

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**COCHONILHAS (HEMIPTERA: COCCOMORPHA)
ASSOCIADAS A *Coffea arabica* L. (RUBIACEAE) E SEUS
RESPECTIVOS INIMIGOS NATURAIS NA REGIÃO DA ALTA
MOGIANA, SÃO PAULO**

Hágabo Honorato de Paulo

Engenheiro Agrônomo

2021

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**COCHONILHAS (HEMIPTERA: COCCOMORPHA)
ASSOCIADAS A *Coffea arabica* L. (RUBIACEAE) E SEUS
RESPECTIVOS INIMIGOS NATURAIS NA REGIÃO DA ALTA
MOGIANA, SÃO PAULO**

Discente: Me. Hágabo Honorato de Paulo

Orientadora: Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli

Coorientadora: Profa. Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti

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

P331c	Paulo, Hágabo Honorato de Cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) associadas a Coffea arabica L. (Rubiaceae) e seus respectivos inimigos naturais na região da Alta Mogiana, São Paulo / Hágabo Honorato de Paulo. -- Jaboticabal, 2021 182 p. : tabs., fotos Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal Orientadora: Nilza Maria Martinelli Coorientadora: Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti 1. Café arábica. 2. Espécies crípticas. 3. Controle biológico. 4. Parasitoides. 5. Predadores. I. Título.
-------	---

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: COCHONILHAS (HEMIPTERA: COCCOMORPHA) ASSOCIADAS A *Coffea arabica* L. (RUBIACEAE) E SEUS RESPECTIVOS INIMIGOS NATURAIS NA REGIÃO DA ALTA MOGIANA, SÃO PAULO

AUTOR: HÁGABO HONORATO DE PAULO

ORIENTADORA: NILZA MARIA MARTINELLI

COORDINADORA: ANA LUCIA BENFATTI GONZALEZ PERONTI

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

Dra. ANA LUCIA BENFATTI GONZALEZ PERONTI (Participação Virtual)
Bióloga Autônoma / São Carlos/SP

Ana Lúcia B.G. Peronti

Profa. Dra. VERA REGINA DOS SANTOS WOLFF (Participação Virtual)
Departamento de Diagnóstico e Pesquisa Agropecuária / Porto Alegre/RS

Ana Lúcia B.G. Peronti

Prof. Dr. RICARDO ANTONIO POLANCZYK (Participação Virtual)
Departamento de Ciências da Produção Agrícola (Fitossanidade) / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Ana Lúcia B.G. Peronti

Profa. Dra. FABIANA SOARES CARIRI LOPES (Participação Virtual)
Instituto Federal do Piauí - Campus São João / São João do Piauí/PI

Ana Lúcia B.G. Peronti

Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOIÇA JUNIOR (Participação Virtual)
Departamento de Ciências da Produção Agrícola (Fitossanidade) / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Ana Lúcia B.G. Peronti

Jaboticabal, 07 de maio de 2021

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

HÁGABO HONORATO DE PAULO - Natural de Mantena/MG, nasceu no dia 17 de janeiro de 1992, filho de Neuza Maria Alves de Paulo e Carlos Zerim Honorato de Paulo. Estudou o Ensino Fundamental na Escola Estadual de Ensino Fundamental e Médio em Santo Agostinho no município de Água Doce do Norte/ES, ingressou no Ensino Médio e no curso Técnico em Agropecuária na Escola Agrotécnica Federal de Colatina/ES (2008-2010). Em agosto de 2010 ingressou na Graduação em Agronomia, onde foi bolsista de Iniciação Científica nas áreas de Entomologia e Acarologia Agrícola (PIBIC, PIBIT, IFES, CNPQ) de 2010 a 2015, sob orientação do Prof. Dr. Anderson Mathias Holtz, no Instituto Federal do Espírito Santo – IFES Campus Itapina, no município de Colatina/ES. Em agosto de 2015 ingressou no Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - UFRRJ Campus Seropédica, onde foi bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), e desenvolveu o projeto de dissertação na linha de pesquisa em Fitossanidade Aplicada, concluindo em julho de 2017. Em agosto de 2017 ingressou no Doutorado em Agronomia (Entomologia Agrícola), na Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV/UNESP) Campus Jaboticabal, sob orientação da Professora Dra. Nilza Maria Martinelli e da coorientadora Dra. Ana Lúcia Benfatti Gonzalez Peronti. Foi bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES até maio de 2018, posteriormente, foi bolsista da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP. Desenvolveu a pesquisa de tese com levantamento e identificação de cochonilhas associadas ao café arábica e seus respectivos inimigos naturais na região da Alta Mogiana no estado de São Paulo, cujos resultados são apresentados na presente tese.

E-mail: hagabohp@hotmail.com

DEDICAÇÃO

Ao meu **DEUS** amigo Fiel, à minha Família e aos Amigos, e a todos os Agricultores que com Fé e determinação diária produzem o alimento.

HOMENAGEM

Aos avós Maria de Lurdes Gouveia Alves & Antônio Machado Alves (*in memoriam*) pelo grande exemplo de coragem e dedicação na cafeicultura da região Noroeste do Estado do Espírito Santo.

OFERECIMENTO

A todos os amigos e Professores que ao longo da caminhada no processo de formação contribuíram de forma direta e indireta com minha formação.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelas oportunidades concedidas ao longo da trajetória, por estar sempre ao meu lado me fortalecendo em todos os momentos, possibilitando a realização dos sonhos da minha vida.

Aos meus pais Carlos Z. Honorato Paulo & Neuza Maria Alves Paulo, e aos meus irmãos Antonio Carlos e Diene Karla por todo apoio, carinho e compreensão durante estes anos fora de casa em busca da formação acadêmica e realização profissional.

Ao Professor Dr. Anderson Mathias Holtz e a Professora Dra. Selma Garcia Holtz, aos amigos Felipe Garcia Holtz, André Garcia Holtz e Lucas Garcia Holtz; e a todos familiares, pela amizade e carinho, pelo apoio e incentivo em todos os momentos, meus sinceros agradecimentos.

À UNESP/FCAV Câmpus de Jaboticabal juntamente aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Entomologia Agrícola, pela oportunidade da realização do Doutorado, e pelos conhecimentos transmitidos durante as disciplinas ministradas.

À Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli e a Dra. Ana Lúcia Benfatti. Gonzalez Peronti, por todo apoio na orientação durante o doutorado, e pelos ensinamentos acadêmico e profissional.

Aos Professores Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior e Dr. Ricardo Antônio Polanczyk, pela participação e colaboração em meu Exame Geral de Qualificação.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo apoio no financiamento do projeto da pesquisa do Doutorado (Processo 2018/07260-1), ao qual expresso meus sinceros agradecimentos.

Aos Proprietários da Fazenda Bela Época, e a todos os cafeicultores da região da Alta Mogiana, pela amizade, confiança e apoio na libertação das lavouras de café arábica para a realização da pesquisa.

Os meus sinceros agradecimentos aos meus amigos Taciane Borges & Rogério Polo, e Christian Freire Cardoso pela amizade e carinho, ao qual, fui sempre recebido nas visitas e hospedagens em sua casa, na cidade de Franca-SP.

Aos amigos Andrés Chaparo Pinzón, Mariele de Santi, Lúcio Flavio Macedo Mota, João de Deus Ferreira Silva, Ellén Christina Nabiça Rodrigues, Romário Porto Oliveira, por todos os momentos de convivência no Ap.11, e aos vizinhos Cesar, Ricardo, Wilson, Juan, Stefany, Ana, Yanna, Livia, Tiago, Bianca, Maria Alice, Malane, Welington e Nestor durante o período do Doutorado em Jaboticabal/SP.

Aos integrantes do Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM), Arthur K. Dezotti, Christian F. Cardoso, Erica A. Taguti, Gabriel G. Monteiro, Ivana S. Lemos, Samuel C. Andrade, Matheus A. de Siqueira, Maiara A. Cruz, Camila A. Pinto e Jennifer F. C. Braz pela amizade e colaboração, e pelos momentos de descontração.

Aos colegas e amigos do Laboratório do Grupo de Estratégias e Manejo de Ácaros Neotropicais (GEMAN), Cirano, Claudiane, Jaqueline, Patric, Sidneia, Mateus, Ana Beatriz sob a orientação do Professor Dr. Daniel Junior de Andrade; e do Laboratório de Genética de Bactérias e Biotecnologia Aplicada (LGBBA), Raquel Oliveira Moreira, Rodrigo Takeshi Uchiyama, Jardel Diego Rodrigues, Maria Helena Zanetti, Thais Nayara F. Santos, sob a orientação da Profa. Dra. Janete Aparecida Desidério, pelos conselhos e auxílios em todos momentos, e principalmente, pela amizade construída durante o Doutorado.

A todos os colegas e amigos dos Programas de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola, Produção Vegetal e Ciência do Solo) da FCAV/Unesp, pela convivência e participação junto às disciplinas, cursos, palestras e workshops.

Aos funcionários e amigos do Setor de Fitossanidade, Cibele da Silva Anton, Natalina Donizeti Curci e Dionísio Celso de Figueiredo Neto, pela atenção e auxílio prestado ao longo dos anos.

A todos os colegas e amigos da graduação e pós-graduação da UNESP/FCAV, que direta e indiretamente me apoiaram durante este período, e me proporcionaram ocasiões memoráveis.

Muito Obrigado!

SUMÁRIO

Página

CAPÍTULO 1 - Considerações gerais.....	1
1. Introdução	1
2. Importância econômica da cultura do café no Brasil.....	3
3. Sistemas de manejo do café arábica	4
4. Cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil	5
5. Inimigos naturais das cochonilhas associadas ao café arábica	7
6. Referências.....	16
CAPÍTULO 2 – Primeira identificação de <i>Planococcus citri</i> (Hemiptera: Coccothraupidae), por meio da análise molecular, coletada em café arábica no Brasil.....	32
1. Introdução	34
2. Material e Métodos	39
2.1. Coleta, montagem e identificação das cochonilhas.....	39
2.2. Extração do DNA, PCR e Sequenciamento	41
2.3. Análise das sequências e construção da árvore de similaridade	42
3. Resultados	48
3.1. Análise das sequências de DNA	48
4. Discussão	51
5. Referências.....	53
CAPÍTULO 3 – Distribuição e Sazonalidade de cochonilhas (Hemiptera: Coccothraupidae) associadas a diferentes sistemas de manejo de <i>Coffea arabica</i> L. (Rubiaceae), no estado de São Paulo, Brasil	60
1. Introdução	62
2. Material e Métodos	66
2.1. Coleta e identificação das cochonilhas associadas ao café arábica	66
2.2. Distribuição das cochonilhas associada ao café na Alta Mogiana	67
2.3. Sazonalidade das cochonilhas em três sistemas de manejo do café.....	73
3. Resultados	74
3.1. Distribuição das cochonilhas associadas ao café na Alta Mogiana.....	74

3.2. Sazonalidade das cochonilhas em três sistemas de manejo do café.....	79
4. Discussão	82
4.1.Distribuição das cochonilhas na região da Alta Mogiana.....	82
4.2.Sazonalidade das cochonilhas em três sistemas de manejo do café.....	86
5. Referências.....	95
CAPÍTULO 4 – Inimigos naturais das cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) associadas ao café arábica, no estado de São Paulo, Brasil	101
1. Introdução	103
2. Material e Métodos	105
2.1. Coleta e identificação das cochonilhas, parasitoides e predadores	105
3. Resultados	107
3.1. Parasitoides das cochonilhas associadas ao café arábica.....	107
3.2. Predadores das cochonilhas associadas ao café arábica.....	113
4. Discussão	117
4.1. Parasitoides de cochonilhas associadas ao café arábica.....	117
4.2. Predadores das cochonilhas associadas ao café arábica.....	123
5. Referências.....	129
CAPÍTULO 5 – Boletim Técnico – Cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil	141
CAPÍTULO 6 – CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	180

COCHONILHAS (HEMIPTERA: COCCOMORPHA) ASSOCIADAS A *Coffea arabica* L. (RUBIACEAE) E SEUS RESPECTIVOS INIMIGOS NATURAIS, NA REGIÃO DA ALTA MOGIANA, SÃO PAULO, BRASIL

RESUMO – Este trabalho teve como objetivo inventariar as espécies de cochonilhas (Hemiptera: Coccomorpha) e seus inimigos naturais associados a *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) nos sistemas de manejo convencional, orgânico e agroflorestal, na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil. As coletas ocorreram em 15 municípios da região, entre junho de 2018 a outubro de 2020. Foram obtidas 935 amostras de cochonilhas, incluídas em 18 morfoespécies, destas, 16 identificadas em nível específico: *Alecanochiton marquesi* (Hempel, 1921), *Coccus alpinus* (De Lotto, 1960), *Coccus brasiliensis* (Fonseca, 1957), *Coccus celatus* (De Lotto, 1960), *Coccus viridis* (Green, 1889), *Parasaissetia nigra* (Nietner, 1861), *Pulvinaria psidii* (Maskell, 1893), *Saissetia coffeae* (Walker, 1852), (Coccidae); *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896) (Diaspididae); *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893), *Dysmicoccus texensis* (Tinsley 1900), *Phenacoccus crassus* (Granara de Willink, 1983), *Phenacoccus solani* (Ferris, 1918), *Planococcus citri* (Risso 1813), *Pseudococcus cryptus* (Hempel 1918), *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Pseudococcidae). Trata-se da primeira identificação de *P. citri* em *C. arabica* por meio da análise molecular no Brasil. *Phenacoccus crassus* (Granara de Willink, 1983) é registrada pela primeira vez em associação a família Rubiaceae e *P. trilobitiformis*, *C. alpinus*, *C. celatus* e *P. longispinus* associadas com café arábica no estado de São Paulo. Foram obtidas 33 espécies de inimigos naturais, associadas a 13 espécies de cochonilhas. Vinte e duas espécies de parasitoides incluídos nos gêneros: *Coccophagus* (Aphelinidae); *Aprostocetus* e *Chrysonotomyia* (Eulophidae); *Aenasius*, *Anagyrus*, *Encyrtus*, *Gahaniella*, *Leptomastix*; *Leptomastidea*, *Metaphycus* e *Prochiloneurus* (Encyrtidae), e *Pachyneuron* (Pteromalidae). Registra-se pela primeira vez *Coccophagus* com *A. marquesi* e *C. brasiliensis*; *C. alpinus*, *C. brasiliensis*, *P. psidii* e *P. nigra* com *Aprostocetus*; *Metaphycus* e *Prochiloneurus* com *C. brasiliensis*; *Aenasius advena* com *P. solani*; e, *P. trilobitiformis* com *Chrysonotomyia*. Onze espécies de predadores nos gêneros: *Azya*, *Eriopis* e *Diomus* (Coccinellidae); *Diadiplosis* (Cecidomyiidae); *Geocoris* (Geocoridae); *Eosalpingogaster* (Syrphidae); *Euborellia* (Anisolabididae); *Franklinothrips* (Aelothripidae), e *Chysoperla* (Chrysopidae). *Eriopis connexa* e *Euborellia annulipes* associam-se pela primeira vez a *D. texensis*; e, *Azya luteipes*, *Crysoperla externa*, *Eosalpingogaster nigriventris*, *Diadiplosis coccidivora*, *Diomus*, *Franklinothrips vespiformis* e *Geocoris* com *C. brasiliensis*; *E. annulipes* com *P. citri*; *D. coccidivora* com *P. psidii* e *S. coffeae*. O registro das espécies de cochonilhas e seus inimigos naturais contribui para o planejamento do manejo integrado de pragas. Um Boletim Técnico, incluindo as espécies de cochonilhas obtidas neste estudo, os estádios fenológicos e as estruturas das plantas as quais podem ser encontradas, bem como uma chave de identificação com base nos caracteres macroscópicos para os gêneros é apresentado.

Palavras-chave: café arábica, espécies crípticas, controle biológico, parasitoides, predadores

SCALE INSECTS (HEMIPTERA: COCCOMORPHA) ASSOCIATED TO *Coffea arabica* L. (RUBIACEAE) AND THEIR RESPECTIVE NATURAL ENEMIES, IN THE REGION OF ALTA MOGIANA, SÃO PAULO, BRAZIL

ABSTRACT – The objective of this work was to inventory the species of mealybugs (Hemiptera: Coccomorpha), and their natural enemies, associated with *Coffea arabica* L. (Rubiaceae), in conventional, organic and agroforestry management systems, in the Alta Mogiana region, state of São Paulo, Brazil. The collections occurred in 15 municipalities of the region, from July 2018 to October 2020. A total of 935 samples of mealybugs were obtained, included in 18 morphospecies, of these, 16 identified at specific level: *Alecanochiton marquesi* Hempel, 1921, *Coccus alpinus* De Lotto, 1960, *Coccus brasiliensis* Fonseca, 1957, *Coccus celatus* De Lotto, 1960, *Coccus viridis* (Green, 1889), *Parasaissetia nigra* (Nietner, 1861), *Pulvinaria psidii* Maskell, 1893, *Saissetia coffeae* (Walker, 1852), (Coccidae); *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896) (Diaspididae); *Dysmicococcus brevipes* (Cockerell, 1893), *Dysmicococcus texensis* (Tinsley 1900), *Phenacoccus crassus* Granara de Willink, 1983, *Phenacoccus solani* Ferris, 1918, *Planococcus citri* (Risso 1813), *Pseudococcus cryptus* Hempel 1918, *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Pseudococcidae). This is the first identification of *P. citri* on *C. arabica* by molecular analysis in Brazil. *Phenacoccus crassus* Granara de Willink, 1983 is recorded for the first time in association with the Rubiaceae family; and, *P. trilobitiformis*, *C. alpinus*, *C. celatus* and *P. longispinus* associated with arabica coffee in the state of São Paulo. Thirty-three species of natural enemies were obtained, associated with 13 species of Scale insects. Twenty-two species of parasitoids included in the genera: *Coccophagus* (Aphelinidae); *Aprostocetus* and *Chrysonotomyia* (Eulophidae); *Aenasius*, *Anagyrus*, *Encyrtus*, *Leptomastix*; *Leptomastidea*, *Metaphycus* and *Prochiloneurus* (Encyrtidae), and *Pachyneuron* (Pteromalidae). We recorded for the first time *Coccophagus* with *A. marquesi* and *C. brasiliensis*; *C. alpinus*, *C. brasiliensis*, *P. psidii* and *P. nigra* with *Aprostocetus*; *Metaphycus* and *Prochiloneurus* with *C. brasiliensis*; *Aenasius advena* with *P. solani*; and, *P. trilobitiformis* with *Chrysonotomyia*. Eleven species of predators in the genera: *Azya*, *Eriopis* and *Diomus* (Coccinellidae); *Diadiplosis* (Cecidomyiidae); *Geocoris* (Geocoridae); *Eosalpingogaster* (Syrphidae); *Euborellia* (Anisolabididae); *Franklinothrips* (Aelothripidae), and *Chysoperla* (Chrysopidae). *Eriopis connexa* and *Euborellia annulipes* associate for the first time with *D. texensis*; and, *Azya luteipes*, *Crysoperla externa*, *Eosalpingogaster nigriventris*, *Diadiplosis coccidivora*, *Diomus*, *Franklinothrips vespiformis* and *Geocoris* with *C. brasiliensis*; *E. annulipes* with *P. citri*; *D. coccidivora* with *P. psidii* and *S. coffeae*. The record of the scales and their natural enemies, contributes to the planning of integrated pest management. A Technical Bulletin, including the mealybug species obtained in this study, the phenological stages and plant structures where they can be found, and an identification key based on macroscopic characters for the genera is presented.

Key-words: *Coffea arabica*, cryptic species, biological control, parasitoids, predators

CAPÍTULO 1 – Considerações gerais

1. Introdução

Coffea arabica L. (Rubiaceae), originária da região Afrotropical, é a espécie de café mais difundida no mundo, com uma produção de 105,32 milhões de sacas na safra 2019/2020, equivalente a 60,35% de todo café colhido (OIC, 2021). O Brasil é o principal produtor e exportador de café e o segundo maior consumidor mundial da bebida (Carvalho et al., 2018).

Introduzido no Brasil em 1727 em Belém do Pará, o café arábica atualmente é cultivado em vários estados brasileiros, com destaque para Minas Gerais e São Paulo (Fernandes, 2013; Conab, 2021). No estado de São Paulo, a cafeicultura concentra-se principalmente nas regiões da Média Mogiana e da Alta Mogiana Paulista. A região da Alta Mogiana, com 15 municípios produtores, destaca-se pela elevada altitude, tipo de solo que propicia o enriquecimento do sabor e do aroma; e, pelo clima ameno, que favorece o amadurecimento lento e uniforme do grão, conferindo qualidades de bebida (Amsc, 2021; Bsca, 2021).

Além das características favoráveis da região, a preocupação dos produtores em buscar melhores variedades de café e investirem em diferentes formas de manejo, desde o convencional até o orgânico, resultou em um café reconhecido mundialmente pela alta qualidade, culminando com a Indicação Geográfica Agrícola de Procedência, conquistada pela Associação dos Produtores de Cafés Especiais (Amsc, 2021). O selo, adquirido por alguns produtores da região, garante aos compradores a certificação de origem e a qualidade do café. Este café especial tem um valor de comercialização que varia de 50 - 4000% acima do café comum (Bsca, 2021; Cecafé, 2021). Entretanto, no processo da certificação, é imprescindível o cumprimento dos requisitos da sustentabilidade, entre eles a redução do uso de agrotóxicos, sendo assim, importante conhecer as pragas e os inimigos naturais associados.

Dentre os insetos-praga mencionados com maior ocorrência associados à *C. arabica* na região sudeste do país destacam-se: a broca-do-café *Hypothenemus hampei*

(Ferrari, 1867) (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae), o bicho-mineiro *Leucoptera coffeella* (Guerin-Ménéville & Perrottet, 1842) (Lepidoptera: Lyonetiidae) e as cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) que se alimentam nas raízes, caule, rosetas, folhas, flores e frutos (Reis et al., 2010; Fornazier, 2016).

As cochonilhas podem causar dano direto, através da sucção da seiva, principalmente no floema e, indiretos, através da inoculação de substâncias tóxicas, transmissão de doenças, além de atrair formigas e propiciar o desenvolvimento da fumagina devido a grande quantidade de 'honeydew' produzido por algumas espécies, reduzindo a taxa fotossintética da planta (Mckenzie, 1967; Vranjic, 1997; Miller e Davidson, 2005; Grazia et al., 2012).

Dentre os inimigos naturais associados às principais espécies de cochonilhas, de ocorrência na parte aérea do café, no Brasil, os predadores foram relatados por Corseuil (1958), Gonçalves (1963), De Bortoli et al. (2001), Silva (2011), Culik e Ventura (2012, 2013), Prado et al. (2015); e, predadores e parasitoides nos catálogos por Costa Lima (1942) e Silva et al. (1968). Os parasitoides e hiper parasitoides foram registrados principalmente por De Santis (1980), Noyes (1980), Culik et al. (2011), Fornazier (2016) e Cruz (2018).

O levantamento dos insetos-praga e seus inimigos naturais associados às plantas cultivadas em uma determinada região é de suma importância para o reconhecimento de possíveis agentes de controle biológico. Além disso, o conhecimento sobre a origem desses insetos e a sua especificidade aos hospedeiros são fundamentais para o estabelecimento de programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP). Neste aspecto, no Brasil há uma grande escassez de informações sobre as espécies de parasitoides e predadores, nativos e exóticos, associados às cochonilhas, assim como a especificidade dessas interações (Siqueira, 2018).

A identificação adequada dos insetos associados a estes cultivos de grande importância agrícola, bem como a produção de material de referência das espécies revisadas e atualizadas, além de contribuir para o manejo e controle deles, é um importante instrumento para que se possa prevenir que estes sejam introduzidos em outros locais no país. Deste modo, o objetivo do trabalho foi inventariar as espécies de

cochonilhas e seus inimigos naturais associados às plantas de café arábica nos sistemas de manejo convencional, orgânico e agroflorestal, e elaborar um Boletim técnico informativo sobre as cochonilhas encontradas nos 15 municípios produtores de cafés especiais na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo.

2. Importância econômica da cultura do café no Brasil

O Brasil é líder mundial na produção e exportação de café, que é produzido e comercializado para todos os continentes (Conab, 2021). Sendo o país considerado o segundo maior consumidor da bebida (Carvalho et al., 2018).

A produção brasileira de café na safra 2019/20 contou com uma produção de 63,08 milhões de sacas beneficiadas, sendo 48,77 milhões de café arábica e 14,31 milhões de café conilon. Os principais estados produtores com destaque nacional são Minas Gerais, Espírito Santo, São Paulo, Bahia, Rondônia, Paraná, Rio de Janeiro, Goiás e Mato Grosso (Conab, 2021).

O Brasil exportou 44,51 milhões de sacas de café no encerramento da safra 2019/20. Entre as variedades, o café arábica representou cerca 79,7% das exportações (35,47 milhões de sacas), o conilon 11,1% (4,92 milhões de sacas), e o solúvel 9,2% (4,09 milhões de sacas), gerando uma receita cambial de 5,6 bilhões de dólares em comercialização (Cecafé, 2021).

Os principais países importadores de café no ano de 2020 do Brasil foram: Estados Unidos (17,5%), Alemanha (16,1%), Itália (9,8%), Japão (6,9%), Bélgica (5,8%), Reino Unido (3,5%) e demais países com 40,4% do total de café importado (Cecafé, 2021). Com destaque para o consumo de café no continente europeu, o maior em comparação aos outros continentes ao redor do mundo.

O café é um produto gerador de renda para centenas de municípios brasileiros, e os expressivos desempenhos da exportação e do consumo interno de café implicam na sustentabilidade econômica do produtor e de sua atividade, além disso, a atividade cafeeira é umas principais atividades geradoras de postos de trabalho na agropecuária nacional, gerando em torno de 8 milhões de empregos (Mapa, 2019).

No estado de São Paulo, o segundo maior produtor de *C. arabica* do Brasil, a região da Alta Mogiana, tradicional na produção, merece destaque devido aos fatores climáticos e cuidados especiais na condução da cultura, nos diferentes sistemas de manejo. Reconhecida mundialmente devido à alta qualidade e produtividade do café, esta região exporta a maior parte dos grãos produzidos para América do Norte, Europa e Ásia (Bsca, 2020; Cecafé, 2021).

3. Sistemas de manejo do café arábica

Entre os sistemas de manejo do cultivo de café arábica no Brasil, incluindo a região da Alta Mogiana no estado de São Paulo, destaca-se o sistema de manejo convencional. Este é caracterizado pelo uso de produtos químicos sintéticos e/ou biológicos, na adubação e no controle fitossanitário das doenças e insetos-praga das plantas, podendo o café ser cultivado em monocultura ou consorciado com outras plantas (Matiello et al., 2020).

Os sistemas de manejo agroflorestais são caracterizados pela associação com árvores de interesse econômico e ambiental, com espécies frutíferas e/ou produtoras de madeira de alta qualidade, simultaneamente ou alternadamente no tempo e no espaço, como por exemplo, coco, banana, macadâmia, mogno africano e cedro australiano, tendo como objetivo diversificar a produção, aumentar a produtividade e a renda do agricultor, contribuindo com aumento da matéria orgânica, melhoria na fertilidade e da proteção do solo, promovendo melhorias nas condições do microclima (temperatura e umidade) do solo e das plantas, reduzindo o impacto das mudanças climáticas nas lavouras de café (Pinto Neto et al., 2014; Souza et al., 2017; Jácome et al., 2020).

No entanto, o sistema de manejo orgânico caracteriza-se por ser um modelo de agricultura que visa uma produção sustentável, sendo no Brasil regulamentado através da Lei nº 10.831 (Brasil, 2003), e demais instruções normativas, que definem diretrizes e estabelecem as condições obrigatórias para a produção e a comercialização dos produtos orgânicos, tendo como característica principal do sistema a proibição do uso

de produtos químicos sintéticos, como fertilizantes e pesticidas, assim como organismos geneticamente modificados (Matos e Braga, 2020).

Contudo, as exigências crescentes dos consumidores nacionais e internacionais por cafés certificados com produção sustentável conduzem a mudanças nos sistemas de manejo, como à minimização ou eliminação do uso de inseticidas químicos sintéticos na utilização das técnicas de manejo integrado de pragas. Dessa forma, o reconhecimento das principais espécies de cochonilhas pragas presentes na região, com potencial de causar dano econômico, bem como os inimigos naturais, são essenciais para embasar os programas de manejo integrado de pragas para a cafeicultura.

4. Cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil

No Brasil, 41 espécies de cochonilhas foram associadas à *C. arabica* distribuídas nas famílias Pseudococcidae (17), Coccidae (13), Diaspididae (4), Rhizoecidae (4), Cerococcidae (2) e Eriococcidae (1). Para o estado de São Paulo, 30 espécies distribuídas nas famílias Coccidae (11), Pseudococcidae (9), Diaspididae (5), Cerococcidae (2), Rhizoecidae (2) e Eriococcidae (1), (Silva et al., 1968; García Morales et al., 2016; Fornazier et al., 2017).

Entre as espécies de cochonilhas pragas de maior ocorrência no café na região Sudeste destaca-se: *Coccus* spp. (Coccidae) sobre folhas e ramos novos (Granara De Willink et al., 2010), *Planococcus* spp. (Pseudococcidae) associadas aos ramos, folhas, flores e frutos (Santa-Cecília, Souza, 2014) e *Dysmicoccus* spp. (Pseudococcidae) com predominância nas raízes (Granara De Willink, 2009; Fornazier et al., 2017).

O gênero *Coccus* sp. inclui 113 espécies distribuídas principalmente nas regiões Afrotropical e Neotropical. Destas, 11 espécies foram associadas ao café arábica no mundo, sendo sete no Brasil, principalmente no estado do Espírito Santo (Granara De Willink et al., 2010; Fornazier et al., 2017). No estado de São Paulo foram registradas associadas a *C. arabica*: *Coccus viridis* (Green, 1889), *Coccus brasiliensis* Fonseca,

1957 e *Coccus lizeri* (Fonseca, 1957) (Silva et al., 1968; Granara De Willink et al., 2010).

Dentre estas, a cochonilha verde *C. viridis*, tem sido a mais comum sobre cafeeiros causando redução do desenvolvimento e queda das folhas do café, com uma diminuição da produtividade, e em casos extremos, a morte da planta em vários estados brasileiros (Coutinho, 2010; Chávez, 2016). Fernandes et al. (2009) verificaram perdas em mudas de *C. arabica* em Viçosa no estado de Minas Gerais relacionadas ao aumento da densidade de ninfas e adultos de *C. viridis*, causando redução da área foliar, diâmetro do caule e peso das raízes das plantas.

O gênero *Dysmicoccus* sp., de origem Neotropical, inclui 139 espécies. Destas, oito foram associadas à *C. arabica* no mundo e, para o Brasil, quatro espécies: *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893), *Dysmicoccus gracilis* (Granara de Willink, 2009), *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913) e *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900). No estado de São Paulo apenas *D. brevipes* e *D. texensis* foram relatadas em associação com *C. arabica* (Silva et al., 1968; Fornazier et al., 2017).

Dysmicoccus texensis ocorre preferencialmente em áreas de maior altitude e clima ameno, especialmente após o replantio ou renovação das lavouras (Fatobene, 2010). Esta espécie vive nas raízes, formando nodosidades criptas, ou “pipocas”, devido à instalação da colônia no sistema radicular da planta, juntamente com um conjunto de hifas de fungo do gênero *Phlebopus* sp. associado, provocando amarelecimento e queda das folhas, impedindo a absorção de água e nutrientes, queda de flores e frutos, podendo ocasionar a morte da planta (Santa-Cecília et al., 2000; Souza et al., 2007; Alves, 2009).

Na região de Garça, no estado de São Paulo, severas infestações da cochonilha-da-raiz (*D. texensis*) foram observadas sobre plantas de café da variedade Apoatã (LC 2258) (*Coffea canephora* Pierre & Froehner). Essa cultivar tem sido utilizada como porta-enxerto do café arábica, por ser tolerante ao nematoide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood (Fazuoli, 1986). Entretanto, em condições favoráveis ao desenvolvimento de *D. texensis*, que pode ser intensificado em situações de déficit hídrico, os prejuízos ocasionados pela cochonilha estão estimados em 0,84 kg de café

beneficiado a cada 4 plantas (Nakano, 1972; Fatobene, 2010). Contudo, medidas prévias de controle podem ser dificultadas porque os sintomas na planta se tornam evidentes apenas após todo o sistema radicular já ter sido afetado.

O gênero *Planococcus* sp., originário da região Paleártica, possui 49 espécies descritas com sete espécies associadas à *C. arabica* (García Morales et al., 2016). Destas *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Planococcus halli* (Ezzat & McConnell, 1956) e *Planococcus minor* (Maskell, 1897) já foram observadas infestando plantas de café no Brasil (Fornazier et al., 2017).

As cochonilhas do gênero *Planococcus* sp. ocorrem associadas principalmente aos frutos, nas rosetas. Em cafeeiros com alta infestação, esse pseudococcídeo pode ocasionar a seca e queda dos botões florais e frutos, com prejuízos de até 100% da produtividade da lavoura (Santa-Cecília et al., 2007, 2013, 2014). No município de Castelo, estado do Espírito Santo, a espécie de cochonilha encontrada na parte aérea dos cafezais foi citada no passado como *P. citri*. Todavia, ninfas e fêmeas adultas da cochonilha coletadas nesse mesmo município foram enviadas para especialistas e identificadas como *P. minor* (Santa-Cecília et al., 2002; Culik et al., 2011).

Planococcus minor é uma espécie cosmopolita e polífaga (García Morales et al., 2016), com caracteres morfológicos semelhantes a *P. citri*, sendo, portanto, considerada uma espécie críptica, e encontrando-se na maioria das vezes necessária a análise molecular para a identificação da espécie. Devido às semelhanças macro e microscópicas entre as duas espécies, Cox e Freestone (1985) elaboraram uma chave de identificação com pontuações máximas e mínimas para a determinação delas. Porém, Rung et al. (2008), utilizando técnicas moleculares para o mesmo propósito, verificaram que a chave de Cox e Freestone era eficiente apenas para a identificação das espécies de *P. minor*. Para o estado de São Paulo apenas *P. citri* foi registrada até o momento associada ao gênero *Coffea* sp., sendo necessária uma revisão.

5. Inimigos naturais das cochonilhas associadas ao café arábica

Embora o controle com inseticidas químicos sintéticos ainda seja a forma mais usada entre as táticas de manejo contra infestações por pragas, o aumento da conscientização sobre os efeitos negativos em relação ao meio ambiente, e da seleção de insetos resistentes aos inseticidas, tem incentivado o uso do controle biológico e outras estratégias sustentáveis no controle destes insetos (Charles et al., 2009; Daane et al., 2012). A maioria das espécies de cochonilhas que infestam plantas cultivadas de importância econômica é exótica. Em alguns casos, o conjunto de inimigos naturais presentes no país, nativos e exóticos, é suficiente para o controle delas, mas em outros casos novos predadores e parasitoides necessitam ser introduzidos (Wyckhuys et al., 2013; García Morales et al., 2016).

Entre os inimigos naturais frequentemente associados às cochonilhas, destacam-se os himenópteros parasitoides pertencentes às famílias: Aphelinidae, Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae e Pteromalidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) (Rosen, De Bach, 1990; Gauld, Bolton, 1996; García Morales et al., 2016; Noyes, 2019), sendo a maioria das espécies endoparasitoides; e dentre os predadores encontrados alimentando-se de ovos, ninfas e adultos de cochonilhas, são relatadas larvas ou adultos de Coccinellidae (Coleoptera), larvas de Chrysopidae (Neuroptera), larvas de Cecidomyiidae, Drosophilidae e Syrphidae (Diptera) e imaturos de alguns microlepidóptera, das famílias Phycitidae, Blastobasidae e Stenomidae (Lepidoptera) (Costa Lima, 1942; Ponsonby, Copland, 1997; Harris, 1997; Silva, 2011; Culik et al., 2013; Fernandes, 2013).

Na família Aphelinidae, o gênero *Coccophagus* se destaca com mais de 200 espécies descritas, sendo este considerado um dos maiores do grupo, estando distribuído nas Regiões Neotropicais, Afrotropicais e Neárticas (De Santis, 1980; Noyes, 2019). As fêmeas deste gênero são parasitoides, principalmente de cochonilhas da família Coccidae (Herting, 1972; Myartseva, 2006), sendo muitas já utilizadas em programas de controle biológico em áreas agrícolas (Greathead, 1986; Altieri e Nicholls, 1999). *Coccophagus rusti* (Compere, 1928), de origem provavelmente africana, foi importado para a Califórnia em 1937 a partir da África, para o controle biológico de *Saissetia oleae* (Olivier, 1791) (Bartlett, 1978; Lampson e Morse, 1992). Este

himenóptero tem como principal hospedeiro espécies de *Ceroplastes*, *Coccus*, *Parasaissetia*, *Pulvinaria* e *Saissetia* (Peck, 1963; Annecke e Insley, 1974; Myartseva, 2006).

No Brasil, algumas espécies de *Coccophagus* foram registradas a partir de exemplares emergidos de coccídeos, como *Coccophagus basalis* (Compere, 1939), obtidos de *S. oleae* e de *Saissetia coffeae* (Walker 1852), no Rio de Janeiro, sobre cássia-imperial (*Cassia fistula* L.: Fabaceae) e oliveiras (*Olea europaea* L.: Oleaceae), respectivamente (Flanders, Bartlett, Fisher, 1961). *Coccophagus caridei* (Brethes 1918), associado a espécies de coccídeos dos gêneros *Coccus*, *Ceroplastes*, *Saissetia* e *Pulvinaria*, ao diaspidídeo do gênero *Ischnaspis*, e a pseudococcídeos do gênero *Pseudococcus* sobre diversas plantas hospedeiras (De Santis, 1980; Muraki et al., 1984; Murúa e Fidalgo, 2006). *Coccophagus fallax* Compere, 1931, associado com *C. viridis* sobre plantas de citros, no estado do Rio de Janeiro (Cassino e Rodrigues, 2004; Trindade, 2011).

Outras espécies do gênero, não identificadas em nível específico, têm sido relacionadas às cochonilhas, grande parte destas podendo tratar-se de espécies ainda não descritas. No estado de São Paulo, Peronti (2004), inventariando os parasitoides de várias espécies de *Ceroplastes*, registrou a associação de várias morfoespécies de *Coccophagus* com *Ceroplastes* sp. No Espírito Santo, *Coccophagus* sp. foi associado com *Ceroplastes stellifer* (Westwood, 1871) e com *Coccus hesperidum* (Linnaeus, 1758) sobre plantas de *Schefflera* sp. (Araliaceae) (Culik et al., 2011).

A família *Encyrtidae* possui cerca de 500 gêneros, e mais de 3500 espécies de himenópteros ao redor do mundo. Esta é uma das mais importantes famílias de *Chalcidoidea* utilizadas em programas de controle biológico, por serem endoparasitas primários e cosmopolitas, sendo encontrados em todos os continentes, principalmente nas áreas tropicais e subtropicais (Gibson et al., 1997; Noyes, 2019). Este grupo de parasitoides é um dos mais utilizados para o controle populacional de Hemiptera, principalmente das cochonilhas das famílias Coccidae, Diaspididae e Pseudococcidae que correspondem a mais de 60% dos hospedeiros já registrados dentro da ordem Hemiptera (Noyes e Hayat, 1994; Noyes, 2000; Noyes, 2019).

De acordo com Noyes e Hayat (1994) e Noyes et al. (1997), em relação às espécies de Encyrtidae utilizadas em programas de controle biológico no mundo, 382 importações destes parasitoides, que são relativas a 94 espécies, foram realizadas, com obtenção de 90% de taxa de sucesso de controle.

Leptomastix dactylopii (Howard, 1885) (Hymenoptera: Encyrtidae), descrito a partir de exemplares coletados no Brasil, mas com provável origem no continente africano, foi registrado como parasitoide de cerca de 50 espécies da família Pseudococcidae (Noyes, 2019). Esta espécie tem sido utilizada como agente de controle biológico de *P. citri* em casa de vegetação e nas plantações de citros, café, goiaba, pinha, uva e plantas ornamentais, em combinação com *Cryptolaemus montrouzieri* (Muls.) (Coleoptera: Coccinellidae) na Áustria, Bélgica, Chile, Estados Unidos, Dinamarca, Finlândia, França, Alemanha, Grécia, Irlanda, Itália, Índia, Holanda, Noruega, Peru, Polônia, Portugal, Rússia, Espanha, Suíça, Tunísia, Reino Unido, e na região do Mediterrâneo (Mani, 1995; Mani et al., 2011; Mani e Shivaraju, 2016).

Aenasius (Encyrtidae) inclui espécies de importância econômica no controle biológico de cochonilhas. Existem 40 espécies do gênero catalogadas no mundo (Noyes, 2019), sendo 11 destas já registradas no Brasil (Costa e Dalmolin, 2015). Dentre estas, algumas espécies do gênero *Aenasius* são relatadas associadas a *Phenacoccus solenopsis* (Tinsley, 1898), sendo a espécie *Aenasius bomawalei* (Hayat, 2009) considerada um bom agente de controle de populações de *P. solenopsis* (Venilla et al., 2010; Fandi e Suroshe, 2015).

Anagyrus (Howard, 1896) (Encyrtidae) é um gênero cosmopolita que apresenta 280 espécies descritas em todo o mundo. No Brasil, já foram registradas nove espécies. Estes insetos parasitam preferencialmente cochonilhas da família Pseudococcidae (Noyes, 2019). É um importante grupo utilizado para o controle biológico de pseudococcídeos em diversas regiões no mundo (Noyes e Hayat, 1994). *Anagyrus fusciventris* (Girault 1915), é associada com *P. citri* na Índia (García Morales et al., 2016; Mani e Shivaraju, 2016).

Metaphycus (Mercet, 1917) (Encyrtidae) é um gênero que possui 473 espécies já descritas. No Brasil, há registro de oito espécies: *M. analuciae* (Santos & Tavares

2019); *M. floridensis* (Santos & Tavares 2019); *M. grandis* (Santos & Tavares 2019); *M. alboclavatus* (Compere, 1939), *M. brasiliensis* (Compere & Annecke, 1961), *M. discolor* (De Santis, 1970), *M. flavus* (Howard, 1881) e *M. omega* (Noyes, 2004). A distribuição deste gênero é cosmopolita, com prevalência do maior número de espécies na Região Neotropical. Espécies do gênero são associadas a 10 famílias de cochonilhas distintas, com destaque para as famílias Coccidae e Diaspididae (Prinsloo, 1979; Bergmann et al., 1991; Tavares et al., 2019; Noyes, 2019).

Os parasitoides da família Eulophidae são associados a uma grande diversidade de artrópodes, sendo algumas espécies parasitas de aracnídeos e outras espécies de distintos grupos de insetos, em vários estágios de desenvolvimento (LaSalle, 2006). Algumas espécies têm sido associadas como parasitoides primários ou secundários de cocoídeos, pseudococcídeos e de outras 41 famílias de artrópodes (Peck, 1963; LaSalle, 1994).

Aprostocetus (Westwood, 1833) (Eulophidae) está entre um dos maiores gêneros de Chalcidoidea, com mais de 800 espécies descritas, distribuídas em oito ordens de diferentes artrópodes, sendo 46 famílias de insetos, principalmente incluídas em Coleoptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera (Yang et al., 2014; Noyes, 2019). *Aprostocetus minutus* (Howard, 1881) está associada ao maior número de hospedeiros da família Pseudococcidae, distribuídos em 6 gêneros (Peck, 1963; Burks, 1979; LaSalle, 1994; Noyes, 2019).

No Brasil, várias espécies do gênero *Aprostocetus* foram associadas às cochonilhas, como *S. oleae* (Coccidae) sobre oliveiras no Rio Grande do Sul (Souza, 2014), *Ceroplastes* sp. principalmente sobre frutíferas e ornamentais no estado de São Paulo (Peronti, 2004) e *Praelongortezia praelonga* (Ortheziidae) sobre plantas cítricas, no estado do Maranhão (Ramos, 2015).

Entre os insetos predadores, temos os coccinelídeos (Coccinellidae), que se encontram amplamente distribuídos, ocorrendo em todos os ecossistemas terrestres. Estes insetos abrangem cerca de 6000 espécies conhecidas ao redor do mundo, distribuídas em 360 gêneros, as quais são subdivididas em sete subfamílias e 42 tribos (Costa Lima, 1953; Olkowski et al., 1990).

No Brasil, são conhecidas como “joaninhas” e já foram registradas cerca de 590 espécies, representando cerca de 40% de todas as espécies conhecidas na América do Sul (Almeida e Ribeiro-Costa, 2009). Estes insetos são predadores na fase larval e adulta, sendo importantes como agentes de controle biológico de inúmeros ácaros e insetos, dos quais muitas espécies são pragas de culturas agrícolas e florestais (Aguiar-Menezes et al., 2008; D’ávila, 2012; Paulo, 2017). As cochonilhas correspondem a 36% das espécies de suas presas nas regiões tropicais e subtropicais (Hodek e Honel, 2009).

Entretanto, no Brasil, o número de introduções de coccinelídeos para controle biológico clássico ainda é reduzido. *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant, 1853) foi introduzido no país para o programa de controle biológico das cochonilhas *P. praelonga* e *D. brevipes*, pragas dos citros e do abacaxi, respectivamente (Vilela et al., 2000; Almeida e Ribeiro-Costa, 2012).

Os registros de interações entre coccinelídeos e cochonilhas têm sido realizados principalmente sobre plantas de importância econômica. Para a região Sudeste do Brasil, Martinelli et al. (2017), através das compilações sobre inimigos naturais associados às famílias Coccidae, Diaspididae, Pseudococcidae e Ortheziidae, listaram registros de coccinelídeos dos gêneros: *Scymnus*, *Coccidophilus*, *Azya*, *Cycloneda*, *Cryptolaemus*, *Chilocorus*, *Exoplectra*, *Harmonia*, *Tenuisvalvae* e *Pentilia*. Alguns desses coccinelídeos são conhecidos por predar preferencialmente espécies de uma ou mais famílias de cochonilhas, enquanto outras têm como presas primárias outros grupos de insetos, porém na ausência destes podem se alimentar de outras espécies de cochonilhas.

A joaninha *Azya luteipes* (Mulsant 1850), nativa da Região Neotropical, encontra-se também distribuída na Região Neártica. No Brasil, esta espécie já foi registrada para os estados da Bahia, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rondônia, Santa Catarina e São Paulo (González, 2012; García Morales et al., 2016). Este predador é citado como inimigo natural de muitas espécies de cochonilhas da família Coccidae, como *C. viridis*, *Ceroplastes* sp., *Pulvinaria psidii* (Maskell, 1893) e *S. oleae* (Bartlett, 1978; Rosado et al., 2014).

No Brasil, *A. luteipes* foi associada a *P. citri* em plantas de café no estado de Minas Gerais (Silva, 2011). Nos estados de São Paulo e Rio de Janeiro este predador foi associado à cochonilha *P. praelonga* em pomares cítricos (Cassino, Lima, Racca Filho, 1991; Gravena, 2005). Em São Paulo, este mesmo coccinélídeo foi associado às cochonilhas: *C. viridis*, *S. coffeae*, *Parlatoria ziziphi* (Lucas, 1853), *Selenaspidus articulatus* (Morgan, 1889) e *Unaspis citri* (Comstock, 1883) em plantas de citros (Prates e Pinto, 1989; Gravena, 1990; Benvenga et al., 2004; Gravena, 2005).

Eriops connexa (Germar, 1824) é uma espécie de joaninha que se encontra distribuída nos países da América do Sul. É considerada um bom predador para redução de populações de afídeos, ácaros e cochonilhas, podendo ser utilizada em programas de controle biológico (Oliveira et al., 2004; Sarmiento et al., 2007).

Os dípteros predadores possuem função ecológica importante nos ecossistemas, sendo agentes reguladores de insetos-praga (Culik et al., 2008). Dentre estes, as larvas de Cecidomyiidae, Drosophilidae e Syrphidae se destacam como predadores de espécies de cochonilhas. Para a região sudeste do Brasil, 11 espécies de dípteros foram associadas às cochonilhas, sendo os gêneros *Gitona*, *Rhinoleucophenga* (Drosophilidae), *Diadiplosis* (Cecidomyiidae) e *Salpingogaster* (Syrphidae) com espécies de Coccidae, Pseudococcidae e Orthezidae (Martinelli et al., 2017).

Diadiplosis (Diptera: Cecidomyiidae) é um gênero cosmopolita, que contém 30 espécies descritas, ao qual, 11 são conhecidas na região Neotropical. As larvas dessa mosca têm sido associadas como predadoras de cochonilhas, especialmente da família Pseudococcidae e moscas brancas da família Aleyrodidae (Culik e Ventura, 2012, 2013a).

Novas espécies e associações de cochonilhas com cecidomiídeos têm sido descritas no Brasil. *D. bellingeri* (Culik e Ventura, 2012), coletada em associação com cochonilhas da família de Coccidae e Pseudococcidae (Hemiptera: Coccoidea) em *C. arabica* no município de Domingos Martins, no estado do Espírito Santo (Culik e Ventura, 2012), *D. abacaxii* (Culik e Ventura, 2013a) predando *D. brevipes* no abacaxi, no município de Cachoeiro de Itapemirim, estado do Espírito Santo (Culik e Ventura, 2013a), *D. jamboi* (Culik e Ventura, 2013b) em associação com *P. halli* infestando frutos

de jambo no município de Vitória e *D. martinsensis* (Culik e Ventura, 2013b) em associação com cochonilhas no abacaxi e cochonilhas (Coccidae e Pseudococcidae) no *C. arabica* no município de Domingos Martins, no estado do Espírito Santo (Culik e Ventura, 2013b). *Diadiplosis* sp. foi associado a cochonilha *Sacharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Pseudococcidae) em cana-de-açúcar nos municípios de Jaboticabal e São Carlos, no estado de São Paulo (Cruz, 2018).

