

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO – UEMA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOLOGIA – PPGA**  
**CURSO DE DOUTORADO EM AGROECOLOGIA**

**ALBÉRYCA STEPHANY DE JESUS COSTA RAMOS**

**PULGÕES, COCHONILHAS E INIMIGOS NATURAIS ASSOCIADOS A**  
**CULTIVOS DE HORTALIÇAS E PLANTAS ESPONTANEAS NA ILHA**  
**DE SÃO LUÍS, MARANHÃO, BRASIL**

São Luís – MA

2020

ALBÉRYCA STEPHANY DE JESUS COSTA RAMOS

Engenheira Agrônoma

Mestre em Agroecologia

**PULGÕES, COCHONILHAS E INIMIGOS NATURAIS ASSOCIADOS A CULTIVOS  
DE HORTALIÇAS E PLANTAS ESPONTANEAS NA ILHA DE SÃO LUÍS,  
MARANHÃO, BRASIL**

Tese apresentada ao Curso de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Agroecologia da Universidade Estadual do Maranhão, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Agroecologia.

Orientadora: Dra. Raimunda Nonata Santos de Lemos

Co-orientadora: Dra. Ana Lucia Benfatti Gonzalez Peronti

São Luís – MA

2020

Costa, Albéryca Stephany de Jesus.

Pulgões, cochonilhas e inimigos naturais associados a cultivos de hortaliças e plantas espontâneas na ilha de São Luís, Maranhão, Brasil / Albéryca Stephany de Jesus Costa. – São Luís, 2020.

104 f

Tese (Doutorado) – Curso de Agroecologia, Universidade Estadual do Maranhão, 2020.

Orientador: Profa. Dra. Raimunda Nonata Santos de Lemos.

1.Afídeos. 2.Cocoideos. 3.Flutuação populacional. 4.Olerícolas.  
5.Predadores. 6.Parasitoides. I.Título.

CDU: 632.937.1(812.1)

**Elaborado por Giselle Frazão Tavares - CRB 13/665**

**PULGÕES, COCHONILHAS E INIMIGOS NATURAIS ASSOCIADOS A CULTIVOS  
DE HORTALIÇAS E PLANTAS ESPONTANEAS NA ILHA DE SÃO LUÍS,  
MARANHÃO, BRASIL**

**ALBÉRYCA STEPHANY DE JESUS COSTA RAMOS**

Tese apresentada ao Curso de Doutorado do Programa de Pós-Graduação em Agroecologia da Universidade Estadual do Maranhão, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Agroecologia.

**Aprovada na defesa em: 23/ 06/ 2020**

**BANCA EXAMINADORA**



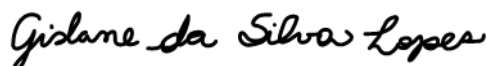
Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Raimunda Nonata Santos de Lemos (Orientadora)

Universidade Estadual do Maranhão- UEMA



Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Ester Azevedo do Amaral

Universidade Estadual do Maranhão - UEMA



Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Gislane da Silva Lopes

Universidade Estadual do Maranhão - UEMA



Prof. Dr. Adriano Soares Rêgo

Universidade Estadual do Maranhão – UEMA



Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Daniele Lavra Vieira

Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Maranhão – IFMA/ Barreirinhas

***DEDICO***

*Aos meus queridos pais, Leonete Rodrigues Costa e Adalberto de  
Jesus Basílio Ramos.*

## AGRADECIMENTOS

À Deus, que me iluminou e possibilitou saúde para conseguir vencer todos os obstáculos ao longo desta jornada.

À Universidade Estadual do Maranhão e ao corpo docente que foi fundamental em meu crescimento pessoal e profissional.

A toda minha família, a quem dedico essa vitória, essa benção, por mais difícil que fosse entendiam o porquê da minha ausência em vários momentos familiares nesses 10 anos de UEMA.

À minha orientadora Profa. Dra. Raimunda Nonata Santos de Lemos, que é minha mãe na universidade. Lembro-me de quando iniciei na pesquisa com minha primeira bolsa de iniciação científica, e meus pais disseram para ela: “você agora é a mãe dela pode puxar a orelha quando quiser”. E assim ela tem feito, puxado minha orelha quando precisei, me apoiado e incentivado sempre para percorrer novos caminhos e sendo exemplo de pessoa e profissional.

As minhas ex-bolsistas, Anne Caroline Bezerra dos Santos e Ociane de Brito Alves que são amigas que levarei pra vida toda. Aos meus bolsistas, que são meus filhotes, Gabriel Silva Dias, Gabriel Garcês Santos, Vanessa Cristine Serra Pereira e Girlene de Lima Santos. Todos, nesses quatro anos me ensinaram muitas coisas, e uma das principais foi trabalhar em grupo. Eu que no mestrado fazia tudo sozinha não confiava em ninguém fazendo meu serviço com medo de algo dar errado ou porque tinha que ser do meu jeito, demorei a pegar a “manha” e fui confiando e hoje percebo a importância de se ter uma equipe e trabalhar em grupo.

A Marília Soares Menezes que sempre esteve comigo nas coletas, no laboratório, e na vida e até aprendeu bastante que ela vai se formar como engenheira de produção com especialização em entomologia.

Aos taxonomistas que foram incríveis, um melhor que o outro e cada um com seu jeitinho fizeram me apaixonar por cada um dos grupos de insetos que trabalham: Valmir Antonio Costa (Instituto Biológico) e Mateus Alves de Siqueira (FCAV-UNESP) com os parasitoides; Ana Lucia Benfatti Gonzalez Peronti (FCAV-UNESP) e Takumasa Kondo (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria) com as cochonilhas; Juan Nietto Nafria (Universidad de Leon) com os pulgões; Guillermo Gonzalez (Sociedad Chilena de Entomologia), Audrey Grez (Universidad de Chile), e Julissa Melissa Churata Salcedo

(Universidade Federal do Paraná) e com os coccinelídeos, e Adriano Rêgo (Universidade Estadual do Maranhão) com os crisopídeos.

Ao corpo docente dos Laboratórios de Entomologia e Acarologia que sempre estiveram prontamente também me dando muita força.

Aos colegas de laboratório por toda ajuda e companhia nas idas ao anexo da UEMA.

Aos produtores que sem eles eu não poderia nem começar o projeto de pesquisa se não tivessem disponibilizado suas áreas para desenvolver a pesquisa.

Aos profissionais das secretarias de Paço do Lumiar e a outras instituições do Brasil e do exterior que me receberam prontamente.

Aos amigos que sempre tiveram que me suportar todas às vezes que eu estava louca por causa de alguma coisa seja perto (Fabíola Medeiros, Marluce Sousa, Suelem e Janaína Torres) ou mesmo de longe (Rejane Rabelo, Amanda dos Remédios) com apoio, incentivo e outras palavras (quando merecia ouvir porque estava saindo dos eixos) pra poder levantar a cabeça e seguir em frente no caminho certo.

Novamente, agradeço a Deus todos os dias por sempre colocar pessoas boas no meu caminho, pessoas que são meu porto seguro, que me dão ombro amigo, que estão comigo independente da força da tempestade porque sabem que de mãos dadas conseguiremos vencer qualquer batalha e ver o brilho do sol depois, porque todo esforço é recompensado.

#Gratidão

*Tudo posso naquele que me fortalece”.*

***Filipenses 4:13***



## SUMÁRIO

<b>LISTA DE ILUSTRAÇÕES.....</b>	<b>x</b>
<b>LISTA DE TABELAS.....</b>	<b>xi</b>
<b>RESUMO.....</b>	<b>xii</b>
<b>ABSTRACT.....</b>	<b>xiii</b>
<b>Capítulo 1.....</b>	<b>14</b>
<b>1. INTRODUÇÃO GERAL.....</b>	<b>15</b>
<b>2. REFERENCIAL TEÓRICO.....</b>	<b>17</b>
2.1. Importância da Olericultura .....	17
2.2. Pulgões e Cochonilhas.....	19
2.2.1. Aspectos Gerais.....	19
2.2.2. Aspestos biológicos dos pulgões.....	20
2.2.3. Aspestos biológicos das cochonilhas.....	21
2.3. Controle químico de pulgões e cochonilhas.....	22
2.4. Inimigos naturais associados aos pulgões e cochonilhas.....	23
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>28</b>
<b>Capítulo 2. Diversidade e interações tritróficas de pulgões (Hemiptera: Aphididae), cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea) e inimigos naturais em hortaliças e plantas espontâneas na Amazônia Oriental.....</b>	<b>35</b>
<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>37</b>
<b>MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>38</b>
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>42</b>
<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>44</b>
<b>CONCLUSÃO.....</b>	<b>49</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>50</b>

<b>Capítulo 3. Variações sazonais de afídeos, cocoideos e seus inimigos naturais em cultivos de hortaliças na Amazônia Oriental, Brasil.....</b>	<b>73</b>
<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>75</b>
<b>MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>76</b>
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>77</b>
<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>79</b>
<b>CONCLUSÃO.....</b>	<b>81</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>81</b>
<b>Capítulo 4. A new species of <i>Diomus</i> Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae: Diomini) from Eastern Amazon .....</b>	<b>87</b>
<b>Introduction.....</b>	<b>89</b>
<b>Material and Methods.....</b>	<b>80</b>
<b>Sistematics.....</b>	<b>91</b>
<b>Biological and trophic relations.....</b>	<b>92</b>
<b>Description.....</b>	<b>93</b>
<b>Female.....</b>	<b>94</b>
<b>Variation.....</b>	<b>95</b>
<b>Type material.....</b>	<b>95</b>
<b>Biology.....</b>	<b>96</b>
<b>Etymology.....</b>	<b>96</b>
<b>Discussion.....</b>	<b>98</b>
<b>References.....</b>	<b>99</b>
<b>Capítulo 4. Conclusão Geral.....</b>	<b>102</b>

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

### Capítulo 2

- Figura 1.** Interações tritróficas entre espécies de pulgões, cochonilhas, parasitoides e hiperparasitoides (linha tracejada) coletados em hortaliças no período de junho de 2016 a junho de 2018, na ilha de São Luís (MA), Brasil..... 70
- Figura 2.** Interações tritróficas espécies de pulgões, cochonilhas, predadores afídofagos, coccidofagos e fungívoros (linha tracejada) coletados em hortaliças no período de junho de 2016 a junho de 2018, na ilha de São Luís (MA), Brasil..... 71
- Figura 3.** Análise de componentes principais considerando-se as ordens de inimigos naturais nas hortaliças hospedeiras estudadas na ilha de São Luís, no período de junho de 2016 a junho de 2018..... 72

### Capítulo 3

- Figura 1.** Flutuação populacional das pragas (afídeos e cocóideos) e inimigos naturais (predadores e parasitoides) nas hortaliças estudadas no período de junho de 2016 a junho de 2018, na ilha de São Luís, Maranhão, Brasil..... 84
- Figura 2.** Percentual de ocorrência dos inimigos naturais (predadores e parasitoides) e das pragas (cocóideos e afídeos) nos períodos secos e chuvosos de junho de 2016 a junho de 2018, na Ilha de São Luís, Maranhão, Brasil..... 86

### Capítulo 4

- Figura 1as.** *Diomus leondai* González, Ramos and Lemos sp. nov. a-e: Habitus (dorsal, ventral, frontal, lateral and posterior); f-g: Habitus variation (dorsal). Male: h: abdomen, i: 6th. ventrite. Genitalia: j, Penis guide apex with tooth, k: Tegmen (ventral). l: Penis guide (ventral), m: Tegmen (lateral), n: Penis guide (lateral), o: Penis. Female: p: 5th and 6th ventrites, q: genital apparatus, r: Terminalia with coxites, s: Spermatheca..... 97

## LISTA DE TABELAS

### Capítulo 2

**Tabela 1.** Análise faunística de pulgões e cochonilhas coletados em hortaliças e plantas espontâneas na ilha de São Luís (MA), no período de junho de 2016 a junho de 2018..... 56

**Tabela 2.** Análise faunística de inimigos naturais associados a pulgões e cochonilhas coletados em hortaliças e plantas espontâneas na ilha de São Luís (MA), no período de junho de 2016 a junho de 2018..... 60

### Capítulo 3

**Tabela 1.** Coeficientes de correlação linear simples entre as variáveis abióticas, temperatura média (°C), umidade relativa média (%) e precipitação pluviométrica acumulada (mm), e a abundância das pragas (afídeos e cocóideos) e dos inimigos naturais coletados na ilha de São Luís (MA) no período de junho de 2016 a junho de 2018..... 85

## RESUMO

Os pulgões e cochonilhas são insetos que se alimentam diretamente da seiva das plantas e causam sérios danos com impactos na produção. Devido à importância econômica dessas pragas para hortícolas, esse trabalho foi conduzido com objetivo de inventariar as espécies de pulgões e cochonilhas bem como seus inimigos naturais associados em cultivos de hortaliças e plantas espontâneas, e estudar a flutuação populacional desses artrópodes na Ilha de São Luís, Brasil. A pesquisa foi realizada em áreas de agricultores familiares, nos municípios de São José de Ribamar, Paço do Lumiar e Raposa. As coletas foram mensais, e realizadas diretamente sobre as plantas infestadas, sendo 16 hortaliças e seis plantas espontâneas. Registrou-se a ocorrência de nove espécies de cochonilhas, cinco de pulgões e 47 de inimigos naturais; 43 novas interações de inimigos naturais com pulgões e cochonilhas; e dois parasitoides, *Aenasius mitchellae* e *Aenasius flandersi* foram registrados pela primeira vez no Brasil. Cinco espécies de pragas foram consideradas predominantes por apresentarem os maiores índices faunísticos: *Aphis gossypii*, *Lipaphis pseudobrassicae*, *Maconellicoccus hirsutus*, *Phenacoccus solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3; entre os inimigos naturais foram: *Aphidius* sp., *Anagyrus kamali*, *Allotropa scutellata*, *Diomus leondai* e Syrphidae. As hortaliças *Abelmoschus esculentus* e *Hibiscus sabdariffa* são as mais infestadas por pulgões e cochonilhas nas regiões de estudo. Registrou-se a associação das cochonilhas *Ph. solenopsis* em *Chenopodium ambrosioides*, *Jatropha gossypifolia*, *P. oleracea* e *Sida* sp.; e *Praelongorthezia praelonga* em *J. gossypifolia*; e do pulgão *Ap. nerii* em *Calotropis procera*. Os picos populacionais de afídeos, cocóideos e inimigos naturais ocorreram no período seco, e as menores abundâncias no período chuvoso. Houve correlação negativa para as espécies *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L. pseudobrassicae* e *P. solenopsis* com a precipitação pluviométrica e a umidade relativa; no entanto, para os inimigos naturais não houve correlação. Além disso, registrou-se a descrição de uma nova espécie de coccinelídeo do gênero *Diomus*.

**Palavras-chave:** Afídeos, Coccoideos, Flutuação populacional, Olerícolas, Predadores, Parasitoides.

## ABSTRACT

Aphids and scale insects are insects that feed directly on the sap of plants and cause serious damage with impacts on production. Due to the economic importance of these pests for vegetables, this work was conducted with the objective of inventorying the species of aphids and scale insects as well as their natural enemies associated with the cultivation of vegetables and spontaneous plants, and to study the population fluctuation of these arthropods in Maranhão Island, Brazil. The research was carried out in areas of family farmers, in the municipalities of São José de Ribamar, Paço do Lumiar and Raposa. Samples were collected monthly and carried out directly on the infested plants, with 16 vegetables and six spontaneous plants. Nine species of scale insects were recorded, five of aphids and 47 of natural enemies; 43 new interactions of natural enemies with aphids and scale insects. Two parasitoids, *Aenasius mitchellae* and *Aenasius flandersi* were registered for the first time in Brazil. Five species of pests were considered predominant because they had the highest faunal indexes: *Aphis gossypii*, *Lipaphis pseudobrassicae*, *Maconellicoccus hirsutus*, *Phenacoccus solenopsis* and *Phenacoccus* sp.3; among the natural enemies were: *Aphidius* sp., *Anagyrus kamali*, *Allotropa scutellata*, *Diomus leondai* and Syrphidae. The vegetables *Abelmoschus esculentus* and *Hibiscus sabdariffa* are the most infested by aphids and mealybugs in the study regions. The association of *Ph. solenopsis* on *Chenopodium ambrosioides*, *Jatropha gossypifolia*, *P. oleracea* and *Sida* sp.; and *Praelongorthezia praelonga* on *J. gossypifolia*; and the aphid *Ap. nerii* on *Calotropis procera*. The population peaks of aphids, coccids and natural enemies occurred in the dry season and the lowest abundances in the rainy season. There was a negative correlation for the species *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L. pseudobrassicae* and *P. solenopsis* with rainfall and relative humidity; however, for natural enemies there was not correlation. In addition, a description of a new coccinellid species of the genus *Diomus* was recorded.

**Keyword:** Aphids, Coccoids, Population fluctuation, Vegetables, Predators, Parasitoids

## Capítulo 1

---

**Pulgões, cochonilhas e inimigos naturais associados a cultivos de hortaliças e plantas espontâneas na Ilha de São Luís, Maranhão, Brasil**

## 1. INTRODUÇÃO GERAL

O Brasil está entre os maiores produtores mundiais de hortaliças, com produção superior a 20 milhões de toneladas, em uma área de 2,6 milhões de hectares, que gera aproximadamente 7 milhões de empregos (CARVALHO et al., 2017; JUBELINI, 2018). Paralelamente a olericultura maranhense apresenta potencial de crescimento, pela posição geográfica privilegiada e logística portuária, como o Porto de Itaqui, um dos maiores do mundo. Além disso, possui 56% do total da rede hidrográfica do Nordeste, composta por 12 rios permanentes, e condições edafoclimáticas favoráveis ao cultivo das hortaliças (SEMATURBEQ, 2015; SENAR, 2019).

Dentre as hortaliças mais produzidas no Maranhão estão o feijão (*Vigna unguiculata* L. - Fabaceae), mandioca (*Manihot esculenta* Crantz - Euphorbiaceae), melancia (*Citrullus lanatus* Thunb. Matsum. e Nakai - Cucurbitaceae), milho (*Zea mays* L. - Poaceae) (SEBRAE, 2015a; IBGE, 2018). As folhosas são frequentemente cultivadas em pequenas propriedades, com mão-de-obra de base familiar e localizadas próximas aos mercados consumidores da região metropolitana de São Luís e de Imperatriz (SEBRAE, 2015b).

Entre os fatores que podem dificultar a expansão da olericultura, destacam-se os insetos-praga e patógenos, principalmente os insetos sugadores de seiva e transmissores de viroses da ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha, como os pulgões (Hemiptera: Aphididae) e as cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea) que apresentam importância econômica devido ao grande número de plantas que infestam e alta capacidade reprodutiva (COEUR D'ACIER et al., 2010).

Os danos causados por pulgões e cochonilhas podem ser diretos, pela sucção de seiva no floema e, indiretos, pela inoculação de substâncias tóxicas, transmissão de viroses e por excretarem um líquido pegajoso e açucarado (melada ou *honeydew*) que favorece o crescimento de um fungo preto (fumagina) que pode dificultar a fotossíntese, diminuir o vigor da planta hospedeira, e causar significativas perdas na produção agrícola (GRAZIA et al., 2012).

As perdas provocadas por pulgões podem variar de 30 a 60%, dependendo do grau de infestação (LAU et al., 2008). Enquanto que, os prejuízos causados pelas cochonilhas variam de 20 a 30% em áreas altamente infestadas (OLIVEIRA et al., 2005).

O controle químico é frequentemente utilizado para controlar pulgões e cochonilhas e devido ao uso contínuo e muitas vezes inadequado provocam impactos negativos ao meio ambiente, como resistência das pragas, surgimento de pragas secundárias, ressurgência de



pragas, e intoxicação ambiental e humana; esta última agravada pela ingestão direta das partes afetadas, como por exemplo, as folhas (LONDRES, 2011).

Assim, o controle biológico natural torna-se essencial para reduzir esses problemas advindos do uso dos produtos químicos (PEDIGO; RICE, 2005). O emprego de inimigos naturais quando bem planejado e executado, propicia resultados de eficiência semelhantes a outras estratégias de manejo de insetos-praga (EMBRAPA, 2015). Dentre os agentes de controle de pulgões e cochonilhas incluem-se parasitoides, crisopídeos, coccinelídeos, sirfídeos e percevejos predadores (PARRA et al., 2002).

Dessa forma, é imprescindível para o estabelecimento de programas de Manejo Integrado de Pragas realizar a amostragem e a identificação dos inimigos naturais, estudar suas relações ecológicas com os organismos praga e os fatores abióticos que as regulam, bem como a origem desses insetos (KHATOUNIAN, 2001; ARAUJO JUNIOR, 2008).

Portanto, objetivou-se inventariar as espécies de pulgões e cochonilhas bem como seus inimigos naturais associados em cultivos de hortaliças e plantas espontâneas, e estudar a flutuação populacional desses artrópodes na Ilha de São Luís, Brasil.

## 2. REFERÊNCIAL TEÓRICO

### 2.1. Importância da Olericultura

O termo olericultura é derivado do latim *olus* (=hortaliça) e *colere* (=cultivar) e, portanto, é utilizado para designar o cultivo de certas plantas de consistência herbácea, geralmente de ciclo curto e tratos culturais intensivos, cujas partes comestíveis são diretamente utilizadas na alimentação humana, sem exigir industrialização prévia (ALMEIDA, 2006). As hortaliças são popularmente conhecidas como verduras e legumes. De acordo com a classificação técnica utilizada pelo sistema Nacional de Centrais de Abastecimento (ALMEIDA, 2006; SENAR, 2012), as hortaliças classificam-se em:

a) Hortaliças tuberosas - são aquelas cujas partes utilizáveis desenvolvem-se dentro do solo, compreendendo: tubérculos (batatinha), rizomas (inhame), bulbos (cebola) e raízes tuberosas (mandioca); b) Hortaliças herbáceas - aquelas cujas partes aproveitáveis situam-se acima do solo, sendo tenras e suculentas: folhas (alface), talos e hastes (aipo), flores e inflorescências (couve-flor); c) Hortaliças-fruto (ou parte deles como sementes imaturas) - utiliza-se o fruto, verde ou maduro, todo ou em parte: abóbora, feijão, melancia, milho verde, pimentão, quiabo, tomate e pepino.

A olericultura desempenha papel fundamental para a população, pois é essencial ao abastecimento das necessidades alimentares diárias da população para uma dieta balanceada, prevenção de doenças e melhor qualidade de vida, além de gerar emprego e renda (PEREIRA; PEREIRA, 2016).

O cultivo de hortaliças no Brasil caracteriza-se como uma atividade realizada prioritariamente por micro e pequenas propriedades, exigente em mão-de-obra desde a sua semeadura até a comercialização, o que torna a atividade uma grande geradora de empregos (CNA BRASIL, 2016). Cerca de 60% do volume de hortaliças é comercializada pelos mercados atacadistas, que movimentaram uma média anual de cerca de 17 milhões de toneladas oriundas da produção nacional e movimentou mais de 34 milhões de reais (CONAB, 2018).

O Estado do Maranhão possui potencial para ser auto-suficiente na produção da maioria das hortaliças consumidas pela população, com geração de excedentes exportáveis considerando as janelas de oportunidades, tendo em vista a possibilidade de organizar um calendário de plantio com obtenção de produção diversificada de hortaliças ao longo do ano (SEBRAE, 2015b). Dentre as principais culturas hortícolas plantadas no Estado do Maranhão,

destacam-se feijão-caupi *Vigna unguiculata* L. (Fabaceae), mandioca *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae), milho *Zea mays* L. (Poaceae) e melancia *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum e Nakai (Cucurbitaceae) (IBGE, 2018).

Particularmente o feijão no estado é considerado uma cultura de subsistência em pequenas propriedades, além de ser também adotado em sistemas de produção que requerem o uso de tecnologias intensivas como a irrigação, controle fitossanitário e colheita mecanizada (SAGRIMA, 2017). Neste âmbito, a quantidade de feijão (em grãos) produzida no Maranhão foi de 35.534 toneladas em 69.641 hectares, ocupando a 5ª posição do nordeste, com destaque para os municípios de Balsas e Bacabal (IBGE, 2018).

Quanto ao cultivo da mandioca, esta representa a principal fonte energética para um grande contingente populacional, com o estado ocupando a 2ª posição no nordeste em área plantada e constitui-se como principal fonte de renda dos agricultores familiares; sua exploração ocorre em todo o território maranhense, e cerca de 80% é consumida sob a forma de farinha, constatando-se também o processamento da tiquira, da fécula, de produtos culinários e uso na alimentação animal (SAGRIMA, 2017).

Em relação à cultura do milho no estado, geralmente é cultivado em consórcio principalmente com o arroz, o feijão e a mandioca, e encontra-se disseminado por todo Estado (SAGRIMA, 2017). Na safra de 2018, a produção de milho foi de 1.320.971 toneladas em uma área de 414.809 hectares; destacam-se os municípios de Balsas, Tasso Fragoso e São Raimundo das Mangabeiras (IBGE, 2018).

E quanto ao cultivo de melancia, o estado é responsável por 6,76% do total da produção do Nordeste, com uma produção de 16.711 toneladas em uma área de 1.678 hectares que representa quase 20% do total da produção de hortaliças do Estado, com destaque para os municípios de São Domingos do Maranhão e Ribamar Fiquene (IBGE, 2018).

Apesar dos dados relevantes, essa expansão da olericultura maranhense pode ser ameaçada por um crescente número de pragas, como os sugadores de seiva da ordem Hemiptera, minadores e desfolhadores das ordens Diptera, Lepidoptera, Coleoptera e Orthoptera (ZAWADNEAK et al., 2015; PEREIRA; PEREIRA, 2016). Dentre os principais hemípteros-praga das hortaliças destacam-se as cochonilhas e pulgões, que, além dos danos diretos pela sucção de seiva, causam danos indiretos pela transmissão de viroses, injeção de toxinas e produção de exudatos que diminuem a área fotossintética (GRAZIA et al., 2012).

## 2.2. Pulgões e Cochonilhas

### 2.2.1. Aspectos Gerais

Os pulgões (Aphidoidea) e as cochonilhas (Coccoidea) pertencem a Ordem Hemiptera, juntamente com as moscas-brancas (Aleyrodoidea) e os psílídeos (Psylloidea) constituem a subordem Sternorrhyncha. Estes insetos são todos fitófagos sugadores tetraquetos, com mandíbulas e maxilas modificadas em estiletos perfurantes e alimentam-se principalmente de floema (dieta rica em açúcares) (GULLAN; MARTIN, 2009).

Devido a essa dieta, os Sternorrhyncha excretam um líquido pegajoso e açucarado (melada ou honeydew) que favorece o crescimento de um fungo preto (fumagina) que pode dificultar a fotossíntese, diminuindo o vigor da planta hospedeira, podendo alterar a atividade fotossintética e a respiração da planta e, conseqüentemente, causar significativas perdas na produção agrícola e no valor comercial de produtos *in natura* (GRAZIA et al., 2012). Além disso, o *honeydew* produzido por esses insetos serve como importante fonte de alimento para formigas, que por sua vez, contribuem na sua dispersão e proteção contra os inimigos naturais (FORNAZIER et al., 2000; NAGRARE et al., 2011).

As plantas infestadas por pulgões e cochonilhas apresentam danos como mosqueado, mosaico, bolhosidade, deformação foliar, redução no desenvolvimento da planta e, conseqüentemente, redução na produção; os frutos podem apresentar má formação, rugosidade, bolhas e alteração na cor (ZAWADNEAK et al., 2015). Em ataques severos causam encarquilhamento das folhas, deformação dos brotos, amarelecimento das folhas e paralisação do crescimento das plantas, inutilizando os produtos para comercialização (GALLO et al., 2002; COLLIER; FINCH, 2007; HARRINGTON; VAN EMDEN, 2007).

Quanto à transmissão de viroses, entre as cochonilhas apenas algumas espécies são vetoras, no caso dos pulgões a importância econômica é maior por serem vetores de vírus a várias olerícolas. De acordo com Gilchrist-Saavedra et al. (2005), existe uma especificidade na transmissão de diferentes isolados de vírus por diferentes espécies de pulgões. Em virtude dessa transmissão por pulgões e decorrente comprometimento fisiológico da planta, existe uma diminuição na produtividade das culturas, que pode atingir de 30 a 60% de perdas, dependendo do grau de infestação (LAU et al., 2008).

