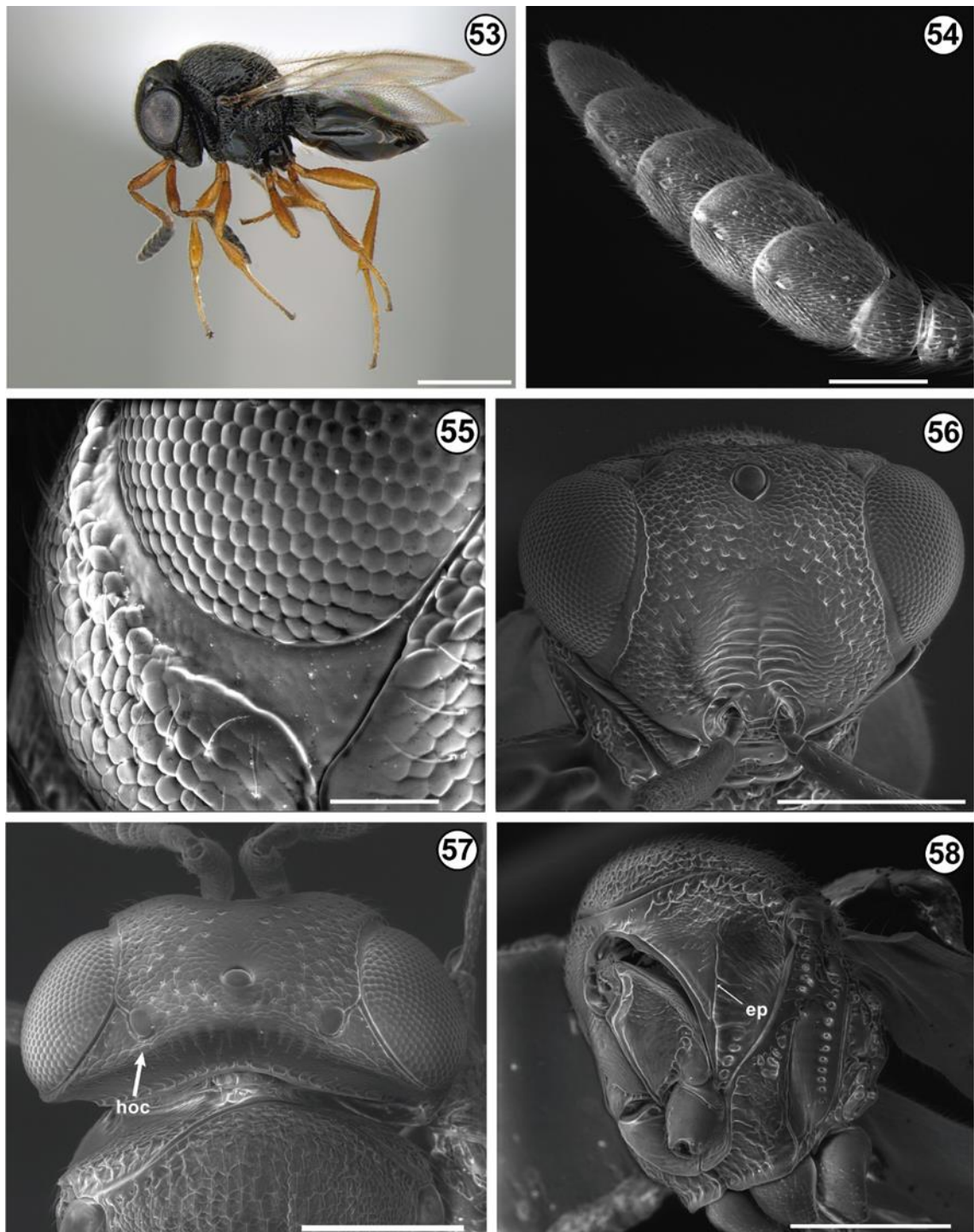
Material examinado. Holótipo, 1♀: **BRASIL. Mato Grosso do Sul:** Dourados, [22°11'57"S, 54°56'26"W], ex ovos de *Edessa meditabunda* em *Vernonia polysphaera*, E. C.

Faca, 09.ii.2016. Depositado em MZUSP (IB-CBE 003181, MZUSP 71032). Parátipos: total de 43♀ e 15♂; 36♀, 13♂ contém as mesmas informações da etiqueta do Holótipo (16♀, 3♂ depositados no MZUSP 71033 – 71048; 10♀, 5♂ no OSUC; 10♀ e 5♂ no USNM; 6♀ e 1♂ no IB-CBE). **Paraná:** Marechal Cândido Rondon, 24°34'37"S, 54°05'43"W, ex ovos de *Edessa meditabunda* em *Glycine max*, A.P.G.S. Wengrat, 25.i.2015 (2♀ IB-CBE001815-001817, 1♀ IB-CBE002942, 1♀ IB-CBE003158; 5♀ e 3♂ MZUSP 71051-71058). Idem, exceto ex ovos de *Euschistus heros* 09.i.2015 (2♂ IB-CBE 003160-003161); idem, exceto ex ovos de *Nezara viridula* em *Glycine max*, A.P.G.S. Wengrat, 06.i.2014 ((1♂ IB-CBE 003159).

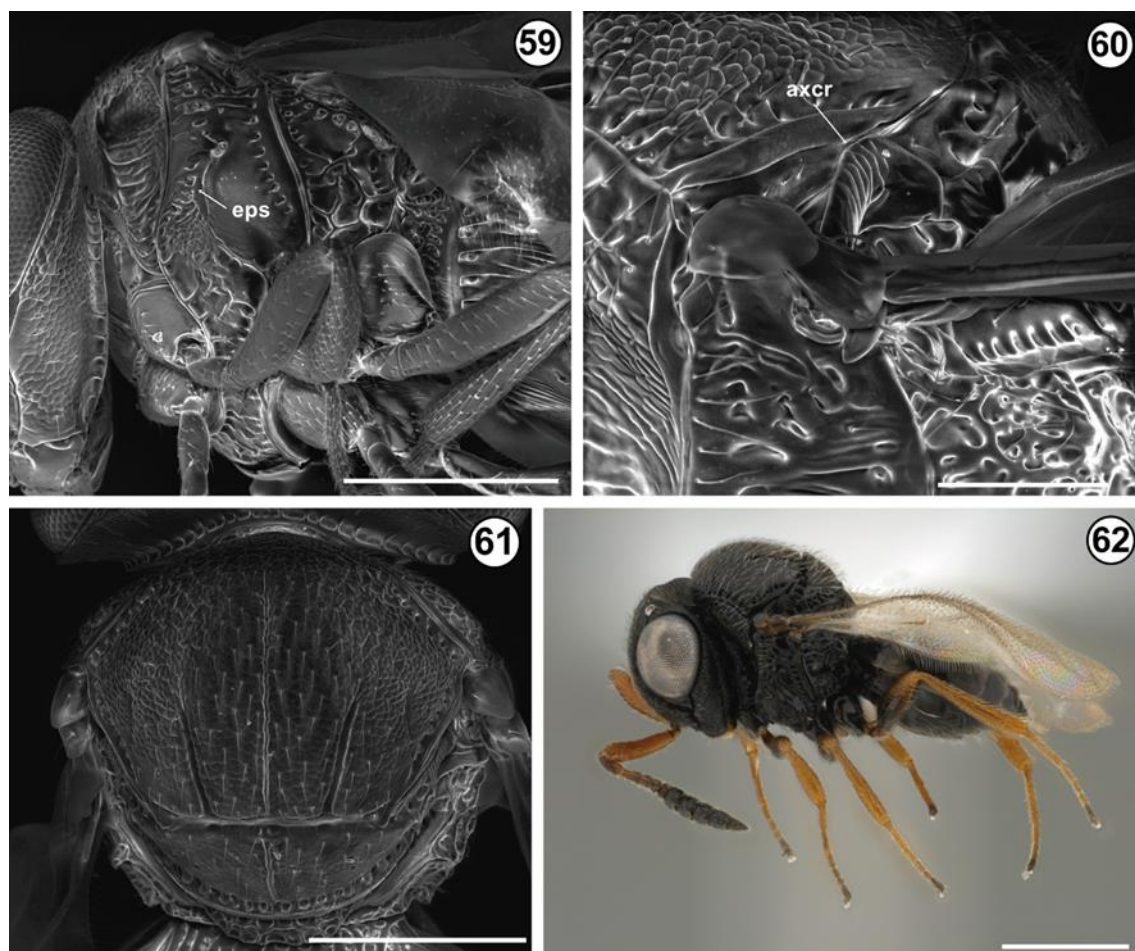
Comentários. Na chave para as espécies do Novo Mundo do grupo de espécies *flavipes* (Johnson 1987b), mais especificamente na opção 5 da chave de identificação, é possível observar que em *Trissolcus* sp. n. a carena mesoscutelar mediana está presente, o ápice de T2 é liso, as setas mesoescutelares são eretas, a fronte não é distintamente abaulada e a cabeça, em vista lateral, é lenticular. Ainda na opção 5, entraria para *Trissolcus urichi* Crawford, pois as bases das setas no mesoscuto e mesoescutelo não são fortemente pustuladas (Fig. 41), diferindo desta forma de *Trissolcus pustulans* Johnson (Fig. 62). Além disso, em *Tr. pustulans* os fêmures são marrom-escuros e uma seta sublateral pode estar presente no tergito 1, enquanto em *Trissolcus* sp. n. os fêmures são marrom-amarelados e a seta sublateral está sempre ausente no tergito 1. *Trissolcus* sp. n. morfologicamente é mais próximo de *Tr. urichi*, contudo, ambas espécies podem ser separadas pelos caracteres fornecidos no tópico diagnóstico.

Trissolcus sp. n. pertence ao grupo de espécies *flavipes*, por ter a metapleura sem setas, carena hiperoccipital presente, sulco orbital fortemente alargado ventralmente, próximo ao sulco malar (Johnson 1984a, 1985) e clipeo com quatro ou menos setas (Talamas et al. 2015).

Espécimes aqui descritos como *Trissolcus* sp. n. foram erroneamente identificados como *Tr. urichi* na dissertação de Faca (2017), que estudou a reprodução deste parasitoides em ovos de *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) e *Chinavia pengue* (Hemiptera, Pentatomidae) em condições de laboratório. No artigo Faca et al. (2021), os indivíduos dessa dissertação estão denominados como *Trissolcus* sp. aff. *urichi*.



Figuras 53-58. 53. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003181), fêmea, hábito, vista lateral. 54. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 002912), fêmea, clava (*cv*), sensilos, vista ventral. 55. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 002912), fêmea, sulco orbital (*of*), vista anterolateral. 56. *Trissolcus* sp. n. IB-CBE 003181), fêmea, cabeça, vista frontal. 57. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 1817), fêmea, cabeça, carena hiperoccipital (*hoc*), vista dorsal. 58. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 002942), fêmea, mesossoma, epômia (*ep*), vista anteroventral.



Figuras 59-62. 59. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 001816), fêmea, mesosoma, fôvea episternal (*eps*), vista ventrolateral. 60. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 003178), fêmea, mesosoma, crescente axilar (*axcr*). 61. *Trissolcus* sp. n. (IB-CBE 002916), fêmea, mesosoma, vista dorsal. *Trissolcus pustulans* (OSUC 835737), fêmea, vista lateral.

5.3.3. Redescrição

Trissolcus scuticarinatus Costa Lima, 1937

(Figuras 63-67)

Microphanurus scuticarinatus Costa Lima, 1937: 49 (Descrição original).

Trissolcus scuticarinatus: Johnson 1992: 637 (catálogo)

Diagnose. *Trissolcus scuticarinatus* é morfologicamente próximo de *T. teretis* e pode ser separado desta espécie por possuir sulco pré-ocelar liso, com um sulco raso estendendo-se para baixo até a meia distância da depressão frontal, a qual é delimitada dorsalmente por carena; gena mais protuberante, possui carena forte no mesoscuto, carena mesopleural forte e completa e laterotergito 1 com setas, enquanto que *T. teretis* a carena no mesoscuto é ausente ou vestigial, carena mesopleural não é completa e setas o laterotergito 1 é ausente. Difere de *T. brochymenae* pelo mesepisterno ser menos ruguloso e pela presença de seta no laterotergito 1.

Descrição. Fêmea. Comprimento do corpo: 1,44-1,52 mm, média = 1,46 mm, SD = 0,12, n = 3.

Coloração. Corpo: cabeça e mesossoma pretos, metassoma preto. Radícula (*r*): amarela; A1 amarelo acastanhado, escurecendo gradualmente até o ápice; A2 amarelo acastanhado; A3 amarelo acastanhado, castanho escuro no ápice. A4–A11 marrom escuro. Coxas pretas. Fêmures marrons. Exceto coxas e fêmures, restante da perna amarelo acastanhado (Fig. 67).

Cabeça. FCI = 1,4; LCI = 1,9; IOS = 0,3 mm; OOL: POL: LOL = 1:12:5,8. Comprimento da radícula: menor que a largura do clipeo. Fórmula claval: incerta. Estrias na face (*fs*): ausente. Número de setas do clipeo (*cs*): 2. Microescultura na gena (*gen*) diretamente acima do côndilo mandibular: ausente. Forma ventral da gena em vista lateral: estreita. Carena genal (*gc*): ausente. Estrias malares (*mst*): ausentes. Esculturação do sulco malar (*ms*): anteriormente ligeiramente reticulado e estriado, posteriormente liso. Sulco orbital (*of*): gradualmente alargado ventralmente, margem mesal não sinuosa. Esculturação do sulco orbital: liso. Macroescultura da frente entre os escrobos antenais (*as*) e ocelo anterior (*aoc*): coriáceo. Fóvea pré-ocelar: incerto, com um sulco raso estendendo-se para baixo até a meia distância da depressão frontal. Setas na lateral da frente: esparsas, com setas curtas Pontuação da frente lateral: esparsa. Esculturação ventral à fóvea pré-ocelar: liso a microesculpido. Macroescultura

da fronte lateral: ausente. Microescultura da fronte lateral: coriáceo. OOL: separados por menos de um diâmetro do ocelo. Carena hiperoccipital (*hoc*): completa. Macroescultura posterior do vértice: ausente. Microescultura no vértice posterior ao longo da carena occipital: presente. Margem anterior da carena occipital: grosseiramente crenulado. Parte medial da carena occipital em vista dorsal: arredondada. Parte lateral da carena occipital em vista dorsal: incerta.

Mesosoma. Epômia (*ep*): presente, estreita. Macroescultura do pronoto lateral (*prnm*) anterior ao nétrio (*net*): liso a levemente rugoso. Sulco do nétrio: incompleto. Sulco supraumeral pronotal (*pss*) na metade posterior do pronoto: claramente indicado por células rasas. Número de fôveas do episterno (*eps*): 2-4. Direção ventral da fôvea do episterno: adjacente ao sulco pós-acetabular. Direção dorsal da fôvea do episterno: estendendo-se dorsalmente a fôvea mesopleural (*mpp*). Sulco subacropleural (*sasu*): presente. Espéculo (*spec*): estriado transversalmente, liso entre as estrias. Fôvea mesopleural: estendendo-se ventralmente no sulco dorsoventral paralelo à carena mesopleural. Carena mesopleural (*mc*): forte, completa. Escultura da depressão mesofemoral: lisa. Conjunto de estrias na extremidade posteroventral da depressão mesofemoral: ausente; anteriormente liso. Conjunto de setas na extremidade posteroventral da depressão mesofemoral: ausente. Microescultura anteroventral da mesopleura (*mspl*): presente dorsalmente, coriáceo. Macroescultura anteroventral da mesopleura: grosseiramente ruguloso, liso entre as estrias. Sulco pós-acetabular (*ats*): formado por grandes células; crênulas abertas. Sulco epicoxal mesopleural (*mes*): formado por grandes células; crênulas abertas. Setas posteroventrais da metapleura (*mtpl*): ausente. Escultura dorsal da área metapleural: liso no canto anterodorsal, grosseiramente rugoso posteriormente. Sulco metapleural posterodorsal (*pdms*): fracamente definido. Sulco paracoxal (*pcxs*) na metade ventral da metapleura: indistinguível da escultura. Extensão anteroventral da metapleura (*aem*): estendendo-se até a base da mesocoxa. Sulco epicoxal da metapleura (*meps*): presente com rugas grosseiras. Carena mesoscutal mediana (*mmc*): presente, forte. Macroescultura do mesoscuto (*mscm*): rugoso anteriormente. Padrão de microescultura do mesoscuto: uniforme. Sulco supraumeral do mesoscuto: presente como um sulco simples. Sulco supraumeral do mesoscuto (*shms*): composto por células. Comprimento do sulco supraumeral do mesoscuto: cerca de metade do comprimento da borda anterolateral do mesoscuto. *Parapsidal signum* (*ps*): presente. Notáulice (*not*): estendendo-se pelo menos 1/3 do comprimento do mesoscuto. Protuberância mediana na margem anterior do mesoescutelo (*msct*): presente, fraca. Protuberância mediana na margem anterior do mesoescutelo (*msct*): presente, muito forte. Forma da margem dorsal do lobo anterior da crescente axilar (*axcr*): plano, aparecendo fundido com a margem lateral do mesoscuto. Escultura do lobo anterior da crescente axilar:

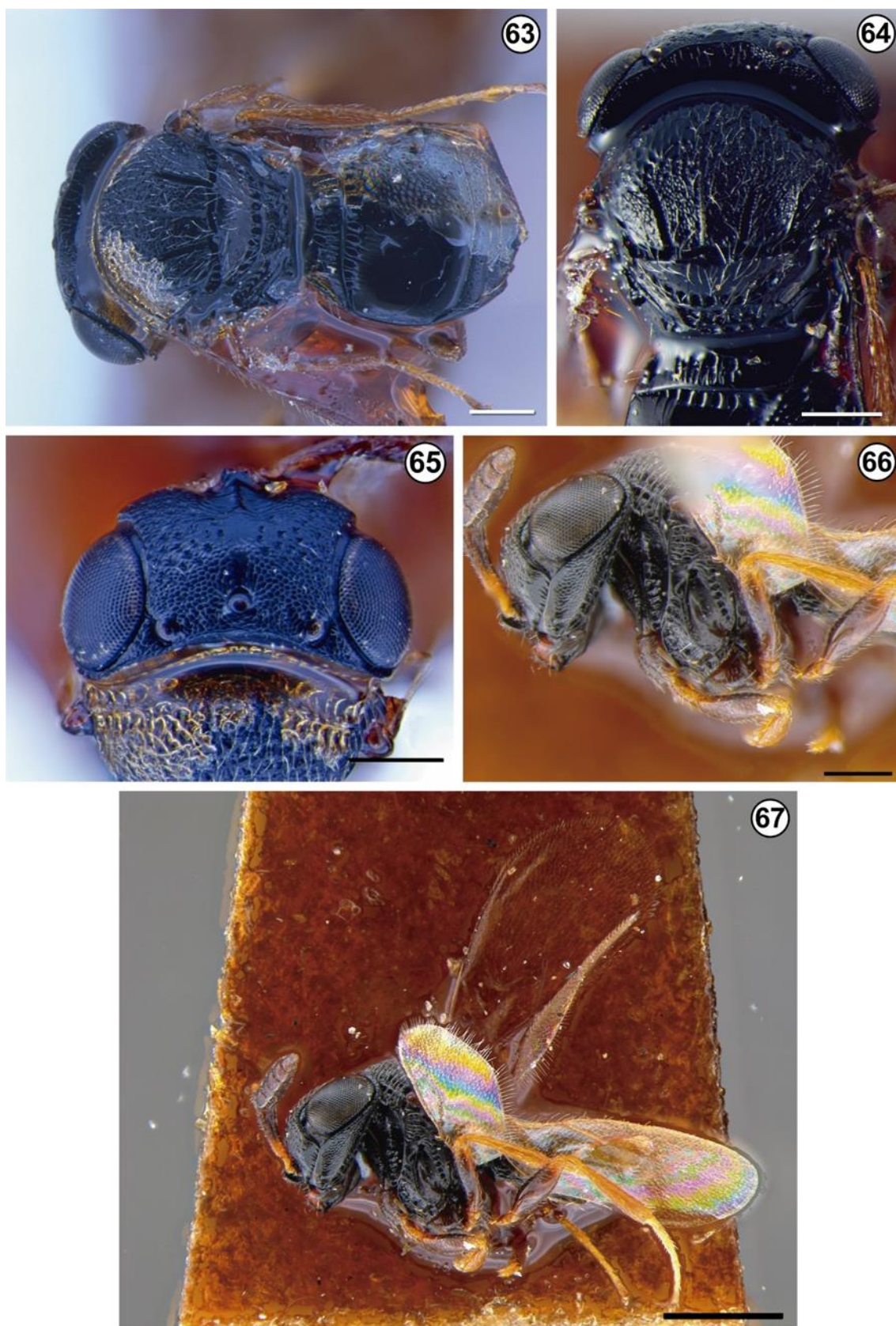
dorsoventralmente estrigosa. Área delimitada pelo crescente axilar: lisa com células. Macroescultura do mesoescutelo (*scu*): ausente. Microescultura no mesoescutelo: liso a fracamente coriáceo. Carena mesoescutelar mediana (*mscuc*): ausente. Setas do sulco escutelar posterior (*psu*): presente. Escultura do metaescutelo (*msct*): grosseiramente rugoso. Sulco metanotal (*mns*): liso na metade dorsal, com linha de fóveas ventralmente. Metaposnoto (*mtpm*): invaginado próximo à borda lateral do metaescutelo, separando o metanoto (*mtnm*) do propódeo (*ppm*). Comprimento da veia pós-marginal: incerto. Área anteroventral dos fêmures posteriores: não coberto por setas. Porção anteromediana da depressão metassomal: foveolada perto do forâmen, lisa em outros lugares.

Metassoma. Largura do metassoma: aproximadamente igual à largura do mesossoma. Estrias longitudinais em T1 posterior às cóstulas basais: presentes. Número de setas sublaterais no T1 (de um lado): 0. Estrias longitudinais no T2: fracamente presentes anteriormente. Setas do T2: presentes posteriormente em uma linha transversal e ao longo da margem lateral. Setas do S2: poucas e esparsas; presentes em toda área não coberta por laterotergitos. Setas do laterotergito 1: presentes. Setas do laterotergito 2: presentes.

Distribuição: Brasil (Minas Gerais).

Associações de hospedeiros: ovos de *Piezodorus guildinii* (Hemiptera: Pentatomidae).

Material examinado: Lectótipo, 1♀: **BRASIL. Minas Gerais:** Belo Horizonte, [22°11'57"S, 54°56'26"W], ex ovos de *Piezodorus guildinii*, O. Monte, 1935. Depositado em CEIOC 2846. Paralectótipos: 6♀ e 1♂ contém as mesmas informações da etiqueta do Holótipo (6♀, 1♂ depositados na CEIOC).



FIGURAS 63-67: *Trissolcus scuticarinatus*, fêmea. **63.** Hábito, vista dorsal. **64.** Cabeça, mesossoma, vista dorsal. **65.** Cabeça, vista dorsal. **66.** Cabeça, mesossoma, vista lateral. **67.** Hábito, vista lateral.

5.3.4. Diagnoses

CHALCIDOIDEA

Eurytomidae

Neorileya Ashmead, 1904

Diagnose. Antena com dois anéis transversais e seis segmentos funiculares. Face inferior da cabeça com carena mediana. Gaster bastante largo e truncado posteriormente, composto principalmente pelo terceiro e quarto tergitos, com primeiro e segundo mediotergitos bastante reduzidos (DiGiulio 1997).

Eupelmidae

Anastatus Motschulsky, 1860

Diagnose. Mesocoxa muito mais próxima da metacoxa do que da procoxa. Asa anterior com veia marginal mais longa que a veia estigmal; metassoma com cercos no ápice. Axilas tão longas ou mais longas que largas. Metassoma geralmente parcialmente branco basalmente, pelo menos ventralmente (Gibson 1995).

Encyrtidae

Ooencyrtus Ashmead, 1900

Diagnose. Pro-, meso- e metacoxas aproximadamente equidistantes. Asa anterior com veia marginal mais curta que a veia estigmal. Metassoma com cercos na porção medial. Axila transversa (mais largo do que longo) (Encyrtidae). Metapleura expandida posteriormente, tocando ou quase tocando o gáster, em vista lateral (Noyes 1985).

PLATYGASTROIDEA

Scelionidae

Gryon Haliday, 1833

Diagnose. Metassoma com laterotergitos (*lt*) estreitos e fundindo-se com os esternitos, formando um sulco submarginal; T2 não mais longo que os demais tergitos metassomais; antena da fêmea com 12 antenômeros (A1-A12) (Scelioninae)

***Phanuropsis* Girault, 1916**

Diagnose. Mesoescutelo da fêmea coberto por densas setas prateadas; metassoma com os segmentos T3-T7 amarelos, contrastando com o corpo preto; antena do macho com A1 expandido ventralmente em uma lâmina forte.

Espécie: *Phanuropsis semiflaviventris*.

***Telenomus* Haliday, 1833**

Diagnose. Corpo delgado. Fronte predominantemente lisa e brilhante. Mesoscuto sem notáulices. Metassoma com T2 mais longo que largo.

***Trissolcus* Ashmead, 1893**

Diagnose. Corpo robusto. Fronte reticulada entre os tórulos. T2 mais largo que longo. Mesoescutelo com setas esparsas. Corpo inteiramente preto ou marrom escuro. Antena do macho com A1 não expandida ventralmente.

Espécies em *Glycine max*: *Trissolcus* *basalis*, *Trissolcus* *brochymenae*, *Trissolcus* *teretis*, *Trissolcus* *urichi*. Novos registros: *Trissolcus* *pustulans* e *Trissolcus* *sp. n.*

***Trissolcus basalis* (Wollaston, 1858)**

Telenomus basalis Wollaston 1858: 25 (descrição original). ♀. Depósito: Natural History Museum, Londres, Inglaterra (BMNH).

Telenomus maderensis Wollaston 1858: 25 (descrição original). ♀, ♂. Depósito: Natural History Museum, Londres, Inglaterra (BMNH). [Sinonimizado por Nixon, 1935].

Telenomus megacephalus Ashmead, 1894: 203, 212. ♀. Depósito: Natural History Museum, Londres, Inglaterra (BMNH). [Sinonimizado por Nixon, 1935].

Telenomus piceipes Dodd 1920: 354. ♀, ♂. Depósito: Natural History Museum, Londres, Inglaterra (BMNH). [Sinonimizado por Nixon, 1935].

Trissolcus basalis; Masner, 1965a: 125 [nova combinação, informações do tipo].

Trissolcus maderensis; Masner, 1965a: 126 [nova combinação, informações do tipo].

Trissolcus piceipes; Masner, 1965a: 127 [nova combinação, informações do tipo].

Trissolcus basalis; Talamas et al., 2015: 61 [Designação de Lectótipo].

Diagnose. *Trissolcus basalis* pode ser distinguido por seu escapo amarelo (cor contrastante com a radícula escura). Antenas abruptamente bicolors. Notáulices ausentes, mesoescutelo coriáceo. Setas sublaterais (ss) em T1 presentes. Mediotergito com rúgulas distintas além das cóstulas basais.

Hospedeiros *Chinavia aseada* (= *Acrosternum aseadum*) (Rolston, 1983), *Chinavia* sp., *Diceraeus furcatus* (Fabricius, 1775), *D. melacanthus* (Dallas, 1851), *Euschistus heros* (Fabricius, 1798), *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758), *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837), *Thyanta perditor* (Fabricius, 1794), *Podisus connexivus* Bergroth, 1891, *Podisus* sp.

Plantas hospedeiras: *Glycine max* (L.) Merril. (Fabaceae), *Helianthus annuus* L. (Asteraceae), *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae), *Pisum sativum* L. (Fabaceae), *Zea mays* L. (Poaceae).

Distribuição: Distrito Federal (Brasília, Planaltina), Goiás, Mato Grosso do Sul (São Gabriel do Oeste), Minas Gerais, Paraná (Lapa, Londrina), Rio Grande do Sul (Guaíba, Três Passos), São Paulo (Campinas).

Fontes: Corrêa-Ferreira 1980, 1986, 1993; Loiácono, 1980; Johnson 1985; Moreira & Becker 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995, 1996; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljanabi et al. 1998; Pacheco 1998; Godoy et al. 2005; Santos 2008; Margaría et al. 2009; Laumann et al. 2010; Vieira 2010.

Trissolcus* sp. aff. *brochymenae

Diagnose. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* é semelhante à *Tr. teretis*, contudo pode ser distinguido pela porção anteroventral do mesepisterno fortemente rugulosa e carena da mesoscuto presente (Fig. 68). Esta espécie mostra uma grande variabilidade, principalmente em relação ao grau de rugosidade do mesepisterno, e a carena do mesoscuto pode ser forte ou fraca, porém mais evidente quando comparada a *Tr. teretis* (Fig. 68). Presumivelmente essas variações estão associadas à distribuição geográfica e gama de hospedeiros (Talamas et al. 2015)

Hospedeiros: *Euschistus heros* (ovos sentinelas), *Brontocoris tabidus*.

Plantas hospedeiras: *Glycine max*, clone *Eucalyptus urophylla* x *grandis*

Distribuição: Distrito Federal (Brasília); Minas Gerais (Carbonita, Itamarandiba)

Comentários. No presente trabalho, determinamos *Tr. brochymenae* como *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae*, porque evidências moleculares realizadas através de análises do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade 1 (COI), mostraram uma alta divergência genética (16%) entre os *Tr. brochymenae* da região Neártica com os *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* brasileiros. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* coletados no Brasil apresentam grande variabilidade na carena mediana do mesoscuto e no grau de rugosidade da porção anteroventral do mesepisterno, anterior à carena mesopleural (Fig. 51). As análises também mostraram que alguns exemplares anteriormente determinados como *Tr. brochymenae* são na verdade *Tr. teretis*. Esse impedimento taxonômico aconteceu devido à grande similaridade dos indivíduos e pela dificuldade de delimitar as variações fenotípicas intra e interespecíficas dos caracteres. Separar grupos de espécies crípticas apenas com a morfologia é um desafio e um trabalho exaustivo, sendo necessário abordagens amplas para auxiliar no limite entre as espécies.

Para melhor definição desse complexo de espécies, o número de amostras de *Trissolcus* aff. *brochymenae* analisadas devem ser aumentadas, abrangendo toda a gama de variação morfológica, com o intuito de verificar a variabilidade intraespecífica, a fim de definir

o limite de variações, principalmente dos caracteres diagnósticos. Sendo, também o exame detalho do material tipo de *Tr. brochymenae*. Estudos de espécies crípticas dentro de *Trissolcus* foram apresentados por Matsuo et al. (2014) e Tortorici et al. (2019), mostrando que as variações de uma espécie eram na verdade, um conjunto de espécies. Esses estudos abordaram o uso de morfologia e análises moleculares para melhor definir o limite entre as espécies.

Segue os registros de hospedeiros, plantas hospedeiras e distribuição de *Tr. brochymenae* presentes na literatura:

Hospedeiros: *Chinavia impicticornis* (Stål, 1972), *Chinavia aseada*, *Chinavia* sp., *Brontocoris tabidus* (Signoret, 1852), *Diceraeus melacanthus*, *Euschistus heros*, *Edessa meditabunda*, *Nezara viridula*, *Piezodorus guildinii*, *Podisus connexivus*, *Podisus nigrispinus*, *Podisus nigrolimbatus* Spinola, 1852, *Podisus* sp., *Thyanta perditor*.

Plantas hospedeiras: *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. (Myrtaceae), *Eucalyptus* sp., *Glycine max*, *Indigofera hirsuta* L. (Fabaceae), *Gossypium hirsutum* (L.) (Malvaceae), *Helianthus annuus* L. (Asteraceae), *Pisum sativum*, *Triticum sativum* L. (Poaceae), *Zea mays*.

Distribuição: Bahia (Barreiras), Distrito Federal (Brasília), Mato Grosso (Deciolândia), Minas Gerais (Belo Horizonte, Bom Despacho, Conquista, Montes Claros, Paraopeba, Uberaba, Viçosa), Paraná (Londrina), Rio Grande do Sul (Guaíba, Três Passos), São Paulo (Guaíra, Jaboticabal).

Fontes: Johnson 1987; Corrêa-Ferreira 1991, 1993; Barcelos et al. 1994; Cividanes et al. 1995, 1998; Corrêa-Ferreira & Moscardi, 1995; Cividanes & Figueiredo 1996; Torres et al. 1996, 2002; Aljanabi et al. 1998; Medeiros et al. 1998; Venzon et al. 1999; Maruyama et al. 2001, 2002; Pacheco 2008; Santos 2008; Laumann et al. 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Talamas et al. 2015; Triplehorn Insect Collection, Ohio State University, Columbus, OH (OSUC 373344; OSUC 373345; OSUC 398724; OSUC 495261- 495286; OSUC 495288-OSUC 495305; OSUC 495206-OSUC 495259).

***Trissolcus pustulans* Johnson, 1987**

Trissolcus pustulans Johnson 1987: 286, 292-293 (descrição original, diagnose, associação com hospedeiro, chave de identificação).

Diagnose. *Trissolcus pustulans* pode ser separado de *Tr. urichi* e *Trissolcus* sp. n. pela base das setas fortemente elevadas tanto no mesoescutelo quanto no mesoscuto. A porção posterior do mesoscuto em *Tr. urichi* e *Trissolcus* sp. n. geralmente possui as microesculturas muito rasas e as bases das setas não são elevadas.

Hospedeiros: *Edessa meditabunda*, *Podisus sculptus* Distant, 1889. Novo registro: *Pellaea stictica* (Dallas, 1851), *Nezara viridula* (1 macho).

Plantas hospedeiras: *Eucalyptus urophylla*. Novo registro: *Glycine max*.