Entre as espécies do gênero *Salpingogaster* (*Eosalpingogaster*) (Diptera: Syrphidae) associadas como predadoras de cochonilhas da família Diaspididae e Orthezidae, foram: *Eosalpingogaster nigriventris* (Bigot, 1884) associado com *Dactylopius ceylonicus* (Green, 1896) (Dactylopiidae) e *E. cochenillivora* (Guerin-Meneville 1848) com a *Dactylopius opuntiae* (Cockerell, 1896) em cactos no México; e *E. conopida* (Bigot, 1883) tem sido relatado associada como predador de *P. praelonga* (Ortheziidae) e *C. viridis* (Coccidae) em citros no estado de São Paulo, Brasil (García Morales et al., 2016).

As tesourinhas (Dermaptera: Anisolibididae) são insetos predadores cosmopolitas, constituem um grupo de insetos terrestres de hábitos noturnos, conhecidos vulgarmente como "tesourinhas" ou "lacrainhas", que durante o dia ficam abrigados em locais úmidos e apresentam grande potencial como inimigo natural de insetos e ácaros pragas (Klostermeyer, 1942; Kocarek, Dvorak, Kirstova, 2015), como os dermapteros da família Anisolabididae que têm se tornado promissores no controle biológico. Nesta família, destaca-se a espécie *Euborelia annulipes* (Lucas, 1847) (Dermaptera: Anisolabididae) pela capacidade de predação grande número de presas e da facilidade de criação em laboratório (Silva, 2010).

Euborelia annulipes apresenta comportamento predatório voraz alimentando-se de ovos, larvas e pupas de outros insetos (Ramalho e Wanderlei, 1996; Urbaneja et al., 2006; Silva et al., 2009). Esta espécie foi associada como um agente controlador de *Cosmopolites sordidus* (Germar, 1824) (Coleoptera: Curculionidae) na Jamaica, lagartas de *Sesamia inferens* (Walker 1856) (Lepidoptera: Noctuidae) no Japão e alguns insetos-praga de grãos armazenados (Klostermeyer, 1942; Silva et al., 2009; Moral et al., 2017).

No Brasil, *E. annulipes* foi associada como predador da lagarta *Crambus bonifatellus* (Hulst) (Lepidoptera: Crambidae), lagartas e pupas de *Diatraea saccharalis* (Fabricius 1794) (Lepidoptera: Pyralidae), de ovos, larvas, ninfas e adultos de *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778) (Acarina: Dermanyssidae), ovos e lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Hyadaphis foeniculi* (Passerini 1860) (Hemiptera: Aphididae) (Guimarães et al., 1992; Silva, 2006; Silva et al., 2010) e larvas e pupas de *Anthonomus grandis* (Boheman 1843) (Coleoptera: Curculionidae) em nível de campo (Ramalho e Wanderley, 1996). De acordo com Nunes (2017), a tesourinha *E. annulipes* é eficiente predador de lagartas e pupas de *Plutella xylostella* (L. 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) em condições de laboratório.

Os adultos e ninfas de *E. annulipes* são encontrados com frequência em locais como esterco úmido, e em material orgânico em decomposição, como folhagens e compostagens (Guimarães et al., 1992). Assim, é um predador com potencial para o controle de insetos-praga, como exemplo as cochonilhas que se abrigam em colônias em locais protegidos nas plantas, sendo uma característica favorável ao predador.

A família Chrysopidae possui cerca de 1500 espécies distribuídas em 81 gêneros descritos, sendo conhecidas cerca de 180 espécies distribuídas em 22 gêneros no Brasil (Oswald, 2015; Martins e Machado, 2017). Destacando-se como um dos grupos mais diversos, é a família de maior importância econômica da ordem Neuroptera (Brooks e Barnard, 1990). Os crisopídeos na fase larval são predadores polípagos, ao qual, têm despertado atenção em relação ao seu potencial no controle populacional de pragas (Carvalho e Souza, 2000), consumindo pulgões, cochonilhas, moscas-brancas, ovos e pequenas lagartas de lepidópteros, ácaros e outros artrópodes (Carvalho e Souza, 2009).

Crisopídeos dos gêneros *Chrysoperla* (Steinmann, 1964), *Chrysopodes* (Navás, 1913), *Ceraeochrysa* (Adams, 1982) e *Leucochrysa* (McLachlan, 1868) têm sido relatados predando espécies de Coccidae, Diaspididae, Ortheziidae e Pseudococcidae na região Sudeste do Brasil (Martinelli et al., 2017).

Entre as espécies nativas que predam cochonilhas, destacam-se *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) e *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861). Ambas possuem ampla

distribuição na Região Neotropical. No Brasil, *Chrysoperla externa* ocorre em 17 estados e *C. cubana* em 15 estados (Oswald, 2015; Martins e Machado, 2017).

Chrysoperla externa tem sido relatada ocorrendo em diversos agroecossistemas brasileiros, exercendo sua função com alto potencial no controle biológico (Freitas, 2002; Souza e Carvalho, 2002). As larvas de *C. externa* se alimentadas exclusivamente da cochonilha *P. citri*, a 25°C, apresentam um tempo médio de vida de 49 a 101 dias (Bezerra et al., 2006). Gonçalves-Gervásio e Santa-Cecília (2001) constataram que larvas do predador *C. externa* apresentam potencial de uso no controle de *D. brevipes*, diante do elevado número de ninfas e adultos predados. Carvalho et al. (2008) relatou que uma larva de terceiro instar de *C. externa* consome cerca de 14 adultos de *P. citri*, e 196, 54 e 24 ninfas de primeiro, segundo e terceiro instar da cochonilha, respectivamente.

As características de *C. externa*, como voracidade das larvas, elevado potencial de reprodução, hábitos alternativos de alimentação, bem como a relativa facilidade de criação em laboratório, a destacam como promissora para que seja utilizada no controle biológico de diversas espécies de insetos-praga agrícolas (Albuquerque et al., 1994).

6. Referências

Aguiar-Menezes EL, Lixa AT, Resende, ALS (2008) Joaninhas predadoras, as aliadas do produtor no combate às pragas. **A Lavoura** 111:38-41.

Albuquerque, GS, Tauber, CA, Tauber MJ (1994) *Chrysoperla externa*: Life history and potencial for biological control in central and south America. **Biological Control**, San Diego, 4:8-13.

Alves VS, Moino Junior A, Santa-Cecília LVC, Rohde C, Silva MATD (2009) Testes em condições para o controle de *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera, Pseudococcidae) em cafeeiro com nematoides entomopatogênicos do gênero *Heterorhabditis* (Rhabditida, Heterorhabditidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 53:139-143.

Almeida LM, Ribeiro-Costa CS (2009) Coleópteros predadores: Coccinellidae. In: Antônio R. Panizzi; José R.P. Parra. (Org.). **Ecologia Nutricional de Insetos e suas implicações no Manejo Integrado de Pragas**. Brasília: Editora Embrapa, p. 931-968.

Almeida LM, Ribeiro-Costa CS (2012) Predatory Beetles (Coccinellidae). In: Antônio R. Panizzi; José RPParra. (Eds). **Insect Bioecology and Nutrition for Integrated Pest Management**. Boca Raton: CRC Press, p. 571-591.

Altieri MA, Nicholls CI (1999) Classical biological control in Latin America. In: Bellows, T. S.; Fisher, T. W. (Eds.). **Handbook of Biological Control**: Academic Press, San Diego, California. p. 975- 991.

AMSC - Alta Mogiana Speciality Coffee (2019). **A região da Alta Mogiana**. Franca, 2019. Disponível em: <<http://www.amscom.br/>>. Acesso em 12 nov. 2019.

Anneck DP, Insley HP (1974) The species of *Coccophagus* Westwood, 1833 from the Ethiopian region (Hymenoptera: Aphelinidae). Department of Agricultural Technical Services, Republic of South Africa. **Entomology Memoirs** 37:1-62.

Bartlett BR (1978), Coccidae. In: Clausen CP (Eds.). **Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world review**. U.S. Department of Agriculture, Agriculture Handbook, p.57-74.

Benvença SR, Gravena S, Silva JL, Junior NA, Amorim LCS (2004) Manejo prático da cochonilha ortêzia em pomares de citros. **Laranja** 25:291-312.

Bergmann EC, Imenes SDL, Tavares MT (1991) Occurrence of the scale insect *Aspidiotus* sp. (Hemiptera: Diaspididae) and its parasitoids on clones of rubber plants in São Paulo State. **Arquivos do Instituto Biológico** 58: 65-67.

Bezerra GCD, Santa-Cecília LVC, Carvalho CF, Souza B (2006) Aspectos biológicos da fase adulta de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) oriunda de larvas alimentadas com *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Ciência e Agrotecnologia** 30: 603-610.

BRASIL. Lei n. 10.831, de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. Disponível em: <<https://legislacao.presidencia.gov.br/atos/?tipo=LEI&numero=10831&ano=2003&ato=60boXTE50dRpWTdb1>> Acesso em: 24 dez. 2020.

Brooks SJ, Barnard PC (1990) As amarras verdes do mundo: uma revisão genérica (Neuroptera: Chrysopidae). **O Boletim do Museu Britânico** 59: 117-286.

BSCA (2020) **Cafés Especiais do Brasil**. Alta Mogiana: descrição. Disponível em: <<http://brazilcoffeenation.com.br/region/show/id/5>>. Acesso em: 27 abr. 2020.

BSCA (2021) **Cafés Especiais do Brasil**. Alta Mogiana: descrição. Disponível em: <<http://brazilcoffeenation.com.br/region/show/id/5>>. Acesso em: 27 jan. 2021.

Burks BD (1979) Torymidae (Agaoninae) and all other families of Chalcidoidea (excluding Encyrtidae). In: Krombein KV, Hurd PD Jr, Smith DR, Burks BD, Eds. **Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico**. Washington, D.C: Smithsonian Institute Press. 998p.

Cassino PCR, Rodrigues WC (2004) Citricultura Fluminense – principais pragas e seus inimigos naturais. **EDUR**, Seropédica. 168p.

Cassino, P. C. R.; Lima, A. F.; Racca Filho, F. *Orthezia praelonga* Douglas, 1891 em plantas cítricas no Brasil (Homoptera, Ortheziidae). **Arquivos Universidade Federal Rural, Rio de Janeiro**, v. 14, p. 35-57, 1991.

Carvalho CF, Souza B (2000) Métodos de criação e produção de crisopídeos, in: Bueno, V. H. P. (Eds.) **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. Lavras: Editora UFLA, 196p.

Carvalho CF (2008) Biological aspects and predatory capacity of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) fed on *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae), In: Cross J, Brown M, Fitzgerald J, Fountain M, Yohalem J (Eds) **Proceedings of the 7th International Conference on Integrated Fruit Production**, Avignon, 374-379p.

Carvalho CF, Souza B (2009) Métodos de criação e produção de crisopídeos. In: Bueno, V. H. P. (Org.) **Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade**. 2. ed. Lavras: Editora UFLA, p 77-115.

Carvalho C, Santos CE, Treichel M, Filter C.F (2018) **Anuário brasileiro do café**, 96 p.

Cecafé (2021) Conselho dos Exportadores de Café do Brasil. **Dados estatísticos Exportações Brasileiras 2020**. Disponível em: < <https://www.cecafe.com.br/dados-estatisticos/exportacoes-brasileiras/>>. Acesso em: 30 de jan. 2021.

Chávez CYL (2016) **Efeito dos inibidores de proteases benzamidinas nas respostas bioquímico-fisiológicas de *Coffea arabica* e da cochonilha *Coccus viridis***. 75 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Viçosa.

Charles JG, Froud KJ, van den Brink R, Allan DJ (2009) Mealybugs and the spread of grapevine leafroll-associated virus 3 (GLRaV-3) in a New Zealand vineyard. **Australasian Plant Pathology** 38:576-583.

Corseuil E (1958) **Combate às pragas da fruticultura**. Porto Alegre: Secção de Informações e Propaganda Agrícola.

Costa Lima AM (1953) Família Coccinellidae. In; Costa Lima, A. M. **Insetos do Brasil**. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 8º Tomo, Capítulo 77-Coleopteros, 2ª Parte. p. 283-303. (Serie Didática nº 10).

Costa Lima AM (1942) Homópteros. In: **Insetos do Brasil**. 3. tomo. [Rio de Janeiro]: Escola Nacional de Agronomia, (Série Didática, 4). 327f. Disponível em: <<http://www.ufrrj.br/institutos/ib/ento/tomo03.pdf>>. Acesso em: 10 out. 2017.

Costa VA, Dalmolin A (2015) Encyrtidae. In. **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. PNUD. Disponível em: <http://fauna.jbrj.gov.br>. Acesso em: 02 jul. 2020.

CONAB (2021) **Acompanhamento da safra brasileira: café**. Brasília: CONAB, 48. (CONAB. Documento Nº 3).

Coutinho DC (2010) **Fatores determinantes do ataque de *Coccus viridis* ao cafeeiro**. 38 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Viçosa.

Compere H (1939) Mealybugs and their insect enemies in South America. **University of California Publications in Entomology** 7:57-74.

Cox JM, Freeston AC (1985) Identification of mealybugs of the genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae) occurring on cacao throughout the world. **Journal of Natural History** 19:719-728.

Culik MP, Martins DS, Ventura JA, Wolff VF, (2008) Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Journal of Insect Science** 8:1-6. Doi: 10.1673/031.008.1701

Culik MP, Martins DS, Ventura JA (2011) New distribution and host records of chalcidoid parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in Espírito Santo, Brazil. **Biocontrol Science and Technology** 21:877-881.
DOI: 10.1080/09583157.2011.588319

Culik MP, Ventura JA (2012) A new species of cecidomyiid (Diptera, Cecidomyiidae) predator associated with scale insect (Hemiptera, Coccoidea) pests of coffee. **Journal of the Entomological Research Society** 14:9-13.

Culik MP, Ventura JA (2013a) A new species of cecidomyiid (Diptera, Cecidomyiidae) predator of scale insect (Hemiptera, Coccoidea) pests of pineapple. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica** 48:129-134.

Culik MP, Ventura JA (2013b) Two New Neotropical Species of Midge (Diptera: Cecidomyiidae) Predators of Scale Insects (Hemiptera: Coccoidea). **Journal of the Entomological Research Society** 15: 103-111.

Cruz MA (2018) **Inimigos naturais de cochonilhas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) associadas a plantas de importância econômica no estado de São Paulo**. 129 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Entomologia Agrícola) - Unesp, Jaboticabal.

Daane KM, Almeida RPP, Bell VA, Botton M, Fallahzadeh M, Mani M (2012) Biology and management of mealybugs in vineyards. In: Bostanian NJ, Isaacs R, Vincent C, editors. **Arthropod Management in Vineyards**. Netherlands: Springer; p. 271-308.

D'Ávila VA (2012) **Aceitação de polens de Apiaceae por *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae) e efeito de diferentes dietas na sua biologia**. 85 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, Rio de Janeiro.

De Bortoli SA, Benvença SR, Gravena S, Miranda JE (2001) Biologia de *Pentilia egea* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) e predação sobre *Chrysomphalus ficus* Ashmead (Homoptera: Diaspididae). **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas** 27:337-343.

De Santis L (1980) **Catálogo de los himenopteros brasileños de la serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea**. Curitiba: Editora da Universidade Federal do Paraná. p.395.

Fandi BB, Suroshe, SS (2015) The invasive mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley, a threat to tropical and subtropical agricultural and horticultural production systems: A review. **Crop Protect** 69:34-43.

Fatobene BJR (2010) **Interação entre a cochonilha-da-raiz, *Dysmicoccus texensis* (Tinsley), e clones de *Coffea canephora* Pierre resistentes a nematóides do gênero *Meloidogyne***. 70 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) - IAC, Campinas.

Fazuoli LC (1986) Genética e melhoramento do cafeeiro. In: Rena, A. B.; Malavolta, E.; Rocha, M. (Ed.) **Cultura do cafeeiro: fatores que afetam a produtividade do cafeeiro**. Piracicaba, Potafós, 87-113p.

Fernandes FL, Picanço MC, Fernandes ME, Galdino TV, Tomaz AC (2009) Perdas causadas por *Coccus viridis* (Hemiptera: Coccidae) em mudas de *Coffea arabica* L. **EntomoBrasilis** 2:49-53.

Fernandes LG (2013) **Diversidade de inimigos naturais de pragas do cafeeiro em diferentes sistemas de cultivo**. 192 f. Tese (Doutorado em Entomologia) - UFLA, Lavras.

Fornazier MJ (2016) **Bioecologia, dano e controle de *Planococcus Citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) em *Coffea Canephora* Pierre Ex Froehner (Rubiaceae)**. 91 f. Tese (Doutorado em Entomologia) - UFV, Viçosa.

Fornazier MJ, Martins DS, Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira P SF, Zanuncio JC (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with arabica coffee and geographical distribution in the neotropical region. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 89:3083-3092.

Flanders SE, Bartlett BR, Fisher TW (1961) *Coccophagus basalis* (Hymenoptera: Aphelinidae): Its Introduction into California with Studies of Its Biology. **Annals of the Entomological Society of America** 54:227-236.

Freitas S (2002) O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas. In: Parra JR P, Botelho PSM, Corrêa-Ferreira BS, Bento JMS (Eds.), **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, p. 209-224.

Gauld ID, Bolton B (1996) **The Hymenoptera**. Reprinted and revised. Oxford, UK: Oxford University Press, 332p.

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2016) ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics. **Database, J. Biol. Databases Curation**. 2016: 1-5. <http://scalenet.info>.

Gibson GAP, Huber JT, Wooley JB (1997) **Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)**. Ottawa: NRC Research Press. 794p.

Gonçalves CR (1963) Procedimento da *Orthezia praelonga* na Baixada Fluminense e seu combate racional. **Boletim do Campo** 19: 12-15.

Gonçalves-Gervásio RC, Santa-Cecília LVC (2001) Consumo alimentar de *Chrysoperla externa* sobre as diferentes fases de desenvolvimento de *Dysmicoccus brevipes*, em laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 36:387-391.

González G (2012) **Los Coccinellidae de Brasil**. Disponível em: <<https://www.coccinellidae.cl/paginasWebBra/Paginas/InicioBra.php>>. Acesso em: 08. jan. 2021.

Granara De Willink MC (2009) *Dysmicoccus* de la región neotropical (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 68:11-95.

Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira PS (2010) Las Especies de *Coccus* que afectan *Coffea arabica* en Brasil (Coccoidea: Coccidae) y redescription de dos especies. **Neotropical Entomology** 39:391-399.

Grazia J, Cavichioli RR, Wolff VRS, Fernandes JAM, Takiya D (2012). Hemíptera. In: Rarapel, J. A.; Melo, G. A. R.; Carvalho, C. J. B. De; Casari, S. A.; Constantino, R. (Ed). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Holos, p. 347-405.

Gravena S, Fernandes OA (1990) Citros: Inimigos naturais no manejo de pragas. **Correio Agrícola** 2:6-7.

Gravena S (2005) **Manual prático de manejo ecológico de pragas dos citros**. Gravena, Jaboticabal, São Paulo.372p.

Greathead DJ (1986) Parasitoids in classical biological control. In: Waage J.; Greathead D. (Eds.). **Insect parasitoids**: Academic Press, London. p. 289-318.

Guimarães JH, Tucci EC, Gomes JPC (1992) Dermaptera (Insecta) associados a aviários industriais no estado de São Paulo e sua importância como agentes de controle biológico de pragas avícolas. **Revista Brasileira de Entomologia** 36:527-534.

Harris (1997) Cecidomyiidae and other Diptera In: Ben-Dov Y, Hodgson CJ (Eds.) **World crop pests soft scale insects- their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier 7: 61-68.

Herting B (1972) **Homoptera Catalogue of Parasites and Predators of Terrestrial Arthropods**. Host or Prey/Enemy. Common wealth Agricultural Bureaux, Slough, England, 1127p.

Hodek I, Honel A (2009) Scale insects, mealybugs, whiteflies na psyllids (Hemiptera: Sternorrhyncha) as prey of ladybirds. **Biological Control** 51:232- 243.

Jácome MGO, Mantovani JR, Silva ABDA, Rezende TT, Landgraf PRC (2020) Soil attributes and coffee yield in an agroforestry system. **Coffee Science** 15:1-9.

Klostermeyer EC (1942) The life history and habits of the ring-legged earwig, *Euborellia annulipes* Lucas. **Journal of the Kansas Entomological Society** 15:13-18.

Kocarek P, Dvorak I, kirstova M (2015) *Euborellia annulipes* (Dermaptera: Anisolabididae), a new alien earwing in Central European greenhouses: potential pest or beneficial inhabitant. **Applied Entomology and Zoology** 50:201-206.

Lampson LJ, Morse JG (1992) A study of black scale, *Saissetia oleae* (Hom: Coccidae) parasitoids (Hym: Chalcidoidea) in southern California. **Entomophaga** 37:373-390.

LaSalle J, Huang DW (1994) Two new Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of economic importance from China. **Bulletin of Entomological Research** 84:51-56.

LaSalle J, Schauff ME, Hansson C (2006) Familia Eulophidae. In: Hanson, PE, and Gauld, ID. (2006). Hymenoptera de la region neotropical. **American Entomological Institute** 77:356-373.

Mani M (1995) Comparative development, progeny production and sex ratio of the exotic parasitoid *Leptomastix dactylopii* howard (Hymen: Encyrtidae) on *Planococcus lilacinus* and *P. citri* (Homop: Pseudococcidae). **Entomon** 20:23-26.

Mani MA, Shivaraju C (2011) Biological suppression of major mealybugs species on horticultural crops in India. **Journal Horticultural Science** 6: 85-100.

Mani M, Shivaraju C (2016) Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops. New Delhi: Springer, 647p. Doi.org/10.1007/978-81-322-2677-2
Matos, KFS, Braga, MJ (2020) Direcionadores da produção de café orgânico no Brasil. **Revista de Política Agrícola** 29: 21.

Martins C C, Machado RJP (2017) Chrysopidae in: **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. PNUD. Disponível em <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/644>>. Acesso em: 19 dez.2017.

Martinelli NM, Peronti ALBG, Cruz MA, Siqueira MA, Monteiro GA, Alexandrino JG, Martins CC (2017) Inimigos naturais associados a cochonilhas na região Sudeste do Brasil, In: Castilho RC, Barilli DR, Truzzi CC (Eds.) **Tópicos em Entomologia Agrícola X**, Jaboticabal, SP: Multipress 259 p.

Matiello JB, Santinato R, Almeida SR, Garcia AWR (2020). **Cultura de café no Brasil: manual de recomendações**. Fundação procafé. ISBN: 9788566870978. 716p.

MAPA 2019. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Café no Brasil. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/politica-agricola/cafe/cafeicultura-brasileira>>. Acesso em: 17 de set. 2019.

Mckenzie HL (1967) **Mealybugs of California**: with taxonomy, biology, and control of North American species (Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae). Berkeley: **University of California Press**. 526p.

Miller DR, Davidson JA (2005) **Armored scale insect pests: of trees and shrubs**. Ithaca, NY: Cornell Univ. Press, 2005. 442p.

Moral RA, Demétrio CGB, Hinde J, Godoy WAC, Fernandes FS (2017) Parasitism-mediated prey selectivity in laboratory conditions and implications for biological control. **Basic and Applied Ecology** 19:67-75.

Murakami Y, Abe N, Cosenza GW (1984) Parasitoids of scale insects and aphids on citrus in the: Cerrados region of Brazil (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Applied Entomology and Zoology** 19:237-244.

Murúa MG, Fidalgo P (2006) Listado preliminar de los enemigos naturales de *Saissetia oleae* (Homoptera: Coccidae) en olivares de la provincia de La Rioja, Argentina. **Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas** 27:447-454.

Myartseva SN (2006) Review of Mexican species of *Coccophagus* Westwood, with a key and description of new species (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). **Zoosystematica Rossica** 15:113-130.

Nakano O (1972) **Estudo da cochonilha-da-raiz do cafeeiro *Dysmicoccus texensis* (Hempel, 1918)**. 128 f. Tese (Livre Docência em Entomologia) – Esalq, Piracicaba.

Noyes JS (2019) **Universal Chalcidoidea Database**. <http://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/> Acessado em: 30 jan. 2019.

Noyes JS, Hayat M (1994) **Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae)**. CAB International, Oxon, UK, p. 560.

Noyes JS, Woolley JB, Zolnerowich G (1997) Encyrtidae. In: Gibson, G. A.P., Huber J. T., Woolley, J. B. **Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)**. NRC Research Press, Ottawa, Canada, p.170-320.

Noyes JS (2000) Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea), 1. The subfamily Tetracneminae, parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, 62:95-97.

Noyes JS (1980) A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology** 41: 107-253.

Nunes GS, (2017) **Aspectos biológicos, predação e resposta funcional de *Euborellia annulipes* (Lucas) (Dermaptera: Anisolabididae) tendo *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) como presa**. 84f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - UFPB, Areia.

Olkowski W, Shang A, Thiers P (1990) Improved biocontrol techniques with lady beetles. **IPM-Practitioner**, 12:1-12.

Oliveira NC, Wilcken CF, Matos CAO (2004) Ciclo biológico e reprodução de três espécies de coccinelídeos (Coleoptera: Coccinellidae) sobre o pulgão-gigante-do-pinus *Cinara atlântica* (Wilson) (Homoptera: Aphididae). **Revista Brasileira de Entomologia** 48:529-533.

OIC 2021: International Coffee Organization. **Coffee production by exporting countries**. Disponível em: < <http://www.ico.org/prices/po-production.pdf>>. Acesso em: 08 de fev. 2021.

Oswald JD (2015) **Neuropterida Species of the World**. Texas. Disponível em <<http://lacewing.tamu.edu/SpeciesCatalog/Main>>. Acesso em: 21 jan. 2019.

Paulo HH (2017) **Efeitos de extratos de fumo e nim sobre *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) e *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae)**. 77f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada) - UFRRJ, Seropédica.

Peck O (1963) A catalogue of the Nearctic Chalcidoidea (Insecta; Hymenoptera). **Canadian Entomologist** 30:141p.

Peronti ALBG (2004) **Sistemática das espécies de *Ceroplastinae* Atkison, 1886 (Hemiptera: Coccoidea) que ocorrem no estado de São Paulo, Brasil e inventariação de seus parasitoides**. 187 f. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) - UFSCAR, São Carlos.

Pinto Neto JN, Alvarenga MIN, Corrêa MDP, Oliveira CCD (2014) Efeito das variáveis ambientais na produção de café em um sistema agroflorestal. **Coffee Science** 9:187-195.

Ponsonby DJ, Copland MJW (1997) Coccinellidae and other coleóptera. 2 Predators: In: Ben-Dov, Y.; Hodgson, C. J. (Ed.). **World crop pests - soft scale insects, their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 7:29-60.

Prado E, Alvarenga TM, Santa-Cecília LVC (2015) Parasitoids associated with the black scale *Saissetia oleae* (Olivier) (Hemiptera: Coccidae) in olive trees in Minas Gerais State, Brazil. **Acta Scientiarum Agronomy** 37:411-416.

Prates HS, Pinto WSB (1989) Controle da cochonilha *Orthezia praelonga* (Douglas, 1891) (Homoptera: Ortheziidae) em citros. In: Anais do XII Congresso Brasileiro de Entomologia. **Anais...** Belo Horizonte, p.323.

Prinsloo GL, Annecke DP (1979) A key to the genera of Encyrtidae from the Ethiopian region with descriptions of three new genera (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Journal of the Entomological Society of Southern Africa** 42:349-382.

Ramalho FS, Wanderley PA (1996) Ecology and management of the boll weevil in South American cotton. **American Entomologist** 42:41-47.

Ramos ASJC (2015) **Diversidade de cochonilhas e parasitoides associados a fruteiras tropicais na ilha de São Luís, Maranhão, Brasil**. 83 f. Dissertação (Mestrado em Agroecologia) – UEMA, São Luís.

Reis PR, Souza JC, Santa-Cecilia LVC, Silva RA, Zacarias MS (2010) Manejo integrado de pragas do cafeeiro. In: Reis, P. R.; Cunha, R. L. (Ed.). **Café arábica: do plantio a colheita**. Lavras, MG: Epamig. 573-688.

Rosen D, De Bach P (1990) **Ectoparasites**. Armored scale insects, 4: p.99-120.

Rosado JF, Bacci L, Martins JC, Silva GA, Gontijo LM, Picanço MC (2014) Natural biological control of green scale (Hemiptera: Coccidae): a field life-table study, **Biocontrol Science and Technology** 24:190-202 Doi: 10.1080/09583157.2013.855165

Rung A, Scheffer SJ, Evans G, Miller DR (2008) Molecular identification of two closely related species of mealybugs of the genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae). **Annals of The Entomological Society of America** 101: 525-532.

Sarmiento RA, Pallini A, Venzon M, Souza OF, Molina-Rugama AJ, Oliveira CL (2007) Functional response of the predator *Eriops connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) to diferente prey types. **Brazilian Archives of Biology and Technology** 50: 121-126.

Santa-Cecília LV, Souza JC, Reis PR (2000) **Novas constatações da cochonilha-da-raiz *Dysmicoccus texensis* em lavouras de café no Sul de Minas, em Minas Gerais**. Lavras: EPAMIG, 2p. (Circular Técnica, 130).

Santa-Cecília LV, Reis PR, Souza JC (2002) Sobre a nomenclatura das espécies de cochonilhas-farinhas do cafeeiro nos Estados de Minas Gerais e Espírito Santo. **Neotropical Entomology** 31:333-334.

Santa-Cecília LVC, Souza BC, Prado E, Junior AM, Fornazier MJ, Carvalho GA (2007) **Cochonilhas-farinhentas em cafeeiros: Bioecologia, danos e métodos de controle.** Belo Horizonte: EPAMIG, 48p. (EPAMIG. Boletim Técnico, 79).

Santa-Cecília LVC, Prado E, Oliveira MS (2013) Sobre o condicionamento alimentar na cochonilha-branca, *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Brasileira de Fruticultura** 35:86-92.

Santa-Cecília LVC, Souza B (2014) Cochonilhas-farinhentas de maior ocorrência em cafeeiros no Brasil. **Informe Agropecuário** 35:45-54.

Silva AB, Batista JL, Brito CH (2009) Capacidade predatória de *Euborellia annulipes* (Lucas, 1847) sobre *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797). **Acta Scientiarum: Agronomy** 31:7-11.

Silva AB (2006) **Aspectos Biológicos de *E. annulipes* sobre *S. frugiperda*.** 88 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – UFPB, Areia.

Silva, AB, Batista JL, Brito CH (2010) Capacidade Predatória de *Euborellia annulipes* (Dermaptera: Anisolabididae) sobre *Hyadaphis foeniculi* (Hemiptera: Aphididae). **Revista Caatinga** 23: 21-27.

Silva D'araújo AG, Gonçalves CR, Galvão GM, Gonçalves DM (1968) **Fourth catalog of insects that live in Brazil.** Parte II. Insects, hosts and natural enemies. Rio de Janeiro: Ministério da Cultura, 622p.

Silva NR (2011) **Fatores de mortalidade natural da cochonilha farinhenta *Planococcus citri* no cafeeiro.** 37 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - UFV, Viçosa.

Siqueira MA (2018) **Himenópteros parasitoides de Pseudococcídeos (Hemiptera: Coccoomorpha) no estado de São Paulo.** 101 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Entomologia Agrícola) - Unesp, Jaboticabal.

Souza B, Carvalho CF (2002) Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in Southern Brazil. **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae** 48:301-310.

Souza JC, Reis PR, Ribeiro JA, Santa-Cecília LVC, Silva RA (2007) Controle químico da cochonilha da raiz, *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900) em cafeeiro. **Coffee Science** 2: 29-37.

Souza GC (2014). **Ecologia de cochonilhas e de parasitoides associados a oliveiras (*Olea europaea* Linnaeus, 1753)**. 85 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia: Entomologia) - UFRGS, Porto Alegre.

Souza GSD, Alves DI, Dan ML, Lima JSDS, Fonseca ALCCD, Araújo JBS, Guimarães LADOP (2017) Soil physico-hydraulic properties under organic conilon coffee intercropped with tree and fruit species. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 52:539-547.

Tavares MT, Santos MEV, Molin A Dal, Peronti ALBG, Souza-Silva CR (2019) Neotropical Species of *Metaphycus* (Hymenoptera, Encyrtidae) Parasitoids of *Ceroplastes* (Hemiptera, Coccidae): New Species, Interaction Records, and a Checklist. **Neotropical Entomology** 48:633-644. Doi: 10.1007/s13744-019-00676-7.

Trindade TD (2011) Nova contribuição sobre distribuição e novos hospedeiros de *Coccus viridis* Green, 1889 (Hemiptera: Coccidae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Entomotropica** 26:147-152.

Vennila SAJ, Deshmukh D, Pinjarkar M, Agarwal W, Ramamurthy S, Joshi H R, Kranthi OM, Bambawalw (2010) Biology of the melaybug, *Phenacoccus solenopsis* on cotton in the laboratory. **Journal Insect Science** 10:1-9.

Vilela EF, Zucchi RA, Cantor F (2000). **Pragas introduzidas no Brasil**. Holos, Ribeirão Preto, São Paulo, Brasil. 327p.

Vranjic JA. Ecology. In: Ben-Dov Y, Hodgson CJ (1997). **World crop pests - soft scale insects**, their biology, natural enemies and control. New York, Amsterdam: Elsevier, 1997. 452p.

Urbaneja A, Marí FG, Tortosa D, Navarro C, Vanaclocha P, Bargues L, Castañera P (2006). Influence of ground predators on the survival of the Mediterranean fruit fly pupae, *Ceratitis capitata*, in Spanish citrus orchards. **BioControl** 51:611-626.

Wyckhuys KAG, Kondo TD, Herrera BV, Miller DR, Naranjo N, Hyman G (2013) Invasion of exotic arthropods in South America biodiversity hotspots and agro-production systems, p. 374–400. *In* Peña J (ed.), **Potential Invasive Pests of Agricultural**. Crops CAB International, Wallingford, England.

Yang MY, Lin Y, Wu N, Fischer T, Saimanee B, Sangtongpraow C, Zhu WC, Chiu & JL, Salle (2014) Two new *Aprostocetus* species (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae), fortuitous parasitoids of invasive eulophid gall inducers (Tetrastichinae) on Eucalyptus and Erythrina. **Zootaxa** 3846:261-272.

CAPÍTULO 2 – Primeira identificação de *Planococcus citri* (Hemiptera: Coccomorpha) por meio da análise molecular coletada em café arábica no Brasil

RESUMO – As cochonilhas *Planococcus citri* (Risso) e *Planococcus minor* (Maskell) são consideradas pragas de importância econômica para as plantas cultivadas no Brasil. Ambas as espécies têm características morfológicas macro e microscópicas semelhantes, sendo estas consideradas espécies crípticas, requerendo uma análise molecular para complementar a correta identificação. O objetivo deste trabalho é identificar em nível de espécie, utilizando caracteres morfológicos e sequências “DNA barcoding” de cochonilhas *Planococcus* obtidas em *Coffea arabica* na região de Alta Mogiana Paulista, no estado de São Paulo, Brasil. Um total de 15 amostras de cochonilhas foram coletadas em plantas de café e laranja e foram identificadas com base nos caracteres morfológicos como sendo *P. citri*/*minor*. Estas foram submetidas ao sequenciamento do DNA do gene mitocondrial Cytocrome c Oxidase I (COI), e após análise, todas as amostras corresponderam a *P. citri* com 99,63-100% de semelhança com as sequências registradas no GenBank. Esta é a primeira identificação de *P. citri* coletada em *C. arabica* e *Citrus sinensis* por meio da análise molecular no Brasil. A correta identificação de *P. citri* contribui para o planejamento do uso das táticas de controle no manejo integrado da praga.

Palavras-chave: Cochonilhas, DNA barcoding, espécies crípticas, pragas, *Coffea arabica*

CHAPTER 2 – First identification of *Planococcus citri* (Hemiptera: Coccoomorpha) through molecular analysis collected on arabica coffee in Brazil

ABSTRACT – The mealybugs *Planococcus citri* (Risso) and *Planococcus minor* (Maskell) are considered pest of economic importance for cultivated plants in Brazil. Both species have similar macro and microscopic morphological characters, thus with taxonomic circumscriptions, these being considered cryptic species, requiring molecular analysis to complement the correct identification. The objective of this work is to identify at the species level, using morphological characters and “DNA barcoding” sequences of *Planococcus* mealybugs of *Coffea arabica* from Alta Mogiana Paulista region, in the state of São Paulo, Brasil. A total of 15 mealybugs samples were collected in coffee and orange plants and were identified based on the morphological characters as being *P. citri/minor*. These were subjected to DNA sequencing of the mitochondrial Cytochrome c Oxidase I (COI) gene, and after analysis, all samples corresponded to *P. citri* with 99.63-100% similarity with the sequences recorded on GenBank. This is the first identification of *P. citri* collected on *Coffea arabica* and *Citrus sinensis* by molecular analysis in Brazil. The correct identification of *P. citri* contributes to the planning of the use of control tactics in the integrated management of the pest.

Keywords: Mealybugs, DNA barcoding, cryptic species, pest, *Coffea arabica*

1. Introdução

O gênero *Planococcus* (Hemiptera: Coccoomorpha) inclui 49 espécies descritas, sendo a maioria originária das regiões Oriental e Etiópica (García Morales et al., 2016). Destas, nove foram associadas à *Coffea* sp. (Rubiaceae). No Brasil, sobre *Coffea arabica* L. e *Coffea canephora* L., foram registradas *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Planococcus halli* (Ezzat & McConnell, 1956), e *Planococcus minor* (Maskell, 1897) (Santa-Cecilia e Souza 2014; Fornazier et al., 2017).

Planococcus citri, originária da Ásia, e *P. minor*, com origem desconhecida, estão entre as poucas espécies do gênero consideradas polípagas e cosmopolitas (Wyckhuys et al., 2013). Ambas as espécies foram registradas sobre espécies de plantas hospedeiras de aproximadamente 200 gêneros, distribuídas em 91 e 73 famílias; e em 162 e 64 países, respectivamente (García Morales et al., 2016). *Planococcus halli* encontra-se restrita principalmente a alguns países das regiões Afrotropical e Neotropical, com 9 famílias em 11 gêneros de plantas hospedeiras (García Morales et al., 2016).

No Brasil, *P. citri* foi registrada sobre as raízes de plantas de café pela primeira vez em 1927, no município de Bananeiras, no estado da Paraíba, e atualmente encontra-se amplamente distribuída, de Norte a Sul do país. *Planococcus minor* foi registrada nos estados do Amazonas, Paraíba, Pernambuco, Rondônia e Espírito Santo; *P. halli* foi relatada sobre raiz de *C. arabica* e *C. canephora* no Espírito Santo (Santa-Cecília et al., 2002; Culik et al., 2006; García Morales et al., 2016). A localidade e ano de primeiro registro de *P. halli* e *P. minor* no Brasil é incerta, mas na América do Sul foi em 1989 e 1991, respectivamente (Wyckhuys et al., 2013).

As espécies de *Planococcus*, assim como a maioria dos pseudococcídeos, são de difícil controle, principalmente devido ao corpo ser revestido por uma secreção cerosa, e ao hábito de se fixarem em locais protegidos nas plantas, dificultando a ação dos inseticidas (Santa-Cecilia et al., 2014). Em plantas de café, estes insetos ocorrem associados principalmente aos frutos, nas rosetas; e, em altas infestações podem

ocasionar a seca e queda dos botões florais e frutos, devido à sucção da seiva (Fornazier et al., 2017).

No estado de São Paulo, a produção de cafés especiais encontra-se atualmente concentrada sobretudo na região da Alta Mogiana Paulista, sendo a maior parte dos grãos produzidos exportados para América do Norte, Europa e Ásia (Bsca, 2020; Cecafé, 2020). Embora tenha registro de *P. citri* associado à *Coffea* sp., neste estado, no município de Campinas, não há estudos que indiquem os possíveis prejuízos causados por esta espécie na região cafeeira (Santa-Cecília et al., 2014).

Planococcus citri foi relatada como dominante na infestação de flores e frutos das rosetas de *C. canephora* em várias regiões do estado do Espírito Santo, com danos entre 60-100% na produtividade, com prejuízos anuais superiores a US\$ 10 milhões (Santa-Cecília et al., 2007). Entretanto, amostras de *Planococcus* coletadas sobre rosetas de café, no município de Castelo, Espírito Santo, foram posteriormente identificadas por especialistas, através de caracteres morfológicos microscópicos, como *P. minor*, indicando que uma das espécies, ou ambas, estariam associadas às plantas de café na região (Santa-Cecília et al., 2002; Fornazier 2016; Fornazier et al., 2017).

Planococcus citri e *P. minor* possuem pelo menos 18 plantas hospedeiras comuns no Brasil, além de *Coffea* sp., estas infestam citros, cacau, uvas entre outras (Tabela 1). Devido às semelhanças macro e microscópicas entre estas espécies, algumas plantas hospedeiras podem ter sido atribuídas erroneamente às mesmas.

Tabela 1. Métodos de identificação de *Planococcus citri/minor* em plantas de importância econômica nos estados do Brasil.

Plantas Hospedeiras	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)		
	UF	Referências	Identificação
^F <i>Citrus</i> sp. (Rutaceae)	ES	Silva D'aráújo et al. 1968; Culik., et al. 2007;	Morfológica
^{I,R,C,L} <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	ES	Culik et al. 2007;	Morfológica
^I <i>C. arabica</i> L. (Rubiaceae)	ES	Santa-Cecília and Souza, 2014	Morfológica
^R <i>Leea rubra</i> L. (Vitaceae)	ES	Culik et al. 2007;	Morfológica
^R <i>Lepidium virginicum</i> L. (Brassicaceae)	ES	Culik et al. 2007;	Morfológica
<i>Rosa</i> sp. (Rosaceae)	CE	Silva D'aráújo et al. 1968; Paula, 2017;	Morfológica

Tabela 1. Continuação

^{F,L} <i>Citrus</i> sp. (Rutaceae)	MG	Silva D'aráujo et al. 1968; Souza et al. 2012; Santa-Cecilia et al. 2013;	Morfológica
^{R, L,I} <i>Coffea arabica</i> L. (Rubiaceae)	MG	Souza et al. 2008; Souza et al. 2012; Santa-Cecília and Souza, 2014;	Morfológica
^{L,I} <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	MG	Santa Cecilia and Souza, 2002; Santa-Cecilia et al. 2013;	Morfológica
^{L,I} <i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	MG	Malausa et al. 2011;	Análise Molecular
^{F,L} <i>Theobroma cacao</i> L. (Malvaceae)	MG	Santa-Cecilia et al. 2013; Souza et al. 2012, 2018;	Morfológica
^{F,C} <i>Rosa</i> sp. (Rosaceae)	MG	Paula, 2017;	Morfológica
^{L,C,F} <i>Vitis</i> sp. (Vitaceae)	PR	Morandi Filho et al. 2008, 2015;	Morfológica
^{L,C,F} <i>Vitis</i> sp. (Vitaceae)	PR	Pacheco da Silva et al. 2014, 2017;	Análise Molecular
^{I,F} <i>Coffea</i> sp. (Vitaceae)	BA	Santa-Cecilia et al. 2007;	Morfológica
^R <i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	PB	Pickel, 1927; Costa-Lima, 1930, 1936;	Morfológica
^F <i>Annona squamosa</i> L. (Annonaceae)	PE	Lopes, 2016; Pacheco da Silva et al. 2019;	Análise Molecular
^R <i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	PE	Costa-Lima 1930;	Morfológica
^F <i>Diospyros kaki</i> L. (Ebenaceae)	PE	Sá 2018;	Morfológica
^I <i>Pyrus</i> sp. (Rosaceae)	PE	Sá 2018;	Morfológica
^{L,C,F} <i>Vitis vinífera</i> (Vitaceae)	PE	Lopes, 2016; Pacheco da Silva et al. 2014;	Análise Molecular
<i>Bidens pilosa</i> L. (Asteraceae)	RS	Pacheco da Silva et al. 2014;	Análise Molecular
^F <i>Diospyros kaki</i> L. (Ebenaceae)	RS	Morandi Filho et al. 2015; Pacheco da Silva et al. 2017;	Análise Molecular
^{F,C} <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	RO	Costa et al. 2009;	Morfológica
^{R,C,F} <i>Vitis</i> sp. (Vitaceae)	RS	Pacheco da Silva et al. 2014, 2017;	Análise Molecular
^F <i>Citrus</i> sp. (Rutaceae)	RJ	Costa Lima, 1930, 1936;	Morfológica
^{F,C,L} <i>Citrus</i> sp. (Rutaceae)	SP	Gravena 2003; 2005; Santa-Cecília and Souza, 2014; Almeida et al. 2018;	Morfológica
^{F,C} <i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	SP	Santa-Cecília and Souza, 2014;	Morfológica
<i>Planococcus minor</i> (Maskell, 1897)			
^R <i>Bidens pilosa</i> L. (Asteraceae)	ES	Culik et al. 2006; Santa-Cecília and Souza, 2014;	Morfológica
^R <i>Bidens pilosa</i> L. (Asteraceae)	ES	Rung, et al. 2008;	Análise Molecular
^I <i>Coffea</i> sp. (Rubiaceae)	ES	Culik et al. 2006; Santa-Cecília and Souza, 2014;	Morfológica
^I <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	ES	Culik et al. 2006; Santa-Cecília and Souza, 2014;	Morfológica
^{L,I} <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	RO	Rondelli et al. 2018;	Morfológica
^{L,I} <i>Coffea arabica</i> L. (Rubiaceae)	MG	Santa-Cecília and Souza, 2014; Costa et al. 2016;	Morfológica
^{L,I} <i>Coffea canephora</i> L. (Rubiaceae)	MG	Santa-Cecília and Souza, 2014; Costa	Morfológica

Tabela 1. Continuação

(Rubiaceae)				et al. 2016;	
^{L, F} <i>Theobroma cacao</i>	L.	MG		Malaussa et al. 2011;	Morfológica e Análise Molecular
(Malvaceae)					
^{L, I, C} <i>Gossypium</i>	sp.	PB		Bastos et al. 2007;	Morfológica
(Malvaceae)					
^F <i>Annona squamosa</i>	L.	PE		Pacheco da Silva et al. 2019;	Análise Molecular
(Annonaceae).					
^F <i>Annona muricata</i>	L.	PE		Pacheco da Silva et al. 2019;	Análise Molecular
(Annonaceae)					
^F <i>Diospyros kaki</i>	L.	PE		Sá 2018;	Morfológica
(Ebenaceae)					
^{L, C, F} <i>Vitis</i> sp. . (Vitaceae)		RS		Morandi Filho et al. 2015;	Morfológica

Legenda: R- raiz; I- Inflorescência; F- Frutos; C- Caule; L- Folhas.

Para a separação de *P. citri* e *P. minor*, com base nos caracteres morfológicos microscópicos, Cox e Freestone (1985) elaboraram uma chave de identificação que inclui pontuações máximas e mínimas relacionadas a seis caracteres morfológicos das fêmeas adultas. Porém, Rung et al. (2008) utilizando técnicas moleculares para o mesmo propósito, verificaram que a chave de Cox e Freestone possibilita a identificação da espécie *P. minor*, mas não de *P. citri*. Portanto, por serem consideradas espécies crípticas, análises complementares, como o sequenciamento do DNA, para a identificação correta da espécie, torna-se necessária.

Vários marcadores moleculares têm sido utilizados na identificação de espécies intimamente relacionadas, sendo regiões do gene mitocondrial Citocromo c Oxidase subunidade I (COI) um dos mais frequentes e eficientes, com polimorfismos entre as regiões analisadas (Beuning et al., 1999; Gullan 2003; Rung et al., 2008, 2009; Park et al., 2010; Malausa et al., 2011; Deng et al., 2012; Wang et al., 2015; Wu et al., 2015; Ren et al., 2017). Para diferenciação de várias espécies de *Planococcus*, Demontis et al. (2007) utilizaram o gene COI e o método de RAPD (Random amplified polymorphic DNA-PCR), demonstrando ser eficiente e confiável para a identificação de machos e fêmeas de *Planococcus ficus* (Signoret, 1875) e *P. citri*, coletadas sobre citros e vinhedos de diferentes regiões geográficas na Itália. Rung et al. (2008) utilizando o gene COI com o emprego dos primers C1-J-2183 e TL2-N-3014, confirmaram ser eficientes na separação dos espécimes de *P. citri* de *P. minor*. Malausa et al. (2011) avaliando um conjunto de marcadores para a caracterização genética e identificação de

um complexo de táxons de Pseudococcidae, constatou que o gene COI é eficiente para separar os táxons intimamente relacionados.

No Brasil, os registros das cochonilhas das espécies *P. citri* e *P. minor* associadas ao café arábica, provenientes dos estados da Paraíba, Rondônia, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais e São Paulo, foram identificadas exclusivamente por meio das características morfológicas.

Entretanto, em estudos recentes, amostras de *P. citri* provenientes de outras frutíferas têm sido identificadas através de análise molecular (Tabela 1). Pacheco da Silva et al. (2014, 2019), usando o gene COI (a partir do *primer* COI-28S-D2), e o protocolo proposto por Malausa et al. (2011), obtiveram resultado positivo para este pseudococcídeo, proveniente de folhas e frutos de uvas, caqui e fruta do conde nos estados de Pernambuco e Paraná. Utilizando o mesmo marcador molecular, Pacheco da Silva et al. (2016) identificou *P. citri* sobre frutos de caqui, *Diospyros kaki* Thunb. (Ebenaceae), no estado do Rio Grande do Sul; e, Lopes et al. (2016) estudaram *P. citri* e outras espécies de Pseudococcidae associadas a *Vitis vinifera* L. (Vitaceae), coletadas na região do Submédio do Vale do São Francisco, Brasil (Tabela 1).