### 2.2.2. Aspectos biológicos dos pulgões

Os pulgões (Hemiptera: Aphididae) apresentam corpo mole e piriforme, às vezes ligeiramente alongado, possuem antenas longas, aparelho bucal picador-sugador, dois apêndices abdominais (sifúnculos ou cornículos) e uma pequena cauda (codícula) (BLACKMAN; EASTOP, 2000).

O ciclo de vida dos pulgões nas condições tropicais, não é frequente a ocorrência da fase sexual para a maioria das espécies de pulgões, devido ao clima, reproduzem-se somente por partenogênese telítica e viviparidade, no qual os embriões desenvolvem-se no interior do corpo da fêmea, a partir de óvulos não fecundados, dando origem a ninfas fêmeas (BLACKMAN; EASTOP, 2000).

Os pulgões possuem dois tipos de fêmeas: as ápteras (responsáveis pela reprodução dentro da colônia em que pertencem) e as aladas (responsáveis por disseminar a espécie para outros locais) (BLACKMAN; EASTOP, 2000).

Os pulgões ainda podem ser classificados em heteroécios e monoécios, de acordo com suas plantas hospedeiras primárias e secundárias. O hospedeiro primário (geralmente uma árvore) é aquele em que ocorre a reprodução sexuada dos pulgões, no qual os ovos são colocados e nascem as ninfas chamadas de fundatrizes. A prole da fundatriz irá se reproduzir por meio de partenogênese em hospedeiros chamados secundários (geralmente plantas herbáceas). Quando os hospedeiros primários e secundários são plantas de espécies diferentes, os pulgões são chamados heteroécios, quando são da mesma espécie, são chamados de monoécios (BLACKMAN; EASTOP, 2017).

A afidofauna brasileira é composta por 148 espécies registradas, que corresponde a 3,14% da fauna mundial, e cerca de 16% são nativas, com destaque para o gênero *Aphis* que é o maior em número de espécies (BLACKMAN; EASTOP, 2017). Os pulgões são considerados uma das principais pragas das olerícolas, pois possuem um grande número de plantas hospedeiras de importância econômica, dentre as quais, plantas das famílias: Asteraceae, Solanaceae, Malvaceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae e Fabaceae (BLACKMAN; EASTOP, 2017).

Nas plantas da família Brassicaceae, são encontradas, basicamente, três espécies de pulgões: uma generalista, *Myzus persicae* (Sulzer); e duas especialistas, *Brevicoryne brassicae* L. e *Lipaphis Pseudobrassicae* (Davis) (BLACKMAN; EASTOP, 2000). O pulgão *L. pseudobrassicae* destaca-se em importância econômica para as brássicas, sobretudo para as espécies dos gêneros *Barbarea*, *Brassica*, *Capsella*, *Erysimum*, *Iberis*, *Lepidium*, *Matthiola*,

*Nasturtium*, *Raphanus*, *Rorippa*, *Sinapis*, *Sisymbrium* e *Thlaspi* (BLACKMAN; EASTOP, 2017). No feijão, *Aphis cracivora* é o principal vetor de vírus como, o *Cowpea aphid borne mosaic virus* (CABMV) (OBOPILE, 2006). Nas cucurbitáceas, *Aphis gossypii* Glover é considerado de grande importância pela transmissão do vírus ZYMV (*Zucchini Yellow Mosaic Virus*, ou Vírus do Mosaico Amarelo da Abóbora) (GALLO et al., 2002).

### 2.2.3. Aspectos biológicos das cochonilhas

As cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea) possuem corpo com forma e coloração variáveis e comprimento entre 0,5 a 35 mm; algumas espécies apresentam corpo recoberto por cera ou laca, ou apresentam prolongamentos laterais céreos, cuja forma desse revestimento ceroso propicia a separação de muitas famílias (TRIPLEHORN; JOHNSON, 2011).

O ciclo de vida das cochonilhas tem início com a postura de ovos em várias partes das plantas, os quais se rompem para originar as ninfas de primeiro ínstar, fase móvel que apresenta pequena capacidade própria de dispersão, sendo esta eficiente a curtas distâncias (GALLO et al., 2002). Ao encontrarem o local ideal, se fixam e permanecem se alimentando até o completo desenvolvimento, a partir desta fase surgem as fêmeas que permanecem nas plantas até realizar a postura (FOLDI, 2005).

Apresentam reprodução sexuada ou assexuada por partenogênese, sendo que a maioria com oviposição do tipo ovípara, mas algumas espécies são ovovivíparas, ou seja, as fêmeas realizam a postura de ovos com o embrião em estágio de desenvolvimento avançado; e diferentemente dos pulgões, as cochonilhas fêmeas são ápteras e apenas os machos apresentam a forma alada (SORIA; DAL CONTE, 2005).

Várias espécies de cochonilhas apresentam um complexo de hospedeiros e uma distribuição geográfica muito semelhante e co-existem com outras espécies relacionadas, o que favorece a ocorrência de múltiplas espécies sobre uma mesma planta hospedeira, sendo difícil estimar o impacto econômico de cada uma isoladamente (CORREA et al., 2008).

No Brasil, há registro de mais de 548 espécies de cochonilhas, cerca de 80% nativas da região Neotropical (GARCÍA et al., 2018). Inúmeras espécies de cochonilhas estão associadas às hortaliças, com destaque para as espécies da família Pseudococcidae, que infestam várias olerícolas de importância econômica (PIETROWSKI, 2009; SANTOS; PERONTI, 2017). Por exemplo, na cultura da mandioca *Manihot esculenta* Crantz *Phenacoccus herreni* Cox & Williams ataca a parte aérea e *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero ataca a raiz (RHEINHEIMER, 2010); *Phenacoccus solenopsis* Tinsley é comumente

encontrada sobre quiabeiro *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench (SANTOS; PERONTI, 2017); *Planococcus citri* (Risso) sobre manjericão, *Ocimum basilicum* L. – Lamiaceae (MATOS, 2011); e *Planococcus citri*, *Phenacoccus madeirensis* Green e *Pseudococcus viburni* (Signoret) atacam os tomateiros, *Solanum lycopersicum* L. (CANÁRIO, 2016).

O grande sucesso dos pulgões e das cochonilhas como pragas deve-se a alta fecundidade e a sobreposição de gerações, grande crescimento populacional a cada geração, distribuição por toda a planta infestada e a presença de formas ápteras e aladas (KAYDAN; GULLAN, 2012; SILVA-TORRES, et al., 2013).

### **2.3. Controle químico de pulgões e cochonilhas**

O controle químico apesar da ação rápida e grande eficiência, na maioria das vezes é realizado de forma incorreta, inadequada e irracional, e provoca vários desequilíbrios biológicos tais como: o aparecimento de novas pragas e a ressurgência de outras; a contaminação dos alimentos, do solo, da água e dos animais; a intoxicação dos agricultores e consumidores; a resistência de patógenos, pragas e plantas espontâneas; a eliminação de organismos benéficos; e ainda, um incremento significativo no custo da produção agrícola (BUENO; BUENO, 2012).

O controle de pulgões e cochonilhas é realizado com aplicações sucessivas de inseticidas de largo espectro de ação como organofosforados e carbamatos, e essas aplicações repetidas do mesmo produto na cultura ou de produtos diferentes com o mesmo princípio ativo permite que esses insetos desenvolvam resistência aos inseticidas (NAGRARE et al., 2011).

Outro fator que dificulta o controle de pulgões e cochonilhas é a localização dos mesmos nas plantas hospedeiras, pois geralmente são locais crípticos de difícil acesso como cavidades da casca, fendas em ramos, e no solo em raízes de plantas cultivadas e espontâneas (TRIPLEHORN; JOHNSON, 2011).

No caso das cochonilhas, a dificuldade de controle é aumentada pelo fato das ninfas e fêmeas adultas possuírem o corpo coberto por uma densa cerosidade a partir do segundo ínstar, além dos ovos serem protegidos dentro de uma secreção filamentosa, e assim, tanto, os ovos, as ninfas e os adultos tornam-se parcialmente protegidos do contato com inseticidas (NAGRARE et al., 2011).

Devido às diversas pressões antrópicas provocadas nos agroecossistemas há uma crescente preocupação com a saúde humana e com o meio ambiente quanto aos efeitos

negativos dos produtos químicos na produção de alimentos (PEREIRA et al., 2010). Por isso, busca-se estratégias e produtos alternativos que visem o bem-estar dos agricultores, dos consumidores e a conservação do ambiente (ARAUJO JUNIOR, 2008). E com isso, o controle biológico tem importância cada vez maior no manejo de pragas, principalmente na agricultura sustentável, em que as hortaliças se incluem.

#### **2.4. Inimigos naturais associados a pulgões e cochonilhas**

O uso do controle biológico é um dos métodos que possui grandes chances de sucesso para o controle de pulgões e cochonilhas, além de não causarem desequilíbrio ao meio ambiente, pois uma vez implantado, proporcionará um controle efetivo (PENTEADO et al., 2004).

O emprego de inimigos naturais, quando bem planejado e executado, propicia resultados de eficiência semelhantes a outras estratégias de manejo de insetos-praga (EMBRAPA, 2015). Os inimigos naturais são um dos principais fatores de mortalidade natural das pragas no agroecossistema, com papel relevante na manutenção do equilíbrio desse sistema, pelo seu potencial de redução da densidade populacional de diversos insetos-praga (GALLO et al., 2002).

O hábito alimentar e o modo de vida dos pulgões e das cochonilhas favorecem sua localização pelos seus inimigos naturais devido aos estímulos de natureza química como os semioquímicos e aleloquímicos, e física como cor, forma e o movimento de pulgões e cochonilhas que orientam o deslocamento dos inimigos naturais (DAS et al., 2013; PINTO-ZEVALLOS et al., 2013). Dentre os agentes de controle de pulgões e cochonilhas incluem-se parasitoides, crisopídeos, coccinelídeos, sirfídeos e percevejos predadores (PARRA et al., 2002).

Os parasitoides compreendem um grupo composto por algumas das mais importantes espécies de organismos benéficos para programas de controle biológico. Esses inimigos naturais desenvolvem-se apenas em um tipo de hospedeiro para completar o seu ciclo (insetos monoécios) causando a morte dos mesmos; geralmente são menores que seu hospedeiro, agem como parasitas somente na fase larval e os adultos apresentam vida livre, alimentando-se de néctar e de outras substâncias açucaradas presentes nas plantas, e até de fluidos de ovos ou do corpo de suas presas (GARCIA, 2001). Quando uma espécie de parasitoide tem como seu hospedeiro um inseto considerado praga, esse inimigo natural se torna um potencial agente de controle biológico (HANSON; GAULD, 2006).



De acordo com sua estratégia de parasitismo (onde desenvolvem-se seus estágios imaturos) esses inimigos naturais classificam-se em endoparasitoides (dentro do corpo do hospedeiro) ou ectoparasitoides (sobre o corpo do hospedeiro); podem ser solitários ou gregários (dependendo do número de indivíduos que se desenvolve a partir de um único hospedeiro); específicos ou generalistas (de acordo com o número de hospedeiros); idiobiontes ou cenobiontes (conforme a forma com que exploram seus hospedeiros) (BATISTA FILHO, 2006; CRUZ et al., 2011).

No caso dos endoparasitoides, a larva que eclode do ovo depositado pela fêmea no interior do organismo do hospedeiro, se desenvolve alimentando-se da hemolinfa e dos tecidos internos, em seguida empupa, leva o hospedeiro à morte cerca de uma semana após, e a vespa adulta emerge por um orifício na parede do corpo do hospedeiro. Esse processo é de difícil identificação, entretanto, o inseto parasitado praticamente não se alimenta e, conseqüentemente, não causa danos à planta hospedeira (HANSON; GAULD, 2006; CRUZ et al., 2011).

No caso específico de endoparasitoides de cochonilhas e pulgões, a existência de parasitismo pode ser facilmente identificada, pois há mudança de cor (amarelada ou escura) e o hospedeiro fica “colado” na folha, sendo esse aspecto característico denominado de “múmia”. Em cochonilhas ou pulgões novos, quando parasitados, morrem antes de atingir a fase adulta; os que conseguem chegar a esse estágio originam uma menor quantidade de descendentes (GARCIA, 2001). Quanto aos ectoparasitoides, o parasitismo é visível, pois normalmente observa-se a presença de pequenos casulos aderidos sobre o corpo do inseto hospedeiro (GARCIA, 2001; HANSON; GAULD, 2006).

Os parasitoides pertencem a diversas famílias, na ordem Hymenoptera destacam-se: Aphelinidae, Braconidae, Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae, Ichneumonidae, Pteromalidae, Platygasteridae, Signiphoridae e Trichogrammatidae; e entre os dípteros a família Tachinidae, como o grupo mais importante de inimigos naturais de pulgões e cochonilhas (KAMEL, 2011; ELLIOT et al., 2014; PLEČAŠA et al., 2014; ZHAO et al., 2014; NOYES, 2017).

A maioria dos parasitoides de pulgões e cochonilhas possui uma relação restrita com seu hospedeiro e com o habitat deste. Utilizam diversas estratégias, como os odores das plantas, uma vez que, as fêmeas dos parasitoides primeiramente buscam pelo habitat da planta hospedeira, para que possam encontrar a sua presa (PINTO-ZEVALLOS; 2013). Normalmente, os voláteis liberados pelos pulgões e cochonilhas estão relacionados com a atração dos parasitoides associados, e assim, esse comportamento define a especificidade do parasitoide (PENTEADO et al., 2004).

Os parasitóides de pulgões pertencem à ordem Hymenoptera, das famílias Braconidae (Aphidiinae) e Aphelinidae. Os pulgões dos gêneros *Rhopalosiphum* e *Schizaphis* são parasitados com maior frequência por *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Aphidiidae) e por *Diaeretiella rapae* (McIntosh) (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) (SAMPAIO et al., 2007). Os parasitóides afidiíneos *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) e *D. rapae* possuem muita afinidade com brássicas e são muito utilizados para o controle dos pulgões que utilizam essa família botânica tais como os generalistas *A. gossypii* e *M. persicae* e para os específicos *L. erysimi* and *B. brassicae* (STARÝ et al., 2007).

Os parasitóides de cochonilhas que são amplamente utilizados em programas de controle biológico pertencem a superfamília Chalcidoidea (Hymenoptera), principalmente as famílias Aphelinidae e Encyrtidae. Dentre os principais, inclui-se *Anagyrus pseudococci* (Girault) *sensu latum*, *Leptomastix dactylopii* Howard e *Anagyrus kamali* Moursi que controlam a cochonilha rosada, *M. hirsutus* (FRANCO et al., 2008; MARSARO JUNIOR et al., 2013); *Metaphycus helvolus* (Compere) parasitam *Saissetia oleae* (Oliver) (BASHEER et al., 2014); *Coccophagus pseudococci* Compere para *M. hirsutus* (FALLAHZADEH et al., 2007); e *Aphytis chrysomphali* Mercet e *Aphytis lepidosaphes* Compere para *Lepidosaphes beckii* Boisduval (BASHEER et al., 2014).

Os insetos predadores são inimigos naturais que necessitam consumir muitas presas para completar o seu desenvolvimento e, muitas espécies, continuam alimentando-se de presas durante a fase adulta; a maioria é generalista, com poucas espécies especialistas (PARRA, 2002).

Os predadores normalmente são relativamente maiores que suas presas e podem ser abundantes nos agroecossistemas, alimentam-se indistintamente de todas as fases do hospedeiro (ovo, larva ou ninfa, pupa e adulto). De acordo com o hábito alimentar, classificam-se em insetos que apresentam aparelho bucal mastigador (por exemplo, os coccinelídeos) que devoram a presa como um todo; e os que possuem aparelho bucal sugador (como a família Reduviidae e a larva de Chrysopidae), que sugam os fluidos internos das presas. Podem ser polívoros (possuem ampla faixa de presas), oligóvoros (possuem faixa restrita de hospedeiro) ou monóvoros (altamente específico de uma presa) (PARRA, 2002).

Os voláteis induzidos pela herbivoria funcionam como mensageiros químicos, sendo percebidos pelos organismos ao redor e podem atrair os predadores para realizarem a predação do herbívoro que está consumindo a planta (PINTO-ZEVALLOS; 2013).

Os coccinelídeos (Coleoptera: Coccinellidae) são de grande importância como agentes de controle biológico de pulgões e cochonilhas por apresentarem características

peculiares, tais como, geralmente são maiores que suas presas, não possuem dependência das presas, necessitam se alimentar de grande quantidade de presas para completar o ciclo de vida, além de matar a presa (GALO et al., 2002).

Os pulgões são alimentos essenciais e as presas preferenciais para alguns coccinelídeos predadores, tais como os gêneros *Cycloneda*, *Hippodamia*, *Coccidula* e *Scymnus*, e as espécies *Harmonia axyridis* Pallas, *Olla vniigrum* Mulsant, *Curinus coeruleus* Mulsant e, *Exochomus children* Mulsant (GIORGI et al., 2009; BLACKMAN; EASTOP, 2017).

As cochonilhas são consideradas alimento essencial para 271 espécies de Coccinellidae nas regiões tropicais e subtropicais (GARCIA et al., 2018). A grande maioria das espécies de Scymninae, Chilocorinae, Sticholotidinae e Coccidulinae se alimentam de Coccoidea com destaque para os gêneros *Chilocorus*, *Azya*, *Cryptolaemus* e *Hyperaspis* (GIORGI et al., 2009). Dentre os principais coccinelídeos utilizados para o controle de cochonilhas destaca-se *Coccinella ancoralis* Germar, *Coccidophilus citricola* Brèthes e *Hyperaspis festiva* Mulsant que são predadores da família Diaspididae; *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant e *Zagreus bimaculosus* Mulsant predam Pseudococcidae; e *Azya luteipes* Mulsant se alimenta de Coccidae (GARCIA et al., 2018).

Os crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae) também são reconhecidos como agentes de controle de insetos-pragas como pulgões e cochonilhas (SENIOR; MCEWEN, 2001). Entre as espécies, destacam-se *Ceraeochrysa everes* Banks e *Chrysoperla externa* Hagen por serem nativas e de ocorrência natural em diversos agroecossistemas no Brasil (FREITAS, 2002; BATTEL, 2011). Associadas às cochonilhas estão registradas 51 espécies pertencentes aos gêneros *Chrysoperla*, *Chrysopa* e *Ceraeochrysa* (GARCÍA et al., 2018).

Os dípteros desempenham um papel essencial na regulação das populações de pulgões e cochonilhas (CULIK et al., 2007; CULIK et al., 2008), incluem-se os gêneros *Gitona* e *Rhinoleucophenga* (Drosophilidae), *Salpingogaster* (Syrphidae) e *Diadiplosis* (Cecidomyiidae) (MARTINELLI et al., 2017).

Os sirfídeos (Diptera: Syrphidae) na fase larval são importantes inimigos naturais de artrópodes herbívoros, apresentam uma notável variedade morfológica e diferentes hábitos alimentares, podendo ser predadores de diversos insetos, principalmente afídeos, saprófagos, fitófagos, mirmecófilos e parasitoides (PÉREZ-LACHAUD et al., 2014). Alimentam-se de insetos considerados pragas em diversas culturas, como por exemplo, psilídeos, moscas-brancas, tripes, afídeos e cochonilhas; estes últimos são as presas mais comuns (CULIK et al., 2007; CULIK et al., 2008).

As larvas de Syrphinae podem ser generalistas ou especialistas e são predadoras vorazes, chegando a consumir até 1400 afídeos durante seu desenvolvimento, que é de aproximadamente dez dias (THOMPSON, 2010). As larvas predadoras de afídeos se movem a pequenas distâncias e, por esta razão, as fêmeas depositam seus ovos próximos às colônias de afídeos, a fim de aumentar o sucesso da prole (DAY et al., 2015). Os principais gêneros predadores de pulgões são *Gitona*, *Rhinoleucophenga* e *Diadiplosis*.

Os dípteros predadores associados às cochonilhas pertencem a 104 espécies, com destaque para *Rhinoleucophenga brasiliensis* Lima e *Gitona brasiliensis* Lima que predam *P. praelonga* (KONDO et al., 2013); e *Salpingogaster* sp. que controla a cochonilha-do-carmim, *Dactylopius opuntiae* Cockerell (LIMA et al., 2011).

Os hemípteros predadores desempenham uma importante função no controle natural de pragas. Possuem um estilete mais robusto e curto do que os percevejos fitófagos, e ao capturarem a presa, injetam toxinas que a paralisam, para poderem sugar seus fluidos corporais (BARBOSA; QUINTELA, 2014). Os percevejos predadores de pulgões e cochonilhas pertencem principalmente às famílias Anthocoridae, Geocoridae, Miridae e Reduviidae (OLIVEIRA et al., 2006; GARCIA et al., 2018).

Diante de tais considerações, o controle biológico de pulgões e cochonilhas é efetivo na natureza, por atuação de diferentes grupos taxonômicos.

## REFERÊNCIAS

ALMEIDA, D. **Manual de Culturas Hortícolas**. Lisboa: Editorial Presença, 2006. 356p.

ARAÚJO JUNIOR, J. M. **Seleção de fungos entomopatogênicos associados ao óleo de nim para o controle do pulgão *Lipaphis erysimi* (Kalt.) (Hemiptera: Aphididae) em couve**. 2008. 67f. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2008.

BARBOSA, F. R.; QUINTELA, E. D. **Manual de identificação de artrópodes predadores**. Brasília: Embrapa, 2014. 60p.

BASHEER, A.; ASSLAN, L.; RACHHED, A.; ALRAZAQ, A. B. D.; SALEH, A. F.; ALSHADIDI, B.; ASSAD, R. Primary and secondary Hymenopteran parasitoids of scale insects (Homoptera: Coccoidea) in fruit orchards in Syria. **EPP0 Bulletin**, v. 44, n. 1, p. 47–56, mar. 2014.

BATTEL, A. P. M. B. **Dinâmica de predação e resposta funcional em *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) sobre *Toxoptera citricida* (Hemiptera: Aphididae) aplicada à citricultura orgânica**. 2011. 85f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011.

BATISTA FILHO, A. **Controle biológico de insetos e ácaros**. São Paulo: Instituto Biológico, 2006. 86p.

BLACKMAN, R. L.; EASTOP, V. P. **Aphids on the world's crops: an identification and information guide**. Chichester: J. Wiley & Sons, 2000. 466p.

BLACKMAN, R. L.; EASTOP, V. F. **An online identification and informative guide**. 2017. Disponível em: <<http://www.aphidsonworldsplants.info>>, Acesso em: 10 jun. 2019.

BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F. Manejo integrado de pragas como ferramenta para mitigar o impacto negativo do agrotóxico no agroecossistema: o exemplo da soja. In: JOKANOVIC, M. (Ed.). **O impacto dos pesticidas**. Cheyenne: Academy Publish, 2012. p.165-190.

CANÁRIO, D. V. P. **A problemática das cochonilhas-algodão em cultura protegida de hortícolas na Região Oeste**. 2016. 70f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agronômica) - Instituto Superior de Agronomia, Lisboa, 2016.

CARVALHO, C.; KIST, B. B.; TREICHEL, M. **Anuário Brasileiro Hortaliças 2017**. Santa Cruz do Sul: Editora, 2017. 56p.

CNA BRASIL. **Hortaliças, Balanço 2016/ Perspectivas 2017**. 2016. Disponível em: <[http://www.cnabrasil.org.br/sites/default/files/sites/default/files/uploads/11\\_hortalicas.pdf](http://www.cnabrasil.org.br/sites/default/files/sites/default/files/uploads/11_hortalicas.pdf)>, Acesso em: 21 dez. 2019.

COLLIER, R. H.; FINCH, S. IPM case studies: brassicas. In: EMDEN; H. F. van; HARRINGTON, R. (Eds.). **Aphids as crop pests**. London: CABI Publishing, 2007. p. 549-560.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Centrais de Abastecimento: Comercialização Total de Frutas e Hortaliças**. Brasília: CONAB, 2018. 18p.

CORREA, L. R. B.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SOUZA, B.; CIVIDANES, F. J. Efeito de Diferentes temperaturas e exigências térmicas da cochonilha-branca *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em cafeeiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 75, n. 1, p. 53-58, jul./set. 2008.

COEUR D'ACIER, A. C.; PÉREZ-HIDALGO, N.; PETROVIĆ-OBRAĐOVIĆ, O. Aphids (Hemiptera, Aphididae). **BioRisk**, Moscow, v. 4, n. 1, p. 435-474, jul. 2010.

CRUZ, J. C.; MAGALHÃES, P. C.; PEREIRA FILHO, I. A.; MOREIRA, J. A. A. **O produtor pergunta, a Embrapa responde**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2011. 11p.

CULIK, M. P.; MARTINS, D. S.; VENTURA, J. A.; WOLFF, V. F. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Journal of Insect Science**, Oxford, v.8, n. 17, p.1-6, jan. 2008.

CULIK, M. P.; MARTINS, D. S.; VENTURA, J. A.; PERONTI, A. B. G.; GULLAN, P. J.; KONDO, T. Coccidae, Pseudococcidae, Ortheziidae, and Monophlebidae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Biota Neotropica**, Campinas, v.7, n.3, p.61- 65, dez. 2007.

DAS, A.; LEE, S. H.; HYUN, T. K.; KIM, S. W.; KIM, J. Y. Plant volatiles as method of communication. **Plant Biotechnology Reports**, New York, v. 7, n. 1, p. 9-26, 2013.

DAY, R. L.; HICKMAN, J. M.; SPRAGUE, R. I.; WRATTEN, S. D. Predatory hoverflies increase oviposition in response to colour stimuli offering no reward: Implications for biological control. **Basic and Applied Ecology**, Jena, v. 16, n. 6, p. 544- 552, set. 2015.

ELLIOT, N. C.; BACKOULOU, G. F.; GILES, K. L.; ROYER, T. A. Aphids and parasitoids in wheat and nearby canola fields in central Oklahoma. **Southwestern Entomologist**, Dallas, v.39, n.1, p.23-28, mar. 2014.

EMBRAPA. **Controle biológico**. 2015. Disponível em: <<http://www.cnpso.embrapa.br/caravana/pdfs/modulo3.pdf>>, Acesso em: 18 nov. 2019.

FALLAHZADEH, M.; SHOJAEI, M.; OSTOVAN, H.; KAMALI, K. Study of the parasitoids and hyperparasitoids of *Maconellicoccus hirsutus* (Hem., Pseudococcidae) in Fars province (Iran). **Journal of Agricultural Sciences**, Sri Lanka, v. 13, n. 3, p. 593-609, jun. 2007.

FOLDI, I. Ground pearls: a generic revision of the Margarodidae sensu stricto (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea). **Annales de la Société entomologique de France**, Paris, v.41, n.1, p.81-125, jan. 2005.

FORNAZIER, M. J.; PERINI, J. L.; DE MUNER, L. H.; MACHADO, V. L.; MAZZO, G.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SOUZA, J. C.; DAUN, S. C. Cochonilha branca da roseta em café conilon (*Coffea canephora*) no Espírito Santo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PESQUISAS CAFEEIRAS, 2000, Rio de Janeiro **Anais...** Rio de Janeiro: MAA/ PROCAFÉ, 2000. p. 176-177.

FRANCO, J. C.; SILVA, E. B.; CORTEGANO, E.; CAMPOS, L.; BRANCO, M.; ZADA, A.; MENDEL, Z. Kairomonal response of the parasitoid *Anagyrus* spec. nov. near *pseudococci* to the sex pheromone of the vine mealybug. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Malden, v. 126, n. 2, p. 122-130, dez. 2008.

FREITAS, S. O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORREA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. (eds.), **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. Piracicaba: Manole, 2002. p. 209-224.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.

GARCIA, M. A. Ecologia aplicada a agroecossistemas como base para a sustentabilidade. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 22, n. 213, p. 30-38, nov./dez. 2001.

GARCÍA, M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BEN-DOV. Y.; HARDY, N. B. **ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics**. 2018. Disponível em: <<http://scalenet.info>>, Acesso em: 23 dez. 2018.