Distribuição: Pará (Almerim), Rio de Janeiro (Mangaratiba). Novo registro: Paraná (Marechal Cândido Rondon).

Fontes: Johnson 1987; Zanuncio et al. 2000.

***Trissolcus teretis* Johnson, 1987**

Trissolcus teretis Johnson 1987: 289, 301 (descrição original, diagnose, associação com hospedeiro, chave de identificação).

Diagnose. Assim como *Tr. brochymenae*, *Trissolcus teretis* possui grandes punturas pleurostomais (*pp*). *Trissolcus teretis* pode ser separado de *Tr. brochymenae* pela falta de fortes rúgulas na porção anteroventral do mesepisterno, o qual pode ser liso ou com rúgulas inconspícuas, com espaços lisos entre elas (Figs. 72-74). Estas duas espécies diferem ainda pela carena mediana no mesoescuto, geralmente presente em *Tr. brochymenae* e ausente ou fraca em *Tr. teretis*.

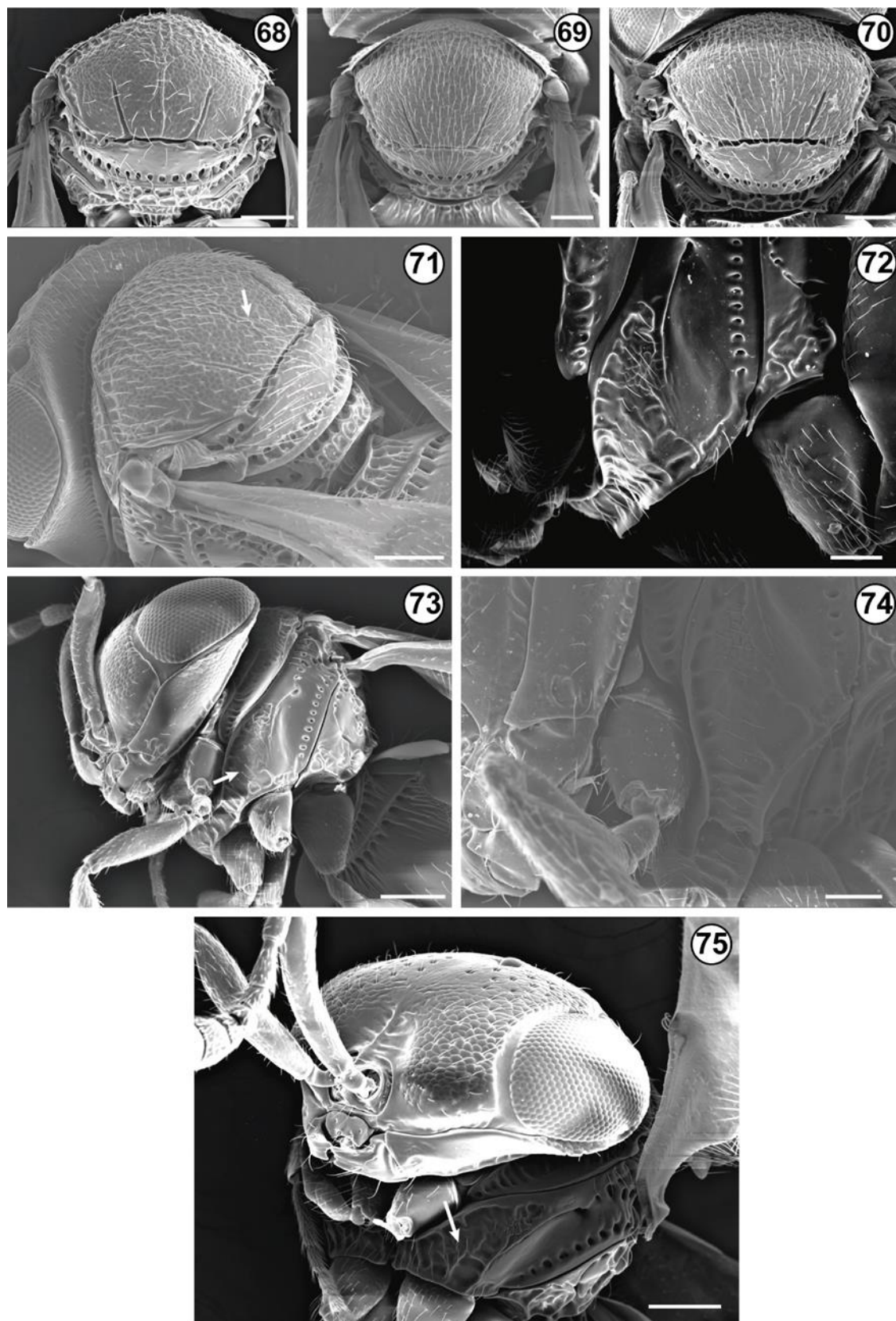
Hospedeiros: *Euschistus heros*, *Diceraeus melacanthus*, *Thyanta perditor*.

Plantas hospedeiras: *Glycine max*, *Helianthus annuus*, *Zea mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília, Planaltina), Paraná (Londrina), São Paulo (Campinas, [Espírito Santo do] Pinhal).

Fontes: Johnson 1987; Medeiros et al. 1997, 1998; Laumann et al. 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Cordeiro & Bueno 2021.

Comentários. Analisando alguns exemplares de *Tr. brochymenae* coletados no Brasil, verificou-se que na verdade são *Tr. teretis* (ver discussões em *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae*). Esses apresentam o mesoscuto sem carena mediana (Fig. 69) ou apresenta carena fraca (Fig. 70) ou vestígio de carena (Fig. 71). A porção anteroventral do mesepisterno apresenta rugosidade que varia do liso a presença de poucas rúgulas inconspícuas, tegumento liso entre ela (Figs. 72-74). Em comparação a *Tr. teretis*, *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* tem mesoscuto com carena mediana forte e mesepisternos com rugulas forte e salientes (Fig. 75).



Figuras 68-75. 68. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* (IB-CBE-S-783), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 69. *Trissolcus teretis* (IB-CBE-S-783), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 70. *Tr. teretis* (IB-CBE-S-663), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 71. *Tr. teretis* (IB-CBE-S-599), fêmea, mesossoma, vista dorsal. 72. *Tr. teretis* (IB-CBE-S-783), fêmea, mesepisterno, vista anteroventral. 73-74. *Tr. teretis* (IB-CBE-S-599), fêmea, mesepisterno, vista lateral, anteroventral. 75. *Trissolcus* sp. aff. *brochymenae* (IB-CBE-S-783), fêmea, mesepisterno, vista anteroventral.

Trissolcus urichi Crawford, 1913

Trissolcus urichi Crawford 1913: 343-344 (descrição original). ♀, ♂. Depósito: National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, D.C., Estados Unidos da América (USNM).

Trissolcus trinidadensis Crawford 1913: 344. ♀, ♂. Depósito: National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, D.C., Estados Unidos da América (USNM). [Sinonimizado por Johnson, 1987].

Trissolcus caridei Brèthes 1916: 408 (descrição). ♀. Depósito: Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, Buenos Aires, Argentina (MACN). [Sinonimizado por Johnson, 1987].

Diagnose. *Trissolcus urichi* pode ser distinguido de sua espécie semelhante *T. pustulans* pela ausência de pústulas fortemente desenvolvidas no escutelo e na porção posterior do mesoscuto. Bases de setas no escutelo podem, às vezes, ser fracamente produzidas, mas isso não ocorre no mesoscuto. *Trissolcus urichi* também é semelhante a *Trissolcus* sp. n. e pode ser distinguido pelos fêmures marrons, e sulco metanotal foveado, com as fôveas ocupando mais da metade da altura do metanoto e, o laterotergito 1 sem setas, enquanto em *Trissolcus* sp. n., os fêmures são amarelo-acastanhados, o sulco metanotal é liso na metade dorsal, com linha de fôveas ventralmente e o laterotergito 1 possui 2-3 setas. Adicionalmente, a superfície do sulco orbital pode ser levemente coriácea em alguns espécimes de *Trissolcus* sp. n. e é lisa em *T. urichi*.

Hospedeiro: *Antiteuchus* sp., *Chinavia aseada*, *Chinavia* (=Acrosternum) *impicticornis* (Stal, 1972), *Chinavia ubica* (Rolston, 1983), *Chinavia* sp., *Diceraeus melacanthus*, *Diceraeus* sp., *Edessa meditabunda*, *Euschistus heros*, *Nezara viridula*, *Oebalus poecilus*, *Pellaea stictica*, *Piezodorus guildinii*, *Podisus connexivus*, *Podisus nigrispinus*, *Thyanta perditor*, *Tibraca limbativentris*.

Plantas hospedeiras: *Glycine max*, *Gossypium hirsutum*, *Crotalaria spectabilis*, *Gossypium hirsutum*, *Helianthus annuus*, *Ligustrum lucidum* W. T. Aiton, *Malpighia* (L.), *Oryza sativa*, *Plectranthus* (L'Hér.), *Theobroma grandiflorum*, *Vigna unguiculata*.

Distribuição: Amazonas (Manaus), Distrito Federal (Brasília), Maranhão (Arari, Matões do Norte, Miranda do Norte), Mato Grosso (Campo Novo do Parecis, Campo Verde, Nova Olímpia, Tangará da Serra), Pará (Novo Progresso), Paraná (Curitiba, Entre Rios do Oeste, Londrina, Marechal Cândido Rondon, Palotina), Piauí (Teresina), Rio Grande do Sul (Três de Maio), Santa Catarina (Criciúma, Imbituba, Itajaí, Maçaranduba, Trombudo Central), São Paulo (Campinas, São Paulo).

Fontes: Johnson 1987; Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljanabi et al. 1998; Maciel et al. 2007; Margaría 2008; Santos 2008; Margaría et al. 2009; Laumann et al. 2010; Riffel et al. 2010; Michereff 2011; Golin et al. 2011; Wanto 2012; Krinski 2014; Paz-Neto et al. 2015; Mahlmann & Oliveira 2016; Sousa et al. 2019; Melo Neto et al. 2020; Queiroz et al. 2020; A.C., Silva et al. 2021; Triplehorn Insect Collection, Ohio State University, (Columbus, Ohio, EUA) (OSUC480196-OSUC480208; OSUC577679-577683; USNMENT989636-USNMENT00989642; USNMENT00989717-USNMENT00989721; OSUC576223-OSUC576225; OSUC575464-OSUC575485).

Referências

- Aljanabi, S.M., Loiacono, M.S., Lourenço, R.T., Borges, M. & Tigano, M.S. (1998) RAPD analysis revealing polymorphism in egg parasitoids of soybean stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 27(3): 413-420.
- Barcelos, J.A.V., Zanuncio, J.C., Oliveira, A.C. & Nascimento, E.C. (1994) Performance em duas dietas e descrição dos adultos de *Brontocoris tabidus* (Signoret) (Heteroptera: Pentatomidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 23(3): 519-524.
- Bin F (1981) Definition of female antennal clava based on its plate sensilla in Hymenoptera Scelionidae Telenominae. *Redia*, 64: 245-261. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.23595>
- Bueno, A.F., Sosa-Gómez, D.R., Corrêa-Ferreira, B.S., Moscardi, F., Bueno, R.C.O.F. *Inimigos naturais das pragas da soja*. In: Hoffmann-Campo, C.B., Corrêa-Ferreira, B.S., Moscardi, F. (Ed.). *Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga*. Brasília, DF: Embrapa, 2012.p. 493-630.

- Cividanes, F.J. & Figueiredo, J.G. (1996) Desenvolvimento e emergência de *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) e *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em diferentes temperaturas. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(2): 207-211.
- Cividanes, F.J., Athayde, M.L.F. & Sabugosa, E.T. (1995) Observações sobre o parasitismo em ovos *Piezodorus guildinii* (West.). *Revista de Agricultura*, 70 (1): 131-137.
- Cividanes, F.J., Figueiredo, F.G. & Carvalho, D.R. (1998) Previsão da Emergência de *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) e *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em Condições de Campo. *Scientia agricola*, 55(1): 43-47.
- Cordeiro J.P.F.C. & Bueno (2021) *Trissolcus teretis* (Johnson, 1987) (Hymenoptera: Scelionidae) parasitism on *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) and *Diceraeus melacanthus* Dallas, 1851 (Hemiptera: Pentatomidae) eggs at different temperatures. *Revista Brasileira de Entomologia* 65 (1): 1-8. doi: <https://doi.org/e20200073>
- Corrêa-Ferreira, B. S. (2002) *Trissolcus basalis* para o controle de percevejos da soja. In: Parra, J.R.P., Botelho, P.S.M., Corrêa-Ferreira, B.S., Bento, J.M. (Ed.). *Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores*. São Paulo: Manole, p. 449-476.
- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1995) Seasonal Occurrence and Host Spectrum of Egg Parasitoids Associated with Soybean Stink Bugs. *Biological Control*, 5(2): 196-202. doi: <https://doi.org/10.1006/bcon.1995.1030>
- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1996) Biological control of soybean stink bugs by inoculative releases of *Trissolcus basalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 79 (1): 1-7.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1986) Ocorrência natural do complexo de parasitoides de ovos de percevejos da soja no Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15(2): 189-201.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1991) *Parasitóides de ovos de percevejos: incidência natural. biologia e efeito sobre a população de percevejos da soja*. Tese de doutorado -Universidade Federal do Paraná. 229pp.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1993) Utilização do parasitoide de ovos *Trissolcus basalis* (Wollaston) no controle de percevejos da soja. *Circular Técnica 11*, Embrapa-CNPSO, Londrina, 30p.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1980) Ocorrência no Brasil, de *Trissolcus basalis*, parasita de ovos de *Nezara viridula*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 15: 127-128.

- Costa Lima, A. da (1937) Um novo microhimenoptero parasito de ovos de pentatomideo (Proctotrypoidea: Scelionidae). *O Campo* 8 (1): 49.
- DiGiulio, J. (1997) Eurytomidae, pp. 477–497. In Gibson, G., Huber, J. & J. Woolley (Eds.), Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. xi + 794 pp. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S0301-80592000000200011>.
- Faca, E.C., Pereira, F.F., Fernandes, W.C., Silva, I.F., Costa V.A. & Wengrat, A.P.G.S. (2021) Reproduction of *Ooencyrtus submetallicus* (Hymenoptera: Encyrtidae) and *Trissolcus* sp. aff. *urichi* (Hymenoptera: Scelionidae) in eggs of *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae) of different ages. *Journal of Agricultural Science*, 13(10): 96-106. doi: <https://doi.org/10.5539/jas.v13n10p96>
- Faca, E.C. (2017) *Interações biológicas entre Trissolcus urichi (Hymenoptera: Encyrtidae) e Ooencyrtus submetallicus (Hymenoptera: Encyrtidae) em ovos de Nezara viridula e Chinavia pengue (Hemiptera: Pentatomidae)*. Dissertação (Mestrado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade) - Universidade Federal da Grande Dourados. Disponível em: <http://repositorio.ufgd.edu.br/jspui/handle/prefix/1280>
- Foerster, L.A. & Queiroz, J.M. (1990) Incidência natural de parasitismo em ovos de pentatomídeos da soja no centro-sul do Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 19(1): 221-231.
- Gibson, G.A.P. (1995) Parasitic wasps of the subfamily Eupelminae: classification and revision of world genera (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eupelmidae). *Memoirs on Entomology, International* 5. 421 p.
- Godoy, C., Ávila, C.J., Arce, C.C.M. (2007) Controle biológico de percevejos fitófagos da soja na região de Dourados, MS. Embrapa Agropecuária Oeste, **Boletim de pesquisa e desenvolvimento**, p. 1-27. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/38732/1/BP200740.pdf> acesso 20/12/2021.
- Godoy, K.B., Galli, J.C. & Ávila, C.J. (2005) Parasitismo em ovos de percevejos da soja *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) em São Gabriel do Oeste, MS. *Ciência Rural*, 35(2): 455-458.

- Golin, V., Loíacono, M.S., Margaría, C.B. & Aquino, D.A. (2011) Natural incidence of egg parasitoids of *Edessa mediatubunda* (F.) (Hemiptera: Pentatomidae) on *Crotalaria spectabilis* in Campo Novo do Parecis, MT, Brazil. *Neotropical Entomology*, 40(5): 317-618. doi: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2011000500015>.
- Harris, R.A. (1979) A Glossary of Surface Sculpturing. California Department of Food and Agriculture Division of Plant Industry Laboratory Services 28: 1–31. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.26215>
- Hymenoptera Online (HOL) (2021) Available in: <https://hol.osu.edu>
- Johnson NF (1984a) Revision of the Nearctic species of the *Trissolcus flavipes* group (Hymenoptera: Scelionidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 86: 797-807. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.24227>
- Johnson NF (1984b) Systematics of Nearctic *Telenomus*. Classification and revisions of the *podisi* and *phymatae* species groups (Hymenoptera: Scelionidae). *Bulletin of the Ohio Biological Survey* 6: 1-113. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.23887>
- Johnson NF (1985) Systematics of New World *Trissolcus* (Hymenoptera: Scelionidae): species related to *T. basalis*. *The Canadian Entomologist* 117: 431–445. doi: <https://doi.org/10.4039/Ent117431-4>
- Johnson, N.F. (1987) Systematics of New World *Trissolcus*, a genus of pentatomid egg-parasites (Hymenoptera: Scelionidae). *Journal of Natural History*, 21: 285–304.
- Johnson N.F (1992) Catalog of world species of Proctotrupoidea, exclusive of Platygasteridae. (Hymenoptera). *Memoirs of American Entomological Institute*, 51:1-825
- Kishino, K. & Alves, R.T. (1994) Utilização de inimigos naturais no controle de insetos-pragas na região dos cerrados, p.127-155. In Embrapa - Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados (Planaltina, DF). Relatório Técnico do Projeto Nipo-Brasileiro de Cooperação de Pesquisa Agrícola nos Cerrados 1987 -1992, Brasília, 516p.
- Krinski, D. (2014) *Artrópodes associados ao arroz de terras altas, Oryza sativa, em Novo Progresso, estado do Pará: níveis de danos e estratégias para manejo*. Tese de doutorado – Universidade Federal do Paraná. 353pp. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/36839>.