O reconhecimento de espécies-praga é fundamental para evitar a disseminação delas para regiões onde são ausentes, bem como para o planejamento de táticas de manejo da espécie praga, através do uso do controle biológico, genético, comportamental e químico. Quando há indício da ocorrência de espécies crípticas infestando uma determinada planta hospedeira em um país, a identificação através da análise molecular é a ferramenta mais eficiente, contribuindo para fiscalização fitossanitária, relacionada principalmente à importação e exportação de produtos agrícolas de origem vegetal. Além disso, a análise molecular propicia a identificação de diferentes estágios (ovo, ninfas e adultos) de desenvolvimento do inseto (Pieterse et al., 2010; Ren et al., 2017).

Na África do Sul, cargas de frutas cítricas destinadas à exportação foram impedidas de entrar nos países importadores com base nas leis de biossegurança, devido à presença de ovos e imaturos de *P. citri*, sendo adotada a partir de então a inspeção fitossanitária através da análise molecular, ao qual, demonstrou ser uma

ferramenta eficiente na identificação, colaborando no processo de fiscalização (Pieterse et al., 2010).

No Brasil, em relação ao controle químico das espécies de *Planococcus* para a cultura do café arábica e conilon, existe apenas o registro para *P. minor* (Agrofit, 2020), sendo que nenhuma identificação com base em análise molecular, que realmente comprove a presença dessa espécie nessa cultura, no país, foi atestada até o momento.

Deste modo, o objetivo do trabalho foi determinar a espécie de *Planococcus* através da análise molecular, por meio do “DNA Barcoding”, associada a *C. arabica* na região cafeeira da Alta Mogiana Paulista, no estado de São Paulo, Brasil.

2. Material e Métodos

2.1. Coleta, montagem e identificação das cochonilhas

Foram obtidas 15 amostras de cochonilhas do gênero *Planococcus* infestando plantas cultivadas no estado de São Paulo, Brasil, sendo 13 coletadas sobre o caule, folhas, rosetas das flores e frutos de *C. arabica*, em quatro municípios da região cafeeira da Alta Mogiana Paulista; uma amostra sobre as flores e frutos de café arábica, e uma sobre folhas, flores e frutos de laranja (*Citrus sinensis* L.), no município de Jaboticabal, entre junho de 2018 e dezembro de 2019 (**Tabela 2**).

Tabela 2. Amostras de *Planococcus citri* (Risso, 1813) identificadas através do sequenciamento do gene mitocondrial COI, coletadas sobre plantas de *Coffea arabica* L. nos municípios da região da Alta Mogiana Paulista, e sobre *Citrus sinensis* L. em Jaboticabal, entre 2018-2019, no estado de São Paulo, Brasil.

Número de Acesso GenBank	Cidade	Estrutura da planta café/laranja	Similaridade (%)	Registro	Referência
MT209885	Ribeirão Corrente	Roseta nos frutos	100	EU250568.1	Rung et al. 2008

Tabela 2. Continuação

MT209894	Ribeirão Corrente	Roseta nos frutos	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209895	Ribeirão Corrente	Caule/frutos	99,78	LC121493.1	Tabata et al., 2016
MT209898	Ribeirão Corrente	Frutos	99,78	JF905461.1	Hosseini and Hajizadeh, 2011
MT209886	Ribeirão Corrente	Roseta nas flores	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209899	Ribeirão Corrente	Caule	99,83	LC121493.1	Tabata et al., 2016
MT209887	Franca	Roseta nos frutos	100	JF905461.1	Hosseini and Hajizadeh, 2011
MT209888	Franca	Roseta nos frutos	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209889	Nuporanga	Caule/Folhas	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209890	Buritizal	Caule	99,64	MF952472.1	Daane et al., 2018
MT209896	Buritizal	Caule/Frutos	99,63	MF952472.1	Daane et al., 2018
MT209897	Buritizal	Roseta	100	JF905461.1	Hosseini and Hajizadeh, 2011
MT209893	Jaboticabal	Flores e Frutos <i>Citrus sinensis</i>	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209892	Ribeirão Corrente	Caule	100	EU250568.1	Rung et al. 2008
MT209891	Jaboticabal	Caule/Folhas	100	JF905461.1	Hosseini and Hajizadeh, 2011

No laboratório, as cochonilhas adultas de cada amostra foram armazenadas: uma parte foi fixada em 75% de etanol para identificação morfológica, e a outra parte foi armazenada em 100% de etanol para extração de DNA a -20 °C. Para identificação morfológica, quatro cochonilhas para cada amostra estudada, foram montadas em lâminas permanentes seguindo a metodologia descrita por Granara de Willink (1990).

A identificação morfológica destes exemplares foi realizada de acordo com a chave dicotômica proposta por Williams e Granara de Willink (1992) e o sistema de pontos referido como "Cox score" usado para separar as espécies *P. citri* de *P. minor* por Cox e Freestone (1985), sendo observado: número de condutos tubulares ventrais, (1) na região central da cabeça, (2) entre o 2° e 3° cerários e (3) e ao redor do cerário 8; (4) número de poros multiloculares atrás da coxa anterior; (5) a razão entre

comprimento da tíbia posterior + tarso vs. comprimento do trocânter + fêmur; e (6) número de fileiras de poros multiloculares na margem posterior do segmento abdominal VI do corpo da fêmea, através do microscópio óptico.

Os vouchers examinados foram depositados na Coleção de Referência de Insetos e Ácaros (CRIA) no Departamento de Ciências da Produção Agrícola, na FCAV/UNESP Campus Jaboticabal.

2.2. Extração do DNA, PCR e Sequenciamento

Para a extração do DNA foram utilizados em média cinco coconilhas de cada amostra (Tabela 2), previamente examinadas através da análise morfológica. O processo seguiu o Protocolo de Sangue e Fluidos Corporais do Kit comercial QIAamp® Blood Mini Kit (QIAGEN, Valencia, CA), com as seguintes adaptações: as amostras extraídas foram inseridas em microtubos de 1,5ml, resfriadas com Nitrogênio líquido e maceradas com o auxílio de pistilos. Imediatamente houve a adição de 20µl proteinase K, e o volume foi completado para 200 µl de solução tampão PBS, seguida por homogeneização e incubação da amostra em banho seco a 55°C por 20 min. Após a adição do tampão AL, a extração seguiu conforme o protocolo e o DNA foi eluído pela adição de 70 µl de tampão AE. As amostras foram quantificadas por espectrofotometria, através do equipamento Nanodrop (ND-1000 V.3.1.2 - Spectrophotometer) e visualizadas por eletroforese em gel de agarose 1%, para verificar a concentração e qualidade.

Produtos da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) foram gerados para o gene mitocondrial utilizando *primers* específicos para amplificar o gene marcador mitocondrial (COI), (amplicon 840 pb), denominados CJ-J-2183 (Jerry) (5'-CAACATTTATTTT-GATTTTTTGGN) (Forward) e 3014-3R (5'-AATGTATGATT-TAAATTAGGTG) (Reverse) (Rung et al., 2008). De cada amostra, a mistura de PCR incluiu 3 µl de DNA genômico (30 ng), 1,0 µl de cada *primer* a 10 µM, 0,4 µl de dNTP 5 mM, 0,6 µl de MgCl₂ 25 mM, 2 µl de tampão de reação 10x e 1 U de polimerase DNA Taq (Invitrogen, EUA) e água ultrapura até o volume final de 25µl.

As amplificações foram realizadas em um termociclador PTC-100 da MJ Research usando as seguintes condições: 4 min de desnaturação inicial a 94 ° C, 40 ciclos de amplificação de 1 min. desnaturação a 94 ° C, 1 min. amplificação a 56 ° C e 1 min. 30 segs. extensão a 72 ° C com um passo final de extensão de 4min. a 72 ° C. Os produtos de PCR foram visualizados em gel de agarose a 1-2% contendo brometo de etídio (0,5 µg. mL⁻¹) e visualizados sob fonte de luz U.V. (transluminador).

O produto de PCR foi purificado usando o QIAquick PCR purification Kits (QIAGEN) de acordo com as instruções do fabricante.

As amostras foram sequenciadas em ambas as direções (sequências *forward* e *reverse*) usando o BigDye Terminator Cycle Sequencing Kit v.3.1 (Life Technologies) e os mesmos *primers* usados na PCR convencional. As sequências das reações foram obtidas a partir de ABI PRISM® 3700 DNA sequencer (Applied Biosystems).

2.3. Análise das sequências e construção da árvore de similaridade

As sequências das fitas obtidas, para todos os espécimes estudados foram editadas com a finalidade de eliminar regiões de baixa qualidade utilizando-se o programa BioEdit 7.01 (Hall, 1999). Posteriormente foi feita a busca por similaridade com as sequências de espécies depositadas no banco de dados nr/nt do GenBank (ncbi.nlm.nih.gov) com auxílio do Blastn (Altschul, 1990). As sequências foram comparadas com os melhores resultados de acordo com critério de identidade e cobertura com os acessos depositados para confirmação da espécie (Tabela 2).

Após a confirmação da identidade das 15 amostras obtidas como sendo *P. citri*, foram acessadas no GenBank outras 78 sequências: 50 *P. citri*, 13 *P. minor*, 1 *P. halli*, 6 *Planococcus ficus* (Signoret, 1875), 3 *Planococcus kraunhiae* (Kuwana, 1902), 1 *Planococcus vovae* (Nasonov, 1909), e 4 *Phenacoccus solenopsis* (Tinsley, 1898) (Tabela 3), para a elaboração da matriz de distância, e uma árvore fenética, visando avaliar as distâncias evolutivas entre elas. Os critérios utilizados para a escolha das sequências no banco de dados foram: homologia em comparação a região sequenciada; e estarem publicadas em artigo científico. Somente para *P. kraunhiae* e

P. solenopsis não foi encontrada a publicação referida do acesso do GenBank. As sequências obtidas de *P. solenopsis* foram usadas como grupo externo.

Tabela 3. Cochonilhas (Hemiptera: Pseudococcidae) com identificação das espécies, e informações de coleta, como localidade da planta hospedeira no país (estado ou município) e número de acesso ao GenBank.

Número de Acesso GenBank	Identificação	Planta hospedeira	País e estado de Origem	Referência Citada
MT209885	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209888	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209887	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209893	<i>P. citri</i>	<i>Citrus sinensis</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209889	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209891	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209886	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209898	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
JF905461	<i>P. citri</i>	Ornamental	Iran: Guilan	Hosseini and Hajizadeh, 2011
MF952472	<i>P. citri</i>	<i>Citrus</i> sp.	USA: Califórnia	Daane et al. 2018
EU250568	<i>P. citri</i>	Não informado	Brasil: Espírito Santo	Rung et al. 2008
MT209892	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209890	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
DQ238221	<i>P. citri</i>	Não informado	África do Sul	Saccaggi et al. 2008
JN120843	<i>P. citri</i>	Videira	USA: Califórnia	Daane et al. 2011
MF952535	<i>P. citri</i>	Videira	USA: Califórnia	Daane et al. 2018
MF952477	<i>P. citri</i>	Videira	Grecia	Daane et al. 2018
MF952478	<i>P. citri</i>	Videira	Grecia	Daane et al. 2018
MT209895	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor

Tabela 3. Continuação

MT209896	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209897	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209899	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
MT209894	<i>P. citri</i>	<i>Coffea arabica</i>	Brasil: São Paulo	Autor
LC121493	<i>P. citri</i>	Não informado	Japão	Tabata et al. 2016
EU267197	<i>P. citri</i>	<i>Citrus</i> sp.	USA: Flórida	Rung et al. 2008
EU267198	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Flórida	Rung et al. 2008
EU250535	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250536	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250547	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250537	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Florida	Rung et al. 2008
EU250538	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250539	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250540	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250541	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250543	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250544	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250545	<i>P. citri</i>	Potato	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250546	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250542	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250559	<i>P. citri</i>	Não informado	Korea do Sul	Rung et al. 2008
EU250561	<i>P. citri</i>	<i>Pipturus</i> sp.	USA: Hawaii	Rung et al. 2009
EU250563	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250564	<i>P. citri</i>	Não informado	West Indies islands	Rung et al. 2008
EU250565	<i>P. citri</i>	<i>Citrus sinensis</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008

Tabela 3. Continuação

EU250560	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250566	<i>P. citri</i>	Não informado	Reino Unido	Rung et al. 2008
EU250562	<i>P. citri</i>	<i>Citrus aurantium</i>	França	Rung et al. 2008
EU250555	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250557	<i>P. citri</i>	Não informado	Korea do Sul	Rung et al. 2008
EU250558	<i>P. citri</i>	<i>Citrus aurantium</i>	França	Rung et al. 2008
EU250553	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250554	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250548	<i>P. citri</i>	Não informado	USA Florida	Rung et al. 2008
EU250569	<i>P. citri</i>	<i>Rumex acetosa</i> L.	Israel	Rung et al. 2008
EU250571	<i>P. citri</i>	<i>Rumex acetosa</i> L.	Israel	Rung et al. 2008
EU250570	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250572	<i>P. citri</i>	Não informado	USA: Hawaii	Rung et al. 2008
EU250549	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250552	<i>P. citri</i>	<i>Citrus paniculatum</i>	USA: Flórida	Rung et al. 2008
EU250567	<i>P. citri</i>	Não informado	Africa do Sul	Rung et al. 2008
EU250551	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250550	<i>P. citri</i>	<i>Radermachera sinica</i>	USA: Califórnia	Rung et al. 2008 Yokogawa and Yahara, 2009
AB439517	<i>P. citri</i>	Não informado	Japão	
EU250521	<i>P. minor</i>	<i>Nephelium lappaceum</i> L.	Vietnã	Rung et al. 2008
EU250522	<i>P. minor</i>	<i>C. paniculatum</i> L. <i>Nephelium</i>	Mapusaga	Rung et al. 2008
EU250524	<i>P. minor</i>	<i>lappaceum</i> L. <i>Nephelium</i>	Vietnã	Rung et al. 2008
EU250525	<i>P. minor</i>	<i>lappaceum</i> L.	Tailândia	Rung et al. 2008
EU250518	<i>P. minor</i>	Não informado	Trinidade e Tobago	Rung et al. 2008
EU250519	<i>P. minor</i>	Não informado	Trinidade e Tobago	Rung et al. 2008

Tabela 3. Continuação

EU250529	<i>P. minor</i>	<i>Morinda citrifolia</i> L.	Austrália: Queensland	Rung et al. 2008
EU250523	<i>P. minor</i>	Abobora	China: Taiwan	Rung et al. 2008
EU250527	<i>P. minor</i>	Cocoa	Trinidade e Tobago	Rung et al. 2008
EU250517	<i>P. minor</i>	Não informado	Trinidade e Tobago	Rung et al. 2008
EU250530	<i>P. minor</i>	<i>Bidens pilosa</i>	Brasil: Espírito Santo	Rung et al. 2008
EU250520	<i>P. minor</i>	<i>C. paniculatum</i> L.	American Mapusa	Rung et al. 2008
LC121494	<i>P. minor</i>	Não informado	Japão	Tabata et al. 2016
KY780495	<i>P. citri</i>	<i>Psidium guajava</i>	Índia: Dharwad	Prathibha et al. 2019
KY780496	<i>P. citri</i>	Abobora	Índia	Prathibha et al. 2019
MF952547	<i>P. ficus</i>	Videira	Argentina: Mendoza	Daane et al. 2018
MF952548	<i>P. ficus</i>	Videira	Argentina: San Rafael	Daane et al. 2018
MF952546	<i>P. ficus</i>	Videira	Argentina: Mendoza	Daane et al. 2018
MF952545	<i>P. ficus</i>	Videira	África do Sul: Stellenbosch	Daane et al. 2018
MF952540	<i>P. ficus</i>	Videira	USA: Bakersfield	Daane et al. 2018
EU250573	<i>P. ficus</i>	Não informado	USA: Califórnia	Rung et al. 2008
EU250574	<i>P. halli</i>	<i>Dioscorea</i> sp.	Nigéria	Rung et al. 2008
JF905463	<i>P. vovae</i>	<i>Cupressus</i> sp.	Iran: Rasht	Hosseini and Hajizadeh, 2011
AB512111	<i>P. kraunhiae</i>	<i>Diospyros kaki</i>	Japão: Shimane	Não publicado
AB512112	<i>P. kraunhiae</i>	<i>Diospyros kaki</i>	Japão: Gifu	Não publicado
AB513657	<i>P. kraunhiae</i>	<i>Diospyros kaki</i>	Japão: Hiroshima	Não publicado
EU267210	<i>P. solenopsis</i>	Não informado	USA: Flórida	Não publicado
EU267211	<i>P. solenopsis</i>	Não informado	USA: Flórida	Não publicado
EU267208	<i>P. solenopsis</i>	Não informado	USA: Flórida	Não publicado
EU267212	<i>P. solenopsis</i>	Não informado	USA: Flórida	Não publicado

Além disso, para as amostras de *P. citri* levou-se em conta uma ampla distribuição geográfica e a diversidade de plantas hospedeiras. As sequências acessadas são provenientes de diversas regiões zoogeográficas: Etiópica (África do Sul); Neotropical (Brasil); Oriental (Coreia do Sul e Japão); Neártica (EUA); Paleártica (França, Grécia, Índia, Irã, Israel, Reino Unido). Entre as plantas hospedeiras identificadas foi coletada *P. citri* sobre *Citrus* sp., *Citrus aurantium* L., e *Citrus sinensis* L. (Rutaceae); *Cucurbita* sp. (Cucurbitaceae), *Clerodendrum paniculatum* L. (Lamiaceae), *Pipturus* sp. (Urticaceae), *Psidium guajava* L. (Myrtaceae), *Radermachera sinica* Hemsl. (Bignoniaceae), *Rumex acetosa* L. (Polygonaceae), *Solanum tuberosum* L. (Solanaceae) e *Vitis* sp. (Vitaceae) (Rung et al., 2008; Daane et al., 2011, 2018; Prathibha et al., 2019).

As sequências de COI foram alinhadas, utilizando os parâmetros padrão no programa MAFFT version 7 (Kato, 2019). A árvore foi obtida, com o emprego do método de Neighbor-Joining (Saitou e Nei, 1987) no programa Mega 7 (Kumar et al., 2016) sendo aplicado o modelo evolutivo de Kimura 2 Parâmetros (K2P) (Kimura, 1980), de acordo com o protocolo estabelecido pelo “DNA Barcoding”.

A consistência dos clados foi avaliada a partir do método de bootstrap com 1000 pseudoréplicas (os valores são mostrados ao lado dos ramos) (Felsenstein, 1985).

O número de substituições de bases entre as sequências é mostrado de acordo com o comprimento dos ramos das árvores geradas. Todas as posições que contêm dados ausentes (GAPs) foram eliminadas. O alinhamento final se constituiu de uma matriz de nucleotídeos de 360 pares de bases. A árvore de distância gerada foi editada usando o programa online iTOL (Letunic e Bork, 2019).

As informações das sequências de nucleotídeos das amostras de *P. citri* coletadas sobre plantas de café e citros foram depositadas sob os números de acesso MT209885-MT209899 no GenBank, conforme consta na Tabela 2.

3. Resultados

3.1. Análise das sequências de DNA

As 15 sequências obtidas a partir dos espécimes estudados apresentaram 100% de similaridade entre si; coincidindo com as sequências de *P. citri* registradas no GenBank. Similaridade de 100% foi obtida com os acessos de amostras provenientes de hospedeiro não determinado coletado no município de Linhares no estado do Espírito Santo, Brasil (Rung et al., 2008), em plantas ornamentais obtida em Guilan, Irã (Hosseini e Hajizadeh, 2011); e entre 99%, 63% e 99,83% foram encontradas para as amostras relativas às seguintes localidades e plantas hospedeiras: província de Guilan, no Irã, sobre plantas ornamentais (Hosseini e Hajizadeh, 2011); no Japão em hospedeiro não determinado (Tabata et al., 2016); na Califórnia, nos EUA, sobre *C. sinensis* (Daane et al., 2018) (Tabelas 2 e 3).

Os valores de divergência apresentados entre os exemplares analisados são demonstrados na matriz na Figura 1 e utilizados para a elaboração da árvore fenética (Figura 2). Entre as espécies de *P. citri* analisadas, 45 não apresentaram divergência. As sequências restantes apresentaram divergência inferior a 2%, sendo: 0,28%, proveniente da França, sobre *C. aurantium* (EU250562); 0,56%, provenientes do Hawaii sobre hospedeiro não informado (EU250572) (Rung et al., 2008), e da Grécia sobre *Vitis sp.* (MF952477, 78) (Daane et al., 2018); e, 1,97% da Índia sobre *P. guajava* (KY780495), e *cucurbitacea* em laboratório (KY780496) (Prathibha et al., 2019).

Entre as espécies do gênero *Planococcus* analisadas, a que apresentou menor divergência em relação à *P. citri* foi *P. minor*, com 2,55% de divergência; e a que apresentou maior divergência foi *P. kraunhiae* com 10,1 % divergência.

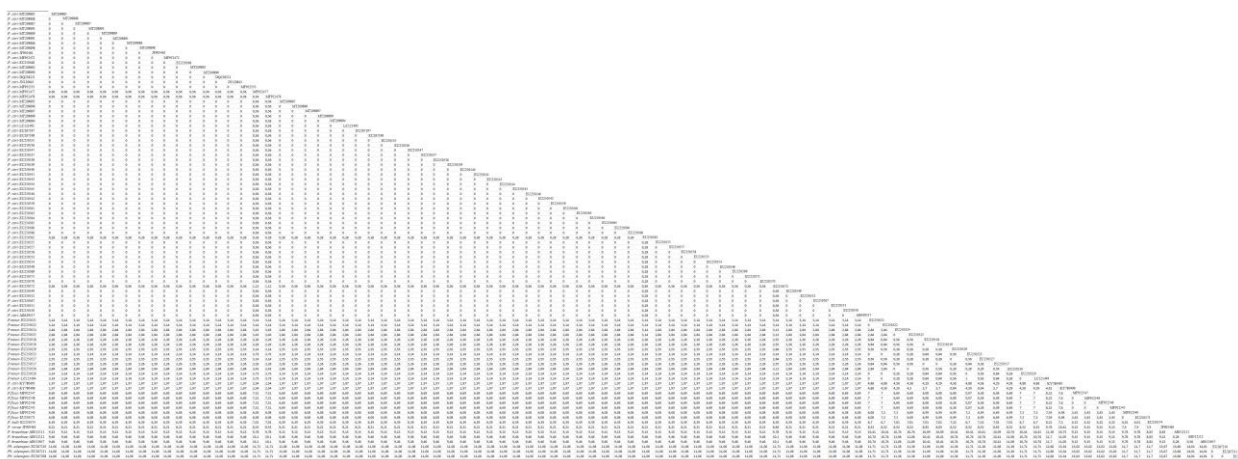


Figura 1. Matriz de distância entre as amostras (%), obtida do fragmento mitocondrial citocromo c oxidase subunidade I (COI), aplicando o modelo de distância Kimura 2 Parâmetros (K2P).

As amostras de cada espécie analisada foram agrupadas em diferentes clados, sendo o grupo correspondente a *P. minor* o mais próximo de *P. citri* (Figura 2). Os valores de *bootstrap* indicam que os agrupamentos avaliados pelo método são consistentes, haja vista que são próximos ou iguais a 100.

Este é o primeiro registro de *P. citri*, associada à *C. arabica* e a *C. sinensis*, confirmado através da análise molecular do gene mitocondrial Citocromo c Oxidase I (COI), no Brasil. *Planococcus citri* havia sido confirmada somente para *Coffea* sp. de amostra proveniente do município de Lavras, estado de Minas Gerais, Brasil, por Malausa et al. (2011).

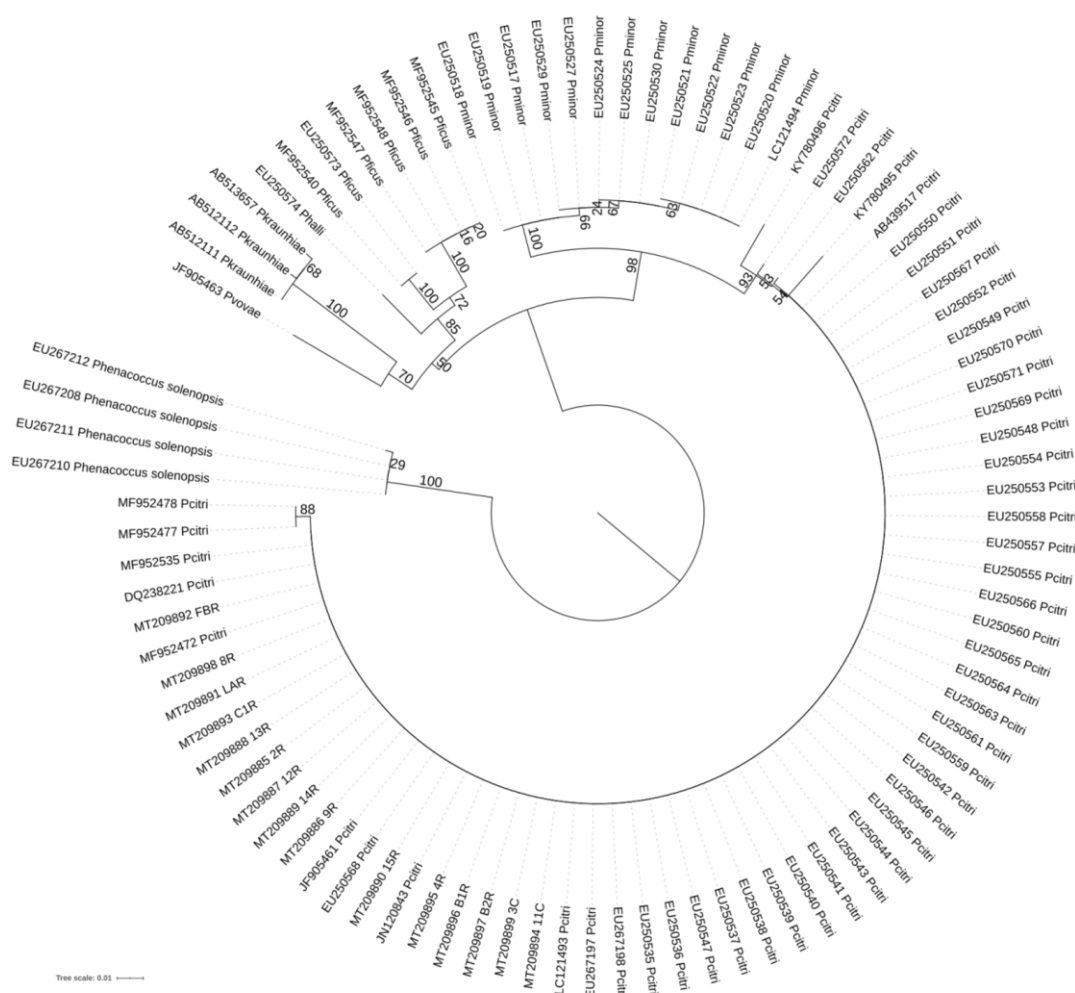


Figura 2. Árvore inferida usando o método de Neighbor-Joining. A consistência Cluster foi realizada usando o teste de bootstrap com 1000 repetições (Os valores são mostrados ao lado das ramificações). A árvore é desenhada em escala, com comprimentos de galhos nas mesmas unidades que as distâncias usadas para inferir a árvore. As distâncias evolutivas foram calculadas usando o método de Kimura 2-parâmetros (K2P). A análise envolveu 93 sequências de nucleotídeos. Todas as posições que contêm lacunas e dados ausentes foram eliminadas. Havia um total de 360 posições no conjunto de dados final. As análises foram realizadas no MEGA7, incluindo a cochonilha *Planococcus citri* (Pseudococcidae) encontrada sobre plantas de *Coffea arabica* (Rubiaceae) e *Citrus sinensis* (Rutaceae) no estado de São Paulo, Brasil.

4. Discussão

Devido à dificuldade na identificação das espécies crípticas, como *P. citri* e *P. minor*, através dos caracteres morfológicos, este estudo se baseou principalmente na análise molecular para a identificação dos espécimes de *Planococcus*, em nível específico, coletados sobre plantas de *C. arabica* nos quatros municípios da região da Alta Mogiana Paulista e *C. sinensis* e *C. arabica* no município de Jaboticabal, estado de São Paulo. O gene mitocondrial COI foi selecionado para a análise por ser o mais indicado para a separação de espécies de cochonilhas, principalmente os espécimes intimamente associados. Isso ocorre porque possuem uma evolução mais rápida do que os genes nucleares, com uma elevada incidência de substituição do nucleotídeo na terceira posição, resultando em uma possível taxa de evolução molecular mais alta (Knowlton e Weigt, 1998; Hebert et al., 2003, 2009; Rung et al., 2008).

A escolha dos *primers* propostos por Simon et al. (1994), C1-J-2183 e TL2-N-3014, adotados anteriormente para identificação de *P. citri* e *P. minor* por Rung et al. (2008), com substituição do *primers* TL2-N-3014 por 3014-3R, se mostrou igualmente eficiente na identificação das amostras analisadas e possibilitou a comparação com amostras de outras espécies do mesmo gênero, acessadas no GenBank, que utilizaram a mesma região do gene COI (Saccaggi et al., 2008; Rung et al., 2009; Yokogawa, 2009; Pieterse, 2010; Hosseini e Hajizadeh, 2011; Roda et al., 2012; Daane et al., 2011; Tabata et al., 2016; Daane et al., 2018; Prathibha et al., 2019).

Todos os espécimes avaliados foram identificados como *P. citri*, com 99,63-100% de similaridade, quando comparadas a outras sequências do banco de dados (Tabela 2). Outros estudos que utilizaram o mesmo gene e *primers* obtiveram resultados semelhantes para amostras de *P. citri*: 97-100% de similaridade das sequências para as amostras de *P. citri* analisadas por Rung et al. (2008), sendo estas provenientes de vários países, inclusive do estado do Espírito Santo, Brasil; 92-100% no estudo realizado por Saccaggi et al. (2008), que além de *P. citri* estudou também outras espécies do gênero associadas a videiras na África do Sul; 100% por Pieterse et al. (2010) analisando ovos e ninfas de primeiro instar, coletados sobre frutas cítricas na

África do Sul; 99% por Roda et al. (2012), para as amostras de machos de *P. citri* e *P. minor*, no Sul da Califórnia, para análise no desenvolvimento de estratégias de detecção e monitoramento de atrativos de feromônio sexual de machos.

No Brasil, 99-100% de similaridade foi obtida para as amostras de *P. citri* coletadas sobre videiras nos estados de Pernambuco, Paraná e Rio Grande do Sul por Pacheco da Silva et al. (2014) e estados de Pernambuco e Bahia por Lopes (2016). Similaridade absoluta também foi obtida para amostras da mesma espécie coletadas sobre frutos de caqui na região da Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul (Pacheco da Silva et al., 2017).

A distância intraespecífica entre as amostras de *P. citri* coletadas na Alta Mogiana não apresentou divergência em relação a 90% das amostras acessadas no GenBank. A maior divergência obtida foi de 1,97% para uma amostra proveniente da Índia, coletada sobre *P. guajava*, e outra sobre abóbora em laboratório (Prathibha et al., 2019). De acordo com Avise (2000), a distância COI entre a variação intraespecífica típica geralmente não ultrapassa a 2%.

Em relação às distâncias obtidas entre *P. citri* e as outras cinco espécies do gênero analisadas, a menor foi para *P. minor*, apresentando uma distância de 2,26%. Este resultado foi um pouco maior do que o obtido por Rung et al. (2008) para estas mesmas espécies, sendo este de 2%. Entre *P. citri* e *P. ficus*, por exemplo, a máxima distância aqui obtida foi de 7,31%, valor próximo ao encontrado por Daane et al. (2018), de 7,5%, ao estudarem a origem geográfica das populações invasoras de *P. ficus*, em vinhedos de cinco continentes, visando elaborar estratégias de manejo integrado da praga.

Para separação de espécies crípticas, a análise molecular vem se tornando essencial, entretanto, muitos estudos realizados no passado, com base exclusivamente no estudo de caracteres morfológicos, precisam ser reavaliados, principalmente devido à associação errônea de muitas plantas hospedeiras a estas espécies. Das 32 pesquisas relacionadas à *P. citri* e/ou *P. minor* no Brasil, somente 15,6% demonstraram a identificação destas espécies através desta técnica, confirmando *Annona squamosa* L. (Anonaceae), *Coffea* sp. (Rubiaceae), *Diospyros kaki* Thunb. (Ebenaceae), *Vitis*

vinifera L. (Vitaceae) como hospedeiros para *P. citri*, *A. squamosa* e *A. muricata* L.; *Bidens pilosa* Linn. (Asteraceae), *Theobroma cacao* L. (Malvaceae) hospedeiras para *P. minor* (Tabela 1).

Para o planejamento das táticas de controle de erradicação ou supressão de populações de espécie-praga, é fundamental a correta identificação da espécie. Neste caso, devido à grande dificuldade de separar *P. citri* de *P. minor* através de análise morfológica, e *P. citri* ser reconhecida há muito mais tempo no país e com um número maior de interações ecológicas registradas, é preciso replicar estudos semelhantes a este, em diferentes regiões do país e cultivos, para se averiguar a distribuição destes pseudococcídeos, e eventuais erros relacionados às plantas hospedeiras e seus inimigos naturais.

Declaração de conflito de interesse

Os autores declaram não haver conflito de interesse.

Agradecimentos

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP, pelo apoio financeiro para a realização da pesquisa (Processo nº 2018/07260-1). A Professora Dra. Janete Aparecida Desiderio, a Doutoranda Raquel Oliveira Moreira, ao Assistente de laboratório Rodrigo Takeski Uchiyama, e a Dra. Saura Rodrigues da Silva pelo apoio técnico na condução das análises em laboratório. Aos cafeicultores da região da Alta Mogiana, pela confiança e apoio na liberação das lavouras de café arábica para a realização da pesquisa.

5. Referências

AGROFIT - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (2020) **Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários.** Disponível em:

<http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 20 dez. 2020.

Altschul SF, Gish W, Miller W, Myers EW, Lipman DJ (1990) Basic local alignment search tool **J. Mol. Biol.** 215:403-410.

Avice JC (2000) **Phylogeography: The History and Formation of Species**. Cambridge: Harvard University Press.

Beuning LL, Murphy P, Wu E, Batchelor TA, Morris BAM (1999) Molecular-based approach to the differentiation of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) species. **Journal Economic Entomology** 92: 463–472.

BSCA (2020) Associação Brasileira de Cafés Especiais. **Cafés Especiais do Brasil - Alta Mogiana**. Varginha, Minas Gerais, Brasil. Disponível em: <<http://brazilcoffeenation.com.br/region/show/id/5>>. Acesso 05 jan. 2020.

CECAFÉ (2020) Conselho dos Exportadores de Café do Brasil. **Relatório mensal**. São Paulo, Brasil. Disponível em: <<https://www.cecafe.com.br/publicacoes/relatorio-de-exportacoes/>> Acesso 05 jan. 2020.

Culik MP, Martins DS, Gullan PJ (2006) The first records of two mealybug species in Brazil and new potential pests of papaya and coffee. **Journal Insect Science** 6: 1-6.

Cox JM, Freeston AC (1985). Identification of mealybugs of the genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae) occurring on cacao throughout the world. **Journal. Natural History** 19:719-728.

Daane KM, Middleton MC, Sforza R, Cooper ML, Walton VM, Walsh DB (2011) Development of a multiplex PCR for identification of Vineyard mealybugs. **Environ Entomology** 40: 1595-1603.

Daane KM, Middleton MC, Sforza RFH, Kamps-Hughes N, Watson GW, Almeida RPP, Correa MCG, Downie DA, Walton VM (2018) Determining the geographic origin of invasive populations of the mealybug *Planococcus ficus* based on molecular genetic analysis. **Plos one** 13: 1-12.

Demontis MA, Ortu S, Cocco A, Lentini A, Migheli Q (2007) Diagnostic markers for *Planococcus ficus* (Signoret) and *Planococcus citri* (Risso) by random amplification of polymorphic DNA-polymerase chain reaction and species-specific mitochondrial DNA primers. **Journal Applied Entomology** 131: 59-64.

Deng J, Yu F, Zhang T, Hu H, Zhu C, Wu S, Zhang Y (2012) DNA barcoding of six *Ceroplastes* species (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) from China. **Molecular Ecol Resour** 12:791-796.

Felsenstein J (1985). Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. **Evolution** 39:783-791.

Fornazier MJ (2016) **Bioecologia, dano e controle de *Planococcus Citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) em *Coffea Canephora* Pierre Ex Froehner (Rubiaceae)**. 91f. Tese (Doutorado em Entomologia) - UFV, Viçosa.

Fornazier MJ, Martins DS, Granara MC, Willink VD, Pirovani VD, Ferreira F, Zanuncio JC (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with arabica coffee and geographical distribution in the neotropical region. **Anais Academia Brasileira de Ciências** 89: 3083-3092.

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2016) ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics. **Database**, J. Biol. Databases Curation, 1-5.

Granara de Willink MC (1990) **Conociendo nuestra fauna I. Superfamilia Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha)**. Facultad de Ciencias Naturales y Instituto Miguel Lillo (Serie Monográfica y Didáctica nº 6). San Miguel de Tucumán, Argentina.

Gullan PJ, Downie DA, Steffan SA (2003) A new pest species of the mealybug genus *Ferrisia* Fullaway (Hemiptera: Pseudococcidae) from the United States. **Annals of the Entomological Society of America** 96:723-737.

Hall TA (1999) BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT, Nucleic Acids Symposium Series. 41: 95-98.

Hebert PDN, Cywinska A, Ball SL, Waard JR (2003) Biological identification through DNA barcodes. **Proc Biol Sci** 270: 313-321.

Hebert PDN, Dewaard JR, Landry JF (2009) DNA barcodes for 1/1000 of the animal kingdom. **Biol Lett.** 6:359-62.

Hosseini R, Hajizadeh J (2011) Molecular identification of three of the most important mealybug species (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea: Pseudococcidae) on ornamental plants in Guilan province, Iran. **Zootaxa.** 3009: 46–54.

Katoh K, Rozewicki J, Yamada K (2019) MAFFT online service: multiple sequence alignment, interactive sequence choice, and visualization. **Briefings in bioinformatics.** 20: 1160–1166.

Kimura M (1980) A simple method for estimating the evolutionary rate of base substitutions through comparative studies of nucleotide sequences. **Journal Molecular Evolution** 16: 111-120.

Knowlton N, Weigt LA (1998) New dates and new rates for divergence across the Isthmus of Panama Proc. R. Soc. Lond. **Biological Science** 265: 2257–2263.

Kumar S, Stecher G, Tamura K (2016) MEGA7: Molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. **Molecular Biology Evolution** 33: 1870-1874.

Letunic I, Bork P (2019) Interactive Tree of Life (iTOL) v4: Recent updates and new developments. **Nucleic Acids Research.** 47: 256-259.

Lopes FSC (2016) **Bioprospecção, identificação e manejo de cochonilhas-farinhas (Hemiptera: pseudococcidae) e insetos associados em agroecossistemas de videira no submédio do Vale do São Francisco.** 150f. Tese (Doutorado em Entomologia) - UFRPB, Recife.

Malaua T, Fenis A, Warot S, Germain JF, Ris N, Prado E, Botton M, Vanlerberghe-Masutti F, Sforza R, Cruaud C, Couloux A, Kreiter P (2011) DNA markers to disentangle

the complexes of cryptic taxa in mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). **Journal Applied Entomology** 135:142–155.

Pacheco da Silva VCP, Bertin A, Blin A, Germain JF, Bernardi D, Rignol G, Botton M, Malausa T (2014) Molecular and morphological identification of mealybug species (Hemiptera: Pseudococcidae) in Brazilian vineyards. **Plos one** 9:1–13.

Pacheco da Silva VCP, Kaydan MB, Germain JF, Malausa T, Botton M (2016) Three new species of mealybug (Hemiptera: Coccomorpha: Pseudococcidae) on persimmon fruit trees (*Diospyros kaki*) in southern Brazil. **ZooKeys** 584: 61-82.

Pacheco da Silva VCP, Kaydan MB, Malausa T, Germain JF, Palero F, Palero E, Botton M (2017) Integrate taxonomy methods reveal high mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) diversity in southern Brazilian fruit crops. **Scientific Reports**. 7: 1-9.

Pacheco da Silva VCP, Kaydan MB, Da Silva-Torres CSA, Torres JB (2019) Mealybug species (Hemiptera: Coccomorpha: Pseudococcidae) on soursop and sugar apple (Annonaceae) in North-East Brazil, with description of a new species of *Pseudococcus* Westwood. **Zootaxa**. 4604: 525-538.

Park DS, Leem YJ, Hahn KW, Suh SJ, Hong KJ, Oh WH (2010) Molecular identification of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) found on Korean pears. **Journal Economic Entomology** 103: 25-33.

Pieterse W, Muller DL, Vuuren BJV (2010) A Molecular identification approach for five species of mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) on citrus fruit exported from South Africa. **African Entomology** 18: 23-28.

Prathibha M, Venkatesan T, Jalali SK (2019) Detection of insecticide resistance in field populations of citrus mealybug *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) **Indian Journal of Experimental Biology** 57: 435-442.

Ren JM, Ashfaq M, Hu XN, Ma J, Liang F, Hebert PDN, Ahmed MZ (2017) Barcode index numbers expedite quarantine inspections and aid the interception of non-indigenous nonindigenous mealybugs (Pseudococcidae). **Biol Invasions**. 20: 449–460.

Roda A, Millar JG, Rascoe J, Weihman S, Stocks I (2012) Developing Detection and Monitoring Strategies for *Planococcus minor* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Journal Economic Entomology** 105: 2052-2061.

Rung A, Scheffer SJ, Evans G, Miller DR (2008) Molecular identification of two closely related species of mealybugs of the genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae). **Annals of the Entomological Society of America** 101:525-532.

Rung A, Miller DR, Scheffer SJ (2009) Polymerase Chain Reaction-Restriction Fragment Length Polymorphism Method to Distinguish Three Mealybug Groups Within the *Planococcus citri* is *P. minor* Species Complex (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae). **Journal Economic Entomology** 102:8-12.

Saccaggi DL, Kruger K, Pietersen GA (2008) Multiplex PCR assay for the simultaneous identification of three mealybug species (Hemiptera: Pseudococcidae). **Bulletin Entomology Research** 98: 27-33.

Saitou N, Nei M (1987) The neighbor-joining method: A new method for reconstructing phylogenetic trees. **Molecular Biology Evolution** 4: 406-425.

Santa-Cecília LV, Reis PR, Souza JC (2002) Sobre a nomenclatura das espécies de cochonilhas-farinhas do cafeeiro nos Estados de Minas Gerais e Espírito Santo. **Neotropical Entomology** 31: 333-334.

Santa-Cecília LVC, Souza BC, Prado E, Junior AM, Fornazier MJ, Carvalho GA (2007) **Cochonilhas-farinhas em cafeeiros: Bioecologia, danos e métodos de controle**. EPAMIG, 48p. (EPAMIG. Boletim Técnico 79).

Santa-Cecília LVC, Souza B (2014) Cochonilhas-farinhas de maior ocorrência em cafeeiros no Brasil. **Informe Agropecuário** 35: 45-54.

Simon C, Frati F, Beckenbach A, Crespi B, Liu H, Flook P (1994) Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene sequences and a compilation of conserved polymerase chain reaction primers. **Annals of the Entomological Society of America** 87: 651-701.

Tabata J, Ichiki RT, Tanaka H, Kageyama D (2016) Sexual versus asexual reproduction: distinct outcomes in relative abundance of parthenogenetic mealybugs following recent colonization. **Plos one** 11:1-12.

Wang XB, Deng J, Zhang JT, Zhou QS, Zhang YZ, Wu S (2015) DNA barcoding of common soft scales (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) in China. **Bulletin Entomological Research** 105: 545–554.

Williams DJ, Granara De Willink MC (1992) **Mealybugs of Central and South America**. CAB International, London, United Kingdom.

Wu FZ, Ma J, Hu XN, Zeng L (2015) Homology difference analysis of invasive mealybug species *Phenacoccus solenopsis* Tinsley in Southern China with COI gene sequence variability. **Bulletin Entomological Research** 105: 32–39.

Wyckhuys KAG, Kondo TD, Herrera BV, Miller DR, Naranjo N, Hyman G (2013) Invasion of exotic arthropods in South America biodiversity hotspots and agro-production systems, p. 374–400. *In* Peña J (ed.), **Potential Invasive Pests of Agricultural**. Crops CAB International, Wallingford, England.

Yokogawa T, Yahara T (2009) Mitochondrial phylogeny-certified PGL (Paternal Genome Loss) is of single origin and haplodiploidy Sensu Stricto (Arrhenotoky) did not evolve from PGL in the scale insects (Hemiptera: Coccoidea). **Genes Genetic Syst.** 84: 57-66.

CAPÍTULO 3 – Distribuição e sazonalidade de cochonilhas (Hemiptera: Coccomorpha) associadas a diferentes sistemas de manejo de *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) no estado de São Paulo, Brasil

RESUMO – As cochonilhas são consideradas importantes pragas na cafeicultura, influenciando no desenvolvimento e na produtividade das plantas. Entretanto, são escassas as informações acerca da diversidade das espécies em diferentes sistemas de manejo associadas ao café arábica no estado de São Paulo, o segundo maior produtor do Brasil. Assim sendo, o objetivo do trabalho foi inventariar as espécies de cochonilhas, e avaliar a distribuição e a sazonalidade destas nos sistemas de manejo convencional, orgânico e agroflorestal, do café arábica na região da Alta Mogiana, que concentra a maior produção do estado de São Paulo. Foram identificadas 16 espécies de cochonilhas pertencentes às famílias Coccidae, Diaspididae e Pseudococcidae. *Phenacoccus crassus* (Granara de Willink, 1983) é registrada pela primeira vez em associação com *Coffea arabica* L., planta da família Rubiaceae; e, *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896), *Coccus alpinus* (De Lotto, 1960); *Coccus celatus* (De Lotto, 1960); e *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) registradas pela primeira vez sobre plantas de café arábica no estado de São Paulo. O maior número de espécies de cochonilhas foi encontrado no sistema agroflorestal e orgânico, seguido do convencional. As espécies mais frequentes foram: *Dysmicoccus texensis* (Tinsley 1900) no colo e na raiz; *Planococcus citri* (Risso, 1813) e *Coccus brasiliensis* (Fonseca, 1957), sobre os frutos e no caule; e, *P. trilobitiformis* sobre as folhas. Uma revisão com todas as espécies associadas a *C. arabica* no Brasil é incluída. Este estudo contribui para o registro da diversidade das espécies de cochonilhas, associadas aos diferentes sistemas de manejo do café arábica, colaborando para o planejamento das táticas de manejo integrado de pragas na cafeicultura.

Palavras-chave: Cafeicultura, Coccidae, Pseudococcidae, Diaspididae, interação inseto-planta.

CHAPTER 3 – Distribution and seasonality of scales insect (Hemiptera: Coccoomorpha) associated with different management systems of *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) in the state of São Paulo, Brazil

ABSTRACT – Scale insects are considered important pests in coffee farming, influencing the development and productivity of plants. However, information on the diversity of species in different management systems associated with Arabica coffee in the state of São Paulo, the second largest producer in Brazil, is scarce. Therefore, the objective of this work was to inventory the species of mealybugs and evaluate their distribution and seasonality in conventional, organic and agroforestry management systems for arabica coffee in the Alta Mogiana region, which concentrates the largest production in the state of São Paulo. Sixteen species of scale insects belonging to the families Coccidae, Diaspididae and Pseudococcidae were identified. *Phenacoccus crassus* Granara de Willink, 1983 is recorded for the first time in association with *Coffea arabica* L., a plant of the Rubiaceae family; and, *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896), *Coccus alpinus* De Lotto, 1960, *Coccus celatus* De Lotto, 1960 and *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) recorded for the first time on arabica coffee plants in the state of São Paulo. The highest number of mealybug species was found in the agroforestry and organic systems, followed by the conventional. The most frequent species were: *Dysmicoccus texensis* (Tinsley 1900) on the neck and root; *Planococcus citri* (Risso, 1813) and *Coccus brasiliensis* Fonseca, 1957, on the fruits and stem; and, *P. trilobitiformis* on the leaves. A review of all species associated with *C. arabica* in Brazil is included. This study contributes to the record of the diversity of scales species, associated with different management systems of arabica coffee, contributing to the planning of integrated pest management tactics in coffee farming.

Keywords: Coffee farming, Coccidae, Pseudococcidae, Diaspididae, insect-plant interactions.

1. Introdução

O Brasil é destaque na produção e exportação de café, sendo este comercializado para todos os continentes. A região Sudeste destaca-se como a maior produtora com 90,25 % da produção nacional (Conab, 2020).

Coffea arabica L., originária da região Afrotropical, é a espécie mais cultivada no mundo (OIC, 2020). No Brasil, esta espécie é predominante nas lavouras cafeeiras, principalmente na região Sudeste. As cultivares Catuai e Mundo Novo são referências para novas cultivares, por serem reconhecidas pela produção de grãos com boa qualidade e ampla aceitação pelo mercado nacional e internacional (Matiello et al., 2020).

A maior demanda dos consumidores por um café de qualidade impulsionou os produtores a buscarem novas formas de produção. Nesse sentido, diferentes estratégias de manejo, como cultivo orgânico e agroflorestal, e registro de Indicação Geográfica Agrícola de procedência têm sido adotadas. Os cafés especiais, os quais têm qualidade superior de bebida, certificação de práticas sustentáveis, têm obtido reconhecimento mundial, cafés com valor agregado de venda entre 50 e 4000% acima do café comum (Bsca, 2020; Cecafé, 2020).