GILCHRIST-SAAVEDRA, L.; FUENTES-DÁVILA, G.; MARTÍNEZ-CANO, C.; LÓPEZATILANO, R. M.; DUVEILLER, E.; SINGH, R. P.; HENRY, M.; GARCÍA, I.A. **Guía práctica para la identificación de algunas enfermedades de trigo y cebada**. México: CIMMYT, 2005. 66p.

GIORGI, J. A.; VANDENBERG, N. J.; MCHUGH, J. V.; FORRESTER, J. A.; ŚLIPÍŃSKI, S. A.; MILLER, K. B.; SHAPIRO, L. R.; WHITING, M. F. The evolution of food preferences in Coccinellidae. **Biological Control**, San Diego, v. 51, n. 2, p. 215-231, jun. 2009.

GRAZIA, J.; CAVICHIOLI, R. R.; WOLFF, V. R. S.; FERNANDES, J. A. M.; TAKIYA, D. Hemiptera. In: RARAFEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Holos, 2012. p. 347-405.

GULLAN, P. J.; MARTIN, J. H. Sternorrhyncha: (Jumping Plant-Lice, Whiteflies, Aphids, and Scale Insects). In: RESH, V. H.; CARDÉ, R. T. **Encyclopedia of Insects**. San Diego: Elsevier, 2009. p.957-967.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la Region Neotropical**. Gainesville: Memoirs of the American Entomological Institute, 2006. 994p.

HARRINGTON, H.; VAN EMDEN, H. F. **Aphids as crop pests**. London: CABI, 2007. 717p.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção Agrícola - Lavoura Temporária**. 2018. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/ma/pesquisa/14/10233>>, Acesso em: 21 fev. 2020.

JUBELINI, G. **Produção de frutas e hortaliças no Brasil destaca-se pela geração de empregos**. 2018. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/noticias/producao-de-frutas-e-hortalicas-no-brasil-destaca-se-pela-geracao-de-empregos>>, Acesso em: 21 dez. 2019.

KAMEL, M. B. H. Effectiveness of *Lysiphlebus testaceipes* Cresson as biocontrol agent of *Aphis gossypii* Glover infesting pepper plants. **European Journal of Environmental Sciences**, Prague, v.1, n.1, p.28-33, jun. 2011.

KAYDAN, M. B.; GULLAN, P. J. A taxonomic revision of the mealybug genus *Ferrisia* Fullaway (Hemiptera: Pseudococcidae) with descriptions of eight new species and a new genus. **Zootaxa**, Auckland, v.3543, p.1-65, out. 2012.

KHATOUNIAN, C. A. **A reconstrução ecológica da agricultura**. Botucatu: Agroecológica, 2001. 345p.

KONDO, T.; PERONTI, A. L.; KOZÁR, F.; SZITA, É. The citrus orthezia, *Praelongorthezia praelonga* (Douglas) (Hemiptera: Ortheziidae), a potential invasive species. In: PEÑA, J. E. **Potential invasive pests of agricultural crops**, Wallingford: CABI, 2013. p.301-319.

LAU, D.; SCHONS, J.; LAU, E. Y.; PEREIRA, P. R. V. S.; SALVADORI, J. R.; PARIZOTO, G.; MAR, T. B. **Ocorrência do Barley/Cereal yellow dwarf virus e seus vetores em cereais de inverno no Rio Grande do Sul em 2007**. Comunicado Técnico. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2008. 7p.

LIMA, M. S.; PASSOS DA SILVA, D. M.; FALCÃO, H. M.; FERREIRA, W. M.; SILVA, L. D.; PARANHOS, B. A. J. Predadores Associados à *Dactylopius Opuntiae* (Hemiptera: Dactylopiidae) em Palma Forrageira no Estado de Pernambuco, Brasil. **Revista Chilena de Entomología**, Santiago, v. 36, p. 51-54, jun. 2011.

LONDRES, F. **Agrotóxicos no Brasil: um guia para ação em defesa da vida**. Rio de Janeiro: AS-PTA – Assessoria e Serviços a Projetos em Agricultura Alternativa, 2011. 190p.

MARSARO JÚNIOR, A. L.; PERONTI, A. L. B. G.; PENTEADO-DIAS, A. M.; MORAIS, E. G. F.; PEREIRA, P. R. V. S. First report of *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae) and the associated parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi, 1948 (Hymenoptera: Encyrtidae), in Brazil. **Brazilian Journal Biology**, São Carlos, v. 73, p. 413-418, mai. 2013.

MARTINELLI, N. M.; PERONTI, A. L. B. G.; CRUZ, M. A.; SIQUEIRA, M. A.; MONTEIRO, G. A.; ALEXANDRINO, J. G.; MARTINS, C. C. Inimigos naturais associados a cochonilhas na região Sudeste do Brasil, In: CASTILHO, R. C.; BARILLI, D. R.; TRUZI, C. C. (Eds.). **Tópicos em Entomologia Agrícola X**, Jaboticabal: Multipress, 2017. p.193-218.



MATOS, T. M. F. **Manejo agroecológico de manjeriço (*Ocimum basilicum* L.). Cruz das Almas, BA.** 2011. 46f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, 2011.

NAGRARE, V. S.; KRANTHI, S.; KUMAR, R.; DHARA JOTHI, B.; AMUTHA, M.; DESHMUKH, A.J.; BISANE, K. D.; KRANTHI, K. R. **Compendium of cotton mealybugs. Central Institute for Cotton Reserarch.** 2011. Disponível em: <[http://www.cicr.org.in/pdf/compendium of cotton mealybugs.pdf](http://www.cicr.org.in/pdf/compendium_of_cotton_mealybugs.pdf)>, Acesso em: 28 dez. 2019.

NOYES J. S. **Universal Chalcidoidea Database: World Wide Web electronic publication.** 2017. Disponível em: <<http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids>>, Acesso em: 29 jan. 2019.

OBOPILE, M. Economic threshold and injury levels for control of cowpea aphid, *Aphis craccivora* Linnaeus (Homoptera: Aphididae) on cowpea. **African Plant Protection**, Pretoria, v. 12, p. 111-115, jan. 2006.

OLIVEIRA, J. E. M.; DE BORTOLI, S. A.; GUEDES, I. V. Resposta funcional de *Orius insidiosus* (Say, 1832) a diferentes densidades de *Aphis gossypii* Glover, 1877. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, Campina Grande, v.6, n.1, p. 63-72, jan. 2006.

OLIVEIRA, C. M.; FIALHO, J. F.; FONTES, J. R. A. **Bioecologia, disseminação e danos da cochonilha-das-raízes da Mandioca *Protornia navesi* Fonseca (Hemiptera: Margarodidae).** Planaltina Embrapa Cerrados, 2005. 29p.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. O futuro do controle biológico. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Eds.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores.** São Paulo: Manole, 2002. p.1-16.

PEDIGO, L. P.; RICE, M. E. **Entomology and Pest Management.** New Jersey: Prentice Hall, 2005. 784p.

PENTEADO, S.; REIS FILHO, W.; IEDE, E. T. **Os pulgões gigantes do pinus, *Cinara pinivora* e *Cinara atlantica*, no Brasil.** Circular Técnica. Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 10p.

PEREIRA, I. S.; PEREIRA, M. T. **Olericultura.** Brasília: NT Editora, 2016. 158p.

PEREIRA, P. R. V. S.; SALVADORI, J. R.; LAU, D. Cereais de Inverno: Principais Insetos-praga. In: SANTOS, H. P.; FOTANELI, R. S.; SPERA, S. T. (Eds.). **Sistemas de Produção para cereais de inverno sob plantio direto no Sul do Brasil.** Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2010. p.225-246.

PÉREZ-LACHAUD, P.; JERVIS, M. A.; REEMER, M.; LACHAUD J. P. An unusual, but not unexpected, evolutionary step taken by syrphid flies: the first record of true primary parasitoidism of ants by Microdontinae. **Biological Journal of the Linnean Society of London**, Londres, v. 111, p. 462-472, fev. 2014.

PINTO-ZEVALLOS, D. M.; MARTINS, C. B.; PELLEGRINO, A. C.; ZARBIN, P. H. Compostos orgânicos voláteis na defesa induzida das plantas contra insetos herbívoros. **Química Nova**, São Paulo, v. 36, n. 9, p. 1395-1405, 2013.

PLEČAŠA, M.; GAGIĆA, V.; JANKOVIĆA, M.; PETROVIĆ-OBRADOVIĆ, O.; KAVALLIERATOS, N. G.; TOMANOVIĆA, Ž.; THIES, C.; TSCHARNTKE, T.; ČETKOVIĆA, A. Landscape composition and configuration influence cereal aphid-parasitoid–hyperparasitoid interactions and biological control differentially across years. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Amsterdam, v.183, p.1-10, jan. 2014.

PIETROWSKI, V. **Pragas da cultura da mandioca: percevejo de renda e cochonilhas**. 2009. Disponível em: <<http://www.cerat.unesp.br/compendio/palestras/palestra5.pdf>>, Acesso em 10 dez. 2019.

RHEINHEIMER, A. R. **Controle biológico e alternativo da cochonilha (*Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero) na cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz)**. 2010. 60f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon, 2010.

SAGRIMA - Secretaria de Estado da Agricultura, Pecuária e Pesca. **1º Boletim: Perfil da Agricultura Maranhense**. 2017. Disponível em: <<http://www.ma.gov.br/agenciadenoticias/wp-content/uploads/2017/01/perfil-da-agricultura-maranhense-1.pdf>>, Acesso em: 13 dez. 2019.

SAMPAIO, M. V.; BUENO, V. H.; RODRIGUES, S. M.; SOGLIA, M.; CONTI, B. F. D. Desenvolvimento de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) e alterações causadas pelo parasitismo no hospedeiro *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, n. 3, p. 436-444, mai-jun, 2007.

SANTOS, R. S.; PERONTI, A. L. B. G. Ocorrência de *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae) em quiabeiro no estado do Acre. **EntomoBrasilis**, Vassouras, v.10, n.2, p.135-138, ago. 2017.

SEBRAE. **Horticultura: Diagnóstico**. 2015a. Disponível em: <<http://www.atividadesrural.com.br/artigos/56045daa7cef3.pdf>>, Acesso em: 21 dez. 2018.

SEBRAE. **O mercado de hortaliças no brasil**. 2015b. Disponível em: <<http://www.sebrae.com.br/sites/portalsebrae/artigos/o-mercado-de-hortalicas-no-brasil,92e8634e2ca62410vgnvcm100000b272010arcrd>>. Acesso em: 08 dez. 2019.

SEMATURBEQ. **Bequimãoense está à frente de congresso nacional de Fruticultura, que contará com apoio do Sebrae**. 2015. Disponível em: <[http://sematurbeq.blogspot.com.br/2015\\_05\\_01\\_archive.html](http://sematurbeq.blogspot.com.br/2015_05_01_archive.html)>, Acesso em: 21 dez. 2019.

SENAR - Serviço nacional de Aprendizagem Rural. **Hortaliças: cultivo de hortaliças raízes, tubérculos, rizomas e bulbos**. Brasília: SENAR, 2012. 154p.

SENAR - Serviço Nacional de Aprendizagem Rural. **As potencialidades do Maranhão para fruticultura**. 2019. Disponível em: <<http://senar-ma.org.br/as-potencialidades-do-maranhao-para-fruticultura>>. Acesso em: 06 fev. 2019.

SENIOR, L. J.; McEWEN, P. K. The use of lacewings in biological control. In: McEWEN, P.; NEW, T. R.; WHITTINGTON, A. E. (Eds.). **Lacewings in the crop environment**. Cambridge: Academic University Press, 2001. p.296-302.

SILVA-TORRES, C. S. A.; OLIVEIRA, M. D.; TORRES, J. B. Host selection and establishment of striped mealybug, *Ferrisia virgata*, on cotton cultivars. **Phytoparasitica**, v.41, n.1, p.31-40. fev. 2013.

SORIA, S. J.; DAL CONTE, A. F. **Bioecologia e controle das pragas da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. 20p.

STARÝ, P.; SAMPAIO, M. V.; BUENO, V. H. P. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) and their associations related to biological control in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 51, n. 1, p. 107-118, jan-mar. 2007.

TRIPLEHORN, C. A.; JOHNSON, N. F. **Borrer and DeLong's Introduction to the Study of Insects**. Belmont; Thomson Brooks/Cole, 2005. 864p.

THOMPSON, F. C.; ROTHERAY, G. E.; ZUMBADO, M. A. Syrphidae (Flower flies), In: BROWN, B. V.; BORKENT, A.; CUMMING, J. M.; WOOD, D. M.; WOODLEY, N. E.; ZUMABDO, M. A. (Eds.), **Manual of Central American Diptera**. Ottawa: NRC Research Press, 2010. p.763–792.

ZAWADNEAK, M. A. C.; SCHUBER, J. M.; MEDEIROS, C.; DA SILVA, R. A. **Olericultura: Pragas e Organismos Benéficos**. Paraná: SENAR – PR, 2015. 72p.

ZHAO, Z. H.; HUI, C.; HARDEV, S.; OUYANG, F.; DONG, Z.; G. E, F. Responses of cereal aphids and their parasitic wasps to landscape complexity. **Entomological Society of America**, Annapolis, v. 107, p. 630-637, dez. 2014.

## Capítulo 2

---

### **Diversidade e interações tritróficas de pulgões (Hemiptera: Aphididae), cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea) e inimigos naturais em hortaliças e plantas espontâneas na Amazônia Oriental**

Artigo redigido para submissão ao Journal of  
Insect Conservation

1 **DIVERSIDADE E INTERAÇÕES TRITRÓFICAS DE PULGÕES (HEMIPTERA:**  
 2 **APHIDIDAE), COCHONILHAS (HEMIPTERA: COCCOIDEA) E INIMIGOS**  
 3 **NATURAIS EM HORTALIÇAS E PLANTAS ESPONTÂNEAS NA AMAZÔNIA**  
 4 **ORIENTAL**

5

6 RAMOS, A.S.J.C.<sup>1</sup>; LEMOS, R. N. S.<sup>1</sup>; SANTOS, A. C. B.<sup>1</sup>; DIAS, G. S.<sup>2</sup>; RÊGO, A. S.<sup>1</sup>;  
 7 MONDEGO, J. M.<sup>1</sup>; PERONTI, A. L. B. G.<sup>3</sup>; NAFRIA, J. N.<sup>4</sup>

8

9 <sup>1</sup>Programa de Pós-Graduação em Agroecologia, Universidade Estadual do Maranhão, São  
 10 Luís, Maranhão, Brasil.

11 <sup>2</sup>Curso de Agronomia, Universidade Estadual do Maranhão, São Luís, Maranhão, Brasil.

12 <sup>3</sup>Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP, Jaboticabal, São Paulo, Brasil.

13 <sup>4</sup>Universidad de León, Department of Biodiversity and Environmental Management, Leon,  
 14 Espanha.

15 Autor correspondente: rlemos@cca.uema.br

16

17 **RESUMO**

18

19 A expansão da olericultura no Brasil proporcionou um aumento expressivo na  
 20 produção e consumo de hortaliças, e ocorre conjuntamente à demanda da população por  
 21 alimentos mais saudáveis. Porém, essa produção é constantemente ameaçada pelos danos  
 22 causados por pragas e patógenos e pelas formas de controle. Entre as pragas, destacam-se os  
 23 pulgões (Hemiptera: Aphididae) e as cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea), insetos sugadores  
 24 de seiva que apresentam hábitos polípagos, elevado potencial biótico e rápida dispersão.  
 25 Portanto, objetivou-se inventariar as espécies de pulgões e cochonilhas bem como os inimigos  
 26 naturais associados em cultivos de hortaliças e plantas espontâneas em áreas de agricultores  
 27 familiares na Amazônia Oriental. A pesquisa foi realizada em áreas de produção de hortaliças  
 28 nos municípios de São José de Ribamar, Paço do Lumiar e Raposa. As coletas foram manuais  
 29 e mensais, amostrando-se 20 folhas infestadas com pulgões e/ou cochonilhas em 16 hortaliças  
 30 e cinco plantas espontâneas. Foram coletados também coccinelídeos, crisopídeos e sirfídeos  
 31 na fase larval. Registrou-se a ocorrência de nove espécies de cochonilhas, cinco de pulgões e  
 32 47 de inimigos naturais; 43 novas interações de inimigos naturais com cochonilhas e pulgões;  
 33 e dois parasitoides, *Aenasius mitchellae* e *Aenasius flandersi* (Hymenoptera: Encyrtidae) que

34 foram registrados pela primeira vez no Brasil. Cinco espécies de pragas foram consideradas  
35 predominantes por apresentarem os maiores índices faunísticos: *Aphis gossypii*, *Lipaphis*  
36 *pseudobrassicae* (Hemiptera: Aphididae), *Maconellicoccus hirsutus*, *Phenacoccus solenopsis*  
37 e *Phenacoccus* sp.3 (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae); os inimigos naturais  
38 encontrados foram: *Aphidius* sp., *Anagyrus kamali*, *Allotropa scutellata* (Hymenoptera),  
39 *Diomus leondai* (Coccinellidae) e Syrphidae (Diptera). As hortaliças *A. esculentus* e *Hibiscus*  
40 *sabdariffa* foram as mais infestadas por cochonilhas e pulgões no período do estudo. E quanto  
41 aos inimigos naturais, *A. esculentus* está mais relacionado com os parasitoides, *Brassica*  
42 *oleracea* com os sirfídeos, *Vigna unguiculata* e *Capsicum* sp. com os coccinelídeos e  
43 *Hibiscus sabdariffa* com os crisopídeos.

44

45 **Palavras-chave:** Afídeos, Coccoídeos, Composição faunística, Olerícolas, Networks,  
46 Predadores, Parasitoides.

47

## 48 INTRODUÇÃO

49

50 As hortaliças são atacadas por um complexo de artrópodes fitófagos, com destaque  
51 para os pulgões (Hemiptera: Aphididae) e cochonilhas (Hemiptera: Coccoidea) que  
52 apresentam reprodução assexuada e partenogenética, alto potencial reprodutivo, sobreposição  
53 de gerações e rápida colonização em novos ambientes; além disso, possuem fácil dispersão e  
54 distribuição por toda a planta infestada (Kaydan e Gullan 2012; Silva-Torres et al. 2013).

55 Os danos provocados podem ser diretos e indiretos e as plantas atacadas por pulgões  
56 e cochonilhas apresentam mosqueado, mosaico, bolhosidade, deformação foliar e diminuição  
57 do desenvolvimento que resulta na redução da produção, com frutos mal formados,  
58 rugosidade e alterações na cor (Gallo et al. 2002; Collier e Finch 2007). Em casos de  
59 infestações severas, pode-se observar encarquilhamento e amarelecimento das folhas,  
60 deformação dos brotos e paralisação do crescimento das plantas, com depreciação dos  
61 produtos que serão comercializados (Harrington e Van Emden 2007; Zawadneak et al. 2015).

62 Para o manejo adequado é essencial à amostragem e identificação das espécies-praga  
63 que ocorrem nos agroecossistemas, seguidos de estudos sobre a biologia, ecologia e nível de  
64 controle dos mesmos; bem como dos inimigos naturais associados que são responsáveis pela  
65 mortalidade natural das pragas (Wolff et al. 2004; Abreu et al. 2015). O estudo das relações  
66 tritróficas também é uma das etapas dos programas de controle de pragas, no entanto, os

67 potenciais benefícios dessas interações e sua aplicação nos sistemas agrícolas permanecem,  
68 em sua maioria, desconhecidos (Silva et al. 2012).

69 Neste contexto, o conhecimento da diversidade de espécies de insetos e das relações  
70 tritróficas ocorrentes na Amazônia Oriental podem favorecer a utilização de potenciais  
71 agentes de controle biológico em programas de Manejo Agroecológico de Pragas (MAP)  
72 principalmente por serem nativas e adaptadas às condições locais. Dessa forma, este trabalho  
73 objetivou inventariar as espécies de pulgões e cochonilhas bem como os inimigos naturais  
74 associados em cultivos de hortaliças e plantas espontâneas em áreas de agricultores familiares  
75 na Amazônia Oriental.

76

## 77 MATERIAIS E MÉTODOS

78

79 A pesquisa foi realizada em áreas de produção de hortaliças de agricultores  
80 familiares, nos polos de produção do Itapari (02° 50' 54" S e 44° 02' 94" W) em São José de  
81 Ribamar; da Pindoba (2° 51' S e 44° 09' W) em Paço do Lumiar; e no Cumbique (02° 46' 49" S e  
82 44° 14' 46" W) em Raposa. O período amostral compreendeu entre junho de 2016 e junho de  
83 2018, realizando-se um total de 25 coletas.

84 A região das áreas de estudo é caracterizada por apresentar estação seca (julho a  
85 dezembro, com temperatura média de 26,9 °C, umidade relativa média de 74,6 % e  
86 precipitação acumulada de 12,3 mm) e chuvosa (janeiro a junho, com temperatura média de  
87 26,1 °C, umidade relativa média de 85,2 % e precipitação acumulada de 241,5 mm) bem  
88 definidas. Os dados climáticos foram obtidos no Núcleo Geoambiental da Universidade  
89 Estadual do Maranhão (NUGEO/UEMA), provenientes da Plataforma de Coleta de Dados  
90 Meteorológicos instalada na cidade de São Luís - MA (2° 35' S; 44° 12' W).

91 As amostragens foram realizadas mensalmente em 16 hortaliças: abóbora *Cucurbita*  
92 sp. (Cucurbitaceae), alface *Lactuca sativa* L. (Asteraceae), couve variedade manteiga  
93 *Brassica oleracea* var. *acephala* L. (Brassicaceae), feijão *Vigna unguiculata* L. (Fabaceae),  
94 mandioca *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae), maxixe *Cucumis anguria* L.  
95 (Cucurbitaceae), melancia *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum e Nakai (Cucurbitaceae), milho  
96 *Zea mays* L. (Poaceae), pepino *Cucumis sativus* L. (Cucurbitaceae), pimenta *Capsicum* sp.  
97 (Solanaceae), pimentão *Capsicum annuum* L. (Solanaceae), quiabo *Abelmoschus esculentus*  
98 (L.) Moench (Malvaceae), rúcula *Eruca sativa* (Brassicaceae), tomate *Solanum lycopersicum*  
99 L. (Solanaceae), vinagreira *Hibiscus sabdariffa* L. (Malvaceae) e vinagreira-roxa *Hibiscus*

100 *acetosella* Welw. ex Hiern (Malvaceae); e em cinco plantas espontâneas: beldroega *Portulaca*  
101 *oleracea* L. (Portulacaceae), ciúme *Calotropis procera* (Aiton) W.T. Aiton (Asclepiadaceae),  
102 guanxuma *Sida* sp. (Malvaceae), mastruz *Chenopodium ambrosioides* L. (Chenopodiaceae) e  
103 pião-roxo *Jatropha gossypifolia* L. (Euphorbiaceae).

104 Nas áreas de cultivo as coletas ocorreram de forma manual, amostrando-se 20 folhas  
105 infestadas por pulgões e/ou cochonilhas por cultura. Simultaneamente, coletou-se a fase larval  
106 dos inimigos naturais, as pragas parasitadas (múmias) presentes nas plantas.

107 As plantas espontâneas infestadas por pulgões e cochonilhas que estavam próximas  
108 as áreas de produção das hortaliças foram coletadas e identificadas pela Dra. Maria Rosangela  
109 Malheiros Silva da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA).

110 Todo material coletado foi armazenado em sacos e tubos plásticos devidamente  
111 identificados com dados da planta hospedeira, data e local de coleta e, posteriormente,  
112 encaminhado ao Laboratório de Entomologia/ NBA/ CCA/ UEMA, para triagem.

113 As cochonilhas e pulgões foram separados dos demais organismos presentes nas  
114 folhas, quantificados e acondicionados em tubos plásticos “Eppendorf” com álcool a 70%.

115 Quanto à obtenção dos parasitoides de pulgões e cochonilhas, separou-se e isolou-se  
116 as múmias em tubos plásticos que foram mantidos no Laboratório de Entomologia sob  
117 condições controladas (temperatura de  $26 \pm 1^\circ\text{C}$ , umidade relativa de  $60 \pm 10\%$  e fotofase de  
118 12 horas), sendo observados diariamente para a verificação da emergência dos adultos. Os  
119 parasitoides emergidos foram separados por morfo-espécie, acondicionados em tubos do tipo  
120 “Eppendorf” com álcool absoluto.

121 Os inimigos naturais na fase larval foram alimentados em laboratório com a praga a  
122 qual estavam associados no momento da coleta, para obtenção do inseto adulto, e em seguida,  
123 preservado em álcool 70%.

124 Para preparação dos exemplares de pulgões em lâminas utilizou-se a metodologia  
125 adaptada de Ilharco e Gomes (1967). A determinação das espécies de pulgões foi realizada  
126 pelo Dr. Juan Nieto Nafria, da Universidade de Leon, na Espanha, com uso das chaves de  
127 Blackman e Eastop (1994, 2000, 2006, 2019).

128 Para a identificação das cochonilhas foram utilizadas fêmeas adultas como descrito  
129 por Miller (1999) e Miller et al. (2011), que foram montadas em lâminas de microscopia de  
130 acordo com metodologia descrita por Gullan (1984). A identificação das cochonilhas foi  
131 realizada pela Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti, da Faculdade de Ciências Agrárias e  
132 Veterinárias (FCAV-UNESP), utilizando-se as chaves dicotômicas de Wolff e Corseuil



133 (1993) para a família Diaspididae, Williams e Willink (1992) para Pseudococcidae, Willink  
134 (1999) para Coccidae, Kondo et al. (2012) para Iceryine e comparadas com exemplares da  
135 coleção do Museu de Entomologia da FCAV- Unesp.

136 A identificação dos parasitoides foi realizada por Dr. Valmir Antônio Costa, do  
137 Instituto Biológico, em Campinas, São Paulo; e Msc. Matheus Siqueira, da Faculdade de  
138 Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV-UNESP). Foram utilizadas as chaves dicotômicas  
139 Noyes (1980) e Gibson et al. (1997), além da comparação com exemplares da coleção  
140 “Adolph Hempel” do Instituto Biológico de São Paulo. Para diminutas espécies de  
141 parasitoides foi necessário realizar a montagem de lâminas cuja metodologia foi adaptada de  
142 Querino e Zucchi (2011), que consiste em clarificar o espécime a base de KOH a 10% e  
143 montá-lo em lâmina com Bálsamo do Canadá.

144 A identificação dos coccinelídeos foi baseada na morfologia do aparelho bucal,  
145 antenas, abdômen e genitália dos machos. Para a extração da genitália, utilizou-se o  
146 procedimento padrão descrito em Vandenberg e Hanson (2019). As peças dissecadas foram  
147 examinadas em microscópio óptico, fotografadas e acondicionadas em microtubos contendo  
148 glicerina, juntamente com o respectivo espécime. A determinação das espécies foi realizada  
149 pelo Dr. Guillermo Gonzalez, da Universidade do Chile em Santiago, Chile, utilizando-se  
150 chaves dicotômicas específicas.

151 O reconhecimento das espécies de Chrysopidae por meio de consulta a chaves  
152 dicotômicas específicas, usando-se características morfológicas externas e da genitália interna  
153 dos adultos, assim como a descrições originais das espécies já descritas na literatura. A  
154 identificação das espécies foi realizada pelo Dr. Adriano Soares Rêgo, da Universidade  
155 Estadual do Maranhão (UEMA).

156 Exemplares de cada espécie das pragas e inimigos naturais foram depositados na  
157 Coleção Entomológica “Iraci Paiva Coelho” da UEMA, Museu de Entomologia da FCAV-  
158 UNESP, e “Adolph Hempel” do Instituto Biológico de São Paulo.

159 A estrutura das comunidades de pulgões, cochonilhas e seus inimigos naturais foi  
160 analisada por diferentes índices faunísticos: abundância, frequência, constância e dominância,  
161 de acordo com Silveira Neto et al. (1976).