- Laumann, R.A., Moraes, M.C.B., Silva, J.P.D., Vieira, A.M.C., Silveira, S.D., Borges, M. (2010) Egg parasitoid wasps as natural enemies of the neotropical stink bug *Dichelops melacanthus*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45(5): 442-449. doi: 10.1590/S0100-204X2010000500002
- Loiácono, M.S. (1995) Sobre *Phanuropsis semiflaviventris* (Hymenoptera, Scelionidae), parasitoide de posturas de Pentatómidos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 54: 75-76.
- Maciel, A.A.S., Lemos, R.N.S., Souza, J.R., Costa, V.A., Barrigossi, J.A.F. & Chagas, E.F. (2007) Parasitismo de ovos de *Tibraca limbativentris* Stal (Hemiptera: Pentatomidae) na cultura do arroz no Maranhão. *Neotropical Entomology*, 36(4): 616-618. doi: <https://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2007000400023>
- Mahlmann T & Oliveira B.G. (2016) First record of *Phanuropsis laniger* Johnson in Brazil and first record of *Phanuropsis semiflaviventris* Girault in Amazonas (Hymenoptera: Platygasteridae) with notes of their hosts, stink-bugs of cupuaçu. *Biodiversity Data Journal*. 2016 (4): 1-6. doi: 10.3897/bdj.4.e8142.
- Margaría, C.B.; Loiacono, M.S.; Lanteri, A.A. (2009) New geographic and host records for scelionid wasps (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoids of insect pests in South America. *Zootaxa*, 2314: 41-49. doi: 10.11646/zootaxa.2314.1.2
- Margaría, C.B. (2008). *Microhimenópteros parasitoides de huevos de insectos y arañas: estudio sistemático y biológico de potenciales agentes de control integrado de plagas*. Tesis de doctorado - Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata. Disponível em: <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/4393>
- Maruyama, W.I., Pinto, A.S. & Gravena, S. (2001) Parasitismo Natural em Ovos de Pentatomídeos Pragas na Cultura da Soja em Jaboticabal, SP. *Revista de Agricultura*, 76 (3): 441-448.
- Maruyama, W.I., Pinto, A.S. & Gravena, S. (2002) Parasitoides de ovos de percevejos (Hemiptera: Heteroptera) em plantas daninhas. *Revista Ceres*, 49 (284): 453-459.
- Masner L (1980) Key to genera of Scelionidae of the Holarctic region, with descriptions of new genera and species (Hymenoptera: Proctotrupeoidea). *Memoirs of the Entomological Society of Canada*, 113: 1-54. doi: <https://dx.doi.org/10.4039/entm112113fv>

- Medeiros, M.A., Loiácono, M.S., Borges, M. & Schimidt, F.V.G. (1998) Incidência natural de parasitoides em ovos de percevejos da soja (Hemiptera: Pentatomidae) no Distrito Federal. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 33(8): 1431-1435.
- Medeiros, M.A., Schimidt, F.V., Loiácono, M., Carvalho, V. & Borges, M. (1997) Parasitismo e predação em ovos de *Euschistus heros* (Fab.) (Heteroptera: Pentatomidae) no Distrito Federal, Brasil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 26 (2): 397-401. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S0301-80591997000200026>
- Melo Neto, A. J.; Souza, J. R.; Santiago, C. M.; Pereira, F. A. D. S.; Lima, M. H.; Wengrat, A. P. D. S. (2020) Primeiro registro de parasitoides de ovos de *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) em arroz no Maranhão, Brasil. *Entomological Communications*, 2: 1-3. doi: 10.37486/2675-1305.ec02032
- Michereff, M.F.F. (2011) *Interações químicas no sistema soja – Percevejo Euschistus heros (Hemiptera: Pentatomidae) – parasitóide de ovos Telenomus podisi (Hymenoptera: Scelionidae)*. Tese de doutorado – Universidade de Brasília. 186 pp. Disponível em: <https://repositorio.unb.br/handle/10482/9004>
- Mikó I, Vilhelmsen L, Johnson NF, Masner L, Péntzes Z (2007) Skeletomusculature of Scelionidae (Hymenoptera: Platygastroidea): Head and mesossoma. *Zootaxa* 1571: 1-78. doi: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.1571.1.1>
- Moreira, G.R.P. & Becker, M. (1986) Mortalidade de *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) (Heteroptera: Pentatomidae) no estágio de ovo na cultura da soja: II. Parasitoides. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15 (2): 291-308.
- Moscardi, F., Bueno, A.F., Sosa-Gómez, D.R., Roggia, S.; Hoffmann-Campo, C.B., Pomari, A.F., Corso, I.C., Yano, S.A.C. (2012) Artrópodes que atacam as folhas da soja. In: Hoffmann-Campo, C.B, Corrêa-Ferreira, B.S., Moscardi, F (Ed.). *Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga*. Brasília – DF: Embrapa, p.213-334.
- Noyes, J.S. (1985) A review of the Neotropical species of *Ooencyrtus* Ashmead, 1900 (Hymenoptera: Encyrtidae). *Journal of Natural History* 19: 533-554.
- Pacheco, D.J.P. & Corrêa-Ferreira, B.S. (2000) Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 29(2): 295-302.

- Pacheco, D.J.P. (1998) *Flutuação populacional do parasitóide de ovos Telenomus podisi Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) e suas interações com os percevejos na cultura da soja Glycine max (L.) Merrill*. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas, Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR. 94 pp.
- Pacheco, J.P.D. & B.S. Correa-Ferreira. 1998. Reproductive potential and longevity of the parasitoid *Telenomus podisi* Ashmead in eggs of different stinkbug species. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 27: 585-591.
- Panizzi, A.R. & Vivan, L.M. (1997) Seasonal abundance of the neotropical brown stink bug, *Euschistus heros*. In: Overwintering sites and the breaking of dormancy. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 82: 213-217.
- Panizzi, A.R., Bueno, A.F., Silva, F.A.C. (2012) Insetos que atacam vagens e grão. In: Hoffmann-Campo, C.B., Corrêa-Ferreira, B.S., Moscardi, F. (Ed.). *Soja: Manejo Integrado de Insetos e outros Artrópodes-Praga*. Brasília – DF: Embrapa, p.335-420.
- Paz-Neto, A.D.A, Querino, R.B. & Margaría, C.B. (2015) Egg parasitoids of stink bugs (Hemiptera: Coreidae and Pentatomidae) on soybean and cowpea in Brazil. *Florida Entomologist*, 98(3): 929–932.
- Polaszek, A., Al-Riyami, A., Lahey, Z., Al-Khatre, A., Al-Shidi, H., Hardy, C.W. (2021) *Telenomus nizwaensis* (Hymenoptera: Scelionidae), an important egg parasitoid of the pomegranate butterfly *Deudorix livia* Klug (Lepidoptera: Lycaenidae) in Oman. *PLoS ONE*, 16: 1–16.
- Queiroz, A.P. et al. (2020) Biological characteristics of *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Scelionidae) on *Euschistus heros* (Fabricius) and *Dichelops melacanthus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) eggs. *Scientific Reports*, 10 (12441): 1-7.
- Riffel, C.T., Prando, H.F. & Boff, M.I.C. (2010) Primeiro relato de ocorrência de *Telenomus podisi* (Ashmead) e *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Scelionidae) como parasitoides de ovos do Percevejo-do-Colmo-do-Arroz, *Tibraca limbativentris* (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae), em Santa Catarina. *Neotropical Entomology*, 39(3): 447-448. doi: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2010000300021>.
- Santos, R.S.S. (2008) Levantamento populacional de percevejos e da incidência de parasitoides de ovos em cultivos orgânicos de soja. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*, 14(1): 41-46.
- Silva, N.N.P., Sousa, K.K.A., Silva, P.H.S., Querino, R.B. (2021) New Records of Egg Parasitoids of Stink Bugs (Hemiptera: Pentatomidae) on Rice in Piauí, Brazil: Rate Parasitism,

Incidence and Seasonality. *Entomological Communications*, 3: 1-3. doi: <https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec03020>

Sousa, K.K.A., Silva, N.N.P., Querino, R.B.; Silva, P.H.S., Grazia, J. (2019) Diversity, seasonality, and egg parasitism of Hemipteran (Coreidae and Pentatomidae) from a cowpea crop in Northeastern Brazil. *Florida Entomologist*, 102(1): 29-35. doi: 10.1653/024.102.0105.

Talamas, E.J., Johnson, N.F. & Buffington, M.L. (2015) Key to Nearctic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), natural enemies of native and invasive stink bugs (Hemiptera, Pentatomidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 43: 45-110. doi: <https://doi.org/10.3897/JHR.43.8560>.

Talamas, E.J., Buffington, M.L., Hoelmer, K. (2017) Revision of Palearctic *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae). In: Talamas EJ, Buffington ML (Eds) Advances in the Systematics of Platygastroidea. *Journal of Hymenoptera Research* 56: 3–185. Doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.56.10158>

Torres, J.B., Musolin, D.L., Zanuncio, J.C. (2002) Thermal requirements and parasitism capacity of *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) (Hymenoptera: Scelionidae) under constant and fluctuating temperatures, and assessment of development in field conditions. *Biocontrol Science and Technology*, 12: 583–593.

Torres, J.B., Zanuncio, J.C., Cecon, P.R., Gasperazzo, W.L. (1996) Mortalidade de *Podisus nigrispinus* (Dallas) por parasitoides de ovos em áreas de eucalipto. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(3): 463-471.

Tortorici F, Talamas EJ, Moraglio ST, Pansa MG, Asadi-Farfar M, Tavella L, Caleca V (2019) A morphological, biological and molecular approach reveals four cryptic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), egg parasitoids of Pentatomidae (Hemiptera). In: Talamas E (Ed.) *Advances in the Systematics of Platygastroidea II. Journal of Hymenoptera Research* 73: 153-200. Doi: <https://doi.org/10.3897/jhr.73.39052>

Venzon, M., Ferreira, J.A.M., João, G. & Ripposati, J.G. (1999) Parasitism of stink bug eggs (Hemiptera: Pentatomidae) of soybean fields in the Triângulo Mineiro, Minas Gerais, Brazil. *Revista de Biología Tropical*, 47(4): 1007-1013.

Vieira, C.R. (2010) *Ecologia química de insetos parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) e sua aplicação no controle biológico de pragas*. Dissertação (Mestrado em

Ecologia) Universidade de Brasília. Disponível em:
<https://repositorio.unb.br/handle/10482/8310>

Vilhelmsen, L.B., Mikó, I., Krogmann, L. (2010) Beyond the wasp waist: structural diversity and phylogenetic significance of the mesosoma in apocritan wasps (Insecta: Hymenoptera). *Zoological Journal of the Linnean Society* 159: 22-194. Doi: <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.2009.00576.x>

Wanto, M.M (2012) *Biologia e exigências térmicas de Trissolcus urichi Crawford (Hymenoptera: Scelionidae) em laboratório*. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Paraná. Disponível em: <http://hdl.handle.net/1884/27318>

Yoder, M.J., Mikó, I., Seltmann, K.C., Bertone, M.A., Deans, A.R. (2010) A gross anatomy ontology for Hymenoptera. *PLoS ONE* 5 (12). doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0015991>

Zanuncio, J.C., Oliveira, H.N., Torres, J.B. & Pratisoli, D. (2000) Egg Parasitoids of *Podisus sculptus* Distant (Heteroptera: Pentatomidae) in an *Eucalyptus* Plantation in the Brazilian Amazonian Region. *Revista de Biología Tropical*, 48(4): 989-992.

Zerbino, M.S. & Panizzi, A. R. (2019) The underestimated role of pentatomid parasitoids in Southern South America. *Arthropod Plant Interactions*, 13(5): 703-718. doi: 10.1007/s11829-019-09703-1.

APÊNDICES

APÊNDICE A. Tabela de correspondência de termos e conceitos usados neste artigo com o banco de dados Hymenoptera Anatomy Ontology.

Term	URI
Antenna	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000101
antennal scrobe	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001432
Área	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000146
axillar crescente	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002306
Body	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000182
body length	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002413
Carina	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000188
Clypeus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000212
Depression	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000241
epicoxal sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000296
episternal foveae	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001509
Epômia	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000307
facial striae	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002376
mesofemoral depression	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000326
Foramen	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000345
Frons	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001523
frontal depression	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000911
Gena	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000371
genal carina	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001755
Head	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000397
hyperoccipital carina	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000406
Laterotergite	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000493
Line	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001586
Mandible	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000506
median mesoscutal line	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000522
median mesoscutal sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000523
Mediotergite	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001783
Mesepisternum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000541
mesofemoral depression	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000326
mesopleural carina	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000559
mesopleural epicoxal sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000560
mesopleural pit	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000561
mesopleural suture	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001706
mesoscutal humeral sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000569
mesoscutal suprahumeral sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000570
Mesoscutellum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000574
Mesoscutum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000575
metanotal trough	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000600
Metanotum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000603

metapleural carina	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000609
Metapleuron	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001271
Metapostnotum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000622
Metascutellum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000625
Metassoma	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000626
metassomal depression	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000627
Metatarsomere	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002070
Netrion	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000644
Notaulus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000647
orbital furrow	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001598
paracoxal sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000685
parapsidal signum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000694
Patch	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000704
Pit	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000718
postacetabular patch	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000740
postacetabular sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000741
posterodorsal metapleural sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002456
preocellar pit	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000808
Pronotum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000853
propodeal foramen	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000865
Propodeum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001249
Puncture	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000885
Radicle	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000889
Region	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000893
Scrobe	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000912
Sculpture	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000913
Seta	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002299
Signum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000938
Speculum	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000944
Sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000978
subacroleural sulcus	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0002457
Suture	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0000982
Tooth	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001019
Vertex	http://purl.obolibrary.org/obo/HAO_0001077

6. REGISTRO, DIVERSIDADE E DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DE HIMENÓPTEROS PARASITOIDES DE OVOS DE PENTATOMIDAE (HEMIPTERA: HETEROPTERA) NO BRASIL

RESUMO

Foi elaborado um checklist com informações sobre hospedeiros e dados de distribuição de himenópteros parasitoides de ovos de pentatomídeos no Brasil, bem como a inserção de novos hospedeiros e atualização de registros geográficos. A lista de hospedeiros e das espécies de parasitoides foram coligidas da literatura, bancos de dados e de levantamento realizado na cultura da soja, no município de Marechal Cândido Rondon, oeste do Paraná.

Palavras-chave: Platygastroidea, Chalcidoidea, Scelionidae, Registros de hospedeiros

ABSTRACT

A checklist was prepared with information on hosts and distribution data of hymenopteran parasitoids of pentatomids eggs in Brazil, as well as add new hosts and geographical records update. The list of hosts and species of parasitoids were collected from the literature, databases and from a survey carried out in the soybean crop, in the municipality of Marechal Cândido Rondon, west of Paraná.

Keywords: Platygastroidea, Chalcidoidea, Scelionidae, Host records.

6.1. INTRODUÇÃO

As principais espécies de parasitoides de ovos de Pentatomidae que ocorrem naturalmente em agroecossistemas são os micro-himenópteros que pertencem às superfamílias Chalcidoidea e Platygastroidea. No Brasil, os gêneros de Chalcidoidea *Anastatus* Motschulsky, *Ooencyrtus* Ashmead e *Neorileya* Ashmead apresentam uma menor percentagem de parasitismo em comparação às espécies de Scelionidae (Platygastroidea); contudo, estão comumente presentes em vários trabalhos de levantamentos, mostrando sua importância na supressão dos percevejos-pragas (Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1997, 1998; Paz-Neto et al. 2015; Silva et al. 2021).