No estado de São Paulo, o segundo maior produtor de *C. arabica* do Brasil, a região da Alta Mogiana merece destaque devido aos fatores climáticos e ao manejo adotado na condução da cultura. Reconhecida mundialmente devido à alta qualidade e a produtividade, os produtores estabelecidos na região exportam a maior parte dos grãos produzidos para América do Norte, Europa e Ásia (Bsca, 2020; Cecafé, 2020). Contudo, a exigência do mercado externo por cafés certificados com formas de produção sustentável, que conduz à minimização do uso de agrotóxicos com a utilização das técnicas de manejo integrado de pragas, é crescente. Dessa forma, o reconhecimento das principais espécies de insetos-praga presentes na região, com potencial de causar dano econômico, bem como os inimigos naturais, são essenciais para embasar programas de manejo integrado de pragas na cafeicultura.

Um dos fatores limitantes ao aumento da produtividade aliada a qualidade do café com menor custo de produção é a incidência de pragas. Entre os insetos-praga mencionados com maior ocorrência associados a *C. arabica* na região Sudeste destacam-se as cochonilhas (Santa-Cecília et al., 2014; Mesquista et al., 2016; Fornazier et al., 2017).

Os prejuízos causados pelas cochonilhas podem ser diretos, através da alimentação principalmente no floema e, indiretos, através da inoculação de substâncias tóxicas, transmissão de doenças, além de atrair formigas que as protegem, e propiciar o desenvolvimento de fungos que forma a fumagina devido à grande quantidade de “*honeydew*” produzido por algumas espécies, afetando a taxa fotossintética da planta; em cafeeiro com alta infestação pode ocasionar o amarelecimento das folhas e queda dos frutos, com perda parcial ou total da produção, até mesmo a morte da planta (Santa-Cecília et al., 2007, 2014, 2020).

No Brasil, 41 espécies de cochonilhas (Hemiptera: Coccomorpha) já foram registradas associadas ao café arábica (Tabela 1). Destas, 36 espécies distribuídas em seis famílias são associadas na região Sudeste, sendo (12) Coccidae, (14) Pseudococcidae, (5) Diaspididae, (2) Cerococcidae, (2) Rhizoecidae e, (1) Ericoccidae (Silva et al., 1968; Garcia Morales et al., 2016).

Entre as espécies de cochonilhas consideradas pragas do café nas principais regiões produtoras do país destacam-se: *Coccus* sp. (Coccidae) sobre as folhas, frutos e ramos novos (Granara de Willink, 2010), *Planococcus* sp. (Pseudococcidae) associadas aos ramos, folhas, flores e frutos (Santa-Cecília & Souza, 2014), e *Dysmicoccus* sp. (Pseudococcidae) com predominância no colo do caule, e nas raízes das plantas (Granara de Willink, 2009; Fornazier et al., 2017).

Tabela 1. Revisão das cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil, incluindo as espécies coletadas na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo no presente trabalho.

Cochonilhas	Referências
Cerococcidae	
<i>Antecercococcus parahybensis</i>	PE, PB, BA, SP, RS (Silva et al. 1968; Lambdiko 1977)
<i>Cerococcus catenarius</i>	SP, PR (Silva et al. 1968)
Coccidae	
* <i>Alecanochiton marquesi</i>	MG, SP (Hempel 1921; Fornazier et al. 2017)
<i>Ceroplastes ceriferus</i>	Su-BR (Iherin1897)
** <i>Coccus alpinus</i>	BA, MG, ES, SP (Silva et al. 1968; Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al. 2017)
* <i>Coccus brasiliensis</i>	SP (Fonseca, 1957; Granara de Willink et al. 2010)
** <i>Coccus celatus</i>	MG, ES, SP (Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al. 2017)
<i>Coccus lizeri</i>	BA, MG, ES, SP (Granara de Willink et al. 2010)
<i>Coccus longulus</i>	MG, ES, (Hempel, 1920; Culik et al. 2007)
* <i>Coccus viridis</i>	RN, PA, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS (Silva et al. 1968; Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al. 2017)
<i>Milviscutulus mangiferae</i>	MG, SP (Silva et al. 1968)
* <i>Parasaissetia nigra</i>	GO, SP, RS (Silva et al. 1968; García Morales et al., 2016; Tiago Neto et al., 2017)
* <i>Pulvinaria psidii</i>	PB, DF, SP (Silva et al. 1968)
* <i>Saissetia coffeae</i>	AM, PA, PB, AL, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, RS (Silva et al. 1968; Culik et al. 2007; Fornazier et al. 2017)
<i>Saissetia oleae</i>	PE, PB, MG, RJ, SP, PR, RS (Silva et al. 1968)
Diaspididae	
<i>Hemiberlesia cyanophylli</i>	PB, BA, DF, MG, ES, RJ, SP, PR (Silva et al. 1968)
<i>Hemiberlesia lataniae</i>	AM, PA, MG, ES RJ, SP, PR, RS (Silva et al. 1968)
<i>Howardia biclavis</i>	BA, MG, RJ, SP (Silva et al. 1968)
<i>Ischnaspis longirostris</i>	PA, PE, BA, DF, MG, ES, RJ, SP, PR (Silva et al. 1968)
** <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i>	BA, MG, RJ, SP (Silva et al. 1968; Fornazier et al. 2017)
Eriococcidae	
<i>Acanthococcus coffeae</i>	SP (Hempel, 1919; Silva et al. 1968).
Pseudococcidae	
* <i>Dysmicoccus brevipes</i>	PA, PE, BA, MG, ES, SP, SC, RS (Silva et al. 1968; Granara de Willink 2009, Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Dysmicoccus gracilis</i>	BA, ES, PR (Santa-Cecilia et al. 2007; Granara de Willink, 2009; Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Dysmicoccus grasssii</i>	BA, ES, PR (Granara de Willink, 2009; Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Dysmicoccus neobrevipes</i>	Su. (Granara de Willink, 2009; Fornazier et al. 2017)
* <i>Dysmicoccus texensis</i>	MG, ES, SP (Granara de Willink, 2009; Santa-Cecilia & Souza 2014; Fornazier et al. 2017)
<i>Ferrisia virgata</i>	MG (Santa-Cecilia & Souza 2014)

Tabela 1. Continuação

<i>Nipaecoccus coffeae</i>	MG, SP (William & Granara 1992; Santa-Cecilia & Souza 2014)
* <i>Phenacoccus solani</i>	SP (William & Granara 1992)
**** <i>Phenacoccus crassus</i>	SP
* <i>Planococcus citri</i>	PE, PB, RO, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS (Silva et al. 1968; Santa-Cecilia & Souza 2014; Fornazier et al. 2017)
<i>Planococcus halli</i>	ES (Culik et al. 2011; Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Planococcus minor</i>	AM, PE, PB, ES (Santa-Cecilia et al., 2002; Fornazier et al. 2017)
<i>Pseudococcus comstocki</i>	MG, RJ, SP, SC, RS (Silva et al. 1968; Santa-Cecilia et al., 2002)
* <i>Pseudococcus cryptus</i>	MG, ES, SP (Silva et al. 1968; Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Pseudococcus elisae</i>	ES (Culik et al. 2011)
<i>Pseudococcus landoi</i>	AM (Foldi & Kozár, 2006)
** <i>Pseudococcus longispinus</i>	ES, MG, SP , RS (William & Granara 1992; Souza et al. 2008; Santa-Cecilia & Souza 2014)
Rhizoecidae	
<i>Geococcus coffeae</i>	PB, PE, RJ, SP (Silva et al. 1968; Santa-Cecilia & Souza 2014)
<i>Neochavesia caldasiae</i>	BA (Silva et al. 1968; William & Granara 1992)
<i>Rhizoecus caladii</i>	PE (Silva et al. 1968; William & Granara 1992)
<i>Rhizoecus coffeae</i>	PE, PB, BA, SP (Silva et al. 1968; William & Granara 1992)

*Espécies encontradas no estado de São Paulo na presente pesquisa, ** Primeira associação com café arábica no estado de São Paulo, *** Espécies associadas a *Coffea arabica* pela primeira vez no Brasil. **** Primeira associação com hospedeiro. Ocorrência: AL (Alagoas); AM (Amazonas); AP (Amapá); BA (Bahia); CE (Ceará); ES (Espírito Santo); MG (Minas Gerais); MT (Mato Grosso); PA (Pará); PB (Paraíba); PE (Pernambuco); PR (Paraná); RJ (Rio de Janeiro); RN (Rio Grande do Norte); RO (Rondônia); RS (Rio Grande do Sul); SC (Santa Catarina); SP (São Paulo) Su. Estado indefinido.

O registro das espécies de insetos-praga associadas nos diferentes estádios fenológicos nas estruturas das plantas de café arábica e a correta identificação destes insetos, bem como a elaboração de listas das espécies revisadas e atualizadas, além de contribuir para o planejamento do manejo e controle deles, atua como uma ferramenta importante para prevenção da introdução destas em outras regiões cafeeiras. Assim, o objetivo deste trabalho foi inventariar as espécies de cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana Paulista, verificando a distribuição e a sazonalidade das espécies nos sistemas de manejo convencional, orgânico e agroflorestal no estado de São Paulo, Brasil.

2. Material e Métodos

2.1. Coleta e identificação das cochonilhas associadas ao café arábica

O levantamento das espécies de cochonilhas foi realizado entre junho de 2018 e outubro de 2020 em diferentes épocas do ano, com o objetivo de obter o maior número de espécies possíveis nos sistemas de cultivo agroflorestal, convencional e orgânico, associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana no estado de São Paulo, Brasil.

As coletas das cochonilhas em campo associadas ao café arábica foram realizadas de modo aleatório, buscando-se por plantas de café infestadas em uma área de 1 hectare. Para cada planta hospedeira amostrada foi observada: localização das cochonilhas nas raízes de plântulas, em mudas de café, nas raízes, no caule, ramos, folhas, flores e frutos. Foi observada a ocorrência de formigas, sendo sua presença um indicativo da infestação por cochonilhas, bem como fumagina sobre as folhas e frutos.

As amostras de cochonilhas foram armazenadas em frascos contendo álcool 70% e levadas ao Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM) no Departamento de Ciências da Produção Agrícola, na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP) Campus Jaboticabal, para posterior montagem e identificação.

Fêmeas adultas das cochonilhas foram preparadas em lâminas permanentes utilizando-se a técnica descrita por Granara de Willink (1990). A identificação foi realizada sob microscópio óptico, observando-se as características morfológicas de importância taxonômica, utilizando-se principalmente as obras de Granara de Willink (2010) para espécies de Coccidae; Miller & Davidson (2005) para Diaspididae e Williams e Granara de Willink (1992), Granara de Willink (2010), Granara de Willink & Szumik (2007) e Miller, et al. (2014) para espécies de Pseudococcidae.

Os espécimes “voucher” de todos os insetos obtidos foram depositados na Coleção de Referência de Insetos e Ácaros (CRIA) do Departamento de Ciências da Produção Agrícola da UNESP/FCAV - Campus Jaboticabal.

2.2. Distribuição das cochonilhas associadas ao café na Alta Mogiana

A avaliação da distribuição das espécies de cochonilhas em campo, associadas ao café arábica, foi realizada em 15 municípios produtores de cafés especiais, na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil (Tabela 2).

Tabela 2. Coordenadas geográficas dos municípios onde foram coletadas as espécies de cochonilhas associadas ao café arábica, na região da Alta Mogiana, São Paulo, Brasil.

Município	Latitude S	Longitude W	Altitude (m)
1. Altinópolis	21° 00' 23"	47° 24' 10"	1030
2. Batatais	20° 58' 46"	47° 29' 27 "	944
3. Buritizal	20° 16' 46"	47° 38' 35"	840
4. Cajuru	21° 17' 13"	47° 21' 11"	794
5. Cristais Paulista	20° 27' 26"	47° 25' 50"	1040
6. Franca	20° 30' 42"	47° 31' 08"	885
7. Itirapuã	20° 38' 30"	47° 12' 09"	865
8. Jeriguara	20 ° 18' 53"	47° 34' 18"	926
9. Nuporanga	20° 43' 05"	47° 45' 06"	822
10. Patrocínio Paulista	20° 37' 27"	47° 15' 30"	862
11. Pedregulho	20° 10' 36"	47° 27' 16"	998
12. Restinga	20° 38' 23"	47° 27' 20"	847
13. Ribeirão Corrente	20° 30' 17"	47° 33' 09"	887
14. Santo A. da Alegria	21° 01' 17"	47° 11' 08"	808
15. São José Bela Vista	10° 31' 46"	47° 39' 11"	825

Latitude: S – Sul; Longitude: W- Oeste; Altitude: m – metros

Foram coletadas amostras de cochonilhas associadas com diferentes cultivares de café arábica, devido às lavouras da região serem formadas por uma grande diversidade de cultivares, com diferentes períodos de maturação dos frutos e porte arbóreo, dentre estas: Acauã, Arara, Bourbon, Catuai amarelo IAC 62, Catuai IAC 39, Catuai IAC 99, Catuai amarelo, Catuai vermelho, IPR100, Mundo Novo, Obatã amarelo e vermelho, Obatã IAC 1669-20 e Obatã IAC 4739, obtidas na parte aérea e radicular das plantas (Tabela 3).

Tabela 3. Cochonilhas associadas ao café arábica nos 15 municípios produtores de cafés especiais da região da Alta Mogiana Paulista, no estado de São Paulo, relacionando a cultivar e a estrutura da planta onde foi coletada.

Família/Espécie	Material examinado ^b
(Posição no hospedeiro ^a)	
Coccidae	Município, mês/ano, cultivar/sistema de manejo, coletor, nº exemplar lâminas, ex. in etanol;
<i>* Alecanochiton marquesi</i> (Ps, Br, Ts, Le)	Ribeirão Corrente (ix. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (xi. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 5 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 6 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 7 ex., 7 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 3 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (x. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas.
<i>*Coccus alpinus</i> (Br, Fr)	Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 9 ex., 9 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina.
<i>*Coccus brasiliensis</i> (Br, Le, Fr)	Itirapuã (xii. 2018, Catuai IAC 99/Conv., Paulo, H.H col.) 12 ex., 4 lâminas, ex. em etanol; Nuporanga (xii. 2018, Catuai IAC 62/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Patrocínio (xii. 2018, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 4 lâminas, ex. em etanol; Pedregulho (x. 2018, Catuai IAC 62/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Buritizal (iv. 2019, Catuai Vermelho/Org., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Cajuru (iv. 2019, Catuai IAC 62/Conv., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Itirapuã (iv. 2019, Catuai 99/Conv., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iv. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 16 ex., 7 lâminas, ex. em etanol; Santo Antônio da Alegria (iv. 2019, Catuai amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Patrocínio Paulista (ix.2020, Catuai99/Conv, Paulo, H.H col.) 10 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão corrente (vii. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (ix. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (ix. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (ix. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (xi. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 4 lâminas, ex. em etanol;

Tabela 3. Continuação

	Ribeirão corrente (xi. 2020, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 20 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (xi. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. in etanol; Ribeirão corrente (i. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 16 ex., 8 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (i. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 18 ex., 9 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (i. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas; Ribeirão corrente (iii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (vii. 2019, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (ix. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (xi. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 21 ex., 7 lâminas; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (x. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina.
* <i>Coccus celatus</i> (Br, Le)	Ribeirão Corrente (xi. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol.
* <i>Coccus viridis</i> (Br, Le, Fr)	Restinga (iv. 2018, Catuai amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (vii. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (ix. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Cajuru (xii. 2018, Catuai 99 /Conv., Paulo, H.H col.) 8 ex., 4 lâminas, ex. em etanol; Itirapuã (xii. 2018, Catuai 99 /Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iii. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (xi. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 4 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (xi. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 18 ex., 6 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 7 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (ix. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 7 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (xi. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 6 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (xi. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (i. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas; São Jose Bela Vista (xii.2020, Mundo Novo/Conv, Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina; Altinópolis (ii.2020, Mundo Novo/Conv, Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Itirapuã (ix.2020, Catuai99/Conv, Paulo, H.H col.) 7 ex., 2 lâminas; Patrocínio Paulista (ix.2020, Catuai99/Conv, Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas.
* <i>Parasaissetia nigra</i> (Br, Le, Fr)	Pedregulho (x. 2018, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 32 ex., 7 lâminas, ex. em etanol; Buritizal (iv. 2018, Catuai vermelho/Org., Paulo, H.H col.) 6 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Jeriguara (iv. 2018, Catuai

Tabela 3. Continuação

	99/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Itirapuã (iv. 2018, Catuai Vermelho 99/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Restinga (iv. 2018, Catuai amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (ix. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina.
<i>*Pulvinaria psidii</i> (Fr, Ts)	Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Santo Antônio da Alegria (iv. 2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (iv. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Jeriguara (ii. 2020, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 21 ex., 7 lâminas, ex. em etanol.
<i>*Saissetia coffeae</i> (Br, Le, Fr)	Cajuru (xii.2018, Catuai IAC 99/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Cristais Paulista (xii.2018, Acauã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Franca (xii.2018, Acauã/Org., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (xii. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (xii. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (i. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 7 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (xi. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (i. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 5 lâminas; Altinópolis (iv.2019, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Itirapuã (xii.2019, Catuai 99/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Pedregulho (iv.2019, Catuai IAC 69/Conv., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâmina, ex. em etanol; Restinga (iv.2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina; São Jose da Bela Vista (iv.2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Patrocínio Paulista (ix.2020, Catuai99/Conv, Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (v. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas.
<i>Coccus</i> sp.1 (Br, Le)	Altinópolis (vii. 2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina; Santo Antônio da Alegria (x.2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; São Jose da Bela Vista (x.2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina.

Tabela 3. Continuação

Coccoidea sp.1 (Ts)	Cristais Paulista (xii.2018, Acauã/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina.
Diaspididae	
* <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Le)	Altinópolis (ii. 2019, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina, Batatais (x. 2018, Catuai IAC 99/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Cristais Paulista (viii. 2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina; Jeriguara (x. 2018, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 2 lâminas, ex. in etanol; Itirapuã (viii. 2019 Catuai 99/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina, Restinga (xii. 2018, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina, ex. em etanol; Santo Antônio da Alegria (xii. 2018, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Santo Jose Bela Vista (xii. 2018, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Nuporanga (xii. 2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Franca (iv. 2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas; Cajuru (ii. 2019, Arara/Conv., Paulo, H.H col.) 81 ex., 17 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (viii. 2020, Obatã/Conv. Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (vii.2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (vii.2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (vii.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 1 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (ix. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (ix. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas; Ribeirão Corrente (ix.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 24 ex., 8 lâminas; Ribeirão Corrente (i.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (iii.2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (v.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (vii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (vii.2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (vii.2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (ix.2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (i.2020, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (i.2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 7 ex., 2 lâminas; Ribeirão Corrente (viii.2020, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas; Ribeirão Corrente (viii.2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (x.2020, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 22 ex., 7 lâminas; Ribeirão Corrente (x.2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 5 ex., 2 lâminas.
Pseudococcidae	
* <i>Dysmicoccus brevipes</i> (Br, Fr)	Ribeirão Corrente (vii.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas; Altinópolis (iv.2019, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Cristais Paulista (iv.2019, Acauã/Conv., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas; Pedregulho (iv.2019, Catuai IAC 62/Conv., Paulo, H.H col.) 30 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Restinga (iv.2019, Catuai Amarelo/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 4 lâminas; Ribeirão Corrente (iii. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (xi. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 12 ex., 4 lâminas;

Tabela 3. Continuação

	Ribeirão Corrente (i. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 7 ex., 2 lâminas.
<i>*Dysmicoccus texensis</i> (R, Ts, Ps)	Altinópolis (x. 2018, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 5 ex., 3 lâminas; Buritizal (xii.2018, Catuai 99/Org., Paulo, H.H col.) 3 ex., 2 lâminas; Cristais Paulista (x.2018, Acauã/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Franca (viii.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 4 lâminas; Franca (x.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 14 ex., 5 lâminas; Franca (xii.2018, Acauã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 4 lâminas; Franca (ii.2019, IPR100/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas; Nuporanga (xii.2018, Catuai Conv., Paulo, H.H col.) 12 ex., 3 lâminas; Restinga (xii.2018, Mundo Novo/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâminas; Altinópolis (iv. 2019, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; São Jose Bela Vista (iv. 2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas; Cristais Paulista (iv.2019, Acauã/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâminas; Franca (iv.2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 20 ex., 5 lâminas; Itirapuã (iv.2019, Catuai 99/Conv. Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas, ex. em etanol; Pedregulho (iv.2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 17 ex., 6 lâminas, ex. em etanol; Restinga (iv. 2019, Catuai/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (ix.2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (v.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (v.2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas; Ribeirão corrente (vii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 32 ex., 14 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão Corrente (vii. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (ix. 2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão Corrente (i. 2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 11 ex., 4 lâminas; Ribeirão Corrente (i. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas.
<i>*Phenacoccus solani</i> (Br, Fr)	Pedregulho (x. 2018, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 30 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina.
<i>*Phenacoccus</i> sp.1 (Br, Fr)	Pedregulho (x. 2018, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 4 lâminas, ex. em etanol.
<i>**Phenacoccus crassus</i> (Ts, Br,)	Batatais (x. 2019, Catuai IAC 99/Conv., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas, ex. em etanol.
<i>*Planococcus citri</i> (R, Ts, Br, Le, Fr, Fl, Ps)	Buritizal (x. 2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 30 ex., 5 lâminas, ex. em etanol; Franca (vii. 2018, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 12 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (xii. 2018, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 30 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Itirapuã (xii. 2018, ii. 2019, Catuai /Conv, Paulo, H.H col.) 12 ex., 6 lâminas, ex. em etanol; Ribeirão corrente (vii. 2018, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (vii. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 10 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (vii. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (ix. 2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 6 ex., 3 lâminas; Ribeirão corrente (ix. 2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 12 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (xi.2018,

Tabela 3. Continuação

	Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 9 ex., 3 lâminas; Ribeirão corrente (xi.2018, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 15 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (xi.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 37 ex., 11 lâminas; Ribeirão corrente (i.2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (i.2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 14 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (iii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (iii.2019, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 4 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (vii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 34 ex., 15 lâminas; Ribeirão corrente (xi.2019, Obatã/Conv., Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (xi.2019, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 9 ex., 4 lâminas; Ribeirão corrente (i.2020, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 16 ex., 5 lâminas; Ribeirão corrente (i.2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 11 ex., 4 lâminas; Ribeirão corrente (x.2020, Obatã/Conv, Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas; Nuporanga (x. 2019, Catuai/Conv, Paulo, H.H col.) 22 ex., 2 lâminas; Restinga (xii. 2018, Catuai/Conv, Paulo, H.H col.) 4 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; São Jose Bela Vista (ii. 2019, Catuai/Conv, Paulo, H.H col.) 5 ex., 2 lâminas, ex. em etanol; Patrocínio Paulista (ix.2020, Catuai99/Conv, Paulo, H.H col.) 20 ex., 5 lâminas.
<i>*Pseudococcus cryptus</i> (R, Ts, Br)	Altinópolis (iv. 2019, Catuai IAC62/Conv., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Buritizal (xii. 2019, Mundo Novo/Org., Paulo, H.H col.) 8 ex., 2 lâminas; Nuporanga (xii. 2019, Catuai/Conv, Paulo, H.H col.) 5 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (vii.2018, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 10 ex., 3 lâminas; Ribeirão corrente (i.2019, Obatã/Agrof, Paulo, H.H col.) 3 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (iii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 13 ex., 4 lâminas; Ribeirão corrente (iii.2019, Obatã/Org, Paulo, H.H col.) 6 ex., 2 lâminas.
<i>*Pseudococcus longispinus</i> (R, Ts, Br)	Buritizal (ii. 2020, Obatã/Org., Paulo, H.H col.) 2 ex., 2 lâminas; Ribeirão corrente (vii.2019, Obatã/Org, Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (vii.2019, Obatã/Agrof., Paulo, H.H col.) 2 ex., 1 lâmina; Ribeirão corrente (xi. 2019, Obatã/Org, Paulo, H.H col.) 12 ex., 6 lâminas; Ribeirão corrente (i. 2020, Obatã/Org, Paulo, H.H col.) 15 ex., 7 lâminas; Ribeirão corrente (xi. 2019, Obatã/Org, Paulo, H.H col.) 13 ex., 6 lâminas.

a. Posição de espécies de insetos no hospedeiro: **R:** raiz; **Ts:** caule; **Br:** ramos; **Le:** folha; **Fr:** fruto; **Fl:** Flores; **Ps:** Plântula e mudas de café.

b. Agrof: Agroflorestal, Conv: Convencional, Org: Orgânico.

2.3. Sazonalidade das cochonilhas em três sistemas de manejo do café

A avaliação da sazonalidade das espécies de cochonilhas foi realizada através de coletas bimestrais, em plantas de café arábica da cultivar Obatã amarelo, com espaçamento de 3 x 0,5 metros de plantio, nos sistemas de manejo convencional (20°30'16.9"S e 47°33'13.7"W) sem restrição de uso de produtos fitossanitários, no

manejo orgânico (20°30'07.6"S e 47°32'53.7"W) no qual é proibido o uso de produtos químicos e transgênicos, e no manejo agroflorestal consorciado com árvores de cedro australiano *Toona ciliata* M. Roem (Meliaceae) com o café (20°30'09.7"S e 47°32'44.0"W), sendo que nos três sistemas de manejo foram utilizadas práticas agrícolas para uma Produção Sustentável do café arábica na Fazenda Bela Época (Figura 1), no município de Ribeirão Corrente, na mesma região cafeeira (Tabela 2).



Figura 1. Localização das áreas de coletas na Fazenda Bela Época, nos sistemas de manejo Convencional, Orgânico e Agroflorestal.

3. Resultados

3.1. Distribuição das cochonilhas associadas ao café na Alta Mogiana

Foi obtido um total de 935 amostras de cochonilhas, distribuídas em três famílias e 18 morfoespécies, sendo 16 identificadas em nível específico: *Alecanochiton*

marquesi (Hempel, 1921); *Coccus alpinus* (De Lotto, 1960); *Coccus brasiliensis* (Fonseca, 1957); *Coccus celatus* (De Lotto, 1960); *Coccus viridis* (Green, 1889), *Coccus* sp.1, *Parasaissetia nigra* (Nietner, 1861), *Pulvinaria psidii* (Maskell, 1893), *Saissetia coffeae* (Walker, 1852), *Coccoidea* sp.1. (Coccidae); *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896), (Diaspididae), *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893), *Dysmicoccus texensis* (Tinsley 1900), *Phenacoccus crassus* (Granara de Willink, 1983), *Phenacoccus solani* (Ferris, 1918), *Phenacoccus* sp., *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Pseudococcus cryptus* (Hempel 1918) e *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Pseudococcidae). Registra-se pela primeira vez *P. trilobitiformis*, *C. alpinus*, *C. celatus* e *P. longispinus* infestando *C. arabica* no estado de São Paulo e *P. crassus* em associação com uma planta da família Rubiaceae (Tabela 1 e 3).

Dentre as espécies coletadas na região da Alta Mogiana, 93,75% são exóticas (Tabela 4) e todas são polípagas, exceto *C. brasiliensis*, a qual ainda não podemos afirmar sua especificidade. Esta foi descrita a partir de espécimes coletados sobre *Coffea* sp. no município de Botucatu, estado de São Paulo, Brasil, sendo este seu único registro até o momento.

Tabela 4. Espécies de cochonilhas e sua origem, coletadas sobre plantas de café arábica nos municípios da região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil.

Espécies	Origem	Referências
<i>Alecanochiton marquesi</i>	Neotropical	Silva, et al., 1968; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Coccus alpinus</i>	África	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Coccus brasiliensis</i>	Neotropical	Silva, et al., 1968; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Coccus celatus</i>	África	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Coccus viridis</i>	África	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Dysmicoccus brevipes</i>	Neotropical	Beardsley, 1993; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Dysmicoccus texensis</i>	Neotropical	Fornazier et al., 2017; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Parasaissetia nigra</i>	África	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Phenacoccus solani</i>	-	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016

Tabela 4. Continuação

<i>Phenacoccus crassus</i>	Neotropical	Granara de Willink & Szumik (2007)
<i>Planococcus citri</i>	Ásia	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Pseudaonidia trilobitiformis</i>	-	Fornazier et al., 2017; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Pseudococcus cryptus</i>	Ásia	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Pseudococcus longispinus</i>	Austrália	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Pulvinaria psidii</i>	-	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016
<i>Saissetia coffeae</i>	África	Wyckhuys et al., 2013; Garcia e Morales et al., 2016

Dentre as espécies coletadas, as mais frequentes e com maiores níveis de infestação observados foram *D. texensis* (18,29%), *P. trilobitiformis* (14,57%), *P. citri* (13,80%) e *C. brasiliensis* (13,37%) (Figura 2, Tabela 3). Entretanto, as espécies *P. trilobitiformes* (12), *D. texensis*, *P. citri* e *S. coffeae* (9) foram registradas em um maior número de municípios, enquanto, *C. alpinus*, *C. celatus* e *P. crassus* restritos a um município da região da Alta Mogiana Paulista.

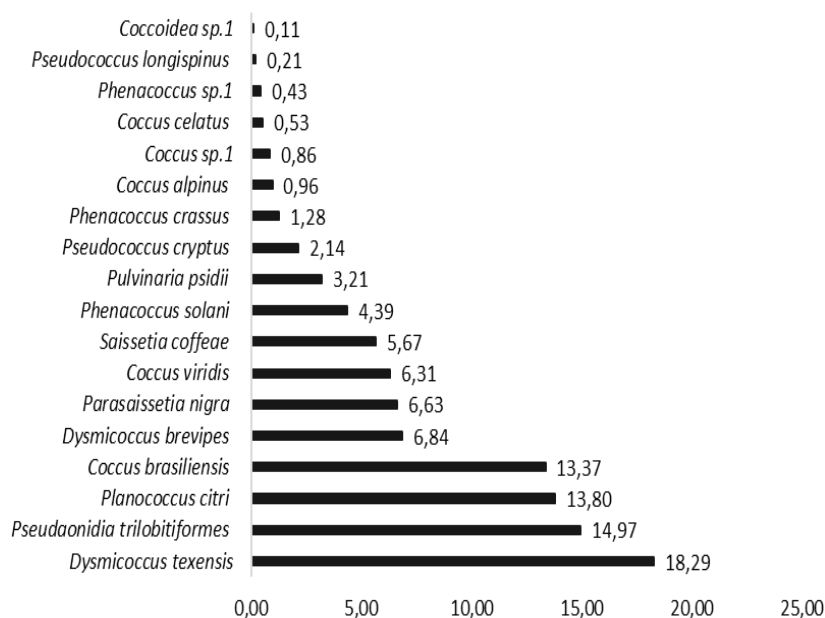


Figura 2. Porcentagem (%) de plantas de café arábica infestada por cada espécie de cochonilha, coletadas entre junho de 2018 a outubro de 2020, na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil.

Algumas estruturas das plantas de café infestadas pelas cochonilhas foram registradas pela primeira vez: *A. marquesi* sobre o caule de mudas e nos frutos dos ramos inferiores das plantas adultas; *C. alpinus* e *C. viridis* sobre os frutos; *C. brasiliensis* sobre caule de mudas, folhas e frutos de plantas adultas; *P. nigra* e *P. psidii* sobre as folhas e frutos; *P. psidii* nos ramos; *S. coffeae* sobre o caule; *D. brevipes* nos ramos, e nas roseta dos frutos; *D. texensis* sobre a raiz e caule de mudas; *P. crassus* no caule e nos frutos; *P. solani* sobre os ramos e frutos; *P. citri* obtida na raiz e no caule de mudas; *P. cryptus* no caule e nos ramos; e *P. longispinus* no caule de plantas de café arábica (Tabela 5).

Tabela 5. Espécies de cochonilhas associadas aos estádios fenológicos e as estruturas das plantas de café arábica, obtidas na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil.

Cochonilhas Espécies/Família	Estádios Fenológicos	Estrutura da planta de café	Referências (Registro na literatura)
Coccidae			
<i>Alecanochiton marquesi</i> Hempel, 1921	V e R	Caule de mudas*, folhas**, ramos**, frutos*	Silva et al. 1968 Fornazier et al. 2017
<i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960;	V e R	Ramos**, frutos*, folhas**, brotações**, mudas **	Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al. 2017
<i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca, 1957	V e R	Caule de mudas*, ramos**, folhas* e frutos*; caule**, colo do caule e nas raízes das mudas**	Silva et al. 1968; Granara de Willink et al. 2010; Santa-Cecilia et al. 2020
<i>Coccus celatus</i> De Lotto, 1960	V e R	Ramos**, folhas**	Fornazier et al. 2017
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	V e R	Ramos**, folhas**, frutos*, brotações**, rosetas**, mudas**	Silva et al. 1968, Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al. 2017
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	V e R	Ramos**, folhas*, frutos*	Silva et al. 1968
<i>Pulvinaria psidii</i> (Maskell,1893)	V e R	Ramos*, folhas*, frutos*	Silva et al. 1968
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	V e R	Caule*, ramos**, folhas**, roseta dos	Silva et al. 1968; Fornazier et al. 2017;

			frutos**	Santa-Cecilia et al. 2020
Diaspididae				
<i>Pseudaonidia</i> (Green, 1896)	<i>trilobitiformis</i>	V e R	Folhas**, ramos**	Fornazier et al. 2017; Santa-Cecilia et al. 2020
Pseudococcidae				
<i>Dysmicoccus</i> (Cockerell, 1893)	<i>brevipes</i>	V e R	Ramos*, roseta dos frutos*, Roseta**, caule ** raiz **	Silva et al. 1968; Santa-Cecilia et al. 2014, 2020
<i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley 1900)		V e R	Raiz e caule de mudas*; raiz e caule de plantas adulta **	Fornazier et al. 2017; Santa-Cecilia et al. 2007, 2020
<i>Phenacoccus crassus</i> Granara de Willink, 1983		V e R	Caule, frutos*	-
<i>Phenacoccus solani</i> Ferris, 1918		V e R	Ramos e frutos *	-
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)		V e R	Raiz e caule de mudas*; ramos**, folhas**, rosetas nas flores e frutos**, colo do caule e na raiz de plantas adulta**	Silva et al. 1968; Santa-Cecilia et al. 2007, 2014, 2020.
<i>Pseudococcus cryptus</i> Hempel 1918		V e R	Raízes**, caule* ramos*	Silva et al. 1968; Santa-Cecilia et al. 2014
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)		V e R	Caule*, roseta de frutos**	Souza et al. 2008 Santa-Cecilia et al. 2020

V- Vegetativo e **R-** Reprodutivo; *Observado no presente estudo. ** Citado na literatura.

Em cada planta amostrada, de 1 a 3 espécies de cochonilhas foram observadas sobre as diferentes estruturas vegetais da mesma planta. A combinação mais comum é constituída de *P. trilobitiformis* nas folhas e *C. brasiliensis* nos ramos e frutos e esporadicamente *P. citri* e *C. brasiliensis* nas folhas e frutos; e *D. brevipes* e *S. coffeae* nos frutos e *D. texensis* na raiz e *C. viridis* nas folhas.

Sintomas foram observados decorrentes da infestação de cochonilhas sobre as plantas de café, sendo verificados na ocorrência de *C. brasiliensis*, *C. viridis*, *D. texensis* e *P. citri*. Fumagina foi observada sobre frutos e folhas de plantas infestadas por *P. citri* e pelas duas espécies de *Coccus*, sendo na presença destas últimas

observada também nos ramos. Outros sintomas relacionados a *P. citri* foram secamento e queda das flores e frutos de café.

As plantas infestadas por *D. texensis* no período de formação, até os 3 anos de idade, apresentaram sintomas como o amarelecimento das folhas, tornando-se cloróticas, quedas de folhas e frutos, e secamento dos ramos plagiotrópicos da base para o ápice da planta ocasionando a morte. Em plantas com infestação superior a 50 fêmeas adultas, foram também observadas estruturas denominadas de criptas durante todo o ano nas raízes, formadas pelo fungo *Phlebopus* sp. (Boletales: Boletiniellaceae), nos municípios de Franca e Pedregulho. Em períodos de chuvas, verificou-se também o desenvolvimento do micélio do fungo e corpo de frutificação de coloração amarela, recobrindo o colo e as raízes da planta.

3.2. Sazonalidade das cochonilhas em três sistemas de manejo do café

Foram obtidas 377 amostras de cochonilhas, sendo 154 no sistema de manejo agroflorestal, 113 no manejo convencional e 110 no manejo orgânico, coletadas na parte aérea e radicular das plantas de café arábica. As espécies coletadas no estudo relativo à sazonalidade são as mesmas mencionadas no item 3.1., exceto pela ocorrência de *A. marquesi* (Coccidae) no sistema de manejo agroflorestal e não ocorrência de *P. crassus* (Pseudococcidae) coletada no sistema de manejo convencional no município de Batatais, totalizando 16 espécie para a região (Tabela 3).

Dentre os sistemas de manejo, o maior número das espécies de cochonilhas foi encontrado no sistema agroflorestal (13) e orgânico (12), seguido do convencional (10). Do total das amostras de cochonilhas obtidas, 48,27% são representantes da família Coccidae, 39,26% Pseudococcidae e 12,46% Diaspididae.

As cochonilhas coletadas associadas ao café em diferentes épocas do ano, foram: *P. cryptus* no verão, outono e inverno; *C. viridis*, *P. longispinus* na primavera, verão e inverno; *P. solani* na primavera e no verão; *C. alpinus*, *P. nigra* e *P. psidii* no inverno e outono e *C. celatus* no verão; *A. marquesi*, *C. brasiliensis*, *S. coffeae*, *P. trilobitiformis*, *D. brevipes*, *D. texensis* e *P. citri* nas quatro estações do ano (Tabela 6).

A cochonilha *A. marquesi* foi coletada sobre as mudas de café, nos ramos, no caule e nas axilas das folhas de café, apenas no manejo agroflorestal. As demais espécies encontradas foram coletadas sobre as mesmas estruturas das plantas descritas anteriormente no item 3.1., nos sistemas de manejo agroflorestal, convencional e orgânico.

Espécies de Cochonilhas	jul./18			set./18			nov./18			jan./19			mar./19			mai./19			jul./19			set./19			nov./19			jan./20			ago./20			out./20			
	Inverno			Inverno			Primavera			Verão			Outono			Outono			Inverno			Inverno			Primavera			Verão			Inverno			Primavera			
	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O	A	C	O				
Coccidae																																					
<i>Alecانochiton marquesi</i> Hempel, 1921	0	0	0	2	0	0	5	0	0	2	0	0	6	0	0	7	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0			
<i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	9	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0			
<i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca, 1957	2	0	0	3	2	2	4	5	2	8	9	1	3	5	0	0	0	0	0	3	0	1	0	0	0	0	5	2	7	2	0	0	0	1	0	0	
<i>Coccus celatus</i> De Lotto, 1960	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	0	2	0	2	0	0	4	0	2	6	0	0	2	3	0	0	0	1	0	0	0	0	3	0	3	2	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Pulvinaria psidii</i> (Maskell,1893)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	0	0	0	0	0	0	0	2	1	5	2	3	0	5	0	0	2	0	3	2	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	
Diaspididae																																					
<i>Pseudanoidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	2	1	1	1	5	8	1	1	0	1	3	1	0	1	0	3	1	0	1	2	1	0	1	0	1	2	1	0	3	2	0	3	1	0	7	2	
Pseudococcidae																																					
<i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell,1893)	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	4	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
<i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley 1900)	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	3	14	0	1	1	0	0	0	0	0	4	0	3	0	0	0	0	0	0	
<i>Phenacoccus solani</i> Ferris, 1918	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	0	0	0	
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	2	5	2	0	3	5	3	5	11	0	1	5	1	1	0	0	0	0	15	0	0	0	0	0	0	1	4	5	0	4	0	0	0	0	2	0	0
<i>Pseudococcus cryptus</i> Hempel 1918	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	0	0	4	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	7	0	0	0	0	0	6	

4. Discussão

4.1. Distribuição das cochonilhas associadas ao café na região da Alta Mogiana

Dentre as 42 espécies de cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil, 30 foram registradas nesta cultura no estado de São Paulo, 16 no decorrer deste estudo e 14 anteriormente relatadas por outros autores (Tabela 1).

A variação no complexo de espécies de artrópodes que infestam uma determinada cultura ao longo do tempo em uma determinada região, ou entre diferentes regiões geográficas, pode estar relacionada, principalmente, às condições edafoclimáticas, às introduções de espécies, identificações e associações errôneas, diferentes formas de manejo das plantas, ou mesmo à falta de levantamentos sistemáticos.

Entre as espécies da família Coccidae, associadas à *C. arabica* em diversos países produtores de café, principalmente do continente Africano, América Central e do Sul, algumas espécies encontram-se amplamente difundidas na cultura, como *C. alpinus*, *C. celatus*, *C. viridis*, *P. nigra*, *P. psidii* e *S. coffeae*; entretanto, a maioria das espécies tem distribuição restrita, como por exemplo, *A. marquesi* e *C. brasiliensis* registradas sobre plantas de café apenas no Brasil (Kondo, 2013; Fornazier et al. 2017).

Na região Sudeste, que inclui os principais estados produtores de café arábica, o número de espécies de cochonilhas associadas é variável: Minas Gerais (21), Espírito Santo (18) e Rio de Janeiro (11) (Tabela 1). Dentre as sete espécies registradas nos três estados sobre plantas desta cultura, *C. viridis* e *S. coffeae* (Coccidae), *Hemiberlesia cyanophylli* (Signoret, 1869) e *H. lataniae* (Signoret, 1869), *Ischnaspis longirostris* (Signoret, 1882) (Diaspididae), *P. citri* e *P. cryptus* (Pseudococcidae), as três da família Diaspididae não foram coletadas durante esta investigação.

Um levantamento das cochonilhas associadas às raízes de plantas de café arábica, no norte da província de Santander, Valle de Cauca, na Colômbia, registrou 21 espécies distribuídas em 12 gêneros e cinco famílias. Pseudococcidae foi a mais representativa com 10 espécies, seguida por Rhizoecidae (7), Coccidae (1), Ortheziidae (1) e Putoidae (1) (Caballero et al., 2018). Para o Brasil, 10 espécies distribuídas em

três famílias foram associadas ao sistema radicular das plantas de café arábica, distribuídas nos gêneros *Coccus*, *Dysmicoccus*, *Geococcus*, *Planococcus*, *Pseudococcus* e *Rhizoecus* (Silva et al., 1968; Santa-Cecilia e Souza, 2014; Fornazier et al., 2017).

Dentre as espécies obtidas neste estudo, *A. marquesi*, *D. brevipes*, *D. texensis*, *P. crassus* e *C. brasiliensis* são de origem Neotropical. As demais são exóticas, originárias principalmente das regiões Afrotropical e Oriental (Tabela 4). Estas provavelmente foram transportadas pelo homem juntamente às suas plantas hospedeiras, ou parte delas, como o *C. arabica* originário da África, ao serem introduzidas pela primeira vez na América do Sul e no Brasil (Wyckhuys et al., 2013; Martinelli et al., 2014). Todas, exceto *C. brasiliensis* são polífagas, encontrando-se associadas a uma ou três espécies do gênero *Coffeae*, além de inúmeras plantas cultivadas, dentre elas muitas frutíferas e ornamentais (Garcia Morales et al., 2016). Em levantamento de cochonilhas sobre plantas cítricas no estado de São Paulo, entre 2014 e 2017, cinco espécies foram comuns às coletadas no decorrer deste trabalho, *C. viridis*, *S. coffeae*, *P. trilobitiformis* e *P. citri* (Almeida et al., 2018). A grande variedade de plantas hospedeiras desses insetos facilita o seu estabelecimento em diversas áreas, bem como a sua dispersão.

Outra explicação para a variação das espécies de cochonilhas associadas às plantas de café em diferentes regiões pode estar relacionada a erros de identificação, principalmente devido às notáveis semelhanças macro e microscópicas entre algumas dessas espécies. Por exemplo, *P. citri*, que é conhecida por infestar plantas de *C. arabica*, plantas cítricas, entre muitas outras plantas hospedeiras no estado de São Paulo; e *P. minor* (Maskell), que tem sido relatado nos estados de Rondônia, Minas gerais, Espírito Santo, Paraíba e Pernambuco, sobre café conilon, cacau, picão preto, algodão, fruta do conde e graviola, são espécies crípticas (García Morales et al. 2016; Rondelli et al. 2018; Pacheco da Silva et al. 2019). Assim, as informações relacionadas à ocorrência de *P. citri* devem ser revistas, através de estudos a nível molecular, como realizado pelo autor a partir de amostras coletadas nesta região (Paulo et al., no prelo).

Revisões das espécies dos gêneros *Coccus* associada à *C. arabica* no Brasil (Granara De Willink et al., 2010), bem como do gênero *Dysmicoccus* para a região Neotropical (Granara de Willink, 2009), indicam que possivelmente muitos dos registros anteriores, principalmente relacionados a *C. viridis* ou *D. brevipes* sobre inúmeras plantas hospedeiras, pode tratar-se de outras espécies, tendo sido erroneamente identificadas. Atualmente, sete espécies do gênero *Coccus*, e cinco do gênero *Dysmicoccus* são conhecidos por infestar *C. arabica* no Brasil (Fornazier et al. 2017; Santa-Cecilia et al. 2020).

As espécies de cochonilhas coletadas em maior porcentagem de plantas de café arábica nos municípios da região da Alta Mogiana foram: *C. brasiliensis*, *D. texensis*, *P. trilobitiformis* e *P. citri*. Estas também foram registradas a um maior número de municípios, assim como *S. coffeae*, com distribuição semelhante a *C. brasiliensis* na planta hospedeira.

A cochonilha da raiz do cafeeiro, *D. texensis* é de origem Neotropical, e foi descrita a partir de amostra coletada sobre raiz de *Coffea* sp., no município de Penápolis em 1918. Posteriormente, este pseudococcídeo foi registrado na região de Garça e na Mogiana, no estado de São Paulo. No Brasil, sobre *C. canephora* no estado de Rondônia (Costa et al. 2009), sobre raízes e frutos de *Coffea* sp. no estado do Espírito Santo (Culik et al., 2011) e nas raízes de *C. arabica* nas regiões do Jequitinhonha, Triângulo Mineiro e Sul do estado de Minas Gerais (Souza et al., 2008; Santa-Cecilia e Souza, 2014).

Pseudaonidia trilobitiformis foi registrada sobre as folhas de *C. canephora* no estado do Espírito Santo (Culik et al., 2008). Esta espécie foi a única cochonilha da família Diaspididae coletada no decorrer deste trabalho, obtida em 12 municípios da região da Alta Mogiana.

Planococcus citri encontra-se distribuída de norte a sul do Brasil. No estado de Rondônia, foi registrada em rosetas dos frutos de *C. canephora* (Costa et al. 2009). Na região nordeste do país, *P. citri* foi registrada sobre as raízes de plantas de café pela primeira vez em 1927, no município de Bananeiras, no estado da Paraíba (Santa-Cecília et al., 2020). Posteriormente, infestações generalizadas foram registradas em

lavouras de café arábica na safra 2005/2006, no estado da Bahia. Na região Sudeste, este pseudococcídeo foi relatado sobre plantas de *C. arabica*, desde a décadas de 70 no Sul do estado de Minas Gerais e Espírito Santo, com registros de infestações a níveis elevados em 2001, ocasionando prejuízos aos produtores do Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba (Santa-Cecília et al., 2007; 2014) e em mais de 50 municípios de Norte a Sul do estado Espírito Santo, infestando ramos, flores e frutos de *C. canephora*, causando danos de até 100% da produtividade com prejuízos anuais superiores a US\$ 10 milhões para a cafeicultura do estado (Santa-Cecília et al., 2007; 2014, Fornazier 2016).

Os registros das espécies de cochonilhas ocorrendo ao mesmo tempo em diferentes estruturas na mesma planta de café foram relatados neste trabalho. Estas informações são úteis para o monitoramento e controle das cochonilhas do cafeeiro, colaborando para a otimização dos produtos de controle, químico ou biológico, desde que tenha eficácia no controle do conjunto de espécies comuns, ocorrendo em um determinado período, principalmente dos gêneros *Coccus*, *Planococcus* e *Dysmicoccus*, reduzindo custo para o controle das pragas.

Os principais sintomas e injúrias observados foram: fumagina sobre os frutos e folhas; secamento e queda das flores e frutos nas plantas infestadas por *P. citri*; e amarelecimento das folhas e queda das mesmas e dos frutos, secamento dos ramos plagiotrópicos da base para o ápice da planta ocasionando a morte, em plantas com infestação por *D. texensis* nas raízes, com número de fêmeas adultas superior a 50 indivíduos, foram também observadas pipocas denominadas de criptas, formadas por interação com fungos, corroborando com Santa Cecilia et al. (2007, 2014) que relataram *D. texensis* sobre as raízes de café arábica, nos estados de Minas Gerais e São Paulo. Entretanto, a espécie de fungo formador das criptas, aqui registrada é do gênero *Phlebopus* (Boletales: Boletinellaceae), enquanto o fungo mencionado por Santa Cecilia et al. (2007) associado ao mesmo pseudococcídeo trata-se do gênero *Bornetina*. Em ambos os casos, o micélio do fungo forma um envoltório de coloração amarelada sobre a colônia de cochonilha, constituindo uma sucessão de criptas ou nodosidades. O comprometimento do sistema radicular do cafeeiro pelas criptas leva ao

impedimento da absorção de água e nutrientes via solo e, com isso, as plantas tornam-se debilitadas e morrem em seguida (Santa-Cecília et al., 2007, 2020).

Galhas resultantes de interações entre *Phlebopus portentosus* (Berk. E Br.) (Boletales: Boletinellaceae) e seis espécies de Pseudococcidae, constituindo galhas tipo nas raízes de mais de 21 espécies de plantas, incluindo *Citrus maxima* (Burm) (Rutaceae), *C. arabica* (Rubiaceae) e *Artocarpus heterophyllus* (Lam) (Moraceae), nas regiões tropicais da China e norte da Tailândia foram relatados por Zhang et al. (2015).