162 **Dominância (D):** Relação entre o número de espécimes de uma determinada espécie  
163 e o número de espécimes de todas as famílias encontradas. Classes: Superdominante (SD) -  
164 número de espécimes maior que o limite superior do IC a 5%. Dominante (D) - número de

165 espécimes situado dentro do IC a 5%. Não dominante (ND) - número de espécimes menor que  
166 o limite inferior do IC a 5%.

167 **Abundância:** Número de espécimes de uma determinada categoria taxonômica por  
168 unidade de superfície ou volume, com variação no tempo e no espaço. Posteriormente, as  
169 espécies foram classificadas em: Superabundante (sa) - Número de espécimes maior que o  
170 limite superior do intervalo de confiança (IC) a 1%. Muito abundante (ma) – nº de espécimes  
171 maior que o limite superior do IC a 5% de probabilidade. Abundante (a) – nº de espécimes  
172 situados entre os limites superiores do IC, a 1% e 5% de probabilidade. Comum (c) - nº de  
173 espécimes situados dentro do IC, a 5% de probabilidade. Dispersa (d) – nº de espécimes  
174 situados entre os limites inferiores do IC, a 1% e 5% de probabilidade. Rara (r) – nº de  
175 espécimes menor que o limite inferior do IC, a 1% de probabilidade.

176 **Frequência:**  $F = n_i / N$ , onde  $n_i$  = número de espécimes da espécie, em relação ao  
177 total de espécimes coletados e  $N$  = total de espécimes na amostra. Em seguida, classificou-se  
178 em: Superfrequente (SF) - frequência maior que o limite superior do IC a 1%. Muito  
179 frequente (MF) - frequência maior que o limite superior do IC a 5%. Frequente (F) -  
180 frequência situada dentro do IC a 5%. Pouco frequente (PF) - frequência menor que o limite  
181 inferior do IC a 5%.

182 **Constância:**  $C = p.100/N$ , porcentagem de ocorrência das espécies nas coletas, onde  
183  $p$  = número de coletas contendo a espécie e  $N$  = número total de coletas. Posteriormente, as  
184 espécies foram separadas em categorias: Espécies constantes (W) - presentes em mais de 50%  
185 das coletas. Espécies acessórias (Y) - presentes em 25 a 50% das coletas. Espécies acidentais  
186 (Z) - presentes em menos de 25% das coletas.

187 Para comparar a fauna das pragas e seus inimigos naturais em cada planta  
188 hospedeira, foi realizada Análise de Componentes Principais (ACP), que é um método  
189 estatístico de análise multivariada para identificar a correlação entre a variável e os  
190 parâmetros independentes (Abdi e Williams 2010). Essa análise pode ser utilizada para  
191 geração de índices e agrupamento de espécimes (observações) pelas similaridades, de acordo  
192 com a variação de suas características, isto é, seu comportamento dentro da população  
193 (Hongyu 2015). Para ACP utilizou-se o software Statistica 10 (Statsoft Inc.). Os gráficos  
194 foram feitos com o programa SigmaPlot versão 10.0 (Systat Software Inc.).

195

196 **RESULTADOS**

197

198 **Composição da Comunidade Ecológica**

199

200 Foram identificados um total de 141.228 espécimes, sendo cinco espécies de  
 201 pulgões: *Aphis craccivora* (Koch), *Aphis gossypii* (Glover), *Aphis nerii* (Boyer de  
 202 Fonscolombe), *Aphis* sp. e *Lipaphis pseudobrassicae* (Davis); e 12 espécies de cochonilhas  
 203 distribuídas em quatro famílias: *Acanthococcus* sp. (Hemiptera: Eriococcidae), *Pinnaspis*  
 204 *strachani* (Cooley) (Hemiptera: Diaspididae), *Praelongorthezia praelonga* (Douglas)  
 205 (Hemiptera: Ortheziidae), *Ferrisia dasyliirii* (Cockerell), *Ferrisia virgata* (Cockerell),  
 206 *Maconellicoccus hirsutus* (Green), *Phenacoccus herreni* (Cox & Williams), *Phenacoccus*  
 207 *solenopsis* (Tinsley), *Phenacoccus* sp.1, *Phenacoccus* sp.2, *Phenacoccus* sp.3 e *Pseudococcus*  
 208 *elisae* (Borchsenius) (Hemiptera: Pseudococcidae) (tabela 1).

209 A maioria das espécies de pulgões e cochonilhas identificadas constituem-se no  
 210 primeiro registro de ocorrência para o estado do Maranhão, exceto *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis*  
 211 e *Pr. praelonga*. Além disso, foram registradas pela primeira vez no Maranhão a ocorrência  
 212 de infestação de *L. pseudobrassicae* em *E. sativa*; *Acanthococcus* sp. em *H. sabdariffa*; *Pr.*  
 213 *praelonga* em *J. gossypifolia*, *A. esculentus* e *L. esculentum*; *F. dasyliirii* em *A. esculentus*, *C.*  
 214 *sativus*, *M. esculenta* e *Z. mays*; *Ph. herreni* em *H. sabdariffa*; *Ph. solenopsis* em *B. oleracea*,  
 215 *C. anguria*, *C. sativus*, *H. acetosella*, *H. sabdariffa*, *J. gossypifolia* e *V. unguiculata*; *Ps.*  
 216 *elisae* em *A. esculentus*, *C. sativus*, *H. sabdariffa*, *L. esculentum* e *M. esculenta* (tabela 1).

217 Quanto à fauna dessa comunidade de insetos, apenas *A. gossypii*, *L. pseudobrassicae*,  
 218 *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3 foram consideradas predominantes por  
 219 apresentarem os seguintes índices faunísticos: superdominância, superabundância,  
 220 superfrequência e constância (tabela 1).

221 Em relação aos inimigos naturais associados aos pulgões e cochonilhas, foram  
 222 identificadas 50 espécies, pertencentes a quatro ordens: Hymenoptera (27 espécies),  
 223 Coleoptera (19), Neuroptera (3) e Diptera (1). Para todas as espécies de inimigos naturais  
 224 identificadas, este é o primeiro registro de ocorrência para o estado do Maranhão (tabela 2).

225 Constatou-se o primeiro registro para o Brasil dos parasitoides *Aenasius flandersi*  
 226 (Hymenoptera: Encyrtida) Kerrich e *Aenasius mitchellae* (Hymenoptera: Encyrtida) Noyes e  
 227 Ren. Observou-se *A. flandersi* associado à cochonilha *Ph. herreni*, e *A. mitchellae* associado

228 ao pulgão *A. gossypii* e às cochonilhas *F. dasyliirii*, *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis*, *Phenacoccus*  
 229 *sp.* e *Ps. elisae* (tabela 2).

230 Quanto à fauna dessa comunidade de insetos, apenas *Aphidius sp.*, *Anagyrus kamali*,  
 231 *Allotropa scutellata* (Hymenoptera), *Azya bioculata*, *Cycloneda sanguinea*, *Diomus leondai*,  
 232 *Diomus seminulus*, *Diomus tucumanus*, *Scymnus rubicundus* (Coccinellidae) e Syrphidae  
 233 (Diptera) foram consideradas predominantes por apresentarem os seguintes índices  
 234 faunísticos: superdominância ou dominância, superabundância, superfrequência e constância.  
 235 Além disso, constatou-se novos registros de parasitismo de *A. mitchellae* em *A. gossypii* sobre  
 236 *C. anguria*, *F. dasyliirii* sobre *Z. mays*, *M. hirsutus* sobre *A. esculentus*, *Ph. solenopsis* sobre  
 237 *V. unguiculata* e *H. sabdariffa*, *Phenacoccus sp.* sobre *A. esculentus*, e *Ps. elisae* sobre *S.*  
 238 *lycopersicum* (tabela 2).

239 Verificou-se-se a associação dos parasitoides com oito espécies de cochonilhas: *F.*  
 240 *dasyliirii*, *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis*, *Ps. elisae*, *Phenacoccus sp.*, *Ph. herreni*, *Pi. strachani* e  
 241 *Pr. praelonga*; e duas de pulgões: *A. gossypii* e *L. pseudobrassicae*.

242 Dentre os predadores, foram coletados estágios imaturos de sirfídeos (Diptera:  
 243 Syrphidae) se alimentando das cochonilhas *F. virgata*, *Ph. solenopsis* e *Phenacoccus sp.*; e  
 244 dos pulgões *A. gossypii*, *A. craccivora* e *L. pseudobrassicae*; os crisopídeos (Neuroptera:  
 245 Chrysopidae) foram observados predando a cochonilha *Ph. herreni* e os pulgões *A. gossypii* e  
 246 *L. pseudobrassicae*; e os coccinelídeos (Coleoptera: Coccinellidae), também na fase adulta,  
 247 alimentando-se das cochonilhas: *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis*, *Phenacoccus sp.* e *Pi. strachani*;  
 248 e dos pulgões *A. craccivora* e *A. gossypii* (tabela 2).

249 Foram encontrados cinco espécies de hiperparasitoides: *Prochiloneurus sp.*,  
 250 *Syrphophagus sp.*, *Pachyneuron sp.*, *Cheiloneurus sp.1* e *Cheiloneurus sp.2*. Observou-se  
 251 *Pachyneuron* associado ao pulgão *A. gossypii* que está associado aos parasitoides das  
 252 famílias Aphelinidae, Braconidae e Encyrtidae; *Cheiloneurus sp.1*, *Cheiloneurus sp.2* e  
 253 *Prochiloneurus sp.* associados a cochonilhas parasitadas por Encyrtidae, Aphelinidae,  
 254 Eulophidae e Platygastriidae. *Syrphophagus*, pela primeira vez foi associado ao pulgão *A.*  
 255 *craccivora*; e *Cheiloneurus sp.1* e *Cheiloneurus sp.2* associadas pela primeira vez as  
 256 cochonilhas *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis*, *Phenacoccus sp.* e *Ps. elisae* (tabela 2).

257 Quanto ao hábito alimentar dos predadores, observou-se que 13 espécies se  
 258 alimentam de pulgões e cochonilhas: *C. cincta*, *C. claveri*, *C. cornuta*, *Delphastus cf.*  
 259  *davidsoni*, *D. leondai*, *D. seminulus*, *D. tucumanus*, *Hyperaspidiini* N. ID, *H. festiva*, *H.*  
 260 *scutifera*, *Hyperaspis sp.23*, *Nephaspis sp.13* e *Syrphidae*; seis alimentaram-se de

261 cochonilhas: *A. bioculata*, *C. montrouzieri*, *Curinus* sp.3, *Eupalea* sp., *T. notata* e *Z.*  
 262 *bimaculosus*; e três alimentaram-se de pulgões: *C. sanguínea*, *H. convergens* e *S. rubicundus*.

263 É importante destacar, a presença de coccinelídeos fungívoros, tais como *Psyllobora*  
 264 *confluens* e *Psyllobora* sp. associado a cochonilha *M. hirsutus* sobre *A. esculentus* (tabela 2).

265

### 266 **Interação entre as Pragas e seus Inimigos Naturais e as Plantas Hospedeiras**

267

268 Quanto à associação das pragas com as hortaliças estudadas, constataram-se os  
 269 pulgões associados com nove hortaliças, e as cochonilhas com 14. Com destaque para a  
 270 hortaliça *A. esculentus* que foi infestada por duas espécies de pulgões e oito de cochonilhas  
 271 (tabela 1).

272 Em relação à associação das pragas com as plantas espontâneas, observou-se a  
 273 infestação das cochonilhas *Ph. solenopsis* em *C. ambrosioides*, *J. gossypifolia*, *P. oleracea* e  
 274 *Sida* sp.; e *Pr. praelonga* em *J. gossypifolia*; e do pulgão *A. nerii* em *C. procera* (tabela 1).

275 Verificou-se a associação dos inimigos naturais com 10 hortaliças, com destaque  
 276 para *A. esculentus* associado a 14 espécies de parasitoides e 13 predadores, seguido por *H.*  
 277 *sabdariffa* (12 e 6), *Capsicum* sp. (8 e 10) e *S. lycopersicum* (12 e 3), respectivamente (tabela  
 278 2).

279 Quanto às interações entre inimigos naturais e pragas verificou-se um total de 113  
 280 interações (figura 1 e 2). Destas, 59 foram parasitoide-hospedeiro, sendo 32 novos registros  
 281 (figura 1); e 54 predador-presa, com 11 novas ocorrências (figura 2). Ressalta-se, a  
 282 cochonilha *Ph. solenopsis* associada ao maior número de inimigos naturais, sendo 18 espécies  
 283 de parasitoides e 12 predadores; seguida por *Phenacoccus* sp. (13 e 11) e *A. gossypii* (4 e 12),  
 284 respectivamente (figura 2).

285 Na análise dos componentes principais observou-se que as cochonilhas e os  
 286 parasitoides (Hymenoptera) estão altamente relacionados com *A. esculentus*, os pulgões e os  
 287 sirfídeos (Diptera) com *B. oleracea*, os coccinelídeos (Coleoptera) com *V. unguiculata* e  
 288 *Capsicum* sp., e os crisopídeos com *H. sabdariffa* (figura 3).

289

## 290 **DISCUSSÃO**

291

### 292 **Composição da Comunidade Ecológica**

293

294 O número de espécies de pulgões e cochonilhas encontradas associadas às hortaliças  
295 e plantas espontâneas foi maior que o observado em estudos realizados no Brasil por Peronti e  
296 Silva (2002) em São Carlos (SP); e Silva et al. (2016) em Canindé de São Francisco (SE). No  
297 entanto, foi menor quando comparado com pesquisas desenvolvidas no Irã por Rakhshani et  
298 al. (2012) e na Bélgica por Vandereycken et al. (2015).

299 Os pulgões que apresentaram os maiores índices faunísticos *A. gossypii* e *L.*  
300 *pseudobrassicae*, também apresentaram resultados semelhantes em Canindé de São Francisco  
301 (SE) (Silva et al. 2016) e Seropédica (RJ) (Resende et al. 2006), com infestações nas mesmas  
302 hortaliças do presente estudo. O que pode ser explicado pelo fato desses pulgões serem  
303 pragas-chave das cucurbitáceas e brassicáceas, bem como pelas condições climáticas  
304 favoráveis ao seu pleno desenvolvimento (Blackman e Eastop 2019; Cabi 2019).

305 As cochonilhas *M. hirsutus*, *Ph. solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3 apresentaram os  
306 maiores índices faunísticos entre as pragas estudadas, o que pode ser explicado por serem  
307 geralmente encontradas na região do presente estudo em altas infestações principalmente em  
308 *H. sabdariffa* e *A. esculentus*. Essas espécies de cochonilhas são cosmopolitas e polífagas  
309 (Wyckhuys et al. 2013; Chong et al. 2015). Além disso, essas cochonilhas são pragas-chave  
310 de *A. esculentus* na América do Sul (Culik et al. 2013). No Brasil, em Canindé de São  
311 Francisco (SE) (Silva et al. 2016), Acre (Santos e Peronti 2017) e São Paulo (Santos-  
312 Cividanes et al. 2010).

313 A associação observada entre pulgões e cochonilhas com *C. ambrosioides*, *J.*  
314 *gossypifolia*, *P. oleracea*, *Sida* sp. e *C. procera*, que são plantas espontâneas de importância  
315 econômica na região, indica que essas plantas podem servir como áreas de refúgio e de  
316 alimentação para esses artrópodes fitófagos. De acordo com Laubertie et al. (2012) a presença  
317 dessas plantas em áreas adjacentes a ambientes de produção representa um risco potencial de  
318 infestação para outras espécies cultivadas, o que pode resultar em perdas econômicas. Por  
319 isso, é fundamental o monitoramento de populações dessas pragas em plantas espontâneas e  
320 em áreas com culturas suscetíveis.

321 Os parasitoides *A. flandersi* e *A. mitchellae* registrados neste estudo pela primeira  
322 vez para o Brasil, só haviam sido encontrados no Peru, Uruguai e Estados Unidos (Kerrich  
323 1967), e na Costa Rica (Noyes e Ren 1995) associados às cochonilhas da família  
324 Pseudococcidae sobre plantas espontâneas e ornamentais. Isso evidencia que a diversidade de  
325 plantas numa área ajuda a preservar as interações dinâmicas entre inseto herbívoro, planta,  
326 inimigos naturais e ambiente físico, além de contribuir para evitar que as pragas atinjam

327 elevadas densidades populacionais e causem danos econômicos à produção agrícola (Silva et  
328 al. 2012).

329 Os inimigos naturais predominantes no presente estudo, *Aphidius* sp., *An. kamali*, *Al.*  
330 *scutellata*, *A. bioculata*, *C. sanguínea*, *D. leondai*, *D. seminulus*, *D. tucumanus*, *D.*  
331 *rubincundus* e Syrphidae apresentaram associação com os pulgões e cochonilhas nas  
332 hortaliças mais comuns na região de estudo. Esses inimigos naturais estão entre os principais  
333 agentes de controle desses hemípteros-praga nos agroecossistemas (García et al. 2018; Noyes  
334 2019). Segundo Coeur D’Acier et al. (2010) a relação entre a ocorrência e a dominância de  
335 parasitoides e predadores associa-se com o hábito polífago e a presença abundante da planta  
336 hospedeira ou da presa, respectivamente. Assim, para que o manejo integrado de pragas em  
337 uma determinada cultura possa ser usado criteriosamente, com agilidade e eficiência, é  
338 primordial a realização da amostragem da população das pragas e inimigos naturais que  
339 ocorrem e, para tanto, a análise faunística é cada vez mais usada como auxílio na  
340 determinação de variáveis como frequência e abundância, essenciais para auxiliar na tomada  
341 de decisão no manejo de pragas (Silva et al. 2016).

342 As interações encontradas entre os hiperparasitoides pertencentes aos gêneros  
343 *Cheiloneurus*, *Prochiloneurus*, *Syrphophagus* e *Pachyneuron* com pulgões e cochonilhas são  
344 indiretas, já que o alvo desses himenópteros são os parasitoides primários dessas pragas. A  
345 presença desses hiperparasitoides é um importante fator biótico de regulação populacional de  
346 pulgões e cochonilhas, visto que de acordo com Bueno e Sampaio (2009) a emergência de  
347 hiperparasitoides pode ser quatro vezes maior que a de parasitoides primários no campo, e  
348 pode chegar a 80% em relação ao número de pulgões parasitados, limitando a ação dos  
349 parasitoides.

350 Segundo Kanuck e Sullivan (1992) as fêmeas do gênero *Syrphophagus* são afidívoras  
351 e apresentam um comportamento de seleção de hospedeiro atípico por apresentarem duas  
352 estratégias de oviposição: podem depositar seus ovos tanto em pulgões parasitados vivos  
353 como nos pulgões mumificados; ambas as estratégias visam atacar as larvas de parasitoides  
354 primários. Enquanto que, *Cheiloneurus* e *Prochiloneurus* são parasitoides secundários de  
355 coccídeos, pseudococcídeos, coccinelídeos e parasitoides da família Encyrtidae (Hayat 2006;  
356 Siqueira et al. 2019), conforme observado no presente estudo.

357 Os predadores alimentam-se de diferentes presas, como pulgões e cochonilhas  
358 conforme observado com a maioria dos predadores encontrados no presente estudo. De  
359 acordo com Guedes (2013) os predadores, em geral, são mais adaptados a explorar sua presa

360 preferencial, e isso sugere que a dieta ideal representa uma mudança evolutiva. Assim, a  
361 qualidade nutricional do alimento é um fator importante na estratégia dos predadores. Em  
362 alguns casos, se ocorrer escassez ou ausência de sua presa preferencial, outros recursos serão  
363 utilizados, isso demonstra que os predadores podem se tornar adaptáveis para explorar presas  
364 menos palatáveis ou de pior qualidade nutricional (Medeiros 2010).

365 Com isso, as espécies de predadores polípagas possuem grande importância para o  
366 manejo integrado de pragas, pois podem ser mais facilmente produzidas em massa com dietas  
367 artificiais, ou apresentar um aumento considerável na população no campo com fontes  
368 alternativas de alimento; e isso evidencia que as dietas mais adequadas são aquelas em que  
369 existe a combinação de alimentos essenciais com outras fontes de alimento (Riddick 2009).  
370 Desse modo, o conhecimento sobre as dietas ideais para os agentes naturais de controle,  
371 como os coccinelídeos, é fundamental para garantir a sobrevivência e reprodução dos  
372 mesmos, e isso possibilita a previsibilidade e confiabilidade dos programas de controle  
373 biológico.

374 *Psyllobora confluens* (Coleoptera: Coccinellidae) foi encontrada associada com *M.*  
375 *hirsutus*, porém de forma indireta, visto que, esse coccinelídeo possui hábito alimentar  
376 micófago obrigatório e normalmente associado à oídio (fungo) que é comumente encontrado  
377 em *A. esculentus* (Kumar et al. 2013), conforme observado no presente estudo. Segundo  
378 Gordon (1985) *P. confluens* alimenta-se, tanto na fase larval quanto adulta, de conídios e hifas  
379 de fungos fitopatogênicos e atua como agente de controle biológico de fungos em diversas  
380 culturas.

381

### 382 **Interação entre as Pragas e seus Inimigos Naturais e as Plantas Hospedeiras**

383

384 Os inimigos naturais foram encontrados associados à Brassicaceae, Cucurbitaceae,  
385 Euphorbiaceae, Fabaceae, Poaceae, Malvaceae e Solanaceae. Segundo Altieri et al. (2003) e  
386 Fiedler et al. (2008) essas famílias botânicas estão entre as potencialmente mais atrativas para  
387 os inimigos naturais, assim como Apiaceae, Asteraceae e Polygonaceae. Isso indica que a  
388 presença dessas plantas atrativas em uma área de cultivo aumenta a disponibilidade de micro  
389 habitats, locais adequados de refúgio, acasalamento e oviposição (Lundgren 2009; Togni et al.  
390 2010b).

391 Os pulgões, as cochonilhas e os inimigos naturais ocorreram frequentemente  
392 associados a algumas hortaliças, conforme observado no presente estudo. De acordo com



393 Davies et al. (2012) a maior diversidade de plantas em uma área contribui para o  
394 fornecimento de recursos nutricionais suplementares, tais como pólen e néctar, presas ou  
395 hospedeiros potenciais. Além de permitir a preservação dos agentes de controle biológico no  
396 agroecossistema por favorecer o incremento da abundância, riqueza e diversidade dos  
397 mesmos e influenciar sua longevidade, fecundidade e a eficiência de fêmeas de parasitoides e  
398 certos predadores (Fenoglio et al. 2013; Tixier et al. 2013; Togni et al. 2016).

399 A análise dos componentes principais indicou uma forte associação entre as  
400 hortaliças, pragas e inimigos naturais, pois os dois primeiros componentes explicaram 100%  
401 da variação total dos dados. Concordando com Rencher (2002) que afirma que para uma  
402 interpretação correta dos resultados dessa análise pelo menos 70% da variância total deve ser  
403 explicada pelo primeiro e segundo componente principal, conforme observado nos resultados  
404 do presente estudo.

405 Com isso, pode-se recomendar o plantio de *A. esculentus*, *H. sabdariffa*, *Capsicum*  
406 sp., *V. unguiculata* e *B. oleracea* em consórcio, faixas, ilhas, mandalas, bordaduras ou  
407 próximo às áreas de produção para funcionarem como áreas de refúgio. Essas diferentes  
408 disposições das plantas que tem potencial de atrair os inimigos naturais favorece a  
409 manutenção dos mesmos em uma área e podem atuar como plantas armadilhas para  
410 organismos fitófagos (Thomson e Hoffmann 2013; Harterreiten-Souza et al. 2014).

411 A atratividade dessas hortaliças existe devido a processos químicos que resultam na  
412 produção de compostos voláteis que servem como defesa contra herbívoros e agem como  
413 atrativos para os insetos benéficos; e a processos físicos tais como a existência de estruturas  
414 morfológicas que beneficiam a preservação dos inimigos naturais (Gols et al. 2003; Matos et  
415 al. 2006). Togni et al. (2009, 2016) constataram que voláteis de *Coriandrum sativum* L.  
416 (Apiaceae) atraíram o predador *C. sanguinea* e aumentaram a atração por voláteis de *S.*  
417 *lycopersicum* infestados com pulgões. Isso ocorre devido aos voláteis constitutivos de *C.*  
418 *sativum* que dificultam a localização de *S. lycopersicum* pelas pragas, pois estes evitam áreas  
419 com esses odores (Togni et al. 2010a; 2010b).

420 Diante do exposto, o plantio de culturas potencialmente atrativas aos inimigos  
421 naturais é uma alternativa viável aos agricultores; e em compensação, permitirá a economia  
422 de espaço na área plantada, o aumento da produtividade total por unidade de terra e ampliação  
423 do controle biológico natural.

424 Além disso, o grande número de interações tritróficas encontradas no presente estudo  
425 indica que a região possui potencial para trabalhar com controle biológico eficiente e

426 produtivo, o que torna imprescindível usufruir a potencialidade dos inimigos naturais para que  
 427 o controle de pulgões e cochonilhas se estabeleça na região. Para isso, necessita-se que  
 428 pesquisas futuras sejam desenvolvidas e baseadas em estudos ecológicos para conhecer as  
 429 características de cada inimigo natural, as relações destes insetos em campo e, posteriormente,  
 430 avaliar a eficiência dos mesmos em controlar pulgões e cochonilhas.

431 Vale ressaltar a necessidade da integração de métodos de controle de pragas que  
 432 visem alterar as atuais práticas agrícolas altamente dependentes das constantes aplicações de  
 433 produtos químicos para o controle de pragas. O que de fato é fundamental para o  
 434 desenvolvimento de uma estratégia de produção sustentável para as principais hortaliças  
 435 cultivadas na região da Amazônia Oriental, desde que as técnicas de controle considerem as  
 436 particularidades da cultura, da praga em interação com as condições climáticas.

437 Portanto, a implantação do controle biológico conservativo como componente de um  
 438 programa de Manejo Integrado de Pragas poderá incrementar a sustentabilidade da produção  
 439 agrícola regional, bem como o fortalecimento da segurança alimentar na região da Amazônia  
 440 Oriental.

441

## 442 CONCLUSÃO

443

444 Registra-se pela primeira vez para o Estado do Maranhão, cinco espécies de pulgões,  
 445 nove de cochonilhas, 49 de inimigos naturais; e 43 novas interações de inimigos naturais com  
 446 pulgões e cochonilhas.

447 As pragas dominantes são *Aphis gossypii*, *Lipaphis pseudobrassicae*,  
 448 *Maconellicoccus hirsutus*, *Phenacoccus solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3. E os inimigos  
 449 naturais dominantes são *Aphidius* sp., *Anagyrus kamali*, *Allotropia scutellata*, *Diomus leondai*  
 450 e Syrphidae.

451 Registra-se a associação das cochonilhas *Ph. solenopsis* em *C. ambrosioides*, *J.*  
 452 *gossypifolia*, *P. oleracea* e *Sida* sp.; e *Pr. praelonga* em *J. gossypifolia*; e do pulgão *A. nerii*  
 453 em *C. procera*.

454 *Aenasius mitchellae* e *Aenasius flandersi* são registrados pela primeira vez no Brasil.

455 Primeira notificação de *A. mitchellae* parasitando *Aphis gossypii* sobre *Cucumis*  
 456 *anguria*, *Ferrisia dasyliirii* sobre *Zea mays*, *Maconellicoccus hirsutus* sobre *Abelmoschus*  
 457 *esculentus*, *Phenacoccus solenopsis* sobre *Vigna unguiculata*, *Phenacoccus* sp. sobre *A.*  
 458 *esculentus*, e *Pseudococcus elisae* sobre *Solanum lycopersicum*.

459 As hortaliças *A. esculentus* e *Hibiscus sabdariffa* são as mais infestadas por  
460 cochonilhas e pulgões na região no período do estudo.

461 *Abelmoschus esculentus* está mais relacionada com os parasitoides, *B. oleracea* com  
462 os sirfídeos, *V. unguiculata* e *Capsicum* sp. com os coccinelídeos e *H. sabdariffa* com os  
463 crisopídeos.

464

## 465 REFERÊNCIAS

466 Abdi H, Williams LJ (2010) Principal Component Analysis. Wiley Interdiscip Rev Comput  
467 Stat 2:433-459. <https://doi.org/10.1002/wics.101>

468 Abreu JAS, Rovida AFS, Conte H (2015) Controle biológico por insetos parasitoides em  
469 culturas agrícolas no Brasil: Revisão de literatura. Rev Uningá 22: 22-25.