Telenomus Haliday e *Trissolcus* Ashmead (Platygastroidea: Scelionidae) são os parasitoides mais estudados, com a maior diversidade de espécies conhecidas, sendo frequentemente reportados. *Telenomus* contém 628 espécies descritas no mundo (Polasze et al. 2021), porém poucas espécies são relatadas parasitando ovos de pentatomídeos no Brasil. A espécie mais importante é *Telenomus podisi* Ashmead, sendo relatada em diversos levantamentos realizados em várias localidades do território brasileiro, tanto na cultura da soja como em outras culturas agrícolas (Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Riffel et al. 2010; Paz-Neto et al. 2015; Zerbino & Panizzi 2019). *Telenomus podisi* é um parasitoide amplamente utilizado em programas de controle biológico, apresentando vários casos de sucesso no controle dos percevejos *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) na cultura da soja (Pacheco & Corrêa-Ferreira 2000), sendo atualmente comercializado por várias empresas no Brasil.

Trissolcus é o segundo gênero mais relatado nos trabalhos de levantamento, compreendendo 170 espécies (Austin et al. 2005) divididas em vários grupos de espécies (Johnson 1984; Johnson 1985 a, b). No Brasil, espécies pertencentes ao grupo *Trissolcus flavipes* Thomson - que compreende *Tr. brochymenae* (Ashmead), *Tr. teretis* Johnson e *T. urichi* (Crawford) (Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Johnson 1987; Loíacono & Margaría, 2002) - e ao *semistriatus* de Koslov & Kononova – onde está inserida *Tr. basalis* Wollaston - são as comumente relatadas parasitando ovos de diversas espécies de percevejos-praga (Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994).

Devido à grande importância desses parasitoides de ovos como agentes de controle biológico natural dos pentatomídeos, foi elaborado um checklist detalhado com as informações contidas na literatura, bem como foram adicionadas novas informações em relação aos registros de ocorrências, hospedeiros e plantas hospedeiras. Conhecer a biodiversidade e as interações tritróficas constituem a base para se estabelecer um manejo adequado para o controle eficiente dos Pentatomidae pragas em cultivos.

6.2. Material e Métodos

Trazemos um checklist como resultado de revisão bibliográfica de registros de parasitoides (Chalcidoidea e Platygastroidea) de Pentatomidae no Brasil e de dados provenientes das coletas de campo realizadas em cultivo comercial da soja entre os anos 2013-2017 no município de Marechal Cândido Rondon, oeste do Paraná. Foram amostrados

parasitoides em três áreas desse município: 24°26'58,86"S, 54°17'09,12"O; 24°34'36,15"S, 54°05'43,17"O; 24°30'27,89"S, 54°10'12,10"O.

A maior parte das informações são provenientes de buscas na literatura, grande parte correspondendo a artigos científicos. Cabe ressaltar que, em algumas publicações, os dados em relação à identidade correta das espécies podem ser equivocados/errôneos, uma vez que estes trabalhos não apresentaram confirmação de especialistas garantindo uma identificação acurada dos espécimes. Não foi considerada a ocorrência em *Chinavia pengue* (Rolston, 1983) por ser um resultado de parasitismo ocorrido em laboratório (Faca 2017). Também não foram considerados os espécimes coletados em armadilhas, uma vez que objetivo principal do trabalho é tentar correlacionar os hospedeiros aos seus parasitoides. Em algumas publicações não puderam ser obtidas as informações em relação ao depósito o material, ou seja, a coleção em que este foi correntemente acondicionado, permitindo uma nova análise deste material por outros pesquisadores; isso faz com que a interpretação das informações obtidas exija cautela.

Abaixo, são fornecidas informações sobre as espécies de himenópteros parasitoides associados aos seus hospedeiros, plantas hospedeiras e distribuição nos estados brasileiros. Os locais sublinhados correspondem às coletas realizados pelos autores desse trabalho.

6.3. Resultados

CHALCIDOIDEA

Eurytomidae Walker, 1832

***Neorileya* Ashmead, 1904**

Espécies: *Neorileya albipes*, *Neorileya ashmeadi*, *Neorileya flavipes*, *Neorileya* spp.

***Neorileya albipes* Girault, 1913**

Hospedeiro: *Edessa mediatubunda* (Fabricius, 1794).

Plantas hospedeiras: *Crotalaria spectabilis* Roth. (Fabaceae), *Lactuca sativa* L. (Compositae).

Distribuição: Mato Grosso (Campo Novo do Parecis, Tangará da Serra).

Fontes: Golin et al. 2011; Favetti et al. 2013.

***Neorileya ashmeadi* Crawford, 1913**

Hospedeiro: *Diceraeus melacanthus* (Dallas, 1851).

Planta hospedeira: *Glycine max* (L.) Merrill. (Fabaceae).

Distribuição: Paraná (Londrina).

Fonte: Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.

***Neorileya flavipes* Ashmead, 1904**

Hospedeiro: *Chinavia ubica* (Rolston, 1983), *Diceraeus* sp., *Ed. meditabunda*, *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758).

Planta hospedeira: *Gl. max*, *Physalis angulata* L. (Solanaceae), *Vigna unguiculata* (L.) Walp. (Fabaceae)

Distribuição: Pará (Novo Progresso), Piauí (Teresina).

Fontes: Paz-Neto et al. 2015; Sousa et al. 2019; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 577828-OSUC 577833; OSUC 567483; OSUC 567485; OSUC 567490; OSUC 567493; OSUC 567494; OSUC 567495).

***Neorileya* sp.**

Hospedeiro: *Chinavia* sp., *D. melacanthus*, *Ed. meditabunda*, *Edessa* sp., *Euschistus heros* (F.), *N. viridula*, *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837), *Podisus connexivus* Bergroth, 1891, *Thyanta perditor* (Fabricius, 1794).

Planta hospedeira: *Gl. max*, *Helianthus annuus* L. (Asteraceae), *V. unguiculata*, *Phy. angulata*, *Pisum sativum* L. (Fabaceae).

Distribuição: Bahia (Barreiras), Distrito Federal (Brasília), Mato Grosso do Sul (Caarapó, Dourados, Itaporã, Ponta Porã, Rio Brilhante, São Gabriel do Oeste), Pará (Novo Progresso), Paraná (Londrina, Marechal Cândido Rondon).

Fontes: Costa Lima 1962; Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Pacheco 1998; Medeiros et al. 1998; Godoy et al. 2000, 2005, 2007; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 512438-OSUC 512457; OSUC 512857-OSUC 512859).

Eupelmidae Walker, 1833***Anastatus* Motschulsky, 1860**

Espécies: *Anastatus auriceps*, *Anastatus* spp.

***Anastatus auriceps* Ashmead, 1904**

Hospedeiro: *Chinavia aseada* (= *Acrosternum aseadum*) (Rolston, 1983).

Planta hospedeira: *Gl. max*

Distribuição: Distrito Federal (Planaltina).

Fonte: Medeiros et al. 1998.

***Anastatus* sp.**

Hospedeiros: *Diceraeus* sp., *N. viridula*, *Podisus nigrispinus* (Dallas, 1851), *Th. perditor*.

Plantas hospedeiras: *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. (Myrtaceae), *Gl. max*, *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae), *Pi. sativum*, *Zea mays* L. (Poaceae).

Distribuição: Distrito Federal (Brasília), Minas Gerais (Montes Claros, Paraopeba).

Fontes: Kishino & Alves, 1994; Torres et al. 1996; Paz-Neto et al. 2015.

Comentários: No mapa do trabalho de Paz-Neto et al. 2015, o mapa cita a ocorrência de *Anastatus* sp. para Pernambuco, porém essa informação está incorreta, porque não tem referência bibliográfica e vouchers desse registro de ocorrência.

Encyrtidae Walker, 1837***Ooencyrtus* Ashmead, 1900**

Espécies: *Ooencyrtus anasae*, *Ooencyrtus fasciatus*, *Ooencyrtus submetallicus*, *Ooencyrtus* spp.

***Ooencyrtus anasae* (Ashmead, 1887)**

Hospedeiros: *N. viridula*, *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851), *Pi. guildinii*.

Plantas hospedeiras: *Gl. max*, *Oryza sativa* L. (Poaceae)

Distribuição: Piauí (Teresina).

Fontes: Paz-Neto et al. 2015; Silva et al. 2021.

Ooencyrtus fasciatus* Mercet, 1921*Hospedeiro:** *Tibraca limbativentris* (Stål, 1860).**Planta hospedeira:** *O. sativa***Distribuição:** Desconhecido.**Fonte:** Costa Lima 1962.**Comentários:** Esta espécie está registrada apenas na Espanha, sendo sua citação no Brasil resultado de uma identificação incorreta (Noyes 2019).***Ooencyrtus submetallicus* (Howard, 1897)****Hospedeiros:** *Ed. meditabunda*, *Edessa* spp., *Eu. heros*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*, *Podisus sculptus* Distant, 1889, *Ti. limbativentris*.**Plantas hospedeiras:** *Cr. spectabilis*, *Eucalyptus urophylla* S.T. Blake (Myrtaceae), *Gl. max*, *O. sativa*.**Distribuição:** Maranhão (Miranda do Norte, Matões do Norte, Arari), Mato Grosso (Campo Novo do Parecis), Mato Grosso do Sul (Dourados), Pará (Almerim), Paraná (Londrina, Marechal Cândido Rondon, Entre Rios do Oeste), Piauí (Teresina).**Fontes:** De Santis 1985; Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi, 1995; Pacheco 1998; Zanuncio et al. 2000; Maciel et al. 2007; Golin et al. 2011.***Ooencyrtus* sp.****Hospedeiros:** *Acrosternum* sp., *D. melacanthus*, *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*, *Po. connexivus*, *Po. nigripinus*, *Po. sculptus*, *Th. perditor*, *Ti. limbativentris*.**Plantas hospedeiras:** *Cichorium intybus* L. (Asteraceae), *Cr. spectabilis*, *E. cloeziana*, *E. urophylla*, *Gl. max*, *He. annuus*, *O. sativa*, *Phy. angulate*, *V. unguiculata*.**Distribuição:** Distrito Federal (Brasília, Planaltina), Mato Grosso (Campo Novo do Parecis, Tangará da Serra), Mato Grosso do Sul (São Gabriel do Oeste), Minas Gerais (Conquista, Montes Claros, Paraopeba), Pará (Almerim, Novo Progresso), Paraná (Londrina).**Fontes:** Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Torres et al. 1996; Medeiros et al. 1998; Venzon et al. 1999; Zanuncio et al. 2000; Godoy et al. 2005; Golin et al. 2011; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 577827; OSUC 567481; OSUC 567497; OSUC 567498; OSUC 577800-OSUC 577826; OSUC 567457; OSUC 567458; OSUC 567460; OSUC 567463-OSUC 567465; OSUC 567467; OSUC 567468; OSUC 567470; OSUC

567471; OSUC 567477; OSUC 567496; OSUC 567499; OSUC 567501-OSUC 567509; OSUC 567511-OSUC 567515; OSUC 512946-OSUC 513043).

PLATYGASTROIDEA

Scelionidae Haliday, 1839

***Gryon* Haliday, 1833**

Espécies: *Gryon brasiliense*, *Gryon sinop*, *Gryon obesum*, *Gryon* sp.

***Gryon brasiliense* (Costa Lima, 1928)**

Hospedeiro: Pentatomidae.

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: Minas Gerais (Viçosa).

Fontes: C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University, Columbus, OH (OSUC 117434, OSUC 395635, OSUC 395634).

***Gryon sinop* Masner, 1979**

Hospedeiro: *Antiteuchus tripterus* (= *Mecistorhinus tripterus*) (Fabricius, 1787).

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: São Paulo (Campinas).

Fontes: Masner 1979; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 117436).

***Gryon obesum* Masner, 1983**

Hospedeiros: *Eu. heros*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*.

Planta hospedeira: *Gl. max*.

Distribuição: Paraná (Londrina).

Fonte: Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.

Gryon sp.**Hospedeiro:** *Ed. meditabunda*.**Planta hospedeira:** *Cr. spectabilis*.**Distribuição:** Mato Grosso (Campo Novo do Parecis).**Fonte:** Golin et al. 2011.**Phanuropsis Girault, 1916****Espécies:** *Phanuropsis semiflaviventris*.**Phanuropsis semiflaviventris Girault, 1916****Hospedeiros:** *An. tripterus*, *Antiteuchus piceus* (Palisot de Beauvois, 1805), *Antiteuchus sepulcralis* (Fabricius, 1803), *Antiteuchus variolosus* (Westwood, 1837), *Antiteuchus* sp.**Plantas hospedeiras:** *Bauhinia* sp. L. (Fabaceae), *Cocos nucifera* L. (Arecaceae), *Hibiscus tiliaceus* L. (Malvaceae), *Hibiscus pernambucensis* Arruda (Malvaceae), *Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Spreng.) Schum. (Malvaceae).**Distribuição:** Amazonas (Manaus), Pará (Novo Progresso), Pernambuco (Petrolina), Piauí (Teresina), Rio de Janeiro (Campos dos Goytacazes), São Paulo (Campinas).**Fontes:** Johnson 1987a; Loíacono 1995; Santos & Albuquerque 2001; Paz-Neto et al. 2015; Mahlmann & Oliveira 2016; A.C. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) – (OSUC 115176; OSUC 339627-OSUC 339629; OSUC 513052; OSUC 513053; OSUC 513055; OSUC 513056).**Telenomus Haliday, 1833****Espécies:** *Telenomus cristatus*, *Telenomus edessae*, *Telenomus grenadensis*, *Telenomus mormideae*, *Telenomus podisi*, *Telenomus schrottkyi*.**Telenomus cristatus Johnson, 1984****Hospedeiros:** *Brontocoris tabidus* (Signoret, 1852); *Po. Sculptus*.**Plantas hospedeiras:** *Eucalyptus* sp., *E. urophylla*.**Distribuição:** Minas Gerais (Bom Despacho), Pará (Almerim).**Fontes:** Barcelos et al. 1994; Zanuncio et al. 2000.

***Telenomus edessae* Brèthes, 1916**

Hospedeiros: *Ed. meditabunda*, *Edessa rufomarginata* (De Geer, 1773).

Plantas hospedeiras: *Gl. Max*, *He. Annuus*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília), Paraná (Londrina).

Fontes: Costa Lima 1962; Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998.

***Telenomus grenadensis* Ashmead, 1895**

Hospedeiro: *Ed. meditabunda*.

Planta hospedeira: *Gl. Max*.

Distribuição: Paraná (Londrina).

Fonte: Corrêa-Ferreira & Moscardi, 1995.

***Telenomus mormideae* Costa Lima, 1935**

Hospedeiros: *Chinavia* sp., *Diceraeus furcatus* (Fabricius, 1775), *D. melacanthus*, *Eu. heros*, *N. viridula*, *O. poecilus*, *Pi. guildinii*, *Podisus* sp.

Plantas hospedeiras: *Gl. Max*, *Pha. Vulgaris*, *Z. mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília), Paraná (Londrina, Ponta Grossa, Lapa), Rio Grande do Sul (Guaíba, Porto Alegre, Santa Maria).

Fontes: Costa Lima 1935; Panizzi & Smith 1976; Link & Concatto 1979; Corrêa-Ferreira 1986; Moreira & Becker 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994.

***Telenomus persimilis* Ashmead, 1893**

Hospedeiros: *Po. Sculptus*, *Podisus* sp.

Plantas hospedeiras: *E. urophylla*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília), Pará (Almerim).

Fonte: Zanuncio et al. 2000; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 72469- OSUC 72476).

***Telenomus podisi* Ashmead, 1893**

Hospedeiros: *Chinavia* sp., *D. furcatus*, *D. melacanthus*, *Diceraeus* sp., *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *Glypheapomis adroguensis* Berg, 1891, *N. viridula*, *O. poecilus*, *Pi. guildinii*, *Po. connexivus*, *Po. nigripinus*, *Podisus* sp., *Th. perditor*, *Ti. limbativentris*.

Plantas hospedeiras: *E. cloeziana*, *Gl. max*, *He. annuus*, *Indigofera hirsuta* L. (Fabaceae), *La. sativa*, *O. sativa*, *V. unguiculata*, *Z. mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília, Planaltina), Maranhão (Arari, Matões do Norte, Miranda do Norte), Mato Grosso (Tangará da Serra), Mato Grosso do Sul (Caarapó, Dourados, Itaporã, Ponta-Porã, Rio Brilhante, São Gabriel do Oeste), Minas Gerais (Conquista, Montes Claros, Paraopeba, Sacramento, Uberaba, Viçosa), Pará (Novo Progresso), Paraná (Londrina, Marechal Cândido Rondon), Pernambuco, Piauí (Bom Jesus, Teresina), Santa Catarina (Criciúma, Imbituba, Itajaí, Maçaranduba, Meleiro, Trombudo Central, Tubarão), São Paulo (Guaíra, Jaboticabal), Rio Grande do Sul (Charqueadas, Eldorado do Sul, Três Passos, Três de Maio).

Fontes: Corrêa-Ferreira 1993; Cividanes et al. 1995,1998; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Cividanes & Figueiredo 1996; Torres et al. 1996, 1997; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljanabi et al. 1998; Pacheco 1998; Pacheco & Corrêa-Ferreira 1998; Venzon et al. 1999; Pacheco et al. 2000; Maruyama et al. 2001, 2002; Loíacono & Margaría 2002; Godoy et al. 2005, 2007; Maciel 2007; Carvalho 2007; Santos 2008; Margaría et al. 2009; Laumann et al. 2010; Riffel et al. 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Farias 2012; Farias et al. 2012; Favetti et al. 2013; Idalgo et al. 2013; Tognon 2013; Krinski 2014; Paz-Neto et al. 2015; Neto et al. 2020; Grande et al. 2021; Silva et al. 2021; C.A. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 373346; OSUC 373347; OSUC 495173-OSUC 495205).