Nas raízes, as cochonilhas ninfas e adultos de *D. texensis* sugam continuamente a seiva, e o excesso de substância açucarada ingerida é eliminada em forma de gotículas *honeydew*, servem como substrato para o desenvolvimento do fungo que formam as criptas. As formigas doceiras também são atraídas pelo *honeydew*, caracterizando uma simbiose com as cochonilhas, dando-lhe proteção e transportando-lhes entre plantas (Santa-Cecília et al., 2020).

Os principais prejuízos de *D. texensis* são relatados em cafeeiros novos com idade inferior a cinco anos, ou em cafeeiros recém-plantados em áreas de lavouras antigas, uma vez que esses solos geralmente encontram-se bastante infestados pela praga (Santa-Cecília et al., 2007, Souza et al. 2007).

4.2. Sazonalidade das cochonilhas em diferentes sistemas de manejo do café

Do total de 377 amostras de cochonilhas obtidas, 41% foram no sistema de manejo agroflorestal com ocorrência de 13 das 16 espécies coletadas sobre café arábica na região da Alta Mogiana. No manejo convencional, coletou-se 30% das amostras e no orgânico 29% correspondentes a 10 e 12 espécies, respectivamente.

Na fazenda Bela Época, onde foi realizado o estudo de sazonalidade, a área de manejo convencional, próxima às áreas de manejo agroflorestal e orgânico, embora se tenha obtido número de amostras intermediário e número de espécies inferior às demais áreas, não foi verificado altos níveis de infestação de cochonilhas nas plantas amostradas, bem como injúrias ou sintomas visíveis, como observado para outras

localidades da Alta Mogiana, onde a forma de manejo era exclusivamente convencional. Além disso, dentre as espécies não registradas no manejo convencional desta propriedade, em relação às demais áreas avaliadas, destacam-se, *A. marquesi*, espécie nativa registrada apenas no sistema agroflorestal, *D. brevipes* e *D. texensis* de origem neotropical associada principalmente ao sistema radicular das plantas de café, além de *P. cryptus* e *P. solani*, ambas exóticas e polífagas. *P. cryptus*, que embora tenha sido coletada sobre estruturas aéreas das plantas de café, tem sido associada, em geral, às plantas cítricas.

Nas lavouras de café sob manejo convencional é comum a utilização de inseticidas químicos sistêmicos neonicotinoídes (imidacloprid e thiamethoxam) para o controle de insetos-praga, como o bicho mineiro, *Leucoptera coffeella* (Guérin-Méneville, 1842). Estes inseticidas, aplicados via solo, podem atuar no controle de outras espécies de insetos não alvo, como as cochonilhas (Souza et al. 2007; Fornazier 2016). Entretanto, como as espécies associadas à raiz de café foram obtidas em outras áreas de manejo convencional amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1), provavelmente a ausência destas na área de cultivo convencional da Fazenda Bela Época possa estar relacionada a outros fatores, como idade das plantas, roçada constante com eliminação de plântulas e mudas de café, que frequentemente hospedam estes insetos, prática da varrição (que é a retirada dos frutos caídos embaixo da copa das plantas adultas), o solo ser do tipo argiloso, adição de material orgânico como fonte de adubação aumentando a biodiversidade de microrganismo no solo, dentre eles os fungos entomopatogênicos e as bactérias, entre outras práticas de manejo da lavoura.

No sistema de manejo agroflorestal, o número de amostras obtidas foi maior em relação aos demais sistemas. Todavia, o número de espécimes observados por planta foi menor em relação às outras áreas, sendo comum a ocorrência de um a sete espécimes por planta. Provavelmente, uma maior riqueza de inimigos naturais presentes nesse sistema tenha influenciado nas baixas populações dos insetos-praga. De acordo com Thiplehorn & Johnson (2011), a riqueza das espécies de insetos pode estar relacionada à capacidade de dispersão e adaptação, na seleção de ambientes e

de plantas hospedeiras, na atuação dos inimigos naturais, além da dinâmica populacional dos insetos ser altamente influenciada pela heterogeneidade dentro de um mesmo habitat.

A ocorrência das cochonilhas associadas ao café em diferentes épocas do ano ou em diferentes partes da planta, pode estar relacionada ao clima (temperatura, umidade e precipitação), características e biologia do inseto, estágio fenológico da planta hospedeira, e a presença de outras plantas hospedeiras próximas a área de cultivo, entre outras.

No período da primavera e verão com os maiores índices de precipitação e da umidade relativa do ar, entre os meses de setembro a janeiro-fevereiro (Figura 1), foram encontradas todas as espécies de cochonilhas nos três sistemas de manejo, com exceção a *C. alpinus*, *P. nigra* e *P. psidii* obtidas sobre os frutos e ramos, encontrada na Fazenda Bela Época apenas no período do outono e inverno. Entretanto, *P. nigra* e *P. psidii* ocorreram em outras áreas de manejo convencional amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1). As espécies de coccídeos e pseudococcídeos foram observados infestando diferentes estruturas das plantas, nos estádios fenológicos vegetativo e reprodutivo do cafeeiro.

As cochonilhas, por serem insetos sésseis, são ainda mais suscetíveis a alterações climáticas pois sua mobilidade é restrita. Com relação a temperatura e consequente desidratação do inseto, algumas adaptações foram observadas para espécies das diferentes famílias do grupo, como escudos ou carapaças recobrimdo total ou parcialmente o corpo, como ocorre com os coccídeos e diaspidídeos, bem como o hábito de infestar as partes mais protegidas das plantas, característico dos pseudococcídeos (William, Granara de Willink, 1992; Grazia et al. 2012; Mani e Shivaraju 2016).

O diaspidídeo *P. trilobitiformis* ocorreu durante todas as estações dos anos, sobre as regiões das nervuras das folhas de café. Já os coccídeos foram encontrados sobre as folhas das mudas, abaixo da copa da planta produtiva nos sistemas de manejo orgânico e agroflorestal no período da primavera, verão e outono, sobre as brotações

emitidas no caule (ramo ortotrópico) e nos ramos plagiotrópicos sobre as folhas e frutos das plantas adultas, nos três sistemas de manejo avaliados na Fazenda Bela Época.

Alecanochiton marquesi foi coletada sobre as mudas, ao qual, se encontravam sob a projeção da copa das plantas de café adultas em produção, em todas as quatro estações, apenas no sistema de manejo agroflorestal. De acordo com Fornazier et al (2017), esta espécie é raramente encontrada em café de produção comercial; em geral, ocorre em cultivos abandonados. Na região Neotropical, *A. marchesi* foi relatada sobre ramos e folhas de *C. arabica* nos estados de São Paulo e Minas Gerais; sobre diversas plantas frutíferas e silvestres nos estados de Paraíba, Pernambuco, Rio de Janeiro e Santa Catarina no Brasil; e sobre plantas frutíferas e silvestres na Colômbia, Costa Rica e Porto Rico (Silva et al. 1968; Jenkins et al. 2014; Dix Luna et al., 2018).

Coccus alpinus foi obtida dos ramos e frutos de café no outono nos manejos agroflorestal e orgânico e sobre os ramos no inverno no manejo convencional, apenas na área de estudo. No Brasil, esta espécie é relatada nos estados da Bahia, Minas Gerais e Espírito Santo sobre as folhas, ramos e brotações de café arábica (Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al 2017).

Coccus brasiliensis foi amostrada das brotações do caule, nos ramos, folhas e frutos das plantas na primavera, verão e no inverno nos sistemas de manejo agroflorestal, convencional e orgânico. Este mesmo coccídeo foi coletado em outras áreas de manejo convencional e orgânico amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1). O primeiro registro de *C. brasiliensis* foi realizado por Fonseca (1957) a partir de amostras coletadas no caule e no colo do caule de plantas de café no município de Botucatu, estado de São Paulo, no Brasil (Silva et al. 1968; Granara de Willink et al. 2010).

Coccus celatus foi obtida dos ramos e folhas de café no verão apenas no sistema de manejo convencional na Fazenda Bela Época. No Brasil, esta espécie é registrada nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo sobre folhas e ramos de café arábica (Granara de Willink et al. 2010; Fornazier et al 2017).

A cochonilha verde *C. viridis* foi coletada sobre as brotações no caule, ramos, folhas e frutos, sendo encontrada na primavera nos três sistemas de manejo, no

inverno e outono nos sistemas agroflorestal e convencional sobre folhas e ramos, e no verão no manejo agroflorestal sobre ramos e frutos na Fazenda Bela Época. Esta mesma espécie foi obtida em outras áreas de manejo convencional amostradas sob as mesmas estruturas da planta nas quatro estações do ano na região da Alta Mogiana (item 4.1). No Brasil, *C. viridis* é registrada sobre ramos e folhas novas de *C. arabica* encontrada nos estados de Minas Gerais e São Paulo e em *C. canephora* nos estados do Espírito Santo e Rondônia (Granara de Willink et al. 2010; Costa et al. 2009).

Coccus viridis possui excelente capacidade de colonização e adaptação a novas áreas e plantas hospedeiras, que podem ser atribuídas ao seu hábito de polífago e modo de reprodução partenogenética (Malumphy & Treseder 2012). Esta espécie ocorre com maior frequência em plantas jovens e brotações novas do café, sendo considerada uma praga importante em *C. arabica* nas regiões de elevada altitude, e que dependendo da infestação pode comprometer o desenvolvimento das folhas e frutos causando perdas na colheita (Murphy 1997). *Coccus viridis* tem elevado sua importância como inseto-praga na cultura do café no Brasil, devido ao aumento da densidade de plantas por hectare e adubações desequilibradas, na busca de maiores produtividades (Fernandes et al. 2009).

Parasaissetia nigra foi obtida dos ramos no inverno e sobre as folhas e frutos no verão nos manejos agroflorestal, convencional e orgânico na Fazenda Bela Época. Esta mesma espécie foi registrada em outras áreas de manejo convencional amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1). No Brasil, é relatado nos ramos de café nos estados de São Paulo e Rio Grande do Sul (Silva et al. 1968) e sobre as folhas e ramos de citros no estado de São Paulo (Almeida et al. 2018).

Pulvinaria psidii foi coletada sobre ramos, folhas e frutos no interior das plantas de café no outono e inverno sob sistema de manejo convencional na Fazenda Bela Época. Entretanto, *P. psidii* é registrada em outras áreas de manejo convencional amostradas no período do verão, na região da Alta Mogiana (item 4.1). No Brasil, esta espécie é associada às folhas de café arábica nos estados da Paraíba, Distrito Federal e São Paulo (Silva et al. 1968), e aos citros em São Paulo (Costa Lima 1936; Garcia Morales et al. 2016).

A cochonilha marrom *S. coffeae* foi amostrada nas quatro estações sob sistema de manejo convencional coletada sobre os ramos, frutos e folhas no sistema orgânico na primavera e no verão, e sobre os ramos e frutos no verão e no inverno sob manejo agroflorestal na Fazenda Bela Época. *Saissetia coffeae* foi também verificada em outras áreas de manejo convencional amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1). No Brasil, *S. coffeae* é registrada associada ao caule e às rosetas dos frutos de *C. canephora* e *Citrus* sp. no estado do Espírito Santo (Culik et al. 2007), nas folhas e ramos de *C. arabica* no estado de Minas Gerais e Espírito Santo (Fornazier et al. 2017), e em café e citros no estado de São Paulo (Silva et al. 1968; Almeida et al. 2018).

A umidade contribui para o aparecimento de fungos, dentre eles os entomopatogênicos, frequentes sobre as populações de cochonilhas nos períodos de maior umidade. A cochonilha *C. viridis* pode ser infectada por fungos, especialmente quando as populações são altas. O fungo *Lecanicillium lecanii* (Zimm) é um dos mais importantes e amplamente distribuídos, e tem alta incidência sobre coccídeos na época de umidade relativa elevada (Silva et al. 1968; Rosado et al. 2014; Santa-Cecilia et al. 2020). Nesta pesquisa, no período de chuvas entre dezembro e fevereiro foi observada a presença de fungos entomopatogênicos controlando as populações de coccídeos, dentre as cochonilhas, *C. viridis* e *C. brasiliensis*, se apresentavam com fungos entomopatogênicos.

Os pseudococcídeos são insetos maiores, com maior quantidade de água e recobertos por cera pulverulenta, conferindo-lhes maior possibilidade de desidratação quando expostos a elevadas temperaturas. Além do hábito críptico, as fêmeas adultas destes insetos possuem pernas devolvidas e maior mobilidade sobre a planta hospedeira, sendo que, algumas espécies podem, inclusive, se movimentar entre raiz e parte aérea ao longo do dia ou ao longo do ano (Mani e Shivaraju 2016; Santa- Cecilia et al. 2020).

Entre os pseudococcídeos coletados no decorrer deste trabalho, *D. brevipes*, *D. texensis*, *P. solani*, *P. citri*, *P. cryptus* e *P. longispinus* foram encontrados nas raízes e partes aéreas das plantas de café, sendo observados nas raízes preferencialmente nos períodos de outono e inverno, e na parte aérea na primavera e verão, após o início das

primeiras chuvas, coincidindo com o início do desenvolvimento reprodutivo, com emissão das gemas floral para a formação dos frutos nas plantas de café.

A cochonilha do abacaxi, *D. brevipes* foi encontrada entre os frutos dos ramos das plantas no período do inverno e outono no sistema de manejo orgânico, na primavera e no verão nas mesmas estruturas descritas no sistema de manejo agroflorestal na Fazenda Bela Época e em outras áreas de manejo convencional amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1). Na região Sudeste do Brasil, *D. brevipes* é registrada sobre os ramos entre os frutos e na raiz de *C. arabica* no estado de Minas Gerais (Santa Cecilia & Souza 2014), nas rosetas de *C. canephora* no estado do Espírito Santo (Fornazier 2016), e, em plantas de citros, no estado de São Paulo (Granara de Willink 2009). De acordo com Santa Cecilia & Souza (2014), a disposição de *D. brevipes* na planta pode variar entre a parte aérea e as raízes, porém apresentam preferência pela parte inferior nas rosetas, entre os frutos dos ramos do cafeeiro, podendo ser encontradas também na base do caule e nas raízes em determinados períodos do ano. Porém, seu ataque em cafeeiros não resulta na formação de criptas nas raízes e nem em queda de frutos, como registrado para *D. texensis* (Santa Cecilia et al. 2007).

Dysmicoccus texensis foi obtida sobre as raízes de plântulas e de mudas de café embaixo da copa das plantas adultas em produção no período do inverno, outono e verão sob manejo agroflorestal; e, no período do inverno e no verão sob a base do caule e nas raízes de mudas e plantas adultas sob sistema de manejo orgânico, na Fazenda Bela Época. Entretanto, não foram encontradas criptas nas raízes das plantas sob manejo orgânico e agroflorestal, como descrito nas amostras de *D. texensis* encontradas em outras áreas de manejo convencional e orgânico amostradas na região da Alta Mogiana (item 4.1).

No Brasil, *D. texensis* foi pela primeira vez relatada em raízes de café com criptas, em Penápolis (1918). Posteriormente, nas regiões cafeeiras da Alta e Média Mogiana; Garça, no estado de São Paulo (Santa-Cecilia et al., 2002, 2007; Santa-Cecilia & Souza 2014) e sobre raízes e frutos de *C. canephora* no estado do Espírito Santo (Culik et al 2011); em plantas de *C. canephora* no estado de Rondônia (Costa et

al. 2009); e nas raízes de *C. arabica* nas regiões do Jequitinhonha, Triângulo Mineiro e Sul do estado de Minas Gerais (Souza et al. 2008; Santa-Cecília & Souza 2014; Fornazier et al. 2017).

A ocorrência de *D. texensis* tem sido relatada nas raízes principalmente após o replantio ou renovação das lavouras de café, em plantas com idade inferior a cinco anos. No entanto, as plantas adultas podem representar focos de infestação para cafeeiros novos em lavouras próximas, e nos plantios com sistema de “dobra” (Souza et al., 2007; Santa-Cecília et al., 2020).

Phenacoccus solani nesta pesquisa é registrada pela primeira vez sobre os ramos e frutos de café arábica coletada no período do verão no sistema de manejo orgânico, e na primavera sob as mesmas estruturas no manejo agroflorestal na Fazenda Bela Época. Esta mesma espécie, foi coletada sobre as mesmas estruturas da planta, em outra área amostrada sob sistema de manejo convencional, na região da Alta Mogiana (item 4.1). Na região Neotropical, *P. solani* é registrada associada a *C. arabica*, sem detalhes da parte da planta onde foi encontrada, na região do Valle do Cauca na Colômbia (Caballero et al. 2018). No Brasil, *P. solani* é registrada apenas nas rosetas dos frutos de *C. canephora*, no estado do Espírito Santo (Fornazier, 2016).

Planococcus citri, neste estudo da sazonalidade, foi encontrada na raiz de plântulas e mudas de café embaixo da copa das plantas adultas em produção no período do inverno e outono, e sobre os frutos no verão, sob manejo agroflorestal; foi encontrada também embaixo da casca do caule no inverno, e sobre os ramos e frutos na primavera e verão sob sistema de manejo orgânico; nas rosetas sobre as inflorescências no final do inverno, e embaixo da casca do caule no outono; e, nos ramos, folhas e frutos na primavera e no verão, sob sistema de manejo convencional, na Fazenda Bela Época. *Planococcus citri* também foi coletada sobre as mesmas estruturas das plantas de café, em outras áreas amostradas, sob sistema de manejo convencional e orgânico, na região da Alta Mogiana (item 4.1).

De acordo com Fornazier et al. (2015), a maior parte do início das infestações de *P. citri* no estado do Espírito Santo ocorreu na primavera, em setembro-outubro, coincidente com a florada e início do pegamento dos grãos. Flores e frutos do café

permitiram o seu desenvolvimento na primavera-verão, e as plantas daninhas associadas ao café podem servir de refúgio. *Planococcus citri* se refugia nas raízes do cafeeiro do final do verão ao início da primavera, quando se move para a parte aérea das plantas (Fornazier 2016).

Pseudococcus cryptus foi coletada sobre a raiz, caule e ramos da parte inferior de plantas de café no período do inverno no sistema de manejo orgânico, e no período do verão e no outono no caule sob o manejo agroflorestal, na Fazenda Bela Época; e, em outras áreas amostradas, sob manejo convencional e orgânico, na região da Alta Mogiana (item 4.1). Na região Sudeste do Brasil, *P. cryptus* foi registrada sobre raiz de café, em plantas de *C. limonia* e *C. sinensis* no estado de São Paulo (Silva et al. 1968; Santa-Cecilia & Souza 2014; Almeida et al, 2018).

A cochonilha-branca-de-cauda-longa, *P. longispinus*, neste estudo é relatada pela primeira vez associada ao colo do caule no período do inverno sob manejo agroflorestal; e, nos ramos plagiotrópicos do café no período da primavera e verão no sistema de manejo orgânico, na Fazenda Bela Época. Esta mesma espécie, foi amostrada no município de Buritizal, sob manejo orgânico, na região da Alta Mogiana (item 4.1). Na região Sudeste do país, *P. longispinus* foi registrada nas rosetas dos frutos de *C. arabica*, no estado de Minas Gerais (Souza et al. 2008); em associação *Coffea* sp. no estado do Espírito Santo (Culik, et. al., 2007); e com plantas de laranja, goiaba e soja, na região de Ribeirão preto (Costa-Lima 1942; Siqueira 2018). Segundo Santa Cecilia et al. (2007), *P. longispinus* pode ocorrer em uma ou outra lavoura, em grande infestação pode acarretar prejuízos significativos, porém, não é considerada uma praga importante do café, já que é um inseto esporádico nestas lavouras.

O conhecimento aqui registrado acerca das espécies de cochonilhas associadas ao café arábica, nas diferentes estruturas nos dois estádios fenológicos da planta (vegetativo e reprodutivo), nos três sistemas de manejo da cultura na região da Alta Mogiana, é essencial para o conhecimento das interações das espécies com a planta, sendo um importante instrumento para o monitoramento e o controle, contribuindo com o planejamento das táticas de manejo integrado de pragas.

Declaração de conflito de interesse

Os autores declaram não haver conflito de interesse.

Agradecimentos

À Fundação de Amparo à Pesquisa do estado de São Paulo - FAPESP, pelo apoio financeiro para a realização da pesquisa (Processo nº 2018/07260-1). Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) da FCAV/UNESP. Aos Proprietários da Fazenda Bela Época e aos cafeicultores da região da Alta Mogiana, pela confiança e apoio na liberação das lavouras de café arábica para a realização da pesquisa. Ao Dr. Rogerio Biaggioni Lopes (EMBRAPA) pela identificação do fungo associado às cochonilhas da raiz do cafeeiro.

5. Referências

Almeida LFV, Peronti ALBG, Martinelli NM, Wolff VRS (2018) A Survey of Scale Insects (Hemiptera: Coccoidea) in Citrus Orchards in São Paulo, Brazil. **Florida Entomologist**, 101: 353-363.

BSCA (2020) Brazil Specialty Coffee Association. **O que são cafés especiais**. Disponível em: <https://bsca.com.br/cafe-especiais.php>. Acesso 02 mai. 2020.

Caballero A, Amalia Ramos-Portilla A, Nancy GZ, Benavides P (2018). Insectos escama (Hemiptera: Coccoomorpha) en raíces de café de Norte de Santander y Valle del Cauca, Colombia y descripción de una nueva especie. **Revista Colombiana de Entomología**, 44:120-128.

CECAFE (2020) Conselho dos Exportadores de Café do Brasil. **Dados estatísticos de 2020**. Disponível em: <http://www.cecafe.com.br>. Acesso em: 30 de jan. 2021.

CONAB – Companhia Nacional De Abastecimento (2020). **Acompanhamento da safra brasileira: café**. 5(6). Brasília: Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/cafe>>. Acessado em: 20 jan. 2021.

Costa-Lima, AM (1936) Terceiro catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Ministério da Agricultura. RJ, Brazil.

Costa JNM, Teixeira CAD, Sallet LAP, Gama FC (2009) Cochonilhas ocorrências em cafezais de Rondônia. Porto Velho: Embrapa Rondônia (Embrapa Rondônia. Circular técnica 110).

Costa-Lima AM (1942) Homópteros. In: **Insetos do Brasil**. 3. tomo. [Rio de Janeiro]: Escola Nacional de Agronomia, (Série Didática, 4). 327f. Disponível em:<<http://www.ufrj.br/institutos/ib/ento/tomo03.pdf>>. Acesso 13 dez. 2020.

Culik MP, Martins DS, Ventura JA, Peronti ALBG, Gullan PJ, Kondo T (2007) Coccidae, Pseudococcidae, Ortheziidae, and Monophlebidae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Biota Neotrop** 7: 61-65.

Culik MP, Martins DS, Ventura JA, Wolff VF (2008) Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Journal of Insect Science**, 8:1-6. Doi: 10.1673/031.008.1701

Culik MP, Martins DS, Ventura JA (2011) New distribution and host records of chalcidoid parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in Espírito Santo, Brazil. **Biocontrol Science and Technology** 21:877-881. DOI: 10.1080/09583157.2011.588319

Dix-Luna OJ, Montes-Rodríguez JM, Kulikowski AJ, Kondo T (2018) *Alecanochiton marquesi* (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae), a new record for Colombia and Costa Rica, and description of its first-instar nymph. **Caldasia**, 40: 246-254.

Fernandes FL, Picanço MC, Fernandes ME, Galdino TV, Tomaz AC (2009) Perdas causadas por *Coccus viridis* (Hemiptera: Coccidae) em mudas de *Coffea arabica* L. **EntomoBrasilis** 2:49-53.

Fornazier MJ (2016) **Bioecologia, dano e controle de *Planococcus Citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) em *Coffea canephora* Pierre Ex Froehner (Rubiaceae)**. 2016. 91 f. Tese (Doutorado em Entomologia), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

Fornazier MJ, Martins DS, Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira P SF, Zanuncio JC (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with arabica coffee and geographical distribution in the neotropical region. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 89:3083-3092.

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB (2016). ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics. Database, New York, p. 1-5. Doi: 10.1093/database/bav118. Disponível em: <http://scalenet.info>. Acessado em:11/01/2021

Granara De Willink MC (2009) *Dysmicoccus* de la región neotropical (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 68:11-95.

Granara De Willink MC, Szumik C (2007) Phenacoccinae de Centro y Sudamérica (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae): Sistemática y Filogenia. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 66: 29-129.

Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira PS (2010) Las Especies de *Coccus* que afectan *Coffea arabica* en Brasil (Coccoidea: Coccidae) y redescription de dos especies. **Neotropical Entomology** 39:391-399.

Granara De Willink MC (1990) **Conociendo nuestra fauna. I. Superfamilia Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha)**. Facultad de Ciencias Naturales y Instituto Miguel Lillo (Serie Monográfica y Didáctica nº 6).

Grazia J, Cavichioli RR, Wolff VRS, Fernandes JAM, Takiya D (2012) Hemíptera. In: Rarapel, J. A.; Melo, G. A. R.; Carvalho, C. J. B. De; Casari, S. A.; Constantino, R. (Ed). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Holos, p. 347–405.

Jenkins DA, Mizell RF, Bloem S, Whitmire S, Wiscovitch L, Zaleski C, Goenaga R (2014) An Analysis of Arthropod Interceptions by APHISPPQ and Customs and Border Protection in Puerto Rico. **Am. Entomol.** 60: 44–55.doi: 10.1093/ae/60.1.44.

Malumphy CP, Treseder K (2012) Green Coffee Scale *Coccus viridis* (Hemiptera: Coccidae), new to Britain. **British Journal of Entomology and Natural History** 25:217-226

Mani M, Shivaraju C (2016) **Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops** New Delhi: Springer. p.647.

Matiello JB, Santinato R, Almeida SR, Garcia AWR (2020). **Cultura de café no Brasil: manual de recomendações**. Fundação procafé. ISBN: 9788566870978. 716p.

Martinelli NM, Peronti ALBG, Alencar MAV, Andrade SC, Melville CC, Valente FI (2014) Artrópodes invasores associados a plantas de importância econômica no Estado de São Paulo, In: **Tópicos em Entomologia AgrícolaVII**, Jaboticabal, SP: Maria de Lourdes Brandel, v. 7, 392 p.

Mesquita CM, Rezende JE, Carvalho JS, Fabri-Junior MA, Moraes NC, Dias PT, Carvalho RM, Araújo WG (2016) **Manual do café: distúrbios fisiológicos, pragas e doenças do cafeeiro (Coffea arábica L.)**. EMATER-MG, 62p.

Miller DR, Davidson JA (2005) **Armored scale insect pests: of trees and shrubs**. Ithaca, NY: Cornell Univ. Press, 2005. 442p.

Miller D, Rung A, Parikh G, Venable, G, Redford AJ, Evans GA, Gill, RJ (2014). Scale Insects.**Database**. Disponível em: <<http://idtools.org/id/scales/index.php>>. Acesso 25 fev. 2020.

Murphy ST (1997) **Coffee: Soft Scale Insects - Their Biology, Natural Enemies and Control**. Elsevier Amsterdam & New York 442 pp.

OIC 2020: International Coffee Organization. **Coffee production by exporting countries**. Disponível em: < <http://www.ico.org/prices/po-production.pdf>>. Acesso em: 08 de fev. 2021.

Ouvrard D, Kondo TD, Gullan PJ (2013) **Scale insects: major pests and management**, p. 1-4. In Pinestell, D. (ed.), Encyclopedia of Pest Management. Taylor and Francis: New York. <http://dx.doi.org/10.1081/E-EPM-120046899>.

Pacheco Da Silva VC, Botton M, Prado E, Oliveira JEM (2016) Bioecologia monitoramento e controle de cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 20p. (Circular Técnica 125).

Rondelli VM, Peronti ALBG, Dias JRM, Fogaça I, Dos Santos ILV, Nery AG (2018) New records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) infesting rosettes of Conilon coffee plants in the state of Rondônia, South-Western Amazon, Brazil. **Florida Entomologist** 101: 705-707.

Rosado JF, Bacci L, Martins JC, Silva GA, Gontijo LM, Picanço MC (2014). Natural biological control of green scale (Hemiptera: Coccidae): a field life-table study. **Biocontrol Science and Technology** 24: 190-202.

Santa-Cecília LV, Reis PR, Souza JC (2002) Sobre a nomenclatura das espécies de cochonilhas-farinhas do cafeeiro nos Estados de Minas Gerais e Espírito Santo. **Neotropical Entomology** 31:333-334.

Santa-Cecília LVC, Souza BC, Prado E, Junior AM, Fornazier MJ, Carvalho GA (2007) **Cochonilhas-farinhas em cafeeiros: Bioecologia, danos e métodos de controle**. Belo Horizonte: EPAMIG, 48p. (EPAMIG. Boletim Técnico, 79).

Santa-Cecília LVC, Prado E, Oliveira MS (2013) Sobre o condicionamento alimentar na cochonilha-branca, *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Brasileira de Fruticultura** 35:86-92.

Santa-Cecília LVC, Souza B (2014) Cochonilhas-farinhas de maior ocorrência em cafeeiros no Brasil. **Informe Agropecuário** 35: 45-54.

Santa-Cecília LVC, Prado E, Souza B, Silva KH (2020) **Cochonilhas do cafeeiro no Brasil e seus inimigos naturais: uma síntese**. Belo Horizonte: EPAMIG, 2020, 72p.

Silva D'araújo AG, Gonçalves CR, Galvão GM, Gonçalves DM (1968) **Fourth catalog of insects that live in Brazil**. Parte II. Insects, hosts and natural enemies. Rio de Janeiro: Ministério da Cultura, 622p.

Siqueira M A (2018) **Himenopteros parasitoides de Pseudococcideos (Hemiptera: Coccoomorpha) no estado de São Paulo**. 101 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Entomologia Agrícola) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal.

Souza B, Santa-Cecília LVC, Prado E, Souza JC (2008) Cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) em cafeeiros (*Coffea arabica* L.) em Minas Gerais. **Coffee Science** 3: 104-107.

Souza JC, Reis PR, Ribeiro JA, Santa-Cecília LVC, Silva RA (2007) Controle químico da cochonilha da raiz, *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900) em cafeeiro. **Coffee Science** 2: 29-37.

Terceiro MG, Morello OF, Mingotte FLC, Lemos LB (2017) Atributos morfológicos de cultivares de café arábica (*Coffea arabica* L.) durante o primeiro ano de formação em Jaboticabal SP. In: **43^a Congresso Brasileiro de Pesquisas Cafeeiras**. Poços de Caldas. <<http://www.sbicafe.ufv.br/handle/123456789/9395>>. Acessado em: 08 mai. 2019.

Triplehorn CA, Johnason NF (2011) **Introduction to the Study of insects**. 7 ed. 816p.

Zhang Cx, He Mx, Cao Y, Liu J, Gao F, Wang Wb, Ji Kp (2015) Fungus-insect gall of *Phlebopus portentosus*. **Mycologia**, v.107, p. 12–20, 2015. DOI: 10.3852/13-267.

Williams DJ, Granara De Willink MC (1992) **Mealybugs of Central and South America**. CAB International, London, England. p. 635.

Wyckhuys KAG, Kondo T, Herrera BV, Miller DR, Naranjo N, Hyman G (2013) Chapter 21. Invasion of exotic arthropods in South America's biodiversity hotspots and agro-production systems. In: Peña, JE (Ed). **Potential Invasive pests of agricultural crops**. CAB International: Wallingford, UK. p .464

CAPÍTULO 4 – Inimigos naturais das cochonilhas (Hemiptera: Coccoomorpha) associadas ao café arábica, em diferentes sistemas de manejo no estado de São Paulo, Brasil

RESUMO – Algumas espécies de cochonilhas são consideradas pragas de grande importância econômica na cafeicultura. O uso de agentes de controle biológico no manejo destes insetos pode ser uma alternativa, ao qual visa à exportação de cafés de qualidade e sustentabilidade. O objetivo deste trabalho foi inventariar as espécies de inimigos naturais das cochonilhas associadas ao café arábica em diferentes sistemas de manejo na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo. Foram obtidas trinta e três espécies de inimigos naturais associados a treze espécies de cochonilhas. Vinte e duas espécies de parasitoides incluídos nos gêneros: *Coccophagus* (Aphelinidae); *Aprostocetus* e *Chrysonotomyia* (Eulophidae); *Aenasius*, *Anagyrus*, *Encyrtus*, *Gahaniella*, *Leptomastix*; *Leptomastidea*, *Metaphycus* e *Prochiloneurus* (Encyrtidae), e *Pachyneuron* (Pteromalidae). Registra-se pela primeira vez *Coccophagus* com *Alecanochiton marquesi* e *Coccus brasiliensis*; *Coccus alpinus*, *C. brasiliensis*, *Pulvinaria psidii* e *Parasaissetia nigra* com *Aprostocetus*; *Metaphycus* e *Prochiloneurus* com *C. brasiliensis*; *Aenasius advena* com *Phenacoccus solani*; e, *Pseudaonidia trilobitiformis* com *Chrysonotomyia*. Onze espécies de predadores incluídos nos gêneros: *Azya*, *Eriopis* e *Diomus* (Coccinellidae); *Diadiplosis* (Cecidomyiidae); *Geocoris* (Geocoridae); *Eosalpingogaster* (Syrphidae); *Euborellia* (Anisolabididae); *Franklinothrips* (Aelothripidae) e *Chrysoperla* (Chrysopidae). *Eriopis connexa* e *Euborellia annulipes* associam-se pela primeira vez a *Dysmicoccus texensis*; e, *Azya luteipes*, *Chrysoperla externa*, *Eosalpingogaster nigriventris*, *Diadiplosis coccidivora*, *Diomus*, *Franklinothrips vespiformis* e *Geocoris* com *Coccus brasiliensis*; *E. annulipes* com *Planococcus citri*; *D. coccidivora* com *P. psidii* e *Saissetia coffeae*. A associação dos inimigos naturais das cochonilhas contribui para o planejamento do manejo integrado de pragas do café.

Palavras-chave: *Coffea arabica*, Parasitoides, Predadores, Manejo integrado de pragas, Controle biológico.

CHAPTER 4 – Natural enemies of Scale insects (Hemiptera: Coccoomorpha) associated with arabica coffee, in different management systems in the state of São Paulo, Brazil

ABSTRACT – Some species of scale insect are considered pests of great economic importance in coffee production. The use of biological control agents in the management of these insects can be an alternative, which aims to export quality coffee, with sustainability. The objective of this work was to inventory the species of natural enemies of scales associated with *C. arabica*, in different management systems in the Alta Mogiana region, state of São Paulo. Thirty-three species of natural enemies were obtained, associated with thirteen species of Scale insects. Twenty-two species of parasitoids included in the genera: *Coccophagus* (Aphelinidae); *Aprostocetus* and *Chrysonotomyia* (Eulophidae); *Aenasius*, *Anagyrus*, *Encyrtus*, *Gahaniella*, *Leptomastix*, *Leptomastidea*, *Metaphycus* and *Prochiloneurus* (Encyrtidae), and *Pachyneuron* (Pteromalidae). We recorded for the first time *Coccophagus* with *Alecanochiton marquesi* and *Coccus brasiliensis*; *Coccus alpinus*, *C. brasiliensis*, *Pulvinaria psidii*, and *Parasaissetia nigra* with *Aprostocetus*; *Metaphycus* and *Prochiloneurus* with *C. brasiliensis*; *Aenasius advena* with *Phenacoccus solani*; and, *Pseudaonidia trilobitiformis* with *Chrysonotomyia*. Eleven species of predators included in the genera: *Azya*, *Eriopsis* and *Diomus* (Coccinellidae); *Diadiplosis* (Cecidomyiidae); *Geocoris* (Geocoridae); *Eosalpingogaster* (Syrphidae); *Euborellia* (Anisolabididae); *Franklinothrips* (Aelothripidae), and *Chysoperla* (Chrysopidae). *Eriopsis connexa* and *Euborellia annulipes* associate for the first time with *Dysmicoccus texensis*; and, *Azya luteipes*, *Crysoperla externa*, *Eosalpingogaster nigriventris*, *Diadiplosis coccidivora*, *Diomus*, *Franklinothrips vespiformis*, and *Geocoris* with *Coccus brasiliensis*; *E. annulipes* with *Planococcus citri*; *D. coccidivora* with *P. psidii* and *Saissetia coffeae*. The association of the natural enemies of scales contributes to the planning of integrated pest management of coffee.

Keywords: *Coffea arabica*, Parasitoids, Predators, Integrated pest management, Biological control.

1. Introdução

O estado de São Paulo é o segundo maior produtor de *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) do Brasil, com áreas de cultivo concentradas principalmente na região da Alta Mogiana. Esta região é reconhecida em relação a sua alta produtividade e qualidade dos grãos, exportados para países da América do Norte, Europa e Ásia (Cecafe, 2020; Bsca, 2021).

O aumento da demanda dos consumidores de café, nacional e internacional, por produtos de qualidade aliado à sustentabilidade, tem impulsionado os produtores a buscarem novas formas de manejo e sistemas de produção. Nesse sentido, diferentes estratégias de manejo, como cultivo orgânico e agroflorestal, processamento pós-colheita e registro da indicação geográfica agrícola de procedência tem sido adotado. Tais mudanças têm resultado em um café especial, com certificações e reconhecimento mundial (Cecafé, 2020; Matos & Braga, 2020; Bsca, 2021).

Neste processo é imprescindível o cumprimento dos requisitos da sustentabilidade, entre eles a redução ou proibição do uso de produtos químicos sintéticos de acordo com o sistema de manejo do café. O uso indevido desses produtos, além de aumentar os custos de produção, pode contribuir para o desequilíbrio dos agroecossistemas, afetando organismos não alvos, como os inimigos naturais, propiciando uma pressão de seleção de populações de artrópodes-praga resistentes aos princípios ativos dos inseticidas (Venkatesan et al., 2016; Matos & Braga, 2020).

Dentre os insetos-praga relacionados com maior incidência, associados ao café na região Sudeste do país, destacam-se as cochonilhas (Hemiptera: Coccothraupidae). Estas, dependendo da espécie, podem infestar a raiz, caule, ramos, rosetas, folhas, flores e frutos, nos diferentes estádios fenológicos da planta (Reis et al. 2010; Santa-Cecília et al., 2014; Fornazier, 2017).

Associadas a *C. arabica*, no Brasil, 42 espécies de cochonilhas foram registradas. Destas, 30 no estado de São Paulo (Silva et al., 1968; Garcia et al., 2016; (Paulo et al., no prelo). Estes insetos podem causar danos diretos, através da alimentação principalmente no floema e, indiretos, através da inoculação de

substâncias tóxicas, transmissão de doenças, além de atrair formigas e propiciar o desenvolvimento da fumagina, devido a grande quantidade de “honeydew” produzido principalmente por espécies das famílias Coccidae e Pseudococcidae; afetando a taxa fotossintética e o desenvolvimento da planta, e ocasionando a redução parcial ou total da produtividade da planta (Grazia et al., 2012; Santa-Cecília et al., 2014; Fornazier et al., 2017).

As cochonilhas, devido ao seu hábito críptico, de se fixarem em locais mais protegidos nas plantas, e por possuírem, em geral, um revestimento ceroso do corpo em todos os estágios de desenvolvimento são, comumente, controladas de forma ineficiente através de inseticidas químicos. Entretanto, os produtos químicos do grupo organofosforados e neonicotinoides ainda são os mais utilizados no controle de cochonilhas pragas no café e, devido ao efeito pouco seletivo destes aos inimigos naturais, acabam tendo efeito contrário (Morandi et al., 2009, Mani & Shivaraju, 2016).

Este grupo de insetos possui uma grande diversidade de espécies de inimigos naturais distribuídos no reino Animal. Dentre estes destacam-se os parasitoides distribuídos entre as famílias Aphelinidae, Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae, Pteromalidae e Signiphoridae (De Santis, 1980; Gauld; Bolton, 1996; Noyes, 2019); e os predadores das famílias Coccinellidae, Nitidulidae e Anthribidae (Coleoptera), larvas de Chrysopidae (Neuroptera), larvas de Cecidomyiidae, Chamaemyiidae, Drosophilidae e Syrphidae (Diptera), Phlaeothripidae (Thysanoptera) e ácaros da família Cheyletidae (Prostigmata) (Costa Lima, 1942; Ponsonby; Copland, 1997; Harris, 1997; Culik & Ventura 2013; Valadares-Inglis et al. 2020).

No Brasil, entre os inimigos naturais associados às espécies de cochonilhas, de ocorrência na parte aérea do café arábica, espécies de predadores foram relatados por Corseuil (1958), Gonçalves (1963), De Bortoli et al. (2001); Silva (2011), Culik & Ventura (2012, 2013) e Prado et al. (2015). No entanto, predadores e parasitoides foram listados nos catálogos de Costa-Lima (1942) e Silva et al. (1968). Os parasitoides foram registrados principalmente por De Santis (1980), Noyes (1980), Culik et al. (2011), Fornazier (2016) e Cruz (2018). No entanto, são escassas pesquisas de

levantamento das espécies de parasitoides e predadores de cochonilhas associadas aos cultivos agrícolas no país.

O conhecimento das espécies de inimigos naturais associados às cochonilhas com potencial de causar dano econômico, são essenciais para embasar programas de manejo integrado de cochonilhas pragas na cafeicultura. Assim sendo, o objetivo deste trabalho foi inventariar as espécies de inimigos naturais das cochonilhas associadas ao café arábica, nos sistemas de manejo agroflorestal, orgânico e convencional na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil.

2. Material e Métodos

2.1. Coleta e identificação das cochonilhas, parasitoides e predadores

O levantamento das cochonilhas e seus inimigos naturais sobre plantas de *Coffea arabica* compreendeu 15 municípios da região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil, nos sistemas de cultivo agroflorestal, convencional e orgânico (Tabela 1).

Tabela 1. Coordenadas geográficas dos municípios onde foram coletadas as espécies de cochonilhas e seus inimigos naturais associados ao café arábica, na região da Alta Mogiana, São Paulo, Brasil.

Município	Latitude S	Longitude W	Altitude (m)
1. Altinópolis	21° 00' 23"	47° 24' 10"	1030
2. Batatais	20° 58' 46"	47° 29' 27 "	944
3. Buritizal	20° 16' 46"	47° 38' 35"	840
4. Cajuru	21° 17' 13"	47° 21' 11"	794
5. Cristais Paulista	20° 27' 26"	47° 25' 50"	1040
6. Franca	20° 30'42"	47° 31' 08"	885
7. Itirapuã	20° 38' 30"	47° 12' 09"	865
8. Jeriguara	20 ° 18' 53"	47° 34' 18"	926
9. Nuporanga	20° 43' 05"	47° 45' 06"	822
10. Patrocínio Paulista	20° 37' 27"	47° 15' 30"	862
11. Pedregulho	20° 10'36"	47° 27' 16"	998

Tabela 1. Continuação

12. Restinga	20° 38' 23"	47° 27' 20"	847
13. Ribeirão Corrente	20° 30' 17"	47° 33' 09"	887
14. Santo Antônio da Alegria	21° 01' 17"	47° 11' 08"	808
15. São Jose Bela Vista	10° 31' 46"	47° 39' 11"	825

Latitude: S. Sul; Longitude: W. Oeste; Altitude: m. metros

As coletas foram realizadas bimestralmente entre junho de 2018 e outubro de 2020, de modo aleatório, através da inspeção de plantas de cafés infestadas em uma área de 1 hectare, em cada ponto amostral por município. Os insetos capturados foram levados para o Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM) do Departamento de Ciências da Produção Agrícola, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP - Campus Jaboticabal, para triagem, montagem e identificação.

Os espécimes de cochonilhas fêmeas adultas foram preparados em lâminas permanentes utilizando-se da técnica descrita por Granara de Willink (1990). A identificação foi realizada sob microscópio óptico observando-se as características morfológicas de importância taxonômica, utilizando-se principalmente as obras de Hodgson (1994) e Granara de Willink (2010) para espécies de Coccidae; Miller & Davidson (2005) para Diaspididae; e Williams e Granara de Willink (1992), Granara de Willink (2010), e Miller, et al., (2014) para espécies de Pseudococcidae.

Para a obtenção dos parasitoides, parte das amostras de cochonilhas adultas coletadas em campo, foi mantida em tubos de ensaio cobertos parcialmente com papel alumínio, e vedados com plástico filme, mantidos em condições controladas de temperatura, umidade e fotoperíodo ($T\ 25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, 12h e UR $65 \pm 5\%$), em câmara BOD por 30 dias, de acordo com metodologia adaptada de Prado et al. (2015). Os frascos eram examinados a cada 24 horas por um período de 30 dias, e os parasitoides emergidos fixados em álcool 70% em microtubos de 2 ml. Posteriormente, os espécimes obtidos foram enviados para especialista para a montagem e identificação.

Os predadores imaturos, coletados nas colônias de cochonilhas, foram alimentados com exemplares da mesma espécie, as quais se encontravam associados, acondicionados em potes plásticos transparentes de 16 cm de comprimento x 12cm

largura x 5 cm de altura, tampados com “voile”, sendo mantidos nas mesmas condições controladas mencionadas para os parasitoides, até a obtenção do adulto. Posteriormente, foram enviados para especialista para a montagem e identificação.

Os espécimes “voucher” foram depositados nas seguintes instituições: Coccidae, Diaspididae, Pseudococcidae, Crysopidae e Anisolabididae na Coleção de Referência de Insetos e Ácaros (CRIA) do Departamento de Ciências da Produção Agrícola da UNESP/FCAV - Campus Jaboticabal; Coccinellidae na Coleção Entomológica Padre Jesus Santiago Moure, do Departamento de Zoologia, da Universidade Federal do Paraná (DZUP) em Curitiba, PR; Syrphidae na Coleção Entomológica da Universidade Federal de Lavras (CEUFLA) em Lavras, MG e os Cecydomiidae no Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), SP. Foram depositados exemplares de espécimes de parasitoides na Coleção de Insetos Entomófagos "Oscar Monte" (IB-CBE) do Instituto Biológico de Campinas, SP.

3. Resultados

3.1. Parasitoides das cochonilhas associadas ao café arábica

Foram obtidos 564 espécimes de parasitoides, distribuídos em 22 espécies, pertencentes a quatro famílias: *Coccophagus* sp. sf. *rusti* (Compere 1928), *Coccophagus* sp. 1, C. sp.2, C. sp.3, C. sp.4, C. sp.5 (Aphelinidae); *Aprostocetus* sp.1, A. sp.2, A. sp.3; *Chrysonotomyia* sp.1 (Eulophidae); *Aenasius advena* (Compere 1937), *Aenasius* sp.1; *Anagyrus fusciventris* (Girault 1915); *Anagyrus* sp.1; *Encyrtus aurantii* (Geoffroy), *Gahaniella saissetiae* (Timberlake, 1926), *Leptomastix dactylopii* (Howard, 1885); *Leptomastix abnormis* (Girault, 1915), *Metaphycus* sp.1, M. sp.2; *Prochiloneurus dactylopii* (Howard, 1885) (Encyrtidae); *Pachyneuron* sp.1 (Pteromalidae) (Hymenoptera: Chalcidoidea). Estes himenópteros emergiram das cochonilhas: *Alecanochiton marquesi* (Hempel, 1921); *Coccus alpinus* (De Lotto 1960), *Coccus viridis* (Green, 1889), *Coccus brasiliensis* (Fonseca, 1957), *Parasaissetia nigra* (Nietner, 1861), *Pulvinaria psidii* (Maskell, 1893), *Saissetia coffeae* (Walker, 1852) (Coccidae), *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896) (Diaspididae), *Dysmicoccus*

brevipes (Cockerell, 1893), *Phenacoccus solani* (Ferris 1918), *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Pseudococcidae). Registra-se pela primeira vez *A. marquesi* e *C. brasiliensis* associadas a uma espécie do gênero *Coccophagus*; *C. alpinus*, *C. brasiliensis*, *P. psidii* e *P. nigra* associadas a *Aprostocetus*; *P. trilobitiformis* associada a *Chrysonotomyia*; *Metaphycus* e *Prochiloneurus* associado a *C. brasiliensis*; e, *A. advena* com *P. solani* (Tabela 2).

Tabela 2. Parasitoides associados às espécies de cochonilhas, coletados em três sistemas de manejo do café arábica, nos municípios da região da Alta Mogiana Paulista, entre junho de 2018 a outubro de 2020, no estado de São Paulo, Brasil.