470 Altieri MA, Silva EN, Nicholls CI (2003) O papel da biodiversidade no manejo de pragas.  
471 Holos, Ribeirão Preto.

472 Blackman RL, Eastop VF (2006) Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs.  
473 Wiley, Chichester.

474 Blackman RL, Eastop VF (2019) An online identification and informative guide.  
475 <http://www.aphidsonworldsplants.info>. Accessed 10 February 2019.

476 Blackman RL, Eastop VF (1994) Aphids on the World's Trees. CAB International,  
477 Wallingford.

478 Blackman RL, Eastop VF (2000) Aphids on the World's Crops. Wiley, Chichester.

479 Bueno VHP, Sampaio MV (2009) Desenvolvimento e multiplicação de parasitoides de  
480 pulgões. In: Bueno VHP (ed) Controle biológico de pragas: produção massal e controle de  
481 qualidade. 2nd edn. UFLA, Lavras, pp 117-168.

482 Cabi (2019) Invasive Species Compendium. CAB International. <http://www.cabi.org/isc>.  
483 Accessed 14 August 2019.

484 Chong JH, Aristizábal LF, Arthurs SP (2015) Biology and Management of *Maconellicoccus*  
485 *hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) on Ornamental Plants. J Integr Pest Manag 6:1-5.

486 Coeur d'Acier A, Pérez Hidalgo N, Petrović-Obradović, O (2010) Aphids (Hemiptera,  
487 Aphididae). BioRisk, 4:435-474. <https://doi.org/10.3897/biorisk.4.57>

488 Collier RH, Finch S (2007) IPM Case Studies: Brassicas. In: Van Emden HF, Harrington R.  
489 (ed) Aphids as crop pests. CABI Publishing, London, pp 549-560.

490 Culik MP, Fornazier MJ, Santos DM, Zanuncio JS, Ventura JA, Peronti ALB, Zanuncio JC  
491 (2013) The invasive mealybug *Maconellicoccus hirsutus*: lessons for its current range

- 492 expansion in South America and invasive pest management in general. *J Pest Sci* 86:387-398.  
493 <https://doi.org/10.1007/s10340-013-0512-z>
- 494 Davies TW, Bennie J, Gaston KJ (2012) Street lighting changes the composition of  
495 invertebrate communities. *Biol Lett* 8:764-767. <http://dx.doi.org/10.1098/rsbl.2012.0216>
- 496 Fenoglio MS, Videla M, A. Salvo, Valladares G (2013) Beneficial insects in urban  
497 environments: Parasitism rates increase in large and less isolated plant patches via enhanced  
498 parasitoid species richness. *Biol Conserv* 164:82-89. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2013.05.002>  
499
- 500 Fiedler AK, Landis DA, Wratten SD (2008) Maximizing ecosystem services from  
501 conservation biological control: the role of habitat management. *Biol Control* 45:254-271.  
502 <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2007.12.009>
- 503 Gallo D, Nakano O, Silveira Neto S, Carvalho RPL, Baptista GC, Berti Filho E, Parra JRP,  
504 Zucchi RA, Alves SB, Vendramim JD, Marchini LC, Lopes JRS, Omoto C (2002)  
505 *Entomologia Agrícola*. FEALQ, Piracicaba.
- 506 García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2018)  
507 ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics.  
508 <http://scalenet.info>. Accessed 06 May 2019.
- 509 Gibson GA, Huber JT, Woolley JB (1997) Annotated keys to the genera of Nearctic  
510 Chalcidoidea (Hymenoptera). NRC Research Press, Ottawa.
- 511 Gols R, Roosjen M, Dijkman H, Dicke M (2003) Induction of direct and indirect plant  
512 responses by jasmonic acid, low spider mite densities, or a combination of jasmonic acid  
513 treatment and spider mite infestation. *J Chem Ecol* 29:2651-2666. [https://doi.org/10.1023/  
514 B:JOEC.0000008010.40606.b0](https://doi.org/10.1023/B:JOEC.0000008010.40606.b0)
- 515 Gordon RD (1985) The Coccinellidae (Coleoptera) of America North of Mexico. *J N Y*  
516 *Entomol Soc* 93:1-912.
- 517 Gullan PJ (1984) A revision of the gall-forming coccoid genus *Apiomorpha* Rübsaamen  
518 (Homoptera: Eriococcidae: Apiomorphae). *Aust J Zool* 97:1-203.
- 519 Guedes CFC (2013) Preferência alimentar e estratégias de alimentação em Coccinellidae  
520 (Coleoptera). *Oecol Aust* 17: 249-270. <http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2013.1702.07>
- 521 Harrington H, Van Emden HF (2007) *Aphids as crop pests*. CABI, London.
- 522 Harterreiten-Souza ÉS, Togni PHB, Pires CSS, Sujii ER (2014) The role of integrating  
523 agroforestry and vegetable planting in structuring communities of herbivorous insects and  
524 their natural enemies in the Neotropical region. *Agrofor Syst* 88:205-219.
- 525 Hayat M (2006) *Indian Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea)*. Aligarh Muslim University,  
526 India.

- 527 Hongyu K (2015) Comparação do GGEbiplot ponderado e AMMI-ponderado com outros  
528 modelos de interação genótipo × ambiente. Tese, Escola Superior de Agricultura “Luiz de  
529 Queiroz”, Universidade de São Paulo.
- 530 Ilharco FA, Gomes A (1967) Montagem de afídeos para observação microscópica. Agron  
531 Luzit 28:41-45.
- 532 Kanuck MJD, Sullivan J (1992) Ovipositional behavior and larval development of  
533 (Hymenoptera: Encyrtidae), an aphid hyperparasitoid. *Aphidencyrtus aphidivorus*, J N Y  
534 Entomol Soc 100:527-532.
- 535 Kaydan MB, Gullan PJ (2012) A taxonomic revision of the mealybug genus *Ferrisia*  
536 Fullaway (Hemiptera: Pseudococcidae) with descriptions of eight new species and a new  
537 genus. Zootaxa 3543:1-65.
- 538 Kerrich GJ (1967) On the classification of the anagryine Encyrtidae, with a revision of some  
539 of the genera (Hymenoptera: Chalcidoidea). Bull Br Mus Nat Hist Entomol 20:204.
- 540 Kondo T, Gullan P, Ramos-Portilla AA (2012) Report of new invasive scale insects  
541 (Hemiptera: Coccoidea), *Crypticerya multicitricipes* Kondo and Unruh (Monophlebidae) and  
542 *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae), on the islands of San Andres and  
543 Providencia, Colombia, with an updated taxonomic key to iceryine scale insects of South  
544 America. Insecta Mundi 0265:1-17.
- 545 Kumar DS, Tony DE, Kumar AP, Kumar KA, Rao BS, Nadendla R (2013) A Review on:  
546 *Abelmoschus esculentus* (okra). Int Res Pharm App Sci 3:129-132.
- 547 Laubertie EA, Wratten SD, Hemptinne JL (2012) The contribution of potential beneficial  
548 insectary plant species to adult hoverfly (Diptera: Syrphidae) fitness. Biol Control 61:1-6.
- 549 Lundgren JG (2009) Nutritional aspects of non-prey foods in the life histories of predaceous  
550 Coccinellidae. Biol Control 51:294-305.
- 551 Matos CHC, Pallini A, Bellini LL, Freitas RCP (2006) Domácias e seu papel na defesa das  
552 plantas. Ciênc Rural 36:1021-1026. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782006000300050>
- 553 Medeiros MA, Ribeiro PA, Morais HC, Castelo Branco M, Sujii ER, Salgado-Laboriau ML  
554 (2010) Identification of plant families associated with the predators *Chrysoperla externa*  
555 (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) and *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville  
556 (Coleoptera: Coccinellidae) using pollen grain as a natural marker. Braz J Biol 70:293-300.  
557 <https://doi.org/10.1590/S1519-69842010005000011>
- 558 Miller DR (1999) Identification of the Pink Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*  
559 (Green) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae). Insecta Mundi 13:189-203.
- 560 Miller DR, Rung A, Venable GL, Gill RJ (2011) Scale insects: identification tools for species  
561 of quarantine importance. [http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/ScaleInsectsHome/Scale](http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/ScaleInsectsHome/ScaleInsectsFamilies.html)  
562 [InsectsFamilies.html](http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/ScaleInsectsHome/ScaleInsectsFamilies.html). Accessed 10 June 2019.

- 563 Noyes JS (1980) A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera:  
564 Chalcidoidea). Bull Br Mus Nat Hist Entomol 41: 107- 253.
- 565 Noyes JS (2019) Universal Chalcidoidea Database. World Wide Web electronic publication.  
566 <http://www.nhm.ac.uk/chalcidoidea>. Accessed 06 June 2019.
- 567 Noyes JS, Ren H (1995) Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea): the genus  
568 *Aenasius* Walker, parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). Bull Mus Nat Hist  
569 Entomol Ser 64:117-163.
- 570 Peronti ANBG, Silva CRS (2002) Aphids (Hemiptera: Apphioidea) of ornamental plants from  
571 São Carlos, São Paulo state, Brazil. Rev Biol Trop 50:137-144.
- 572 Querino RB, Zucchi RA (2011) Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil.  
573 Embrapa Informação Tecnológica, Brasília.
- 574 Rakhshani E, Kazemzadeh S, Starý P, Barahoei H, Kavallieratos NG, Četković A, Takiya D  
575 (2012) Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of northeastern Iran: Aphidiine-  
576 aphid-plant associations, key and description of a new species. J Insect Sci 12:1-26.  
577 <https://doi.org/10.1673/031.012.14301>
- 578 Rencher AC (2002) Methods of Multivariate Analysis. John Wiley & Sons, New York.
- 579 Resende ALS, Silva EE, Silva VB, Ribeiro RLD, Guerra JGM, Aguiar-Menezes EL (2006)  
580 Primeiro registro de *Lipaphis pseudobrassicae* Davis (Hemiptera: Aphididae) e sua  
581 associação com insetos predadores, parasitóides e formigas em couve (Cruciferae) no Brasil.  
582 Neotrop Entomol 35:551-555. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2006000400019>
- 583 Riddick EW (2009) Benefits and limitations of factitious prey and artificial diets on life  
584 parameters of predatory beetles, bugs, and lacewings: a mini-review. BioControl 54:325-339.  
585 <https://doi.org/10.1007/s10526-008-9171-z>
- 586 Santos-Cividanes TM, Cividanes FJ, Ribeiro AA, Leite MV (2010) Diversidade de  
587 Coccinellidae na cultura do quiabeiro em Ribeirão Preto, São Paulo. Pesq Tecnol 7:1-5.
- 588 Santos RS, Peronti ALBG (2017) Ocorrência de *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera:  
589 Pseudococcidae) em quiabeiro no estado do Acre. EntomoBrasilis 10:135-138.
- 590 Silva AG, Souza BHS, Rodrigues NEL, Bottega DB, Boiça Junior AL (2012) Interação  
591 tritrófica: aspectos gerais e suas implicações no manejo integrado de pragas. Nucleus 9:35-48.
- 592 Silva-Torres CSA, Oliveira MD, Torres JB (2013) Host selection and establishment of striped  
593 mealybug, *Ferrisia virgata*, on cotton cultivars. Phytoparasitica 41:31-40.
- 594 Silva DCOL, Ramos MA, Silva HCH, Alves AGC (2016) Análise Faunística de Insetos  
595 Associados à Cultura do Quiabeiro [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench] em Plantio  
596 Comercial, no Município de Canindé de São Francisco, SE, Brasil. EntomoBrasilis 9:146-  
597 149. doi:10.12741/ebrasilis.v9i2.605

- 598 Silveira Neto S, Nakano O, Barbin D, Villa Nova NA (1976) Manual de ecologia dos insetos.  
599 Ceres, Piracicaba.
- 600 Siqueira MA, Peronti ALBG, Martinelli NM, Costa VA (2019) New records of parasitoids  
601 hymenopteran (Hymenoptera: Chalcidoidea) associated with *Maconellicoccus hirsutus*  
602 (Hemiptera: Pseudococcidae) in the state of São Paulo. J Agric Sci 11:00-112.  
603 <http://dx.doi.org/10.5539/jas.v11n4p100>
- 604 Thomson LJ, Hoffmann AA (2013) Spatial scale of benefits from adjacent woody vegetation  
605 on natural enemies within vineyards. Biol Control 64:57-65. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocontrol.2012.09.019>
- 607 Tixier P, Dagneaux D, Mollot G, Vinatier F, Duyck PK (2013) Weeds mediate the level of  
608 intraguild predation in arthropod food webs. J Appl Entomol 137:702-710.  
609 <http://dx.doi.org/10.1111/jen.12060>
- 610 Togni PH, Venzon M, Muniz CA, Martins EF, Pallini A, Sujii ER (2016) Mechanisms  
611 underlying the innate attraction of an aphidophagous coccinellid to coriander plants:  
612 Implications for conservation biological control. Biol Control 92:77-84.  
613 <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.10.002>
- 614 Togni PHB, Cavalcante KR, Langer LF, Gravina CS, Medeiros MA, Pires CSS, Fontes EMG,  
615 Sujii ER (2010b) Conservação de inimigos naturais (Insecta) em tomateiro orgânico. Arq Inst  
616 Biol 77:669-676.
- 617 Togni PHB, Laumann RA, Medeiros MA, Sujii ER (2010a) Odour masking of tomato  
618 volatiles by coriander volatiles in host plant selection of *Bemisia tabaci* biotype B. Entomol  
619 Exp Appl 136:164-173. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1570-7458.2010.01010.x>
- 620 Togni PH, Frizzas MR, Medeiros M, Nakasu EY, Pires CS, Sujii ER (2009) Dinâmica  
621 populacional de *Bemisia tabaci* biótipo B em tomate monocultivo e consorciado com coentro  
622 sob cultivo orgânico e convencional. Horticultura Brasileira 27:183-188. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362009000200011>.
- 624 Vandereycken A, Durieux D, Joie E, Francis F, Haubruge E, Verheggen F (2015) Aphid  
625 species and associated natural enemies in field crops: what about the invasive ladybird  
626 *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae)? Entomol Faunist 68:3-15.
- 627 Vandenberg NJ, Hanson PE (2019) Overview of the lady beetle tribe Diomini (Coleoptera:  
628 Coccinellidae) and description of a new phytophagous, silk-spinning genus from Costa Rica  
629 that induces food bodies on leaves of Piper (Piperaceae). Zootaxa 4554: 255–285.
- 630 Williams DJ, Willink MCG (1992) Mealybugs of central and South America. CAB  
631 International, Wallingford.
- 632 Willink MCG (1999) Las cochinillas blandas de la República Argentina (Homoptera:  
633 Coccoidea: Coccidae). Associated Publishers, Gainesville.
- 634 Wolff VRS, Pulz CE, Silva DC, Mezzomo JB, Prade CA (2004) Inimigos naturais associados  
635 à diaspididae (Hemiptera, Sternorrhyncha), ocorrentes em *Citrus sinensis* (Linnaeus) Osbeck,

- 636 no Rio Grande do Sul, Brasil: I – joaninhas e fungos entomopatogênicos. Arq Inst Biol  
637 71:355-361.
- 638 Wolff VRS, Corseuil E (1993) Espécies de Diaspididae (Hom.: Coccoidea) ocorrentes em  
639 plantas cítricas no Rio Grande do Sul, Brasil: I - Aspidiotinae. Biociências 1:25-60.
- 640 Wyckhuys KAG, Kondo T, Herrera BV, Miller DR (2013) Invasion of Exotic Arthropods in  
641 South America's Biodiversity Hotspots and Agro-Production Systems. In: Peña J (ed)  
642 Potential Invasive Pests of Agricultural Crops. CAB International, Wallingford, pp 373-400.
- 643 Zawadneak MAC, Schuber JM, Medeiros C, Silva RA (2015) Olericultura: pragas e inimigos  
644 naturais, SENAR, Curitiba.



645 **Tabela 1.** Análise faunística de pulgões e cochonilhas coletados em hortaliças e plantas espontâneas na ilha de São Luís (MA), no período de  
646 junho de 2016 a junho de 2018.

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Plantas Hospedeiras	Locais de coleta
<b>Aphididae</b>						
** <i>Aphis craccivora</i> (Koch)	SD	sa	SF	Y	<i>Brassica oleracea</i> (Couve) <i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar Paço do Lumiar Raposa
** <i>Aphis gossypii</i> (Glover)	SD	sa	SF	W	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo) <i>Brassica oleracea</i> (Couve) <i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)  <i>Citrullus lanatus</i> (Melancia) <i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)  <i>Cucumis sativus</i> (Pepino)  <i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira) <i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa Paço do Lumiar Paço do Lumiar São José de Ribamar Raposa Paço do Lumiar São José de Ribamar Paço do Lumiar Raposa São José de Ribamar Paço do Lumiar
** <i>Aphis nerii</i> (Boyer de Fonscolombe)	D	c	F	Z	<i>Calotropis procera</i> (Ciúme)	São José de Ribamar
** <i>Aphis</i> sp.	D	r	PF	Z	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
** <i>Lipaphis pseudobrassicae</i> (Davis)	SD	sa	SF	W	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo) <i>Brassica oleracea</i> (Couve)  <i>*Eruca sativa</i> (Rúcula)	Raposa Paço do Lumiar São José de Ribamar Raposa
<b>Eriococcidae</b>						
** <i>Acanthococcus</i> sp.	D	r	PF	Z	<i>*Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
<b>Diaspididae</b>						
** <i>Pinnaspis strachani</i> (Cooley)	D	ma	MF	Y	<i>Lycopersicon esculentum</i> (Tomate) <i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar Paço do Lumiar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Plantas Hospedeiras	Locais de coleta
						São José de Ribamar
<b>Ortheziidae</b>						
<i>Praelongorthezia praelonga</i> (Douglas)	D	d	PF	Z	* <i>Jatropha gossypifolia</i> (Pião-roxo)	São José de Ribamar
					* <i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
					* <i>Lycopersicon esculentum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
<b>Pseudococcidae</b>						
** <i>Ferrisia dasytirii</i> (Cockerell)	D	ma	MF	Y	* <i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
					* <i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					* <i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
						São José de Ribamar
					* <i>Zea mays</i> (Milho)	Raposa
** <i>Ferrisia virgata</i> (Cockerell)	D	d	PF	Z	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
<i>Maconellicoccus hirsutus</i> (Green)	SD	sa	SF	W	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						Raposa
						São José de Ribamar
					<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Paço do Lumiar
					<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
						São José de Ribamar
** <i>Phenacoccus herreni</i> Cox & Williams	D	c	F	Y	* <i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
					<i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
<i>Phenacoccus solenopsis</i> Tinsley	SD	sa	SF	W	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						São José de Ribamar
					* <i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
					<i>Capsicum annuum</i> (Pimentão)	São José de Ribamar
					<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Paço do Lumiar
						Raposa
						São José de Ribamar
					<i>Chenopodium ambrosioides</i> (Mastruz)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Plantas Hospedeiras	Locais de coleta
					* <i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	Raposa
					* <i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					<i>Cucurbita</i> sp. (Ábóbora)	Raposa
						São José de Ribamar
					* <i>Hibiscus acetosella</i> (Vinagreira-roxa)	Raposa
					* <i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
						Raposa
						São José de Ribamar
					* <i>Jatropha gossypifolia</i> (Pião-roxo)	São José de Ribamar
					<i>Lactuca sativa</i> (Alface)	Paço do Lumiar
					<i>Lycopersicon esculentum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					<i>Portulaca oleracea</i> (Beldroega)	São José de Ribamar
					<i>Sida</i> sp. (Guanxuma)	Paço do Lumiar
					* <i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
					<i>Zea mays</i> (Milho)	Raposa
** <i>Phenacoccus</i> sp.1	D	r	PF	Z	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
					<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
					<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
** <i>Phenacoccus</i> sp.2	D	r	PF	Z	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						Raposa
						São José de Ribamar
					<i>Capsicum annuum</i> (Pimentão)	São José de Ribamar
					<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					<i>Lycopersicon esculentum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Phenacoccus</i> sp.3	SD	sa	SF	W	<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
** <i>Pseudococcus elisae</i> Borchsenius	D	ma	MF	Y	* <i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						Raposa
					* <i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa

	<b>Famílias e Espécies</b>	<b>Domin. Abund. Freq. Const.</b>	<b>Plantas Hospedeiras</b>	<b>Locais de coleta</b>
			<i>*Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
			<i>*Lycopersicon esculentum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
			<i>*Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
647	N. ID: não identificado. Abundância (Abund.): raro (r), disperso (d), comum (c), abundante (a), muito abundante (ma) e super abundante (sa). Dominância (Domin.): não			
648	dominante (ND), dominante (D) e superdominante (SD). Frequência (Freq.): pouco frequente (PF), frequente (F), muito frequente (MF), superfrequente (SF). Constância			
649	(Const.): constante (W), acessória (Y) e acidental (Z).			
650	*Primeiro registro da interação inseto-planta			
651	**Primeiro registro para o estado do Maranhão			
652				
653				
654				
655				
656				
657				
658				
659				
660				
661				

662 **Tabela 2.** Análise faunística de inimigos naturais associados a pulgões, cochonilhas e hortaliças na ilha de São Luís (MA), no período de junho  
663 de 2016 a junho de 2018.

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
<b>Aphelinidae</b>							
** <i>Aphelinus</i> sp.	D	r	PF	Z	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	Paço do Lumiar Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
** <i>Coccophagus</i> sp.	D	c	F	Z	* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
	D	c	F	Z	* <i>Pseudococcus elisae</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
<b>Braconidae</b>							
** <i>Aphidius</i> sp.	D	ma	MF	W	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	Paço do Lumiar Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa São José de Ribamar
					<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Raposa
**N. ID.	D	d	PF	Y	<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
					<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
<b>Encyrtidae</b>							
** <i>Acerophagus</i> sp.	D	d	PF	Y	* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Aenasius advena</i> Compere	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
*** <i>Aenasius flandersi</i> Kerrich	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus herreni</i>	<i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
** <i>Aenasius longiscapus</i> Compere	D	a	MF	W	* <i>Ferrisia dasyliirii</i>	<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
*** <i>Aenasius mitchellae</i> Noyes & Ren	D	a	MF	W	* <i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	São José de Ribamar
					* <i>Ferrisia dasyliirii</i>	<i>Zea mays</i> (Milho)	Raposa
						<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
					* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
							São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
							Raposa
					* <i>Pseudococcus elisae</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Aenasius</i> sp.	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Cucurbita</i> sp. (Abóbora)	Raposa
** <i>Anagyrus kamali</i> Moursi	D	ma	MF	W	<i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
							Raposa
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
					<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Cucurbita</i> sp. (Abóbora)	Raposa
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar São José de Ribamar
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar Raposa São José de Ribamar
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar Raposa
** <i>Anagyrus</i> sp.1	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Anagyrus</i> sp.2	D	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar Paço do Lumiar
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Blepyrus</i> sp.	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
** <i>Cheiloneurus</i> sp.1	D	c	F	W	* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Cucurbita</i> sp. (Abóbora)	Raposa
						<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar Raposa
						<i>Zea mays</i> (Milho)	Raposa
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar Raposa
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					* <i>Pseudococcus elisae</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
** <i>Cheiloneurus</i> sp.2	ND	r	PF	Y	* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Gyranusoidea deione</i> Noyes	D	c	F	Z	* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
**N. ID.	D	c	F	Z	<i>Phenacoccus herreni</i>	<i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
** <i>Prochiloneurus</i> sp.	D	d	PF	Y	* <i>Ferrisia dasyliirii</i>	<i>Zea mays</i> (Milho)	Raposa
					* <i>Phenacoccus herreni</i>	<i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
							São José de Ribamar
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					* <i>Pinnaspis strachani</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					* <i>Pseudococcus elisae</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Syrphophagus</i> sp.	D	c	F	Y	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Paço do Lumiar
							Raposa
							São José de Ribamar
<b>Eulophidae</b>							
** <i>Aprostocetus</i> sp.	D	a	F	W	* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar



Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
					<i>*Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
					<i>*Praelongorthezia praelonga</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
<b>Tetrastichinae</b>							
**N. ID.	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
<b>Platygastridae</b>							
** <i>Allotropa scutellata</i> Muesebeck	D	ma	MF	W	<i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
					<i>*Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Paço do Lumiar
**N. ID.	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
<b>Scelioninae</b>							
**N. ID.	D	c	F	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
					<i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
<b>Pteromalidae</b>							
** <i>Pachyneuron</i> sp.	D	r	PF	Z	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar
<b>Signiphoridae</b>							
** <i>Signiphora</i> sp.	ND	r	PF	Z	<i>*Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Paço do Lumiar
<b>Chrysopidae</b>							
** <i>Ceraeochrysa cincta</i> (Schneider)	D	c	F	Z	<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
** <i>Ceraeochrysa claveri</i> Navás	ND	d	PF	Z	<i>Phenacoccus herreni</i>	<i>Manihot esculenta</i> (Mandioca)	Raposa

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
** <i>Ceraeochrysa cornuta</i> (Navás)	ND	c	F	Z	<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar
					<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
<b>Coccinellidae</b>							
** <i>Azya bioculata</i>	D	ma	MF	W	* <i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar
					* <i>Aphis gossypii</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	
** <i>Curinus</i> sp. 3	ND	r	PF	Z	* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
** <i>Zagreus bimaculosus</i> (Mulsant)	ND	r	PF	Z	* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Raposa
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Eupalea</i> sp.	ND	r	PF	Z	* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
** <i>Cycloneda sanguinea</i> (L.)	D	ma	MF	W	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar
							São José de Ribamar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	São José de Ribamar
						<i>Zea mays</i> (Milho)	São José de Ribamar
						<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
						<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar
	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar					
	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar					

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
** <i>Hippodamia convergens</i> Guérin-Meneville	D	c	F	Z	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Raposa
					<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar
**** <i>Diomus leondai</i> González, Ramos e Lemos	SD	sa	SF	W	* <i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa São José de Ribamar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa Paço do Lumiar
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar Raposa
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Diomus seminulus</i> (Mulsant)	D	ma	MF	W	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar São José de Ribamar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	São José de Ribamar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Paço do Lumiar Raposa
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
** <i>Diomus tucumanus</i> Weise	D	ma	MF	W	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
					<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
					* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Cucumis sativus</i> (Pepino)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						<i>Solanum lycopersicum</i> (Tomate)	São José de Ribamar
** <i>Psyllobora confluens</i> Mulsant	D	c	F	Z	* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
							Raposa
					* <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
** <i>Hyperaspisidini</i> N. ID	ND	d	PF	Z	* <i>Pinnaspis strachani</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	São José de Ribamar
** <i>Hyperaspis festiva</i> Mulsant	ND	r	PF	Z	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
** <i>Hyperaspis scutifera</i> (Mulsant)	ND	c	F	Z	* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
					* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
							São José de Ribamar
* <i>Hyperaspis</i> sp.23	ND	r	PF	Z	* <i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
** <i>Tenuisvalvae notata</i> (Mulsant)	D	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
						<i>Hibiscus sabdariffa</i> (Vinagreira)	Raposa
							São José de Ribamar
** <i>Delphastus</i> cf. <i> davidsoni</i>	ND	r	PF	Z	* <i>Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
** <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (Mulsant)	ND	r	PF	Z	<i>Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
** <i>Nephaspis</i> sp.13	ND	r	PF	Z	<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar

Famílias e Espécies	Domin.	Abund.	Freq.	Const.	Pragas	Plantas Hospedeiras	Locais de Coleta
** <i>Scymnus rubicundus</i> Erichson	D	ma	MF	W	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
					<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	São José de Ribamar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Cucumis anguria</i> (Maxixe)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
					<i>*Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Raposa
					<i>*Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Raposa
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
					<i>*Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar
<i>*Pinnaspis strachani</i>	<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa					
<b>Syrphidae</b>							
**N. ID.	D	ma	MF	W	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	Paço do Lumiar
					<i>Aphis gossypii</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	São José de Ribamar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	São José de Ribamar
					<i>Ferrisia virgata</i>	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
					<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	<i>Brassica oleracea</i> (Couve)	Paço do Lumiar
							Raposa
							São José de Ribamar
					<i>*Phenacoccus solenopsis</i>	<i>Vigna unguiculata</i> (Feijão)	São José de Ribamar
						<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	São José de Ribamar
						<i>Capsicum</i> sp. (Pimenta)	Raposa
					<i>*Phenacoccus</i> sp.	<i>Abelmoschus esculentus</i> (Quiabo)	Paço do Lumiar

664 N. ID: não identificado. Abundância (ABUND.): raro (r), disperso (d), comum (c), abundante (a) e muito abundante (ma). Dominância (DOMIN.): não dominante (ND),  
665 dominante (D) e superdominante (SD). Frequência (FREQ.): pouco frequente (PF), frequente (F), muito frequente (MF), superfrequente (SF). Constância (CONST.):  
666 constante (W), acessória (Y) e acidental (Z).