Comentários. Análises moleculares do gene COI mostraram diferenças genéticas entre diferentes espécimes de *Telenomus podisi*, podendo indicar que essa espécie na verdade pode ser um complexo de espécies. Essa informação é muito importante, pois diferentes espécies podem diferir na preferência e capacidade de controle de seus hospedeiros, adaptação a microrregiões, etc. A correta determinação das espécies é essencial para o sucesso dos projetos de controle biológico. Todavia, resgatar seu histórico de ocorrência e correta identificação no Brasil poderá ser complicado e difícil, uma vez que, geralmente, não há espécimes “voucher” na maioria dos estudos.

***Telenomus schrottkyi* Brèthes, 1916**

Hospedeiro: *Ed. rufomarginata*.

Planta hospedeira: desconhecido.

Distribuição: Desconhecido locality.

Fontes: Costa Lima 1962; Loiácono & Margaría 2002.

***Telenomus* sp.**

Hospedeiros: *C. aseada*, *Chinavia* sp., *D. furcatus*, *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *O. poecilus*, *Pi. guildinii*, *Po. nigrispinus*, *Podisus* sp., *Ti. limbiventris*.

Plantas hospedeiras: *Gl. max*, *He. annuus*, *Pha. vulgaris*, *O. sativa*, *Z. mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília), Pará (Novo Progresso), Paraná (Londrina), Rio Grande do Sul (São José do Inhacorá).

Fontes: Corrêa-Ferreira 1986; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998; Krinski 2014.

Trissolcus Ashmead, 1893

Espécies: *Trissolcus antaeus*, *Trissolcus basalis*, *Trissolcus bodkini*, *Trissolcus brochymenae*, *Trissolcus teretis*, *Trissolcus urichi*. **Novos registros:** *Trissolcus pustulans* e *Trissolcus* sp. n.

***Trissolcus antaeus* Johnson, 1987**

Hospedeiro: Desconhecido.

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: Amazonas (Manaus), Goiás (Jataí), Mato Grosso (Sinop). Pernambuco (Caruaru).

Fonte: Johnson 1987b.

***Trissolcus basalis* (Wollaston, 1858)**

Hospedeiros: *C. aseada*, *Chinavia* sp., *D. furcatus*, *D. melacanthus*, *Eu. heros*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*, *Po. connexivus*, *Podisus* sp., *Th. perditor*,

Plantas hospedeiras: *Gl. max*, *He. annuus*, *Pha. vulgaris*, *Pi. sativum*, *Z. mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília, Planaltina); Goiás; Mato Grosso do Sul (São Gabriel do Oeste); Minas Gerais; São Paulo (Campinas); Paraná (Lapa, Londrina); Rio Grande do Sul (Guaíba, Três Passos).

Fontes: Corrêa-Ferreira 1980, 1986, 1993; Loiácono, 1980; Johnson 1985b; Moreira & Becker 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995, 1996; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljanabi et al. 1998; Pacheco 1998; Godoy et al. 2005; Santos 2008; Margaría et al. 2009; Laumann et al. 2010; Vieira 2010.

***Trissolcus bodkini* Johnson, 1987**

Hospedeiro: *A. sepulcralis*.

Plantas hospedeiras: *Gossypium hirsutum* (L.) (Malvaceae); *Hi. tiliaceus*.

Distribuição: Mato Grosso (Deciolândia), Piauí (Teresina).

Fonte: Johnson 1987b; Paz-Neto et al. 2015; A.C. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC576198-OSUC576201).

***Trissolcus brochymenae* (Ashmead, 1881)**

Hospedeiros: *C. asseada*, *C. impicticornis* (Stål, 1972), *Chinavia* sp., *Brontocoris tabidus* (Signoret, 1852), *D. melacanthus*, *Eu. heros*, *Ed. meditabunda*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*, *Po. connexivus*, *Po. nigripinus*, *Podisus nigrolimbatus* (Spinola, 1852), *Podisus* sp., *Th. perditor*.

Plantas hospedeiras: *E. cloeziana*, *Eucalyptus* sp., *Gl. max*, *I. hirsuta*, *Go. hirsutum*, *He. annuus*, *Pi. sativum*, *Triticum sativum* L. (Poaceae), *Z. mays*.

Distribuição: Bahia (Barreiras), Distrito Federal (Brasília), Mato Grosso (Deciolândia), Minas Gerais (Belo Horizonte, Bom Despacho, Conquista, Montes Claros, Paraopeba, Uberaba, Viçosa), Paraná (Londrina), São Paulo (Guaíra, Jaboticabal), Rio Grande do Sul (Guaíba, Três Passos).

Fontes: Johnson 1987b; Corrêa-Ferreira 1991, 1993; Barcelos et al. 1994; Cividanes et al. 1995, 1998; Corrêa-Ferreira & Moscardi, 1995; Cividanes & Figueiredo 1996; Torres et al. 1996, 2002; Aljanabi et al. 1998; Medeiros et al. 1998; Venzon et al. 1999; Maruyama et al. 2001, 2002; Pacheco 2008; Santos 2008; Laumann et al. 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Talamas et al. 2015; Triplehorn Insect Collection, Ohio State University, (EUA) - (OSUC 373344; OSUC 373345; OSUC 398724; OSUC 495261- 495286; OSUC 495288-OSUC 495305; OSUC 495206- OSUC 495259).

Comentários. Análises do gene COI mostraram que não há *Tr. brochymenae* nos principais agrossistemas brasileiros, como por exemplo, na cultura da soja. Isso pode estar relacionado ao fato da mudança da entomofauna de Pentatomidae no cenário atual da cultura da soja.

Antes da década de 1990, os principais percevejos-pragas da cultura eram *Nezara viridula* e *Piezodorus guildinni*; contudo, na atualidade, o principal pentatomídeo praga passou a ser *Euschistus heros*. Das amostras analisadas, a maioria pertence a *Tr. teretis* e possivelmente há pelo menos uma nova espécie, morfológicamente similar a *Tr. brochymenae*, porém geneticamente divergente (16 a 18% de divergência genética). Assim como para *Telenomus podisi*, fazer a determinação correta da espécie ou espécies poderá ser difícil de ser realizada, uma vez que, geralmente, não há espécimes “vouchers” na maioria dos estudos.

***Trissolcus dasys* Johnson, 1987**

Hospedeiro: Desconhecido.

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: Espírito Santo (Castelo), Pernambuco (Caruaru), Santa Catarina (Nova Teutônia), São Paulo (São Carlos).

Fontes: Johnson 1987b; A.C. Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC 398759).

***Trissolcus decumbens* Johnson, 1987**

Hospedeiro: *Antiteuchus melanoleucus* (Westwood, 1837).

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: Rio de Janeiro (Rio de Janeiro).

Fonte: Johnson 1987b

***Trissolcus elimatus* Johnson, 1987**

Hospedeiro: *E. meditabunda*.

Planta hospedeira: *Cr. spectabilis*.

Distribuição: Mato Grosso (Campo Novo do Parecis).

Fonte: Golin et al. 2011.

***Trissolcus euschisti* (Ashmead, 1888)**

Hospedeiro: *Ed. meditabunda*.

Planta hospedeira: *Cr. spectabilis*.

Distribuição: Mato Grosso (Campo Novo do Parecis).

Fonte: Golin et al. 2011.

***Trissolcus leviventris* (Cameron, 1913)**

Hospedeiro: *Ed. rufomarginata*, *Loxa deducta* Walker, 1867.

Planta hospedeira: Desconhecido.

Distribuição: Rio de Janeiro, Paraná (Londrina), Santa Catarina.

Fontes: Johnson 1987b; Corrêa-Ferreira 1991.

***Trissolcus pustulans* Johnson, 1987**

Hospedeiros: *Ed. meditabunda*, *Po. sculptus*. **Novo registro:** *Pellaea stictica* (Dallas, 1851).

Plantas hospedeiras: *E. urophylla*. **Novo registro:** *Glycine max*.

Distribuição: Pará (Almerim), Rio de Janeiro (Mangaratiba). **Novo registro:** Paraná (Marechal Cândido Rondon).

Fontes: Johnson 1987b; Zanuncio et al. 2000.

***Trissolcus scuticarinatus* Costa Lima 1937**

Hospedeiro: *Chinavia* sp., *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *N. viridula*, *Pi. guildinii*, *Podisus* sp., *Po. nigrispinus*, *Th. perditor*

Plantas hospedeira: *E. cloeziana*, *Gl. max*, *Tr. sativum*, *Phaseolus* sp., *Pi. sativum*, *Z. mays*.

Distribuição: Bahia (Barreiras), Distrito Federal (Brasília), Minas Gerais (Belo Horizonte, Montes Claros, Paraopeba), Paraná (Lapa; Londrina).

Fontes: Costa Lima (1937); Moreira (1984); Corrêa-Ferreira (1986); Foerster & Queiroz (1990); Kishino & Alves (1994); Torres et al. (1996); Medeiros et al. (1998).

Comentários: Nos trabalhos mencionados as fontes, os espécimes identificados como *Tr. scuticarinatus* podem ser na verdade *Tr. tereris*, porém sem os espécimes “vouchers” não é possível confirmar essa hipótese.

***Trissolcus teretis* Johnson, 1987**

Hospedeiros: *Eu. heros*, *D. melacanthus*, *Th. perditor*.

Plantas hospedeiras: *Gl. max*, *He. annuus*, *Z. mays*.

Distribuição: Distrito Federal (Brasília, Planaltina), Paraná (Londrina, Marechal Cândido Rondon), São Paulo (Campinas, Pinhal).

Fontes: Johnson 1987b; Medeiros et al. 1997, 1998; Laumann et al. 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Cordeiro & Bueno 2021.

***Trissolcus urichi* Crawford, 1913**

Hospedeiros: *Antiteuchus* sp., *C. aseada*, *C. impicticornis*, *C. ubica* (Rolston, 1983), *Chinavia* sp., *D. melacanthus*, *Diceraeus* sp., *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *N. viridula*, *O. poecilus*, *Pe. stictica*, *Pie. guildinii*, *Po. connexivus*, *Po. nigrispinus*, *Th. perditor*, *Ti. limbiventris*.

Plantas hospedeiras: *Gl. max*, *Go. hirsutum*, *Cr. spectabilis*, *He. annuus*, *Ligustrum lucidum* W. T. Aiton (Oleaceae), *Malpighia* (L.) (Malpighiaceae), *O. sativa*, *Plectranthus* (L'Hér.) (Lamiaceae), *Th. grandiflorum*, *V. unguiculata*.

Distribuição: Amazonas (Manaus), Distrito Federal (Brasília), Maranhão (Arari, Matões do Norte, Miranda do Norte), Mato Grosso (Campo Novo do Parecis, Campo Verde, Nova Olímpia, Tangará da Serra), Pará (Novo Progresso), Paraná (Curitiba, Entre Rios do Oeste, Londrina, Marechal Cândido Rondon, Palotina), Piauí (Teresina), Rio Grande do Sul (Três de Maio), Santa Catarina (Criciúma, Imbituba, Itajaí, Maçaranduba, Trombudo Central), São Paulo (Campinas, São Paulo),

Fontes: Johnson 1987b; Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljanabi et al. 1998; Maciel et al. 2007; Margaría 2008; Santos 2008; Margaría et al. 2009; Laumann et al. 2010; Riffel et al. 2010; Michereff 2011; Golin et al. 2011; Wanto 2012; Krinski 2014; Paz-Neto et al. 2015; Mahlmann & Oliveira 2016; Sousa et al. 2019; Melo Neto et al. 2020; Queiroz et al. 2020; A.C.; Silva et al. 2021; Triplehorn Insect Collection, Ohio State University (EUA) - (OSUC480196-OSUC480208; OSUC577679-577683; USNMENT989636-USNMENT00989642; USNMENT00989717-USNMENT00989721; OSUC576223-OSUC576225; OSUC575464-OSUC575485).

Trissolcus* sp. n.*Hospedeiros:** *Ed. meditabunda*, *Eu. heros*, *N. viridula*.**Planta hospedeira:** *Gl. max*.**Distribuição:** Mato Grosso do Sul (Dourados), Paraná (Marechal Cândido Rondon)**Fonte:** Faca et al. 2021.**Comentários:** Os espécimes do Paraná, foram coletados principalmente de ovos de *Edessa meditabunda*, sendo que de *Eu. heros* e *N. viridula*, emergiram apenas um macho para cada hospedeiro, respectivamente.***Trissolcus* sp.****Hospedeiros:** *Acrosternum* sp., *Eu. heros*, *N. viridula*, *O. poecilus*, *Pi. guildinii*, *Po. nigrispinus*.**Plantas hospedeiras:** *Gl. max*, *He. annuus*, *I. hirsuta*, *O. sativa*.**Distribuição:** Pará (Novo Progresso) Distrito Federal (Brasília) São Paulo (Jaboticabal); Paraná (Londrina) Rio Grande do Sul (Guaíba).**Fontes:** Moreira 1984; Moreira & Becker 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998; Maruyama et al. 2002; Krinski 2014.

Referências

- Aljanabi, S.M., Loiacono, M.S., Lourenço, R.T., Borges, M. & Tigano, M.S. (1998) RAPD analysis revealing polymorphism in egg parasitoids of soybean stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 27(3): 413-420.
- Barcelos, J.A.V., Zanuncio, J.C., Oliveira, A.C. & Nascimento, E.C. (1994) Performance em duas dietas e descrição dos adultos de *Brontocoris tabidus* (Signoret) (Heteroptera: Pentatomidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 23(3): 519-524.
- Carvalho, E.S.M. (2007) *Dichelops melacanthus* (Dallas, 1851) (Heteroptera: Pentatomidae) no sistema plantio direto no Sul de Mato Grosso do Sul: flutuação populacional, hospedeiros e parasitismo. Dissertação (Mestrado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade) – Universidade Federal da Grande Dourados. Disponível em: <https://dspace.ufgd.edu.br/jspui/handle/123456789/128>.
- Cordeiro J.P.F.C. & Bueno (2021) *Trissolcus teretis* (Johnson, 1987) (Hymenoptera: Scelionidae) parasitism on *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) and *Diceraeus melacanthus*

- Dallas, 1851 (Hemiptera: Pentatomidae) eggs at different temperatures. *Revista Brasileira de Entomologia* 65 (1): 1-8. doi: [https://doi.org/ e20200073](https://doi.org/e20200073)
- Cividanes, F.J., Athayde, M.L.F. & Sabugosa, E.T. (1995) Observações sobre o parasitismo em ovos *Piezodorus guildinii* (West.). *Revista de Agricultura*, 70 (1): 131-137.
- Cividanes, F.J. & Figueiredo, J.G. (1996) Desenvolvimento e emergência de *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) e *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em diferentes temperaturas. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(2): 207-211.
- Cividanes, F.J., Figueiredo, F.G. & Carvalho, D.R. (1998) Previsão da Emergência de *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) e *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em Condições de Campo. *Scientia agricola*, 55(1): 43-47.
- Costa Lima (1935) Um novo parasito endófito do *Mormidea poecila*. *O Campo*, 6(6): 22-23.
- Costa Lima, A. *Insetos do Brasil: Himenópteros*. Série didática nº 14. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia. 1962. 12º Tomo, 393 pp.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1980) Ocorrência no Brasil, de *Trissolcus basalis*, parasita de ovos de *Nezara viridula*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 15: 127-128.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1986) Ocorrência natural do complexo de parasitoides de ovos de percevejos da soja no Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15(2): 189-201.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1991) *Parasitoides de ovos de percevejos: incidência natural. biologia e efeito sobre a população de percevejos da soja*. Tese de doutorado -Universidade Federal do Paraná. 229pp.
- Corrêa-Ferreira, B.S. (1993) Utilização do parasitoide de ovos *Trissolcus basalis* (Wollaston) no controle de percevejos da soja. *Circular Técnica 11*, Embrapa-CNPSo, Londrina, 30p.
- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1995) Seasonal Occurrence and Host Spectrum of Egg Parasitoids Associated with Soybean Stink Bugs. *Biological Control*, 5(2): 196-202. doi: <https://doi.org/10.1006/bcon.1995.1030>.
- Corrêa-Ferreira, B.S. & Moscardi, F. (1996) Biological control of soybean stink bugs by inoculative releases of *Trissolcus basalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 79 (1): 1-7.
- De Santis, L. (1985) Dos notas sobre himenópteros calcidoideos parasitoides oófagos de hemípteros heterópteros (Insecta). *Revista Chilena de Entomologia*, 12: 91-94.