Parasitoides	Cochonilha	Localidade	Nº de insetos
Aphelinidae			
<i>Coccophagus</i> sp. sf. rusti Compere 1928	<i>*Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Pedregulho – C	1
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão Corrente – O	4
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	9
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Jeriguara – C	10
<i>*Coccophagus</i> sp.1.	<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	Cajuru – C	1
	<i>**Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Ribeirão Corrente – A	4
	<i>*Pulvinaria psidii</i> Maskell, 1893	Ribeirão Corrente - C	1
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Batatais – C	2
<i>*C.</i> sp.2.	<i>**Alecanochiton marquesi</i> Hempel, 1921	Ribeirão Corrente - A	2
	<i>*Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	Ribeirão Corrente - A	2
	<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	Itirapuã – C	2
	<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	Ribeirão corrente - C	1
	<i>**Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Nuporanga – C	11
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	15
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão Corrente - A	3
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	4
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Pedregulho – C	2
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão Corrente - A	3
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Itirapuã – C	4
<i>C.</i> sp.3.	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão corrente - C	5
<i>C.</i> sp.4.	<i>*Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Jeriguara – C	5
	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	11
<i>C.</i> sp.5.	<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	10

Tabela 2. Continuação

Eulophidae

** <i>Aprostocetus</i> sp.1.	** <i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	Ribeirão corrente - C	1
	** <i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	Ribeirão corrente - A	13
	** <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Ribeirão corrente - A	24
	** <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Pedregulho – C	5
	** <i>Pulvinaria psidii</i> Maskell, 1893	Ribeirão Corrente - A	36
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Itirapuã – C	7
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Pedregulho – C	10
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão Corrente - C	5
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Restinga – C	4
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Cajuru – C	8
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Cristais Paulista - C	7
	** <i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	2
	A. sp.2.	** <i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	Ribeirão corrente - A
** <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957		Itirapuã – C	21
** <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)		Pedregulho - C	10
* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)		Ribeirão corrente - C	15
* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)		Jeriguara – C	12
* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)		Franca – C	5
* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)		Cajuru – C	12
A. sp.3.	** <i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	Ribeirão corrente - C	1
	** <i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960	São Jose da Bela Vista - C	2
	** <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Itirapuã – C	3
	** <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Pedregulho – C	4
	** <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Ribeirão corrente – C	1
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão corrente – A	2
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Ribeirão corrente – C	1
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Jeriguara – C	11
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Franca – C	1
	* <i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852)	Cajuru – C	11

Tabela 2. Continuação

Encyrtidae			
** <i>Aenasius advena</i> Compere 1937	* <i>Phenacoccus solani</i> Ferris 1918	Pedregulho – C	11
* <i>Aenasius advena</i> Compere 1937	* <i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	1
<i>Anagyrus</i> sp.1	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Patrocínio Paulista – C	2
<i>Anagyrus</i> sp.1	<i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell, 1893)	Ribeirão corrente – O	1
<i>Anagyrus fusciventris</i> Girault 1915	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	14
** <i>Chrysonotomyia</i> sp.1	* <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	Cajuru – C	158
** <i>Chrysonotomyia</i> sp.1	* <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	Cristais Paulista – C	2
** <i>Chrysonotomyia</i> sp.1	* <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	Ribeirão Corrente – C	5
** <i>Chrysonotomyia</i> sp.1	* <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	São Jose da Bela Vista - C	2
* <i>Encyrtus aurantii</i> (Geoffroy)	* <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Ribeirão corrente – A	1
* <i>Gahaniella saissetiae</i> Timberlake, 1926	* <i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Pedregulho – C	2
<i>Leptomastix dactylopii</i> Howard,1885	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	9
<i>Leptomastidea abnormis</i> (Girault,1915)	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	7
<i>Metaphycus</i> sp.1	<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	Ribeirão corrente – A	2
** <i>Metaphycus</i> sp.2	** <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Ribeirão corrente – A	2
** <i>Prochiloneurus</i> sp.1	** <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca,1957	Ribeirão corrente – A	3
<i>Prochiloneurus dactylopii</i> Howard,1885	<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Franca – C	3
Pteromalidae			
* <i>Pachyneuron</i> sp.1	* <i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Nuporanga – C	2

A- Agroflorestral, C- Convencional, O- Orgânico.

*Primeiro registro de interação no estado de São Paulo, Brasil.

** Primeiro registro de interação entre a espécie do parasitoide e a cochonilha.

Dos 564 espécimes de parasitoides obtidos, 79,43%, 19,69% e 0,88% estão associados às cochonilhas coletadas em plantas de café arábica, no sistema de manejo convencional, agroflorestal e orgânico, respectivamente.

Entre os sistemas de manejo do café arábica, a maior quantidade de espécies de parasitoides foi encontrada no sistema convencional (16) e agroflorestal (9), seguido do orgânico (2) (Tabela 2).

Foram observadas 42 associações entre parasitoides e cochonilhas coletados associados ao café arábica: *A. marquesi* (1), *C. alpinus* (4), *C. viridis* (2), *C. brasiliensis* (7), *P. nigra* (7), *P. psidii* (2), *S. coffeae* (8), *P. trilobitiformis* (1), *D. brevipes* (1), *P. solani* (1) e *P. citri* (8). Destas associações, 25 são novos registros (Tabela 2).

Os parasitoides que emergiram de mais de uma espécie de cochonilha (*C. alpinus*, *C. viridis*, *C. brasiliensis*, *P. nigra*, *P. psidii*, *S. coffeae*, *P. citri*), foram: *Aprostocetus* sp.1 (6), *Aprostocetus* sp.2 (4), *Aprostocetus* sp.3 (4); *Coccophagus* sp. sf. rusti (2), *Coccophagus* sp.1 (4), *Coccophagus* sp. 2 (5), *Coccophagus* sp. 4 (2), *A. advena* (2). Os demais parasitoides foram obtidos apenas de uma espécie de cochonilha (Tabela 2).

O maior número de espécies de parasitoides associado a uma única espécie de cochonilha foi obtido de *P. citri*, sendo: *A. advena*, *A. fusciventris*, *Aprostocetus* sp.1, *Anagyrus* sp.1, *L. dactylopii*, *L. abnormis*, *P. dactylopii* e *Pachyneuron* sp.1, provenientes de três municípios, coletados no manejo convencional (Tabela 2).

Dentre os parasitoides obtidos, associados às cochonilhas em apenas um sistema de manejo do café, destacam-se: *A. advena* que emergiu de *P. solani* e *P. citri*; *A. fusciventris*, *L. dactylopii*, *L. abnormis*, *Prochiloneurus dactylopii* e *Pachyneuron* sp.1 de *P. citri*; *Coccophagus* sp.3, *C. sp.4*, *C. sp.5* de *S. coffeae*; *G. saissetiae*, *Coccophagus* sp.4 de *P. nigra*; *Chrysonotomyia* sp.1 de *P. trilobitiformis* no manejo convencional; *E. aurantii* e *Metaphycus* sp.1 de *P. nigra*, *Metaphycus* sp.2; e *Prochiloneurus* sp.1 de *C. brasiliensis* no manejo agroflorestal (Tabela 2).

Os parasitoides obtidos em maior número de espécimes foram: *Aprostocetus* sp. e *Coccophagus* sp. (218), coletados em dez municípios da região da Alta Mogiana, emergidos de *S. coffeae* dos sistemas de manejo agroflorestal, convencional e

orgânico. Seguido de *Chrysonotomyia* sp. (167) emergidos de *P. trilobitiformis*, provenientes de cinco municípios, coletados no sistema de manejo convencional (Tabela 2).

Parasitoides dos gêneros *Coccophagus*, *Gahaniella* e *Metaphycus* foram obtidos de espécies de cochonilhas da família Coccidae; *Chrysonotomyia* de Diaspididae; *Aenasius*, *Anagyrus*, *Leptomastidea*, *Leptomastix* e *Pachyneuron* de Pseudococcidae; e *Aprostocetus* e *Prochiloneurus* de Coccidae e Pseudococcidae (Tabela 2).

3. 2. Predadores das cochonilhas associadas ao café arábica

Foram obtidos 94 espécimes de insetos predadores associados às cochonilhas coletadas no café arábica, separado em 11 espécies, sendo: *Franklinothrips vespiformis* Crawford (Aeolothripidae); *Euborellia annulipes* (Lucas, 1847) (Anisolabididae); *Diadiplosis coccidivora* (Felt, 1911), *Diadiplosis* sp. 1, sp. 2 (Cecidomyiidae); *Azya luteipes* Mulsant 1850, *Eriopis connexa* (Gemar, 1824) e *Diomus* sp.1, (Coccinelidae); *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Chrysopidae); *Eosalpingogaster nigriventris* (Bigot, 1883) (Syrphidae); e *Geocoris* sp.1 (Lygaeidae). Estes predadores estavam alimentando-se das seguintes espécies de cochonilhas: *C. viridis*, *C. brasiliensis*, *P. psidii*, *S. coffeae* (Coccidae); *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900), *P. citri*, *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Pseudococcidae). Registra-se pela primeira vez: adultos de *E. connexa* e *E. annulipes* associados a ninfas e adultos de *D. texensis*; e, adultos de *E. annulipes* com *P. citri*; larvas de *A. luteipes*, *C. externa*, *E. nigriventris*, *D. coccidivora*, e adultos de *Diomus* sp.1, *F. vespiformis* e *Geocoris* sp.1, alimentando-se de ninfas e adultos de *C. brasiliensis*; larvas de *D. coccidivora* com *P. psidii*, e *S. coffeae* (Tabela 3).

Tabela 3. Predadores associados com espécies de cochonilhas, obtidos nos diferentes sistemas de manejo do café arábica, nos municípios da região da Alta Mogiana, coletados entre junho de 2018 a outubro de 2020, no estado de São Paulo, Brasil.

Predadores	Cochonilha	Localidade	Nº insetos
Anisolabididae			
** <i>Euborellia annulipes</i> (Lucas, 1847)	* <i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley, 1900)	Franca – O	3
** <i>Euborellia annulipes</i> (Lucas, 1847)	* <i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley, 1900)	Nuporanga – C	1
** <i>Euborellia annulipes</i> (Lucas, 1847)	* <i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Nuporanga – C	2
Aeolothripidae			
** <i>Franklinothrips vespiformis</i>			
Crawford	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Patrocínio Paulista - C	1
Cecidomyiidae			
** <i>Diadiplosis coccidivora</i> (Felt, 1911)	* <i>Pulvinaria psidii</i> Maskell 1893	Jeriguara – C	7
** <i>Diadiplosis coccidivora</i> (Felt, 1911)	* <i>Saissetia coffeae</i> (walker,1852)	Ribeirão Corrente - C	1
** <i>Diadiplosis coccidivora</i> (Felt, 1911)	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Ribeirão corrente - A	6
<i>Diadiplosis</i> sp.1.	<i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Ribeirão corrente - A	1
<i>Diadiplosis</i> sp.1.	<i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Ribeirão corrente - O	8
<i>Diadiplosis</i> sp.1.	<i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Ribeirão corrente - C	1
<i>Diadiplosis</i> sp.1.	<i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Buritizal – O	7
** <i>Diadiplosis</i> sp.1.	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Ribeirão corrente - O	4
** <i>Diadiplosis</i> sp.2.	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Nuporanga – C	4
Coccinelidae			
<i>Azya luteipes</i> Mulsant 1850	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Altinópolis – C	3
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Cajuru - C	5
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Itirapuã – C	3
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Nuporanga – C	6
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Ribeirão corrente - O	5
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	São Jose da Bela Vista - C	2
	<i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Itirapuã – C	7
** <i>Eriopis connexa</i> (Gemar, 1824)	* <i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley, 1900)	Cristais Paulista - C	1
** <i>Diomus</i> sp.1.	* <i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Patrocínio Paulista - C	1

Tabela 3. Continuação

Chrysopidae			
** <i>Chrysoperla externa</i> (Hagen, 1861)	* <i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Santo Antonio da Alegria - C	1
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	São Jose da Bela Vista - C	1
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Ribeirão corrente - C	4
	<i>Coccus viridis</i> (Green,1889)	Ribeirão corrente - O	1
	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Santo Antonio da Alegria - C	2
	* <i>Saissetia coffeae</i> (walker,1852)	Ribeirão corrente - O	1
	* <i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Franca – C	2
	* <i>Planococcus citri</i> (Risso,1813)	Ribeirão corrente - O	2
	* <i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	Ribeirão corrente - O	
Syrphidae			
** <i>Eosalpingogaster nigriventris</i> (Bigot,1883)	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Batatais – C	3
Lygaeidae			
** <i>Geocoris</i> sp.1.	* <i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca 1957	Patrocínio Paulista - C	1

A- Agroflorestal, C- Convencional, O- Orgânico.

*Primeiro registro de interação no estado de São Paulo, Brasil.

** Primeiro registro de interação entre a espécie do predador e a cochonilha.

Dos 94 espécimes de predadores obtidos, 57,45%, 35,10% e 7,45% estão associados às cochonilhas coletadas no sistema de manejo convencional, orgânico e agroflorestal, respectivamente.

Foram registradas 20 associações entre espécies de predadores com cochonilhas obtidas no café arábica, sendo: *C. viridis* (2), *C. brasiliensis* (8), *P. psidii* (1), *S. coffeae* (2), *D. texensis* (2), *P. citri* (4) e *P. longispinus* (1). Destes, 13 são novos registros de interação (Tabela 3).

Este trabalho constitui o primeiro relato para o Brasil das seguintes interações entre predadores e cochonilhas: larvas de *C. externa* alimentando-se de ninfas e adultos de *C. viridis*, *C. brasiliensis*, *S. coffeae*, *P. citri* e *P. longispinus*; *A. luteipes*, *C. externa*, *E. nigriventris*, *D. coccidivora*, *Diadiplosis* sp.1, sp. 2, *F. vespiformis* alimentando-se de ninfas e adultos de *C. brasiliensis*; larvas de *D. coccidivora* com *P. psidii*; *D. coccidivora* e *C. externa* com *S. coffeae*; adultos de *E. connexa* e *E. annulipes* alimentando-se de *D. texensis*; adulto de *Diomus* sp.1, larvas de *Diadiplosis* sp.1 e adultos de *E. annulipes* alimentando-se de *P. citri*, obtidos no estado de São Paulo (Tabela 3).

Dentre os sistemas de manejo do café arábica, a maior quantidade de espécies de predadores associados às cochonilhas, foi encontrada no sistema convencional (11) e orgânico (4), seguido do agroflorestal (2) (Tabela 3).

As interações das cochonilhas *D. texensis*, *P. citri*, *C. brasiliensis*, *C. viridis*, *S. coffeae* obtidas em associação com mais de uma espécie de predador foram: *C. externa* (5), *A. luteipes* (2), *Diadiplosis* sp.1 (2), *D. coccidivora* (2) e *E. annulipes* (2). As outras espécies foram associadas com apenas uma das espécies de cochonilhas coletadas (Tabela 3).

Dentre os predadores obtidos, *A. luteipes*, *E. nigriventris*, *F. vespiformis*, *Geocoris* sp.1 e *D. coccidivora* foram associados apenas com espécies da família Coccidae; *E. annulipes*, *E. connexa* e *Diomus* sp.1 com espécies da família Pseudococcidae; e, *C. externa* e *Diadiplosis* sp.1 com espécies das famílias Coccidae e Pseudococcidae (Tabela 3).

O maior número de espécimes de predadores obtidos encontrava-se associados a *C. brasiliensis*, sendo estes: *E. nigriventris*, *A. luteipes*, *D. coccidivora*, *Diadiplosis* sp.1, sp. 2, *Geocoris* sp.1, *F. vespiformis* e *C. externa*, coletados em seis municípios, entre os sistemas de manejo agroflorestal, convencional e orgânico (Tabela 3).

Os insetos predadores coletados alimentando-se das cochonilhas em apenas sistema de manejo do café, foram: *Diadiplosis* sp.2, *E. nigriventris*, *F. vespiformis* e *Geocoris* sp.1 associados com *C. brasiliensis*; *E. connexa* com *D. texensis*; e *Diomus* sp.1 alimentando-se de ninfas e adultos de *P. citri*, no manejo convencional do café (Tabela 3).

Predadores foram obtidos alimentando-se das cochonilhas em mais de um sistema de manejo do café, sendo: *Diadiplosis* sp.1 associado a *C. brasiliensis* e *P. citri* nos sistemas de manejo agroflorestal, convencional e orgânico; *A. luteipes* com *C. viridis* e *C. brasiliensis*, *E. annulipes* com *D. texensis* e *P. citri*, larvas de *C. externa* com *C. viridis* e *P. citri*, no manejo convencional e orgânico; *Diadiplosis coccidivora* com *C. brasiliensis*, *P. psidii* e *S. coffeae* no manejo agroflorestal e convencional (Tabela 3).

4. Discussão

4.1. Parasitoides de cochonilhas associadas ao café arábica

Das 22 espécies de parasitoides obtidas, emergidas de cochonilhas das famílias Coccidae, Diaspididae e Pseudococcidae, 47,4% são pertencentes à família Encyrtidae, 26,6% a Aphelinidae e 21% a Eulophidae. Para a família Pteromalidae, apenas uma espécie foi registrada emergida de *P. citri*. Os indivíduos representantes das famílias Aphelinidae e Encyrtidae já foram associados a 335 e 416 espécies de cochonilhas, respectivamente, de diversas famílias (García et al. 2016; Noyes, 2019). Entre estas espécies, algumas se destacam em programas de controle biológico de cochonilhas pragas de plantas cultivadas ao redor do mundo, especialmente nas regiões de clima tropical e subtropical (Noyes, 2019).

Coccophagus Westwood possui mais de 260 espécies descritas, sendo um dos maiores gêneros da família Aphelinidae. Estas são conhecidas principalmente como parasitoides primários de cochonilhas da família Coccidae (Noyes & Hayat 1994; García et al. 2016; Noyes, 2019). Associados com *C. alpinus*, *C. viridis*, *S. coffeae*, *P. nigra* e *P. psidii* foram registradas entre quatro e 21 espécies do gênero sobre várias plantas cultivadas ao redor do mundo.

Para o Brasil, 13 espécies do gênero são conhecidas associadas a *C. viridis*, *C. fallax* e *C. caridei* obtidos em plantas de citros, no estado do Rio de Janeiro (Cassino; Rodrigues, 2004, Trindade, 2011, Noyes, 2019) e *C. caridei*, *C. flavifrons* e *C. basalis* a partir de plantas de citros e café no estado de São Paulo (Cruz, 2018); a *S. coffeae*, *C. basalis* e *C. fallax*, nos estados de São Paulo, Distrito Federal, Bahia e Rio de Janeiro, em planta hospedeira não determinada (Compere 1939; Cassino & Rodrigues, 2004, Trindade, 2011; Noyes, 2019), em café, no estado de Minas Gerais (Prado et al. 2015); e *C. flavifrons*, *C. basalis* e *C. rusti*, obtidos em plantas de citros e café, no estado de São Paulo (Cruz, 2018).

Coccophagus rusti (Compere, 1928) é uma espécie de origem provavelmente Africana, citada em países da região da América do Norte, Neotropical e Africana, parasitando cochonilhas principalmente dos gêneros *Ceroplastes*, *Coccus*, *Parasaissetia*, *Pulvinaria* e *Saissetia* da família Coccidae em diversas plantas hospedeiras (Myartseva, 2006; Noyes 2019). Este himenóptero foi importado da África para a Califórnia em 1937, para ser utilizado como agente de controle biológico de *S. oleae* (Bartlett, 1978; Lampson; Morse, 1992).

Aprostocetus (Westwood, 1833) (Eulophidae) é um gênero cosmopolita, sendo um dos maiores gêneros de Chalcidoidea. Possui ampla distribuição geográfica, com aproximadamente 813 espécies descritas, associadas como parasitoides primários ou secundários a oito ordens de artrópodes. Destas, 46 famílias de insetos, incluindo 33 espécies de cochonilhas distribuídas nas famílias Aclerdidae, Coccidae, Diaspididae e Eriococcidae e Pseudococcidae (Graham 1987; LaSalle et al. 2006; Hesami et al. 2010; Noyes, 2019). Associados com *S. coffeae*, *P. citri* e *P. psidii* foram registradas entre uma e três espécies do gênero, sobre plantas hospedeiras ao redor do mundo.

No Brasil, 15 espécies de *Aprostocetus* foram registradas associadas à artrópodes (Noyes, 2019). Dentre as espécies, associadas com cochonilhas, *Aprostocetus* sp. foi emergido de *P. citri*, obtido em *Hibiscus* sp. (Malvaceae), e *S. coffeae* coletada em café, no estado de São Paulo (Cruz 2018; De Siqueira et al., 2019). Associados a *C. alpinus*, *C. brasiliensis*, *P. psidii* e *P. nigra*, não se tem registro de associação com espécies do gênero *Aprostocetus*.

Com relação ao parasitoide de *P. trilobitiformis*, usando as chaves de Schauff et al. (1997), chega-se ao gênero *Closterocerus*. No entanto, o Dr. Christer Hansson (Lund University, Lund, Suécia), maior especialista em Entedoninae Neotropicais da atualidade, foi consultado sobre essa identificação, e disse que a classificação do complexo *Closterocerus-Chrysonotomyia* (Eulophidae) ainda não está bem resolvida. Como os espécimes possuem apenas um par de setas no lobo mediano do mesoescuto e as asas anteriores não têm manchas escuras, ele recomendou colocá-los no gênero *Chrysonotomyia* por enquanto.

Chrysonotomyia (Ashmead, 1904) (Eulophidae) é um gênero cosmopolita, possui centenas de espécies descritas, com ampla distribuição geográfica. São considerados parasitoides de espécies das ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera e Lepidoptera. Dentre os Hemípteros, é associada como parasitoide de espécies de cochonilhas das famílias Coccidae e Diaspididae. Na região Neotropical, 115 espécies de *Chrysonotomyia* têm sido registradas (Noyes, 2019).

No Brasil, cinco espécies do gênero *Chrysonotomyia* foram relatadas parasitando espécies de diferentes famílias, sendo: *C. auripunctata* (Ashmead, 1894) e *C. laeviscuta* (Hansson, 2004) com espécies da família Cecidomyiidae; *C. livida* (Ashmead, 1894) das famílias Gracillariidae e Lyonetiidae; *C. phenacapsia* (Yoshimoto, 1972) das famílias Coccidae e Diaspididae; *C. planiseta* (Hansson, 2004) parasitando espécie não especificada (Noyes, 2019).

Aenasius (Walker, 1846) (Encyrtidae) possui 57 espécies descritas, incluindo várias espécies de parasitoides de importância econômica, que atuam no controle biológico de cochonilhas da família Pseudococcidae. Espécies do gênero são

registradas em várias regiões geográficas, sendo distribuídas em 14 países das regiões Neotropical, Afrotropical, Paleártica e Oriental (Noyes, 2019).

No Brasil, são conhecidas 11 espécies do gênero *Aenasius* (Costa & Dalmolin, 2015; Noyes, 2019). *Aenasius advena* (Compere, 1937) é uma espécie associada às cochonilhas da família Pseudococcidae no país (Noyes, 2019). Associado com *P. solenopsis* e *P. praelonga*, foi registrado *Aenasius* sp., obtido em uvas e caqui na região do Vale do São Francisco, no estado de Pernambuco (Lopes 2016; Sá et al, 2020); em plantas cítricas, no estado do Maranhão (Ramos et al., 2018), e com *F. virgata* e *P. solenopsis*, obtido em *Hibiscus* sp., no estado de São Paulo (Siqueira, 2018).

Anagyrus (Howard, 1896) (Encyrtidae) é um gênero cosmopolita, possui mais de 280 espécies descritas, distribuídas em várias regiões geográficas. É um importante grupo de insetos utilizados no controle biológico de pseudococcídeos em plantas cultivadas, em várias regiões no mundo (Noyes, Hayat, 1994).

Para o Brasil, 11 espécies do gênero são conhecidas, associadas com cochonilhas da família Pseudococcidae (Noyes, 2019). Dentre as espécies, *Anagyrus* sp. e *Anagyrus* cf. *cercides* foram registrados associados com *D. brevipes* em abacaxi e coco, ambos no estado do Espírito Santo (Culik et al. 2011), e associado com *P. citri*, obtido em soja; e, *A. fusciventris* com *P. longispinus*, coletado em *Cica* sp.; *Anagyrus kamali* com *P. citri* e *P. longispinus*; obtidos em *Glycine max* e *Psidium guajava*, no estado de São Paulo (Siqueira, 2018).

Anagyrus fusciventris (Girault, 1915) é um parasitoide exótico nativo da região do Pacífico, associado com mais de 20 espécies de pseudococcídeos (Frank e McCoy, 1994; Noyes 2019). A distribuição geográfica desta espécie engloba 17 países distribuídos em todas as regiões zoogeográficas, com exceção da Antártida (Noyes, 2019). Este parasitoide foi utilizado no Havaí para o controle biológico de *P. longispinus*, e depois importado para a Califórnia e Bermudas (Frank e McCoy, 1994).

Encyrtus Latreille (Encyrtidae) é um gênero de parasitoides cosmopolita, possui 94 espécies descritas, associadas com cochonilhas das famílias Coccidae, Pseudococcidae, Diaspididae e Eriococcidae em diversos países (García e Morales et al. 2016; Noyes, 2019). No Brasil, 3 espécies do gênero foram registradas. *Encyrtus*

aurantii (Geoffroy, 1758), nos estados da Bahia e Santa Catarina; *E. infelix* (Embleton, 1902) nos estados da Bahia, Paraná e Santa Catarina; e, *E. swederi* (Dalman, 1820), em hospedeiros não determinados (Noyes, 2019).

Encyrtus aurantii, é um parasitoide polífago, associado com espécies de cochonilhas das famílias Coccidae, Diaspididae, Eriococcidae e Pseudococcidae, distribuído nos países das regiões da Europa, América do Norte, Afrotropical e Neotropical (Noyes 2019). Associado com cochonilhas no Brasil, *E. aurantii* foi obtido de *C. hesperidum*, *Pulvinaria* sp.1 e *P. praelonga*, coletados em plantas de acerola e caju, no estado do Maranhão (Ramos et al., 2018).

Gahaniella saissetiae (Timberlake, 1926) (Encyrtidae) é uma espécie cosmopolita, associada parasitando espécies das famílias Ceroccidae e Diaspididae, sendo principalmente registrada associada com diferentes espécies de Coccidae, obtidas em diversas plantas hospedeiras cultivadas. Dentre estas café, cacau e citros, distribuída em diversos países da região Neotropical (Noyes, 2019). Em Cuba, *G. saissetiae* é registrada emergida de *S. coffeae* em plantas de café arábica. No Brasil, *G. saissetiae* é registrada parasitando *S. oleae* em plantas de oliveiras no estado de Minas Gerais, e *C. viridis* obtida em plantas de laranja, em São Paulo (De Santis, 1980; Trjapitzin 2010; Noyes, 2019).

Leptomastix Forster (Encyrtidae) possui em torno de 35 espécies descritas de parasitoides, associados com cochonilhas, principalmente da família Pseudococcidae, distribuídas em muitas regiões geográficas. De acordo com Noyes e Hayat (1994), este gênero é originário da África, mas foi introduzido na América do Sul no passado, uma vez que esse é considerado o centro de origem do gênero. Dentre as espécies, o parasitoide *Leptomastix dactylopii* (Howard, 1885), tem sido importado do Brasil, e é utilizado como agente de controle biológico de população de pseudococcideos, em países da Europa, América do Norte e América Central (Mani & Shivaju 2016; Noyes 2019).

Leptomastix dactylopii é uma espécie polífaga, registrada associada com 50 espécies de Pseudococcidae (Noyes, 2019). Este inimigo natural é utilizado para controle biológico de *P. citri* em casa de vegetação e no campo, em plantas frutíferas e

ornamentais, em combinação com *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant, 1853) (Coleoptera: Coccinellidae), e em países da América do Norte, Europa, Ásia, África e América do Sul (Chacko et al. 1978; Cloyd & Dickinson 2006; Mani & Shivajaru 2016).

No Brasil, *L. dactylopii* foi registrado associado com *P. citri* em *C. canephora*, e com *Planococcus* sp. em *C. arabica*, no estado do Espírito Santo (Culik et al. 2011; Fornazier 2016); com *P. citri* e outros pseudococcídeos, coletadas em videiras na região do Vale do São Francisco, no estado de Pernambuco (Lopes 2016; Sá et al. 2020).

Leptomastidea (Girault), (Encyrtidae) é um gênero do novo mundo, possui 23 espécies descritas, e é associado como parasitoide de cochonilhas das famílias Coccidae e Pseudococcidae (Noyes 2019).

Leptomastidea abnormis (Girault 1915) é um parasitoide do Mediterrâneo, distribuído em vários países nas regiões Afrotropical, Neotropical e na Europa, sendo associado com cochonilhas das famílias Coccidae e Pseudococcidae (De Santis 1980; Noyes 2000, 2019). O parasitoide *L. abnormis* foi utilizado junto com *Cryptolaemus montrouzieri* em 1968 para o controle biológico de *P. citri* em plantações de café na Costa Rica (Blanco-Metzler et al. 2019). No Brasil, *L. abnormis* foi registrado associado com cochonilhas não identificadas, coletadas em citros, no estado do Rio de Janeiro (De Santis 1980; Triapitsyn et al. 2018).

Metaphycus Mercet possui em torno de 476 espécies descritas, e é um dos maiores gêneros da família Encyrtidae. Estes são conhecidos como parasitoides das famílias Coccidae e Diaspididae (Guerrieri & Noyes 2000; García e Morales et al. 2016; Kapranas e Tena 2015; Noyes, 2019).

No Brasil, 11 espécies do gênero são conhecidas, associadas com espécies de cochonilhas das famílias Coccidae, Pseudococcidae e Diaspididae nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo (Tavares et al. 2019; Noyes, 2019). Associadas à *C. viridis* e *S. coffeae* foram registradas quatro espécies do gênero, coletadas sobre plantas de citros e café, no estado de São Paulo (Cruz, 2018).

Prochiloneurus (Silvestri 1915) (Encyrtidae) possui 30 espécies descritas, distribuídas em vários países nas regiões da Europa, África e nas Américas Central e do Sul (Noyes, 2021). Estes insetos são parasitoides secundários de coccídeos,

pseudococcideos e coccinelídeos, e de indivíduos da família Encyrtidae e Signiphoridae (Noyes e Hayat 1984; Hayat, 2006). No Brasil, *P. dactylopii* (Howard, 1885) e *P. argentinensis* (De Santis, 1964) foram registrados em hospedeiro não determinado, nos estados do Rio de Janeiro e São Paulo (Lohr et al 1990; Noyes, 2019).

Prochiloneurus dactylopii é registrado como parasitoide primário de cochonilhas das famílias Coccidae e Pseudococcidae; e, de algumas espécies dos gêneros *Anagyrus*, *Epidinocarsis*, *Leptomastix* e *Zarhopalus* da família Encyrtidae (De Santis 1980; Noyes, 2019).

No Brasil, *Prochiloneurus* sp. foi registrado com *D. brevipes*, obtidos em abacaxi, no estado do Espírito Santo (Culik et al. 2011); com *M. hirsutus* coletados em *Hibiscus* sp., no estado de São Paulo (Siqueira et al. 2019); e com pseudococcideos coletados em pera, na região vale do São Francisco, no estado de Pernambuco (Sá et al. 2020). Neste trabalho, *P. dactylopii* pode estar atuando como parasitoide primário de *P. citri*, ou secundário de *L. dactylopii*, visto que, *P. dactylopii* já foi registrado como parasitoide de pseudococcideos e encirtídeos (Noyes e Hayat 1984).

Pachyneuron (Walker, 1833) (Pteromalidae) possui 64 espécies descritas, distribuídas em países das regiões Asiática, Afrotropical e Neotropical. Dentre as espécies, incluem parasitoides e hiperparasitoides de insetos das ordens Díptera, Hemiptera, Hymenoptera, Coleoptera e Lepidoptera (De Santis, 1980; Noyes, 2019).

No Brasil, 3 espécies do gênero foram registradas, distribuídas nos estados de Minas Gerais, São Paulo, Paraná e Santa Catarina. Dentre as espécies, *Pachyneuron aphidis* (Bouche, 1834) é associado com cochonilhas não especificadas, das famílias Coccidae, Kermesidae e Pseudococcidae (De Santis, 1980; Noyes, 2019).

O maior número de espécimes obtidos dos gêneros *Aprostocetus* e *Coccophagus* emergidos de *S. coffeae*, e *Chrysonotomyia* de *P. trilobitiformis*, estão relacionados ao fato de estas cochonilhas serem coletadas em uma maior quantidade de plantas amostradas ao longo do ano, correspondendo a 62,7% das amostras coletadas.

4.2. Predadores de cochonilhas associadas ao café arábica

Dentre os 94 espécimes de predadores obtidos, distribuídas em 11 espécies, alimentando-se de cochonilhas das famílias Coccidae e Pseudococcidae, 37,2% são pertencentes à família Cecidomyiidae, 36,1% à Coccinelidae, 14,8% à Chrysopidae, 6,3% e 3,1% às famílias Anisolabididae e Syrphidae, respectivamente. Para as famílias Aeolothripidae e Lygaeidae apenas uma espécie foi registrada.

Entre os predadores associados alimentando-se de ovos, ninfas e adultos de cochonilhas na literatura, se tem registro de larvas e adultos de Coccinelidae (Coleoptera), larvas de Cecidomyiidae e Syrphidae (Díptera), e larvas de Crysopidae (Neuroptera), encontrados em ambiente natural, e em diferentes sistemas de cultivo agrícolas (Mani e Shivaraju 2016).

Azya luteipes (Mulsant, 1850) (Coccinelidae) é uma espécie nativa da região Neotropical, encontra-se distribuída em vários países da região. No Brasil, é registrada como predadora de coccídeos nos estados da Bahia, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina (González, 2012; Silva, 2011).

Para o Brasil, *A. luteipes* foi registrada alimentando-se de *P. citri* em plantas de café arábica, no estado de Minas Gerais (Silva, 2011); com *C. viridis* em citros e café, no estado do Rio de Janeiro (Costa Lima 1942); e com *C. viridis* e *S. coffeae* em citros, no estado de São Paulo (Gravena, 2005; Nais & Busoli, 2012; Cruz 2018).

Eriopsis connexa (Gemar, 1824) (Coccinelidae) é uma espécie polífaga, registrada em vários países da América do Sul, sendo comum em diferentes tipos de agroecossistemas, predando nos estágios larvais e adultos, espécies de pulgões, ácaros, aleroidídeos, cochonilhas, ovos e larvas de lepidópteros e coleópteros (Sarmiento et al 2007; Silva et al. 2013; Resende et al. 2015).

No Brasil, *E. connexa* foi registrada alimentando-se de *M. hirsutus*, em plantas de *Hibiscus* sp. no estado do Espírito Santo (Culik et al 2013); e, com *M. hirsutus* e *P. solenopsis* em videiras, no estado de Pernambuco (Lopes 2016).

O gênero *Diomus* (Coccinelidae) apresenta 277 espécies descritas, distribuídas nos países da América do Sul. Estas espécies correspondem a 15% dos Coccinelidae desta região (Fernandez, 2016). Dentre as espécies do gênero *Diomus*, tem sido atribuída como predador de afídeos, e cochonilhas das famílias Coccidae,

Monophlebidae, Margarodidae e Pseudococcidae (Garcia Morales et al., 2016). No Brasil, *Diomus* sp. foi registrada alimentando-se de *P. solenopsis*, coletadas em quiabo, município de Seropédica, no estado do Rio de Janeiro (Resende et al., 2006).

Euborellia annulipes (Lucas, 1847) possui ampla distribuição geográfica, é uma espécie considerada polífaga, e é predadora de artrópodes pragas de importância médica e agrícola (Silva et al. 2009). Esta espécie é encontrada nos cultivos agrícolas no Brasil, como cana-de-açúcar, algodão e milho, e nos plantios de hortaliças (Ramalho, 1994; Cocco, 2019).

No Brasil, *E. annulipes* é registrada como predadora de pulgões, ácaros, larvas e pupas de besouros, ninfas de cigarrinhas, lagartas, e de insetos pragas de grãos armazenados (Klostermeyer, 1942; Silva et al., 2009).

Diadiplosis Felt, (Cecidomyiidae) é um gênero cosmopolita, possui 30 espécies descritas, sendo doze espécies na região Neotropical. As larvas dessa mosca são associadas como predadoras de cochonilhas das famílias Coccidae, Eriococcidae e Pseudococcidae, e moscas brancas da família Aleyrodidae (Culik & Ventura 2012, 2013).

Diadiplosis coccidivora (Felt, 1911) é registrado alimentando-se de *F. virgata*, *Pseudococcus* sp. e *M. hirsutus* em diferentes agroecossistemas de café, na Índia (Balakrishnan et al. 1991; Gagné & Jaschhof 2014; Mani & Shivajaru 2016). Associados com *Planococcus* sp. *P. citri*, *P. nigra* e *S. coffeae* foram registradas entre duas e cinco espécies do gênero, sobre várias plantas cultivadas ao redor do mundo.

No Brasil, 7 espécies do gênero são conhecidas. Associadas a *S. coffeae* foi registrado *D. bellingeri* Culik & Ventura, 2012, obtidos em *C. arabica* (Culik & Ventura, 2012); e, *D. martinsensis* (Culik & Ventura 2013), com pseudococcideos não determinados, obtidos em café arábica, no município de Domingos Martins, no estado do Espírito Santo (Culik & Ventura, 2013).

Eosalpingogaster (Hull, 1949) (Syrphidae) possui em torno de 35 espécies descritas na região Neotropical (Thompson et al. 2010). As larvas são registradas como predadoras de hemípteros pragas, e os adultos polinizadores das plantas, em diferentes sistemas de cultivo (Perez-Banon et al. 2013). Este gênero tem sido

registrado associado com espécies de pulgões, cigarrinhas e cochonilhas, das famílias Aphididae, Cicadellidae, Coccidae, Dactylopiidae, Diaspididae e Orthezidae (Mengual & Thompson 2011). Na região Neotropical, *E. nigriventris* (Bigot, 1884) foi registrado alimentando-se de *Dactylopius ceylonicus* (Diaspididae) em cactos no México; e, *E. conopida* (Bigot, 1883) com *P. praelonga* e *C. viridis*, em citros, no estado de São Paulo, Brasil (Knutson 1971; Rojo et al. 2003; Garcia Morales et al., 2016).

Franklinothrips vespiformis (Crawford, 1909) é uma espécie de origem Neotropical. No Brasil, foi registrada nos estados da Bahia, Minas Gerais e São Paulo. Esta espécie, difere das demais espécies de tripés por possuir uma área branca na região sub-apical da asa anterior e tergito castanho-claro (Mound & Marullo, 1996; Mound & Reynaud 2005). *Franklinothrips vespiformis* é registrada como predador de pequenos artrópodes, incluindo ácaros, moscas brancas e outras espécies de tripés, atuando como agente de controle biológico natural, encontrada associada à flores, hortaliças e frutíferas em diferentes agroecossistemas de cultivo agrícola (Peres et al. 2009; Valenzuela-Garcia et al. 2010).

Geocoris Fallén (Lygaeidae) é conhecido como inseto de olhos grandes. São percevejos predadores generalistas que ocorrem em diferentes regiões geográficas (Tamaki & Weeks, 1972), associados com espécies de afídeos, mosca branca, ovos e larvas de lepidópteros, encontrados em diversos agroecossistemas (Crocker & Whitcomb 1980). No Brasil, *Geocoris* sp. foi registrado consumindo pulgões, mosca branca, ovos e lagartas de lepidópteros, em cultivos de soja, algodão, milho e hortaliças (Parra et al. 2002; Brondani et al. 2008).

Chrysoperla externa (Hagen, 1861) (Chrysopidae) é registrada em 17 estados do Brasil, em diversos agroecossistemas agrícolas, em culturas perenes e anuais, nas quais as larvas atuam como predadoras no controle biológico de diversos artrópodes (Freitas, 2002; Souza e Carvalho, 2002; Oswald, 2015; Martins; Machado, 2017).

No Brasil, *C. externa* foi registrado no cultivo de café conilon no estado do Acre, em café arábica, nos estados de Minas Gerais e São Paulo, sendo esta espécie associada como agente de controle biológico de insetos-praga na cafeicultura (Martins et. Al., 2019).

As larvas de *C. externa* foram registradas alimentando-se de ninfas e adultos de *D. brevipes* e *P. citri*, em teste de laboratório (Gonçalves-Gervásio e Santa-Cecília 2001; Bezerra et al., 2006).

Os predadores *C. montrouzieri* e *C. externa* foram considerados bons predadores de *P. citri* em condições de laboratório, sugerindo a utilização combinada desses inimigos naturais, para reduzir as populações de *P. citri* em cultivos de roseiras, em Lavras, Minas Gerais (Paula, 2017).

Cryptolaemus montrouzieri, nativa da Austrália, foi introduzida na Califórnia entre 1891-92 por Albert Koeble, para controlar espécies de cochonilhas pragas dos citros (Sanches et al. 2002). No Brasil, *C. montrouzieri* é registrada no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento como agente de controle biológico da cochonilha rosada-do-hibisco, *Maconellicoccus hirsutus*, espécie de importância quarentenária no país (MAPA, 2015).

A maioria das áreas estudadas estavam sob manejo convencional (83%), e apenas 17% sob sistema de manejo orgânico e agroflorestal, com 16 espécies de parasitoides registrados no manejo convencional, nove e duas espécies no manejo agroflorestal e orgânico, respectivamente. Entretanto, *E. aurantii* e *Metaphycus* sp.1 emergidos de *P. nigra*, *Metaphycus* sp.2 e *Prochiloneurus* sp.1 emergidos de *C. brasiliensis* foram encontrados somente no manejo agroflorestal. Dentre os predadores, 11 espécies foram coletadas sob manejo convencional, quatro e duas sob manejo orgânico e agroflorestal, respectivamente. Todavia, todas as espécies de predadores coletadas sob manejo orgânico e agroflorestal são as mesmas espécies obtidas no manejo convencional (Tabela 2, 3).

Na implantação de programas de controle biológico, a correta identificação da espécie de cochonilha, bem como de seus parasitoides e predadores, contribui para o sucesso no manejo, visto que facilita a seleção do inimigo natural que pode ser altamente específico, com capacidade de diferenciar espécies próximas como *P. citri* e *P. minor* consideradas crípticas (Prado et al. 2009; Daane et al. 2018).

O registro das interações das espécies de parasitoides e predadores com as cochonilhas obtidas em café arábica, nos diferentes sistemas de manejo na região da

Alta Mogiana, no estado de São Paulo, contribui para o conhecimento das espécies de inimigos naturais das cochonilhas, auxiliando no planejamento de futuros programas de controle biológico de cochonilhas pragas na cafeicultura brasileira.

Declaração de conflito de interesse

Os autores declaram não haver conflito de interesse.

Agradecimentos

Aos proprietários da Fazenda Bela Época, e a todos os cafeicultores da região de Alta Mogiana Paulista, por seu apoio na liberação das áreas de café arábica para a condução da pesquisa. Ao Me. Matheus Alves de Siqueira (Departamento de Ecologia e Recursos Naturais, Universidade Federal de São Carlos, UFSCar, São Carlos, Brasil), Dra. Ivana Lemos Souza (Departamento de Ciências da Produção Agrícola, Universidade Estadual Paulista, UNESP, Jaboticabal, Brasil), Dr. Valmir Antonio Costa (Centro Avançado de Pesquisa em Proteção Fitossanitária e Saúde Animal, Instituto Biológico, IB, Campinas, Brasil), Dr. John S. Noyes (Natural History Museum, Londres, Reino Unido), Dr. Christer Hansson (Lund University, Lund, Suécia), pela identificação dos parasitoides das famílias Encyrtidae, Eulophidae e Aphelinidae; ao Dr. Caleb Califre Martins (Departamento de Zoologia, Universidade de São Paulo, USP, Ribeirão Preto, Brasil) pela identificação da espécie de Crysopidae; Dra. Lúcia Massutti de Almeida (Departamento de Zoologia, Universidade Federal do Paraná, UFPR, Curitiba, Brasil) pela identificação das espécies de Coccinelidae; Dr. Gilmar da Silva Nunes (Departamento de Ciências da Produção Agrícola, Universidade Estadual Paulista, UNESP, Jaboticabal, Brasil) pela identificação da espécie de Anisolabididae; Dra. Miriam Nunes Morales (Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, Brasil), pela identificação da espécie de Syrphidae; e, Dra. Maria Virginia Urso-Guimarães (Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, USP, Ribeirão Preto, Brasil) pela identificação das espécies de Cecydomiidae.

5. Referências

Balakrishnan MM, Sreedharan K, Venkatesha MG, Krishnamurthy P, Bhat PK (1991) Observations on *Ferrisia virgata* (Ckll) (Homoptera: Pseudococcidae) and its naturais enemies on coffee, with the records of predators and host plants. **Journal Coffee Research** 21:11–19.

Bezerra GCD, Santa-Cecilia LVC, Carvalho, CF Souza, B (2006) Aspectos biológicos da fase adulta de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) oriunda de larvas alimentadas com *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Ciência e Agrotecnologia** 30:603-610.

Blanco-Metzler H, Morena-Montoya R (2019) Biological Control in Costa Rica. **Biological Control in Latin America and the Caribbean: Its Rich History and Bright Future**, p.162.

Bartlett, B. R (1978). Coccidae. In: Clausen, C.P. (Ed.). **Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world review**. U.S. Departament of Agriculture, Agriculture Handbook, p.57-74.

BSCA (2021) **Cafés Especiais do Brasil**. Alta Mogiana: descrição. Disponível em: <<http://brazilcoffeenation.com.br/region/show/id/5>>. Acesso em: 27 jan. 2021.

Cassino PCR, Rodrigues WC (2004) Citricultura Fluminense – **principais pragas e seus inimigos naturais**. EDUR, Seropédica. 168p.

Carvalho CF (2008) Biological aspects and predatory capacity of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) fed on *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae), In: Cross, J; Brown, M; Fitzgerald, J; Fountain, M; Yohalem, J. (Eds). **Proceedings of the 7th International Conference on Integrated Fruit Production, Avignon**, p. 374-379.

Cecafe (2020) Conselho dos Exportadores de Café do Brasil. **Dados estatísticos Exportações Brasileiras 2020**. Disponível em: < <https://www.cecafe.com.br/dados-estatisticos/exportacoes-brasileiras/>>. Acesso em: 30 de jan. 2021.

Crocker RL, Whitcomb WH (1980) Feeding niches of the big-eyed bugs *Geocoris bullatus*, *G. punctipes* and *G. uliginosus* (Hemiptera: Lygaeidae: Geocorinae). **Environmental Entomology** 9: 508-513.

Compere H (1939) The insect enemies of the black scale, *Saissetia oleae* (Bern.) in South America. **University of California Publications in Entomology** 7:75-90.

Corseuil, E (1958) **Combate às pragas da fruticultura**, Porto Alegre: Secção de Informações e Propaganda Agrícola.

Cocco J (2019) **Relações tri-tróficas em milho transgênico envolvendo lepidópteros pragas e seus inimigos naturais em milho transgênico**. 102 f. Tese (Doutorado em Zoologia) -UFPR, Curitiba.

Costa-Lima A (1942) Homópteros. In: **Insetos do Brasil, Escola Nacional de Agronomia, Série Didática**. 3. tomo. Rio de Janeiro. p. 7-327. Disponível em: <<http://www.ufrrj.br/institutos/ib/ento/tomo03.pdf>>. Acesso 10. jan. 2020.

Costa VA, Dalmolin A (2015) Encyrtidae. In **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. PNUD**. Disponível em:< <http://fauna.jbrj.gov.br>> Acesso em: 27 jan. 2021.

Cloyd RA, Dickinson A (2006) Effect of inseticides on melaybugs destroyer (Coleoptera: Coccinelidae) and parasitid *Leptomastix dactylopii* (Hymenoptera: Encyrtidae), natural enemies of citrus mealybugs. **Journal of Economic Entomology** 99:1596-1604.

Chacko MJ, Bhat PK, Rao LVA, Deepak Singh MB, Ramanarayan BP, Sreedharan K (1978) The use of the lady bird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* for the control of coffee mealybugs. **Journal Coffee Research** 9:14–19.

Culik MP, Martins DS, Ventura JA (2011) New distribution and host records of chalcidoid parasitoids (Hymenoptera: Chalcidoidea) of scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in Espírito Santo, Brazil. **Biocontrol Science and Technology** 21: 877–881.

Culik MP, Ventura JA (2012) A new species of cecidomyiid (Diptera: Cecidomyiidae) predator associated with scale insect (Hemiptera, Coccoidea) pests of coffee. **Journal of the Entomological Research Society** 14: 9-13.

Culik MP, Ventura JA (2013) Two New Neotropical Species of Midge (Diptera: Cecidomyiidae) Predators of Scale Insects (Hemiptera: Coccoidea). **Journal of the Entomological Research Society** 15:103-111.

Cruz MA (2018) **Inimigos naturais de cochonilhas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) associadas a plantas de importância econômica no estado de São Paulo**. 144 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Entomologia Agrícola) - Unesp, Jaboticabal.

Daane KM, Middleton MC, Sforza RF, Kamps-Hughes N, Watson GW, Almeida RP, Walton VM (2018) Determining the geographic origin of invasive populations of the mealybug *Planococcus ficus* based on molecular genetic analysis. **Plos One** 13:1-12.

De Bortoli, SA, Benvenga, SR, Gravena, S, Miranda, JE (2001) Biologia de *Pentilia egena* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) e predação sobre *Chrysomphalus ficus* Ashmead (Homoptera: Diaspididae). **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas** 27:337-343.

De Santis L (1980) **Catalogo de los Himenopteros Brasileños de la serie Parasitica incluyendo Bethyloidea**. Universidade Federal do Parana. Parana: Curitiba, p.153.

De Siqueira MA., Peronti ALBG, Martinelli NM, Costa VA (2019) New records of parasitoids hymenopteran (Hymenoptera: Chalcidoidea) associated with *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the state of São Paulo. **Journal of Agricultural Science** 11:100-112.

Fernández F, Sharkey MJ (2006) **Introduction to the Hymenoptera of the Neotropical Region Bogotá**. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, p. 893.

Fornazier MJ (2016) **Bioecologia, dano e controle de *Planococcus Citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) em *Coffea canephora* Pierre Ex Froehner (Rubiaceae)**. 91 f. Tese (Doutorado em Entomologia) - UFV, Viçosa.

Fornazier MJ, Martins DS, Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira P SF, Zanuncio JC (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with arabica coffee and geographical distribution in the neotropical region. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 89:3083-3092.

Frank J, McCoy E (1994) Introduction to the Behavioral Ecology of the Protection of Native Floras and Faunas. Commercial Importation into Florida of Invertebrate Animals as Biological Control Agents. **The Florida Entomologist** 77:1-20.

Freitas S (2002) O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas. In: Parra JR P, Botelho PSM, Corrêa-Ferreira BS, Bento JMS (Eds.), **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole, p. 209-224.

Fitriani UI, Melina GD (2011) Kemampuan Memangsa *Euborellia annulata* (Dermaptera: Anisolabididae) dan Preferensinya pada Berbagai Instar Larva *Spodoptera litura*. **Journal Fitomedika** 7:182-185.