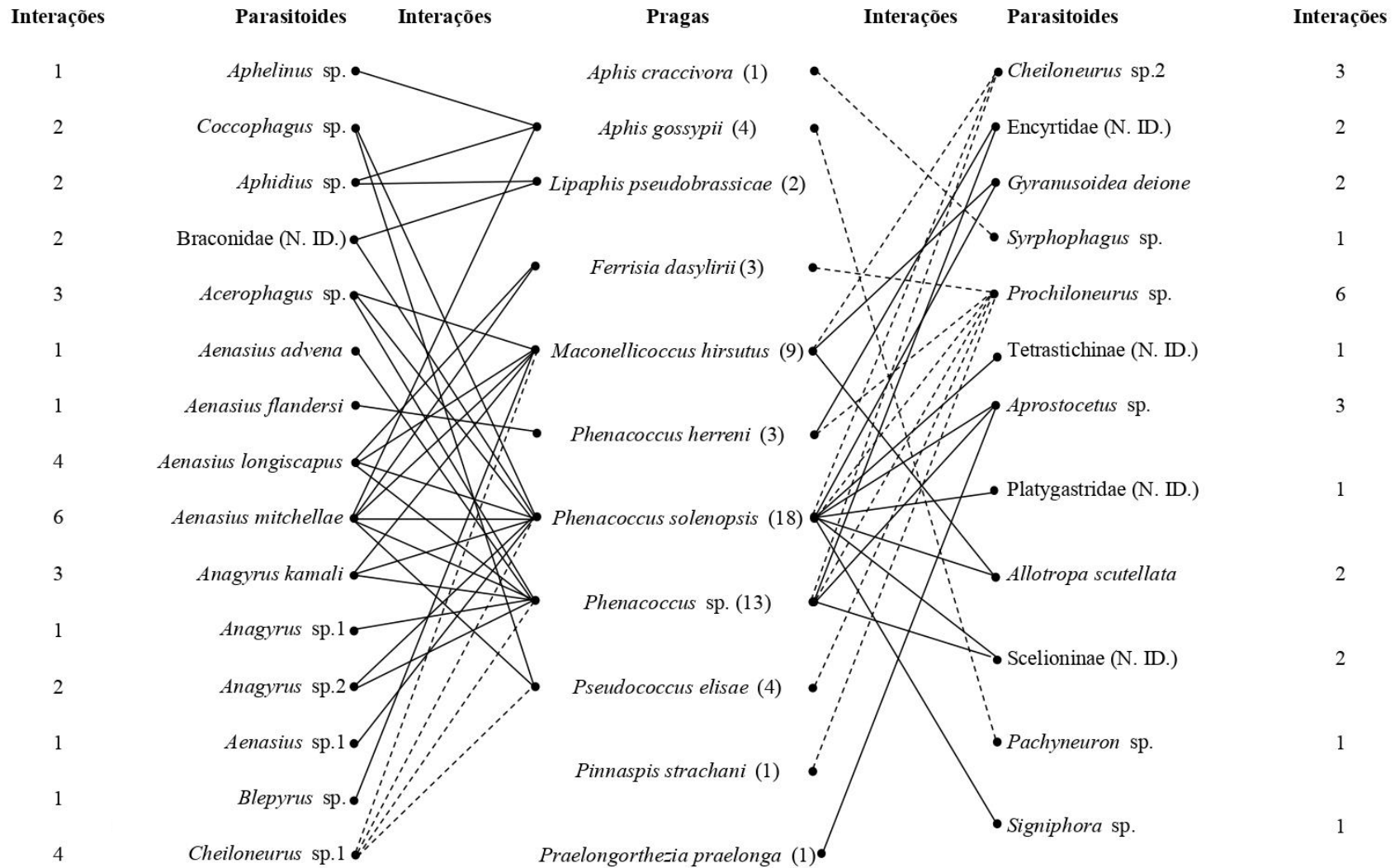
667 \*Primeiro registro da interação inseto-planta

668 \*\*Primeiro registro para o estado do Maranhão

669 \*\*\*Primeiro registro para o Brasil

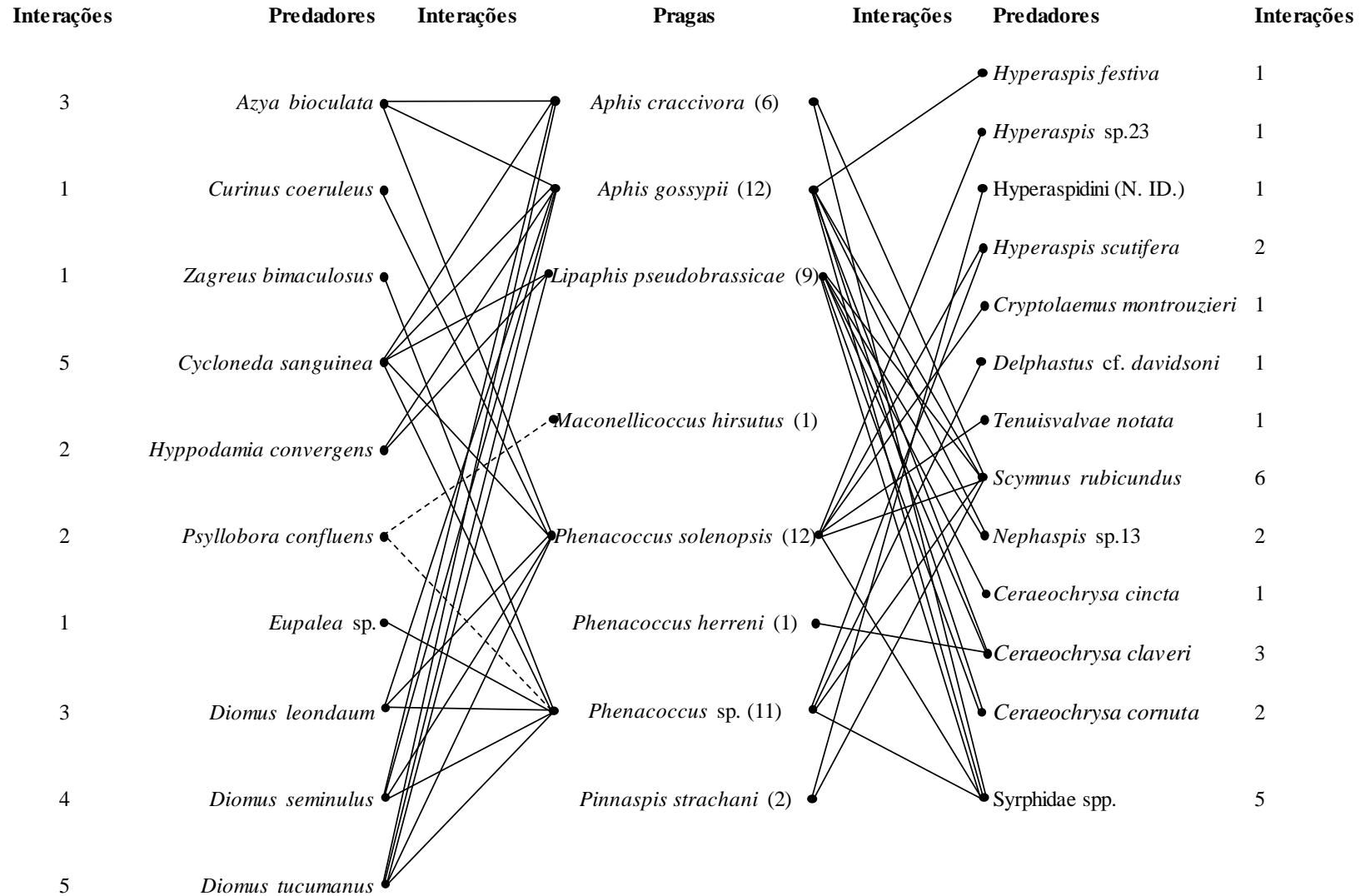
670 \*\*\*\*Nova espécie.

671



672  
673  
674  
675

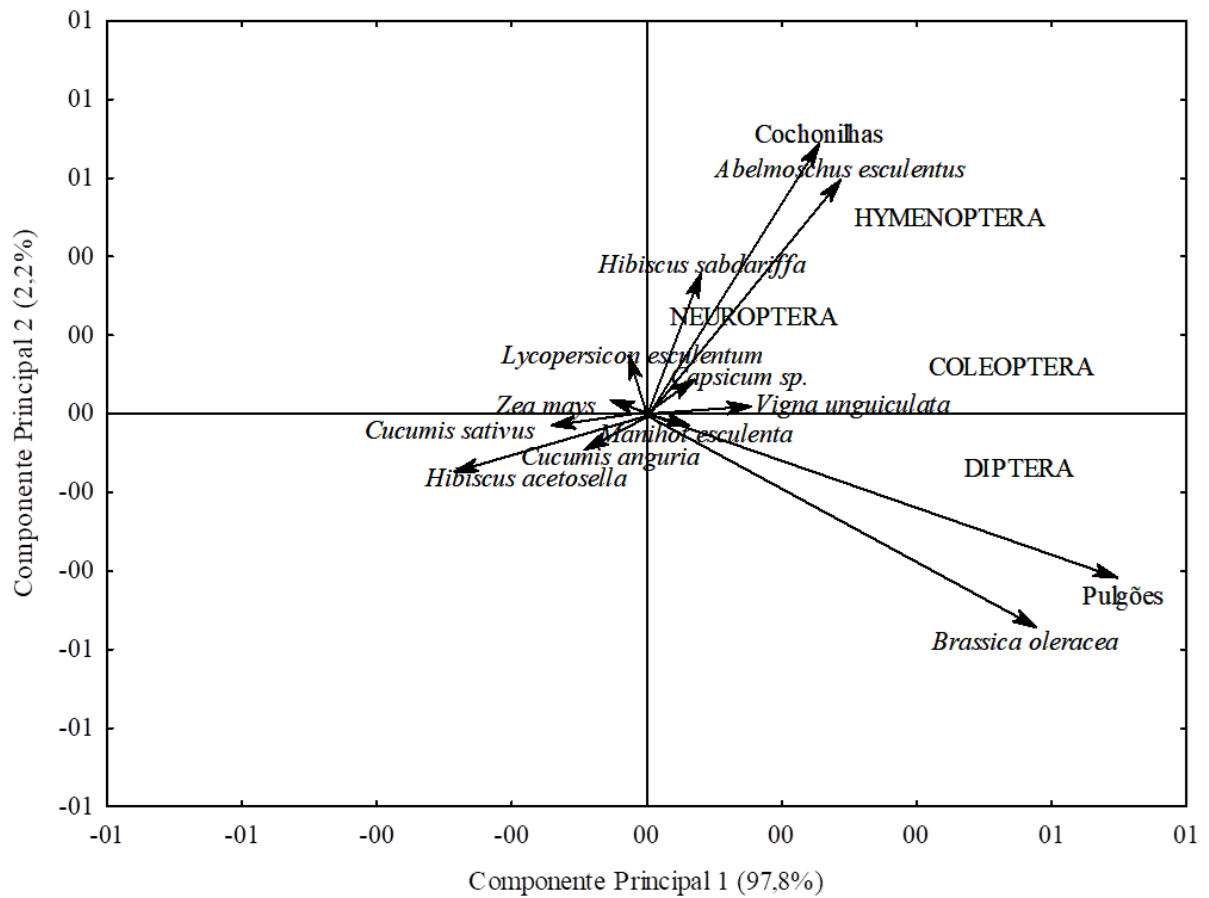
**Figura 1.** Interações tritróficas entre espécies de pulgões, cochonilhas, parasitoides e hiperparasitoides (linha tracejada) coletados em hortaliças no período de junho de 2016 a junho de 2018, na ilha de São Luís (MA), Brasil.



676  
677  
678

**Figura 2.** Interações tritróficas entre espécies de pulgões, cochonilhas, predadores afídofagos, coccidofagos e fungívoros (linha tracejada) coletados em hortaliças na ilha de São Luís (MA), no período de junho de 2016 a junho de 2018.





679

680 **Figura 3.** Análise de componentes principais considerando-se as ordens de inimigos naturais  
 681 nas hortaliças hospedeiras estudadas na ilha de São Luís, no período de junho de 2016 a junho  
 682 de 2018.

### Capítulo 3

---

#### **Variações sazonais de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais em cultivos de hortaliças na Amazônia Oriental, Brasil**

Artigo redigido para submissão ao Journal of  
Insect Conservation



35 as épocas de maior incidência de *Maconellicoccus hirsutus*; assim como, *Aphidius* sp. com  
36 *Aphis gossypii* e *Lipaphis pseudobrassicae*; e *Diomus leondai* com *Ap. gossypii*, *Phenacoccus*  
37 *solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3. Quando analisada as relações entre as variáveis bióticas e  
38 abióticas, houve correlação negativa entre precipitação pluviométrica, umidade relativa,  
39 afídeos e cocóideos. Em função das alterações climáticas sobre esses artrópodes e o  
40 comportamento dos mesmos nas diferentes épocas do ano, pode-se elaborar modelos de  
41 previsão de ocorrência de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais na região da Amazônia  
42 Oriental.

43

44 **Palavras-chave:** Cochonilhas, Flutuação populacional, Parasitoides, Predadores, Pulgões.

45

## 46 INTRODUÇÃO

47

48 Os danos causados por afídeos e cocóideos têm aumentado à importância dos  
49 inimigos naturais, em razão dos custos e impactos sociais e ecológicos negativos dos produtos  
50 químicos no equilíbrio ambiental e sua participação no manejo integrado de pragas (Abreu et  
51 al. 2015).

52 E compreender a dinâmica populacional de insetos-praga e de seus inimigos naturais  
53 em cultivos de hortaliças requer estudos de longo prazo para o desenvolvimento de programas  
54 de Manejo Integrado de Pragas, e assim permitir a identificação do tempo adequado para  
55 amostragem e controle de pragas (Giles et al. 2017).

56 A sazonalidade, a precipitação pluviométrica, a temperatura e a umidade são  
57 consideradas uma das mais importantes causas de mudanças na população dos insetos, uma  
58 vez que as interações entre essas variáveis abióticas podem influenciar em nível local, a  
59 dinâmica populacional de pragas e inimigos naturais (Silva et al. 2007).

60 Além disso, a flutuação populacional dos insetos pode variar de acordo com a região  
61 geográfica ou entre populações que se desenvolvem na mesma região por vários anos e ainda  
62 entre populações vizinhas que se desenvolvem ao mesmo tempo (Cividanes and Santos 2003).

63 E os estudos sobre os fatores que influenciam a abundância de insetos a curto e longo  
64 prazo são essenciais para prever e prevenir perdas sérias de produção devido às grandes  
65 populações de pragas (Silva et al. 2007). Pois, as informações sobre a flutuação populacional  
66 dos artrópodes são fundamentais para a obtenção de dados referentes às épocas de ocorrência  
67 e previsão de picos populacionais, por possibilitar o estabelecimento dos níveis de dano e de

68 controle de pragas, além de contribuir para a determinação de técnicas de controle adequadas,  
69 seguras e eficientes (Rodrigues et al. 2010).

70 Neste sentido, o conhecimento sobre a flutuação populacional dos insetos sugadores,  
71 de seus inimigos naturais bem como dos fatores que regulam seu crescimento (bióticos e  
72 abióticos) são importantes para fornecer subsídios para o desenvolvimento de programas de  
73 manejo ecológico de pragas que visem à sustentabilidade das culturas. No presente estudo, o  
74 objetivo foi determinar a dinâmica temporal e os fatores regulatórios das populações de  
75 afídeos, cocóideos e seus inimigos em cultivos de hortaliças.

76

## 77 **MATERIAIS E MÉTODOS**

78

79 A pesquisa foi realizada em áreas de produção de hortaliças, nos polos de produção  
80 do Itapari (02° 50' 54" S e 44° 02' 94" W) em São José de Ribamar; da Pindoba (2° 51' S e 44°  
81 09' W) em Paço do Lumiar; e no Cumbique (02° 46' 49" S e 44° 14' 46" W) em Raposa – MA,  
82 durante o período de junho de 2016 a junho de 2018, totalizando 25 coletas.

83 O clima, segundo a classificação de Köppen, é do tipo tropical quente e úmido (Aw),  
84 com temperatura média anual superior a 27 °C e precipitação pluvial média anual de 1896  
85 mm, com períodos de chuva entre os meses de janeiro e junho e de seca de julho a dezembro;  
86 a umidade relativa do ar anual fica entre 73 e 79 % (Maranhão 2002).

87 A amostragem foi realizada em 16 hortaliças: vinagreira *Hibiscus sabdariffa* L.  
88 (Malvaceae), tomate *Solanum lycopersicum* L. (Solanaceae), quiabo *Abelmoschus esculentus*  
89 (L.) Moench (Malvaceae), pepino *Cucumis sativus* L. (Cucurbitaceae), mandioca *Manihot*  
90 *esculenta* Crantz (Euphorbiaceae), milho *Zea mays* L. (Gramineae), pimenta *Capsicum* sp.  
91 (Solanaceae), couve variedade manteiga *Brassica oleracea* var. *acephala* L. (Brassicaceae),  
92 pimentão *Capsicum annuum* L. (Solanaceae), abóbora *Cucurbita* sp. (Cucurbitaceae), maxixe  
93 *Cucumis anguria* L. (Cucurbitaceae), vinagreira-roxa *Hibiscus acetosella* Welw. ex Hiern  
94 (Malvaceae), alface *Lactuca sativa* L. (Asteraceae), feijão-caupi *Vigna unguiculata* (L.) Walp  
95 (Fabaceae), rúcula *Eruca sativa* (Brassicaceae), melancia *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum  
96 e Nakai (Cucurbitaceae).

97 As coletas foram realizadas mensalmente e de forma manual, amostrando-se 20  
98 folhas das plantas infestadas por afídeos e/ou cochonilhas. Os insetos predadores foram  
99 coletados na fase larval e os parasitoides nas pragas parasitadas. Todo material coletado foi  
100 armazenado em sacos e tubos plásticos devidamente identificados e encaminhados ao

101 Laboratório de Entomologia da Universidade Estadual do Maranhão (UEMA), campus São  
102 Luís, para triagem.

103 Os afídeos e cocóideos foram separados dos demais organismos presentes nas folhas,  
104 quantificados e acondicionados em tubos plásticos “Eppendorf” com álcool a 70%. Para  
105 obtenção dos parasitoides de afídeos e cocóideos, separou-se as múmias, isolando-as em tubos  
106 plásticos que foram mantidos em sala de criação sob condições controladas (temperatura de  
107  $26 \pm 1^\circ\text{C}$ , umidade relativa de  $60 \pm 10\%$  e fotofase de 12 horas), e observadas diariamente  
108 para verificar a emergência dos parasitoides. Posteriormente, os parasitoides adultos foram  
109 separados por morfo-espécie, acondicionados em tubos do tipo “Eppendorf” contendo álcool  
110 absoluto. Os coccinelídeos, crisopídeos e sirfídeos na fase larval foram alimentados em  
111 laboratório com a respectiva praga ao qual estavam associados no momento da coleta para  
112 obtenção do inseto adulto, e em seguida, fixados em álcool 70%, para posterior identificação.

113 Para determinação da flutuação populacional foram utilizadas as médias mensais da  
114 abundância relativa dos afídeos, cocóideos e inimigos naturais capturados ao longo período  
115 amostral. Os registros diários dos dados meteorológicos foram obtidos no Núcleo  
116 Geoambiental da Universidade Estadual do Maranhão (NUGEO/UEMA), provenientes da  
117 Plataforma de Coleta de Dados Meteorológicos instalada no município de São Luís - MA ( $2^\circ$   
118  $35' \text{ S}; 44^\circ 12' \text{ W}$ ).

119 Para detectar possíveis relações entre as variáveis bióticas e abióticas realizou-se a  
120 análise de correlação linear simples entre o número médio mensal de afídeos, cocóideos e  
121 inimigos naturais coletados e os valores médios mensais de temperatura média, umidade  
122 relativa do ar e precipitação pluviométrica registrados para os sítios de estudo. A análise de  
123 correlação linear simples e gráficos foram realizados por meio do software Statistica 10  
124 (Statsoft Inc.) e SigmaPlot versão 10.0 (Systat Software Inc.), respectivamente.

125

## 126 **RESULTADOS**

127

128 Picos populacionais de afídeos, cocóideos e inimigos naturais foram registrados no  
129 período seco ao longo do período amostral (figura 1). Observou-se ainda, que 70% das pragas  
130 e 65% de inimigos naturais ocorreram no período seco. Nos sítios de estudo, o período seco  
131 foi caracterizado por apresentar valores médios de precipitação pluviométrica acumulada,  
132 temperatura ( $^\circ\text{C}$ ) e umidade relativa do ar de 181,8 mm,  $26,6^\circ\text{C}$  e 74,7%, respectivamente.  
133 Enquanto que, durante o período chuvoso houve redução na abundância desses insetos (figura  
134 1), com a ocorrência das pragas em torno de 30% e dos inimigos naturais 35%; esse período

135 apresentou precipitação acumulada de 3563,6 mm, temperatura média de 26°C, umidade  
136 relativa média de 85,0 %.

137 Observou-se que os hemípteros estudados e seus inimigos naturais associados  
138 apresentaram as maiores incidências entre setembro e dezembro (período seco) (figura 1). No  
139 entanto, em 2017, a ocorrência de pulgões e cochonilhas teve início em agosto com  
140 infestações severas constatadas em setembro, seguido por decréscimo súbito em outubro e um  
141 pico populacional em novembro; coincidindo com a diminuição dos inimigos naturais nesse  
142 período (figura 1).

143 Enquanto que, no ano de 2016, a ocorrência de pulgões e cochonilhas teve início no  
144 mês de julho, seguida por um decréscimo populacional em agosto, e posteriormente entre  
145 setembro e dezembro observou-se altos índices populacionais desses hemípteros favorecido  
146 pelas chuvas escassas nesse período (precipitação acumulada de 44 mm). Os inimigos naturais  
147 seguiram padrões semelhantes, exceto no mês de outubro que mesmo com disponibilidade de  
148 presas e hospedeiros, e condições climáticas favoráveis, constatou-se uma redução  
149 populacional dos mesmos (figura 1).

150 As espécies que se apresentaram predominantes por ocorrerem em mais de 50% das  
151 coletas realizadas durante o período estudado foram: *Pseudococcus elisae*, *Pinnaspis*  
152 *strachani*, *Phenacoccus* sp.3, *Phenacoccus solenopsis*, *Maconellicoccus hirsutus* e *Ferrisia*  
153 *dasyliirii* (Hemiptera: Coccoidea); *Lipaphis pseudobrassicae*, *Aphis gossypii* e *A. craccivora*  
154 (Hemiptera: Aphididae); os parasitoides específicos de cocóideos *Allotropa scutellata*,  
155 *Anagyrus kamali*, *Aenasius mitchellae*, *Aenasius longiscapus*, e de afídeos *Aphidius* sp.; os  
156 predadores coccidófagos *Azya bioculata* e *Diomus leondai*, os generalistas *Cycloneda*  
157 *sanguínea*, *D. seminulus*, *D. tucumanus* e Sirfidae, e o afidófago *Scymnus rubicundus* (figura  
158 2).

159 Constatou-se que as pragas estudadas foram predominantes no período seco, exceto,  
160 *P. strachani* (95,2%) e *M. hirsutus* (70,9%) que ocorreram com maior frequência no período  
161 chuvoso (figura 2).

162 Dentre os inimigos naturais que foram predominantes no período seco destacou-se *D.*  
163 *rubicundus* (88,8%), *Ae. mitchellae* (84,6%), *D. leondai* (77,3%), *An. kamali* (70%), *Ae.*  
164 *longiscapus* (63,8%), Sirfidae (63,3%), *C. sanguinea* (63,1%) e *Al. scutellata* (57,4%).  
165 Enquanto que, no período chuvoso houve a predominância de *Az. bioculata* (87,5%), *D.*  
166 *tucumanus* (85,3%) e *D. seminulus* (78,6%). Além disso, *Aphidius* sp. ocorreu apenas na  
167 época chuvosa (figura 2).

168 Os picos populacionais de *An. kamali* ocorreram nas épocas de maior incidência de  
169 *M. hirsutus*; assim como, *Aphidius* sp. com *Ap. gossypii* e *L. pseudobrassicae*; e *D. leondai*  
170 com *Ap. gossypii*, *P. solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3.

171 Quando analisado as relações entre as variáveis abióticas e os grupos de insetos  
172 estudados, observou-se que houve correlação negativa para a precipitação pluviométrica e  
173 umidade relativa com a variável “pragas”, com os grupos afídeos e cocóideos, e  
174 separadamente com as espécies mais frequentes tais como *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L.*  
175 *pseudobrassicae* e *P. solenopsis*. No entanto, não há correlação dos inimigos naturais com as  
176 variáveis abióticas (tabela 1).

177

## 178 **DISCUSSÃO**

179

180 Durante o período de amostragem, as variáveis climáticas apresentaram um padrão  
181 para a ilha de São Luís, com períodos secos e chuvosos bem definidos. E a maior abundância  
182 de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais durante o período seco indica que a  
183 sazonalidade geralmente influencia a dinâmica das populações de insetos presentes nos  
184 agroecossistemas (Inmet 2018). Pois a mudança nas variáveis abióticas durante as estações  
185 pode alterar e/ou definir o período de atividade de alguns insetos que nos períodos mais  
186 quentes apresentam maior atividade nos trópicos (Réu and Del-Claro 2005; Silva et al. 2011).

187 A abundância sazonal de afídeos, cocóideos e inimigos naturais apresentou tendência  
188 similar a observada por Pereira et al. (2011) e Zanini (2014), com picos populacionais no  
189 início do período seco, seguidos por um decréscimo com o aumento dos índices  
190 pluviométricos. E o fato da região de estudo ser caracterizada por chuvas intensas durante o  
191 período chuvoso, pode ter influenciado negativamente as populações dos artrópodes, e assim  
192 atuar como fator de mortalidade devido ao efeito mecânico provocado pelo impacto das  
193 gotículas de água das chuvas sobre ovos, larvas e ninfas, com influência direta no  
194 desenvolvimento e na reprodução dos mesmos. E no caso dos cocóideos, o aumento da  
195 frequência das chuvas provoca a destruição da proteção cerosa que envolve os ovissacos, e  
196 assim parte desses ovos fica exposto às intemperes.

197 A diminuição dos inimigos naturais e a ressurgência das pragas observadas durante o  
198 período amostral pode ser explicada pela pulverização de produtos químicos de largo espectro  
199 como organofosforados e carbamatos, muito utilizados para controlar afídeos e cocóideos em  
200 hortaliças nos pólos de produção de hortaliças na região em estudo. O impacto desses  
201 inseticidas não se limita somente à mortalidade, uma vez que, causam efeitos subletais que



202 podem provocar modificações na biologia, fisiologia, distribuição geográfica, comportamento  
203 de alimentação, capacidade de parasitismo (busca, oviposição e tempo para o  
204 reconhecimento), tempo de desenvolvimento, deformação, longevidade, locomoção e  
205 repelência dos espécimes ou populações que sobrevivem à exposição a uma  
206 dose/concentração tóxica letal ou subletal (Desneux et al. 2007).