- Faca, E.C., Pereira, F.F., Fernandes, W.C., Silva, I.F., Costa V.A. & Wengrat, A.P.G.S. (2021) Reproduction of *Ooencyrtus submetallicus* (Hymenoptera: Encyrtidae) and *Trissolcus* sp. *aff. urichi* (Hymenoptera: Scelionidae) in eggs of *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae) of different ages. *Journal of Agricultural Science*, 13(10): 96-106. doi: <https://doi.org/10.5539/jas.v13n10p96>
- Farias, P.M., Klein, J.T., Sant'Ana, J., Redaelli, L.R. & Grazia, J. (2012) First records of *Glypheapomis adroguensis* (Hemiptera, Pentatomidae) and its parasitoid, *Telenomus podisi* (Hymenoptera, Platygasteridae), on irrigated rice fields in Rio Grande do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 56(3):383-384. doi: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262012005000044>
- Farias, P.M. (2012) *Pentatomídeos e seus inimigos naturais na cultura do arroz irrigado no Rio Grande do Sul*. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade do Sul de Santa Catarina. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10183/142581>
- Favetti, B.M., Krinski, D., Butnariu, A.R. & Loíacono, M.S. (2013) Egg parasitoids of *Edessa mediatubunda* (Fabricius) (Pentatomidae) in lettuce crop. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57(2): 236-237. Doi: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262013005000014>.
- Foerster, L.A. & Queiroz, J.M. (1990) Incidência natural de parasitismo em ovos de pentatomídeos da soja no centro-sul do Paraná. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 19(1): 221-231.
- Godoy, K.B. & Ávila, C.J. (2000) Parasitismo natural em ovos de dois percevejos da soja, na região de Dourados, MS. *Revista de Agricultura*, 75(2): 271-279.
- Godoy, K.B., Galli, J.C. & Ávila, C.J. (2005) Parasitismo em ovos de percevejos da soja *Euschistus heros* (Fabricius) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) em São Gabriel do Oeste, MS. *Ciência Rural*, 35(2): 455-458.
- Godoy, C., Ávila, C.J., Arce, C.C.M (2007) Controle biológico de percevejos fitófagos da soja na região de Dourados, MS. Embrapa Agropecuária Oeste, Boletim de pesquisa e desenvolvimento, p. 1-27. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/38732/1/BP200740.pdf> acesso 20/12/2021.

- Golin, V., Loíacono, M.S., Margaría, C.B. & Aquino, D.A. (2011) Natural incidence of egg parasitoids of *Edessa meditabunda* (F.) (Hemiptera: Pentatomidae) on *Crotalaria spectabilis* in Campo Novo do Parecis, MT, Brazil. *Neotropical Entomology*, 40(5): 317-618. doi: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2011000500015>.
- Grande, M.L.M., de Queiroz, A.P., Gonçalves, J., Hayashida, Ventura, M.U., Bueno, A. F. (2021) Impact of Environmental Variables on Parasitism and Emergence of *Trichogramma pretiosum*, *Telenomus remus* and *Telenomus podisi*. *Neotropical Entomology*, 50: 605–614 (2021). <https://doi.org/10.1007/s13744-021-00874-2>
- Idalgo, T.D.N., Sant'Ana, J., Redaelli, L.R. & Pires, P.D.S. (2013) Parasitismo de ovos de *Tibraca limbativentris* Stål (Hemiptera: Pentatomidae) em lavoura de arroz irrigado, Eldorado do Sul, RS. *Arquivos do Instituto Biológico*, 80(4): 453-456. doi: <https://doi.org/10.1590/S1808-16572013000400014>
- Johnson, N.F. (1984a) Revision of the Nearctic species of the *Trissolcus flavipes* group (Hymenoptera: Scelionidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 86: 797-807. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.24227>
- Johnson, N.F. (1984b) Systematics of Nearctic *Telenomus*. Classification and revisions of the *podisi* and *phymatae* species groups (Hymenoptera: Scelionidae). *Bulletin of the Ohio Biological Survey*, 6: 1-113. doi: <https://dx.doi.org/10.5281/zenodo.23887>
- Johnson NF (1985a) Revision of the New World species of the *thyantae* group of *Trissolcus* (Hymenoptera: Scelionidae). *The Canadian Entomologist* 117: 107–112. 80 doi: 10.4039/Ent117107-1.
- Johnson, N.F. (1985b) Systematics of New World *Trissolcus* (Hymenoptera: Scelionidae): species related to *T. basalis*. *The Canadian Entomologist*, 117: 431–445. doi: <https://doi.org/10.4039/Ent117431-4>
- Johnson, N.F. (1987a) The Neotropical Telenomine genus *Phanuropsis* Girault (Hymenoptera: Scelionidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 80: 660–663.
- Johnson, N.F. (1987b) Systematics of New World *Trissolcus*, a genus of pentatomid egg-parasites (Hymenoptera: Scelionidae). *Journal of Natural History*, 21: 285–304.
- Johnson N (2017). C.A. Triplehorn Insect Collection (OSUC), Ohio State University. Version 54.3. Museum of Biological Diversity, The Ohio State University. Metadata dataset <https://doi.org/10.15468/sgqujt>

- Kishino, K. & Alves, R.T. (1994) Utilização de inimigos naturais no controle de insetos-pragas na região dos cerrados, p.127-155. In Embrapa - Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados (Planaltina, DF). Relatório Técnico do Projeto Nipo-Brasileiro de Cooperação de Pesquisa Agrícola nos Cerrados 1987 -1992, Brasília, 516p.
- Krinski, D. (2014) Artrópodes associados ao arroz de terras altas, *Oryza sativa*, em Novo Progresso, estado do Pará: níveis de danos e estratégias para manejo. Tese de doutorado – Universidade Federal do Paraná. 353pp. Disponível em: <https://acervodigital.ufpr.br/handle/1884/36839>.
- Laumann, R.A., Moraes, M.C.B., Silva, J.P.D., Vieira, A.M.C., Silveira, S.D., Borges, M. (2010) Egg parasitoid wasps as natural enemies of the neotropical stink bug *Dichelops melacanthus*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45(5): 442-449. doi: 10.1590/S0100-204X2010000500002
- Loiácono, M.S. (1980) Nota sobre los esceliónidos parasitoides de hemípteros de la República Argentina y Brasil (Hymenoptera-Proctotrupoidea). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 39 (3-4): 173-178.
- Loiácono, M.S. (1995) Sobre *Phanuropsis semiflaviventris* (Hymenoptera, Scelionidae), parasitoide de posturas de Pentatómidos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 54: 75-76.
- Loiácono, M.S. & Margaría, C.B. (2002) Ceraphronoidea, Platyastroidea and Proctotrupoidea from Brazil (Hymenoptera). *Neotropical Entomology*, 31 (4): 551–560.
- Maciel, A.A.S., Lemos, R.N.S., Souza, J.R., Costa, V.A., Barrigossi, J.A.F. & Chagas, E.F. (2007) Parasitismo de ovos de *Tibraca limbativentris* Stal (Hemiptera: Pentatomidae) na cultura do arroz no Maranhão. *Neotropical Entomology*, 36(4): 616-618. doi: <https://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2007000400023>
- Mahlmann T & Oliveira B.G. (2016) First record of *Phanuropsis laniger* Johnson in Brazil and first record of *Phanuropsis semiflaviventris* Girault in Amazonas (Hymenoptera: Platygastridae) with notes of their hosts, stink-bugs of cupuaçu. *Biodiversity Data Journal*. 2016 (4): 1-6. doi: 10.3897/bdj.4.e8142.
- Margaría, C.B. (2008). *Microhimenópteros parasitoides de huevos de insectos y arañas: estudio sistemático y biológico de potenciales agentes de control integrado de plagas*. Tesis de doctorado - Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata. Disponível em: <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/4393>

- Margaría, C. B.; Loiacono, M. S.; Lanteri, A. A. (2009) New geographic and host records for scelionid wasps (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoids of insect pests in South America. *Zootaxa*, 2314: 41-49. doi: 10.11646/zootaxa.2314.1.2
- Maruyama, W.I., Pinto, A.S. & Gravena, S. (2001) Parasitismo Natural em Ovos de Pentatomídeos Pragas na Cultura da Soja em Jaboticabal, SP. *Revista de Agricultura*, 76 (3): 441-448.
- Maruyama, W.I., Pinto, A.S. & Gravena, S. (2002) Parasitóides de ovos de percevejos (Hemiptera: Heteroptera) em plantas daninhas. *Revista Ceres*, 49 (284): 453-459.
- Masner, L. 1979. The *variicornis*-group of *Gryon* Haliday (Hymenoptera: Scelionidae). *The Canadian Entomologist*, 111: 791-805.
- Melo Neto, A. J.; Souza, J. R.; Santiago, C. M.; Pereira, F. A. D. S.; Lima, M. H.; Wengrat, A. P. D. S. (2020) Primeiro registro de parasitoides de ovos de *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) em arroz no Maranhão, Brasil. *Entomological Communications*, 2: 1-3. doi: 10.37486/2675-1305.ec02032
- Medeiros, M.A., Schimdt, F.V., Loiacono, M., Carvalho, V. & Borges, M. (1997) Parasitismo e predação em ovos de *Euschistus heros* (Fab.) (Heteroptera: Pentatomidae) no Distrito Federal, Brasil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* 26 (2): 397-401. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S0301-80591997000200026>
- Medeiros, M.A., Loiacono, M.S., Borges, M. & Schimdt, F.V.G. (1998) Incidência natural de parasitoides em ovos de percevejos da soja (Hemiptera: Pentatomidae) no Distrito Federal. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 33(8): 1431-1435.
- Michereff, M.F.F. (2011) *Interações químicas no sistema soja – Percevejo Euschistus heros (Hemiptera: Pentatomidae) – parasitóide de ovos Telenomus podisi (Hymenoptera: Scelionidae)*. Tese de doutorado – Universidade de Brasília. 186 pp. Disponível em: <https://repositorio.unb.br/handle/10482/9004>
- Moreira, G.R.P. & Becker, M. (1986) Mortalidade de *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) (Heteroptera: Pentatomidae) no estágio de ovo na cultura da soja: II. Parasitoides. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 15 (2): 291-308.
- Noyes, J.S. 2019. *Universal Chalcidoidea Database*. World Wide Web electronic publication. <http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids>. Acessado em 28/02/2022.
- Pacheco, D.J.P. (1998) *Flutuação populacional do parasitóide de ovos Telenomus podisi Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) e suas interações com os percevejos na cultura da*

- soja *Glycine max (L.) Merrill*. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas, Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR. 94 pp.
- Pacheco, J.P.D. & B.S. Correa-Ferreira. 1998. Reproductive potential and longevity of the parasitoid *Telenomus podisi* Ashmead in eggs of different stinkbug species. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 27: 585-591.
- Pacheco, D.J.P. & Corrêa-Ferreira, B.S. (2000) Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 29(2): 295-302.
doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S0301-80592000000200011>.
- Polaszek, A., Al-Riyami, A., Lahey, Z., Al-Khatre, A., Al-Shidi, H., Hardy, C.W. (2021) *Telenomus nizwaensis* (Hymenoptera: Scelionidae), an important egg parasitoid of the pomegranate butterfly *Deudorix livia* Klug (Lepidoptera: Lycaenidae) in Oman. *PLoS ONE*, 16: 1–16.
- Panizzi, A.R. & Smith, J.G. (1976) Observações sobre inimigos naturais de *Piezodorus guildinii* (Westwood, 1837) (Hemiptera, Pentatomidae) em soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 5(1): 11-17.
- Paz-Neto, A.D.A, Querino, R.B. & Margaría, C.B. (2015) Egg parasitoids of stink bugs (Hemiptera: Coreidae and Pentatomidae) on soybean and cowpea in Brazil. *Florida Entomologist*, 98(3): 929–932.
- Queiroz, A.P. et al. (2020) Biological characteristics of *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Scelionidae) on *Euschistus heros* (Fabricius) and *Dichelops melacanthus* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) eggs. *Scientific Reports*, 10 (12441): 1-7.
- Riffel, C.T., Prando, H.F. & Boff, M.I.C. (2010) Primeiro relato de ocorrência de *Telenomus podisi* (Ashmead) e *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Scelionidae) como parasitoides de ovos do Percevejo-do-Colmo-do-Arroz, *Tibraca limbativentris* (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae), em Santa Catarina. *Neotropical Entomology*, 39(3): 447-448. doi: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2010000300021>.
- Santos, R.S.S. (2008) Levantamento populacional de percevejos e da incidência de parasitoides de ovos em cultivos orgânicos de soja. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*, 14(1): 41-46.
- Santos, A.V. & Albuquerque, G.S. (2001) Eficiência do cuidado maternal de *Antiteuchus sepulcralis* (Fabricius) (Hemiptera: Pentatomidae) contra inimigos naturais do estágio de ovo. *Neotropical Entomology*, 30 (4): 641–646.

- Silva, N.N.P., Sousa, K.K.A., Silva, P.H.S., Querino, R.B. (2021) New Records of Egg Parasitoids of Stink Bugs (Hemiptera: Pentatomidae) on Rice in Piauí, Brazil: Rate Parasitism, Incidence and Seasonality. *Entomological Communications*, 3: 1-3. doi: <https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec03020>
- Sousa, K.K.A., Silva, N.N.P., Querino, R.B.; Silva, P.H.S., Grazia, J. (2019) Diversity, seasonality, and egg parasitism of Hemipteran (Coreidae and Pentatomidae) from a cowpea crop in Northeastern Brazil. *Florida Entomologist*, 102(1): 29-35. doi: 10.1653/024.102.0105.
- Riffel, C. T.; Prando, H. F.; Boff, M. I. (2010) Primeiro relato de ocorrência de *Telenomus podisi* (Ashmead) e *Trissolcus urichi* (Crawford) (Hymenoptera: Scelionidae) como parasitoides de ovos do percevejo-do-colmo-do-arroz, *Tibraca limbativentris* (Stal) (Hemiptera: Pentatomidae), em Santa Catarina. *Neotropical Entomology*, 39(3): 447-448. doi: 10.1590/S1519-566X2010000300021
- Talamas, E.J., Johnson, N.F. & Buffington, M.L. (2015) Key to Nearctic species of *Trissolcus* Ashmead (Hymenoptera, Scelionidae), natural enemies of native and invasive stink bugs (Hemiptera, Pentatomidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 43: 45-110. doi: <https://doi.org/10.3897/JHR.43.8560>.
- Tognon, R. (2013) *Influência do hospedeiro de origem e do aprendizado sobre o comportamento quimiotáxico e o parasitismo de Telenomus podisi Ashmead (Hymenoptera: Platygastridae)*. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10183/183356>
- Torres, J.B., Zanuncio, J.C., Cecon, P.R., Gasperazzo, W.L. (1996) Mortalidade de *Podisus nigrispinus* (Dallas) por parasitoides de ovos em áreas de eucalipto. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(3): 463-471.
- Torres, J.B, Pratisoli, D., J.C. Zanuncio, J.C. (1997) Thermal requirements and development of the egg parasitoids *Telenomus podisi* Ashmead and *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) on the predator stinkbug *Podisus nigrispinus* (Dallas). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 26: 445-453.
- Torres, J.B., Musolin, D.L., Zanuncio, J.C. (2002) Thermal requirements and parasitism capacity of *Trissolcus brochymenae* (Ashmead) (Hymenoptera: Scelionidae) under constant and fluctuating temperatures, and assessment of development in field conditions. *Biocontrol Science and Technology*, 12: 583–593.

- Venzon, M., Ferreira, J.A.M., João, G. & Ripposati, J.G. (1999) Parasitism of stink bug eggs (Hemiptera: Pentatomidae) of soybean fields in the Triângulo Mineiro, Minas Gerais, Brazil. *Revista de Biología Tropical*, 47(4): 1007-1013.
- Vieira, C.R. (2010) *Ecologia química de insetos parasitoides de ovos (Hymenoptera: Scelionidae) e sua aplicação no controle biológico de pragas*. Dissertação (Mestrado em Ecologia) Universidade de Brasília. Disponível em: <https://repositorio.unb.br/handle/10482/8310>
- Zanuncio, J.C., Oliveira, H.N., Torres, J.B. & Pratissoli, D. (2000) Egg Parasitoids of *Podisus sculptus* Distant (Heteroptera: Pentatomidae) in an *Eucalyptus* Plantation in the Brazilian Amazonian Region. *Revista de Biología Tropical*, 48(4): 989-992.
- Zerbino, M.S. & Panizzi, A. R. (2019) The underestimated role of pentatomid parasitoids in Southern South America. *Arthropod Plant Interactions*, 13(5): 703-718. doi: 10.1007/s11829-019- 09703-1.

APÊNDICES

Tabela 1: Registros de ocorrência de hospedeiros e plantas hospedeiras dos parasitoides de ovos de pentatomidae.