Gagné RJ, Jaschhof M (2014) **A Catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the World**. 3rd Edition. Digital version 2. USDA, Washington. https://www.ars.usda.gov/ARSPUserFiles/80420580/Gagne_2014_World_Cecidomyiidae_Catalog_3rd_Edition.pdf
> Acesso em: 10 jan. 2021.

Gauld ID, Bolton B (1996) **The Hymenoptera**. Reprinted and revised. Oxford, UK: Oxford University Press, 332p.

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB. 2016. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. **Database**. doi: 10.1093/database/bav118. <http://scalenet.info>.

Gonçalves CR (1963) Procedimento da *Orthezia praelonga* na Baixada Fluminense e seu combate racional. **Boletim do Campo** 19:12-15.

Gonçalves-Gervásio RC, Santa-Cecília LVC (2001) Consumo alimentar de *Chrysoperla externa* sobre as diferentes fases de desenvolvimento de *Dysmicoccus brevipes*, em laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 36:387-391.

Gravena S (2005) **Manual prático de manejo ecológico de pragas dos citros**. Jaboticabal, São Paulo.372p.

Grahan MWR (1987) Reclassification of the European Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae), with a revision of certain genera. **Bulletin of the British Museum Entomology** 55: 1–392.

Granara De Willink MC (1990). **Conociendo nuestra fauna. I. Superfamilia Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha)**. Facultad de Ciencias Naturales y Instituto Miguel Lillo (Série Monográfica y Didáctica nº 6). San Miguel de Tucumán, Argentina.

Granara De Willink, MC, Pirovani, VD, Ferreira, PS, 2010. Las Especies de *Coccus* que afectan *Coffea arabica* en Brasil (Coccoidea: Coccidae) y redescrpcion de dos especies. **Neotropical Entomology** 39:391-399.

Grazia J, Cavichioli RR, Wolff VRS, Fernandes JAM, Takiya D (2012) Hemíptera. 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, p. 347-405.

Guerrieri E, Noyes JS (2000) Revision of the European species of genus *Metaphycus* Mercet (Hymenoptera, Chalcidoidea: Encyrtidae), parasitoids of scale insects (Homoptera: Coccoidea). **Systematic Entomology** 25: 147–222.

González, G (2012) **The Coccinellidae of Brazil**[online]. Disponível na World Wide Web:Disponível em <<http://www.coccinellidae.cl/PaginasWebBra/Paginas/InicioBra.php>>. Acesso 07 jan. 2020.

Hayat M (2006) **Indian Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea)**, Department of Zoology, Aligarh Muslim University India, 274p.

Harris (1997) Cecidomyiidae and other Diptera In: Ben-Dov Y, Hodgson CJ (Eds.) **World crop pests soft scale insects- their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier 7: 61-68.

Hesami S, Ebrahimi E, Ostovan H, Shojaei M, Kamali K, Yefremova Z, Yegorenkova E (2010) Contribution to the study of Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Fars Province of Iran: I-subfamilies Entedoninae and Tetrastichinae. **Munis Entomology and Zoology** 5:148-157.

Hodgson CJ (1994) **The scale insect family Coccidae: an identification manual to genera**. Wallingford, Oxon, U. K: CAB International, p. 639.

Kapranas A, Tena A (2015) Encyrtid parasitoids of soft scale insects: biology, behaviour and their use in biological control. **Annual Review of Entomology** 60: 195–211.

Klostermeyer EC (1942) The life history and habits of the ring-legged earwig, *Euborellia annulipes* Lucas. **Journal of the Kansas Entomological Society** 15:13-18.

Knutson LV (1971) Puparia of *Salpingogaster conopida* and *S. texana*, With Notes on Prey (Diptera: Syrphidae). Entomological News, **The American Entomological Society** 82:29-38.

Lampson LJ, Morse JG (1992) A study of black scale, *Saissetia oleae* (Hom: Coccidae) parasitoids (Hym: Chalcidoidea) in southern California, **Entomophaga**, 37:373-390.

LaSalle J, Schauff ME, Hansson C (2006) Familia Eulophidae. In: Hanson, PE, and Gauld, ID Hymenoptera de la region neotropical. **American Entomological Institute** 77:356-373.

Lopes FSC (2017) **Bioprospecção, identificação e manejo de cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) e insetos associados em agroecossistemas de videira no Submédio do vale do São Francisco**. 150f. Tese de Doutorado. (Entomologia Agrícola) - UFRPE, Pernambuco.

Löhr B, Varela AM, Santos B (1990). Exploration for natural enemies of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae), in South America for the biological control of this introduced pest in Africa. **Bulletin of Entomological Research** 80:417-425.

Mani M, Shivaraju C (2016) **Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops**. New Delhi: Springer, p. 647.

Matos KFS, Braga MJ (2020) Direcionadores da produção de café orgânico no Brasil. **Revista de Política Agrícola** 29: 21-34.

Martins CC, Machado RJP (2017) Chrysopidae in: **Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil**. PNUD. Disponível em <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/644>>. Acesso em: 19 dez. 2020.

Martins CC, Santos RS, Sutil WP, Oliveira JFA (2019) Diversidade e abundância de crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae) em cultivo de café Conilon no Acre, Brasil. **Acta Amazonica** 49: 173-178.

Mengual X, Thompson FC (2011) Carmine cochineal killers: the flower fly genus *Eosalpingogaster* Hull (Diptera: Syrphidae) revised. **Systematic Entomology** 36: 713–731.

Melo TL, Castellani MA, Nascimento MDLD, Menezes Junior ADO, Ferreira GFP, Lemos OL (2007) Comunidades de parasitóides de *Leucoptera coffeella* (Guérin-Mèneville & Perrottet, 1842) (Lepidoptera: Lyonetiidae) em cafeeiros nas regiões Oeste e Sudoeste da Bahia. **Ciência e Agrotecnologia** 31:966-972.

Miller DR, Davidson JA (2005) **In: Armored scale insect pests: of trees and shrubs**. Ithaca, NY: Cornell Univ. Press, 442p.

Miller D, Rung A, Parikh G, Venable G, Redford AJ, Evans GA, Gill RJ (2014) **Scale Insects. Identification Tool for Species of Quarantine Significance**. USDA. Edição 2. Disponível em:<<http://idtools.org/id/scales/index.php>>. Acesso 25 jan. 2021.

Miranda NF (2009) **Parasitoides (Hymenoptera: Eulophidae) de bicho-mineiro *Leucoptera coffeella* (Guérin-Méneville) (Lepidoptera:Lyonetiidae)**. 56f. Dissertação (Agronomia/Entomologia Agrícola) – Unesp, Jaboticabal.

Morandi Filho WJ, Grutzmacher, AD, Botton M, Bertin A (2009) Controle químico da cochonilha-farinhenta *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em diferentes idades da videira. **O Biológico** 76:427-435.

Mound LA & Marullo R (1996) The Thrips of Central and South America: An Introduction. *Memoirs on Entomology, International* 6: 1–488.

Mound LA & Reynaud P (2005) Franklinothrips; a pantropical Thysanoptera genus of ant-mimicking obligate predators (Aeolothripidae). *Zootaxa* 864: 1–16.

Myartseva, SN (2006). Review of Mexican species of *Coccophagus* Westwood, with a key and description of new species (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). **Zoosystematica Rossica**, 15:113-130.

Nais J, Busoli AC (2012) Morphological, behavioral and biological aspects of *Azya luteipes* Mulsant fed on *Coccus viridis* (Green). **Scientia Agricola** 69: 81-83.

Noyes JS (1980) A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera: chalcidoidea). **Bulletin of the British Museum** 41:107-253.

Noyes JS, Hayat M (1994) **Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae)**, CAB International, Oxon, UK, p. 560.

Noyes JS (2000) Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea), 1. The subfamily Tetracneminae, parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, 62:95-97.

Noyes JS (2019) **Universal Chalcidoidea Database**. Disponível em:<<http://www.nhm.ac.uk/chalcidoids>>. Acesso em: 25 jan. 2021.

Oswald JD (2015) **Neuropterida Species of the World**. Texas. Disponível em <<http://lacewing.tamu.edu/SpeciesCatalog/Main>>. Acesso em: 21.jan.2021.

Paula FF (2017) **Aspectos biológicos de *Planococcus citri* (Pseudococcidae) em roseira e compatibilidade dos predadores *Cryptolaemus montrouzieri* (Coccinellidae) e *Chrysoperla externa* (Chrysopidae) no controle dessa cochonilha**. 69f. Dissertação (Agronomia/Entomologia) – UFLA, Lavras.

Parra JRP, Goncalves W, Gravena S, Marconato AR (1977) Parasites and predators of the white coffee leaf miner *Perileucoptera coffeella* (Guerin-Meneville, 1842) in São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 6:138-143.

Parra JRP, Botelho PSM, Corrêa-Ferreira BSC, Bento JMS (2002) **Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. Editora Manole Ltda. 635p.

Peres FSC, Fernandes OA, Silveira LCP, Silva CSBD (2009) Cravo-de-defunto como planta atrativa para tripses em cultivo protegido de melão orgânico. **Bragantia** 68:953-960.

Pérez-Banon C, Arcaya E, Mengual X, Rojo S (2013). Preimaginal morphology of the genera *Salpingogaster* Schiffner, 1868 and *Eosalpingogaster* Hull, 1949 (Diptera: Syrphidae), with its systematic implications. **Zootaxa** 3599: 361-370.

Prado E, Malaussa T, Cecilia FVS, Souza B, Santa-Cecilia LVC (2009) Identificação das cochonilhas, *Planococcus citri* e *Planococcus minor* mediante estudos morfométricos e moleculares. In: **Anais do VI Simpósio de Pesquisa dos cafés do Brasil**. p.59-63.

Prado E, Alvarenga TM, Costa LV (2015) Parasitoids associated with the black scale *Saissetia oleae* (Olivier) (Hemiptera: Coccidae) in olive trees in Minas Gerais State, Brazil. **Acta Scientiarum Agronomy** 37:411-416.

Ponsonby DJ, Copland MJW (1997) Coccinellidae and other coleóptera. 2 Predators: In: Ben-Dov, Y.; Hodgson, C. J. (Ed.). **World crop pests - soft scale insects**, theirbiology, natural enemies and control. Amsterdam: Elsevier, 7:29-60.

Ramos ASDJC, Lemos RNS, Costa VA, Peronti ALBG, da Silva EA, Mondego JM, Moreira AA (2018) Hymenopteran parasitoids associated with scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in tropical fruit trees in the eastern Amazon, Brazil. **Florida Entomologist** 101: 273-278.

Ramalho FS (1994) Cotton pest management: A Brazilian perspective. **Annual Review of Entomology** 39:563-578.

Resende ALS, Silva EE, Silva VB, Ribeiro RLD, Guerra JGM, Aguiar-Menezes EL (2006) Primeiro registro de *Lipaphis pseudobrassicae* Davis (Hemiptera: Aphididae) e sua associação com insetos predadores, parasitóides e formigas em couve (Cruciferae) no Brasil. **Neotropical Entomology** 35:551-555.

Resende ALS, Ferreira RB, Silveira LCP, Pereira LPS, Landim DV, Carvalho CF (2015) Desenvolvimento e reprodução de *Eriopis connexa* (Germar, 1824) (Coleoptera: 564

Coccinellidae) alimentada com recursos florais de coentro (*Coriandrum sativum* L.). **Entomotropica** 30:12-19.

Reis PR, Souza JC, Santa-Cecília LVC, Silva RA, Zacarias MS (2010) Manejo integrado de pragas do cafeeiro. In: Reis, P. R.; Cunha, R. L. (Eds.). **Café arábica: do plantio a colheita**. Lavras, MG: Epamig, p. 573-688.

Rojo S, Gilbert FS, Marcos-Garcia MA, Nieto JM, Mier MP (2003) **Revisión Mundial De Los Sífidos Depredadores (Diptera, Syrphidae: Syrphinae) Y Sus Presas**. Centro Iberoamericano de la Biodiversidad Universidad de Alicante, Alicante 03080- Spain., 278p.

Sá MG, Oliveira JE, Costa VA, Lopes PR (2020) Biodiversity of Natural Enemies of Pseudococcidae in the Semiarid Region of Brazil. **Journal of Agricultural Science** 12:24-31.

Santa-Cecília LVC, Souza B (2014) Cochonilhas-farinhentas de maior ocorrência em cafeeiros no Brasil. **Informe Agropecuário** 35: 45-54.

Sarmiento RA, Pallini A, Venzon M, Souza OF, Molina-Rugama AJ, Oliveira CL (2007) Functional response of the predator *Eriops connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) to diferente prey types. **Brazilian Archives of Biology and Technology** 50:121-126.

Siqueira MA (2018) **Himenópteros parasitoides de Pseudococcideos (Hemiptera: Coccoomorpha) no estado de São Paulo**. 101 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Entomologia Agrícola) – Unesp, Jaboticabal.

Silva AB, Batista JL, Brito CH (2009) Capacidade predatória de *Euborellia annulipes* (Lucas, 1847) sobre *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797). **Acta Scientiarum Agronomy** 31:7-11.

Silva D'araújo GA, Gonçalves CR, Galvão GM, Gonçalves DM (1968). **Fourth catalog of insects that live in Brazil**. Parte II. Insects, hosts and natural enemies. Rio de Janeiro: Ministério da Cultura, p. 622.

Silva NR (2011) **Fatores de mortalidade natural da cochonilha farinhenta *Planococcus citri* no cafeeiro**. 37 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - UFV, Viçosa.

Silva RB, Cruz I, Zanuncio JC, Figueiredo MLC, Canevari GC, Pereira AG, Serrão JE (2013) Biological aspects of *Eriops connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) fed on different insect pests of maize (*Zea Mays* L.) and sorghum [*Sorghum bicolor* L. (Moench.)] **Brazilian Journal Biology** 73:419-424.

Souza B, Carvalho CF (2002) Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in Southern Brazil. **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae** 48:301-310.

Tavares MT, Santos MEV, Dal Molin A, Peronti ALBG, Sousa-Silva CR (2019) Neotropical species of metaphycus (Hymenoptera, Encyrtidae) Parasitoids of Ceroplastes (Hemiptera, Coccidae): new species, interaction records, and a checklist. **Neotropical entomology** 48:633-644.

Tamaki G, Weeks RE (1972). **Biology and Ecology of Two Predators: *Geocoris Palens Staland* G. Bullatus** (Say) (Nº. 1446). US Department of Agriculture.

Trindade TD (2011) Nova contribuição sobre distribuição e novos hospedeiros de *Coccus viridis* Green, 1889 (Hemiptera: Coccidae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Entomotropica** 26:147-152.

Triapitsyn SV, Aguirre MB, Logarzo GA, Hight SD, Ciomperlik MA, Rugman-Jones PF, Rodrigues JCV (2018) Complex of primary and secondary parasitoids (Hymenoptera: Encyrtidae and Signiphoridae) of *Hypogeococcus* sp. mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) in the New World. **Florida Entomologist** 101:411-434.

Trjapitzin VA, (2010) A review of the genus *Gahaniella* Timberlake, 1926 (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) with description of a new species from Mexico. **Russian Entomological Journal** 19: 245-248.

Thompson FC, Rotheray GE, Zumbado MA (2010) Family Syrphidae. In: B.V. Brown et al. (Eds), **Manual of Central America Diptera**. NRC Research Press, Ottawa, p. 763–792.

Tomé MP (2018) **Desenvolvimento e sobrevivência de *Euborellia annulipes* com dieta vegetal, animal e mista**. 32f. Dissertação (Ciências Agrárias - UFPB, Campina Grande.

Tozatti G, Gravena S (1988) Natural mortality factors of *Perileucoptera coffeella* Guerin-Meneville (Lepidoptera, Lyonetiidae) on coffee in Jaboticabal State of Sao Paulo, Brazil. **Científica** 16:179-187.

Valenzuela-García RD, Cambero-Campos OJ, Carvajal-Cazola CR, Robles-Bermúdez A, Retana-Salazar A (2010). Fluctuación poblacional y especies de thrips (Thysanoptera) asociados a calabaza en Nayarit, México. **Agronomía mesoamericana** 21:333-336.

Valadares-Inglis MC, Lopes RB, Faria M R (2020) Controle de arthropodes-praga com fungos entomopatogênicos. 203-238p. In: Gouveia Fontes EM, Valadares-Inglis MC. **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília, Embrapa, p.510. ISBN 978-65-86056-01-3

Venkatesan T, Jalali SK, Ramya SL, Prathibha M (2016) Insecticide Resistance and Its Management in Mealybugs. 223-229p. In: Mani M, Shivaraju, C. **Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops**, New Delhi: Springer, p. 647.

Williams DJ, Granara De Willink MC (1992) **Mealybugs of Central and South America**. CAB International, London, England. p. 635.

CAPÍTULO 5 – Boletim Técnico – Cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana, estado de São Paulo, Brasil

Apresentação

O Brasil é líder mundial na produção e exportação de café, tendo uma relação histórica e socioeconômica da cultura com o desenvolvimento do país, e sendo o café produzido comercializado para todos os continentes (OIC, 2020).

Introduzido no Brasil em 1727, em Belém, o café arábica é cultivado em vários estados brasileiros, com maiores áreas de cultivo nos estados de Minas Gerais e São Paulo (Reis et al., 2010; Conab, 2020).

No estado de São Paulo, a cafeicultura concentra-se principalmente nas regiões da Mogiana. A região da Alta Mogiana tradicional na produção merece destaque, devido aos fatores climáticos e cuidados especiais na condução da cultura. Reconhecida mundialmente devido a produção de cafés especiais, exporta a maior parte dos grãos produzidos para América do Norte, Europa e Ásia (Bsca, 2020; Cecafé, 2020).

Além das características favoráveis da região, a preocupação dos produtores em buscar melhores variedades de café e investirem em diferentes formas de manejo, desde o convencional até o orgânico, resultou em um produto reconhecido mundialmente, ao qual lhe foi conferida o selo de Indicação Geográfica Agrícola de Procedência, conquistada pela Associação dos Produtores de Cafés Especiais (Amsc, 2019). O selo, adquirido por alguns produtores da região, garante aos compradores a rastreabilidade e a certificação da origem e da qualidade do café. Este café especial tem um valor de comercialização de 50 - 4000% acima do café comum (Bsca, 2020; Cecafé, 2020).

No entanto, com a expansão das áreas de cultivo ao longo dos anos, problemas fitossanitários têm sido registrados, comprometendo o desenvolvimento e a produtividade das plantas de café, como doenças e pragas. Dentre os insetos-praga, destacam-se as cochonilhas registradas no país desde a década de 70, inicialmente

com pequenos focos de infestações na região Sudeste do país. Contudo, a partir da década de 90 surtos populacionais destes insetos têm sido frequentes, causando prejuízos aos produtores de café, principalmente dos estados do Espírito Santo e Minas Gerais (Santa Cecilia et al. 2014, 2020).

Esta publicação compila os resultados de uma pesquisa de levantamento das cochonilhas associadas ao café arábica, realizada entre junho de 2018 e outubro de 2020, em 15 municípios produtores de café arábica, na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo.

Diante da importância das cochonilhas como insetos-praga na cafeicultura Paulista e da ausência de informações atualizadas para este estado em relação às espécies associadas ao café arábica, esta publicação aborda as características gerais das cochonilhas, inspeção e monitoramento, coleta e envio para identificação, práticas de manejo para evitar a infestação por cochonilhas, as principais espécies coletadas na região da Alta Mogiana, estádios fenológicos e as estruturas das plantas as quais podem ser encontradas, bem como uma chave de identificação com base nos caracteres macroscópicos para os gêneros das cochonilhas relacionadas.

Este Boletim Técnico possui a finalidade de auxiliar na identificação em campo pelos profissionais como: agrônomos, técnicos agrícolas e produtores envolvidos com a pesquisa e o manejo do café arábica.

1. Introdução

As cochonilhas são insetos comumente encontrados sobre plantas de café, em um complexo de espécies variáveis nas diversas regiões onde a planta é cultivada. No Brasil, o maior número de espécies tem sido associado à parte aérea das plantas, com poucas espécies reportadas às estruturas subterrâneas, geralmente da família Pseudococcidae (Santa-Cecilia et al. 2020); enquanto na Colômbia por exemplo, um grande número de espécies tem sido relacionado às raízes, 21 espécies em 5 famílias (Caballero et al., 2018).

Esses insetos, devido suas características incomuns, como descritas a seguir, e por fixarem-se geralmente nas partes mais protegidas da planta, podem passar despercebidos, muitas vezes detectados quando em altas infestações ou através de injúrias e danos apresentados pela planta hospedeira.

2. Características gerais das cochonilhas

As cochonilhas apresentam um grande dimorfismo sexual (diferença entre fêmeas e machos). As fêmeas adultas são ápteras e neotênicas (assemelham-se às ninfas, mas são sexualmente maduras), com cabeça, tórax e abdômen fundidos e geralmente sésseis. Permanecem todo o tempo fixas à planta hospedeira através dos estiletes (aparelho bucal ao qual sugar a seiva da planta). Possuem formas e tamanhos variáveis, mas normalmente são ovóides, alongadas ou circulares, com comprimento variando entre alguns poucos milímetros. O aspecto geral do corpo varia consideravelmente nas diferentes famílias; com antenas e pernas relativamente desenvolvidas nos Pseudococcidae, permitindo que o inseto adulto ainda possa deslocar-se com relativa facilidade, até as formas que apresentam apêndices rudimentares como nos Diaspididae. O revestimento ceroso pulverulento, ou constituído de uma carapaça aderida ou não ao corpo, permite a separação de muitas famílias. Os machos adultos apresentam cabeça, tórax e abdômen distintos, são alados, não têm peças bucais e não se alimentam (Gullan & Martin, 2003; Grazia et al., 2012).

A reprodução das cochonilhas pode ser de forma sexuada ou assexuada por partenogênese (fêmea reproduz sem macho), sendo na maioria das vezes ovíparas, com posturas variando de 50 a 5000 ovos. Porém, podem ocorrer espécie ovovivíparas (Williams; Granara De Willink, 1992). As fêmeas passam por três estádios ninfais e os machos por quatro, sendo o penúltimo e último instares dos machos correspondentes à pré-pupa e pupa (Figura 1), respectivamente (Grazia et al., 2012; Mani e Shivaraju, 2016).

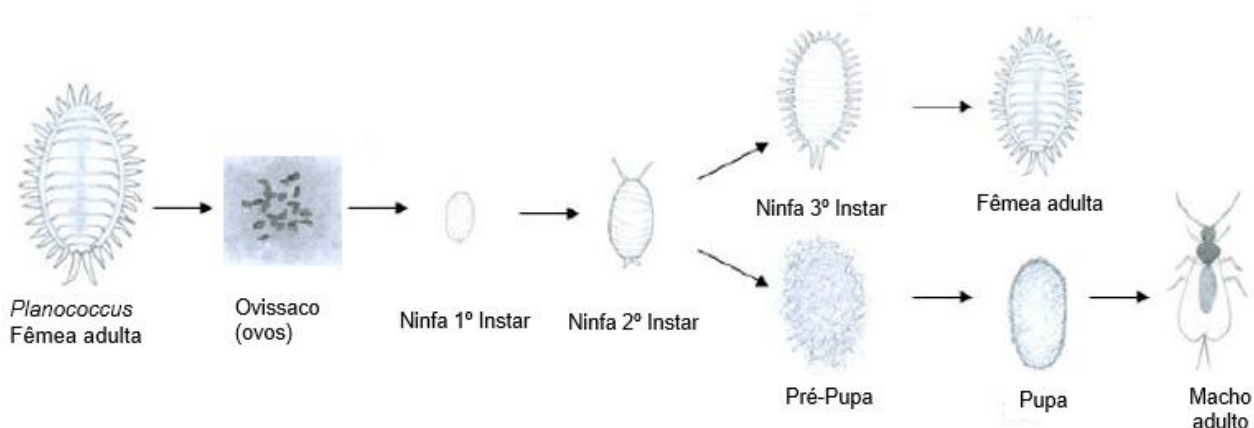


Figura 1. Ciclo de desenvolvimento de cochonilhas farinhentas. Ilustração: Adriana Tolotti. Fonte: Pacheco da Silva et al. 2016

A dispersão das cochonilhas, a curtas distâncias, ocorre geralmente pelas ninfas de primeiro instar que podem caminhar, ou serem transportadas pelo vento ou por formigas, bem como os ovos geralmente envolvidos por filamentos de cera. À longa distância, a dispersão geralmente ocorre pela comercialização de mudas, e frutos infestados (Mani e Shivaraju, 2016; Martinelli et al., 2018).

As cochonilhas apresentam muitas espécies consideradas pragas agrícolas, principalmente de frutíferas e ornamentais, podendo infestar tanto a parte aérea quanto as raízes das plantas. As fêmeas são as principais causadoras de danos, permanecendo ao longo de toda vida como parasitas de suas plantas hospedeiras (Grazia et al. 2012).

Cochonilhas, pulgões, psílídeos e moscas-brancas podem prejudicar a planta hospedeira não só de forma direta, através da sucção da sua seiva, mas também de forma indireta, inoculando substâncias tóxicas e, ou transmitindo vírus. Além disso, a melada que eliminam (*honeydew*) atrai formigas e propicia o desenvolvimento da fumagina (Gullan & Martin 2003).

3. Inspeção e monitoramento das cochonilhas

As inspeções das plantas devem ser realizadas de modo aleatório, buscando por plantas de café infestadas por cochonilhas. Embora, a ocorrência das cochonilhas seja esporádica, o monitoramento periódico deve ser integrado às práticas de manejo do café, no momento das desbrotas, com observação no interior da planta a presença de ninfas e adultas, presença da melada (*honeydew*) e a formação da fumagina cor cinza/preta nas folhas, brotações, sobre as rosetas nas gemas florais, nas flores e frutos, e a presença de formigas movimentando sobre o caule, embaixo das cascas do tronco, sobre os ramos de produção, folhas e frutos são indícios de infestação de cochonilhas, indicando uma maior atenção na visualização desses insetos.

Sendo encontrada a presença de cochonilhas, deve ser feita a identificação do local da infestação, coleta de indivíduos adultos e envio de amostras para identificação da espécie para especialistas. Posteriormente, com a identificação da espécie, é importante procurar um profissional, para avaliar a necessidade e o método de controle adequado a ser utilizado para o controle da praga.

4. Coleta das amostras e envio para Identificação

As cochonilhas são coletadas de forma manual, com a utilização de um pincel de cerdas finas ou pinças, retirando das estruturas da planta apenas os maiores indivíduos, que são as fêmeas no estágio adulto. É importante realizar anotações em uma etiqueta das informações da amostra, como data e local de coleta (cidade/estado), posição sobre a planta hospedeira (raiz, caule, ramos, folhas, inflorescências, frutos), coordenadas geográficas, e se possível, fazer uma fotografia da colônia das cochonilhas sobre a planta, o que auxiliará no registro e identificação da espécie.

Os insetos coletados podem ser armazenados em frascos de 10 a 50 ml de plástico com boa vedação da tampa. Estes são preenchidos com álcool 70% etanol para fixação do inseto, sendo etiquetados com as informações da amostra, acondicionados em caixas, enroladas em plástico bolha ou papel para evitar a quebra

dos recipientes. Estes serão enviados, por correio, para especialistas que realizarão a correta identificação. Em caso de espécies crípticas (semelhantes externamente), como *Planococcus citri* e *Planococcus minor*, se possível, enviar uma amostra para um laboratório especializado em fazer análise do DNA de insetos, para identificação com base em caracteres moleculares. Para isso, as amostras devem ser armazenadas em frascos contendo álcool 95-100% etanol, em recipientes devidamente esterilizados.

4.1. Identificação das cochonilhas com base nos caracteres morfológicos

As cochonilhas são identificadas com base nos caracteres morfológicos macro e microscópico da fêmea adulta. Com base nos caracteres macroscópicos, é possível a identificação das famílias e, em geral, dos gêneros. A diferença macroscópica entre as espécies está relacionada ao formato e coloração do corpo; presença ou ausência de ovissaco; coloração e formato da distribuição da cera na superfície dorsal do corpo; número e formato dos filamentos de cera laterais marginais ao corpo; comprimento dos filamentos anteriores e posteriores em relação ao corpo; sulcos ou pontuações torácicas e abdominais com ausência de cera em partes do corpo (William & Granara de Willink 1992; Miller et al., 2014; Granara de Willink et al., 2010).

A nível específico, a identificação é realizada observando-se as estruturas microscópicas de importância taxonômica, principalmente das fêmeas adultas, específicas para cada família de cochonilha.

Na América do Sul, especialistas que poderão auxiliar na identificação das espécies das diferentes famílias de Cochonilhas são aqui mencionadas: **Argentina:** Dra. Lucía Claps (Diaspididae) e Dra. Maria Cristina Granara de Willink (UNT-Tucumán) (Pseudococcidae), **Brasil:** Dra. Ana Lucia Benfatti Gonzales Peronti, pesquisadora colaboradora na UNESP/SP (Coccidae), Dra. Vera Regina dos Santos Wolff do DDPA/SEAPDR - Porto Alegre/RG (Diaspididae), Dr. Ernesto Prado, pesquisador colaborador da EPAMIG Sul/EcoCentro/MG (Pseudococcidae). Dr. Vitor Cesar Pacheco da Silva, pesquisador colaborador na ULR-Montevideú (Pseudococcidae). **Colômbia:** Dr. Demian Takumasa Kondo, pesquisador da Agrosavia (Coccidae).

5. Cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil

No Brasil, 42 espécies de cochonilhas já foram registradas sobre plantas de café arábica, e destas 30 espécies para o estado de São Paulo, distribuídas nas famílias Coccidae (11), Cerococcidae (2), Diaspididae (5), Eriococcidae (1), Pseudococcidae (9) e Rhizoecidae (2) (Silva et al., 1968; Garcia Morales et al., 2016).

Entre as espécies de cochonilhas pragas de maior ocorrência no café arábica, nas principais regiões cafeeiras do país, destacam-se as dos gêneros *Coccus* sp. Linnaeus 1758 (Coccidae) sobre folhas e ramos (Granara De Willink, 2010), *Planococcus* sp. (Ferris 1950) (Pseudococcidae) associadas aos ramos, folhas, flores e frutos (Santa-Cecília; Souza, 2014), e *Dysmicoccus* sp. (Ferris 1950) (Pseudococcidae) com predomínio nas raízes (Granara De Willink, 2009; Fornazier et al., 2017).

O gênero *Coccus* sp. inclui 113 espécies distribuídas principalmente nas regiões Afrotropical e Neotropical. Destas, 11 espécies foram associadas ao café arábica no mundo, sendo sete no Brasil, principalmente no estado do Espírito Santo (Granara De Willink et al., 2010; Fornazier et al., 2017). No estado de São Paulo foram registradas associadas a café arábica: *Coccus viridis* (Green, 1889), *Coccus brasiliensis* (Fonseca, 1957), e *Coccus lizeri* (Fonseca, 1957) (Granara De Willink et al., 2010).

Dysmicoccus sp. é um gênero de origem Neotropical, que inclui 139 espécies descritas. Destas, oito foram associadas ao café arábica no mundo e, para o Brasil, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893), *Dysmicoccus gracilis* (Granara de Willink, 2009), *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913) e *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900). No estado de São Paulo, apenas *D. brevipes* e *D. texensis* foram relatadas em associação com café arábica (Silva et al., 1968; Santa-Cecília; Souza, 2014).

O gênero *Planococcus* sp. é originário da região Paleártica, tem 49 espécies descritas com sete espécies associadas ao café arábica (Garcia Morales et al., 2016). Destas *Planococcus citri* (Risso, 1813), *Planococcus halli* (Ezzat & McConnell, 1956), e *Planococcus minor* (Maskell, 1897), já foram observadas infestando plantas de café no Brasil (Fornazier et al., 2017).

O reconhecimento das principais espécies de cochonilhas associadas ao cafeeiro, nas principais regiões produtoras de café no Brasil, bem como a elaboração de listas das espécies revisadas e atualizadas, é essencial para o planejamento das táticas de manejo integrado de pragas, sendo um importante instrumento para o monitoramento e o controle, visando prevenir que estas sejam introduzidas em outros locais no país. Para tanto, o levantamento sistematizado é recomendado.

6. Espécies de cochonilhas associadas ao café arábica na Alta Mogiana

Entre as 16 espécies de cochonilhas registradas na região da Alta Mogiana, 8 espécies são da família Coccidae, 1 Diaspididae e 7 Pseudococcidae. Estas cochonilhas foram encontradas nos estádios fenológicos vegetativo e reprodutivo, se alimentando de diferentes estruturas da planta (Tabela 1).

Tabela 1. Espécies de cochonilhas associadas aos estádios fenológicos vegetativo e reprodutivo, nas estruturas as quais podem ser encontradas na planta, e o período de inspeção no café arábica na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil.

Cochonilhas Espécies/Família	Estádios Fenológicos	Estrutura da Planta	Período de Inspeção
Coccidae			
<i>Alecanochiton marquesi</i> Hempel, 1921	V e R	cm, f, rm, fr.	Agosto-Março
<i>Coccus alpinus</i> De Lotto, 1960;	V e R	rm, fr.	Agosto-Março
<i>Coccus brasiliensis</i> Fonseca, 1957	V e R	cm, rm, f, fr.	Agosto-Março
<i>Coccus celatus</i> De Lotto, 1960	V e R	rm, f	Agosto-Março
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889),	V e R	rm, f, fr	Janeiro- dezembro
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner,1861)	V e R	rm, f, fr	Agosto-Março
<i>Pulvinaria psidii</i> (Maskell,1893)	V e R	rm, f, fr	Agosto-Março
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker,1852),	V e R	ca, rm, f, fr	Agosto-Março
Diaspididae			
<i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (Green,1896)	V e R	f	Janeiro- Dezembro
Pseudococcidae			
<i>Dysmicoccus brevipes</i> (Cockerell,1893)	V e R	rm, fr	Agosto-Março
<i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley 1900)	V e R	r, cm, ra, ca	Janeiro- Dezembro
<i>Phenacoccus crassus</i> Granara de Willink, 1983	V e R	ca, fr	Agosto-Março

Tabela 1. Continuação...

<i>Phenacoccus solani</i> Ferris, 1918	V e R	rm, fr	Agosto-Março
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	V e R	r, ca, rm, ro, f, fl e fr.	Janeiro- Dezembro
<i>Pseudococcus cryptus</i> Hempel 1918	V e R	r, ca, rm	Agosto-Maio
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	V e R	ca, fr.	Agosto-Maio

Estádios Fenológicos: V- Vegetativo e R- Reprodutivo; Estruturas da Planta: r- raízes, e cm- caule de mudas; ra- raízes de planta adulta, ca- caule, ro- rosetas, rm- ramos, f- folhas, fl- flores, fr- frutos.

As cochonilhas *D. texensis*, *P. trilobitiformis*, *P. citri* e *C. brasiliensis* foram as espécies que mais infestaram plantas de café na região da Alta Mogiana Paulista. Sintomas visíveis, decorrentes da associação das cochonilhas sobre as plantas de café, foram verificados na ocorrência de *C. brasiliensis*, *C. viridis*, *D. texensis* e *P. citri*. Fumagina foi observada sobre frutos e folhas de plantas infestadas por *P. citri* e pelas duas espécies de *Coccus*, sendo a presença destas últimas observada também nos ramos. Outros sintomas relacionados a *P. citri* constatados foram secamento e queda das flores e frutos em formação do café.

A cochonilha *P. citri* pode ser encontrada nas diferentes partes da planta, como: raiz de mudas, sobre o caule, ramos, rosetas, na inflorescência, frutos na fase de chumbinho e frutos maduros (Figura 2), na região da Alta Mogiana.

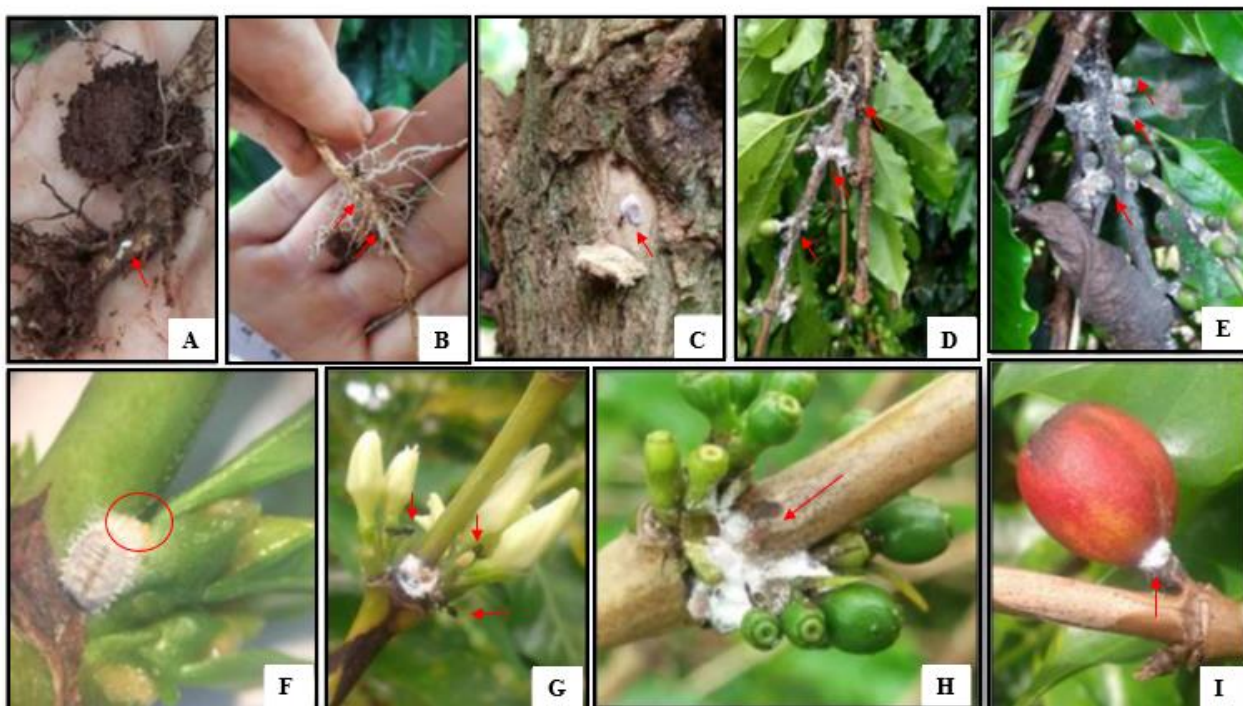


Figura 2. *Planococcus citri* (Risso,1813) **A-B.** Raízes de mudas; **C.** Cochonilha sob a casca do caule; **D e E.** Cochonilhas nas rosetas dos ramos plagiotrópicos; **F.** Cochonilha oviplenas sobre as gemas de formação da flor; **G.** Formigas associadas às cochonilhas sobre a inflorescência; **H.** Colônia de cochonilha na roseta na fase de chumbinho dos frutos; **I.** Cochonilha sobre o fruto maduro. (Fotos: Hágabo H. Paulo).

As cochonilhas-da-rosetas têm sido observadas desde a floração até a colheita dos frutos, entretanto estas foram também registradas nas raízes em períodos de seca. Em cafeeiros com alta infestação de *P. citri* causam à seca e queda dos botões florais e frutos, com prejuízos de até 100% da produtividade da lavoura (Santa-Cecília et al., 2014).

As plantas infestadas por *D. texensis*, no período de formação até os 3 anos de idade, apresentaram sintomas de amarelecimento das folhas (Fig. 3,5 e 6 A), tornando-se cloróticas, quedas de folhas e frutos, com secamento dos ramos plagiotrópicos da base para o ápice da planta (Fig. 5e 6 A), ocasionando a morte (Fig. 7A, B C) em alta infestação da praga.

A cochonilha da raiz do cafeeiro, *D. texensis* tem sido relatada infestando plantas de café arábica na região da Alta Mogiana Paulista. Esta inicialmente se instala no colo

e na raiz principal do café (Fig. 4 A e B), e, posteriormente dispersam para as raízes secundárias e terciárias, podendo formar grandes colônias, onde ocorre a formação de nodosidades, denominada de criptas (Fig.5 e 6 B, C) no interior das quais vivem os adultos e ninfas, sendo conhecida pelo cafeicultor como “pipocas ou mandioquinha” na raiz do café (Santa Cecilia et al. 2014, 2020).

Em coleta de campo, pode ser observado diferentes níveis de infestação da cochonilha na raiz, com baixa (menos que 20 cochonilhas), média (20-50) e alta infestação (acima de 50) sobre o colo e as raízes do cafeeiro (Fig. 4 A, B, C).

As estruturas de cripta de coloração amarelada se devem ao desenvolvimento de micélios do fungo *Phlebotus* sp. (Boletales: Boletinellaceae). As plantas infestadas com as cochonilhas na raiz apresentam dificuldade na absorção de água e nutrientes, devido a formação das criptas, causando amarelecimento e queda das folhas, definhamento e secas dos ramos, ocasionado à morte da planta (Fig. 7 A, B, C).



Figura 3. (A) Planta com folhas amareladas, decorrente das infestações da cochonilha da raiz (*Dysmicoccus texensis*), (B) Infestação das cochonilhas no colo do caule do café cultivar Obatã, sistema de manejo orgânico- Franca-SP. (Fotos: Hágabo H. P 2019).



Figura 4. (A) Baixa infestação da cochonilha da raiz (B) Média infestação (C) Alta infestação, com destaque à formação de criptas no sistema radicular, Franca-SP. (Fotos: Hágabo H. Paulo, 2018).

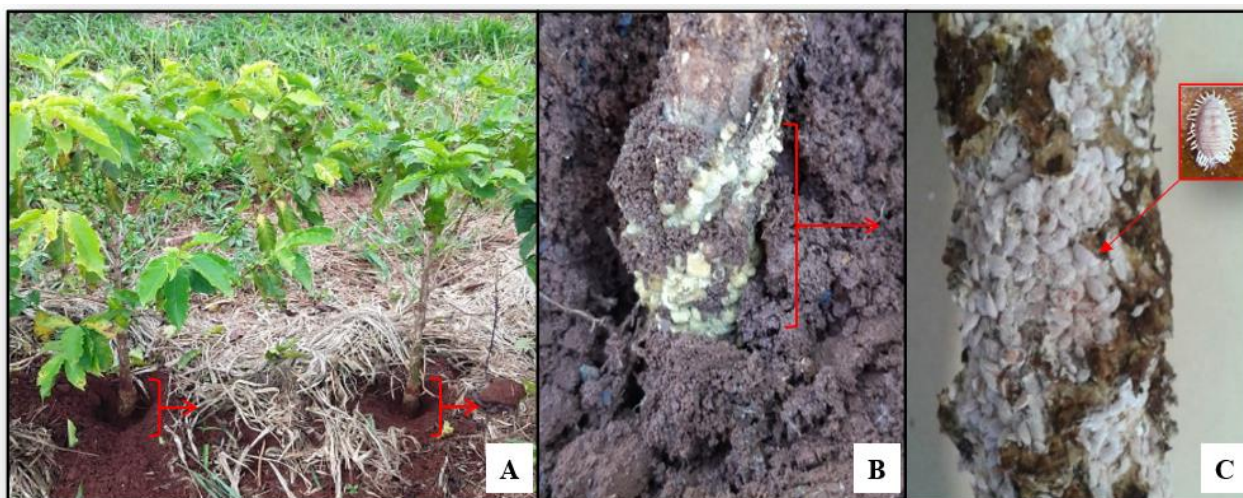


Figura 5. (A) Planta com folhas amareladas, com injúria da cochonilha da raiz (*Dysmicoccus texensis*), (B, C) Criptas, local de abrigo das cochonilhas na raiz, café cultivar Obatã, Franca-SP. (Fotos: Hágabo H. Paulo, 2019).

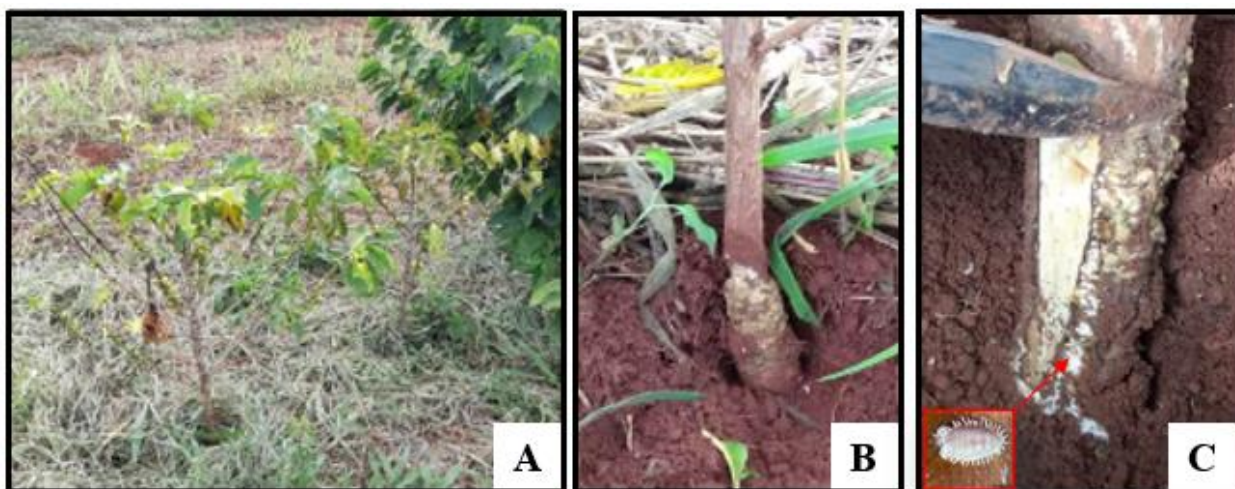


Figura 6. (A) Plantas com folhas amareladas, crescimento reduzido, com poucas folhas, e com aspecto desnutrido. (B e C) Colônias de cochonilhas (*D. texensis*) no interior das criptas no colo e na raiz do café, Franca-SP. (Fotos: Hágabo H. Paulo, 2019).

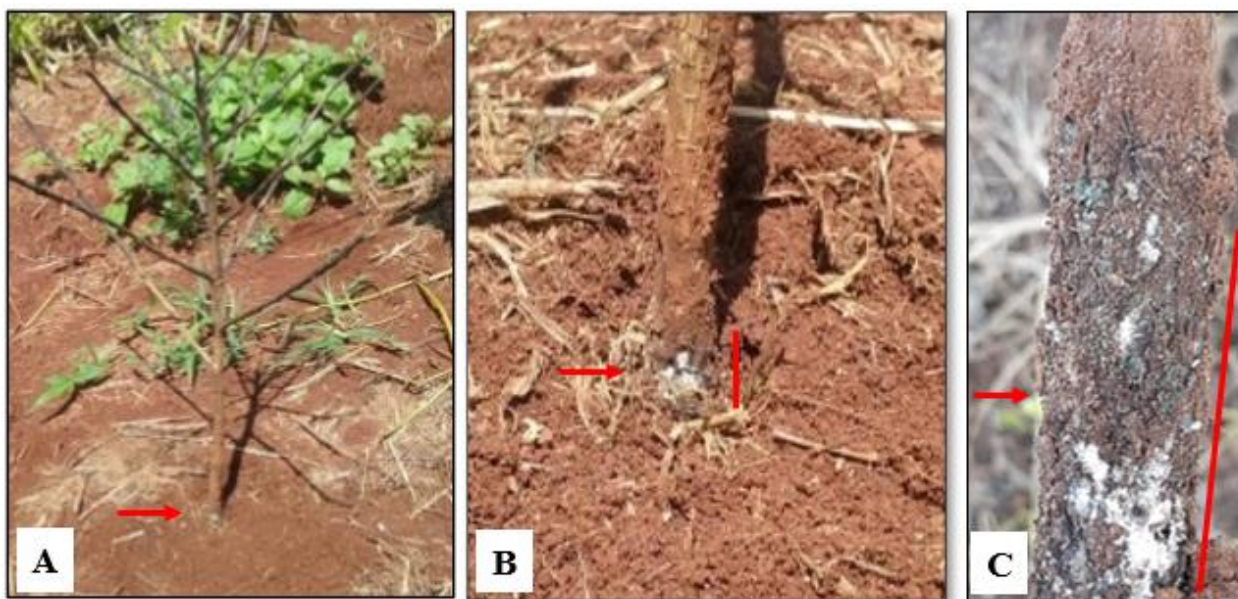


Figura 7. (A e B) Planta morta decorrente da alta incidência da cochonilha da raiz (*Dysmicoccus texensis*) e da ação do fungo que a protege (C) Sinais da colônia de cochonilhas das raízes no colo do caule, Franca-SP. (Fotos: Hágabo H. Paulo, 2019).

6.1. COCCIDAE

As cochonilhas da família Coccidae são reconhecidas facilmente por apresentarem uma estrutura em forma de losango na região posterior dorsal, formada por duas placas mais ou menos triangulares que correspondem às placas anais (Granara De Willink, 2010). A maioria das ninfas desta família são ovais e achatadas e, à medida que se desenvolvem, tornam-se altamente convexas, enquanto outras permanecem mais ou menos planas (ex. *Coccus* sp.). A coloração é bastante variável; medem, em geral, de 3 a 6 mm de comprimento, embora existam algumas muito pequenas com cerca de 1,5 mm e outras maiores, podendo chegar a 18 mm. O dorso é recoberto por uma carapaça de cera que pode variar em espessura, desde muito fina como nas espécies do gênero *Coccus*; a mais grossa e resistente como no gênero *Saissetia*, *Parasaissetia* e *Pulvinaria* (Hodgson, 1994; Miller et al. 2014).

6.1.2. *Alecanochiton marquesi* Hempel, 1921.

Nome comum: cochonilha escama de marques

É uma espécie polífaga de origem Neotropical, descrita a partir de exemplares coletados sobre *Coffea* sp. em Angatúba, estado de São Paulo, no Brasil, por Hempel (1921). Atualmente, encontra-se associada a sete famílias de plantas, distribuídas no estado de Minas Gerais e outros países da América do Sul e América Central (Silva et al., 1968; Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al., 2017; Dix Luna et al., 2018).