207 A semelhança verificada nos padrões de ocorrência sazonais da população de  
208 afídeos, cocóideos e dos seus inimigos naturais, no qual os parasitoides e os predadores  
209 tiveram ocorrência coincidente com suas respectivas pragas. Isso sugere que a presença de  
210 sincronismo entre os padrões populacionais das pragas depende do sucesso dos agentes de  
211 controle biológico, que por sua vez, está ligado à alta correlação com as pragas (Silva et al.  
212 2013). No entanto, falhas inesperadas (por ações antrópicas ou ambientais) na predação ou  
213 parasitismo podem quebrar a sincronia entre as populações de pragas e inimigos naturais, e  
214 assim desencadear surtos (Liebhold et al. 2012).

215 O efeito observado da precipitação pluviométrica e da umidade relativa sobre a  
216 abundância relativa de *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L. pseudobrassicae* e *P. solenopsis*, pode  
217 ser explicado pelo fato de na região do presente estudo, ter sido registrada uma precipitação  
218 média de 254,5mm/mês durante o período chuvoso nos anos de 2017 e 2018 (janeiro a junho),  
219 e isso contribuiu para a baixa abundância desses artrópodes fitófagos durante esse período.  
220 Farias et al. (2011) e Silva (2011) também observaram a influência das variáveis abióticas  
221 sobre a ocorrência dos hemípteros estudados no presente estudo). Isso indica que as variáveis  
222 abióticas possuem forte influência ao longo do desenvolvimento natural dos insetos fitófagos,  
223 pois interferem nos processos de oviposição, alimentação, crescimento e reprodução  
224 (Rahmathulla et al. 2012).

225 No entanto, as variáveis abióticas não tiveram efeito sobre os inimigos naturais, isso  
226 sugere que a abundância relativa destes, pode ter sido afetada por outros fatores, tais como a  
227 predação e o parasitismo que são processos complexos que podem ser alterados pela  
228 disponibilidade de presas ou hospedeiros, e pela competição por recursos, e assim podem  
229 provocar a redução na abundância de alguma espécie de predador ou parasitoide (Oliveira et  
230 al. 2010; Kular et al. 2012).

231 Os resultados do presente estudo possibilitam a elaboração de modelos de previsão  
232 de ocorrência de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais na região da Amazônia Oriental,  
233 que poderão auxiliar na identificação de padrões populacionais desses artrópodes ao longo do  
234 ano, tendo em vista que as projeções temporais são fundamentais para a compreensão da  
235 dinâmica populacional do grupo taxonômico de interesse e da dinâmica de interações tróficas.

236 Diante do exposto, observa-se que o estabelecimento e os ciclos de populações de  
237 afídeos e cocóideos podem ser influenciados por diversos fatores que compõem um conjunto  
238 complexo de interações, tais como, as condições climáticas favoráveis, a ação reduzida de  
239 agentes de controle biológico e a disponibilidade e qualidade do alimento.

240 Dessa forma, a flutuação populacional direciona o produtor a tomar decisões  
241 estratégicas mais seguras baseadas no comportamento sazonal das pragas e seus inimigos  
242 naturais, e com isso podem conduzir suas atividades de acordo com a ocorrência de  
243 determinada praga numa época, e permitirá maior confiabilidade no planejamento da  
244 produção e maior segurança no controle desses artrópodes fitófagos.

245 Sugere-se que pesquisas de longo prazo sejam realizadas, a fim de desenvolver  
246 modelos de dinâmica populacional de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais,  
247 considerando as condições climáticas, os fatores que influenciam diretamente a dinâmica  
248 populacional dos artrópodes e o efeito sobre a qualidade da planta, para aprimoramento dos  
249 programas de controle de pragas na região da Amazônia Oriental.

250

## 251 CONCLUSÃO

252

253 O período seco favorece o aumento na abundância relativa de afídeos, cocóideos e  
254 seus inimigos naturais.

255 Os inimigos naturais *D. rubicundus*, *Ae. mitchellae*, *D. leondai*, *An. kamali*, *Ae.*  
256 *longiscapus*, Sirfidae, *C. sanguinea* e *Al. scutellata* predominam no período seco. Enquanto  
257 que, *Az. bioculata*, *D. tucumanus* e *D. seminulus* predominam no período chuvoso; e *Aphidius*  
258 sp. ocorre apenas no período chuvoso.

259 Há correlação negativa para as espécies *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L.*  
260 *pseudobrassicae* e *P. solenopsis* com a precipitação pluviométrica e umidade relativa.

261 Não há correlação dos inimigos naturais com as variáveis abióticas.

262

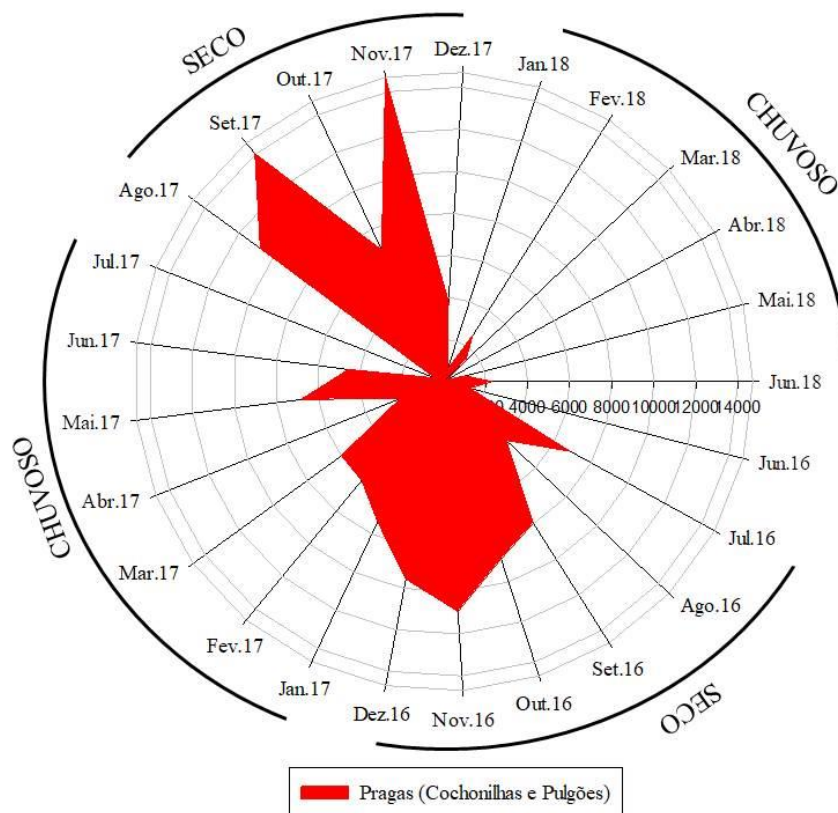
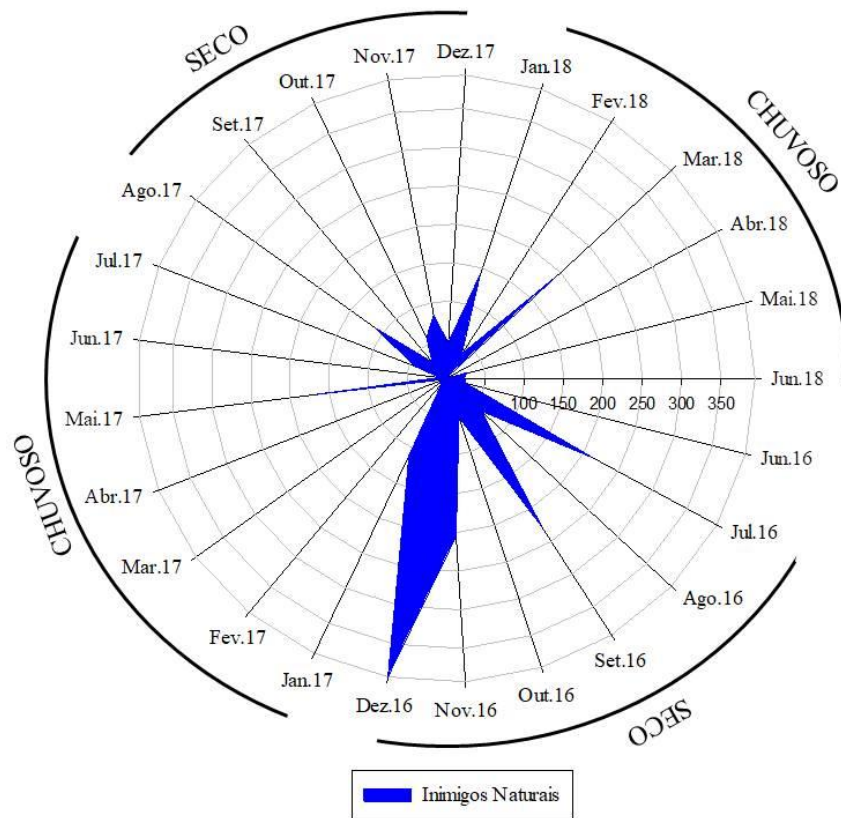
## 263 REFERÊNCIAS

264 Abreu JAS, Rovida AFS, Conte H (2015) Controle biológico por insetos parasitoides em  
265 culturas agrícolas no Brasil: Revisão de literatura. Rev Uningá 22: 22-25.

266 Cividanes FJ, Santos DMM (2003) Flutuação populacional e distribuição vertical de  
267 *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae) em couve. Bragantia 62: 61-67.  
268 <http://dx.doi.org/10.1590/S0006-87052003000100008>.

- 269 Desneux N, Decourtye A, Delpuech JM (2007) The sublethal effects of pesticides on  
270 beneficial arthropods. *Annu Rev Entomol* 52: 81-106.
- 271 Farias ES, Morais EGF, Picanço MC, Moreira SS, Campo SO, Bacci L (2011) Mortalidade de  
272 *Brevicoryne brassicae* por chuva. *Hort Bras* 29:883-889.
- 273 Giles KL, McCornack BP, Royer TA, Elliott NC (2017) Incorporating biological control into  
274 IPM decision making. *Curr Opin Insect Sci* 20: 84-89. doi:10.1016/j.cois.2017.03.009
- 275 Inmet - Instituto Nacional de Meteorologia (2018) Banco de Dados Meteorológicos para  
276 Ensino e Pesquisa (BDMEP). <http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=bdmep/bdmp>.  
277 Accessed 13 Feb. 2020.
- 278 Maranhão - Governo do Estado do Maranhão (2002) Gerência de Planejamento e  
279 Desenvolvimento Econômico - GEPLAN. Atlas do Maranhão. Universidade Estadual do  
280 Maranhão, São Luís.
- 281 Kular JS, Brar SA, Kumar S (2012) Population development of turnip aphid *Lipaphis erysimi*  
282 (Kaltenbach, 1843) (Hemiptera: Aphididae) and the associated predator *Coccinella*  
283 *septempunctata* Linnaeus, 1758 as affected by changes in sowing dates of oilseed Brassica.  
284 *Entomotropica* 27:19-25.
- 285 Liebhold AM, Haynes KJ, Bjørnstad ON (2012) Spatial synchrony of insect outbreaks. In:  
286 Barbosa P, Letourneum DK, Agrawal AA (ed). John Wiley & Sons, Chichester, pp 113-125.
- 287 Oliveira FQ, Malaquias JB, Ferreira LL, Wanderley PA, Cabral J (2010) Notas do  
288 reconhecimento do potencial dos inimigos naturais por agricultores no estado da Paraíba. *Eng*  
289 *Amb* 7:55-62.
- 290 Pereira RM, Morais EGF, Picanço MC, Sousa JR RC, Santana JR PA, Silva DJH (2011)  
291 Fatores que influenciam a flutuação populacional de *Brevicoryne brassicae*. *Hort Bras*  
292 29:688-695.
- 293 Rahmathulla VK, Kumar CMK, Angadi BS, Sivaprasad V (2012) Association of climatic  
294 factors on population dynamics of leaf roller, *Diaphania pulverulentalis* Hampson  
295 (Lepidoptera: Pyralidae) in mulberry plantations of sericulture seed farm. *Psyche* (Camb  
296 Mass) 2012:1-6. <https://doi.org/10.1155/2012/186214>
- 297 Réu, WF, Del-Claro K (2005) Natural history and biology of *Chlamisus minax* Lacordaire  
298 (Chrysomelidae: Chlamisinae). *Neotrop Entomol* 34:357-362. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300001>
- 300 Rodrigues WC, Spolidoro MV, Zinger K, Cassino PCR (2010) Dinâmica Populacional de  
301 Pulgão Preto dos Citros (Sternorrhyncha) em Cultivo Orgânico de Tangerina (*Citrus*  
302 *reticulata* Blanco) em Seropédica, RJ. *EntomoBrasilis* 3:38-44.
- 303 Silva AA, Varanda EM, Rassini JB (2007) Weather, cultivar and density-dependent processes  
304 influence on aphid in alfalfa. *Bragantia* 66:285-290. <http://dx.doi.org/10.1590/S0006-87052007000200012>  
305

- 306 Silva AP, Frizzas RM, Oliveira CM (2011) Seasonality in insect abundance in the “Cerrado”  
307 of Goiás State, Brazil. *Rev Bras Entomol* 55:79-87. [https://doi.org/10.1590/S0085-](https://doi.org/10.1590/S0085-56262011000100013)  
308 56262011000100013
- 309 Silva NR (2011) Fatores de mortalidade natural da cochonilha farinhenta *Planococcus citri* no  
310 cafeeiro. Dissertation, Universidade Federal de Viçosa.
- 311 Silva ALD, Peres-Filho O, Dorval A, Castro CKD (2013) Dinâmica Populacional de  
312 *Glycaspis brimblecombei* e Inimigos Naturais em *Eucalyptus* spp., Cuiabá-MT. *Floram* 20:80-  
313 90. <http://dx.doi.org/10.4322/floram.2012.066>.
- 314 Zanini A (2014) Parâmetros biológicos da cochonilha da raiz *Dysmicoccus* sp. (Hemiptera:  
315 Pseudococcidae) e flutuação populacional em diferentes variedades de mandioca (*Manihot*  
316 *esculenta*, Crantz). Tese, Universidade Estadual do Oeste do Paraná.



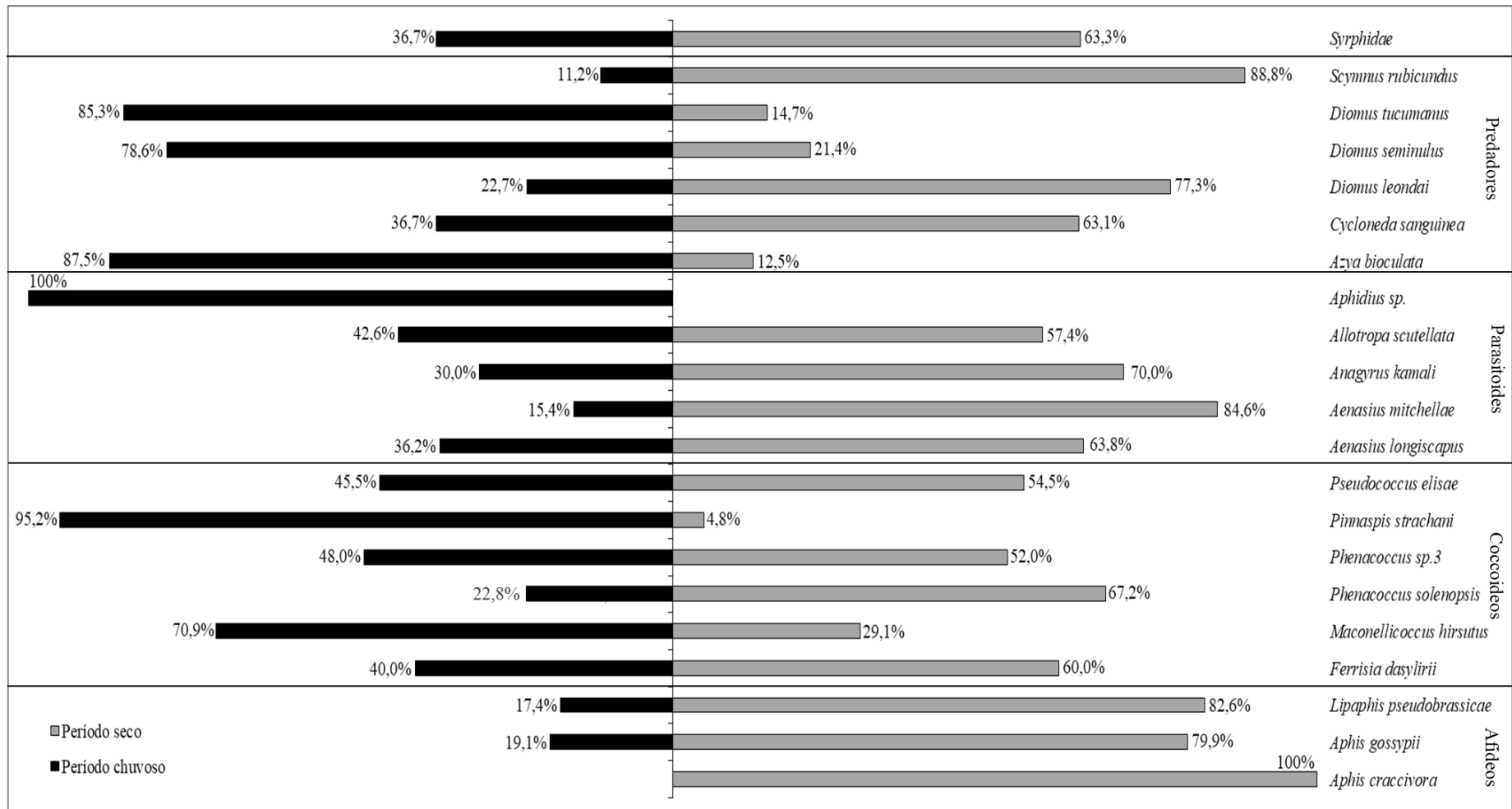
**Figura 1.** Flutuação populacional das pragas (afídeos e cocóides) e inimigos naturais (predadores e parasitoides) nas hortaliças estudadas no período de junho de 2016 a junho de 2018, na Ilha de São Luís, Maranhão, Brasil.

**Tabela 1.** Coeficientes de correlação linear simples entre os variáveis abióticas, temperatura (°C), umidade relativa (%) e precipitação pluviométrica (mm), e a abundância das pragas (afídeos e cocóideos) e dos inimigos naturais coletados na ilha de São Luís (MA) Brasil, no período de junho de 2016 a junho de 2018.

<b>Pragas e Inimigos Naturais</b>	<b>Precipitação Acumulada (mm)</b>	<b>Temperatura Média (°C)</b>	<b>Umidade Relativa Média (%)</b>
<b>Pragas</b>	-0,6820*	0,2222 <sup>NS</sup>	-0,6558*
<b>Afídeos</b>	-0,4875*	0,0700 <sup>NS</sup>	-0,4620*
<i>Aphis craccivora</i>	-0,6234*	-0,0602 <sup>NS</sup>	-0,6250*
<i>Aphis gossypii</i>	-0,3123 <sup>NS</sup>	-0,1848 <sup>NS</sup>	-0,4542*
<i>Lipaphis pseudobrassicae</i>	-0,4641*	-0,0320 <sup>NS</sup>	-0,4587*
<b>Cocóideos</b>	-0,5124*	0,3158 <sup>NS</sup>	-0,5185*
<i>Ferrisia dasyliirii</i>	-0,1282 <sup>NS</sup>	-0,1357 <sup>NS</sup>	-0,1248 <sup>NS</sup>
<i>Maconelicoccus hirsutus</i>	0,0923 <sup>NS</sup>	0,1363 <sup>NS</sup>	0,0247 <sup>NS</sup>
<i>Phenacoccus elisae</i>	-0,2846 <sup>NS</sup>	-0,0773 <sup>NS</sup>	0,2487 <sup>NS</sup>
<i>Phenacoccus solenopsis</i>	-0,7224*	0,3373 <sup>NS</sup>	-0,7418*
<i>Pinnaspis strachani</i>	0,0432 <sup>NS</sup>	-0,0465 <sup>NS</sup>	0,1254 <sup>NS</sup>
<b>Inimigos Naturais</b>	-0,2896 <sup>NS</sup>	-0,0296 <sup>NS</sup>	-0,3444 <sup>NS</sup>
<i>Aphidius</i> sp.	-0,3527 <sup>NS</sup>	-0,7488 <sup>NS</sup>	-0,2308 <sup>NS</sup>
<i>Aenasius mitchellae</i>	-0,3212 <sup>NS</sup>	0,2761 <sup>NS</sup>	-0,3208 <sup>NS</sup>
<i>Aenasius longiscapus</i>	-0,2146 <sup>NS</sup>	0,2031 <sup>NS</sup>	-0,1469 <sup>NS</sup>
<i>Allotropa scutellata</i>	-0,2390 <sup>NS</sup>	0,2156 <sup>NS</sup>	-0,2829 <sup>NS</sup>
<i>Anagyrus kamali</i>	-0,2820 <sup>NS</sup>	-0,0306 <sup>NS</sup>	-0,1744 <sup>NS</sup>
<i>Azya bioculata</i>	0,3158 <sup>NS</sup>	0,0429 <sup>NS</sup>	0,1746 <sup>NS</sup>
<i>Cycloneda sanguinea</i>	-0,0706 <sup>NS</sup>	-0,0750 <sup>NS</sup>	-0,0978 <sup>NS</sup>
<i>Diomus leondai</i>	-0,4475 <sup>NS</sup>	0,0654 <sup>NS</sup>	-0,3285 <sup>NS</sup>
<i>Diomus seminulus</i>	-0,1968 <sup>NS</sup>	-0,1542 <sup>NS</sup>	0,0205 <sup>NS</sup>
<i>Diomus tucumanus</i>	0,2001 <sup>NS</sup>	0,0357 <sup>NS</sup>	0,2126 <sup>NS</sup>
<i>Scymnus rubicundus</i>	-0,3911 <sup>NS</sup>	0,0950 <sup>NS</sup>	-0,3582 <sup>NS</sup>
Syrphidae	0,0560 <sup>NS</sup>	0,3280 <sup>NS</sup>	-0,1468 <sup>NS</sup>

Correlação de Pearson: \* Significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $p < 0,05$ ); <sup>NS</sup> Não significativo ( $p \geq 0,05$ ).

**Figura 2.** Percentual de ocorrência dos inimigos naturais (predadores e parasitoides) e das pragas (cocóideos e afídeos) nos períodos secos e chuvosos de junho de 2016 a junho de 2018, na Ilha de São Luís, Maranhão, Brasil.



## Capítulo 4

---

### **A new species of *Diomus* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae: Diomini) from Eastern Amazon**

Artigo submetido à Revista Brasileira de  
Entomologia



1 **A new species of *Diomus* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae: Diomini) from Eastern**  
2 **Amazon**

3

4 Albéryca Stephany de Jesus Costa Ramos<sup>a</sup>, Guillermo González<sup>b</sup>, Raimunda Nonata Santos  
5 de Lemos<sup>a\*</sup>

6

7 <sup>a</sup>Universidade Estadual do Maranhão-UEMA, Programa de Pós- Graduação em Agroecologia,  
8 São Luís, Maranhão, Brazil. Email: alberyca\_stephany@hotmail.com, rlemos@cca.uema.br

9 <sup>b</sup>La Reina, Santiago, Chile. Email: willogonzalez@yahoo.com

10 \* Corresponding author. E-mail: rlemos@cca.uema.br (R.N. S. Lemos).

11

12 **ABSTRACT** - A new coccinellid species, *Diomus leondai* sp. nov. (Coleoptera:  
13 Coccinellidae: Diomini) is described from northeast Brazil, São Luis, municipality of Raposa,  
14 Cumbique. The specimens collected were found feeding on *Phenacoccus solenopsis* Tinsley  
15 and *Phenacoccus* sp. on the branches, leaves, and fruits of *Abelmoschus esculentus* L.  
16 Moench, *Hibiscus acetosella* Welw. ex. Hiern and *Hibiscus sabdariffa* L. (Malvaceae), and  
17 *Capsicum* spp. and *Solanum lycopersicum* L. (Solanaceae). Some concepts behind the  
18 definition and scope of the genus *Diomus* and tribe Diomini are analyzed, recognizing the  
19 need to better characterize its morphological aspects and establish its composition more  
20 precisely.

21

22 **Keywords:** Coccidophagus; Predator; South America; Taxonomy

## 23 Introduction

24

25 *Diomus* Mulsant, 1850, is a cosmopolitan genus of small to tiny pubescent  
26 coccinellids, whose greatest diversity is found in tropical regions, with some species present  
27 in temperate areas. Initially described as a subgenus of *Scymnus* (Mulsant, 1850), its status  
28 was elevated to that of a separate genus by Weise (1895), although this was not recognized by  
29 some of the later major works (e.g. Korschefsky, 1931; Blackwelder, 1945). The study of  
30 *Diomus* has been subject to great advances in the last 50 years, including the contributions of  
31 Gordon (1976, 1985, 1999), relating to American fauna, and Pang and Ślipiński (2009, 2010),  
32 pertaining to the fauna of Australia. These studies have increased the known species number  
33 from a few dozens to about 400 today, enhanced the use of genitalia structure in the  
34 determination of the species, and improved the systematic analysis of their morphological  
35 characters. These authors also undertook the study of the tribe Diomini (erected by Gordon,  
36 1999), attempting to define it and locate numerous related genera within it. Vandenberg and  
37 Hanson (2019) reviewed the concepts behind the tribe Diomini and the genus *Diomus* (further  
38 considering Ślipiński, 2007), redefining the scope of the tribe and transferring *Erratodiomus*  
39 Gordon, 1999 and *Magnodiomus* Gordon, 1999 to Hyperaspidini: Selvadiina. They also  
40 described a striking new phytophagous genus, *Moiradiomus* Vandenberg and Hanson, and  
41 pointed out inconsistencies in the treatment of morphological characters by previous authors,  
42 redefining the genera and providing a new world key for Diomini genera.

43 With the discovery of a new species of the genus from the eastern Amazon, the  
44 objective of this work was to describe it and analyze some concepts behind the genus *Diomus*.

## 45 **Material and Methods**

46

47           Specimens were manually collected in vegetable production areas at the Itapari cluster  
48 in São José de Ribamar (02° 50' 54" S, 44° 02' 94" W), Pindoba in Paço do Lumiar (02° 51' S, 44°  
49 09' W), and Cumbique in Raposa (02° 46' 49" S, 44° 14' 46" W).

50           The Coccinellidae material studied is deposited in the Coleção Entomológica Pe. Jesus  
51 Santiago Moure, Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba  
52 (DZUP), and in the Coleção Entomológica Iraci Paiva Coelho in the Universidade Estadual  
53 do Maranhão, São Luís (CIPC), where the samples of Pseudococcidae (the prey of the species  
54 described here) are also deposited. Samples of the plant specimens are deposited in the  
55 Herbário Rosa Mochel (SLUI) of the Universidade Estadual do Maranhão.

56           The identification of *Diomus* species was performed by the second author based on  
57 male genitalia structure, because the color designs, size, and body shape are very similar  
58 among species, and the genus lacks other suitable morphological characters for species  
59 recognition. The female genitalia are useful in the identification of only a few species, and  
60 mainly for discounting species, not identifying them. For genitalia extraction we used the  
61 standard procedure as described in Vandenberg and Hanson (2019). Following this, the  
62 abdomen was washed with distilled water and the genital structures were dissected with pins.  
63 The dissected parts were examined using an optical microscope, photographed, and finally  
64 packed in microvials with glycerin, together with the respective specimen. Genus  
65 determination was performed using the keys and descriptions in Gordon (1999) and  
66 Vandenberg and Hanson (2019). Species determination was performed using the keys in  
67 Gordon (1999) and revision of other South American species described in later papers  
68 (González and Honour, 2011; González, 2015, 2016). The group classification of Gordon  
69 (1999) for South American species was used, considering the large number of species

70 involved in *Diomus*, and recognizing, as Gordon (1999) stated and Vandenberg and Hanson  
71 (2019) noticed, that some groups are probably paraphyletic; these were used only for  
72 identification purposes. Paratypes included only the specimens with extracted genitalia,  
73 considering that there are a sufficient number of specimens and this method produces more  
74 accurate results than using only external characters for identification. The rest of the  
75 specimens are indicated as “additional material”. Plant specimens were identified by Dr. José  
76 Ribamar Gusmão Araújo of the Universidade Estadual do Maranhão (UEMA), and the  
77 Pseudococcidae specimens by Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti of Faculdade de  
78 Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV-UNESP). Coccinellidae terminology follows  
79 Ślipiński (2007), except for certain characters not specified by this author (e.g. penis capsule  
80 arms, penis guide teeth, etc.), which follow Gordon (1999). The labels attached to the  
81 specimens examined were transferred literally in quotation marks (“”), and the lines separated  
82 by oblique bars (/).