Parasitoides	Hospedeiro	Planta hospedeira	Estado	Referências
CHALCIDOIDEA				
<i>Anastatus auriceps</i>	<i>Chinavia aseada</i>	<i>Glycine max</i>	DF	Medeiros <i>et al.</i> 1998.
<i>Anastatus</i> sp.	<i>Diceraeus</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Phaseolus vulgaris</i>	DF	Kishino & Alves 1994.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Eucalyptus cloeziana</i>	MG	Torres <i>et al.</i> 1996.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Pisum sativum</i> , <i>Zea mays</i>	DF	Kishino & Alves 1994.
<i>Neorileya albipes</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> ; <i>Lactuca sativa</i>	MT	Golin <i>et al.</i> 2011; Favetti <i>et al.</i> 2013.
<i>Neorileya ashmeadi</i>	<i>Diceraeus melachanthus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
<i>Neorileya flavipes</i>	<i>Chinavia ubica</i>	<i>Vigna unguiculata</i>	PI	Sousa <i>et al.</i> 2019.
	<i>Diceraeus</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Physalis angulata</i>	PA	OSUC.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Vigna unguiculata</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015
<i>Neorileya</i> sp.	<i>Chinavia</i> sp. (<i>Acrosternum</i>)	<i>Glycine max</i>	PR, BA	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Diceraeus melachanthus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.

	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Glycine max; Helianthus annuus, Physalis angulata, Vigna unguiculata</i>	DF, PA, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998; OSUC.
	<i>Edessa</i> sp.		Des	Costa Lima 1962.
<i>Neorileya</i> sp.	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR, MS	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Pacheco 1998; Godoy <i>et al.</i> 2000, 2005, 2007.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum</i>	PR, DF	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Pacheco 1998.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	PR, MS	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Godoy <i>et al.</i> 2005.
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Thyantha perditor</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
<i>Ooencyrtus anasae</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	PI	Silva <i>et al.</i> , 2021.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
<i>Ooencyrtus fasciatus</i>	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	Des	Costa Lima 1949, 1962.
<i>Ooencyrtus submetallicus</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i>	MT	Golin <i>et al.</i> 2011.
	<i>Edessa</i> spp.	Desconhecido	Desconhecido	De Santis 1985.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Pacheco 1998.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Pacheco 1998.
	<i>Podisus sculptus</i>	<i>Eucalyptus urophylla</i>	PA	Zanuncio <i>et al.</i> 2000
	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	MA	Maciel <i>et al.</i> 2007.

	<i>Chinavia</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995.
	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> , <i>Cichorium intybus</i> , <i>Glycine max</i> , <i>Physalis angulata</i> , <i>Vigna unguiculata</i>	MT, PA, PR	Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995; Golin <i>et al.</i> 2011; OSUC.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i> , <i>Glycine max</i>	PR, MS	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995; Godoy <i>et al.</i> 2005; OSUC.
<i>Ooencyrtus</i> sp.	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	MG, PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995; Venzon <i>et al.</i> 1999.
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Eucalyptus cloeziana</i>	MG	Torres <i>et al.</i> 1996.
	<i>Podisus sculptus</i>	<i>Eucalyptus urophylla</i>	PA	Zanuncio <i>et al.</i> 2000.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Helianthus annuus</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira & Morcardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	PA	OSUC.
PLATYGASTROIDEA				
	<i>Gryon brasiliense</i>	Pentatomidae sp.	MG	OSUC.
	<i>Gryon sinop</i>	<i>Antiteuchus tripterus</i>	SP	Masner 1979; OSUC.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
<i>Gryon obesum</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
<i>Gryon</i> sp.	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i>	MT	Golin <i>et al.</i> 2011.
	<i>Antiteuchus tripterus</i>	Desconhecido	SP	Johnson 1987; OSUC.
	<i>Antiteuchus piceus</i>	Desconhecido	SP	Johnson 1987.
<i>Phanuropsis semiflaviventris</i>	<i>Antiteuchus sepulcralis</i>	<i>Bauhinia</i> sp., <i>Hibiscus pernambucensis</i> , <i>Hibiscus tiliaceus</i>	PI, RJ	Santos & Alburquerque; Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Antiteuchus variolosus</i>	Desconhecido	PE	Loiácono 1995.
	<i>Antiteuchus</i> spp.	<i>Cocos nucifera</i> , <i>Theobroma grandiflorum</i>	AM, PA	Mahlmann & Oliveira 2016; OSUC.

<i>Telenomus cristatus</i>	<i>Brontocoris tabidus</i>	<i>Eucalyptus</i> sp., <i>Eucalyptus urophylla</i>	MG, PA	Barcelos <i>et al.</i> 1994; Zanuncio <i>et al.</i> 2000.
<i>Telenomus edessae</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Helianthus annuus</i>	PR, DF	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Edessa rufomarginata</i>	Desconhecido	Des	Costa Lima 1962.
<i>Telenomus grenadensis</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
<i>Telenomus mormideae</i>	<i>Chinavia</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
	<i>Diceraeus furcatus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Foerster & Queiroz 1990.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Phaseolus vulgaris</i>	PR, DF	Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	DF, PR, RS	Corrêa-Ferreira 1986; Moreira & Becker 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i> , <i>Zea mays</i>	DF, PR, RS	Panizzi & Smith 1976; Link & Concatto 1979; Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994.
	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	RS	Costa Lima 1935.
	<i>Podisus</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
<i>Telenomus persimilis</i>	<i>Podisus sculptus</i>	<i>Eucalyptus urophylla</i>	PA	Zanuncio 2000.
	<i>Podisus</i> sp.	Desconhecido	DF	OSUC.

	Pentatomidae sp.	Desconhecido	MS, PE	Loiácono & Margaría 2002; Margaría <i>et al.</i> 2009.
	<i>Chinavia</i> sp.	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
	<i>Diceraeus furcatus</i>	<i>Glycine max</i>	RS	Santos 2008.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max, Zea mays</i>	MS, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Carvalho 2007; Margaría <i>et al.</i> 2009.
	<i>Diceraeus</i> sp.	<i>Glycine max, Vigna unguiculata</i>	SP	Maruyama <i>et al.</i> 2001; Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Lactuca sativa</i>	MT	Favetti <i>et al.</i> 2013.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	PI; DF, MG, MS, PR, SP	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Cividanes & Figueiredo 1996; Medeiros <i>et al.</i> 1997, 1998; Pacheco 1998; Pacheco & Corrêa-Ferreira 1998; Venzon <i>et al.</i> 1999; Godoy & Ávila 2000; Pacheco <i>et al.</i> 2000; Maruyama <i>et al.</i> 2001; Godoy <i>et al.</i> 2005; Laumann <i>et al.</i> 2010; Vieira 2010; Michereff 2011; Grande <i>et al.</i> 2021; Silva <i>et al.</i> 2021
	<i>Glypompomis adroguensis</i>	<i>Oryza sativa</i>	RS	Farias <i>et al.</i> 2012.
<i>Telenomus podisi</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Indigofera hirsuta</i>	PI, PR, SP	Pacheco <i>et al.</i> 2000; Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Maruyama <i>et al.</i> 2002; Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	PA, PI	Krinski 2014; Melo Neto <i>et al.</i> 2020; Silva <i>et al.</i> 2021.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Indigofera hirsuta</i>	DF, MS, MG, PR, SP	Corrêa-Ferreira 1986; Aljanabi <i>et al.</i> 1998; Pacheco & Corrêa-Ferreira 1998; Pacheco <i>et al.</i> 2000; Cividanes <i>et al.</i> 1995, 1998; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Pacheco 1998; Medeiros <i>et al.</i> 1998; Venzon <i>et al.</i> 1999; Godoy & Ávila 2000; Maruyama <i>et al.</i> 2001, 2002; Godoy <i>et al.</i> 2005; OSUC.
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Eucalyptus cloeziana</i>	MG	Torres <i>et al.</i> 1996, 1997; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Podisus</i> sp.	<i>Indigofera hirsuta</i>	SP	Maruyama <i>et al.</i> 2002.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	MA, PA, PI, RS, SC	Maciel <i>et al.</i> 2007; Riffel <i>et al.</i> 2010; Farias 2012; Idalgo <i>et al.</i> 2013; Tognon 2013; Krinski 2014, Silva <i>et al.</i> 2021.

<i>Telenomus schrottkyi</i>	<i>Edessa rufomarginata</i>	Desconhecido	Des	Costa Lima 1962; Loíacono & Margaría 2002.
	<i>Chinavia asseada</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Chinavia (Acrosternum) sp.</i>	<i>Glycine max, Zea mays</i>	DF, PR	Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Diceraeus furcatus</i>	<i>Glycine max</i>	RS	Santos 2008.
	<i>Edessa mediatubunda</i>	<i>Phaseolus vulgaris</i>	DF	Kishino & Alves 1994.
<i>Telenomus sp.</i>	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Côrrea-Ferreira 1986.
	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	PA	Krinski 2014.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF, PR	Côrrea-Ferreira 1986; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Podisus sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Côrrea-Ferreira 1986.
	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	PA	Krinski 2014.
<i>Trissolcus antaeus</i>	Desconhecido	Desconhecido	AM, GO, MT, PE	Johnson 1987.
	Pentatomidae sp.	Desconhecido	MG, PR	Johnson 1985.
	<i>Chinavia aseada</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Chinavia sp.</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum, Zea mays</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
<i>Trissolcus basalis</i>	<i>Diceraeus furcatus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Foerster & Queiroz 1990.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Laumann <i>et al.</i> 2010.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF, MS, PR	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Foerster & Queiroz 1990; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1997, 1998; Godoy <i>et al.</i> 2005; Laumann <i>et al.</i> 2010; Vieira 2010.

	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Phaseolus vulgaris, Pisum sativum, Zea mays</i>	DF, PR, RS	Corrêa-Ferreira, 1980, 1982, 1986, 1993; Loiacono 1980; Moreira 1984; Moreira e Becker 1986; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998; Pacheco 1998; Santos 2008.
<i>Trissolcus basalis</i>	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF, MS, MG, PR, SP	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Foerster & Queiroz 1990; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Aljanabi <i>et al.</i> 1998; Medeiros <i>et al.</i> 1998; Godoy <i>et al.</i> 2005; Margaría <i>et al.</i> 2009.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum, Zea mays</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;
	<i>Podisus sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
<i>Trissolcus bodkini</i>	Pentatomidae sp.	Desconhecido	MT	Johnson 1987.
	Pentatomidae sp.	<i>Gossypium hirsutum</i>	MT	OSUC.
	<i>Antiteuchus sepulcralis</i>	<i>Hibiscus tiliaceus</i>	PI	Paz-Neto <i>et al.</i> 2015.
	Pentatomidae sp.	<i>Gossypium hirsutum</i>	MT	Talamas <i>et al.</i> 2015.
	<i>Chinavia impicticornis</i>	Desconhecido	DF	Johnson 1987; Talamas <i>et al.</i> 2015.
	<i>Chinavia aseada</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros <i>et al.</i> 1998.
<i>Trissolcus brochymenae</i>	<i>Chinavia sp.</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum, Triticum sativum, Vigna unguiculata</i>	BA, DF, PR, RS, SP	Corrêa-Ferreira 1986; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Maruyama <i>et al.</i> 2001; Santos 2008.
	<i>Brontocoris tabidus</i>	<i>Eucalyptus sp.</i>	MG	Barcelos <i>et al.</i> 1994.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1991; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Laumann <i>et al.</i> 2010;
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	DF, PR, SP	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Cividanes e Figueiredo 1996; Pacheco 1998; Laumann <i>et al.</i> 2010; Vieira 2010; Michereff 2011.

<i>Trissolcus brochymenae</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Indigofera hirsuta, Pisum sativum</i>	PR, SP	Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Maruyama <i>et al.</i> 2002.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Indigofera hirsuta</i>	DF, MG, PR, SP	Johnson 1987; Corrêa-Ferreira 1986, 1993; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Cividanes <i>et al.</i> 1995, 1998; Aljanabi <i>et al.</i> 1998; Mederos <i>et al.</i> 1998; Pacheco 1998; Venzon <i>et al.</i> 1999; Maruyama <i>et al.</i> 2001, 2002; Talamas <i>et al.</i> 2015; OSUC.
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Glycine max, Eucalyptus cloeziana, Helianthus annuus</i>	DF, MG	Torres <i>et al.</i> 1996, 2002; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
	<i>Podisus nigrolimbatus</i>	Desconhecido	MG	OSUC.
	<i>Podisus sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Pisum sativum, Zea mays</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986; Kishino & Alves 1994; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros <i>et al.</i> 1998.
<i>Trissolcus dasys</i>	Desconhecido	Desconhecido	ES, PE, SC, SP	Johnson 1987; OSUC.
<i>Trissolcus decumbens</i>	<i>Antiteuchus melanoleucus</i>	Desconhecido	RJ	Johnson 1987.
<i>Trissolcus elimatus</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i>	MT	Golin <i>et al.</i> 2011.
<i>Trissolcus euschisti</i>	<i>Edessa meditabunda</i>	<i>Crotalaria spectabilis</i>	MT	Golin <i>et al.</i> 2011.
<i>Trissolcus leviventris</i>	<i>Edessa rufomarginata</i>	Desconhecido	RJ, SC	Johnson 1987.
	<i>Loxa deducta</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1991.

	<i>Chinavia sp.</i>	<i>Glycine max, Phaseolus sp., Pisum sativum, Triticum sativum</i>	BA, DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986; Kishino & Alves, 1994.
	<i>Edessa mediatubunda</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
<i>Trissolcus scuticarinatus</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz, 1990; Kishino & Alves 1994.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986; Foerster & Queiroz, 1990; Kishino & Alves 1994.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Eucalyptus cloeziana</i>	MG	Torres et al., 1996.
	<i>Podisus sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira 1986.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max, Pisum sativum, Zea mays</i>	DF, PR	
<i>Trissolcus pustulans</i>	<i>Edessa mediatubunda</i>	Desconhecido	RJ	Johnson 1987.
	<i>Pelleae stictica</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Dados do presente trabalho.
	<i>Podisus sculptus</i>	<i>Eucalyptus urophylla</i>	PA	Zanuncio et al. 2000.
	Desconhecido	Desconhecido	SP	Johnson 1987.
	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	DF	Laumann et al. 2010.
<i>Trissolcus teretis</i>	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Zea mays</i>	DF, PR	Medeiros et al. 1997, 1998; Vieira 2010; Michereff 2011; Cordeiro & Bueno 2021.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros et al. 1998.
	Desconhecido	Desconhecido	DF, SP	Johnson 1987.
	<i>Pentatomidae sp.</i>	<i>Gossypium hirsutum, Oryza sativa</i>	MT, SP	Margaría 2008; Margaría et al. 2009; OSUC.
	<i>Antiteuchus sp.</i>	<i>Malpighia, Theobroma grandiflorum</i>	AM, MT	Mahlmann & Oliveira 2016.
<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Chinavia aseada</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros et al. 2018.
	<i>Chinavia impicticornis</i>	<i>Glycine max</i>	RS	Santos 2008.
	<i>Chinavia ubica</i>	<i>Vigna unguiculata</i>	PI	Sousa et al. 2019.
	<i>Chinavia sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995;

	<i>Diceraeus melacanthus</i>	<i>Glycine max</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Laumann et al. 2010; Queiroz et al. 2021.
	<i>Diceraeus sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PI	Paz-Neto et al. 2015.
	<i>Edessa mediatubunda</i>	<i>Glycine max, Crotalaria spectabilis, Helianthus annuus</i>	DF, MT, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998; Golin et al. 2011.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus, Plectranthus</i>	DF, MT, PI, PR	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1997, 1998; Aljabani et al. 1998; Michereff 2011; Paz-Neto et al. 2015, Queiroz et al. 2021; OSUC.
<i>Trissolcus urichi</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PI, PR	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Paz-Neto et al. 2015.
	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	MA, PA, PI	Krinski 2014; Melo Neto et al. 2020; Silva et al. 2021.
	<i>Pellaea stictica</i>	<i>Ligustrum lucidum</i>	PR	Wanto 2012.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira 1993; Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998; Margaría et al. 2009.
	<i>Podisus connexivus</i>	<i>Glycine max, Vigna unguiculata</i>	PI	Paz-Neto et al. 2015.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros et al. 1998.
	<i>Thyanta perditor</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF, PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Medeiros et al. 1998.
	<i>Tibraca limbativentris</i>	<i>Oryza sativa</i>	MA, PI, SC	Maciel et al. 2007; Riffel et al. 2010; Silva et al. 2021.
	<i>Edessa mediatubunda</i>	<i>Glycine max</i>	MS, PR	Faca et al., 2021
<i>Trissolcus sp. n.</i>	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Dados do presente trabalho.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Dados do presente trabalho.

	<i>Chinavia sp.</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Euschistus heros</i>	<i>Glycine max</i>	PR	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995.
	<i>Nezara viridula</i>	<i>Glycine max, Indigofera hirsuta</i>	PR, SP, RS	Moreira 1984; Maruyama et al. 2002.
<i>Trissolcus sp.</i>	<i>Oebalus poecilus</i>	<i>Oryza sativa</i>	PA	Krinski 2014.
	<i>Piezodorus guildinii</i>	<i>Glycine max, Indigofera hirsuta</i>	PR, SP	Corrêa-Ferreira & Moscardi 1995; Maruyama et al. 2002.
	<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Glycine max, Helianthus annuus</i>	DF	Medeiros et al. 1998.