Características macroscópicas: O corpo da fêmea adulta é oval e convexo, de cor cinza ou creme claro nos indivíduos jovens, cinza, amarela ou marrom mais escuro em espécimes mais velhas; margem do corpo mais espessa e escura que o resto do dorso; Ovissaco ausente; ovos de cor rosado ou creme claro; superfície dorsal e marginal do corpo recoberta com pequenas partículas de ceras vítreas transparente e frágil; corpo com cerca de 2 mm comprimento; características que facilitam a identificação (Dix Luna et al., 2018).

Distribuição: Brasil, Colômbia, Costa Rica, Guiana Francesa, Porto Rico.

Plantas hospedeiras: *Alecanochiton marquesi* é uma espécie polífaga, tendo sido encontrada associada a 14 gêneros de sete famílias de plantas. Dentre estas Abiu, café arábica, caqui e sapotizeiro.

6.1.3. *Coccus alpinus* De Lotto, 1960 - Coccidae

Nome comum: cochonilha verde

É uma cochonilha polífaga, possui origem no continente Africano, sendo descrita a partir de exemplares coletados sobre *Coffea arabica* em Ruiru, no Kenya, África. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a sete gêneros de seis famílias de plantas, distribuídas nos estados da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais e São Paulo, e outros dez países no continente Africano (Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al., 2017).

Características macroscópicas: cochonilha verde escuro de formato oval e plana, suas ninfas são de cor verde e amarelo claro quando jovens. Esta espécie pode ser confundida em campo com outros coccídeos, dentre estes, *C. viridis* e *C. brasiliensis*.

Distribuição: Angola, Brasil, Congo, Eritreia, Etiópia, Kenya, Malásia, Tanzânia, Uganda, Zaire, Zimbábue.

Plantas hospedeiras: *Coccus alpinus* é uma espécie polífaga, que foi associada com oito espécies de plantas hospedeiras, dentre estas, limão, café arábica, café conilon e goiaba.

6.1.4. *Coccus brasiliensis* Fonseca, 1957 - Coccidae

Nome comum: cochonilha verde brasileira

É uma espécie monófaga de origem Neotropical, sendo registrada apenas no Brasil, coletada sobre *C. arabica* por Fonseca (1957) no município de Botucatu, estado de São Paulo (Granara de Willink et al. 2010; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: cochonilha verde escuro de formato oval e plana, suas ninfas são de cor verde claro quando jovens. Esta espécie pode ser confundida em campo com outros coccídeos, dentre estes, *C. africanus*, *C. viridis*, *C. alpinus* e *C. celatus*.

Distribuição: Brasil, no Triângulo Mineiro, e no estado de São Paulo.

Plantas hospedeiras: *C. brasiliensis* é associada apenas com café arábica.

6.1.5. *Coccus celatus* De Lotto, 1960 - Coccidae

Nome comum: cochonilha verde, cochonilha amarela avermelhada.

É uma cochonilha polífaga de origem Africana, sendo descrita a partir de exemplares coletados sobre *C. robusta* L. em Kampala, Uganda. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 17 gêneros de 10 famílias de plantas, estando estas distribuídas nos estados do Espírito Santo e Minas Gerais no Brasil, e outros 16 países (Granara de Willink et al. 2010; Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al., 2017).

Características macroscópicas: cochonilha verde de formato alongado, fase jovem amarelo verde claro; adultas coloração verde amarelado com pontos avermelhados na região central do corpo. Esta espécie pode ser confundida em campo com outros coccídeos, dentre estes, *C. alpinus*, *C. viridis* e *C. brasiliensis*.

Distribuição: Brasil, Brunei, Camarões, Costa Marfim, Ilha Christmas, Indonésia, Kenya, Laos, Malásia, Nova Guiné, Filipinas, Somália, Sudão, Tanzânia, Uganda, Vietnã, Zimbábue.

Plantas hospedeiras: *Coccus celatus* é associada a várias espécies de plantas hospedeiras cultivadas, como amendoim, café, citrus, goiaba e graviola, entre outras plantas silvestres, frutíferas e ornamentais.

6.1.6. *Coccus viridis* (Green, 1889) - Coccidae

Nome comum: cochonilha verde, cochonilha verde claro plana

A cochonilha verde, *C. viridis*, é uma espécie polífaga originária do continente africano, descrita a partir de exemplares coletados sobre plantas de café em Pundaluoya no Sri Lanka. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 149 gêneros de 63 famílias de plantas, presentes nos estados do Amapá, Amazonas, Pará, Bahia, Goiás, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo e Rio Grande do Sul no Brasil, e outros 92 países (Silva et al. 1968; Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: corpo verde claro pálido e brilhante de formato achatado, liso e ovalado; plano e ligeiramente convexo na vista lateral; muitas vezes transparente, normalmente com um padrão em forma de U ou V no meio do corpo formado por manchas pretas; é possível distinguir os olhos e o intestino como linhas escuras no corpo; não escurecendo com a idade; sem uma cobertura de cera visível; ovissaco ausente. Os ovos eclodem dentro do corpo da fêmea; tomam a coloração amarronzada depois de mortas. Possui de 2-5mm de comprimento (Miller et al., 2014).

Distribuição: *Coccus viridis* é registrada em 93 países, distribuída nas regiões da Ásia, África, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Coccus viridis* é associada a uma grande diversidade de espécies de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, cacau, café arábica, café robusta, limão, laranja, goiaba, graviola, entre outras plantas frutíferas, ornamentais e florestais.

6.1.7. *Parasaissetia nigra* (Nietner, 1861) – Coccidae

Nome comum: cochonilha escama negra, cochonilha preta

Parasaissetia nigra é uma espécie polífaga, originária do continente Africano, descrita a partir de exemplares coletados sobre plantas de café no Sri Lanka. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a mais de 265 gêneros de 96 famílias de plantas, estando presente nos estados de São Paulo, Goiás e Rio Grande do Sul no Brasil, e outros 128 países (Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al., 2017).

Características macroscópicas: corpo oval a alongado, carapaça de cor negra, ou às vezes, marrom muito escuro de forma elíptica e convexa; porém a coloração e a forma variam com o hospedeiro e a localização na planta, a cor do corpo pode variar de marrom-vermelho a preto, fase jovem geralmente amarelo translúcido, com manchas marrons ou avermelhadas, adultas sem cobertura de cera nítida, ovissaco ausente, ovos são colocados sob o corpo da fêmea, cochonilha adulta de cor preta. Possui de 3-4mm de comprimento (Miller et al., 2014; Santa-Cecilia et al. 2020).

Distribuição: *Parasaissetia nigra* é registrada em 129 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Parasaissetia nigra* é associada a uma grande diversidade de espécies de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, amendoim, abacaxi, banana, café arábica, café robusta, cacau, coco, limão, laranja, goiaba, manga e maracujá, entre outras plantas frutíferas, florestal e ornamental.

6.1.8. *Pulvinaria psidii* Maskell, 1893 - Coccidae

Nome comum: cochonilha de escudo verde

É uma espécie polífaga, com centro de origem desconhecida, que foi descrita a partir de exemplares coletados sobre *Psidium* sp. no Havaí. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 153 gêneros de 70 famílias de plantas, presente nos estados da Paraíba, São Paulo e Distrito Federal no Brasil, e outros 97 países (Silva et al., 1968; Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: cochonilha de cor verde amarelado nas ninfas, corpo de formato oval, conforme amadurecem muda de cor para verde escuro a marrom após a oviposição; com ceras brancas cobrindo o dorso no momento da oviposição; ovissaco onde fica os ovos e ninfas é produzido abaixo e atrás do corpo da fêmea, de cor branca formado por fios de cera podendo chegar a três vezes o tamanho do corpo. Possui de 2-4mm de comprimento (Miller et al., 2014).

Distribuição: *Pulvinaria psidii* é registrada em 98 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Pulvinaria psidii* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, café arábica, café robusta, limão, laranja, goiaba, tomate e manga, entre outras plantas silvestres, ornamentais, frutíferas e florestais.

6.1.9. *Saissetia coffeae* (Walker, 1852) – Coccidae

Nome comum: cochonilha marrom, cochonilha parda, cochonilha hemisférica

Saissetia coffeae é uma espécie polífaga, originária do continente Africano, descrita a partir de exemplares coletados no Sri Lanka. Atualmente, esta espécie

encontra-se associada a 308 gêneros de 109 famílias de plantas, presente nos estados do Amapá, Pará, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Rio Grande do Sul no Brasil, e outros 120 países (Silva et al., 1968; Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: Corpo das fêmeas adultas é geralmente esférico e globular de coloração marrom-claro ou castanho-escuro; corpo amarelo com áreas escuras nas fêmeas jovens, à medida que os espécimes amadurecem tornando-se castanhos claros; ninfas e fêmeas jovens possui áreas elevadas formando um "H" no dorso, desaparecendo nas fêmeas mais velhas; ovissaco ausente; corpo hemisférico com face dorsal lisa e brilhante, forma uma cavidade onde a fêmea faz oviposição. Possui de 2-4mm de comprimento (Miller et al., 2014).

Distribuição: *Saissetia coffeae* é registrada em 121 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Saissetia coffeae* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, café arábica, café robusta, caqui, cinamomo, eucalipto, laranja, limão, figueira, goiaba, graviola, manga, maracujá, picão preto, tomate e uva, entre outras plantas silvestres, ornamentais, frutíferas e florestais.

7. DIASPIDIDAE

As cochonilhas da família Diaspididae são conhecidas por “cochonilhas de escudo ou cochonilha de carapaça”, com apenas alguns milímetros de comprimento, estão entre os menores cocóideos conhecidos. São recobertos por um escudo formado por secreção cerosa, produzido pelo inseto, e uma ou duas exúvias sobrepostas (Miller; Davidson, 2005).

Os diaspidídeos fêmeas adultas não possuem pernas, são representadas por uma pequena área esclerotizada, as antenas são reduzidas a um tubérculo com um

artículo, e os últimos segmentos abdominais são fusionados formando a região do pigídio, no qual se localizam os lóbulos medianos e laterais ou glândulas no formato de espinhos. As ninfas e adultos se alimentam mediante sucção de seiva do floema. Porém, de acordo com Miller e Davidson (2005) estes se alimentam do conteúdo de qualquer célula invadida pelos estiletes. Diferente de outros cocóideos, os diaspidídeos não produzem honeydew, ou excretam pequena quantidade deste (Banks, 1990; Miller et al., 2014).

7.1. *Pseudaonidia trilobitiformis* (Green, 1896) – Diaspididae

Nome comum: cochonilha de carapaça ou cochonilha do cajueiro

Pseudaonidia trilobitiformis é uma espécie polífaga, com centro de origem desconhecida, que foi descrita a partir de exemplares coletados sobre folhas de árvore não identificadas em Punduloya, no Sri Lanka. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 111 gêneros de 47 famílias de plantas no mundo, presente em 11 estados no Brasil, e outros 77 países (Silva et al., 1968; Claps et al., 2001; Culik et al., 2008; Wolff et al., 2016; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: fêmeas adultas com carapaça semicircular (2-4 mm diâmetro) quando fixadas na região da nervura das folhas, com o lado adjacente a nervura central da folha achatado; carapaça de coloração castanho claro a marrom-claro; quando localizada nas áreas entre as nervuras, pode apresentar formato circular; o corpo exposto da fêmea é de coloração vermelho-vinho (Miller; Davidson, 2005; Miller et al., 2014).

Distribuição: *Pseudaonidia trilobitiformis* é registrada em 78 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Pseudaonidia trilobitiformis* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, café arábica, café robusta,

cacau, coco, caqui, laranja, limão, lichia, figueira, fruta pão, fruta do conde, goiaba, manga e maracujá, entre outras plantas silvestres, ornamentais, frutíferas e florestais.

8. PSEUDOCOCCIDAE

Estas cochonilhas são conhecidas como cochonilhas-farinhentas ou cochonilhas brancas, recebem esse nome devido a secreções pulverulentas ou cerosas brancas que cobrem todo ou parte do corpo do inseto. Em geral, medem de três a cinco milímetros de comprimento, possuem um número variável de cerários, onde são produzidos os filamentos de cera laterais. A fêmea tem um corpo alongado-oval de coloração rosada ou acinzentada, corpo segmentado, com pernas desenvolvidas, porém tendem a permanecer maior parte do seu ciclo de vida agrupadas se alimentando em locais protegidos nas plantas. Algumas espécies depositam os ovos envoltos em uma cera de filamentos finos algodinoso (Grazia et al., 2012; Santa Cecilia et al. 2007, 2014).

A disposição da cera sobre o dorso, número e espessura e tamanho dos filamentos laterais e do filamento caudal variam entre as espécies, permitindo a separação de gênero em nível macroscópico (Williams e Granara de Willink, 1992).

8.1. *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell, 1893) – Pseudococcidae

Nome comum: Cochonilha do abacaxi, pioho branco do abacaxi, cochonilha rosa do abacaxi

Dysmicoccus brevipes é uma espécie polífaga de origem Neotropical, descrita a partir de exemplares coletados sobre plantas de abacaxi em Kingston na Jamaica. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 153 gêneros de 64 famílias de plantas; sendo relacionada como transmissora de doenças virais para abacaxi, banana e coco; presente nos estados de Pernambuco, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Mato Grosso, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul no Brasil, e outros 124 países (Silva et al., 1968; Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: Corpo ovalado de cor rosa ou rosa laranja, pernas amareladas marrom; corpo coberto por fina camada de cera farinácea branca permitindo que a cor do corpo seja visível, sem áreas nuas no dorso; ovissaco dorsal ausente, alguns fios filamentosos no ventre; com 17 pares de filamentos de cera de cada lado do corpo visível, os pares posteriores mais longos, os filamentos anteriores mais curtos que os posteriores; corpo cerca de 3 mm de comprimento. Ovovivíparas, ovos rosado ou amarelo creme (Granara De Willink 2009; Miller et al., 2014, Mani e Shivaraju, 2016). Esta espécie pode ser confundida com outros pseudococcídeos em campo, dentre estes, *D. texensis*.

Distribuição: *Dysmicoccus brevipes* é registrada em 126 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Dysmicoccus brevipes* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, abacaxi, amendoim, café arábica, café robusta, cacau, coco, caqui, batata, banana, figo, laranja, limão, goiaba, graviola, manga, maracujá, mandioca, milho, romã, soja, tiririca, uva, entre outras plantas silvestres, ornamentais, frutíferas e florestais.

8.2. *Dysmicoccus texensis* (Tinsley, 1900) – Pseudococcidae

Nome comum: cochonilha-da-raiz do cafeeiro

Dysmicoccus texensis é uma espécie polífaga de origem Neotropical, descrita a partir de exemplares coletados sobre Acácia em San Diego no Texas (USA). Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 33 gêneros de 24 famílias de plantas; presente nos estados de Minas Gerais, Espírito Santo e São Paulo no Brasil, e outros 20 países (Silva et al., 1968; Wyckhuys et al., 2013; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: Corpo oval alongado; coloração rosada, corpo recoberto por secreção cerosa farinácea branca e finamente granulada; ovissaco ventral pode ser presente ou ausente; antena com 8 segmentos, 17 pares de filamentos de cera de cada lado ao redor do corpo, sendo os dois posteriores mais longos; espécie frequentemente encontrada entre o colo do caule e a raiz das plantas (Granara De Willink 2009; Miller et al., 2014).

Distribuição: *Dysmicoccus texensis* é registrada em 21 países, distribuída nas regiões da América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Dysmicoccus texensis* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras cultivadas, dentre estas, acácia, amendoeira da praia, café arábica, cacau, caqui, cedro, cajá, banana, goiaba, Ingá, laranja, limão, manga, mandioca, mastruço, morango, mutambo, plantago, entre outras plantas ornamentais, frutíferas e florestais.

8.3. *Phenacoccus crassus* Granara de Willink, 1983 – Pseudococcidae

Nome comum: cochonilha branca

Phenacoccus crassus é uma espécie polífaga de origem Neotropical, descrita a partir de exemplares coletados em *Flaveria bidentis* L. na Província de Tucuman na Argentina. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a *F. bidentis*, (*Asteraceae*), *Croton sarcopetalus* Mull. (*Euphorbiaceae*), e *Leonurus sibiricus* L. (*Laminaceae*), em Cordoba e Tucuman, na Argentina (Granara de Willink & Szumik 2007; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: coloração branca acinzentada de corpo oval alongado, com 17 pares de cerários ao redor da margem do corpo; corpo de cor cinza claro visível.

Distribuição: *Phenacoccus crassus* foi registrada nas cidades de Cordoba e Tucuman na Argentina. No Brasil, esta espécie foi coletada no município de Batatais no estado de São Paulo.

Plantas hospedeiras: *Phenacoccus crassus* encontra-se associada a *Flaveria bidentis* (Asteraceae), *Croton sarcopetalus* Mull. (Euphorbiaceae), e *Leonurus sibiricus* L. (Laminaceae) na Argentina, e com *C. arabica* (Rubiaceae), no estado de São Paulo, Brasil.

8.4. *Phenacoccus solani* Ferris, 1918 – Pseudococcidae

Nome comum: cochonilha das solanáceas

Phenacoccus solani é uma espécie polífaga de origem desconhecida, descrita a partir de exemplares coletados sobre *Hemizonia rudis* (Benth) na Califórnia (USA). Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 89 gêneros de 35 famílias de plantas; presente no estado de São Paulo no Brasil, e outros 41 países (Granara De Willink & Szumik 2007; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: cochonilha branca de corpo oval, ligeiramente arredondado na vista lateral, coloração do corpo variável de amarelo claro a marrom; pernas vermelhas; corpo coberto por cera branca farinhenta; alguns espécimes com crista de cera medial; com áreas nuas sub médias fracas no abdômen de alguns espécimes, essas áreas formando 1 par de linhas longitudinais no dorso; ovissaco ausente; com 18 pares de filamentos de cera laterais curtos, pares anteriores quebrados ou muito pequenos, finos, pares posteriores largos, mais longos, cerca de 1/8 ou menos do comprimento do corpo (Miller et al., 2014; Mani e Shivaraju, 2016).

Distribuição: *Phenacoccus solani* é registrada em 42 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Phenacoccus solani* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras, dentre estas, açafraão, amendoeira da praia, couve, cinamomo, café arábica, fumo, limão, tomate, manga, pimenta, uva, entre outras plantas ornamentais, frutíferas e florestais.

8.5. *Planococcus citri* (Risso 1813) - Pseudococcidae.

Nome comum: cochonilha dos citros, cochonilha da roseta, cochonilha algodão

Planococcus citri é uma espécie polífaga de origem Asiática, que foi descrita a partir de exemplares coletados sobre *citrus* sp. em Menton na França. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 240 gêneros de 91 famílias de plantas, sendo registrada nos estados de Pernambuco, Paraíba, Rondônia, Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul no Brasil, e outros 161 países (Silva et al. 1968; Wyckhuys et al., 2013; Santa-Cecilia & Souza 2014; Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al. 2017).

Características macroscópicas: cochonilha branca com corpo oval; coloração amarelo quando ninfas, rosa ou laranja-marrom quando adulta; pernas marrom-avermelhadas; corpo recoberto por uma secreção de cera branca, não espessa o suficiente para esconder a cor do corpo; ovissaco ventral pode ser duas vezes mais longo que o corpo, constituído por fios finos de cera enovelados; depressão longitudinal discreta na região central do dorso; com 18 pares de filamentos de cera laterais curtos, filamentos anteriores pequenos, com cerca de 1/8 do comprimento do corpo, par posterior ligeiramente mais longo. Ovíparos, ovos amarelos (Miller et al., 2014; Mani e Shivaraju, 2016).

As cochonilhas *P. citri* apresentam caracteres morfológicos (macro e microscópicos) semelhantes a *P. minor*, sendo consideradas espécies crípticas, necessitando envio de amostras para especialistas realizarem a análise molecular para correta identificação.

Distribuição: *Planococcus citri* é registrada em 162 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Planococcus citri* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras, dentre estas, abacaxi, abóbora, amendoim, batata, banana, arroz, café arábica, café robusta, cacau, caqui, couve, figo, fumo, graviola, laranja, limão, tomate, manga, mamão, maracujá, pimenta, picão preto, rosa, soja, uva, entre outras plantas ornamentais, frutíferas e florestais.

8.6. *Pseudococcus cryptus* (Hempel, 1918) – Pseudococcidae

Nome comum: cochonilha críptica

Pseudococcus cryptus é uma espécie polífaga de origem Asiática, descrita a partir de exemplares coletados em raiz de café no município de Penápolis, estado de São Paulo, Brasil. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 45 gêneros de 77 famílias de plantas; é registrada nos estados de Minas Gerais, Espírito Santo e São Paulo no Brasil, e outros 42 países (Silva et al. 1968; Wyckhuys et al., 2013; Santa-Cecilia & Souza 2014; Garcia Morales et al., 2016; Fornazier et al. 2017).

Características macroscópicas: corpo oval, ligeiramente arredondado na vista lateral; amarelo e cinza claro; o conteúdo corporal esmagado é amarelo esverdeado; cera farinhenta cobrindo o corpo, geralmente espessa o suficiente para esconder a cor do corpo, exceto nas linhas intersegmentos; sem linhas longitudinais no dorso; ovissaco ventral; com 17 filamentos de cera laterais, tornando-se progressivamente mais compridos posteriormente, par anterior com cerca de 1/4 da largura do corpo, reto ou ligeiramente curvado distalmente, espesso, par posterior mais comprido, variando de 3/4 a 1 vez do comprimento do corpo. Ovíparos, ovos amarelos claros (Miller et al., 2014).

Distribuição: *Pseudococcus cryptus* é registrada em 43 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Pseudococcus cryptus* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras, dentre estas, abacate, banana, café arábica, coco, limão, laranja, fruta pão, goiaba, graviola, hibisco, maracujá silvestre, manga, nêspira, seringueira, romã, soja, tamarindo, uva, entre outras plantas ornamentais, frutíferas e florestais.

8.7. *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) - Pseudococcidae

Nome comum: cochonilha branca de cauda longa, cochonilha de cauda longa

Pseudococcus longispinus é uma espécie polífaga de origem Australiana, descrita a partir de exemplares coletados em *Cycas revoluta* Thunb., na cidade de Florence, na Itália. Atualmente, esta espécie encontra-se associada a 204 gêneros de 96 famílias de plantas; é registrada nos estados de Minas Gerais, Espírito Santo, São Paulo e Santa Catarina no Brasil, e outros 114 países (Silva et al. 1968; Wyckhuys et al., 2013; Santa-Cecilia & Souza 2014; Garcia Morales et al., 2016).

Características macroscópicas: As cochonilhas fêmeas adultas apresentam o corpo ovalado, coloração do corpo variável de amarelo claro a cinza, ou rosa claro; cera farinhenta branca cobrindo o corpo, fina o suficiente para que a cor do corpo fique visível; ovissaco ausente, às vezes com alguns fios cerosos sob o corpo; Ovíparos, os ovos são amarelos; com 17 pares de filamentos de cera laterais ao redor do corpo, sendo os 2 filamentos da cauda tão ou mais longos que o comprimento do corpo, característica que permite sua pronta identificação (Souza et al., 2008; Miller et al., 2014).

Distribuição: *Pseudococcus longispinus* é registrada em 115 países, distribuída nas regiões da África, Ásia, Europa, América do Norte, América Central e América do Sul.

Plantas hospedeiras: *Pseudococcus longispinus* é associada a uma grande diversidade de plantas hospedeiras, dentre estas, abacaxi, abacate, acácia, banana, batata, café arábica, café robusta, cacau, coco, cica, eucalipto, figo, goiaba, graviola, jacarandá, limão, laranja, macadâmia, pimenta do reino, uva, entre outras plantas ornamentais, frutíferas e florestais.

Chave de identificação para os gêneros das espécies de cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana, com base em caracteres macroscópicos das fêmeas adultas.

1. Inseto recoberto por escudo não aderido ao corpo (**Diaspididae**). Escudos femininos circulares ou subcirculares, ligeiramente convexos, com exúvias subcentrais ou centrais (Fig.8 A)***Pseudaonidia*** Cockerell 1897
 - Cobertura cerosa aderida ao corpo do inseto, sem exúvia aparente.....2
2. Corpo recoberto por carapaça de cera geralmente convexa, variando em sua espessura e coloração.....(**Coccidae**)...3
 - Corpo recoberto por cera pulverulenta, geralmente de coloração branca.....(**Pseudococcidae**)...7
3. Com ovissaco branco secretado por baixo da superfície corporal (Fig.8 B)***Pulvinaria*** Targioni Tozzetti 1866
 - Ovissaco ausente.....4.
4. Corpo oval, plano ou ligeiramente convexo; de coloração verde a castanho com manchas castanho escuras, em geral translúcidas podendo ser observado os túbulos de Malpighi por transparência (Fig.8 C)***Coccus*** Linnaeus 1758
 - Corpo oval e convexo.....5
5. Corpo da fêmea adulto cinza esbranquiçado em indivíduos jovens e cinza mais escuro em espécimes mais velhos. Superfície dorsal coberta com pequenas partículas

de um material transparente, que também forma uma franja ao redor da margem (Fig.8

D)**Alecanochiton** Hempel 1921

- Cobertura cerosa da fêmea com partículas de material transparente ausentes.....6

6. Cobertura cerosa preto brilhante, podendo variar conforme o tipo e localização do hospedeiro. Nas fêmeas jovens a cera pode ser amarelada e translúcida, ocasionalmente com manchas marrons ou vermelhas (Fig.8 E)

.....**Parasaissetia** Takahashi 1955

- Cobertura cerosa oval, fortemente convexa e geralmente de coloração marrom brilhante (Fig.8 F)**Saissetia** Deplanche 1859

7. Com áreas desprovidas de cera no dorso, e com 18 pares de filamentos laterais.....8

- Corpo todo recoberto por cera, e com 17 pares de pares de filamentos laterais.....9

8. Com uma depressão longitudinal no dorso (Fig.8 G)**Planococcus** Ferris 1950

- Com pequenas ausências de cera areoladas sob o dorso, e aos pares (Fig.8 H)**Phenacoccus** Cockerell 1893

9. Filamento caudal nitidamente mais longo que os filamentos marginais (Fig.8 I)

.....**Pseudococcus** Westwood 1840

- Filamentos laterais e caudal curtos, de comprimento aproximados (Fig.8 J)

.....**Dysmicoccus** Ferris 1950

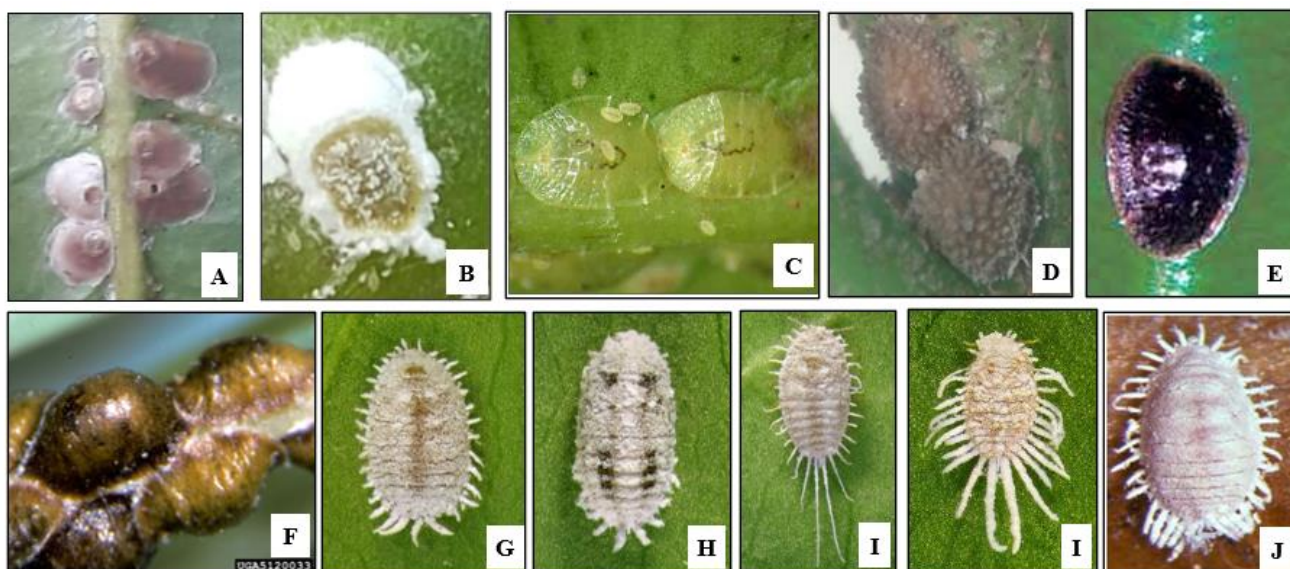


Figura 8. A. *Pseudaulonia* B. *Pulvinaria* C. *Coccus* D. *Alecanochiton* E. *Parasaissetia* F. *Saissetia* G. *Planococcus* H. *Phenacoccus* I. *Pseudococcus* J. *Dysmicoccus*. Fotos. A e B- H.H. Paulo, C- Hamon & J. Lotz, D- H.H. Paulo, E- R. J. Gill, F- USDA, G, H e I- Dreamstime.com-ID131813068, J- UGA 5119040.

9. Mapa da distribuição das espécies de cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil.

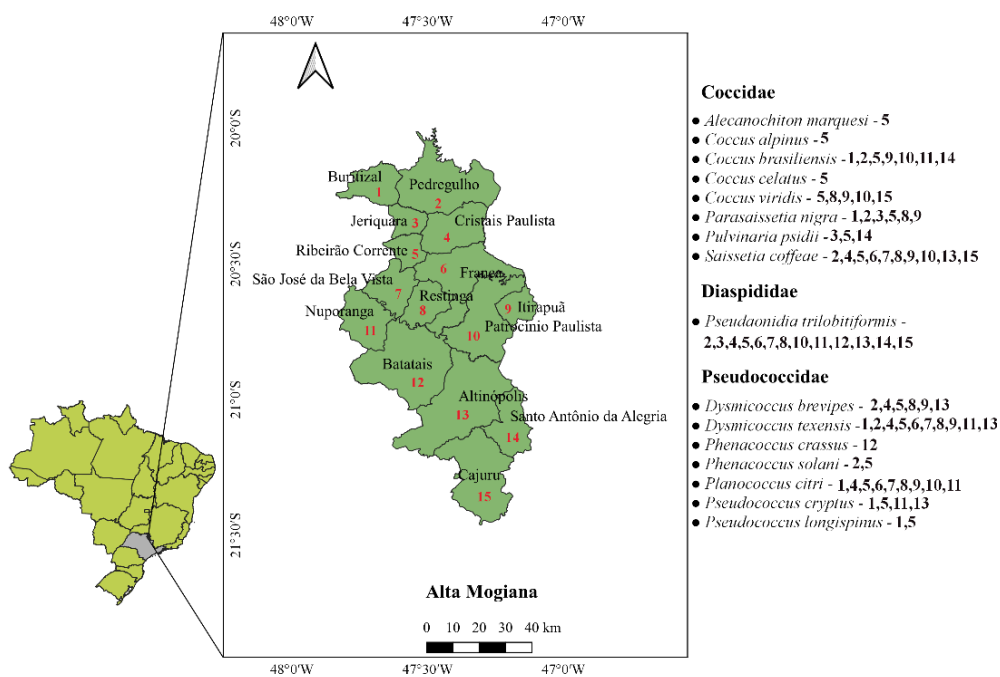


Figura 9. Espécies de cochonilhas associadas ao café arábica, obtidas em 15 municípios da região da Alta Mogiana, no estado de São Paulo, Brasil.

10. Práticas de manejo para evitar infestação de cochonilhas

A utilização de algumas práticas de manejo (compilado de informações bibliográficas) (Fernandes et al. 2009; Fornazier, 2016; Mani e Shivaraju, 2016; Martinelli et al., 2018; Santa-Cecília et al., 2014, 2020) que poderão auxiliar para evitar a disseminação e a proliferação das cochonilhas são:

- Utilização de mudas saudáveis com registro fitossanitário;
- Adubação equilibrada das plantas, evitando excesso de Nitrogênio nas adubações;
- Inspeção periódica ou eliminação de plantas daninhas (picão preto, mastruço, capim amargoso etc.), e culturas intercalares (abóboras/morangas etc.) hospedeiras de cochonilhas;
- Planejamento do espaçamento das linhas de plantio, evitando o adensamento e a propiciação de microclima favorável às cochonilhas;
- Realizar a prática da desbrota a cada 45-60 dias para eliminação das brotações novas no tronco (ramo ortotrópico), propiciando a entrada de luz e a circulação do vento dentro da planta;
- Adoção de práticas culturais que favorecem a manutenção dos inimigos naturais.

11. Controle Químico

Recomenda-se consultar um profissional habilitado, técnico Agrícola ou Engenheiro Agrônomo para emissão do Receituário Agrônomo, descrevendo a recomendação da utilização do inseticida registrado no Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (Agrofit) do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle de cada espécie das cochonilhas no café.

12. As formigas e as cochonilhas

As formigas doceiras (Fig. 8 A e B) apresentam uma relação mutualística com as cochonilhas. Estas formigas alimentam-se do *honeydew* excretado pelas cochonilhas, as quais, protegem as cochonilhas da ação de inimigos naturais, transporta (forese) as ninfas para outras partes da planta ou novos hospedeiros, o que pode favorecer o aumento da densidade populacional das cochonilhas, com consequente aumento da infestação, ocasionando perdas na produção (Mani e Shivaraju, 2016; Pacheco da Silva et al. 2016).



Figura 8 . Formigas associadas às cochonilhas na roseta da gema floral (A), e na inflorescência (B) de plantas de café arábica . Fotos (Hagabo H. Paulo)

O controle das formigas contribui para a ação dos agentes de controle biológico sobre as cochonilhas. A utilização de inseticidas aplicados ao redor do tronco do cafeeiro é indicada para o controle das formigas, deixando desprotegidas as cochonilhas para ação dos inimigos naturais. A aplicação de inseticida químico sistêmico quando necessário é indicado via *drench*, no colo do cafeeiro, visando preservar os inimigos naturais (Fornazier 2016; Santa-Cecilia et al. 2007, 2020).

13. Fatores que favorecem a proliferação e a disseminação das cochonilhas

As informações aqui relatadas fazem parte de um compilado bibliográfico sobre os principais fatores que favorecem a dispersão e a multiplicação das cochonilhas nas plantas hospedeiras. (Fernandes et al. 2009; Coutinho 2016; Pacheco da silva 2016, Fornazier, 2016; Mani e Shivaraju, 2016; Martinelli et al., 2018; Santa-Cecília et al., 2014, 2020).

1. Adubação nitrogenada em excesso, favorece as plantas ficarem mais vigorosas, com excesso de brotações e folhas, reduzem a iluminação e a aeração, favorecendo o abrigo das cochonilhas e bloqueando ação dos produtos usados para o controle.
2. Falta de monitoramento das cochonilhas pragas na lavoura.
3. Eliminação dos inimigos naturais (insetos e fungos) pelo excesso de aplicações de inseticidas/fungicidas, pelo uso de produtos não seletivos, com destaque para os piretróides.
4. Presença de espécies de formigas que se associam às cochonilhas, disseminando e protegendo contra a ação dos inimigos naturais.
5. Plantios de mudas em sistema de dobra ou “com dobra” (plantio de uma nova linha no meio de duas com cafeeiros adultos). Nas regiões onde essa prática cultural é adotada, a cochonilha da raiz do cafeeiro que tem sido relatada torna-se grande problema, quando não é efetuado um controle eficiente.
6. Plantas daninhas hospedeiras de espécies de cochonilhas consideradas pragas do café (plantas de caruru, buva, picão preto, tiririca, capim amargoso etc.).
7. Mudas de café oriundas de frutos da safra passada embaixo da copa do cafeeiro em produção, favorecem a multiplicação de cochonilhas.
8. Doses subletais de inseticidas podem aumentar a fecundidade das cochonilhas, aumentando sua população.

9. Populações de cochonilhas resistentes a um ingrediente ativo ou grupo químico dos produtos inseticidas utilizados constantes na lavoura de café.

14. Considerações Finais

As informações apresentadas neste Boletim Técnico das espécies de cochonilhas associadas ao café arábica na região da Alta Mogiana Paulista contribui para o reconhecimento e a identificação das espécies para todos os profissionais que trabalham com a cultura do café.

O conhecimento gerado poderá contribuir para a tomada de decisão das principais táticas de controle das cochonilhas que ocorrem nas lavouras cafeeiras da região da Alta Mogiana Paulista, além de propiciar um planejamento do manejo integrado de pragas do café, para que possam manejar a paisagem agrícola, obtendo maior produtividade e retorno econômico da cafeicultura.

Agradecimento

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo suporte financeiro para a pesquisa (Processo nº 2018/07260-1).

Aos cafeicultores da região da Alta Mogiana Paulista, pelo apoio em relação a permissão das propriedades de café arábica para a instalação e condução da pesquisa.

Ao graduando Christian Freire Cardoso pelo auxílio nas coletas em campo.

15. Bibliografia Consultada

AGROFIT (2021) Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento: Coordenação Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 27 jan. 2021.

AMSC - Alta Mogiana Speciality Coffee (2019). **A região da Alta Mogiana**. Franca,

2019. Disponível em: <<http://www.amsc.com.br/>>. Acesso em 12 nov. 2019.

BANKS HJ (1990) **Armored Scale Insects, Their Biology, Natural Enemies and Control**. Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle Elsevier Amsterdam, The Netherlands, 384 p.

BSCA (2020) **Cafés Especiais do Brasil**. Alta Mogiana: descrição. Disponível em: <<http://brazilcoffeenation.com.br/region/show/id/5>>. Acesso em: 17 fev. 2021.

Caballero A, Amalia Ramos-Portilla A, Nancy G, Z, Benavides P (2018) Insectos escama (Hemiptera: Coccothorax) en raíces de café de Norte de Santander y Valle del Cauca, Colombia y descripción de una nueva especie. **Revista Colombiana de Entomología** 44:120-128.

CECAFE (2020) Conselho dos exportadores de café do Brasil. **Relatório mensal dezembro de 2020**. Disponível em: <<http://www.cecafe.com.br>>. Acesso em: 03 de Mar. 2021.

Coutinho DC (2010) **Fatores determinantes do ataque de *Coccus viridis* ao cafeeiro**. 2010. 38 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG.

CONAB – Companhia Nacional De Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira: café. Brasília, DF, jan. 2020. 93 p. Safra 2019, quarto levantamento, v. 4, n. 1. Disponível em: <http://www.conab.gov.br>. Acesso 11 fev. 2021.

Dix-Luna OJ, Montes-Rodríguez JM, Kulikowski AJ, Kondo T (2018) *Alecanochiton marquesi* (Hemiptera: Coccothorax: Coccidae), a new record for Colombia and Costa Rica, and description of its first-instar nymph. **Caldasia** 40: 246-254.

Fernandes FL, Picanço MC, Fernandes ME, Galdino TV, Tomaz AC (2009) Perdas causadas por *Coccus viridis* (Hemiptera: Coccidae) em mudas de *Coffea arabica* L. **EntomoBrasilis** 2:49-53.

Fornazier MJ (2016) **Bioecologia, dano e controle de *Planococcus Citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) em *Coffea Canephora* Pierre Ex Froehner (Rubiaceae)**. 2016. 91 f. Tese (Doutorado em Entomologia), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

Fornazier MJ, Martins DS, Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira PSF, Zanuncio JC (2017) Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) associated with arabica coffee and geographical distribution in the neotropical region. **Annals of the Brazilian Academy of Sciences**. Rio de Janeiro, v. 89, n. 4, p. 3083-3092.

García Morales M, Denno BD, Miller DR, Miller GL, Ben-Dov Y, Hardy NB. (2016). *ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics*. Database, New York, p. 1-5. Doi: 10.1093/database/bav118. Disponível em: <http://scalenet.info>. Acessado em:11/01/2021

Granara De Willink MC (2009) *Dysmicoccus* de la región neotropical (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** v.68, p.11-95.

Granara De Willink MC, Pirovani VD, Ferreira PS (2010) Las Especies de *Coccus* que afectan *Coffea arabica* en Brasil (Coccoidea: Coccidae) y redescription de dos especies. **Neotropical Entomology** v. 39, p. 391-399.

Granara De Willink MC, Szumik C (2007) Phenacoccinae de Centro y Sudamérica (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae): Sistemática y Filogenia. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v.66, p. 29-129.

Grazia J, Cavichioli RR, Wolff VRS, Fernandes JAM, Takiya D (2012) Hemíptera. 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, p. 347–405.

Gullan PJ, Martin JH (2003) Sternorrhyncha (jumping plant-lice, whiteflies, aphids and scale insects). In: Resh VH, Carde RT (eds) Encyclopedias of insects. Academic Press, Amsterdam, pp 1079–1089

Hodgson CJ (1994) **The scale insect family Coccidae: an identification manual to genera**. Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle CAB International Wallingford, Oxon, UK, 639 p.

Mani M, Shivaraju C (2016) **Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops** New Delhi: Springer. p.647.

Martinelli NM, Peront ALBG, Paulo HH, Andrade SC, Cruz MA, Siqueira MA, Monteiro GG (2018) Cenário da Cafeicultura na região Sudeste no Manejo de Insetos Pragas. In: Castilho, RC; Truzzi, CC; Pinto, CPG. (Org.). **Tópicos em Entomologia Agrícola XII**. 1ed. Jaboticabal/SP: Multipress Ltda. v. 1, p. 201-222.

Miller DR, Rung A, Parikh G, Venable G, Redford AJ, Evans GA, Gill RJ (2014). **Scale Insects, Edition 2**. USDA APHIS Identification Technology Program (ITP). Fort Collins, CO. Disponível em: http://idtools.org/id/scales/factsheet_index.php. Acesso em: 11/01/2021.

Miller DR, Davidson JA (2005) In: **Armored scale insect pests: of trees and shrubs**. Ithaca, NY: Cornell Univ. Press, 2005. 442p.

OIC (2020) International Coffee Organization. **Monthly export statistics 2020**. Disponível em: <<http://www.ico.org/prices/po-production.pdf>>. Acesso em: 12 de jan.2021.

Pacheco Da Silva VC, Botton M, Prado E, Oliveira JEM (2016) Bioecologia monitoramento e controle de cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 20p. (Circular Técnica 125).

Reis PR, Souza JC, Santa-Cecília LVC, Silva RA, Zacarias MS (2010) Manejo integrado de pragas do cafeeiro. In: Reis, P. R.; Cunha, R. L. (Ed.). Café arábica: do plantio a colheita. Lavras, MG: Epamig. p. 573-688.

Santa-Cecília LVC, Souza B (2014) Cochonilhas-farinhas de maior ocorrência em cafeeiros no Brasil. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 35, n. 280, p. 45-54.

Santa-Cecília LVC, Prado E, Souza B, Silva KH (2020) **Cochonilhas do cafeeiro no Brasil e seus inimigos naturais: uma síntese**. Belo Horizonte: EPAMIG, 72p.

Silva AG de A, Gonçalves CR, Galvão DM, Gonçalves AJL, Gomes J, Silva M do N, Simoni L (1968) **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil**: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, part.2, t.1. 622 p.

Souza B, Santa-Cecília LVC, Prado E, Souza JC (2008). Cochonilhas-farinhas (Hemiptera: Pseudococcidae) em cafeeiros (*Coffea arabica* L.) em Minas Gerais. **Coffee Science**, v.3, p.104-107, 2008.

Williams DJ, Granara de Willink MC (1992) **Mealybugs of Central and South America**. CAB International London, England 635 pp.

Wyckhuys KAG, Kondo T, Herrera BV, Miller DR, Naranjo N, Hyman G (2013) Chapter 21. Invasion of exotic arthropods in South America's biodiversity hotspots and agro-production systems. In: Peña, JE (Ed). **Potential Invasive pests of agricultural crops**. CAB International: Wallingford, UK. p .464

CAPÍTULO 6 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

A região da Alta Mogiana concentra, atualmente, os principais produtores de café arábica do estado de São Paulo, que produzem cafés especiais, sendo grande parte destinado à sua exportação. Desta forma, a demanda cada vez maior por sistemas sustentáveis de cultivo requer um conhecimento das pragas associadas à cultura e de seus inimigos naturais. As cochonilhas estão entre as principais pragas associadas às plantas de café, reduzindo sua produtividade principalmente devido algumas espécies infestarem flores e frutos, bem como o sistema radicular. Na presente tese, foi realizado um levantamento das espécies de cochonilhas, e seus inimigos naturais associados ao café arábica, nos sistemas de manejo convencional, orgânico e agroflorestal nesta região cafeeira, concluindo-se que:

O complexo de espécies inventariadas difere da lista obtida até 1970, comprovando que a dinâmica do conjunto de espécies que ocorre em determinada região de cultivo pode variar ao longo do tempo.

Associadas às plantas de café arábica na região da Alta Mogiana, entre junho de 2018 e outubro de 2020, as espécies predominantes e causadoras de injúrias mais significativas foram: *Coccus brasiliensis*, *Coccus viridis*, *Dysmicoccus texensis* e *Planococcus citri*. *Coccus brasiliensis*, *C. viridis* e *P. citri* associadas às folhas e frutos das plantas de café arábica sob manejo convencional, e *D. texensis* nas raízes das plantas sob manejo orgânico e convencional, afetando o desenvolvimento das plantas, principalmente no verão.

No estudo da sazonalidade, as cochonilhas *Alecanochiton marquesi*, *C. brasiliensis*, *Saissetia coffeae*, *Pseudaonidia trilobitiformis*, *Dysmicoccus brevipes*, *D. texensis* e *P. citri* foram associadas às plantas em todas as estações do ano. No entanto, nenhuma das espécies ocasionaram injúrias às plantas de café na Fazenda Bela Época, provavelmente devido ao manejo da cultura e da paisagem agrícola.

Embora tenha sido maior a diversidade de espécies de cochonilhas encontradas nos sistemas de manejo agroflorestal e orgânico, seguido do convencional, o nível de

infestação foi menor na Fazenda Bela Época, quando comparado ao manejo convencional de outros pontos amostrais dos municípios da região. Isto provavelmente está relacionado a outros fatores, como idade das plantas; roçada constante com eliminação de plântulas e mudas de café, que frequentemente hospedam estes insetos; práticas da desbrotas, e da varrição, a qual consiste na retirada dos frutos caídos embaixo da copa das plantas adultas; tipo do solo argiloso; adição de material orgânico como fonte de adubação, aumentando a biodiversidade de microrganismo no solo, dentre eles os fungos entomopatogênicos e as bactérias; entre outras práticas de manejo da lavoura.

Este estudo contribuiu para o registro de cinco novas ocorrências de cochonilhas associadas ao café arábica no estado de São Paulo, e atualização para 42 espécies de cochonilhas associadas ao café arábica no Brasil, bem como novos relatos da localização destas espécies nas estruturas das plantas de café, nas diferentes estações do ano, nos três sistemas de manejo. Estas informações são essenciais para a realização da inspeção das plantas nas lavouras, e fundamental para o monitoramento de cochonilhas na cafeicultura. Além disso, o conhecimento sobre as espécies presentes em uma região são fundamentais para evitar a disseminação para regiões onde estas são ausentes, além de contribuir para o planejamento do controle, seja com uso de inimigos naturais no controle biológico, bem como na determinação do inseticida específico para o manejo.

O primeiro registro de *P. citri* obtido sobre *Coffea arabica* e *Citrus sinensis*, foi confirmado através da identificação por meio da análise molecular no Brasil. Esta espécie, *P. citri* é considerada uma praga de grande importância econômica para muitas culturas agrícolas, dentre citros, café, uva entre outras plantas frutíferas e ornamentais no país. *Planococcus citri* é uma espécie críptica com *P. minor*, sendo muitas vezes identificadas erroneamente através dos caracteres morfológicos, sendo essencial a análise molecular para a correta identificação.

O registro das 33 espécies de inimigos naturais, sendo 22 espécies de parasitoides e 11 espécies de predadores, associados a 13 espécies de cochonilhas, com 41 e 20 associações de espécies de parasitoides e predadores, sendo 25 e 13

novos registros com as espécies das cochonilhas, obtidos nos sistemas de manejo agroflorestal, convencional e orgânico do café arábica, na região da Alta Mogiana, contribuiu para o conhecimento das interações das espécies dos inimigos naturais das cochonilhas na região, colaborando com o planejamento do uso de agentes de controle biológico essenciais para embasar futuros programas de manejo integrado das cochonilhas pragas na cafeicultura.

Diante do número de espécies de cochonilhas associadas ao café arábica e da ausência de informações atualizadas para este estado, a publicação do boletim técnico abordando as características gerais das cochonilhas, inspeção e monitoramento, coleta e envio para identificação, práticas de manejo para evitar a infestação por cochonilhas, as principais espécies coletadas na região da Alta Mogiana, estádios fenológicos e as estruturas das plantas as quais podem ser encontradas, bem como uma chave de identificação com base nos caracteres macroscópicos para os gêneros das cochonilhas relacionadas, auxiliará na identificação em campo pelos profissionais envolvidos com a pesquisa e o manejo do café arábica.

Além dos inventários frequentes das espécies de cochonilhas e seus inimigos naturais na cafeicultura, e outras culturas agrícolas em diferentes regiões, é preciso realizar estudos com identificação através da análise molecular das cochonilhas em diferentes regiões do país e cultivos, para se averiguar a distribuição e eventuais erros, relacionados a identificação e associação com as plantas hospedeiras e seus inimigos naturais. Além de estudos complementares para o entendimento da bioecologia das espécies, potencial de predação e parasitismo destes inimigos naturais, viabilidade de utilização destes agentes para futuros programas de controle biológico das espécies pragas de cochonilhas associadas às plantas cultivadas.