83

## 84 **Systematics**

85

### 86 *Diomus* **Mulsant, 1850.**

87

88 *Diomus* is the Coccinellidae genus that presents the largest number of species in South  
89 America. It is composed of 261 species in the subcontinent, discounting some species  
90 included in Gordon (1999) but restricted to the Caribbean (Trinidad Island); 133 of them have  
91 been recorded occurring in Brazil (Gordon, 1999; González and Honour, 2011; González  
92 2016). Vandenberg and Hanson (2019) did a detailed historical review for both *Diomus* and  
93 the tribe Diomini, remarking on the composition of the genus and analyzing some historical  
94 misinterpretations of its morphology, including the antennomeres (11 for South American

95 *Diomus* species and 10 for some Australian species), the tarsomeres (3), the ocular canthus,  
 96 interfacetal setae, and coxite stylus (normally present). These authors concluded that *Diomus*  
 97 is possibly polyphyletic, and that as knowledge of the group progresses, their lineages will be  
 98 better identified, perhaps with the help of molecular analysis. Our sampling confirmed these  
 99 characters in South American species, including the new species described below. *Diomus* is  
 100 defined morphologically by the descending postcoxal lines (Fig. 1h), prosternum with  
 101 emarginated anterior border (“Y” shaped), trimerous tarsus, short antennae with 11  
 102 antennomeres, terminal maxillary palpomere securiform, abdomen with 6 ventrites, genital  
 103 apparatus of the male with asymmetric penis guide, and typical female coxites short and  
 104 transverse (Gordon, 1999; Vandenberg and Hanson, 2019).

105

#### 106 **Biological and trophic relations**

107

108 Biological information about species of the genus *Diomus* is scarce. Their prey  
 109 (Gordon, 1999) include aphids, mealybugs, scale insects, and whiteflies, with a distinct  
 110 feeding preference for the family Pseudococcidae. Records from South America of  
 111 Pseudococcidae are: *Phenacoccus herreni* Cox and Williams, 1981 with *Diomus sixtus*  
 112 Gordon, 1999 and *D. susanna* Gordon, 1999; *Phenacoccus madeirensis* Green, 1923 with *D.*  
 113 *anselm* Gordon, 1999 and *D. stephen* Gordon, 1999; *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero,  
 114 1977 with *D. clare* Gordon, 1999, *D. hennessyi* Fürsch, 1987 and *D. irenaeus* Gordon, 1999;  
 115 *Planococcus citri* (Risso, 1813) with *D. robert* Gordon, 1999 and *D. romanus* Gordon, 1999  
 116 (Gordon, 1999). They are also associated with Monophlebidae: *Crypticerya multicatrices*  
 117 Kondo and Unruh, 2009 with *Diomus* sp. (Kondo et al., 2012) and *D. seminulus* (Mulsant,  
 118 1850) (González et al., 2012). There are also cases of Myrmecophilia; *D. thoracicus*  
 119 Fabricius, 1801 (the genus type species) found in French Guiana in close association with

120 *Wasmannia auropunctata* (Roger, 1863) (Hymenoptera: Formicidae), inhabiting its nest and  
121 feeding on the ant brood (Vantaux et al., 2010). In South America *D. lupusapudoves*  
122 Vandenberg, Iverson and Liere, 2018 was found feeding on *Coccus viridis* (Green, 1889)  
123 (Coccidae) in crops of coffee in Chiapas, Mexico, protected by *Azteca sericeasur* Longino,  
124 2007 and *Pheidole synanthropica* Longino, 2009 (Hymenoptera: Formicidae) (Vandenberg et  
125 al., 2018).

126

127 *Diomus leondai* **González, Ramos and Lemos sp. nov.**

128 **(Fig. 1as).**

129

130 **Diagnosis:** *Diomus leondai* sp. nov. presents a very common design, shared with  
131 various species of the genus, consisting of light-colored elytra with a dark border covering the  
132 base, suture, and part of the lateral border (Fig. 1a). It is distinguished from other *Diomus*  
133 species by the male genitalia, which agree with Gordon's "F" group, primarily distinguished  
134 by having a long apical penis flagellum at least one-quarter the length of the penis (Fig. 1o),  
135 parameres without apical modifications, and a basal lobe lacking a ventral membranous  
136 appendage (Fig. 11n) (Gordon 1999). In this group *D. leondai* can be distinguished by a penis  
137 guide with sclerotized apical teeth (Fig. 1j), without dorsal keel (Fig. 1n) and with a median  
138 clump of setae (Fig. 1l), a combination of characters not known for any other species in the  
139 group.

140

141 **Description:** Holotype male. Length: 1.5 mm. Width: 1.1 mm. Oval shape with  
142 maximum width at two-fifths of elytra length, with thin dorsal punctuation and yellow-  
143 colored dorsal pilosity (Fig. 1a). Head shiny, yellowish-brown, finely punctured, punctures  
144 separated by about twice a diameter, frons slightly narrowed from vertex to clypeus, about 2.5

145 times eye width, mouthparts and antennae yellow (Fig. 1c), apical maxillary palpomere  
146 securiform, antennae with 11 antennomeres. Pronotum yellowish brown, slightly dark reddish  
147 around the center of the base (Figs. 11c), with punctures larger than on head, separated by  
148 little more than a diameter. Scutellum semicircular, reddish brown, bordered with dark brown.  
149 Elytra yellow, with broad basal border, lateral borders and triangular scutellar area dark  
150 brown, scutellar area extending posteriorly along the suture to apical declivity, narrowing  
151 from base to apex, lateral border extending posteriorly on lateral margin to apical two-thirds  
152 (Figs. 11de), punctures smaller than the pronotal punctures, separated by about twice a  
153 diameter. Ventral side yellowish-brown with dark brown pro-, meso-, and metasternum (Fig.  
154 1b). Prosternum “Y” shaped, apically emarginated, with prosternal carina extended to the  
155 apex. Metasternum postcoxal line complete, descending in semicircular curve, ending in  
156 lateral border two-fifths from base of length of sternum. Legs yellow (Fig. 1c), with tarsi  
157 trimerous. Abdomen yellowish brown with the middle part of the first two ventrites dark  
158 brown (Fig. 1b), with 6 ventrites, postcoxal line of first ventrite extending in curve to the hind  
159 margin of ventrite. Male genitalia with tegmen with sub-square phallobase (Fig. 1k) and penis  
160 guide with almost parallel sides in ventral view, triangular with convex edges in apical one-  
161 third, with sclerotized apical teeth (Fig. 1l); in lateral view it is triangular, pointed apically  
162 with clump of dorsal setae, dorsal keel absent (Fig. 1n). Parameres exceeding penis guide by  
163 one-third, widened from base to rounded apex (Fig. 1k). Penis curved in basal three-quarters,  
164 sinuate near apex, with thin flagellum projecting along half penis length; penis capsule with  
165 slightly concave basal margin, reduced triangular outer arm, inner arm well-developed,  
166 perpendicular to the body, twice long as wide (Fig. 1o). Apex of 5th ventrite deeply  
167 emarginated medially (Fig. 1h), 6th ventrite apex medially truncate (Fig. 1i).

168

169           **Female:** Habitus and variations similar to male, genitalia (Fig. 1q) with C-shaped  
 170 spermatheca, broad at the base and narrowing toward the apex, ramus beaked (Fig. 1s),  
 171 coxites short, somewhat transverse, bearing styli (Fig. 1r), 5th ventrite apex slightly truncate,  
 172 6th ventrite apically arcuate (Fig. 1s).

173

174           **Variation:** Length: 1.2 – 1.5 mm. Width: 0.9 – 1.1 mm. Pronotum varying from  
 175 indicated to a large dark brown basomedian spot, emarginated in lateral margins (Fig. 1g).  
 176 The dark elytral margins variable in extension, the color sometimes light brown and diffuse or  
 177 may be missing, leaving only a reddish-yellow scutellar spot (Fig. 1f).

178

179           **Type material:** Holotype male: “BRASIL, MA [State of Maranhão], São José de  
 180 Ribamar\ [02°50’S,44°02’W] \ Em *Hibiscus sabdariffa*\ A.S.J.C. Ramos, ix.2016” “CIPC  
 181 \Ref. 755-75” (DZUP). Paratypes: 12 females and 2 males: 3 females: same data as holotype  
 182 (DZUP); 5 females and 1 male: “BRASIL, MA [State of Maranhão], Raposa\  
 183 [02°46’S,44°14’W] \ on *Hibiscus acetosella*\ A.S.J.C. Ramos, xi.2016” “CIPC \Ref. 757-121”  
 184 (DZUP); 4 females: same data as preceding (DZUP); 1 male “BRASIL, MA [State of  
 185 Maranhão], Paço do Lumiar [02°51’S, 44°09’W] \ Em *Hibiscus sabdariffa*\ A.S.J.C. Ramos,  
 186 x.2017” “CIPC \ Ref. 824 -84” (DZUP). All type material with extracted genitalia in  
 187 microvials. Additional material: 54 specimens: 3 specimens: “BRASIL, MA [State of  
 188 Maranhão], São José Ribamar [02°50’S, 44°02’W] \ Em *Hibiscus sabdariffa*\ A.S.J.C. Ramos,  
 189 vi.2017” “CIPC \ Ref. 822-400”; 3 specimens: same data as preceding; 7 specimens: same  
 190 data as preceding except “ix.2016” and “Ref. 823-69”; 1 specimen: same data as preceding  
 191 except “ii.2018” and “Ref. 856-422”; 1 specimen: same data as preceding except “x.2017”  
 192 and “Ref. 832-263”; 2 specimens: “BRASIL, MA [State of Maranhão], São José Ribamar  
 193 [02°50’S, 44°02’W] \ Em *Phenacoccus solenopsis*\ em *Hibiscus sabdariffa*\ A.S.J.C. Ramos,



194 xi.2017” “CIPC \ Ref. 828-402”; 1 specimen: “BRASIL, MA [State of Maranhão], Raposa  
 195 [02°46’S, 44°14’W] \ Em *Hibiscus sabdariffa*\ A.S.J.C. Ramos, xi.2016” “CIPC \ Ref. 821-  
 196 122”; 2 specimens: same data as preceding except “xi.2016” and “Ref. 825-111”; 1 specimen:  
 197 same data as preceding except “x.2017” and “Ref. 829-274”; 2 specimens: same data as  
 198 preceding except “Ref. 830-272”; 3 specimens: “BRASIL, MA [State of Maranhão], São José  
 199 Ribamar [02°50’S, 44°02’W] \ Em *Solanum lycopersicum*\ A.S.J.C. Ramos, x.2017” “CIPC \  
 200 Ref. 797-88”; 1 specimen: same data as preceding except “iv.2017” and “Ref. 796-182”; 3  
 201 specimens: same data as preceding except “xii.2016” and “Ref. 833-149”; 15 specimens:  
 202 same data as preceding; 1 specimen: “BRASIL, MA [State of Maranhão], Raposa  
 203 [02°46’S,44°14’W] \ Em *Abelmoschus esculentus*\ A.S.J.C. Ramos, v.2018” “CIPC \ Ref.  
 204 751-378”; 4 specimens: same data as preceding except “xi.2016” and “Ref. 811-124”; 1  
 205 specimen: “BRASIL, MA [State of Maranhão], Paço do Lumiar [02°51’S, 44°09’W] \ Em  
 206 *Abelmoschus esculentus*\ A.S.J.C. Ramos, xi.2016” “CIPC \ Ref. 756-117”; 1 specimen:  
 207 “BRASIL, MA [State of Maranhão], Raposa [02°46’S,44°14’W]\ Em *Capsicum* spp.\ A.S.J.C.  
 208 Ramos, v.2017” “CIPC \ Ref. 804-194”; 1 specimen: same data as preceding; 1 specimen:  
 209 “BRASIL, MA [State of Maranhão], Paço do Lumiar [02°51’S, 44°09’W]\ Em *Capsicum* spp.\  
 210 A.S.J.C. Ramos, ix.2016” “CIPC \ Ref. 805-232” (CIPC).

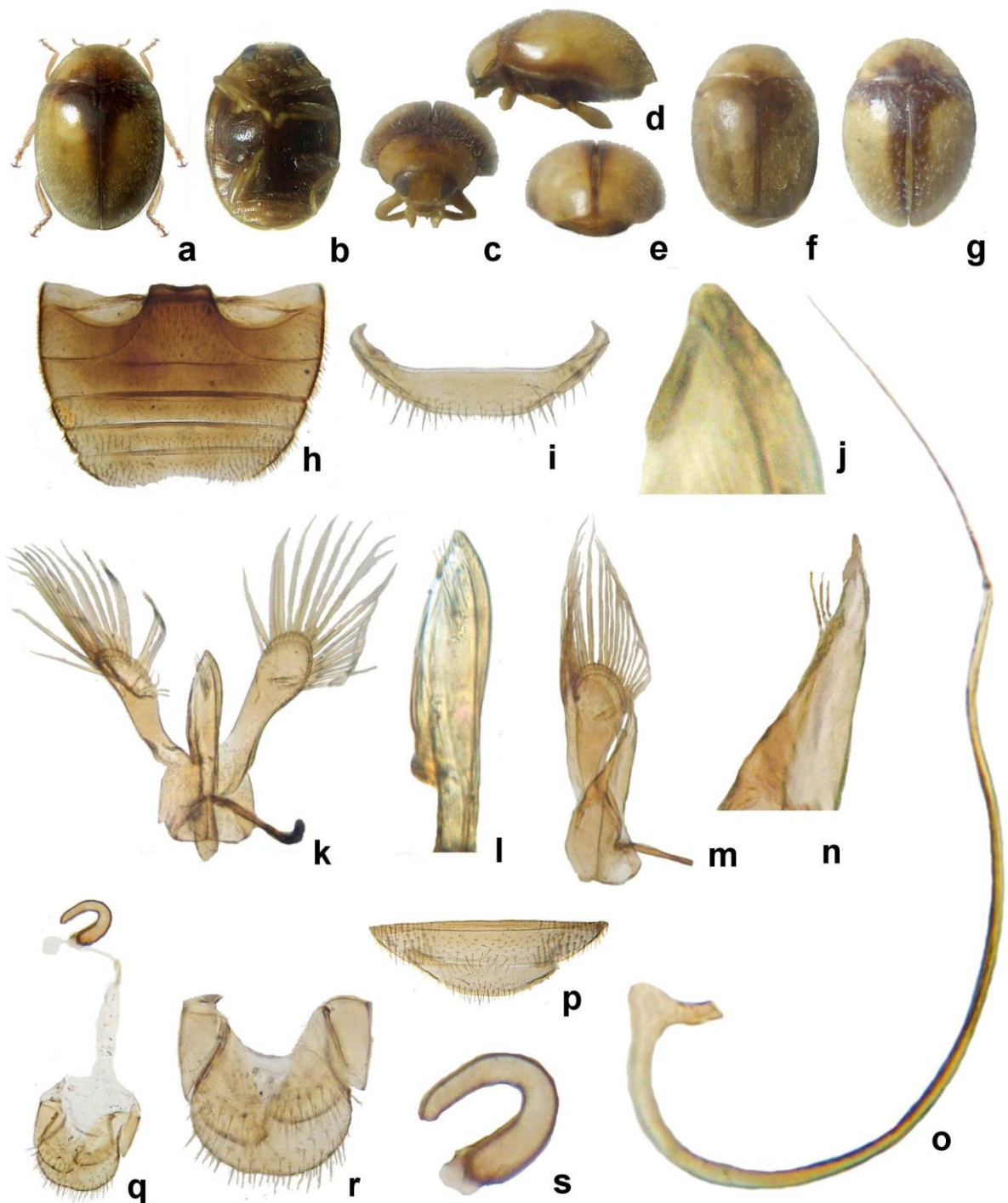
211

212 **Biology:** Specimens were collected on the branches, leaves, and fruits of  
 213 *Abelmoschus esculentus* L. Moench, *Hibiscus acetosella* Welw. Ex Hiern, *Hibiscus sabdariffa*  
 214 L. (Malvaceae), *Capsicum* spp., and *Solanum lycopersicum* L. (Solanaceae). The specimens  
 215 were observed feeding on *Phenacoccus solenopsis* Tinsley, 1898 and *Phenacoccus* sp.

216

217 **Etymology:** The name of the species is a reference to the first author’s grandfather.

218 Leonda is the nickname of Leônidas.



219

220 **Figure 1.** *Diomus leondai* González, Ramos and Lemos sp. nov. a-e: Habitus (dorsal, ventral,  
 221 frontal, lateral and posterior); f-g: Habitus variation (dorsal). Male: h: abdomen, i: 6th.  
 222 ventrite. Genitalia: j, Penis guide apex with tooth, k: Tegmen (ventral). l: Penis guide  
 223 (ventral), m: Tegmen (lateral), n: Penis guide (lateral), o: Penis. Female: p: 5th and 6th  
 224 ventrites, q: genital apparatus, r: Terminalia with coxites, s: Spermatheca.

225           **Discussion:** *Diomus leondai* n. sp. presents the typical characteristics of the genus  
226 mentioned above (see *Diomus* Mulsant, 1850). It also presents the characters typical of group  
227 “F” of Gordon (see diagnosis). It has the remarkable condition of having a lateral tooth at the  
228 apex of the tegmen (Fig. 1j), a condition that is common in group “C” of Gordon, but very  
229 rare in group “F”, being present in only two other species, *D. sylvester* Gordon from  
230 Venezuela and *D. soter* Gordon, 1999, from Pernambuco, Brazil; the latter presents 2 apical  
231 teeth (Gordon, 1999). The combination of a clump of dorsal setae in the basal lobe (Fig. 1l),  
232 together with the absence of dorsal keel (Fig. 1l) is also a very rare combination, being  
233 present only in *D. sussane* Gordon, 1999 from Pernambuco, Brazil and *D. symphorosa*  
234 Gordon, 1999 from Colombia.

235           The description of a new species of *Diomus* increases the number of species for this  
236 genus in South America to 262. The persistent increase of new species of the genus during the  
237 last decade (González and Honour, 2011; González, 2015, 2016), based on the review of very  
238 restricted material, points out that there could still be many species to discover. The  
239 geographic distribution of most South American species is barely known; as an example,  
240 about 140 species described by Gordon (1999) are known only from the type locality; the vast  
241 majority have a single specimen.

242           The work of Gordon (1999), with images and detailed descriptions of the genitalia of  
243 species and their distribution in groups (although not necessarily monophyletic) has been of  
244 great help in recognizing the species described. The absence of specialists in taxonomy has  
245 been a major obstacle for the genus to be better known.

246           The exploration of new regions and the study of existing collections will allow for  
247 the discovery of new species and improve the knowledge of the distribution of those already  
248 described. There is an almost universal ignorance of the biology of these species; notable are  
249 the contributions to myrmecophilous species (Vantaux et al., 2010; Vandenberg et al., 2018),

250 but these are atypical species, and knowledge of the rest of the species that feed mainly on  
251 Pseudococcidae is reduced almost exclusively to a few records of prey taken from the labels.

252           Although in South America the genus appears quite well defined and homogeneous,  
253 Vandenberg and Hanson (2019) noted that Australian species cannot be assigned to any of the  
254 groups defined for South America (Gordon, 1999) and pointed out the need to continue  
255 investigating the morphological aspects of the genus globally, and develop molecular studies  
256 to discern problems not yet resolved. It should be noted that the genera present in the tribe  
257 Diomini appear well-differentiated and defined (Vandenberg and Hanson, 2019).

258           A phylogenetic analysis that considers feed, as well as morphological, molecular,  
259 and biogeographic characteristics could find that some of these genera only constitute  
260 secondary branches of the genus *Diomus*, (and therefore do not justify their generic category),  
261 or that *Diomus*, in turn, has separate lineages that deserve to be considered genera by  
262 themselves. This study is pending.

263

## 264 **Acknowledgements**

265

266 The authors thank the anonymous reviewers, who contributed greatly to improving and  
267 correcting this work. This work was supported by FAPEMA (Foundation for Research  
268 Support and Scientific and Technological Development of Maranhão – Process  
269 UNIVERSAL-01327/18).

270

## 271 **References**

272

273 Blackwelder, R. E., 1945. Checklist of the Coleopterous Insects of Mexico, Central America,  
274 the West Indies, and South America, Part. 3. U. S. Nat. Mus. Bull. 185, 343-550.

275

- 276 González, G., 2015. Especies nuevas y nuevos registros de coccinélidos (Coleoptera:  
277 Coccinellidae) de Ecuador. Bol. SEA 57, 143-163.  
278
- 279 González, G., 2016. Descripción de 11 especies nuevas del género *Diomus* Mulsant  
280 (Coleoptera: Coccinellidae: Diomini) de América del Sur y nuevos registros para Brasil,  
281 Colombia, Ecuador y Perú. Bol. SEA 59, 47-63.  
282
- 283 González, G., Honour, R., 2011. Especies nuevas del género *Diomus* Mulsant (Coleoptera,  
284 Coccinellidae) de América del Sur. Bol. SEA 49, 1-14.  
285
- 286 González, G., López, R., Kondo, T., 2012. First report of *Delphastus quinculus* Gordon and  
287 *Diomus seminulus* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) feeding on eggs and first-instar  
288 nymphs of *Crypticerya multicitricipes* Kondo and Unruh (Hemiptera: Monophlebidae).  
289 Insecta Mundi 0268, 1-6.  
290
- 291 Gordon, R. D., 1976. The Scymnini of the United States and Canada: key to genera and  
292 revision of *Scymnus*, *Nephus* and *Diomus*. Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 28, 1-362.  
293
- 294 Gordon, R. D., 1985. The Coccinellidae (Coleoptera) of America north of Mexico. J. N.Y.  
295 Entomol. Soc. 93, 1-912.  
296
- 297 Gordon, R. D., 1999. South American Coccinellidae (Coleoptera). Part VI: a systematic  
298 revision of the South American Diomini, new tribu (Scymninae). Ann. Zool. 49, 1-219.  
299
- 300 Kondo, T., Gullan, P. J., Ramos Portilla, A. A., 2012. Report of new invasive scale insects  
301 (Hemiptera: Coccoidea), *Crypticerya multicitricipes* Kondo and Unruh (Monophlebidae) and  
302 *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae), on the islands of San Andres and  
303 Providencia, Colombia. Insecta Mundi 0265, 1-17.  
304
- 305 Korschevsky, R., 1931. Coleopterorum Catalogus, pars 118 Coccinellidae, I. W Junk,  
306 Schenklink.  
307
- 308 Mulsant, E., 1850. Species de Coleoptères Trimères Sécuripalpes. Maison, Paris, Lyon.  
309

- 310 Pang, H., Ślipiński, A., 2009. Revision of the Australian Coccinellidae (Coleoptera). Genus  
311 *Diomus* Mulsant. Parte 1. Ann. Zool. 59, 641-698. [https://doi.org/10.3161/0003454](https://doi.org/10.3161/000345409X485008)  
312 09X485008.
- 313
- 314 Pang, H., Ślipiński, A., 2010. Revision of the Australian Coccinellidae (Coleoptera). Genus  
315 *Diomus* Mulsant. Parte 2. Ann. Zool. 60, 645-702. [https://doi.org/10.3161/0003454](https://doi.org/10.3161/000345410X550382)  
316 10X550382.
- 317
- 318 Ślipiński, A., 2007. Australian Ladybird Beetles (Coleoptera: Coccinellidae). Their Biology  
319 and Classification. ABRS, Canberra.
- 320
- 321 Vandenberg, N. J., Hanson, P. E., 2019. Overview of the lady beetle tribe Diomini  
322 (Coleoptera: Coccinellidae) and description of a new phytophagous, silk-spinning genus from  
323 Costa Rica that induces food bodies on leaves of Piper (Piperaceae). Zootaxa 4554, 255-285.
- 324
- 325 Vandenberg, N. J., Iverson, A., Liere, H., 2018. A new species of myrmecophilous lady beetle  
326 in the genus *Diomus* (Coleoptera: Coccinellidae: Diomini) from Chiapas, Mexico that feeds  
327 on green coffee scale, *Coccus viridis* (Green) (Hemiptera: Coccidae). Zootaxa 4420, 113-122.  
328 <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4420.1.6>.
- 329
- 330 Vantaux, A., Roux, O., Magro, A., Ghomsi, N. T., Gordon, R. D., Dejean, A., Orivel, J.,  
331 2010. Host-specific myrmecophily and myrmecophagy in the tropical coccinellid *Diomus*  
332 *thoracicus* in French Guiana. Biotropica 42, 622-629. [https://doi.org/10.1111/j.1744-](https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2009.00614.x)  
333 7429.2009.00614.x.
- 334
- 335 Weise, J., 1895. Neue Coccinelliden, sowie Bekermungen zu Bemerkungen zu bekannten  
336 Arten. Ann. Soc. Ent. Belg. 39, 120-146.

## **Capítulo 5**

---

### **CONCLUSÃO GERAL**

## CONCLUSÃO GERAL

1. Registra-se pela primeira vez nove espécies de cochonilhas, cinco de pulgões e 47 de inimigos naturais para o Estado do Maranhão; e 43 novas interações de inimigos naturais com pulgões e cochonilhas.

2. As pragas dominantes são *Aphis gossypii*, *Lipaphis pseudobrassicae*, *Maconellicoccus hirsutus*, *Phenacoccus solenopsis* e *Phenacoccus* sp.3. E os inimigos naturais dominantes são *Aphidius* sp., *Anagyrus kamali*, *Allotropia scutellata*, *Diomus leondai* e Syrphidae.

3. *Aenasius mitchellae* Noyes e Ren e *Aenasius flandersi* Kerrich são registrados pela primeira vez no Brasil.

4. Primeira notificação de *A. mitchellae* parasitando *Aphis gossypii* sobre *Cucumis anguria*, *Ferrisia dasyliirii* sobre *Zea mays*, *Maconellicoccus hirsutus* sobre *Abelmoschus esculentus*, *Phenacoccus solenopsis* sobre *Vigna unguiculata*, *Phenacoccus* sp. sobre *A. esculentus*, e *Pseudococcus elisae* sobre *Solanum lycopersicum*.

5. As hortaliças *A. esculentus* e *Hibiscus sabdariffa* são as mais infestadas por pulgões e cochonilhas na região no período do estudo.

6. *Abelmoschus esculentus* está mais relacionada com os parasitoides, *B. oleracea* com os sirfídeos, *V. unguiculata* e *Capsicum* sp. com os coccinelídeos e *H. sabdariffa* com os crisopídeos.



7. Registra-se a associação das cochonilhas *Ph. solenopsis* em *C. ambrosioides*, *J. gossypifolia*, *P. oleracea* e *Sida* sp.; e *Pr. praelonga* em *J. gossypifolia*; e do pulgão *A. nerii* em *C. procera*.

7. O período seco favorece o aumento na abundância relativa de afídeos, cocóideos e seus inimigos naturais.

8. Os inimigos naturais *D. rubicundus*, *Ae. mitchellae*, *D. leondai*, *An. kamali*, *Ae. longiscapus*, Sirfidae, *C. sanguinea* e *Al. scutellata* predominam no período seco. Enquanto que, *Az. bioculata*, *D. tucumanus* e *D. seminulus* predominam no período chuvoso; e *Aphidius* sp. ocorre apenas no período chuvoso.

9. Há correlação negativa para as espécies *A. craccivora*, *A. gossypii*, *L. pseudobrassicae* e *P. solenopsis* com a precipitação pluviométrica e umidade relativa.

10. Não há correlação dos inimigos naturais com as variáveis abióticas.

11. Registra-se a descrição de uma nova espécie de coccinelídeo do gênero *Diomus*.